

SITUACION DE LA MOSCA BLANCA Bemisia tabaci (Gennadius)
[HOMOPTERA: ALEYRODIDAE], PARASITOIDES DE Diaphania spp.
[LEPIDOPTERA: PYRALIDAE] Y ESTIMACION DE PERDIDAS EN EL
MELON DE EXPORTACION DE NICARAGUA

BIBLIOTECA WILSON FORENOR
ESCUELA AGRICOLA PANAMERICANA
APARTADO 89
TAMUCIGALPA HONDURAS

Por

Pablo José Jirón Espinal

Tesis presentada a la
Escuela Agrícola Panamericana
para optar al título de
Ingeniero Agrónomo

El Zamorano, Honduras

Diciembre, 1994

SITUACION DE LA MOSCA BLANCA Bemisia tabaci (Gennadius)
[HOMOPTERA: ALEYRODIDAE], PARASITOIDES DE Diaphania spp.
[LEPIDOPTERA: PYRALIDAE] Y ESTIMACION DE PERDIDAS EN EL
MELON DE EXPORTACION DE NICARAGUA

Por

Pablo José Jirón Espinal

El autor concede a la Escuela Agrícola
Panamericana permiso para reproducir y
distribuir copias de este trabajo para
los usos que considere necesarios. Para
otras personas y otros fines, se reservan
los derechos del autor.



Pablo José Jirón Espinal

Diciembre, 1994

DEDICATORIA

Esta tesis está dedicada a Dios, a la Virgen Santísima, a mis padres José Esteban Jirón Herrera y María Félix Espinal de Jirón y a mi hermano Juan Carlos.

Además, está dedicada a mi abuelita Asunción Herrera y a la familia Flores Espinal.

BIBLIOTECA WILSON POPRNOX
ESCUELA AGRICOLA PANAMERICANA
ESTADO DE
TEGUIGUALPA HONDURAS

AGRADECIMIENTOS

El exitoso culminar de esta etapa de mi carrera se lo agradezco infinitamente a Dios y a la Virgen Santísima; así como también:

A mis padres y hermano por el apoyo incondicional que en todo momento tuve de parte de ellos.

A US-AID/Nicaragua por haber financiado mis estudios de Ingeniería.

A Alfredo Rucda M.Sc. por darme la oportunidad de realizar mis estudios en el Departamento de Protección Vegetal.

A mis asesores Alí Valdivia M.Sc., Lorena Lastres M.Sc. y Rafael Caballero M.Sc., por la valiosa ayuda y sugerencias en la realización de los estudios.

A Falguni Cuharay Ph.D. Proyecto CATIE-MAG/MIP, Nicaragua por su colaboración y sugerencias en el Capítulo I.

A mi querida tía Nubia Urcuyo de Jirón, los Ings. Frank Bendaña y Roberto Cordero, Ing. Edmundo Santamaría y Sra. Thelma Vijil de Santamaría, Sr. Alejandro Mora y Sra. Estela

Vijil de Mora por su ayuda y orientaciones al aplicar e ingresar a la E.A.P.

A la familia Flores Espinal por su apoyo al permitirme trabajar y escribir parte de la presente tesis en su casa.

A mi tío Oscar Jirón por el apoyo que siempre me brindó.

A mis compañeros del programa MIP-Melón Zamorano en Nicaragua Carlos Sánchez, Fabio Piedrahita y muy especialmente a Adolfo Fonseca por su apoyo, amistad y valiosos consejos.

A mis compañeros y personal del D.P.V., especialmente a Jéssica Martínez por su ayuda, amistad y confianza.

A los M.A.F. Darlan Matute y Pablo Delgado por su colaboración en la realización de los dibujos.

A Domingo Munguía y los hermanos Enrique y Félix Urbina, por su cooperación en la recolección de los datos.

A los productores de melón de Nicaragua por permitir la realización de mis trabajos en sus fincas.

Y al personal de APENN en Managua y Control Biológico de la U.N.A.N. en León por su valioso apoyo.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PORTADA	i
DERECHOS DE AUTOR	ii
DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
TABLA DE CONTENIDO	vi
LISTA DE CUADROS	ix
LISTA DE GRAFICOS	x
LISTA DE FIGURAS	xii
LISTA DE LAMINAS	xiii
LISTA DE ANEXOS	xiv

CAPITULO I

DINAMICA POBLACIONAL E IDENTIFICACION DE HOSPEDANTES DE
MOSCA BLANCA, Bemisia tabaci (Gennadius) [HOMOPTERA:
ALEYRODIDAE] Y GEMINIVIRUS, EN EL CULTIVO DE MELON EN LEON,
NICARAGUA

I.	INTRODUCCION	1
II.	JUSTIFICACION DEL ESTUDIO	4
III.	OBJETIVO GENERAL	5
IV.	OBJETIVOS ESPECIFICOS	5
V.	REVISION DE LITERATURA	6
	CENTRO DE ORIGEN	6
	MORFOLOGIA	7
	BIOLOGIA	8
	DISTRIBUCION	10
	HOSPEDANTES	11
	DAÑO	11
	RELACION VIRUS-MOSCA BLANCA	12
	CONTROL	14
VI.	MATERIALES Y METODOS	16
	Identificación de hospedantes alternos	16
	Muestreo y dinámica poblacional	16
	Determinación probabilística de presencia de ninfas	17
	Diagnóstico de geminivirus	19
VII.	RESULTADOS Y DISCUSION	20
VIII.	CONCLUSIONES	31
IX.	RECOMENDACIONES	32
X.	RESUMEN	41
XI.	LITERATURA CITADA	43

CAPITULO II

IDENTIFICACION DE PARASITOIDES DE Diaphania hyalinata L.
[LEPIDOPTERA: PYRALIDAE] EN LEON, NICARAGUA

I.	INTRODUCCION	48
II.	JUSTIFICACION DEL ESTUDIO	50
III.	OBJETIVO GENERAL	51
IV.	OBJETIVOS ESPECIFICOS	51
V.	REVISION DE LITERATURA	52
	BIOLOGIA	52
	DISTRIBUCION	55
	HOSPEDANTES	55
	DAÑO	55
	CONTROL	56
	EL CONTROL NATURAL Y <u>Diaphania</u> spp.	57
VI.	MATERIALES Y METODOS	58
	Recolección de larvas	58
	Identificación de parasitoides	59
VII.	RESULTADOS Y DISCUSION	60
VIII.	CONCLUSIONES	66
IX.	RECOMENDACIONES	68
X.	RESUMEN	72
XI.	LITERATURA CITADA	74

CAPITULO III

PRINCIPALES CAUSAS DE PERDIDA DE FRUTAS EN EL MELON DE
EXPORTACION DE NICARAGUA

I.	INTRODUCCION	76
II.	JUSTIFICACION DEL ESTUDIO	79
III.	OBJETIVO GENERAL	80
IV.	OBJETIVOS ESPECIFICOS	80
V.	REVISION DE LITERATURA	81
	CENTRO DE ORIGEN DEL MELON	81
	DESCRIPCION BOTANICA	81
	FACTORES DE PRODUCCION	82
	BIOLOGIA FLORAL	84
	CULTIVARES	85
	CALIDAD DE LA FRUTA	85

EL MERCADO INTERNACIONAL	26
EXPORTACIONES EN NICARAGUA	87
VI. MATERIALES Y METODOS	89
Muestreo de flores	89
Muestreo de aborción de frutas	89
Muestreo de causa de pérdidas	90
VII. RESULTADOS Y DISCUSION	92
VIII. CONCLUSIONES	107
IX. RECOMENDACIONES	108
X. RESUMEN	110
XI. LITERATURA CITADA	112
RESUMEN GENERAL	117

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1.	Hospedantes de mosca blanca y etapa fenológica de mayor incidencia de ninfas en zonas meloneras de León, Nicaragua. Enero a abril de 1994	21
Cuadro 2.	Promedio de ninfas de mosca blanca en especies hospedantes de zonas meloneras en León, Nicaragua, 1994	22
Cuadro 3.	Índice de presencia de ninfas de mosca blanca (PRON) en plantas hospedantes, durante tres períodos distintos. León, Nicaragua, 1993-1994	27
Cuadro 4.	Plantas hospedantes y especies de mosca blanca identificadas en cada hospedante en zonas meloneras de León, Nicaragua. Enero a abril de 1994	29
Cuadro 5.	Diagnóstico de geminivirus transmitido por mosca blanca, utilizando PCR. León, Nicaragua. Abril de 1994	30
Cuadro 6.	Parasitismo de larvas de <u>Diaphania hyalinata</u> L. en fincas meloneras de León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993	65
Cuadro 7.	Floración y polinización en el cultivo de melón. Finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a mayo de 1994	94
Cuadro 8.	Muestreo de frutos pegados y abortados en la finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a abril de 1994	95
Cuadro 9.	Frutos abortados según etapa de muestreo en la finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a abril de 1994	96
Cuadro 10.	Principales causas de descarte de frutas en las empacadoras de las fincas San Agustín y Santa Lastenia en Granada, Nicaragua. Enero a abril de 1994	98

LISTA DE GRAFICOS

Gráfico	1.	Dinámica poblacional de mosca blanca en plantas hospedantes. León, Nicaragua. Febrero a abril de 1994	24
Gráfico	2.	Dinámica poblacional de mosca blanca en plantas hospedantes. León, Nicaragua. Mayo a agosto de 1994	26
Gráfico	3.	Dinámica poblacional de <u>Diaphania hyalinata</u> L. en la finca San Francisco en León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993	61
Gráfico	4.	Dinámica poblacional de <u>Diaphania hyalinata</u> L. en la finca San José de la Montaña en León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993	62
Gráfico	5.	Dinámica poblacional de <u>Diaphania hyalinata</u> L. en la finca Lourdes en León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993	63
Gráfico	6.	Flores masculinas y femeninas en el cultivo de melón. Finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a mayo de 1994	93
Gráfico	7.	Aborción de frutas por sesión de muestreo y aborción acumulada. Finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a mayo de 1994	97
Gráfico	8.	Crecimiento de frutos: a) en los cuatro sitios muestreados. b) en promedio y tasa de crecimiento por día. Finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a mayo de 1994	100
Gráfico	9.	Factores que causan pérdida de frutas (%) por descarte: a) a nivel de campo y b) a nivel de empacadora. Fincas San Agustín y Santa Lastenia, Granada, Nicaragua. Enero a mayo de 1994	101
Gráfico	10.	Descarte promedio de frutas en campo y empacadora. Fincas San Agustín y Santa Lastenia, Granada, Nicaragua. Enero a mayo de 1994	103

Gráfico 11. Agrupación por afinidad de los diferentes causantes de pérdidas. Finca San Agustín y Santa Lastenia, Granada, Nicaragua. Enero a mayo de 1994	104
Gráfico 12. Exportaciones de melón centroamericano (Cantaloupe) acumuladas de 1991 a 1992	105
Gráfico 13. Ingresos que Nicaragua ha obtenido por exportaciones de melón (Cantaloupe y Honeydew), en diferentes ciclos de cultivo	106

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	<u>Bemisia tabaci</u> (Gennadius). a) Morfología ninfal en hoja con tricomas. b) Morfología ninfal en hoja lisa. c) Orificio vasiforme de la ninfa	34
Figura 2.	<u>Trialeurodes vaporariorum</u> (Westwood). a) Morfología ninfal en hoja con tricomas. b) Morfología ninfal en hoja lisa. c) Orificio vasiforme de la ninfa	35
Figura 3.	<u>Trialeurodes abutiloneus</u> (Haldeman). a) Morfología ninfal en hoja con tricomas. b) Morfología ninfal en hoja lisa. c) Orificio vasiforme de la ninfa	36
Figura 4.	Ciclo de vida de <u>Bemisia tabaci</u> (Gennadius)	37
Figura 5.	Regiones del trópico y subtropical mundial donde <u>Bemisia tabaci</u> (Gennadius) se ha establecido	38
Figura 6.	Países de América Central y años en que se se reportó por primera vez la presencia de <u>Bemisia tabaci</u> (Gennadius)	39
Figura 7.	Zonas productoras de melón en Nicaragua.....	40
Figura 8.	Ciclo de vida de <u>Diaphania hyalinata</u> L.	70
Figura 9.	Ciclo de vida de <u>Diaphania nitidalis</u> (Stoll)	71

LISTA DE LAMINAS

LAMINA I.	<u>Bemisia tabaci</u> a) Huevo, b) Crawler, c) Ninfa 2, d) Ninfa 3, e) Ninfa 4, f) Adulto	113
LAMINA II.	<u>Trialeurodes vaporariorum</u> a) Ninfa 4, b) Adulto, <u>Trialeurodes abutiloneus</u> c) Ninfa 4, d) Adulto, Síntoma de virosis e) Encorrugamiento, f) Mosaico	114
LAMINA III.	a) <u>Waltheria indica</u> L., b) <u>Sida acuta</u> Burm., c) <u>Euphorbia heterophylla</u> L., d) <u>Euphorbia</u> <u>hypiricifolia</u> , e) <u>Euphorbia hirta</u> L., f) <u>Nicandra physalodes</u> (L.) Gaer.	115
LAMINA IV.	a) <u>Boerhavia erecta</u> L., b) <u>Ipomoea</u> spp., c) <u>Cucumis melo</u> L., d) <u>Cucumis melo</u> L., e) <u>Diaphania hyalinata</u> L., f) <u>Diaphania</u> <u>nitidalis</u> (Stoll)	116

LISTA DE ANEXOS

ANEXO	1. Hoja de muestreo para mosca blanca en hospedantes alternos	119
ANEXO	2. Enemigos naturales de <u>Diaphania hyalinata</u> L. y <u>Diaphania nitidalis</u> (Stoll) encontrados en Estados Unidos y Latinoamérica	120
ANEXO	3. Calendario de aplicaciones realizadas en el lote # 1 de la finca Lourdes en León, Nicaragua. En este lote se ubicaron los sitios de muestreo de frutos pegados y abortados. Enero a abril de 1994	122

CAPITULO I

DINAMICA POBLACIONAL E IDENTIFICACION DE HOSPEDANTES DE MOSCA BLANCA, Bemisia tabaci (Gennadius) [HOMOPTERA: ALEYRODIDAE] Y GEMINIVIRUS, EN EL CULTIVO DE MELON EN LEON, NICARAGUA

I. INTRODUCCION

Las infestaciones por mosca blanca, Bemisia tabaci (Gennadius), han alcanzado niveles exageradamente altos en los diversos sistemas de producción agrícola del área tropical y subtropical a nivel mundial (Spillari, 1994).

En Nicaragua la mosca blanca no era un problema antes de 1965. Actualmente, ocupa el primer lugar como insecto plaga-vector en varios cultivos de consumo doméstico como el tomate y chile (Comisión Nacional de Mosca Blanca de Nicaragua, 1992). El melón es un cultivo de exportación nuevo en Nicaragua y no se han reportado problemas graves por mosca blanca; sin embargo, esta condición podría ser momentánea. La mosca blanca es capaz de afectar grandemente la producción de melón, principalmente por su condición de insecto vector (Morán, 1994).

El intercambio de material vegetal entre países constituye un medio de transporte para la mosca blanca, la cual gracias a su gran capacidad de adaptación logra establecerse en nuevos hábitats. El peligro de transportar tanto moscas blancas como los virus que ellas transmiten por medio de material vegetal infestado o infectado,

respectivamente, se ha convertido por primera vez en una preocupación en los Estados Unidos (Brown, 1992).

Además de introducir moscas blancas en una determinada región, dentro de la misma región pueden haber variaciones en la población del organismo. Estas variaciones se presentan cuando existe algún elemento desestabilizador del agroecosistema, lo que ocasiona aumentos o mermas en la población del organismo. El uso continuo de plaguicidas químicos es el factor perturbador y responsable de explosiones poblacionales de la mosca blanca (Byrne et al., 1990); en el caso particular de Nicaragua, ésto podría causar serias pérdidas económicas a los productores.

Otros factores que pueden favorecer una explosión poblacional de mosca blanca son: su alta fecundidad, variabilidad genética debido al corto ciclo generacional, alta capacidad de detoxificación y abundancia de hospedantes alternos, tanto del insecto como de los virus que éste transmite. Considerando este último factor más manejable que los otros, se han hecho muchos estudios. Caballero (1992b) reportó un total de 84 especies de plantas comprendidas en 29 familias como hospedantes de mosca blanca en América Central. Muchas de estas plantas son cultivadas pero la gran mayoría son especies de malezas.

En campos meloneros, muchas de las malezas hospedantes de mosca blanca son bastante comunes en cercos, bordes de cultivo

e incluso dentro del mismo y constituyen una gran amenaza sobre todo porque también son hospedantes de virus.

Se estima que al menos 7 grupos de virus son transmitidos por moscas blancas, principalmente B. tabaci (Matthews, 1991). Estos virus son geminivirus o de tipo persistente. Los geminivirus se caracterizan por poseer morfología y propiedades químicas que difieren de manera antagónica de los demás tipos de virus. Lastra (1992) asegura que debido a la presencia de estas características, los geminivirus fueron considerados como un nuevo grupo de virus en 1979. Una de las principales características de los geminivirus es que una vez adquiridos por el vector, permanecen circulando dentro de su cuerpo (Bawden, 1964); o sea que una misma mosca blanca puede transmitir e infectar muchas plantas sanas durante varios días o durante toda su vida (Cohen, 1990). Este hecho es el que fundamenta la importancia de eliminar los hospedantes alternos de los campos de cultivo.

II. JUSTIFICACION DEL ESTUDIO

Considerando el daño de hasta 100% en pérdidas en regiones meloneras como el Valle Imperial de California en Estados Unidos durante los años 1990-91 (De la Cruz, 1993) y Zacapa, Guatemala, a principios de 1993 (Morán, 1994), es importante prevenir que tal situación se presente y afecte la industria melonera nicaragüense.

III. OBJETIVO GENERAL

Demostrar a los productores nicaragüenses la importancia de eliminar las malezas hospedantes de virus y su vector de los campos de melón y sus alrededores.

IV. OBJETIVOS ESPECIFICOS

a) Identificar hospedantes alternos de mosca blanca y virus presentes en campos de melón.

b) Determinar la dinámica poblacional de mosca blanca en melón y hospedantes alternos más comunes en los campos meloneros.

V. REVISION DE LITERATURA

Los aleyrodidos en general, son pequeños insectos de 1 a 2 mm de largo, con cuerpo de color amarillo pálido y alas blancas (Lámina I-f), (Carbajal y Rivera, 1992). Estas se asemejan a pequeñas moscas pero están más relacionadas a áfidos considerando su hábito chupador (Stansly y Schuster, sf).

Existen alrededor de 1,200 especies de moscas blancas descritas actualmente en el mundo; lógicamente el número real en existencia podría ser mucho más grande (Caballero, 1992a). De estas especies, 724 han sido descritas en regiones tropicales y sólo 420 en regiones templadas (Bink-Moenen y Mound, 1990).

La importancia económica de las moscas blancas en la agricultura se incrementa cada vez más, sobre todo en las especies que son transmisoras de virus (Bink-Moenen y Mound, 1990; Byrne, 1990). En América Central, los virus transmitidos por las moscas blancas causan graves problemas en la producción de muchos cultivos alimenticios (Brown, 1988; citado por Brown, 1992).

CENTRO DE ORIGEN:

El centro de origen de Bemisia tabaci es el Lejano Oriente (Byrne, 1990), y de allí, ésta ha sido introducida junto con muchos cultivos y hospedantes ornamentales a las regiones cálidas del nuevo mundo. En Florida, B. tabaci fue

primeramente reportada en 1900, sin embargo, representó una plaga económicamente importante sólo hasta finales de 1987 (Stansly y Schuster, sf). Antes de 1961, B. tabaci no se conocía como plaga en Centroamérica, su primera aparición se registró durante el ciclo algodónero de 1961-62 en El Salvador. En 1964 apareció en Honduras y en 1965 en Guatemala y Nicaragua (Figura 6) (CATIE, 1990).

MORFOLOGIA:

Las especies más importantes de moscas blancas son Trialeurodes vaporariorum (Westwood), T. abutiloneus (Haldeman) y B. tabaci (Gennadius) por ser vectoras de geminivirus (Lastra, 1992). Los adultos de estas especies se pueden distinguir unos de otros por las bandas transversales oscuras en las alas de T. abutiloneus (Lámina II-d); y el hábito de B. tabaci de sostener las alas en forma de techo sobre el cuerpo (Lámina I-f), y no verticalmente como lo hace Trialeurodes vaporariorum (Lámina II-b) (Stansly y Schuter, sf). Además, en B. tabaci los lados de las alas son paralelos, mientras que en T. vaporariorum las alas son más anchas distalmente¹ (Lámina II-b). De estas especies, B. tabaci ha sido la más importante como plaga de muchos cultivos en todo el mundo, desde la década de los setentas (Van Lenteren y Noldus, 1990; Salguero, 1992).

¹ Rafael Caballero M. Sc. El Zamorano, Honduras, 1994. Comunicación personal.

BIOLOGIA:

Las moscas blancas tienen metamorfosis incompleta (Salguero, 1992), pasando por tres etapas: huevo, cuatro estadios ninfales y adulto (Figura 4 y Lámina I) (Gill, 1990). La etapa de huevo dura de 5 a 10 días. Estos son puestos de uno en uno o en grupos, sobre el envés de la hoja (Lámina I-a), (King y Saunders, 1984). El huevo en su parte basal tiene un pedicelo por el cual la hembra lo adhiere a la superficie foliar del hospedante. Este pedicelo sirve también para absorber humedad y proteger al huevo de la deshidratación (Gill, 1990).

La oviposición puede ser afectada sustancialmente por la lluvia (Lastra, 1992), humedad relativa inferior a 60% y temperaturas extremas (Cohen, 1990). De igual forma el hospedante seleccionado juega un papel importante en la oviposición, específicamente en el número de huevos (Van Lenteren y Noldus, 1990).

Los estadios ninfales duran en su conjunto de 12 a 28 días (King y Saunders, 1984). El primer estadio ninfal, también llamado "crawler", es el único móvil (Borrer, 1979). Después de encontrar un lugar adecuado en el envés de la hoja, los crawlers introducen su aparato bucal en el tejido vegetal y empiezan a alimentarse; inmediatamente después de que esto ocurre, comienzan también a producir pequeñas cantidades de cera de aspecto polvoriento (Gill, 1990). Los crawlers usualmente no vuelven a moverse hasta que son adultos. La

coloración de un crawler puede variar de verde pálido (debido a su transparencia) a amarillo oscuro (Lámina I-b) (Gill, 1990).

Los estadios ninfales 2 y 3 por lo general son similares en forma y color al estadio ninfal 4, pero diferentes en cuanto a forma de las patas y longitud de algunas setas dorsales (Gill, 1990). Entre ninfas puede existir variación en cuanto a la forma, lo cual dependerá del hospedante en el que se encuentren (Caballero, 1992a) (Figuras 1-a,b; 2-a,b y 3-a,b). Durante estos estadios las ninfas secretan cera, la cual es distinta entre las especies (Láminas I-e y II-a,c) (Gill, 1990).

La ninfa 4 es el último estadio inmaduro de las moscas blancas. Muchos autores consideran la parte final de este último estadio como una etapa pupal o estadio ninfal 5, por que la ninfa no se alimenta y reduce un poco su metabolismo. No obstante, esta denominación es incorrecta y científicamente no se debe utilizar (Salguero, 1992; Hilje, 1994). Por lo tanto, en el presente escrito al referirse al último estadio inmaduro del insecto, se entenderá como el estadio ninfal 4 (Figura 1 y Lámina I-e).

La importancia del último estadio ninfal, radica en el hecho de que la clasificación de las moscas blancas se basa principalmente en la morfología de este estadio y no en el de los adultos; específicamente en la morfología del orificio vasiforme (Figuras 1-c, 2-c y 3-c) (Bink-Moenen y Mound, 1990).

La duración del ciclo biológico varía según la especie de mosca blanca. Se ha determinado que el ciclo biológico de B. tabaci dura aproximadamente 19 días a 32°C (Salguero, 1993). Sin embargo, ésto puede variar dependiendo de la región, por ejemplo en algunos estudios se ha reportado que el ciclo biológico de B. tabaci puede durar de 37.3 a 39.3 días, a 26.5°C y 68% de humedad relativa (HR) (Eichelkraut y Cardona, 1989; citado por Hilje, 1994), y 41.64 días, a 25°C y 65% HR (Salas et al., 1993; citado por Hilje, 1994) en Colombia y Venezuela, respectivamente. Otro factor determinante es la especie vegetal hospedante en la cual la ninfa se desarrolla; sin embargo, este efecto no es tan marcado como el de la temperatura (Salguero, 1993; Carbajal y Rivera, 1992).

La reproducción de B. tabaci puede ser sexual o por partenogénesis. La partenogénesis es la producción de nuevos individuos sin necesidad de fertilización de la hembra (Salguero, 1993). En el caso particular de B. tabaci, la reproducción partenogénica es arrenotóquica, o sea que se producen únicamente machos (Byrne et al., 1991; citado por Salguero, 1992).

DISTRIBUCION:

Bemisia tabaci tiene distribución prácticamente en toda el área tropical y subtropical del hemisferio (Figura 5), (Stansly y Schuster, sf; King y Saunders, 1984). Sin embargo, últimamente se está extendiendo de los límites tropicales y

colonizando nuevas áreas en latitudes más allá de las acostumbradas, llegando a ser plaga en regiones donde anteriormente no lo era (Salguero, 1993). Por ejemplo, en Francia, ha llegado hasta los 45° de latitud Norte (Bink-Moenen Mound, 1990); también se ha reportado en Canadá (Broadbent et al., 1989); Inglaterra (Cheek y MacDonald, 1994) y Holanda (Wilson et al., 1988; citado por IIBC, 1993).

HOSPEDANTES:

El rango de hospedantes varía según la especie. Bemisia tabaci es una especie polífaga (Salguero, 1993; Brown, 1992), que ataca plantas pertenecientes a las familias Solanaceae, Cucurbitaceae y Malvaceae principalmente (Schuster et al., 1989; King y Saunders, 1984). Para B. tabaci, se han reportado al menos 500 especies de plantas hospedantes en todo el mundo, representando 74 familias (Hilje, 1994); y en el caso particular del biotipo "B", recientemente clasificado como Bemisia argentifolii Bellows y Perring (Bellows et al., 1994), se han reportado hasta 600 especies de plantas hospedantes (Markham, et al., 1994).

DAÑO:

El daño directo que este insecto ocasiona puede ser de dos tipos: por succión directa y por excreciones melosas. El daño por transmisión de virus, es indirecto (Salguero, 1993). El daño por succión directa es más grave cuando B. tabaci

alcanza altas poblaciones (Salguero, 1992). Se observan manchas cloróticas en el haz de la hoja, precisamente donde inferiormente el insecto está succionando líquidos, particularmente en plantas suculentas (Schuster et al., 1989).

El daño por excreciones mielosas se da cuando adultos y ninfas de B. tabaci excretan mielecilla. Sobre ésta puede crecer fácilmente un hongo conocido como "fumagina" (Carnodium sp. (= Fumago sp.)) el cual puede interferir con el proceso fotosintético de la planta (Schuster et al., 1989; Van Lenteren y Noldus, 1990; Carbajal y Rivera, 1992).

El daño indirecto por transmisión de virus se refleja en un amarillamiento (mosaico) y encorrugamiento de las hojas, debido a una reducción sustancial de la clorofila y del contenido de proteínas de la planta enferma (Lámina II-e,f), (Lastra, 1992). Consecuentemente, ésto ocasiona un achaparramiento de la planta, frutos pequeños o deformes y, por consiguiente, el rendimiento de cualquier cultivo se ve afectado (Carbajal y Rivera, 1992; Cohen et al., 1990). En muchos casos el daño por virus es tan grave que obliga a los productores al abandono de sus cultivos (Salguero, 1992), tal fue el caso del Valle Imperial de California en U.S.A. (De la Cruz, 1993) y la zona de Zacapa en Guatemala (Morán, 1994).

RELACION VIRUS-MOSCA BLANCA:

Las enfermedades virales transmitidas por moscas blancas son económicamente más importantes en la agricultura tropical

y subtropical que en las regiones templadas. Bemisia tabaci ha sido la especie más importante en estas regiones al ser vector de más de 70 enfermedades virales de plantas cultivadas y malezas (Cohen, 1990).

La diseminación de estos virus es realizada por los adultos de mosca blanca. Las ninfas, en la mayoría de los casos, pueden adquirir el virus al alimentarse; sin embargo, epidemiológicamente no son importantes debido a que no pueden diseminarlo a otras plantas por su hábito sedentario (Lastra, 1992). Por consiguiente, cualquier factor que tenga influencia en el comportamiento y sobrevivencia de los adultos, tendrá un efecto también en la diseminación del virus (Cohen, 1990).

Se ha determinado que la mayor actividad de vuelo de los adultos de B. tabaci se presenta en horas de la mañana, y un poco en horas de la tarde (Cohen, 1990). Los adultos de B. tabaci pueden volar de dos maneras: 1) de forma activa o voluntariamente, recorriendo distancias cortas de unos pocos metros, y 2) de manera pasiva o involuntariamente, recorriendo grandes distancias. Esta segunda forma de vuelo está controlada principalmente por el viento (Cohen, 1990). Se ha determinado que en vientos de 8 Kph, el insecto puede dispersarse más de 20 Km (Byrne et al., 1992). Por lo tanto, la dirección y velocidad del viento juegan un papel importante en el patrón de distribución y diseminación de B. tabaci y las enfermedades virales ésta que transmite (Cohen, 1990).

Otro elemento importante en la diseminación de los virus es la forma de transmisión de los mismos. Así, mientras más persistente sea un virus mayor será su diseminación en un campo de cultivo (Cohen, 1990).

Bemisia tabaci puede ser vector de muchos virus pertenecientes a los grupos gemini-, carla-, poty-, clostero-, luteo- y nepo- o como-; siendo los gminivirus los que mayormente transmite (Markham et al., 1994). Únicamente los virus del grupo gemini son transmitidos de manera persistente-circulativa por B. tabaci. Esto significa que las partículas virales adquiridas por el insecto durante su alimentación circulan dentro de su cuerpo, pasando del intestino a la hemolinfa, hasta llegar a las glándulas salivales (Lastra, 1992). Sin embargo, aunque existen algunas especulaciones, no hay evidencia de que el virus se reproduzca dentro del cuerpo del insecto (Cohen, 1990), ni que se transmita transováricamente, es decir, de progenitor a progenie (Lastra, 1992).

La transmisión ocurre cuando el insecto se alimenta de una planta, inoculando junto con la saliva las partículas virales, las cuales empiezan a multiplicarse en el floema de dicha planta (Lastra, 1992).

CONTROL:

Lo que se ha utilizado en forma tradicional para combatir la mosca blanca ha sido el control químico. En la mayoría de

los casos las aplicaciones se hacen en forma irracional, lo que consecuentemente genera el desarrollo de resistencia (Salguero, 1993). Existen diversas prácticas de control de B. tabaci además del control químico, como: el control cultural, biológico, legal, etológico, uso de variedades resistentes, etc., (CATIE, 1990).

El control cultural incluye diversas prácticas como fechas de siembra, uso de barreras vivas, altas densidades de siembra, uso de coberturas de suelo, cultivos trampa, eliminación de rastrojos, siembras contra el viento y fertilización adecuada (Mejía y Dardón, 1994).

Para el control biológico de B. tabaci, se han reportado muchos enemigos naturales; sin embargo, los que tienen mayor potencial de ser utilizados son los depredadores Delphastus pusillus, Macrolophus caliginosus, Chrysoperla carnea y Amblyseius aleyrodis; los parasitoides Encarsia spp. y Eretmocerus spp. y el hongo parasítico Puccinomyces spp. (Walker, 1994). Sin embargo, la utilización del control biológico como la única alternativa para controlar este vector no es suficiente, se debe integrar con otras prácticas (Cave, 1994).

El establecimiento de leyes para regular a los productores en el uso de ciertas prácticas de control podría ser una alternativa viable en muchos países (Salguero, 1994a).

VI. MATERIALES Y METODOS

El estudio se llevó a cabo en tres fincas de melón: San Francisco, Lourdes y San Lorenzo, ubicadas en el departamento de León, república de Nicaragua, durante 1993 y 1994 (Figura 7). Las fincas están situadas a 70 msnm. La temperatura promedio anual es de 27.9°C y la precipitación promedio anual es de 1,559 mm distribuida en los meses de mayo a octubre (Estación Pluviométrica de León, sf; citado por Gurdián, 1992). La topografía de los terrenos de las fincas es plana y presentan una textura del suelo variable, que va desde arenoso hasta franco-arcilloso.

Identificación de hospedantes alternos:

La identificación de hospedantes alternos de moscas blancas se realizó en forma visual. Se consideró hospedante toda planta con presencia de adultos y principalmente ninfas de mosca blanca. El hecho de encontrar ninfas de último estadio, se tomó como indicativo de la reproducción de mosca blanca en la planta. De todas las especies hospedantes identificadas, se seleccionaron las especies más frecuentes en los campos de los productores.

Muestreo y dinámica poblacional:

Para las dinámicas poblacionales de mosca blanca se realizaron muestreos en las plantas hospedantes de mayor abundancia en los campos de melón, durante tres períodos

distintos: mayo-agosto de 1993, febrero-abril de 1994 y mayo-agosto de 1994. Cada muestreo consistió en recolectar al azar 20 hojas totales de 10 a 20 plantas de cada especie hospedante seleccionada, con una frecuencia de 5 ó 6 días. Las hojas se tomaron del segundo tercio de la altura de las plantas. La identificación de especie de mosca blanca presente en cada planta hospedante se realizó en el Centro de Inventario Agroecológico y Diagnóstico del Departamento de Protección Vegetal de la E.A.P., utilizando las características morfológicas del último estadio ninfal (Caballero, 1992a). Además, se contó el número de ninfas por hoja en cada especie hospedante. Para comparar entre los hospedantes, los datos recolectados se estandarizaron a centímetros cuadrados de área foliar (Anexo 1) midiéndose el área de 20 hojas por cada hospedante utilizando papel milimetrado y se sacó el promedio de área para cada hospedante. Y se recolectaron ninfas para determinar parasitismo en la zona.

Determinación probabilística de presencia de ninfas:

Se determinó la probabilidad de encontrar altas cantidades de ninfas de mosca blanca en cada especie de hospedante. Para esto se utilizó un índice de abundancia de ninfas (PRON) desarrollado en forma empírica². En base a los valores extremos de las dinámicas poblacionales de ninfas, se

² Proyecto CATIE-MAG/MIP, Managua, Nicaragua, 1994.

definieron rangos para clasificar el número de ninfas presentes por centímetro cuadrado de la siguiente manera:

CALIFICACION	-	NINFAS/cm ²
A...AUSENCIA	=	0.0
B...BAJA	=	0.001 - 0.821
C...MEDIA	=	0.822 - 1.641
D...ALTA	=	1.642 - 2.460

Donde las letras A, B, C y D significan el valor promedio de cada rango: 0.0, 0.411, 1.231 y 2.051, respectivamente. De tal forma que estos datos fueron utilizados para determinar el PRON de cada especie hospedante, utilizando la fórmula siguiente:

$$\text{PRON} = \frac{n_0 * A + n_1 * B + n_2 * C + n_3 * D}{n * D}$$

Donde:

n_0 = frecuencia de ninfas ausentes.

n_1 = frecuencia baja de ninfas.

n_2 = frecuencia media de ninfas.

n_3 = frecuencia alta de ninfas.

n = número total de hojas recolectadas de cada especie hospedante.

Diagnóstico de geminivirus:

Para el diagnóstico de geminivirus se recolectaron muestras foliares (brotes nuevos) de plantas hospedantes con síntomas de virus. Dichas muestras se metieron en bolsas plásticas e inmediatamente se colocaron en una hielera. Se tuvo el cuidado de evitar que las bolsas plásticas estuvieran en contacto directo con el hielo, ya que éste al derretirse podría humedecer las muestras. Las muestras se enviaron a la Universidad de Arizona en U.S.A., donde se realizó el diagnóstico. Para el análisis se utilizó la metodología de Polymerase Chain Reaction (PCR).

VII. RESULTADOS Y DISCUSION

Se identificaron un total de 21 especies de plantas hospedantes de mosca blanca en la zona melonera de León. Tales especies mostraron presencia de moscas blancas en diferentes etapas fenológicas, lo que podría indicar una pauta de manejo muy importante (Cuadro 1). Sin embargo, las especies más frecuentes en los campos fueron en su mayoría euphorbiaceas (Láminas III y IV-a,b,c y d), en estas plantas se realizaron los muestreos para determinar la dinámica poblacional del insecto.

En el período de mayo a agosto de 1993, Waltheria indica presentó la mayor densidad de ninfas seguida por Sida acuta mientras que el melón presentó la densidad más baja (Cuadro 2). Esto probablemente se debe a que el melón es un cultivo nuevo en la región, por lo cual la mosca blanca primero tiene que adaptarse al mismo; otra razón podría ser que estas malezas pueden ofrecer condiciones más favorables para la alimentación y reproducción que el mismo melón; o quizás el color amarillo-verdoso derivado de la longitud de onda que refleja la superficie foliar es lo que crea la selección del lugar de alimentación y oviposición para el caso particular de Bemisia tabaci (Van Lenteren y Noldus, 1990).

Realmente no es apropiado comparar los períodos de muestreo estudiados por tener condiciones agroecológicas y ambientales distintas; sin embargo, cabe mencionar que las poblaciones de mosca blanca en el período de mayo-agosto 1993

Cuadro 1. Hospedantes de mosca blanca y etapa fenológica de mayor incidencia de ninfas en zonas meloneras de León, Nicaragua. Enero a abril de 1994.

FAMILIA	NOMBRE CIENTIFICO	ETAPA FENOLOGICA
Amaranthaceae	* <u>Amaranthus hybridus</u> L.	Ve, Fl
Amaranthaceae	* <u>A. spinosus</u> L.	Ve, Fl
Amaranthaceae	* <u>A. viridis</u> L.	Ve, Fl
Nyctaginaceae	<u>Boerhavia erecta</u> L.	Ve, Fl
Solanaceae	<u>Capsicum annuum</u> L.	Ve, Fl
Capparidaceae	<u>Cleome viscosa</u> L.	Ve, Fl, Fr
Cucurbitaceae	<u>Cucumis melo</u> L.	Ve, Fl, Fr
Cucurbitaceae	<u>Cucumis sativus</u> L.	Ve, Fl, Fr
Cucurbitaceae	<u>Cucurbita pepo</u> L.	Ve, Fl, Fr
Fabaceae (= Leguminosae)	<u>Desmodium canum</u> (J.F. Gmel.) Schinz y Thellung.	Ve
Euphorbiaceae	<u>Euphorbia heterophylla</u> L.	Ve, Fl
Euphorbiaceae	<u>E. hirta</u> L.	Ve, Fl
Euphorbiaceae	<u>E. hypiricifolia</u>	Ve, Fl
Boraginaceae	<u>Heliotropium indicum</u> L.	Ve, Fl
Fabaceae (= Leguminosae)	<u>Indigofera hirsuta</u> L.	Ve
Convolvulaceae	<u>Ipomoea nil</u> (L.) Roth.	Ve
Convolvulaceae	<u>I. purpurea</u> (L.) Roth.	Ve
Compositae	<u>Melanthera nivea</u> (L.) Small.	Ve
Solanaceae	<u>Nicandra physalodes</u> (L.) Gaertner.	Ve, Fl, Fr
Malvaceae	<u>Sida acuta</u> Burm.	Ve, Fl
Sterculiaceae	<u>Waltheria indica</u> L.	Ve, Fl

* Falta confirmación de hospedancia
 Ve: Vegetativa
 Fl: Floración
 Fr: Fructificación

(cuando no se siembra melón) fueron bajas. Esto es comparando estas densidades con las 13 ninfas/cm² registradas en el melón de Zacapa en Guatemala durante 1993 (Morán, 1994). La baja densidad poblacional del insecto se debió posiblemente a las lluvias que se presentaron en esa época (a pesar del período seco conocido como "canícula", del 15 de julio al 15 de agosto) (Cuadro 2). En este período la mayor densidad se registró en W. indica (1.9 ninfas/cm²) y la menor en el melón (0.0007 ninfas/cm²).

Durante 1994, las poblaciones de mosca blanca en el período de febrero-abril fueron bastante bajas, presentándose mayor abundancia en W. indica y Nicandra physalodes, reduciéndose en marzo. Sin embargo, la población ninfal en el cultivo de melón fue bastante baja (0.001 ninfas/cm²), comparada con la de los demás hospedantes (Cuadro 2 y Gráfico 1-c).

Las poblaciones ninfales de mosca blanca en Sida acuta, Euphorbia heterophylla y E. hypiricifolia se mantuvieron bastante bajas (menos de 0.05 ninfas/cm²). Sin embargo, se observó un pequeño aumento poblacional a finales del mes de

Cuadro 2. Promedio de ninfas de mosca blanca en especies hospedantes de zonas meloneras en León, Nicaragua, 1994.

HOSPEDANTES	MAY-AGO 1993		FEB-ABR 1994 (N° ninfas/cm ²)		MAY-AGO 1994	
	X	S	X	S	X	S
<u>Waltheria indica</u> L.	1.929	0.59	0.925	0.81	0.083	0.23
<u>Sida acuta</u> Burm.	0.020	0.01	0.024	0.06	0.094	0.07
<u>Euphorbia heterophylla</u> L.	NR	NR	0.065	0.09	0.081	0.08
<u>E. hypiricifolia</u>	0.016	0.01	0.098	0.14	0.092	0.13
<u>E. hirta</u> L.	0.008	0.008	0.040	0.04	0.186	0.21
<u>Nicandra physalodes</u> (L.) Gaer.	0.002	0.001	0.351	0.49	0.054	0.05
<u>Boerhavia erecta</u> L.	0.005	0.007	0.016	0.02	0.096	0.22
<u>Sponcoa</u> spp.	0.002	0.001	0.015	0.01	0.018	0.01
<u>Cucumis melo</u> L.	0.0007	0.0006	0.005	0.006	0.004	0.003

NR: No Registrado.

abril, especialmente en E. hypiricifolia (Gráfico 1-a). Esto pudo deberse a la condición seca y caliente de este período, lo cual acelera los ciclos generacionales y aumenta la fecundidad del insecto (Hilje, 1994).

La densidad ninfal en Boerhavia erecta y E. hirta no superó las 0.05 ninfas/cm²; sin embargo, a comienzos del mes de abril las poblaciones en E. hirta se incrementaron hasta alcanzar un poco más de 0.1 ninfas/cm². Por otra parte, las poblaciones de ninfas en Ipomoea spp. se mantuvieron muy por debajo de 0.03 ninfas/cm² durante el período de febrero a abril de 1994 (Gráfico 1-b).

En N. indica, la población de ninfas fue alta al inicio (1.8 ninfas/cm²) disminuyendo durante el mes de marzo (menos de 0.05 ninfas/cm²) y aumentando a finales de abril (hasta 2.4 ninfas/cm²). Por otra parte, la población ninfal en N. physalodes se mantuvo baja durante los primeros meses (menos de 0.05 ninfas/cm²), presentando un moderado aumento a finales del mes de abril, cuando alcanzó más de 1 ninfa/cm² (Gráfico 1-c). Se puede observar que en este período, las poblaciones tendieron a bajar al comienzo, a pesar de no haber lluvias, debido quizás a los fuertes vientos que azotaron la zona durante esas semanas lo que pudo dificultar el vuelo, apareo y oviposición de las especies. Sin embargo, al final del período el viento disminuyó y la población se empezó a recuperar sin prosperar demasiado debido al período lluvioso.

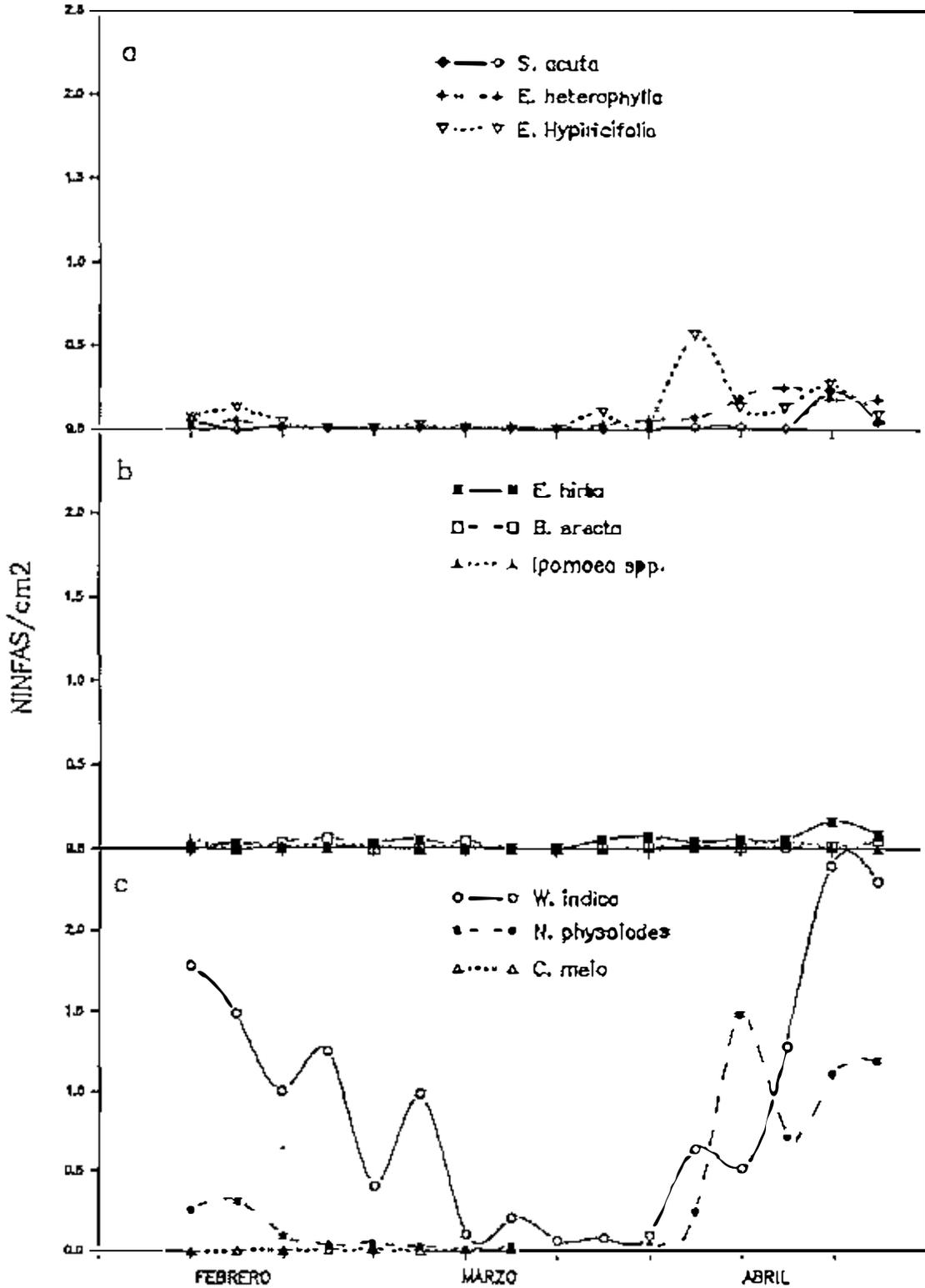


Gráfico 1. Dinámica poblacional de mosca blanca en plantas hospedantes. León, Nicaragua. Febrero a abril de 1994.

Durante el período de mayo a agosto de 1994, la población ninfal en los distintos hospedantes fue igualmente baja (Gráfico 2-a,b y c). Únicamente en E. hirta y B. erecta se observó un ligero incremento a inicios del período (0.9 ninfas/cm²) (Gráfico 2-b), lo que se debió muy probablemente a que inicialmente cayeron lluvias esporádicas, y muchos productores sembraron diferentes cultivos (como chile y soya); además, la flora silvestre empezó a brotar haciendo el ambiente más diverso. Sin embargo, a principios de junio las lluvias se estabilizaron y las densidades poblacionales bajaron nuevamente. En los demás hospedantes la densidad ninfal se mantuvo baja durante este período, debido igualmente a las lluvias (Gráfico 2-a,c).

Al analizar el índice de abundancia de ninfas (PRON) en los hospedantes muestreados, se observa una notable variación entre los períodos, lo que se debe a diferentes épocas del año, así como a distintos años. Sin embargo, se puede ver la tendencia de que W. indica y M. physalodes ocupan siempre los primeros dos lugares de abundancia de ninfas en los períodos de mayo-agosto de 1993 y febrero-abril de 1994; lo que indica que es más probable que se presenten poblaciones más abundantes de moscas blancas en estas plantas que en las demás (Cuadro 3).

En el período de mayo-agosto de 1994 se observó variación en los valores de PRON. Waltheria indica, a pesar de tener el índice de PRON más alto en los dos primeros períodos, en este

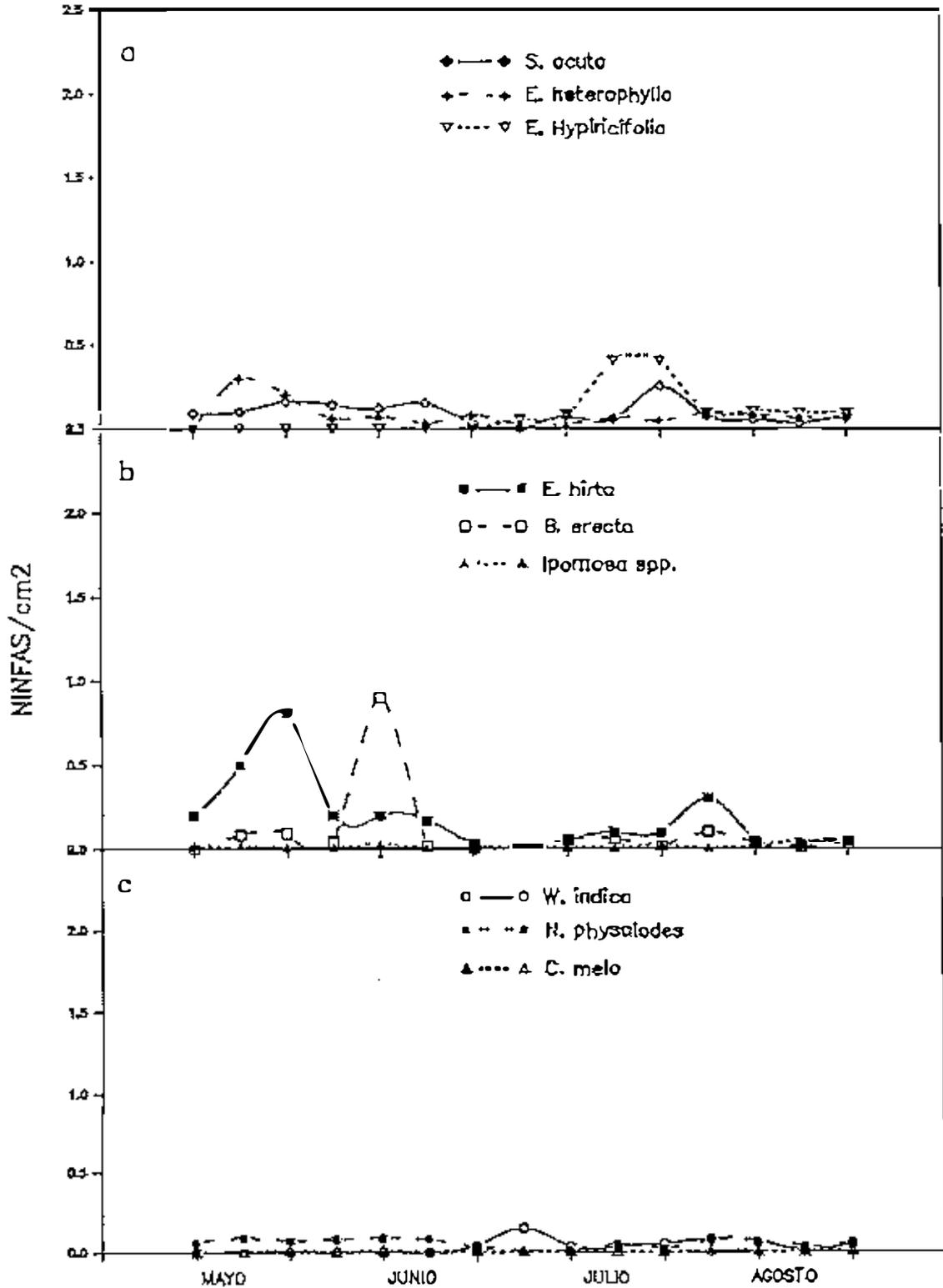


Gráfico 2. Dinámica poblacional de mosca blanca en plantas hospedantes. León, Nicaragua. Mayo a agosto de 1994.

Cuadro 3. Índice de presencia de ninfas de mosca blanca (PRON) en plantas hospedantes, durante tres períodos distintos. León, Nicaragua, 1993-1994.

MAYO-AGOS 1993		FEBR-ABRI 1994		MAYO-AGOS 1994	
HOSPEDANTE	PRON	HOSPEDANTE	PRON	HOSPEDANTE	PRON
<u>Waltheria indica</u>	0.80	<u>Waltheria indica</u>	0.47	<u>Boerhavia erecta</u>	0.21
<u>Nicandra physalodes</u>	0.20	<u>Nicandra physalodes</u>	0.27	<u>Nicandra physalodes</u>	0.20
<u>Sida acuta</u>	0.20	<u>Ipomoea spp.</u>	0.16	<u>Euphorbia hirta</u>	0.20
<u>Ipomoea spp.</u>	0.19	<u>Euphorbia heterophylla</u>	0.15	<u>Ipomoea spp.</u>	0.20
<u>Amaranthus spp.</u>	0.19	<u>E. hypiricifolia</u>	0.14	<u>Sida acuta</u>	0.19
<u>Euphorbia hypiricifolia</u>	0.18	<u>Boerhavia erecta</u>	0.14	<u>E. heterophylla</u>	0.19
<u>Cucumis melo</u>	0.15	<u>Cucumis melo</u>	0.12	<u>Amaranthus spp.</u>	0.16
<u>E. hirta</u>	0.13	<u>Sida acuta</u>	0.12	<u>Waltheria indica</u>	0.15
<u>Boerhavia erecta</u>	0.13	<u>E. hirta</u>	0.12	<u>Cucumis melo</u>	0.13
<u>E. heterophylla</u>	NR	<u>Amaranthus spp.</u>	0.05	<u>E. hypiricifolia</u>	0.11

NR: No Registrado

período tuvo un índice bajo, por lo cual no se mantiene la tendencia de posiciones de los hospedantes. Esta variación se debe posiblemente a las fuertes lluvias que se presentaron a comienzos de este período, lo que también pudo afectar a las demás especies hospedantes cuyos índices PRON fueron bajos (0.11 - 0.21) (Cuadro 3). También pudo influir el hecho de que

las plantas hospedan diferentes géncros de moscas blancas (Bemisia sp. y Trialeurodes spp.) (Cuadro 4); existiendo así variación en la preferencia de especies del insecto por determinados hospederos en los diferentes períodos. Sin embargo, N. indica es uno de los hospedantes importantes.

El melón ocupó en los tres periodos las dos últimas posiciones de PRON, confirmándose así, que en melón es más probable encontrar poblaciones más bajas de moscas blancas que en las otras plantas hospedantes (Cuadro 3). El hecho de que la densidad poblacional y la probabilidad de presencia de poblaciones de mosca blanca en el melón son bajas, no significa que no habrán problemas de virosis. Todo dependerá de la cantidad de inóculo existente en el campo (plantas hospedantes de virus) y no de la cantidad de moscas blancas. Esto se deduce considerando el tipo de virus persistente que transmite la mosca blanca. Lo cual puede comprobarse en un estudio realizado en Guatemala, en el cual se relacionó la fluctuación poblacional de B. tabaci con la incidencia de virosis en el cultivo de tomate. Los resultados mostraron que a pesar de que la densidad poblacional de B. tabaci disminuyó, la incidencia de virosis se mantuvo siempre en aumento a través del tiempo (Chavarría y Salguero, 1994). Es por eso que en muchas regiones utilizan niveles críticos extremadamente bajos (menos de 1 mosca/5 plantas de tomate) (Salguero, 1994b), dando como resultado aplicaciones químicas casi diarias. Tal situación podría también presentarse en el melón.

Cuadro 4. Plantas hospedantes y especies de mosca blanca identificadas¹ en cada hospedante en zonas meloneras de León, Nicaragua. Enero a abril de 1994.

HOSPEDANTE	ESPECIE DE MOSCA BLANCA
<u>Ipomoea</u> spp.	<u>Bemisia tabaci</u>
<u>Euphorbia heterophylla</u>	<u>B. tabaci</u>
<u>E. hypiricifolia</u>	<u>B. tabaci</u>
<u>Cucumis melo</u>	<u>B. tabaci</u>
<u>Sida acuta</u>	<u>B. tabaci</u>
<u>Nicandra physalodes</u>	<u>B. tabaci</u>
	<u>Trialeurodes</u> sp.
<u>Waltheria indica</u>	<u>Trialeurodes</u> sp.
<u>Boerhavia erecta</u>	<u>Trialeurodes</u> sp.
<u>E. hirta</u>	<u>T. abutiloneus</u>

¹ Identificación realizada por Rafael Caballero M.Sc., Sección de Entomología, D.P.V. El Zamorano, Honduras.

Para confirmar la presencia de inóculo de geminivirus en el campo, se recolectaron muestras foliares con síntomas virales y se enviaron al laboratorio para su análisis. Resultaron positivas las muestras de calabacita, pepino y chile (Cuadro 5). Dos de estas plantas son cucurbitáceas, por lo que el problema podría empezar a agravarse, si se trabaja irracionalmente con aplicaciones desmedidas de agroquímicos o negligentemente permitiendo la presencia de inóculo virulento

Cuadro 5. Diagnóstico de geminivirus transmitido por mosca blanca, utilizando PCR.¹ León, Nicaragua. Abril de 1994.

HOSPEDANTES	N° DE MUESTRAS	GEMINIVIRUS	
		NEGATIVO	POSITIVO
<u>Cucumis melo</u> (Melón)	4	4	0
<u>Cucurbita pepo</u> (Pipián)	3	3	0
<u>C. pepo</u> (Calabacita)	3	2	1
<u>Cucumis sativus</u> (Pepino)	7	5	2
<u>Nicandra physalodes</u>	2	2	0
<u>Capsicum annum</u> (Chile)	3	2	1

¹ Realizado por Judith K. Brown Ph.D. Department of Plant Sciences, University of Arizona, Tucson, Az., U.S.A.

en los campos de cultivo. La ausencia de geminivirus en el melón, podría deberse a que existe poca área sembrada de este cultivo en la región, y el insecto vector puede estar no muy bien acostumbrado a este hospedante. Se ha observado en las zonas meloneras de Granada y Tipitapa, Nicaragua, que existe poca preferencia de B. tabaci por el melón, en comparación con otras malezas hospedantes dentro del mismo campo de cultivo³.

Para determinar el parasitismo nativo de B. tabaci se recolectaron pocas muestras, por lo que no se encontró ningún parasitoide.

³ Rafael Caballero M. Sc. El Zamorano, Honduras, 1994. Comunicación personal.

VIII. CONCLUSIONES

En Nicaragua, la mosca blanca no ha significado un grave problema para los productores de melón, prueba de ello es que ningún productor ha realizado aplicaciones dirigidas específicamente contra mosca blanca, hasta el momento.

Durante los tres períodos estudiados, las poblaciones de mosca blanca fueron relativamente bajas tanto en el melón como en las malezas hospedantes.

En el período de febrero a mayo de 1994, se observó un ligero incremento poblacional, el cuál disminuyó eventualmente a medida que se intensificó el período lluvioso.

En los tres períodos, el índice de abundancia de ninfas de mosca blanca en el melón fue bajo, comparado con el índice de las demás plantas hospedantes muestreadas (Nicandra physalodes, Waltheria indica e Ipomoea spp.). Sin embargo, esta información no es más que un indicativo, y no garantiza con certeza el comportamiento que la mosca blanca podría presentar en un agroecosistema específico en el futuro.

Se comprobó la presencia de geminivirus en tres plantas hospedantes, de las cuales dos (calabacita y pepino) son cucurbitáceas.

IX. RECOMENDACIONES

Considerando la presencia de geminivirus en cucurbitáceas y otras plantas hospedantes, es imprescindible evitar o retardar al máximo una repentina explosión poblacional de la mosca blanca ya que podría ocasionar graves problemas a los productores por la infección y diseminación de virus en el melón, además de los otros tipos de daño. Para reducir altas poblaciones de mosca blanca utilizando métodos no químicos se debe comprender plenamente las interacciones entre el insecto, sus plantas hospedantes y factores agroecológicos, así como las relaciones con sus enemigos naturales.

Es importante la eliminación de plantas hospedantes de virus de los campos antes y durante el desarrollo del cultivo. Al terminar el ciclo de melón, se debe incorporar los rastrojos y mantener un control continuo de las plantas viróticas. De esta forma, se comienza el nuevo ciclo melonero con una cantidad reducida de inóculo en el campo.

No es conveniente eliminar las plantas hospedantes de mosca blanca en su totalidad. Existen plantas que pueden beneficiar al productor si se dejan en el campo, tal es el caso de Waltheria indica. Esta planta, a pesar de presentar altas poblaciones, sólo hospeda Trialeurodes spp. la cual no es un vector efectivo como Bemisia tabaci. Además, estas especies de Trialeurodes spp. podrían funcionar como un

reservorio reproductivo de parasitoides que podrían existir en forma nativa en los alrededores de los campos meloneros. Además, W. indica podría no ser hospedante de virus ya que no presentó síntomas.

Las principales plantas hospedantes que sería importante eliminar de los campos de melón son Euphorbia spp., Sida acuta, Ipomoea spp. y Nicandra physalodes por hospedar predominantemente B. tabaci y virus.

Es importante realizar más investigación con el propósito de determinar con exactitud los tipos de geminivirus presentes en las malezas hospedantes y el melón. También evaluar prácticas culturales preventivas de manejo del vector como el uso de barreras vivas, cultivos trampas, trampas amarillas, siembras escalonadas, etc.

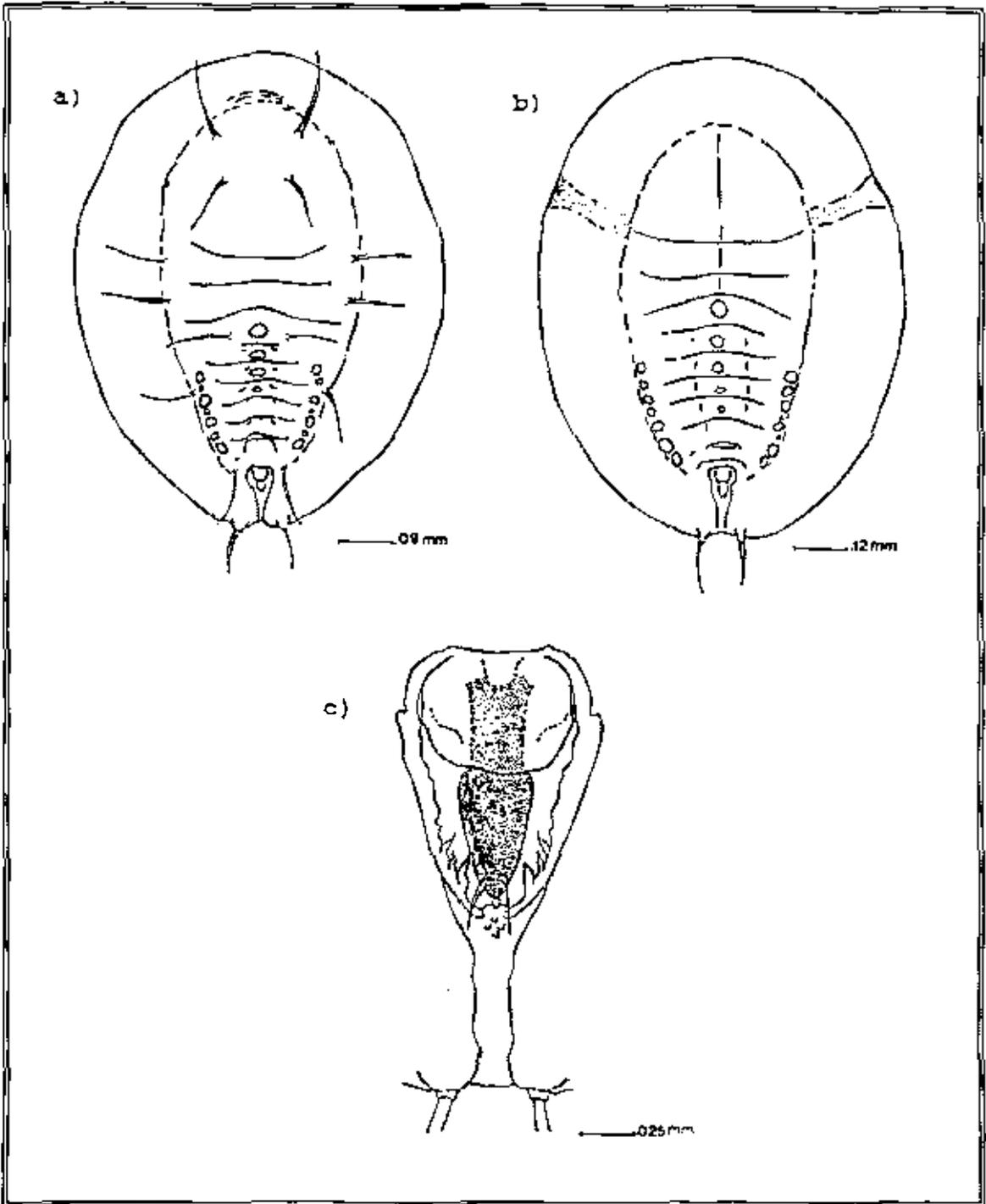


Figura 1. *Bemisia tabaci* (Gennadius). a) Morfología ninfal en hoja con tricomas. b) Morfología ninfal en hoja lisa. c) Orificio vasiforme de la ninfa. Tomado de Caballero, 1992a.

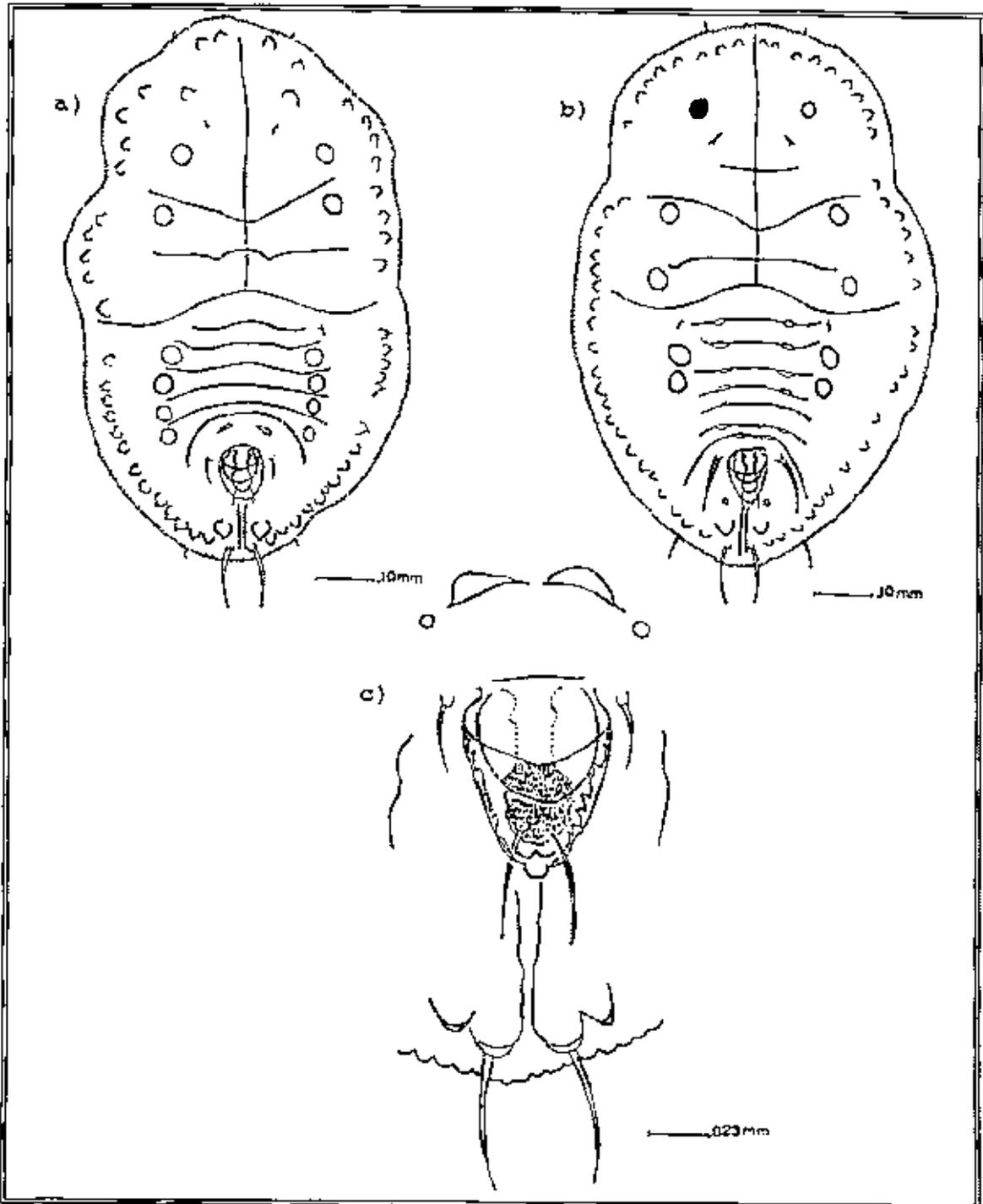


Figura 2. Trialeurodes vaporariorum (Westwood). a) Morfología ninfal en hoja con tricomas. b) Morfología ninfal en hoja lisa. c) Orificio vasiforme de la ninfa. Tomado de Caballero, 1992a.

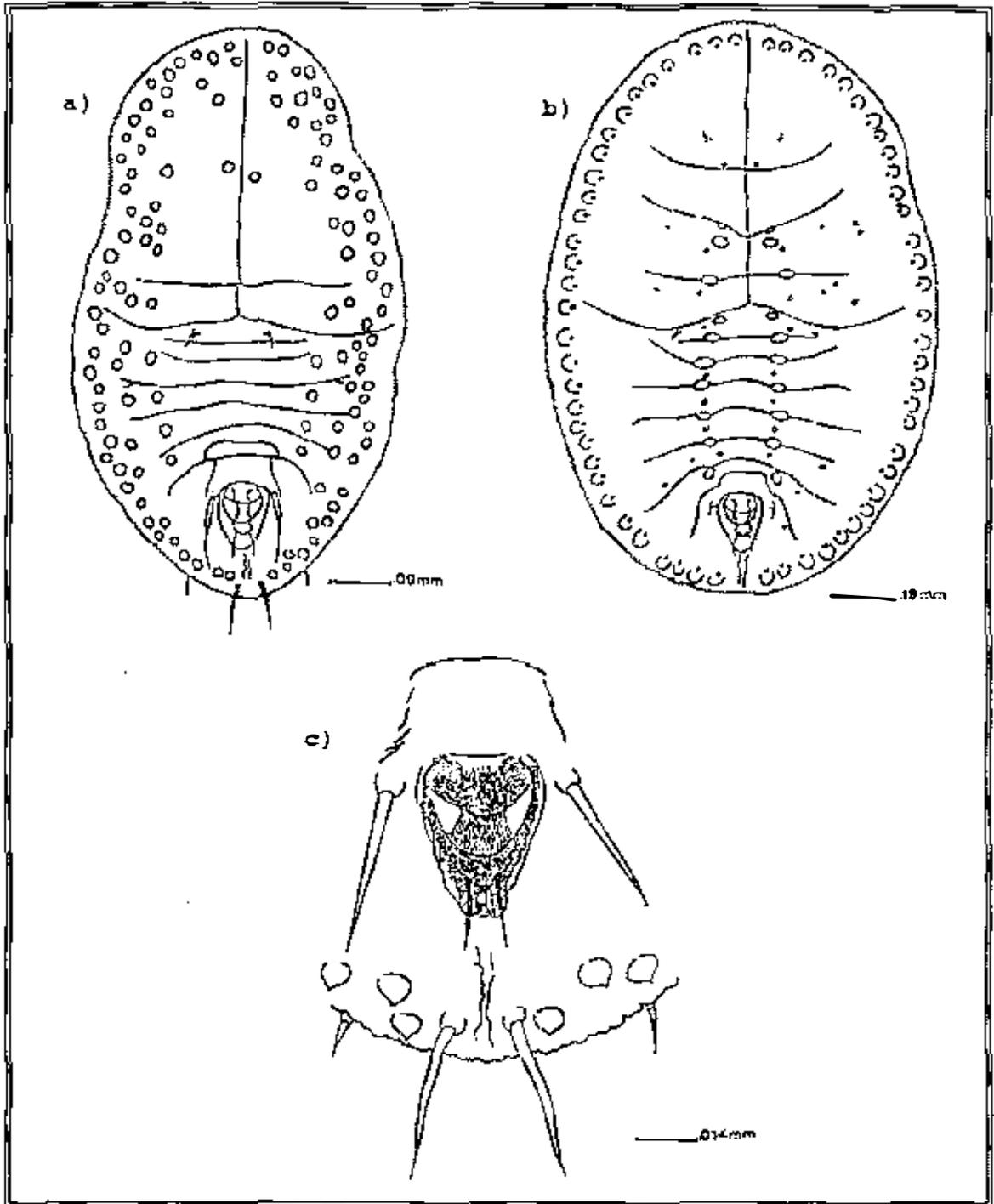


Figura 3. Trialeurodes abutiloneus (Haldeman). a) Morfología ninfal en hoja con tricomas. b) Morfología ninfal en hoja lisa. c) Orificio vasiforme de la ninfa. Tomado de Caballero, 1992a.

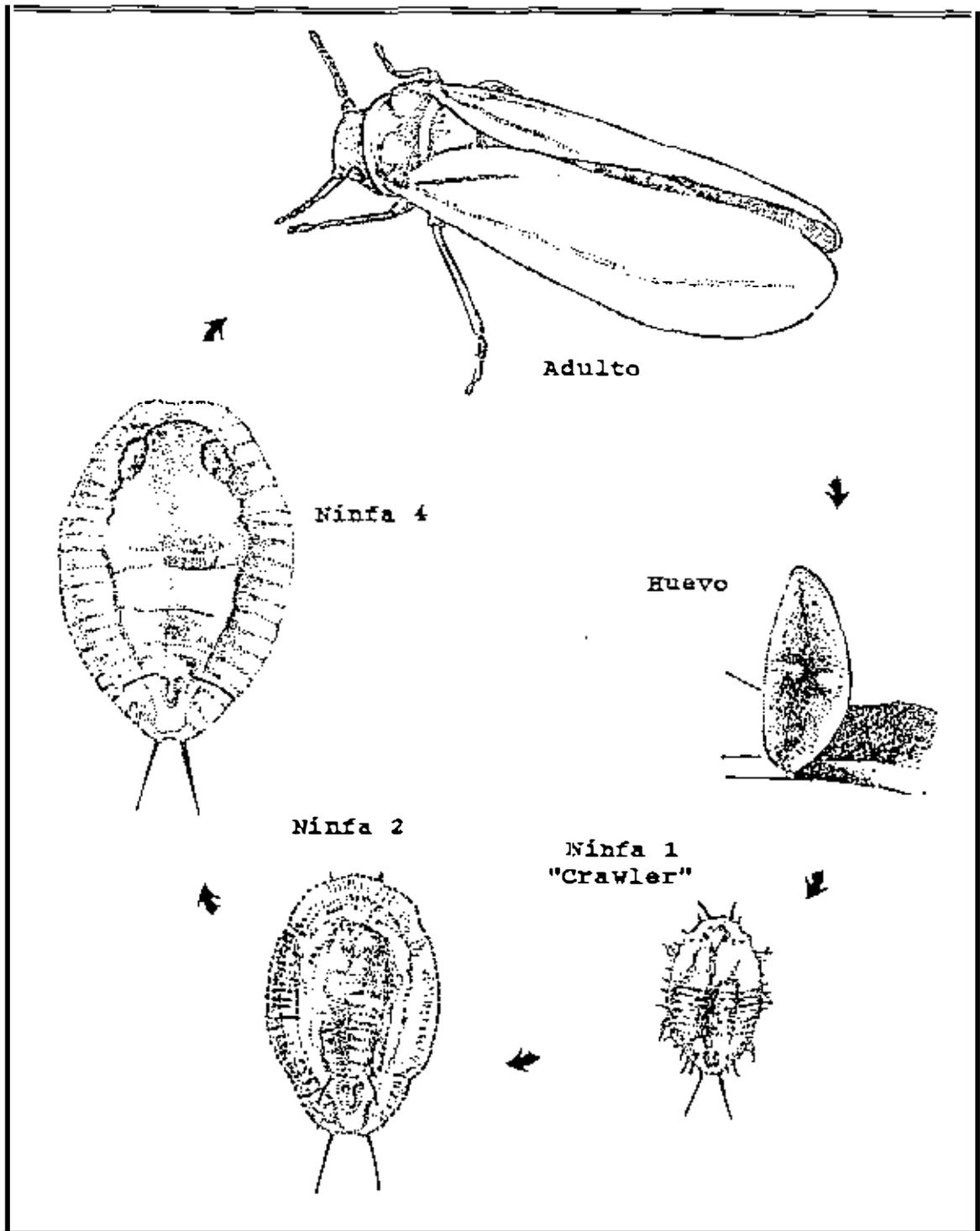


Figura 4. Ciclo de vida de Bemisia tabaci (Gennadius).



Figura 5. Regiones del trópico y subtropico mundial donde Bemisia tabaci (Gennadius) se ha establecido.

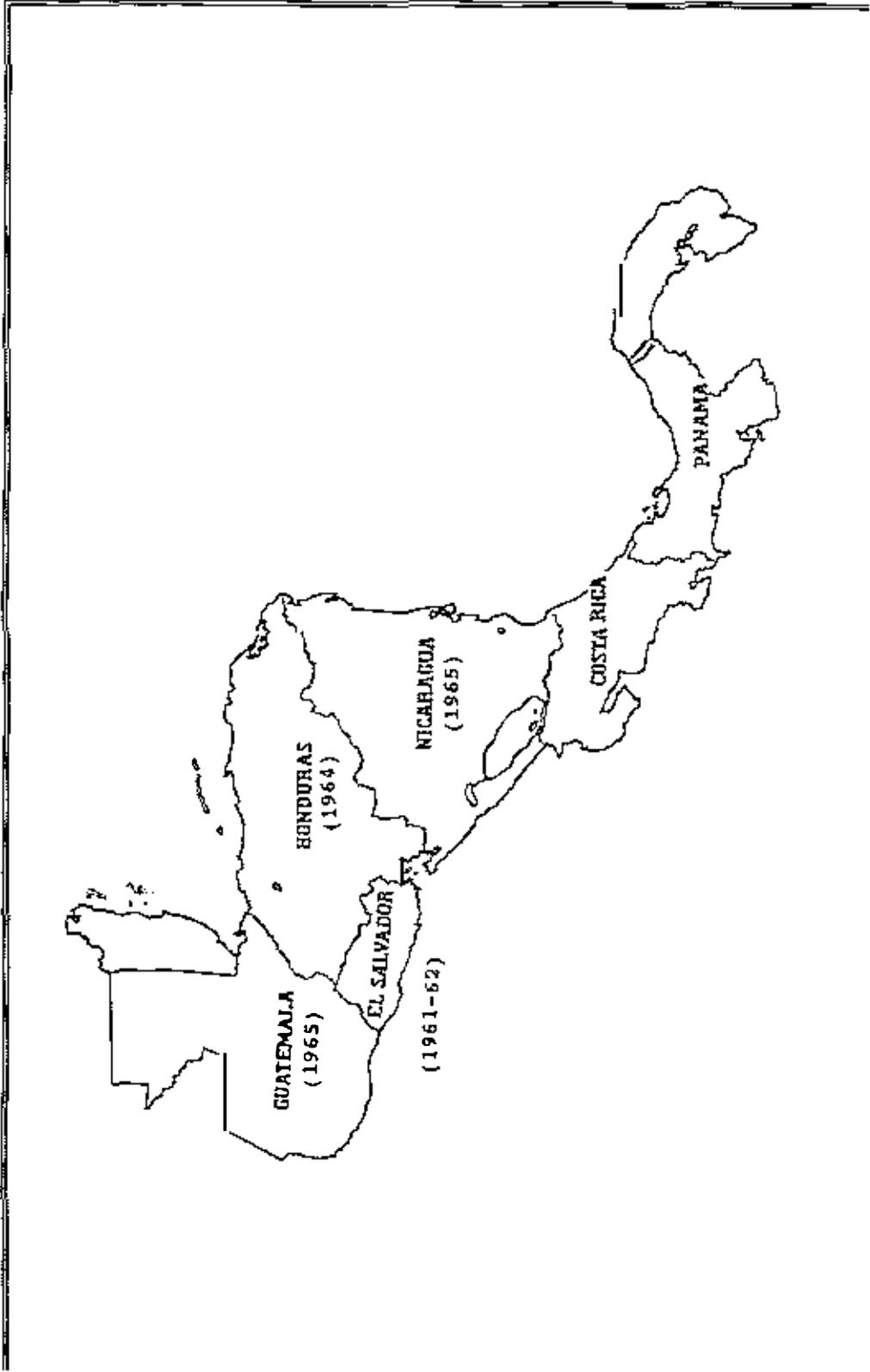


Figura 6. Países de América Central y años en que se reportó por primera vez la presencia de Bemisia tabaci (Gennadius).



Figura 7. Zonas productoras de melón en Nicaragua.

X. RESUMEN

La mosca blanca es reconocida como una plaga importante en todo el mundo. El daño por mosca blanca ha causado pérdidas de hasta 100% en el cultivo de melón en California, Estados Unidos (1990) y Zacapa, Guatemala (1993). En León, Nicaragua, se realizó un estudio de la plaga con el objetivo de conocer el peligro potencial que amenaza a los productores de melón. Se identificaron hospedantes alternos de la mosca y de geminivirus. Se realizaron muestreos de dinámica poblacional recolectando 20 hojas por cada hospedante, contando el número de ninfas por hoja. Los datos se estandarizaron a cm^2 de área foliar para comparar entre especies hospedantes. Se determinó un índice de abundancia relativa de ninfas por cm^2 para cada hospedante. En los períodos de mayo a agosto de 1993 y febrero a abril de 1994 se identificó como principal hospedante la maleza Waltheria indica L. con poblaciones promedio de 1.9 y 0.9 ninfas/ cm^2 , respectivamente, seguida por Nicandra physalodes (L.) Gaertner, con 0.3 ninfas/ cm^2 , en el período de febrero a abril de 1994. En el período de mayo a agosto de 1994 las poblaciones de mosca blanca en todos los hospedantes fueron igualmente bajas, debido probablemente a las lluvias. Durante los tres períodos la población de ninfas en el melón no excedió 0.005 ninfas/ cm^2 , densidad relativamente baja comparada con la de los demás hospedantes. Las especies que presentaron la mayor abundancia relativa de ninfas por cm^2 fueron, W. indica, N. physalodes y Boerhavia erecta L.; sin

embar●, de éstas la única que hospeda Bemisia tabaci (Genn.) es N. physalodes, las demás generalmente hospedan especies de Trialeurodes. La menor abundancia de ninfas durante los tres períodos se presentó en el melón. Aún cuando el nivel poblacional en el melón es bajo●, el peligro de infección viral es bastante alto, considerando que la especie de mosca blanca identificada en el melón es B. tabaci la cual transmite virus de tipo persistente o geminivirus; también se debe considerar que en el presente estudio se determinó la presencia de geminivirus en calabacita y pepino, las cuales son cucurbitáceas, por lo que el virus se podría diseminar al melón. La presencia de inóculo virulento en el campo representa un grave peligro. Se recomienda eliminar las plantas que presenten síntomas de virus antes, durante y después del ciclo de cultivo, preservar W. indica ya que hospeda únicamente Trialeurodes spp. y podría funcionar como un reservorio de enemigos naturales. Las plantas que sí se recomienda eliminar son Euphorbia spp., Sida acuta y N. physalodes por hospedar predominantemente B. tabaci y virus.

XI. LITERATURA CITADA

- BAWDEN, F. C. 1964. Plant Viruses and Virus Diseases. 4th edition. The Ronald Press Company. U.S.A. 139 p.
- BELLOWS, T. S.; PERRING, T. M.; GILL, R. J.; HEADRICK, D. H. 1994. Description of a species of Bemisia (Homoptera: Aleyrodidae). Ann. Entomol. Soc. Am. 87(2): 195-206.
- BINK-MOENEN, R. M.; MOUND, L. A. 1990. Whiteflies: diversity, biosystematics and evolutionary patterns. In Whiteflies: their bionomics, pest status and management. Gerling, D. Ed. Intercept Ltd. Andover. pp. 1-11.
- BORROR, D. J. 1979. An introduction to the study of insects. Fifth edition. CBS college publishing. U.S.A. 330 p.
- BROADBENT, A. B.; FOOTIT, R. G.; MURPHY, G. D. 1989. Sweetpotato whitefly Bemisia tabaci (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), a potential insect pest in Canada. The canadian entomologist 121(11): 1027-1028.
- BROWN, J. K. 1992. Evaluación Crítica sobre los Biotipos de Mosca Blanca en América, de 1989 a 1992. In Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central Y el Caribe. Hilje, L.; Arboleda, O. Eds. Memoria del taller centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas. 3-5 de agosto. CATIE informe técnico N° 205. Turrialba, Costa Rica. pp. 1.
- BYRNE, D. N. 1990. Ecology and behaviour of the sweetpotato whitefly, Bemisia tabaci (Gennadius). In Sweetpotato whitefly mediated vegetable disorders in Florida. Yokomi, R.K.; Narayanan, K.R.; Schuter, D.J. Eds. Lumoprint. Miami, Florida. pp. 39-40.
- BYRNE, D. N.; BELLOWS, T. S.; PARRELLA, M. P. 1990. Whiteflies in Agricultural Systems. In Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management. Gerling, D. Ed. Intercept Ltd. Andover. pp. 227-261.
- BYRNE, D. N.; MOORE, L.; PALUMBO, J. C.; WATSON, T. F. 1992. Mosca blanca. Trad. Camalich, J.L. Fomento Agrícola, boletín No 1. Hermosillo, Sonora, México. 3 p.
- CABALLERO, R. 1992a. Whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) from Central America and Colombia including slide-mounted pupal and field keys for identifications, natural enemies, and economic importance. M.Sc. Thesis, Kansas State University. 201 p.

- CABALLERO, R. 1992b. Las moscas blancas neotropicales (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE): hospedantes, distribución, enemigos naturales e importancia económica. In Las moscas blancas (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE) en América Central y el Caribe. Hilje, L.; Arboleda, O. Eds. Memoria del taller centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas. CATIE informe técnico N° 205. 3-5 de agosto. Turrialba, Costa Rica. pp. 10-15.
- CARDAJAL, P.; RIVERA, M. 1992. Reconocimiento, manejo y control de mosca blanca. Secretaría de recursos naturales. Govel arte impresos. Honduras, C.A. 15 p.
- CATIE. 1990. Guía para el manejo integrado de plagas del cultivo de tomate. CATIE informe técnico N° 151. Turrialba, Costa Rica. 138 p.
- CAVE, R. 1994. ¿Es viable el control biológico de un vector de geminivirus, como Bemisia tabaci? Sometido a revista Manejo Integrado de Plagas, CATIE, Costa Rica. Departamento de Protección Vegetal. E.A.P. El Zamorano, Honduras. 11 p.
- CHAVARRIA, R.; SALGUERO, V. 1994. Fluctuación poblacional y comparación de sistemas de manejo de mosca blanca, Bemisia tabaci, en tomate en la laguna de Retana, Guatemala. In Biología y manejo del complejo mosca blanca-virosis. Mata, M.; Dardón, D.; salguero, V. Eds. Memoria del III taller centroamericano y del Caribe sobre mosca blanca. 19-23 de septiembre. Antigua, Guatemala. pp. 85.
- CHEEK, S.; MACDONALD, O. 1994. Preventing the establishment of Bemisia tabaci in the United Kingdom. In Management of Bemisia tabaci. SCI Pesticides Group Abstracts. London, 25 January. p. 7.
- COHEN, S. 1990. Epidemiology of Whitefly-Transmitted Viruses. In Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management. Gerling, D. Ed. Intercept Ltd. Andover. pp. 211-225.
- COHEN, S.; ANFIGNUS, Y.; BEN-JOSEPH, R. 1990. Whitefly-borne viruses in Israel. In Sweetpotato whitefly mediated vegetable disorders in Florida. Yokomi, R.K.; Narayanan, K.R.; Schuter, D.J. Eds. Lamoprint. Miami, Florida. 41 p.

- COMISION NACIONAL DE MOSCA BLANCA. 1992. Las moscas Blancas en Nicaragua. In Las moscas blancas (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE) en América Central y el Caribe. Hilje, L.; Arboleda, O. Eds. Memoria del taller centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas. 3-5 de agosto. Turrialba, Costa Rica. pp. 54-57.
- DE LA CRUZ, W. 1993. Oportunidades y tendencias en melón. In Memoria del V taller centroamericano de fitoprotección en melón. 6-7 de agosto. Esquipulas, Guatemala. pp. 58-87.
- GILL, R. J. 1990. The morphology of whiteflies. In whiteflies: their bionomics, pest status and management. Gerling, D. Ed. Intercept Ltd. Andover. pp. 13-46.
- GURDIAN, W. A. 1992. Proyecto de cultivo de melones de exportación. Agrícola Lourdes Gurdián & Cía. Ltda. León, Nicaragua. 14 p.
- HILJE, L. 1994. Aspectos bioecológicos de Bemisia tabaci en mesoamérica. In Biología y manejo del complejo mosca blanca-virosis. Mata, M.; Dardón, D.; Salguero, V. Eds. Memoria del III taller centroamericano y del Caribe sobre mosca blanca. 19-23 de septiembre. Antigua, Guatemala. pp. 53-71.
- INTERNATIONAL INSTITUTE OF BIOLOGICAL CONTROL. 1993. Bemisia tabaci an update 1986-1992, on the cotton whitefly with an annotated bibliography. Cock M.J.W. Ed. 78 p.
- KING, A. B.; SAUNDERS, J. L. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. ODA, Londres. 182 p.
- LASTRA, R. 1992. Los geminivirus: un grupo de fitovirus con características especiales. In Las moscas blancas (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE) en América Central y el Caribe. Hilje, L.; Arboleda, O. Eds. Memoria del taller centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas. 3-5 de agosto. CATIE informe técnico N° 205. Turrialba, Costa Rica. pp. 16-19.
- MARKHAM, P. G.; BEDFORD, I. D.; LIU, S.; PINNER, M. S. 1994. The transmission of Geminiviruses by Bemisia tabaci. In Management of Bemisia tabaci. SCI Pesticides Group Abstracts. London, 25 January. p. 3.
- MATTHEWS, R. E. 1991. Plant Virology. 3rd edition. Academic Press Inc. London. pp. 554-555.

- MEJIA, L.; DARDON, D. 1994. Virus transmitidos por mosca blanca: situación actual y necesidades de investigación y transferencia. *In* Biología y manejo del complejo mosca blanca-virosis. Mata, M.; Dardón, D.; Salguero, V. Eds. Memoria del III taller centroamericano y del Caribe sobre mosca blanca. 19-23 de septiembre. Antigua, Guatemala. pp. 109-120.
- MORAN, M. 1994. Incidencia y efectos de mosca blanca en el cultivo de melón, estudio y prácticas para su control. *In* Biología y manejo del complejo mosca blanca-virosis. Mata, M.; Dardón, D.; Salguero, V. Eds. Memoria del III taller centroamericano y del Caribe sobre mosca blanca. 19-23 de septiembre. Antigua, Guatemala. pp. 39-49.
- SALGUERO, V. E. 1992. Perspectivas para el manejo del complejo mosca blanca-virosis. *In* Las moscas blancas (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE) en América Central y el Caribe. Hilje, L.; Arboleda, O. Eds. Memoria del taller centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas. 3-5 de agosto. Turrialba, Costa Rica. pp. 20-26.
- SALGUERO, V. E. 1993. Mosca blanca: la plaga del siglo. Trabajo presentado en I convención centroamericana de agronomía y VIII congreso nacional de ingenieros agrónomos. Esquipulas, Guatemala, 4-6 de agosto de 1993. 20 p.
- SALGUERO, V. E. 1994a. Opciones no químicas para manejar el complejo Bemisia tabaci-virosis. *In* Biología y manejo del complejo mosca blanca-virosis. Mata, M.; Dardón, D.; Salguero, V. Eds. Memoria del III taller centroamericano y del Caribe sobre mosca blanca. 19-23 de septiembre. Antigua, Guatemala. pp. 133-147.
- SALGUERO, R. 1994b. Análisis del complejo mosca blanca-virosis en tomate. *In* Biología y manejo del complejo mosca blanca-virosis. Mata, M.; Dardón, D.; Salguero, V. Eds. Memoria del III taller centroamericano y del Caribe sobre mosca blanca. 19-23 de septiembre. Antigua, Guatemala. pp. 16-22.
- SCHUSTER, D. J.; PRICE, J. F.; KRING, J. B.; EVERETT, P. H. 1989. Integrated management of the sweetpotato whitefly on comercial tomato. University of Florida. Bradenton GCREC Research Report BRA1989-12. 22 p.

- SPILLARI, A. G. 1994. Problemática del complejo mosca blanca-virus en algodón en centroamérica. In Biología y manejo del complejo mosca blanca-virosis. Mata, M.; Dardón, D., Salguero, V. Eds. Memoria del III taller centroamericano y del Caribe sobre mosca blanca. 19-23 de septiembre. Antigua, Guatemala. pp. 23-38.
- STANSLY, P. A.; SCHUSTER, D. J. (SF). Whitefly Update. Manuscript. Southwest Florida Research and Education Center and Gulf Coast Research and Education Center. 18 p.
- VAN LENTEREN, J. C.; NOLDUS, L. P. 1990. Whitefly-plant relationships: behavioural and ecological aspects. In Whiteflies: their bionomics, pest status and management. Gerling, D. Ed. Intercept Ltd. Andover. pp. 47-89.
- WALKER, P. 1994. The biological control future for whitefly management. In Management of Bemisia tabaci. SCI Pesticides Group Abstracts. London, 25 January. p. 5.

CAPITULO II

IDENTIFICACION DE PARASITOIDES DE Diaphania hyalinata L.

[LEPIDOPTERA: PYRALIDAE] EN LEON, NICARAGUA

I. INTRODUCCION

La dinámica poblacional de un organismo vivo cualquiera debería mantenerse en forma fluctuante y constante a través del tiempo dentro de ciertos límites definidos en forma natural por factores bióticos o abióticos. Sin embargo, siempre hay alteraciones en estos factores que ocasionan explosiones poblacionales, convirtiéndose dicho organismo en una plaga.

Un ejemplo muy representativo de los factores bióticos son los parasitoides. Un parasitoide es un organismo cuyas fases primarias de su ciclo de vida, las vive parasíticamente en otro organismo u hospedante, el cual muere en la mayoría de los casos (Mayr, 1969).

En el caso particular de Diaphania spp., se ha reportado como una de las plagas claves de las cucurbitáceas. Específicamente en el melón de Nicaragua, gran parte de las pérdidas de fruta son debidas a Diaphania spp., (Valdivia, 1993). Por eso es importante conocer qué es lo que pasa con los factores que deberían mantener en equilibrio las poblaciones de Diaphania spp.

La única forma de conocer la situación de los enemigos naturales, específicamente de los parasitoides de Diaphania spp., es mediante recolecciones de campo de dicho hospedante y de esta forma poder identificar y evaluar la eficacia de los parasitoides encontrados.

II. JUSTIFICACION DEL ESTUDIO

Considerando las altas pérdidas en descarte de frutas cucurbitáceas que se han reportado en muchos lugares (Peña et al., 1987) y las registradas en temporadas meloneras de años anteriores en Nicaragua debido a Diaphania spp. (Valdivia, 1993), se debe reducir este problema o evitar que aumente. Para ésto, es importante conocer la biología y ecología de la plaga y las relaciones con sus enemigos naturales y así evaluar métodos para su control.

III. OBJETIVO GENERAL

Conocer la dinámica poblacional y existencia de parasitoides nativos de Diaphania spp. en la zona de León en Nicaragua.

IV. OBJETIVOS ESPECIFICOS

a) Describir las condiciones de las diferentes fincas meloneras de León durante el ciclo no melonero.

b) Explicar de qué manera las condiciones influyen en el desarrollo de las larvas y el parasitismo nativo.

V. REVISION DE LITERATURA

En el cultivo de melón (Cucumis melo L.), Diaphania spp. es reconocida como una de las principales plagas (Lastres, 1993). Diaphania spp. pertenece al orden Lepidoptera, familia Pyralidae y las dos especies conocidas como problema en el melón son: el gusano del melón (Diaphania hyalinata L.), encontrado principalmente en el follaje (Elsey et al., 1984); y el gusano del pepino (Diaphania nitidalis Stoll.) el cual se localiza principalmente en el fruto (Robinson et al., 1979). Frutos perdidos debido a Diaphania spp., pueden exceder el 30% en los Estados Unidos (Mc-Sorley y Waddill, 1982); el 66 % en el Caribe (Parasran y Rai, 1980) y el 63 % en Brasil (Pérez et al., 1982) (Porcentajes citados por Peña et al., 1987). En Nicaragua, D. hyalinata se ha encontrado en hábitats inusuales (barrenando los frutos) y ha causado pérdidas de hasta 50% en muchas localidades. Diaphania nitidalis se ha presentado muy esporádicamente; ésto durante el ciclo 1992-93 (Valdivia, 1993).

BIOLOGIA:

Los gusanos del melón y pepino como todos los lepidópteros son holometábolos. Esto significa que su metamorfosis es la más evolucionada y completa, pasando por cuatro etapas: huevo, larva, pupa y adulto (Andrews y Caballero, 1989) (Figuras 8 y 9). La etapa de huevo dura de 4 a 5 días. Los huevos son de forma irregular o aplanados

(Robinson et al., 1979), puestos generalmente individuales en la superficie foliar, yemas, tallos, flores o frutas (King y Saunders, 1984).

La etapa larval dura de 14 a 21 días y se divide 5 estadios. En su último estadio, las larvas llegan a medir hasta 25 mm. de longitud (King y Saunders, 1984). En esta etapa Diaphania spp. se convierte en un problema, ya que se vuelve más voráz, dañando el cultivo al alimentarse del follaje o al barrenar la fruta (Metcalf y Flint, 1965).

Las larvas de D. hyalinata se diferencian físicamente de las de D. nitidalis básicamente por la coloración. D. hyalinata en su estado larval presenta una coloración verde brillante con dos rayas dorsales de color blanco (Davidson y Lyon, 1987) (Lámina IV-e; tomado de Schmutterer, 1990); las larvas que penetran al fruto, tienen un color más pálido que las que se alimentan del follaje (Schmutterer, 1990). Además, son más delgadas y activas en sus movimientos que D. nitidalis (Metcalf y Flint, 1965). Las larvas de D. nitidalis presentan una coloración blanquecina o amarillo-verdoso; con una hilera transversal de puntos negros en cada segmento, los cuales permanecen hasta el 4^o estadio (Metcalf y Flint, 1965) (Lámina IV-f). En su último estadio, la coloración blanquecina de D. nitidalis se mantiene hasta un poco antes de empupar, finalizando con una ligera coloración rosada. En este último estadio los puntos negros desaparecen (King y Saunders, 1984),

la larva deja de alimentarse y se mueve hacia las hojas donde empieza a empupar (Fulton, 1947; citado por Robinson et al., 1979).

El período de pupa dura de 5 a 10 días y ésta es de color pardo oscuro (King y Saunders, 1984). La pupa está cubierta por un cocón delgado de seda y éste a su vez, yace enrollado en una hoja de la planta hospedante o en el suelo (Metcalf y Flint, 1965; Robinson et al., 1987).

Los adultos de ambas especies son diferenciables físicamente entre sí. El adulto de D. hyalinata es una palomilla de color blanco aperlado, con una banda angosta de color pardo oscuro que se extiende por todo el margen de las alas (Davidson y Lyon, 1987). Tiene una extensión entre alas de más o menos 4.4 cm. El tórax es de color pardo oscuro, mientras que el abdomen es blanco plateado, con un penacho de pelos oscuros en la parte posterior abdominal (Schmutterer, 1990; Metcalf y Flint, 1965). La longitud de su cuerpo varía de 23 a 30 mm. (King y Saunders, 1984) (Figura 8).

Diaphania nitidalis es una palomilla que tiene el margen de las alas color pardo amarillento, al igual que el tórax. La parte central del ala anterior y dos terceras partes del ala posterior son amarillentas o ligeramente transparentes (Robinson et al., 1987). La extensión entre alas es de aproximadamente 2.5 cm. El abdomen es de color blanco amarillento exceptuando el último segmento abdominal, el cual es de color oscuro y presenta un penacho de pelos del mismo

color (Metcalf y Flint, 1965). La longitud de su cuerpo es de 25 a 30 mm (King y Saunders, 1984) (Figura 9). La duración del ciclo de vida de ambas especies depende básicamente de la temperatura existente en el lugar en que se desarrollan (Metcalf y Flint, 1965).

DISTRIBUCION:

Diaphania spp. se encuentra desde Canadá, el Caribe y hasta Sudamerica (Schmutterer, 1990). Estas especies son consideradas de clima tropical por lo que en Estados Unidos sus reservorios se encuentran en los estados del golfo de México y Sureste de la Florida (Capinera et al., 1991), siendo nula su dispersión en el invierno debido a las bajas temperaturas (Elsley, 1980).

HOSPEDANTES:

Los hospedantes de Diaphania spp. son todas las cucurbitáceas en general (Robinson et al., 1979; Peña et al., 1987). Aunque en el caso particular de D. hyalinata se ha reportado que puede hospedarse en habichuela, batata, cafeto (Schmutterer, 1990); y hasta en árboles de Cordia dentata (tigüilote o uvito) (Lastres, 1993).

DAÑO:

El daño que estas especies hacen al cultivo depende de la especie que se encuentre presente. D. hyalinata, es

principalmente un defoliador (Metcalf y Flint, 1965; King y Saunders, 1984); sin embargo, cuando sus poblaciones son exageradamente altas, se le puede encontrar barrenando las frutas (Lastres, 1993). Diaphania nitidalis, durante los primeros tres estadios se alimenta de las yemas y flores, y en sus últimos dos estadios se dirige hacia la fruta y se alimenta de ella barrenándola (Robinson et al., 1979). El daño a la fruta por parte de ambas larvas es diferente, D. hyalinata raspa la superficie del fruto y daña considerablemente la redcilla; en cambio D. nitidalis barrena el fruto haciendo pequeños agujeros (Lastres, 1993).

CONTROL:

Lo que se ha utilizado en forma tradicional ha sido el control químico de amplio espectro, sin embargo; este tipo de control debe considerarse como una última alternativa debido a los efectos que ocasiona en el ambiente (Andrews y Quezada, 1989). La utilización de prácticas preventivas es una opción a considerar; dentro de éstas, algunos recomiendan: la recolección y eliminación de frutos dañados, considerando que la larva una vez dentro de los frutos, no se verían afectadas por una aplicación y de esta forma su incidencia en el campo disminuiría (King y Saunders, 1984). Otra práctica es la destrucción e incorporación de los rastrojos y plantas hospedantes alcañas, entre otros (Metcalf y Flint, 1965).

Cuando las larvas logran escapar de estas prácticas y llegan a establecerse en el follaje, ciertos agricultores utilizan productos microbiales como Bacillus thuringiensis si las larvas se encuentran en sus primeros estadios (Lastres, 1993).

EL CONTROL NATURAL Y Diaphania spp.:

Las acciones combinadas del medio natural en donde se desarrolla un organismo determinado, mantienen sus poblaciones reguladas. Dentro de estas acciones combinadas se encuentran los enemigos naturales (Huffaker y Mcssenger, 1987). Debido a la baja tolerancia de los productores de melón al daño cosmético que ocasiona Diaphania spp., éstos se ven obligados a emplear un programa intensivo de aplicaciones, consecuentemente los enemigos naturales que normalmente toman días y no horas para controlar la plaga, no pueden controlarla, debido a que no logran establecerse⁴.

A pesar de las aplicaciones químicas, se ha logrado comprobar la existencia de parasitoides nativos de Diaphania spp. en Estados Unidos y la región latinoamericana (Anexo 2).

⁴ Hugh Smith M. Sc. University of Florida. U.S.A., 1993. Comunicación personal.

VI. MATERIALES Y METODOS

El estudio se realizó en el período en que no se siembra melón, de mayo a agosto de 1993, en las fincas meloneras de San Francisco, Lourdes y San José de la Montaña; en el departamento de León, República de Nicaragua. El sitio está situado a una altitud de 70 msnm, con una temperatura promedio de 27.9°C, y una precipitación promedio anual de 1,559 mm. (Estación Pluviométrica de León, sf; citado por Gurdián, 1992). La topografía de los terrenos es plana y los suelos presentan una textura variable desde franco-arenosa hasta franco-arcillosa.

Recolección de larvas:

Las recolecciones de larvas de D. hyalinata se realizaron en el melón voluntario, debido a que en muchas de las fincas no se incorporaron los rastros después de la última cosecha. No se recolectó D. nitidalis debido a que su densidad en el campo era demasiado baja o nula.

Las larvas se recolectaron en sus estadíos finales, ya que es más probable que exista parasitismo en larvas más viejas que en las jóvenes, debido a que la larva ha estado expuesta durante la mayor parte de su período larval a los enemigos naturales.

Las recolecciones se hicieron manualmente. Cada recolección consistió en revisar al azar las hojas de varias plantas del melón voluntario en el campo, durante un período

de 2 horas. Cada larva encontrada se recolectó cortando la hoja que la hospedaba y se introdujo en un recipiente plástico con papel toalla, el cual se mantuvo siempre en la sombra para evitar la muerte de las larvas por el aumento de la temperatura interna del recipiente. Una vez recolectadas, las larvas fueron llevadas a un cuarto a temperatura ambiente en donde se transfirieron a vasitos plásticos individuales, con un poco de material foliar de melón fresco como alimento, proporcionando más material foliar si hubiese faltado.

A partir del día de la recolección se hicieron observaciones diariamente, con el propósito de darle seguimiento al ciclo de vida de las larvas de D. hyalinata.

Identificación de parasitoides:

Los parasitoides encontrados se recolectaron y se enviaron para su identificación al Centro de Inventario Agroecológico y Diagnóstico (CIAD) del Departamento de Protección Vegetal de la Escuela Agrícola Panamericana.

VII. RESULTADOS Y DISCUSION

Las condiciones prevaescentes durante el período de mayo a agosto de 1993 fueron diferentes para cada finca, por lo cual la densidad de melón voluntario y larvas en las mismas también varió. Los muestreos fueron realizados bajo estas condiciones diferentes, por lo cual no se pueden hacer comparaciones entre fincas.

En la finca San Francisco, muchas de las terrazas fueron sembradas con maíz, por lo que se incorporaron las malezas (incluyendo al melón voluntario) al momento de la preparación del terreno. Debido posiblemente a esto, la cantidad de larvas recolectadas por muestreo disminuyó con el paso del tiempo (Gráfico 3). Por otro lado, en las terrazas donde aún había malezas, éstas crecieron tanto que cubrieron casi por completo al melón voluntario, provocando su muerte; y por consiguiente, la cantidad de larvas disponibles para recolectar fue menor.

En San José de la Montaña, la cantidad de larvas recolectadas por muestreo también fue disminuyendo, debido a que las malezas de una parte de la finca fueron incorporadas, eliminando al melón voluntario (Gráfico 4).

En la finca Lourdes se utilizó como rotación el cultivo de soya (Glycine max). A pesar de la preparación del terreno, se observó una alta densidad de melón voluntario, tanto en el cultivo como en los alrededores. Aparentemente, hubo una gran cantidad de semillas de melón que quedaron en el

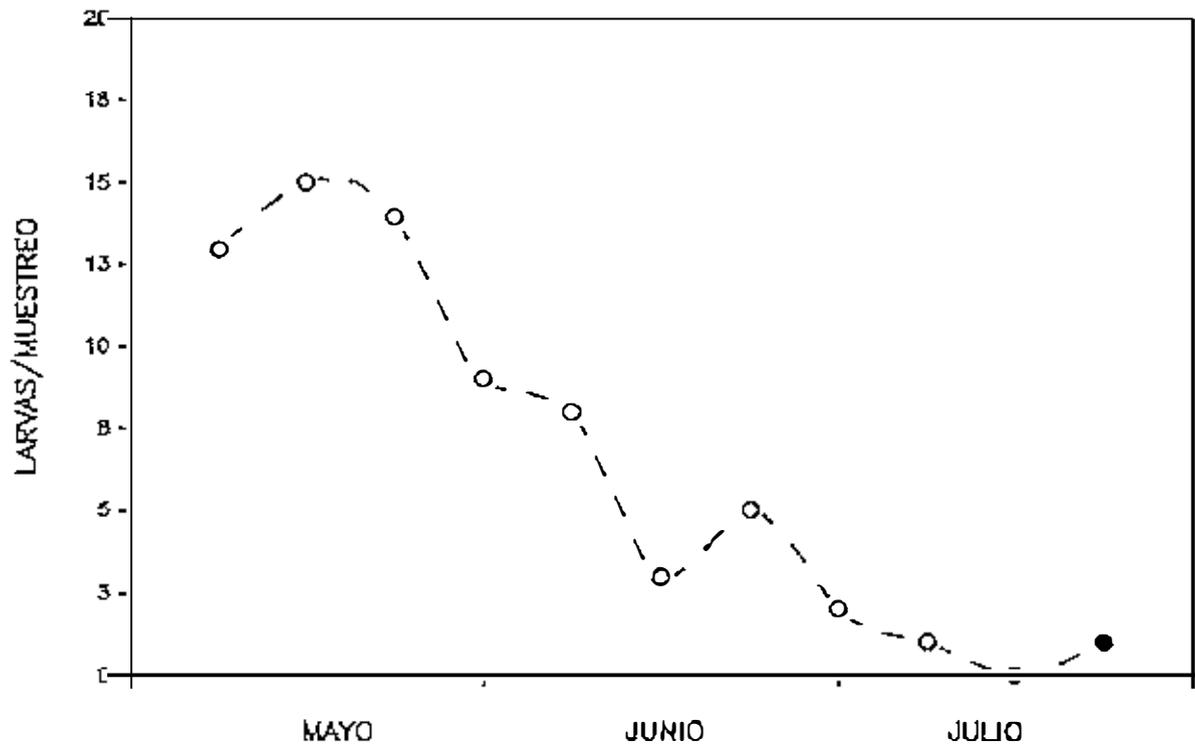


Gráfico 3. Dinámica poblacional de Diaphania hyalinata L. en la finca San Francisco en León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993.

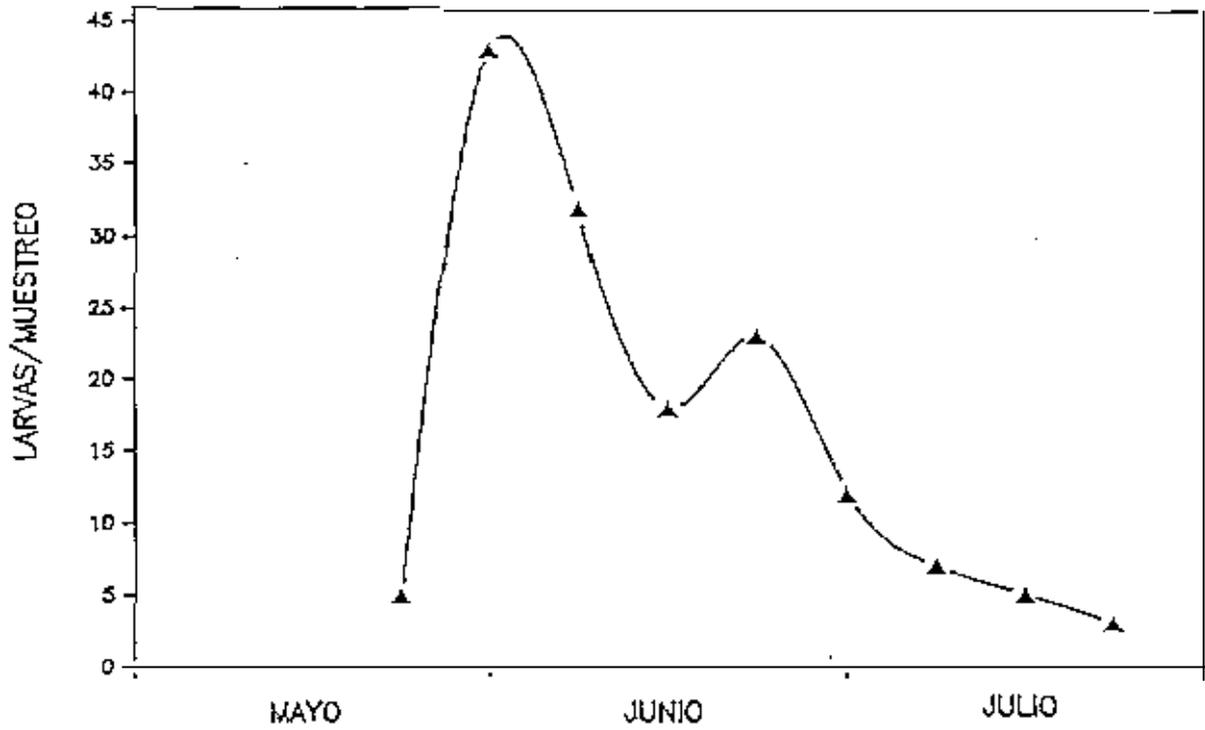


Gráfico 4. Dinámica poblacional de Diaphania hyalinata L. en la finca San José de la Montaña en León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993.

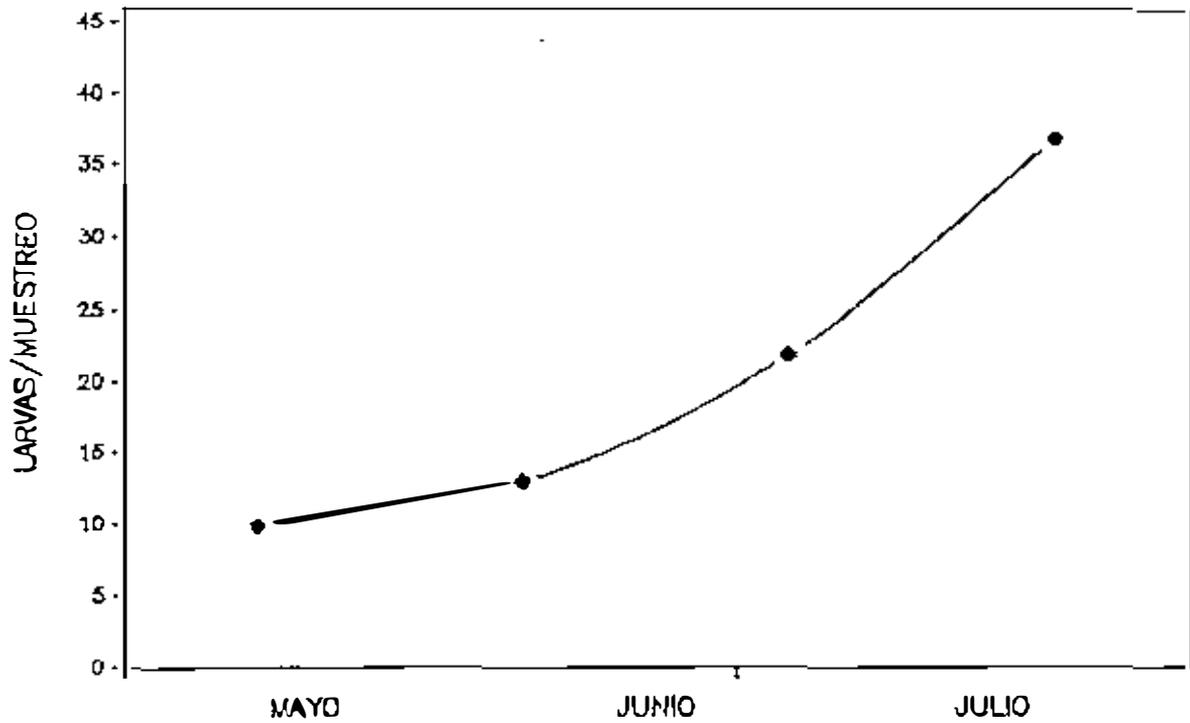


Gráfico 5. Dinámica poblacional de *Diaphania hyalinata* L. en la finca Lourdes en León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993.

campo las que eventualmente germinaron convirtiéndose en plantas voluntarias. El melón voluntario llegó a desarrollarse tan bien que enredaba sus zarcillos en las plantas de soya y se extendía sin problemas.

Al iniciar los muestreos en esta finca, el melón voluntario se encontraba con bastante follaje y en plena floración, lo cual, pudo favorecer el aumento en el número de larvas por muestreo (Gráfico 5).

De las 293 larvas recolectadas en las tres fincas, la mayor cantidad (84), murieron debido a patógenos (Cuadro 6). Estos patógenos pudieron ser recolectados del campo junto con las larvas, o haber sido accidentalmente inoculados a los vasitos cuando se realizó el manipuleo en la transferencia de larvas. A pesar de esto, 207 larvas resultaron sanas, logrando completar su ciclo biológico y únicamente dos larvas se encontraron parasitadas (Cuadro 6). Se encontraron dos himenópteros parasitoides de la familia Braconidae, los cuales fueron identificados como: Stantonia sp. y Apanteles impiger Muesebeck. Ambos parasitoides fueron recolectados de la finca San Francisco. El parasitismo por moscas fue nulo durante este período (Cuadro 6).

Cuadro 6. Parasitismo de larvas de Diaphania hyalinata L. en fincas meloneras de León, Nicaragua. Ciclo no melonero (mayo-agosto) de 1993.

FINCA	PARASITADAS POR AVISPAS	PARASITADAS POR MASCAS	MUERTE POR PATOGENOS	LARVAS SANAS	TOTAL
San Francisco	2	0	18	51	71
Lourdes	0	0	23	49	72
San José de la Montaña	0	0	43	107	150
TOTAL EN CICLO NO MELONERO	2 (0.7%)	0 (0.0%)	84 (28.6%)	207 (70.6%)	293 (100%)

VIII. CONCLUSIONES

El parasitismo nativo en D. hyalinata durante el ciclo no melonero de 1993 fue mínimo (0.7%), lo cual indica que dicho parasitismo por sí mismo, no va a lograr mayor control. Sin embargo, esto no justifica un mal manejo de los plaguicidas para controlar esta plaga.

El bajo número de parasitoides de D. hyalinata en esta época, se debió posiblemente a una disminución de la fuente de alimento (y hospedantes) de los parasitoides, considerando la alta especificidad que D. hyalinata tiene por las cucurbitáceas. Al disminuir las plantas hospedantes en el campo, disminuye también la densidad de D. hyalinata y con ella, la densidad de los parasitoides debido a que son bastante específicos con sus hospedantes.

Un factor que sí pudo afectar directamente la densidad poblacional de los parasitoides fueron las condiciones de alta precipitación que se presentaron en este período; además, los plaguicidas de amplio espectro que se aplicaron en la temporada melonera, pudieron diezmar las poblaciones de parasitoides. Las poblaciones de parasitoides y enemigos naturales en general, demoran más tiempo en recuperarse que las de las plagas.

En la zona melonera de Malacatoya, departamento de Granada, se encontró que Apanteles sp. (Hymenoptera: Braconidae) había parasitado una larva de D. hyalinata, pero a su vez fue hiperparasitado por Ceraphron sp. (Hymenoptera: Ceraphronidae)⁵. Sin embargo, la existencia de hiperparasitismo no es un factor que cause una disminución relevante en la población de parasitoides.

Los parasitoides Stantonia sp. y Apanteles impiger pudieron haber encontrado en la finca San Francisco, condiciones favorables para su desarrollo que las otras fincas no tenían, como el microclima de alta humedad que ofrecían las malezas (en el área donde no se sembró maíz) antes de que éstas cubrieran y eliminaran por completo al melón voluntario.

⁵ Ing. Carlos Sánchez, El Zamorano 1993. Comunicación personal.

IX. RECOMENDACIONES

Es claro que en las meloneras de Nicaragua, las aplicaciones de productos de amplio espectro se hacen en forma irracional. El presente estudio comprueba que a pesar de éstas, la presencia de parasitoides es evidente pero no muy prometedora en el control de D. hyalinata. Sin embargo, es importante conservarlos para establecer cierto equilibrio en el agroecosistema. Para lograr ésto, se recomienda disminuir el uso de plaguicidas de amplio espectro durante la temporada melonera.

Considerando que las primeras larvas de D. hyalinata aparecen a los 4 ó 5 días después de germinado el cultivo, es importante empezar con aplicaciones de insecticidas microbiológicos en esta época. Así, en conjunto con otras prácticas integradas, se podría manejar racionalmente el problema de D. hyalinata en las meloneras del país.

Es necesario realizar otros estudios más profundos referentes a parasitoides de Diaphania spp. para determinar los períodos en que éstos son más abundantes y su rango de hospedantes. También hay que estudiar la posibilidad de importación de parasitoides específicos de Diaphania spp. y evaluar su eficiencia en el campo. Un parasitoide larval que ha dado buenos resultados es Cardiochiles diaphaniae Marsh. (Hymenoptera: Braconidae) nativo de Colombia (Anexo 2). Otro

es el parasitoide larva-pupal Agrypon caribbaeum Bland. (Hymenoptera: Ichneumonidae) el cual se reportó nativo de las Islas Vírgenes, U.S.A. (Anexo 2). Ambos parasitoides podrían ser evaluados en las zonas meloneras de Nicaragua, y si los resultados son positivos podría implementarse la liberación masiva de éstos en los campos, acompañada de un manejo racional de las aplicaciones de plaguicidas.

Según el presente estudio, la mayor cantidad de larvas (28%) murieron debido a entomopatógenos. Por lo que sería bueno orientar la investigación hacia este campo.

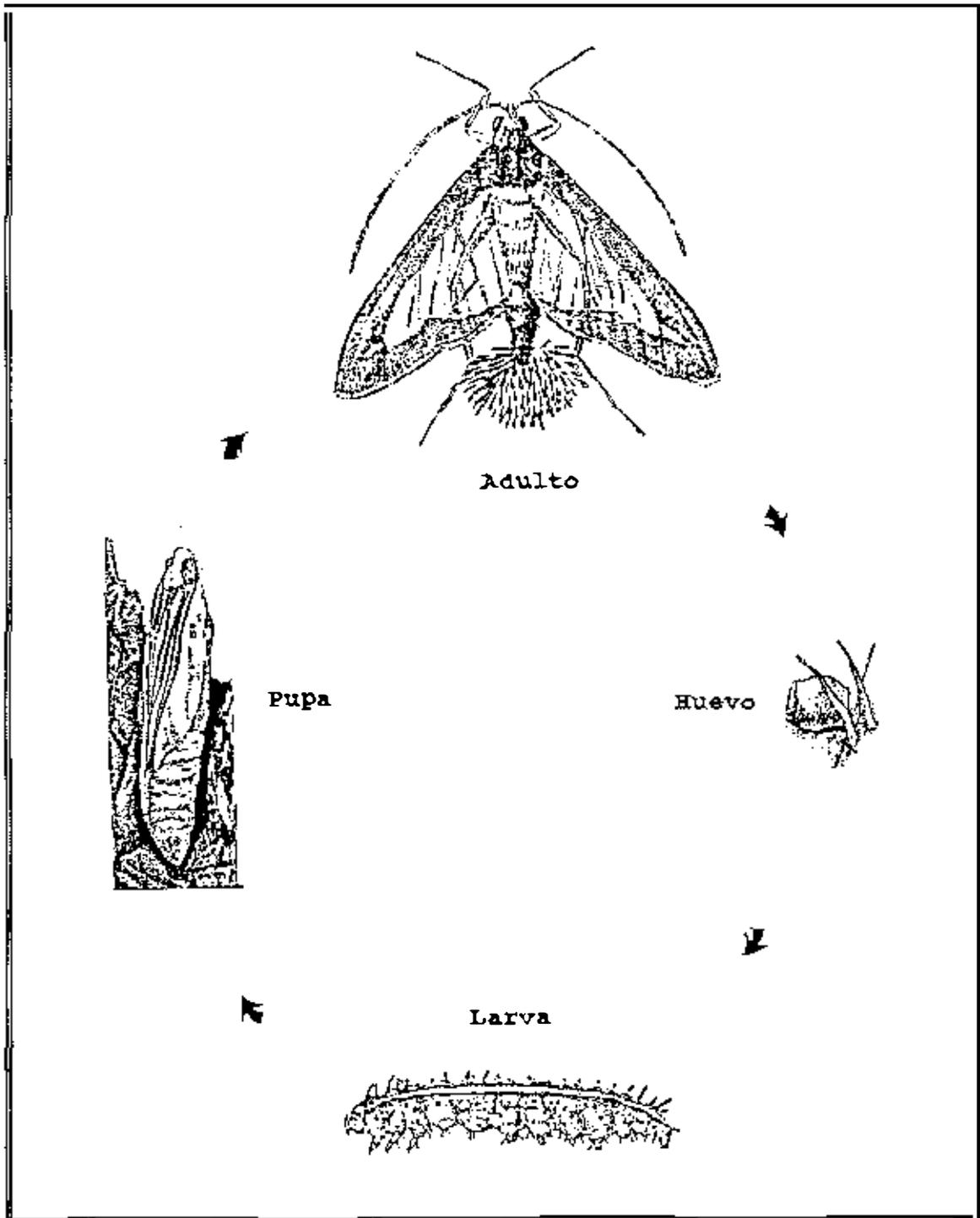


Figura 8. Ciclo de vida de Diaphania hyalinata L.

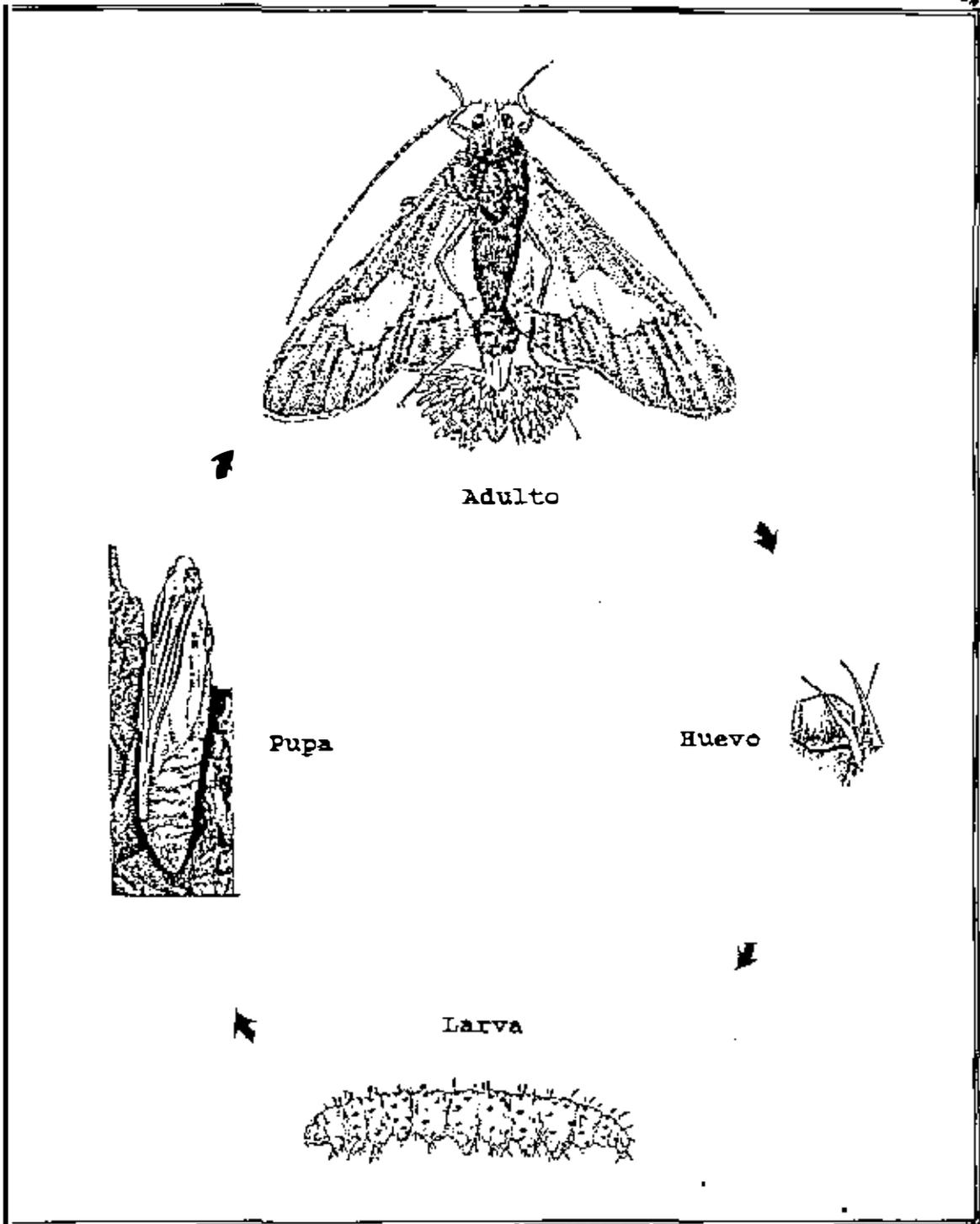


Figura 9. Ciclo de vida de *Diaphania nitidalis* (Stoll).

X. RESUMEN

Los parasitoides son agentes de control biológico que pueden estar presentes naturalmente o ser introducidos en una región con el propósito de controlar una plaga. Diaphania spp. es una plaga importante de las cucurbitáceas. Las pérdidas de fruta por Diaphania spp. han sido altas en Nicaragua así como en otros países. El presente estudio pretendió determinar la situación del parasitismo nativo de esta plaga en el ciclo no melonero de 1993 en León, Nicaragua. A partir de mayo, se realizaron recolecciones periódicas de Diaphania hyalinata L. en el melón voluntario de tres fincas. No se encontró D. nitidalis. Se observó que la cantidad de larvas de D. hyalinata disminuyó a través del tiempo, lo cual pudo ser influenciado por las condiciones agroecológicas independientes de cada finca. Se recolectaron un total de 293 larvas hasta julio de 1993, de las cuales el 70.6% completaron su ciclo biológico, 28.6% murieron debido a patógenos y únicamente 2 larvas resultaron parasitadas, constituyendo así, un 0.7% de parasitismo. Los parasitoides recolectados se identificaron en el Centro de Inventario Agroecológico y Diagnóstico de la E.A.P. como Stantonia sp. y Apanteles impiger Muesebeck (Hymenoptera: Braconidae). Realmente con un parasitismo nativo de 0.7% en la zona de León, no se va a lograr controlar la plaga. Sin embargo, se deben disminuir las aplicaciones de productos de amplio espectro que se realizan en el período melonero con forme un programa de manejo integrado, para

establecer cierto equilibrio en el agroecosistema y no destruir éstos y otros enemigos naturales que podrían estar controlando otras plagas del cultivo. Considerando un 28.6% de muertes por entomopatógenos, es importante realizar más investigación en este campo.

XI. LITERATURA CITADA

- ANDREWS, K. L.; CABALLERO, R. 1989. Guía para el estudio de ordenes y familias de insectos de Centroamérica. 4^a edición. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras, Centroamérica. Publicación MIPH-EAP 36. 179 p.
- ANDREWS, K. L.; QUEZADA, J. R. 1989. Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: estado actual y futuro, Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras, Centroamérica. 623 p.
- CAPINERA, S. L.; VALLES, S. M.; SMITH, H. A.; PEÑA, J. 1991. Investigación sobre parasitoides de los gusanos del melón y pepino en florida. Depto. Entomología y Nematología, Univ. Florida. U.S.A. pp. 4.
- DAVIDSON, R. H.; LYON, W. F. 1987. Insects pests of farm, garden, and orchard. 8th Edition. John wiley & Sons. U.S.A. 640 p.
- ELSEY, K. D. 1980. Pickleworm: mortality on cucumbers in the field. Environ. Entomol. 9(6): 806-809.
- ELSEY, K. D.; MCFADDEN, T. L.; CUTHBERT, R. B. 1984. Improved rearing system for pickleworm and melonworm (Lepidoptera: Pyralidae). J. Econ. Entomol. 77(4): 1070-1072.
- GURDIAN, W. A. 1992. Proyecto de cultivo de melones de exportación. Agrícola Lourdes, Gurdián & Cía. Ltda. León, Nicaragua. 14 p.
- HUFFAKER, C. B.; MESSENGER, P. S. 1987. El concepto y significado de control natural. In De Bach, P. Ed. Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Edición 13. Trad. Castaños, C.M. México. Compañía Editorial Continental S.A. de C.V. 949 p.
- KING, A. B.; SAUNDERS, J. L. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. ODA, Londres. 182 p.
- LASTRES, M. L. 1993. Observaciones sobre larvas de Lepidóptera en el cultivo de melón y su control. Carta informativa El Melonero. N° 14. Departamento de Protección Vegetal, E.A.P. Hond. 4 p.
- MARSH, R. M. 1986. A new species of Cardiochiles (Hymenoptera: Braconidae) introduced into Florida to control Diaphania spp. (Lepidoptera: Pyralidae). Proc. Entomol. Soc. Wash. 88(1): 131-133.

- MAYR E. 1969. Principles of systematic zoology. McGraw-Hill, Inc. U.S.A. 428 p.
- MCFADDEN, T. L.; CREIGHTON, C. S. 1979. Annotated checklist of parasites associated with vegetable insects. J. Georgia Entomol. Soc. 14(4): 281-285.
- MEDINA-GAUD, S.; ABREU, E.; GALLARDO, F.; FRANQUI, R. A. 1989. Natural enemies of the melonworm, Diaphania hyalinata L. (Lepidoptera: Pyralidae), in Puerto Rico. J. Agrico. Univ. P.R. 73(4): 313-320.
- METCALF, C. L.; FLINT, W. P. 1965. Insectos destructivos e insectos útiles, sus costumbres y su control. 20 reimpresión. Trad. Blackaller, A.V. Compañía editorial continental S.A. de C.V. México D.F. pp. 719-720.
- PEÑA, J. E.; WADDILL, V. H.; ELSEY, K. D. 1987. Survey of native parasites of the pickleworm, Diaphania nitidalis Stoll, and melonworm, Diaphania hyalinata (L.) (Lepidoptera: Pyralidae), in southern and central Florida. Environ. Entomol. 16(5): 1062-1066.
- ROBINSON, J. F.; DAY, A.; CUTHBERT, R. B. 1979. The pickleworm: laboratory rearing and artificial infestation of cucumbers. J. Econ. Entomol. 72(2): 305-307.
- SCHMUTTERER, H. 1990. Crops pests in the Caribbean. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ) GmbH. Eschborn, Germany. 640 p.
- VALDIVIA, A. R. 1993. Primer informe de actividades, ciclo 1992-1993. Programa MIP-melón Zamorano en Nicaragua. Escuela Agrícola Panamericana, Departamento de Protección Vegetal. 37 p.

CAPITULO III

PRINCIPALES CAUSAS DE PERDIDA DE FRUTAS EN EL MELON DE EXPORTACION DE NICARAGUA

I. INTRODUCCION

En la explotación del cultivo de melón, se busca maximizar la producción a un nivel de óptimo económico con el fin de lograr el mayor ingreso posible. Esto depende básicamente del manejo que se le haga al cultivo y especialmente a la fruta. Además de producción, se busca obtener un alto índice de calidad de la fruta para su exportación.

La cantidad de frutas que se obtengan en la cosecha dependerá de la labor polinizadora de las abejas; pero la calidad de éstas principalmente, está en función de varios factores. Estos factores pueden ser internos o externos a la planta. Dentro de los factores internos tenemos la necesidad de agua de la planta y la buena formación del fruto en sí; ésto incluye: la concentración de calcio y potasio que afectan directamente al fruto, la dureza y consistencia de la fruta, la concentración de azúcares en la fruta y el tamaño de la misma, que es afectado por la fertilización, el riego, etc. Dentro de los factores externos a la planta podemos mencionar el daño por sol, daño por hongos debido a una deficiencia en el volteo de frutos (produciendo una mala formación de

redecilla), golpes al momento de cosecha y post-cosecha, incidencia de insectos tales como: Diaphania spp., Spodoptera spp., etc., y aborción (natural o inducida) de flores y frutos.

En Nicaragua, la industria melonera para exportación es relativamente nueva, inició en el período 1990-91 con la participación de once productores del Pacífico (Malacatoya, Rivas, León y Sébaco). Los productores nicaragüenses alcanzaron un rendimiento por manzana de melón de 530 cajas en el tipo Honeydew, siendo éste un rendimiento bajo. Además de esto, la actividad agrícola tradicional en Nicaragua había sido el algodón, por lo que las intensas labores agronómicas y fitosanitarias del nuevo cultivo influyeron en el bajo rendimiento del mismo, debido a que los técnicos y productores mismos no estaban acostumbrados a las labores intensivas del melón.

En la segunda mitad del ciclo melonero 1992-93, la Escuela Agrícola Panamericana inició un programa de manejo integrado de plagas para el cultivo de melón en Nicaragua. El propósito del programa fue apoyar a los productores para lograr estabilidad en la industria melonera nicaragüense. En el ciclo 1993-94 se logró aumentar el rendimiento; sin embargo, éste aún no es óptimo, todavía prevalecen aspectos importantes en los que se debe trabajar para lograr un mejor rendimiento.

La pérdida de frutas en la industria melonera de Nicaragua son aún altas. Por eso es de alto valor conocer los elementos que causan estas pérdidas, poner esfuerzos en tratar de disminuirlas y de esta forma, aumentar el rendimiento y calidad del cultivo.

II. JUSTIFICACION DEL ESTUDIO

Considerando que las pérdidas en la industria melonera nicaragüense son altas es importante conocer las causas para tratar de disminuirlas.

III. OBJETIVO GENERAL

Conocer las principales causas de descarte de frutas en la explotación melonera de Nicaragua.

IV. OBJETIVOS ESPECIFICOS

a) Determinar la eficiencia en el trabajo polinizador de las abejas.

b) Determinar el porcentaje de frutas que se pierden por aborción en la industria melonera nicaragüense.

V. REVISION DE LITERATURA

El melón (Cucumis melo L.), es una planta anual, diploide con número de cromosomas $2n = 24$ (Sarli, 1958) que pertenece a la familia Cucurbitaceae (Cásseres, 1980). Las regiones donde se cultiva el melón son: el sureste de Asia, centro y este de Africa, norte y centro de América, el Caribe, y todas las regiones tropicales y subtropicales del mundo (Tindall, 1983).

En los últimos años, la demanda por el melón se ha incrementado, convirtiéndose éste en un cultivo tan importante que ha inducido a muchos a implementar prácticas nuevas y sofisticadas como la utilización de plásticos (Leñano, 1980).

CENTRO DE ORIGEN DEL MELON:

El centro de origen del cultivo de melón no es muy claro. Algunos afirman que la especie es originaria de Africa (Sarli, 1958), mientras otros aseguran que es originaria de Asia, específicamente de Irán y que fue introducida a Europa por Carlos VIII de Francia (Pierce, 1987). En España el cultivo se hizo común hasta el siglo XV y fue introducido a América a mediados del siglo XVI (Pierce, 1987).

DESCRIPCION BOTANICA:

El melón es una planta herbácea de tipo trepador, las raíces son bien desarrolladas superficialmente, su tallo y ramas son angulosos, pubescentes y provistos de zarcillos que

le ayudan a fijarse (Tindall, 1983). Las ramas nacen de la axila de las hojas del tallo principal y pueden extenderse de 1 a 3 m de longitud (Montes, 1990). Las hojas son láminas que tienen abundantes pelos, lóbulos poco notables y margen sinuoso-dentado (Sarli, 1958). Las plantas pueden presentar flores hermafroditas (monoicas) o flores masculinas y hermafroditas (andromonoicas) en la misma planta (Tindall, 1983). La mayoría de las variedades cultivadas son plantas andromonoicas y unas pocas son monoicas (Sarli, 1958). Las flores hermafroditas crecen solitarias en las axilas foliares, y las masculinas se presentan en grupos de 3 a 5 a lo largo del tallo. El fruto es una baya grande, generalmente de forma esférica u ovalada y de tamaño variable. La superficie del fruto puede ser reticulada o lisa dependiendo de la variedad (Cásseres, 1980), así también, el color de la pulpa puede variar desde amarillo, anaranjado y hasta verde (Montes, 1990). Las semillas son aplanadas, de color negro o cremoso y miden de 0.7 a 1.0 cm de longitud (Tindall, 1983).

FACTORES DE PRODUCCION:

El melón es la cucurbitácea más exigente en los aspectos climáticos y edáficos (Leñano, 1980). Este cultivo crece y se desarrolla bien en las zonas de clima cálido y seco (Montes, 1990), específicamente donde la temperatura es constantemente superior a los 12°C (Leñano, 1980), siendo el rango óptimo de 18 a 24°C (Pierce, 1987). La elevación no debe ser mayor de

500 msnm. (Tindall, 1983). Bajo estas condiciones, se producen frutos de gran calidad principalmente por su sabor, perfume y dureza de la corteza, lo que permite conservarlos por más tiempo (Sarli, 1958).

Los suelos para este cultivo deben ser fértiles, con buena capacidad de retención de humedad, pero bastante drenables (Pierce, 1987; Montes, 1990). Cuando los suelos no son drenados, la excesiva humedad hace que el crecimiento de la planta se retarde y promueva el desarrollo de enfermedades fungosas (Tindall, 1983); así como el contenido de azúcares en la fruta se reduce (Pierce, 1987). Por tal razón, los riegos deben ser bastante ligeros y realizados en los períodos de floración y crecimiento del fruto principalmente (Montes, 1990). El melón no tolera los suelos pesados, ni los suelos ácidos; siendo el pH óptimo para su desarrollo de 6.0 a 6.7 (Sarli, 1958; Montes, 1990).

La buena fertilización es indispensable para tener plantas saludables y altos rendimientos en la cosecha (Leñano, 1980). El melón, es una planta que utiliza nitrógeno (N), potasio (K) y calcio (Ca) en altas cantidades, y fósforo (P) en menor cantidad (Sarli, 1958; Pierce, 1987).

La siembra puede ser directa o por transplante y debe realizarse en suelo húmedo (Montes, 1990). La germinación de la semilla se logra a las 48 horas con una temperatura de 30°C (Sarli, 1958). Los procesos de germinación y emergencia se desarrollan mejor a medida que la temperatura del suelo se

incrementa de 16 a 32°C (Pierce, 1987). Una vez establecido el cultivo, éste puede ser víctima de ataque de muchos insectos y enfermedades los cuales se deben prevenir o combatir si se desea obtener una buena cosecha (Cásseres, 1980).

La cosecha se realiza a los 60 días después de la siembra (dds), sin embargo, en las regiones templadas el ciclo puede extenderse hasta los 120 dds (Sarli, 1958).

BIOLOGIA FLORAL:

En el melón, las flores masculinas se abren primero y son más numerosas que las flores femeninas • hermafroditas, las cuales se abren poco después del alba y se cierran al atardecer del mismo día; sin embargo, el estigma es receptivo desde un día antes de abrirse la flor hasta la tarde de la antesis (Sarli, 1958). Debido a que el grano de polen es pesado y pegajoso por la película oleosa en que se encuentra envuelto, la polinización por el viento o por gravedad es muy improbable (Sarli, 1958). De tal forma que el medio de polinización más común, si no el único, es la polinización entomófila y las abejas son los principales agentes en este tipo de fecundación (Tindall, 1983). La polinización se reduce a temperaturas inferiores a los 21°C; sin embargo, esta condición difícilmente se presenta en las regiones del trópico (Pierce, 1987). Todas la variedades de melón pueden fecundarse a sí mismas (autofértiles) y entre diferentes plantas (interfértiles), puede presentarse fecundación cruzada; sin

embargo, su incidencia está entre el 5 y 15%, lo cual no es tan alto (Sarli, 1958).

CULTIVARES:

Existen varios patrones de clasificación de los diferentes cultivares de melón; se pueden clasificar por su precocidad en tardíos y precoces, por la rugosidad de su superficie en reticulados y lisos y por el color de la pulpa en verdes y anaranjados (Montes, 1990). Sin embargo, el patrón de clasificación más comunmente utilizado es por el tipo de abscisión del pedúnculo de la fruta, pudiendo ser de abscisión fácil o difícil; los cultivares más representativos son los de tipo Cantaloupe y Honeydew, respectivamente (Cásseres, 1980). En los países centroamericanos, las variedades comerciales más utilizadas del tipo Cantaloupe son los híbridos Hymark y Mission, y las del tipo Honeydew son Green Flesh, Imperial 45, Improved Tandew y Moonshine (Gudiel, 1987).

CALIDAD DE LA FRUTA:

Los melones, una vez desprendidos de la planta, mejoran su sabor pero el contenido de azúcares no aumenta (Sarli, 1958). Además, empiezan a ocurrir cambios fisiológicos debido principalmente a la alta temperatura interna del fruto a la cosecha (26 a 32°C), por lo que éste se madura rápidamente (Pierce, 1987). Por tal razón, la fruta debe cosecharse cuando ha alcanzado su madurez comercial (la cual es antes de la

madurez fisiológica) (Montes, 1990) y ser almacenada bajo condiciones de 10 a 13°C y humedad relativa de 95%. Esto garantiza un tiempo de hasta 14 días para transportar y comercializar la fruta en el mercado (Tindall, 1983). Por otro lado, existen ciertas características determinantes de la calidad del fruto que se deben considerar para decidir si un fruto puede ser exportado. Tales características son: formación de redecilla, tamaño y forma del melón, color de la superficie del fruto, resistencia al transporte, consistencia de la carne o pulpa, diámetro de cavidad o grosor de la pulpa y porcentaje de azúcar (sólidos solubles) (Davis et al., 1963).

EL MERCADO INTERNACIONAL:

Estados Unidos (U.S.A.) es el mayor mercado para el melón. Problemas técnicos en el manejo del cultivo han hecho que la oferta nacional en este país haya tenido una reducción de más de 36% desde 1987; por lo cual las importaciones, especialmente del área centroamericana, han aumentado grandemente en los últimos años, principalmente para el melón Cantaloupe. La relación de consumo en U.S.A. según el tipo de melón es de 6:1 para Cantaloupe y Honeydew, respectivamente (De la Cruz, 1993). Sin embargo, este mercado tiene una limitante que es la alta fluctuación de precios durante la ventana. Para la temporada de 1992-93 el precio promedio por

caja de melón fue de US\$ 14.00 y US\$ 6.25 para Cantaloupe y Honeydew, respectivamente (APENN, 1994).

Europa es otro mercado que en los últimos años ha aumentado su demanda por productos exóticos como el melón, debido principalmente a una creciente preocupación por dietas más sanas; siendo los precios en este mercado más estables que en el mercado norteamericano (De la Cruz, 1993).

EXPORTACIONES EN NICARAGUA:

Históricamente, la economía nicaragüense se ha basado en la exportación de productos tradicionales como el café, algodón, carne, banano y azúcar; sin embargo, durante la década de los ochenta se empezó a promover la exportación de frutas y vegetales no tradicionales, aumentando considerablemente después de la reanudación, en 1990, de las relaciones comerciales entre Nicaragua y Estados Unidos (APENN, 1993).

Las exportaciones de melón nicaragüense, acumuladas desde 1991 hasta 1992, han sido las menores en volumen a nivel centroamericano (Gráfico 12) (APENN, 1994). Actualmente, en Nicaragua el melón no representa la principal fuente de divisas; sin embargo, las primeras exportaciones realizadas en el ciclo 1990-91 representaron ingresos de US\$ 1.6 millones (APENN, 1992). Para el ciclo 1991-92, el cultivo se intensificó y el país logró obtener US\$ 6.9 millones, incrementándose hasta en un 331.2% los beneficios obtenidos en

la primera temporada; sin embargo, este mismo ingreso se ha mantenido hasta 1994 (Gráfico 13) (APENN, 1994).

VI. MATERIALES Y METODOS

El estudio se realizó en los meses de enero a mayo de 1994, en las fincas Lourdes del departamento de León, y Santa Lastenia y San Agustín del departamento de Granada en Nicaragua (Cuadro 7). León está situado a una altura de 70 msnm; la temperatura promedio diaria es de 27.9°C, la precipitación anual es de 1,559 mm. (Estación Pluviométrica de León, sf; citado por Gurdián, 1992). La topografía del terreno de la finca es plana y de textura franco-arenosa. Las fincas de Granada, presentan una topografía plana y textura predominantemente arcillosa, existiendo ciertas localidades con textura franca.

Muestreo de flores:

En la finca Lourdes de León, se realizaron muestreos de flores durante todo el período de floración con el propósito de evaluar la eficiencia de las abejas en la polinización. Cada muestreo consistió en contar el número de flores masculinas, femeninas polinizadas y femeninas no polinizadas en 10 plantas continuas.

Muestreo de aborción de frutas:

Se identificaron con banderines 4 sitios A, B, C y D en diferentes lotes de la finca. Cada sitio consistió de 2 m lineales de cama de melón, donde se contó el número de frutos pegados y abortados a través del tiempo. Se consideró fruto

pegado toda flor femenina polinizada que presentara una notable hinchazón del ovario no menor de 1.0 cm de diámetro transversal, y fruto abortado todo aquel fruto pegado que se desprendió de la guía, ya sea en forma natural o inducida.

Para llevar el control de los frutos pegados y abortados, se identificaron con una cinta de color amarillo todos los frutos pegados desde el muestreo inicial, numerándolos cronológicamente a partir del primer fruto. De esta forma, si durante los muestreos siguientes aparecía un nuevo fruto pegado, se identificaba con la cinta y su número respectivo. Así, el fruto marcado con "B-19" nos explica la existencia del fruto número 19 localizado en el sitio B.

Los muestreos se realizaron desde los 25 días después de la siembra (dds) hasta inicios de cosecha (63 dds). La frecuencia de los muestreos fue de 4 a 5 días.

Muestreo de causa de pérdidas:

Para conocer y cuantificar las causas de pérdidas a nivel de campo, se realizaron seis muestreos en cada finca de Granada. Cada muestreo consistió en revisar 100 frutas en los diferentes lotes de cada finca, en el período de cosecha. Al cosechar las frutas, se discriminó entre frutas dañadas con sus causas y frutas sanas. Con ésto se determinó el daño existente a nivel de campo en las fincas de la zona de Granada.

Una vez cosechado el melón, se contó el número de frutas descartadas por el personal de las empacadoras diferenciándose sus causas, y de esta forma se determinó el porcentaje aproximado de frutas que no califica para la exportación.

VII. RESULTADOS Y DISCUSION

Los muestreos de flores indican que en el cultivo de melón éstas comenzaron a aparecer a los 17 dds, siendo mayoritariamente masculinas. Las flores femeninas aparecieron a los 19-20 dds, observándose a los 30 dds el punto máximo de floración para los dos tipos de flores (Gráfico 6). Durante todo el período de floración, las flores masculinas superaron en número a las femeninas por un amplio margen (214% en promedio) (Gráfico 6); garantizando de esta forma polen abundante disponible.

Del total de flores que una planta de melón produjo, el 24% fueron flores femeninas y de éstas el 82% llegaron a polinizarse (Cuadro 7). Esto teniendo tres colmenas de dos cuerpos, de aproximadamente 40,000 abejas cada una, por manzana de cultivo; constituyendo así el 82% de polinización (Cuadro 7).

Para conocer cuántas de las flores polinizadas llegan a ser frutos cosechables, se realizaron los muestreos de frutos pegados y abortados. Se logró estimar que los frutos que se cosechan no representan ni el 20% de las flores polinizadas (o frutos pegados) (Cuadro 8). El 10% de los frutos se pierden por varias razones, las larvas de Diaphania spp. y Spodoptera spp. barrenan el fruto o lo raspan exteriormente, haciéndolo no apto para la exportación. Dentro de este 10% también están incluidas las frutas que se maduran debido al descuido de los

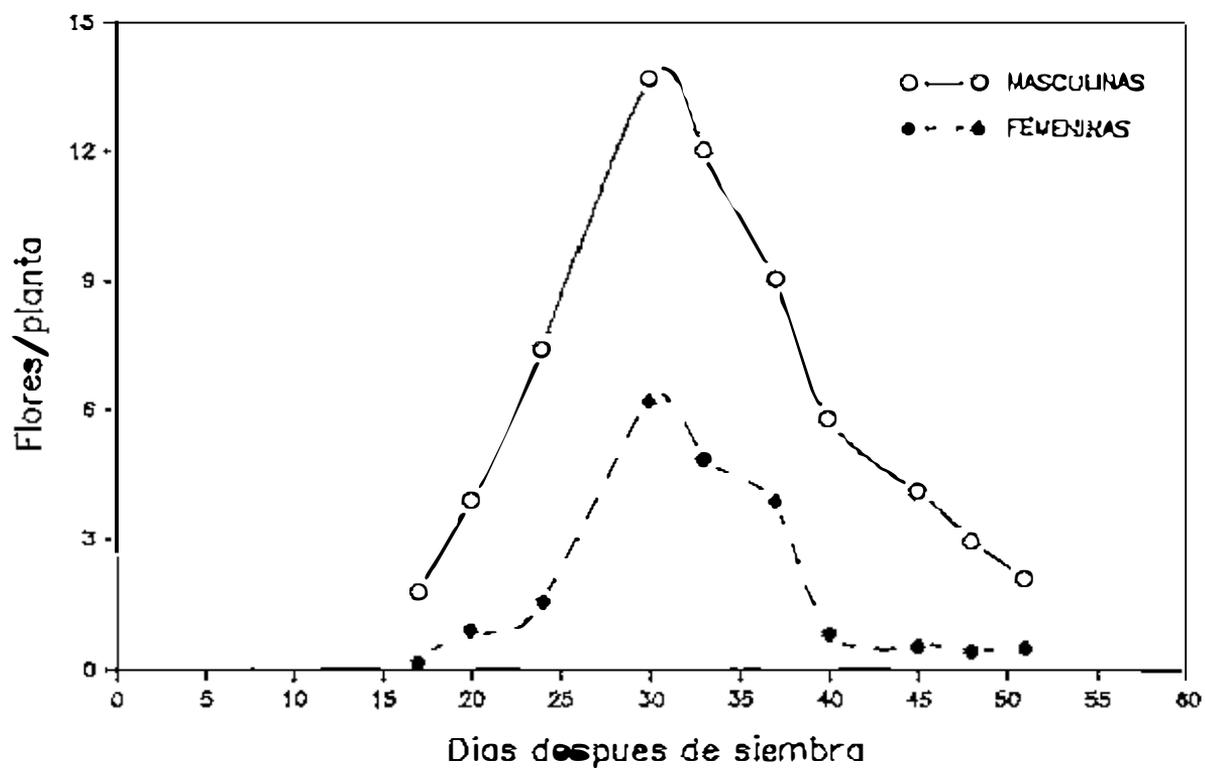


Gráfico 6. Flores masculinas y femeninas en el cultivo de melón. Finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a mayo de 1994.

Cuadro 7. Floración y polinización en el cultivo de melón.
 Finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a mayo de 1994.

FLORES	I/PLANTA	PORCENTAJE	FLORES FEMENINAS (%)
Masculinas	57.7	76.0	—
Femeninas polinizadas	13.5	20.0	82.0
Femeninas no polinizad.	2.9	4.0	18.0
TOTAL	68.1	100.0	100.0

trabajadores al no revisar bien durante la cosecha, y las frutas que son atacadas por hongos. Los hongos proliferan cuando la fruta no se cambia de posición (no se voltea) y pasa demasiado tiempo en contacto directo con el suelo húmedo. Además de la humedad del suelo, el follaje que cubre las frutas crea un microclima propicio para el desarrollo de los hongos.

El mayor porcentaje de pérdidas (71%) es atribuible a la aborción de frutas (Cuadro 8). En el melón, siempre existe aborción natural de frutas; sin embargo, cierto porcentaje pudo ser inducido por el efecto de algún producto químico (Anexo 3). A los 34 dds, existía más del 40% de frutas abortadas, acumuladas hasta esa fecha (Gráfico 7). Sin embargo, la mayor cantidad de aborciones por sesión de muestreo, se registró a los 39 dds; teniéndose un 45% de frutas

abortadas (Cuadro 9 y Gráfico 7). De los 50 a los 60 dds, no se detectó aborción de frutas, debido probablemente a que las abejas son retiradas en esta etapa del cultivo, por lo cual la pega es mínima. La polinización por otros insectos es posible pero poco probable (Tóndall, 1983), por lo que en el presente estudio no se detecta mayor polinización después de esta fecha.

El ritmo de crecimiento de los frutos (expresado en cm de diámetro transversal) fue bastante similar en los cuatro sitios muestreados (Gráfico 8-a). Al promediar estos datos, observamos una curva de crecimiento de tipo sigmoidal, lo que nos indica un crecimiento biológico normal en el desarrollo de los frutos, con una tasa de crecimiento promedio de 0.35 cm/día (Gráfico 8-b).

Cuadro 8. Muestreo de frutos pegados y abortados en la finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a abril de 1994.

FRUTOS	-----SITIOS-----				TOTAL EN 8 m.	X/m.	%
	A	B	C	D			
Pegados	38	33	58	36	165	20.62	100.0
Abortados	29	17	45	27	118	14.75	71.53
Cosechados	6	10	10	6	32	4.0	19.39
Madurados	1	2	1	1	5	0.62	3.03
Por hongos	1	3	1	2	7	0.87	4.24
Por gusanos	1	1	1	0	3	0.38	1.81

Cuadro 9. Frutos abortados según etapa de muestreo en la finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a abril de 1994.

SITIOS	DDS								
	25	30	34	39	43	47	54	59	63
A	-	7	7	15	-	-	-	-	-
B	-	3	5	2	-	-	-	-	-
C	-	5	10	20	8	2	-	-	-
D	-	4	6	13	3	1	-	-	-
TOTAL	-	19.0	28.0	50.0	11.0	3.0	-	-	-
X	-	4.75	7.00	12.50	2.75	0.75	-	-	-
s	-	1.70	2.16	7.59	3.77	0.96	-	-	-
z	-	17.12	25.22	45.05	9.91	2.70	-	-	-

De los 35 a los 45 dds se registró la mayor tasa de crecimiento de frutos (0.57 cm/día) (Gráfico 8-b), por lo que es en esta etapa que se debe comenzar a cuidar intensivamente el fruto para cosecharlo sano y poder exportarlo.

En base al muestreo de 200 frutas, se determinó que en la finca Santa Lastenia se descartó en el campo 3.34% de frutas durante la cosecha. De éstas, el 3% se debió a Diaphania spp., mientras que en la finca San Agustín el descarte se debió, además de hongos y Spodoptera spp., a Diaphania spp. principalmente; constituyendo así un descarte de 6% en total para esta finca. El descarte promedio para ambas fincas debido a problemas fitosanitarios (hongos, Spodoptera spp. y

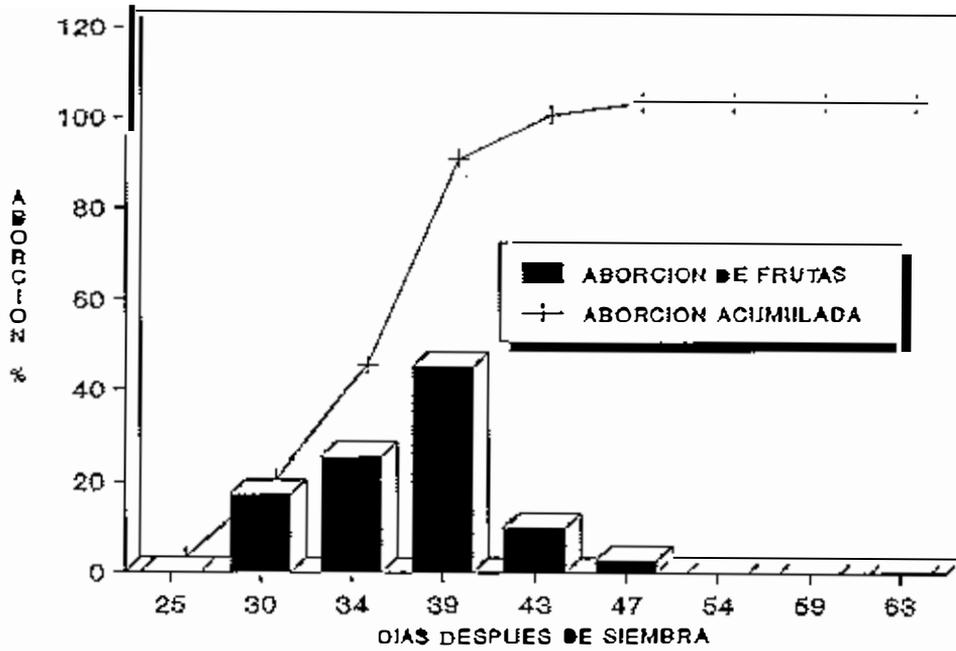


Gráfico 7. Aborción de frutas por sesión de muestreo y aborción acumulada. Finca Lourdes, León, Nicaragua. Enero a mayo de 1994.

Diaphania spp.) fue de 4.5% (Gráfico 9-a); ésto se asemeja bastante al 6% de frutas dañadas que se detectó en la finca Lourdes de León al momento de cosecha (Cuadro 8). El descarte total en promedio para ambas fincas fue de 4.7% de las frutas cosechadas (Gráfico 9-a).

Por otro lado, en la finca San Agustín se descartó un total de 32.7% del total de frutas muestreadas que llegaron a

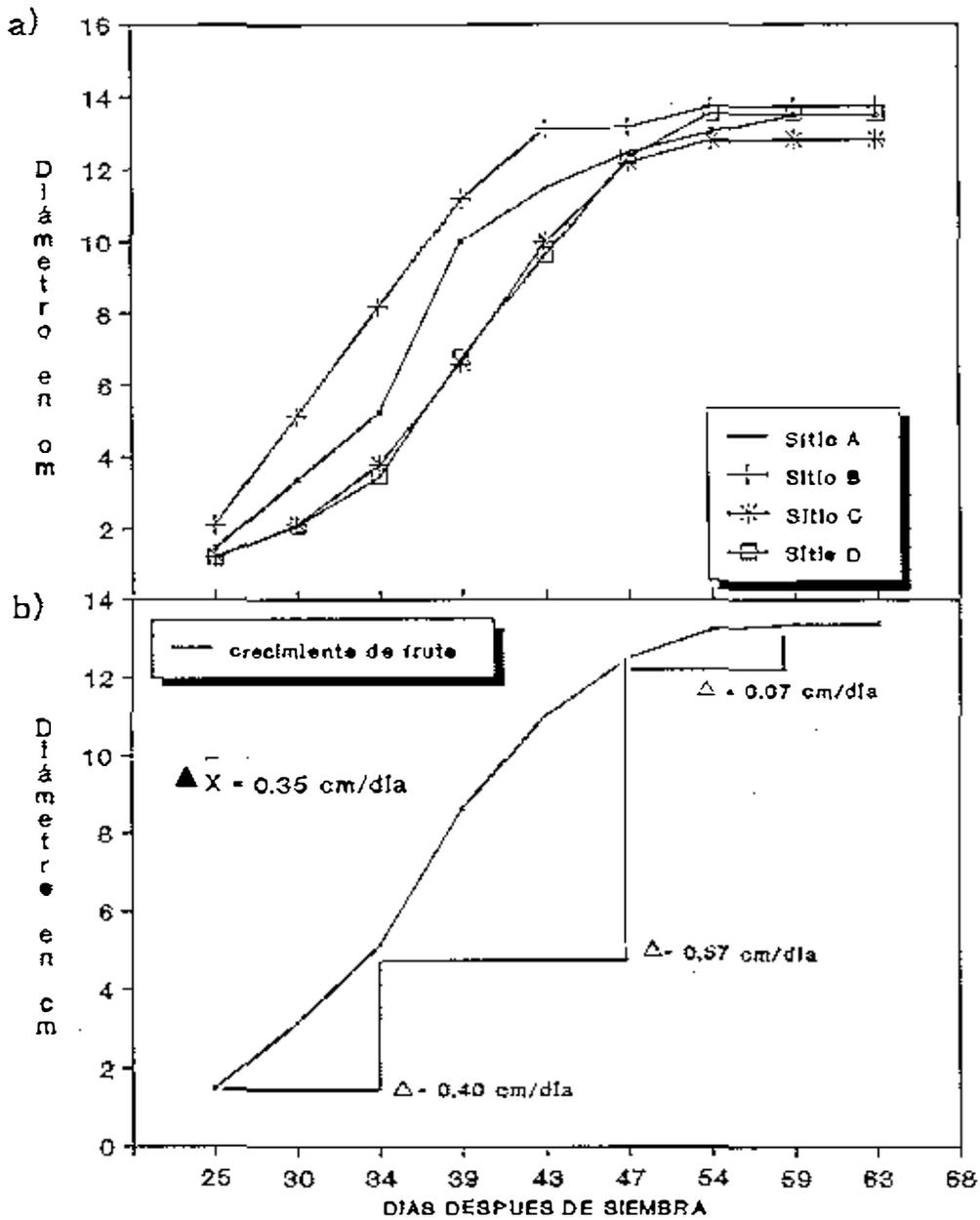
Cuadro 10. Principales causas de descarte de frutas en las empacadoras de las fincas San Agustín y Santa Lastenia en Granada, Nicaragua. Enero a abril de 1994.

FACTOR CAUSANTE DE PERDIDAS	%		
	San Agustín	Sta. Lastenia	Promedio
<i>Diaphania</i> spp.	5.4	6.3	5.85
Volteo	4.5	4.1	4.30
Sol	3.9	3.4	3.65
Redecilla	2.5	4.8	3.65
Deformación	3.1	3.7	3.40
Golpes	2.8	4.6	3.20
Tamaño	2.2	3.7	2.95
Inmadurez	2.9	2.9	2.90
Consistencia ¹	0.3	2.7	1.50
<i>Spodoptera</i> spp.	2.8	0.0	1.40
Hongos	2.3	0.0	1.15
TOTAL	32.7	36.2	34.45

¹ Fruta floja.

la planta de empaque (10 trailers); mientras que en Santa Lastenia se descartó 36.2%. Al hacer una ponderación, se ve que el principal factor causante de pérdidas por descarte en ambas fincas fue el gusano Diaphania spp. (Cuadro 10 y Gráfico 9-b), el cual raspa la cáscara formando un rayado o galerías superficiales y en casos severos perforando el fruto. En segundo lugar se encontró el mal volteo de los frutos y el daño por quemaduras de sol (Cuadro 10).

El promedio de descarte para ambas fincas a nivel de empacadora fue de 34.4% (Cuadro 10). El descarte promedio total (campo y empacadora) en ambas fincas fue de 39.1% (Gráfico 10).



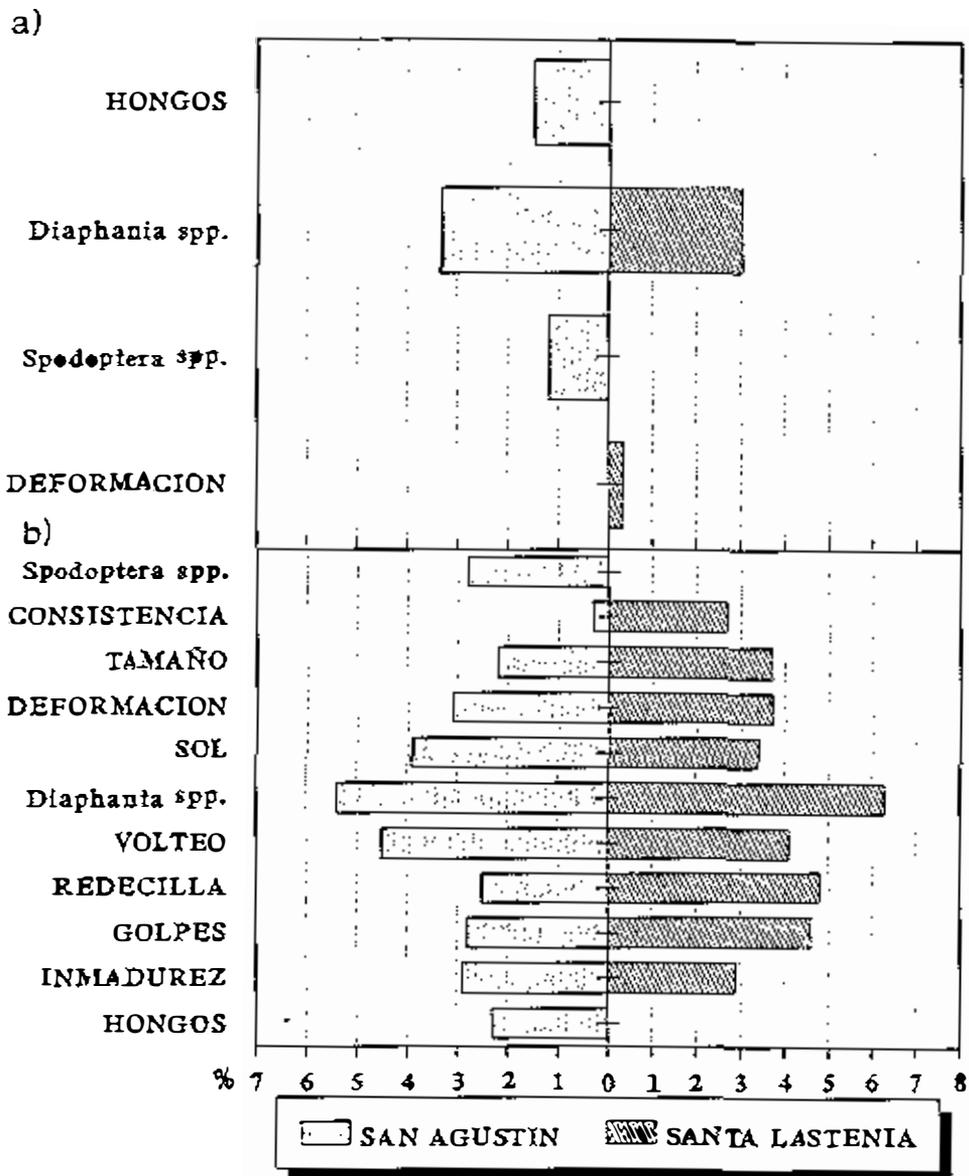


Gráfico 9. Factores que causan pérdida de fruta (%) por descarte: a) a nivel de campo y b) a nivel de empacadora. Fincas San Agustín y Santa Lastenia, Granada, Nicaragua. Enero a mayo de 1994.

Agrupando los factores por afinidad, se observa que los que causan las pérdidas más grandes por descarte son todos aquellos que involucran la mano de obra, constituyendo un 14.55% en pérdidas. En estos factores, la mano de obra está en contacto directo con la fruta y las pérdidas se reflejan en un mal volteo de la misma, mala protección contra el sol, inmadurez (la fruta se cosecha verde) y los golpes que ésta recibe en el manipuleo de la cosecha y acarreo (Gráfico 11). En segundo plano de importancia está el manejo fitosanitario (8.4% en pérdidas), que comprende la formación de hongos, y daño por Spodoptera spp. y Diaphania spp. La falta o la inoportuna aplicación de nutrientes que inducen la formación de redecilla y una buena consistencia del fruto representan el 5.15% de las pérdidas. En menor grado están el manejo de las abejas y los factores incontrolables que dependen básicamente del genotipo de la planta; como por ejemplo el tamaño del fruto (Gráfico 11).

A pesar de que la industria melonera de Nicaragua es pequeña e inexperta debido a su reciente inicialización, las aspiraciones y deseos de superación de los productores y técnicos son bastante grandes. A esto se suman las condiciones agroecológicas propicias de la zona del Pacífico de Nicaragua; por lo cual, la posibilidad de expansión de la industria melonera, no es remota.

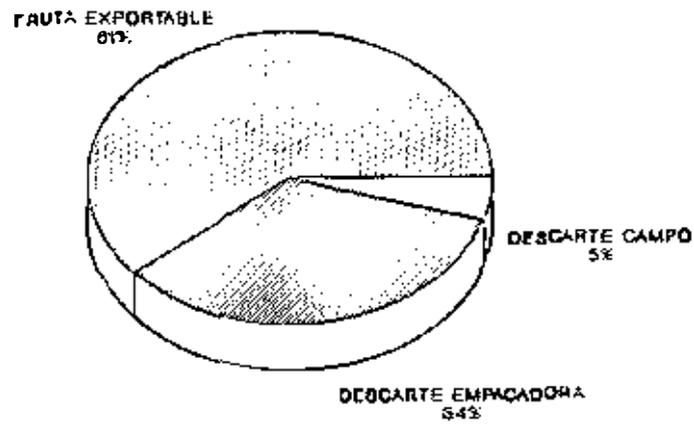


Gráfico 10. Descarte promedio de frutas en campo y empacadora. Fincas San Agustín y Santa Lastenia, Granada, Nicaragua. Enero a mayo de 1994.

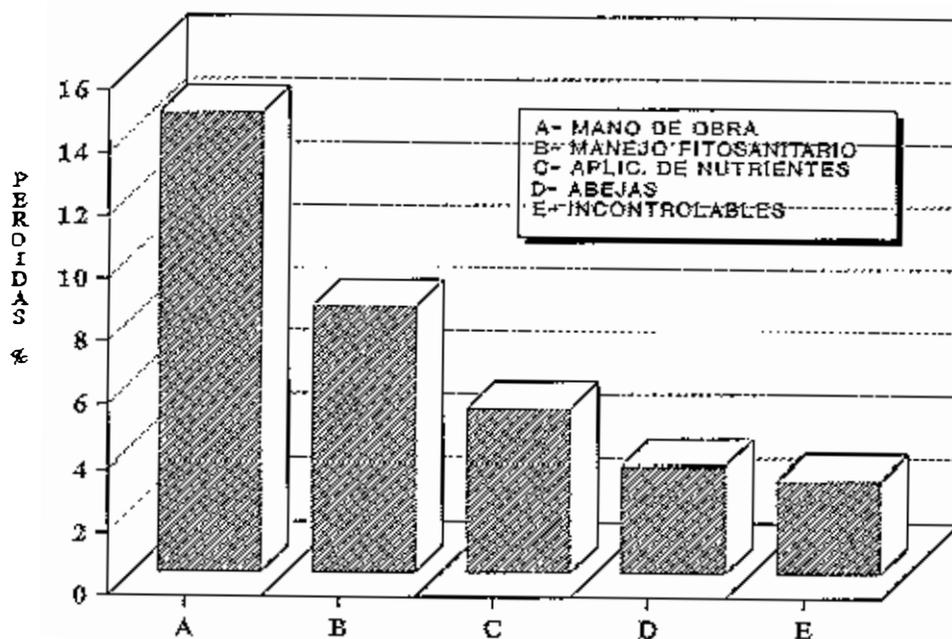


Gráfico 11. Agrupación por afinidad de los diferentes factores causantes de pérdidas. Fincas San Agustín y Santa Lastenia, Granada, Nicaragua. Enero a mayo de 1994.

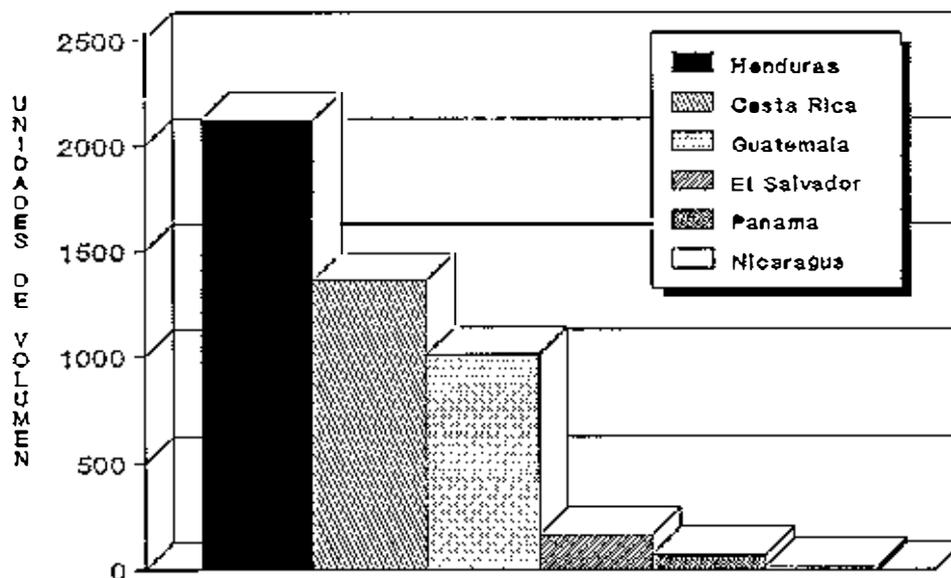


Gráfico 12. Exportaciones de melón centroamericano (Cantaloupe) acumuladas de 1991 a 1992. Montos en unidades de 100,000 libras. Fuente APENN 1994.

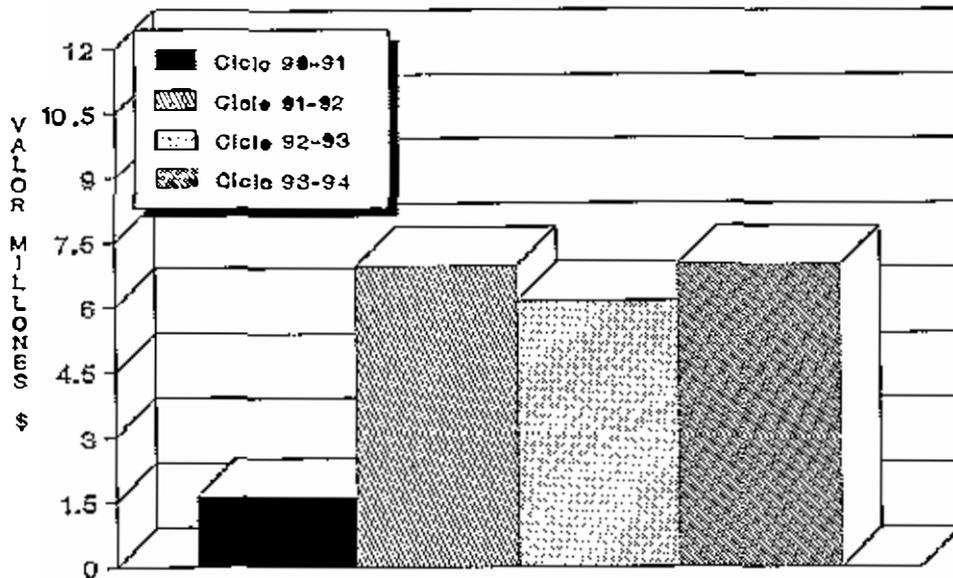


Gráfico 13. Ingresos que Nicaragua ha obtenido por exportaciones de melón (Cantaloupe y Honeydew), en diferentes ciclos de cultivo. Valor en unidades de 1,000,000 de dólares. Fuente APENN 1994.

VIII. CONCLUSIONES

Se determinó que las abejas realizan un trabajo muy bueno, logrando polinizar más del 80% de las flores del melón.

Se observó que a partir de los 23 dds (dependiendo de la temperatura) la flor femenina polinizada empieza a desarrollar su ovario, o sea que comienza el proceso de formación del fruto. Los frutos que comienzan a desarrollarse en esta fecha, comúnmente se les llama "la primera pega", y constituyen el grueso de la cosecha. Además de su superioridad en número, la primera pega la constituyen los únicos frutos que completan su desarrollo antes que la planta empiece su período de senescencia, por lo cual, son los frutos de mejor calidad.

Se observó que más de una tercera parte de las frutas que llegan al período de cosecha (39.1%) no califican para la exportación y son descartadas (Gráfico 10). En este porcentaje significativamente alto, Diaphania spp. es la principal causa de pérdidas como factor individual (Cuadro 10 y Gráfico 9-a,b). Sin embargo, a nivel colectivo existen varios factores manejados enteramente por la mano de obra y constituyen el grueso de las pérdidas por descarte (Gráfico 11). Por lo cual se concluye que la principal causa de pérdidas en la producción de melón de la zona de Granada es la mano de obra.

IX. RECOMENDACIONES

Para lograr una expansión industrial y de calidad productiva en el cultivo de melón, se debe trabajar en ciertos aspectos identificados como determinantes para estos atributos.

Uno de estos aspectos es el manejo de las abejas. La labor de las abejas podría ser más eficiente si se consideran algunos factores tales como: poner las abejas a tiempo (18 dds), utilizar un número y distribución adecuada de colmenas (4-6 colmenas/mz), ubicar las colmenas en la sombra, evitar malezas floreciendo en los alrededores y proporcionar alimento a las colmenas.

Otro aspecto a considerar es el cuidado general de la planta, especialmente a partir de los 20 ó 25 dds que es cuando empieza a formarse la primera pega. Básicamente con una buena fertilización antes y después de la siembra y riegos oportunos se logra tener plantas saludables.

Considerando el alto porcentaje de pérdidas (39.1%), es importante cuidar el fruto de manera intensiva, esto significa: evitar que larvas de Diaphania spp. lo perforen, realizar volteos frecuentes para evitar el desarrollo de hongos por exceso de humedad en la parte del fruto que hace contacto con el suelo y al mismo tiempo facilitar el proceso

de formación de redcilla, cubrir con el follaje los frutos para evitar quemaduras por sol, supervisar a los cortadores para evitar maduración y abandono de frutas en el campo. Tomando en cuenta que la mayoría de estas labores involucran el uso de mano de obra, se debe poner especial interés en el entrenamiento y supervisión de la misma. Este entrenamiento podría tener resultados muy positivos si es acompañado de un incentivo económico.

Todos estos cuidados garantizarán menores pérdidas en número y calidad de frutos y aumentarán la proporción exportable de éstos; haciendo más rentable el negocio, si las condiciones de mercado lo permiten.

X. RESUMEN

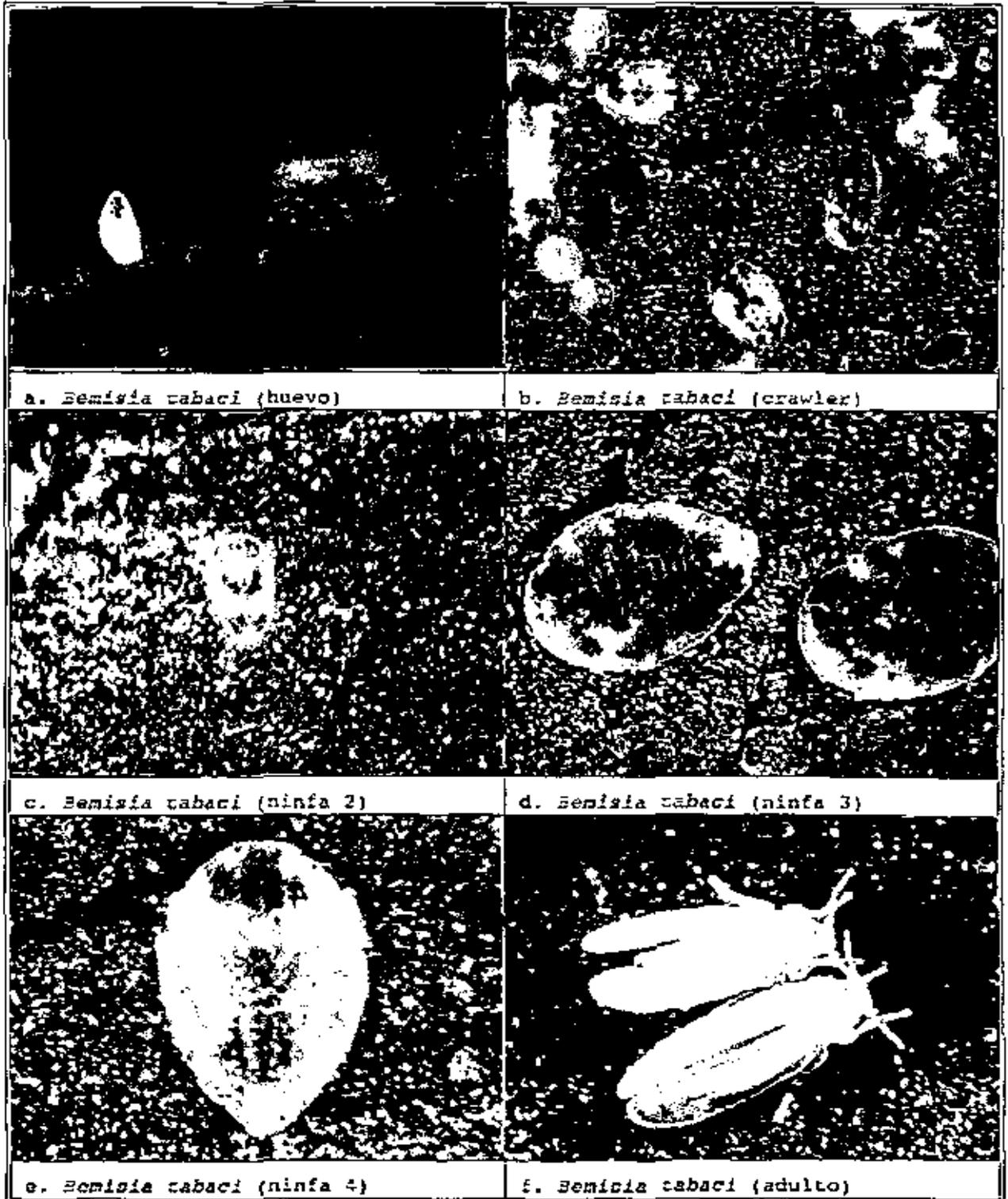
En la explotación melonera se intenta obtener buena producción y calidad en las frutas, a fin de maximizar los ingresos. Sin embargo, existen varios factores por los que no se puede llegar al punto de producción deseado. En Nicaragua se realizó un estudio para determinar el período de floración y aborción de frutas, y determinar las principales causas de descarte de frutas, durante 1994. En el departamento de León se muestrearon flores en 10 plantas continuas, durante todo el período de floración de ciertos lotes; también se marcaron y se contaron los frutos pegados y abortados en 8 m lineales del cultivo. En el departamento de Granada se contó el descarte de frutas a nivel de campo y en empacadora determinando sus causas. Se determinó que en León existe un 82% de polinización. La aborción de frutas fue de 71% y podría estar influenciada por el uso de ciertos agroquímicos. En Granada existe un descarte total de 39% de frutas (campo y empacadora), siendo la principal causa Diaphania spp. como factor individual (5.8%). Al agrupar por afinidad varios factores, se observa que las prácticas regidas por la mano de obra causan el mayor descarte (14%); en segundo lugar de importancia se encuentra el manejo fitosanitario (8.4%) que incluye el daño por Spodoptera spp., Diaphania spp. y hongos. A pesar que las abejas realizan un buen trabajo de polinización en la zona de León, éste podría mejorarse si se consideran aspectos como distribución y número de colmenas

adecuado por unidad de área. Se recomienda cuidar intensivamente la planta y especialmente el fruto, y para ésto, se debe entrenar y supervisar al personal de campo. Además, se podría dar un incentivo económico al personal de campo y asegurar de esta forma un mejor trabajo.

XI. LITERATURA CITADA

- ASOCIACION NICARAGUENSE DE PRODUCTORES Y EXPORTADORES DE PRODUCTOS NO TRADICIONALES (APENN). 1992. Propuesta de manejo integrado de plagas (MIP) en melón para Nicaragua. Boletín informativo. 1(9): 1-3.
- ASOCIACION NICARAGUENSE DE PRODUCTORES Y EXPORTADORES DE PRODUCTOS NO TRADICIONALES (APENN). 1993. APENN, por que se funda APENN. Boletín informativo especial. pp. 9-13.
- ASOCIACION NICARAGUENSE DE PRODUCTORES Y EXPORTADORES DE PRODUCTOS NO TRADICIONALES (APENN). 1994. Estadísticas de la producción de melón en Nicaragua. Departamento de información comercial. 9 p.
- CASSERES, E. 1980. Producción de hortalizas. IICA Ed. 3ª edición. San José, Costa Rica. 381 p.
- DAVIS, R. M. Jr.; BAKER, G. A.; KASMIRE, R. F. 1963. Relationships of cantaloupe quality characteristics. University of California. Davis, California. Vegetable Crops Series. 128 p.
- DE LA CRUZ, W. 1993. Oportunidades y tendencias del melón. In Memoria del V taller centroamericano de fitoprotección en melón. Esquipulas, Guatemala. 6-7 de agosto. pp. 58-87.
- GUDIEL, V. 1987. Manual Agrícola Superb. Guatemala. p. 153.
- GURDIAN, W. A. 1992. Proyecto de cultivo de melones de exportación. Agrícola Lourdes, Gurdián & Cía. Ltda. León, Nicaragua. 14 p.
- LEÑANO, F. 1980. Hortalizas de fruto, manual de cultivo moderno. Editorial De Vecchi. Barcelona, España. pp. 93-104.
- MONTES, A. 1990. Olericultura I. Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano. Tegucigalpa, Honduras. pp. 12-15.
- PIERCE, L. C. 1987. Vegetables, characteristics, production, and marketing. John Wiley & Sons. Ed. University of New Hampshire, USA. 433 p.
- SARLI, A. 1958. Horticultura. Editorial ACME S.A.C.I. Buenos Aires, Argentina. 454 p.
- TINDALL, H. 1983. Vegetables in the tropics. AVI Publishing Company. Connecticut, USA. 533 p.

LAMINA I



a. *Bemisia tabaci* (huevo)

b. *Bemisia tabaci* (crawler)

c. *Bemisia tabaci* (ninfa 2)

d. *Bemisia tabaci* (ninfa 3)

e. *Bemisia tabaci* (ninfa 4)

f. *Bemisia tabaci* (adulto)

LAMINA II



a. *Trialeurodes vaporariorum*
(ninfa 4)



b. *Trialeurodes vaporariorum*
(adulto)



c. *Trialeurodes abutiloneus*
(ninfa 4)



d. *Trialeurodes abutiloneus*
(adulto)



e. Síntoma de virosis
(encorugamiento)



f. Síntoma de virosis (mosaico)

LAMINA III



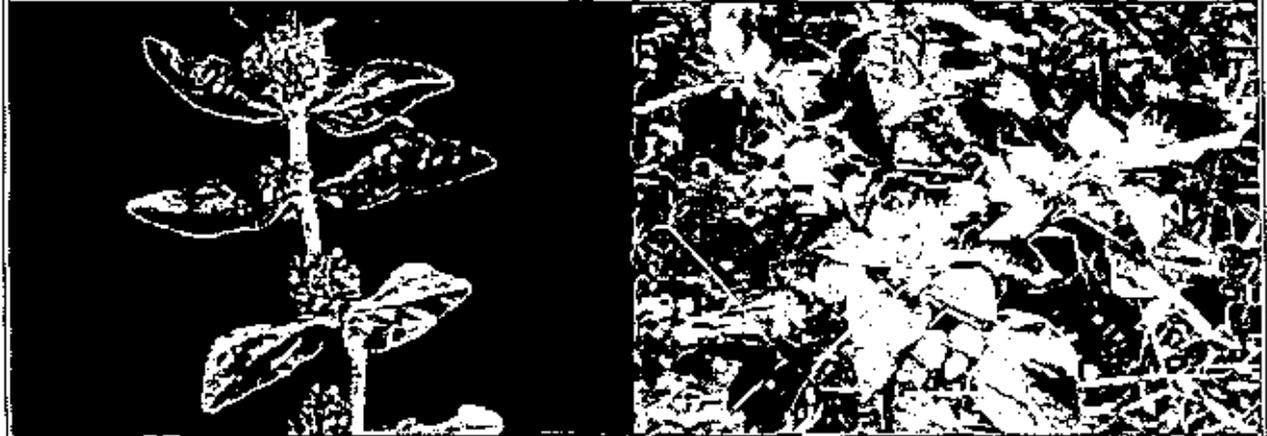
a. *Waltheria indica* L.

b. *Sida acuta* Burm.



c. *Euphorbia heterophylla* L.

d. *Euphorbia hysiricifolia*



e. *Euphorbia hirta* L.

f. *Nicandra physalodes* (L.) Gaert.

LAMINA IV



a. *Boerhavia erecta* L.



b. *Ipomoea* spp.



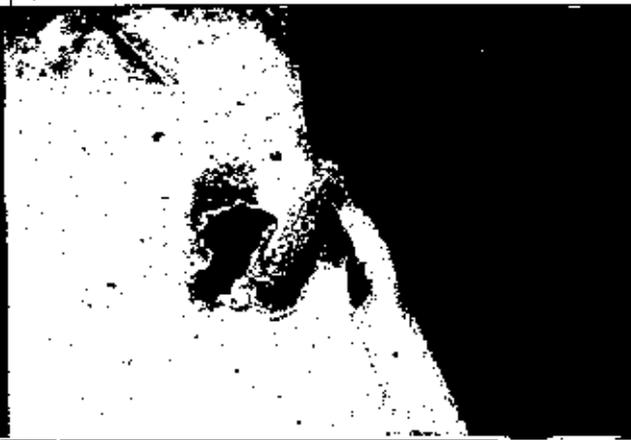
c. *Cucumis melo* L.



d. *Cucumis melo* L.



e. *Diaphania hyalinata* L.



f. *Diaphania nitidalis* (Stoll).

RESUMEN GENERAL

La importancia de mosca blanca es reconocida a nivel mundial. En León, Nicaragua, se realizó un estudio de esta plaga durante el primer trimestre de 1994, con el objetivo de conocer el peligro potencial que amenaza a los productores de melón. Se identificaron hospedantes alternos de la mosca y de geminivirus. Se realizaron muestreos de dinámica poblacional recolectando 20 hojas de cada planta hospedante y contando el número de ninfas por hoja. Los datos se estandarizaron a cm^2 de área foliar para poder comparar entre hospedantes. Se determinó la abundancia relativa de ninfas y se identificó la especie de mosca blanca en los hospedantes. Mosca blanca presentó poblaciones ninfales bajas tanto en melón como en los demás hospedantes. El melón tuvo el menor número de ninfas por cm^2 . Se detectó geminivirus en plantas cucurbitáceas, por lo que la diseminación al melón podría presentarse. Es importante incorporar los restos de cultivo y eliminar Euphorbia spp., Sida acuta y Nicandra physalodes por hospedar Bemisia tabaci.

Diaphania spp. es otra plaga importante del melón. Se realizó un estudio para determinar la existencia de parasitoides nativos de esta plaga en fincas meloneras de León, durante el ciclo no melonero de 1993. Se hicieron recolecciones de larvas y los parasitoides encontrados se identificaron en el Centro de Diagnóstico del D.P.V. Se recolectaron dos braconidos de los géneros Stantonia spp. y Apanteles spp. constituyendo un parasitismo de 0.7%. Con este

bajo parasitismo no se espera lograr mayor control, pero tampoco justifica el uso indiscriminado de químicos. Se recomienda utilizar productos microbiológicos y reducir el uso de los plaguicidas para no desequilibrar el agroecosistema.

Se realizó otro estudio para determinar el período de floración y aborción de frutas en el cultivo de melón, y determinar las causas de descarte de frutas, durante 1994. Se muestrearon flores y frutos en León, y se contó el descarte de frutas a nivel de campo y empacadora en Granada. Se determinó que en León, existe un 82% de polinización. La aborción de frutas es de 71% y podría estar influenciada por el uso de ciertos químicos. En Granada existe un descarte total de 39% de frutas y la principal causa como factor individual es Diaphania spp. (5.8%). Al agrupar por afinidad varios factores, se ve que las prácticas regidas por la mano de obra causan el mayor descarte (14%). Se recomienda cuidar intensivamente la planta y el fruto, y para ésto, se debe entrenar al personal de campo.

ANEXO 1

HOJA DE MUESTREO PARA MOSCA BLANCA EN HOSPEDANTES ALTERNOS

FINCA _____

FECHA _____

HOSPEDANTE	LOCALIZ. PLANTA	ETAPA FENOLOG.	ESPECIE DE MOSCA BLANCA	NIÑAS/cm ²		% DE PARAS.
				PARAS.	NO PARAS.	
<u>Sida acuta</u>						
<u>Amaranthus spp.</u>						
<u>Euphorbia heterophylla</u>						
<u>§. hypnicifolia</u>						
<u>E. hirta</u>						
<u>Boerhavia erecta</u>						
<u>Waltheria indica</u>						
<u>Nicotiana glauca</u>						
<u>Ipomoea spp.</u>						
<u>Cucumis melo</u>						

OBSERVACIONES: _____

Esta hoja de muestreo sirve para anotar la localización de la planta de donde se tomó la hoja muestreada. La etapa fenológica de la planta, la especie de mosca blanca encontrada, la densidad poblacional parasitada y no parasitada, y el porcentaje de parasitismo.

ANEXO 2

ENEMIGOS NATURALES DE Diaphania hyalinata L. y Diaphania nitidalis (Stoll)
ENCONTRADOS EN ESTADOS UNIDOS Y LATINOAMERICA

Diaphania hyalinata L.

ETAPA AFFECTADA	ENEMIGO NATURAL	FAMILIA	LUGAR DONDE SE ENCONTRO	FUENTE BIBLIOGRAFICA
HUEVO	<u>Ichneutes</u> sp. <u>Trichogramma</u> sp.	Trichogrammatidae Trichogrammatidae	U.S.A. Puerto Rico	Peña et al., 1987 Capinera et al., 1991
LARVA	<u>Apanteles impiger</u> Muesebeck <u>Apanteles</u> sp. <u>Chelonus meridionalis</u> Ashmead <u>Opius</u> sp. <u>Hypomicrogaster diaphaniae</u> (Muesebeck) <u>Stenotoma</u> sp. <u>Cardiochiles diaphaniae</u> Marsh	Braconidae Braconidae Braconidae Braconidae Braconidae Braconidae Braconidae	Puerto Rico Nicaragua * U.S.A. América Central U.S.A. U.S.A. U.S.A. Nicaragua * Colombia Venezuela	Medina-Gaud et al., 1989 ---- Peña et al., 1987 King y Saunders, 1984 Capinera et al., 1991 Capinera et al., 1991 Peña et al., 1987 ---- Capinera et al., 1991 Capinera et al., 1991 Marsh, 1986 Peña et al., 1987 King y Saunders, 1984 Peña et al., 1987 Capinera et al., 1991 Medina-Gaud et al., 1989 Peña et al., 1987 U.S.A. Peña et al., 1987 Peña et al., 1987 América Central King y Saunders, 1984 Medina-Gaud et al., 1989 Capinera et al., 1991
	<u>Tenelucha</u> sp. <u>Polycyrtus senialbus</u> (Cresson) <u>Pristonurus spinator</u> (F.) <u>Aglypon caribbaeum</u> Bland <u>Aglypon</u> sp. <u>Casiniaria infesta</u> (Cresson) <u>Gambus vittatus</u> (Cresson) <u>Agathis texana</u> (Cresson) <u>Eiphosoma insularis</u> Vier. <u>Eiphosoma</u> sp. <u>Polycyrtus</u> sp.	Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae	U.S.A. América Central U.S.A. U.S.A. Puerto Rico U.S.A. U.S.A. U.S.A. U.S.A. U.S.A. América Central Puerto Rico Colombia	Peña et al., 1987 King y Saunders, 1984 Peña et al., 1987 Capinera et al., 1991 Medina-Gaud et al., 1989 Peña et al., 1987 Peña et al., 1987 Peña et al., 1987 Peña et al., 1987 King y Saunders, 1984 Medina-Gaud et al., 1989 Capinera et al., 1991
	<u>Spilochalcis diaphaniae</u> <u>Spilochalcis</u> sp. <u>Brachymeria robustella</u> Volcott <u>Brachymeria</u> sp. Especie no determinada. <u>Smigra</u> spp.	Chalcididae Chalcididae Chalcididae Chalcididae Chalcididae	Colombia Puerto Rico América Central Colombia U.S.A. América Central	Capinera et al., 1991 Medina-Gaud et al., 1989 King y Saunders, 1984 Capinera et al., 1991 Peña et al., 1987 King y Saunders, 1984

* Encontrado en el presente estudio.

Continuación de ANEXO 2:

ETAPA AFECTADA	ENEMIGO NATURAL	FAMILIA	LUGAR DONDE SE ENCONTRÓ	FUENTE BIBLIOGRAFICA
LARVA	<i>Podisus senilis</i> (F.) <i>Manihotum destructor</i> (Jordan) <i>Pollatius crinitus</i> (Felton) <i>Catolaccus</i> sp.	Pentatomidae Familiidae Vespidae Pteromalidae	Puerto Rico Puerto Rico Puerto Rico Puerto Rico	Medina-Gould <u>et al.</u> , 1989 Medina-Gould <u>et al.</u> , 1989 Medina-Gould <u>et al.</u> , 1989 Medina-Gould <u>et al.</u> , 1989
LARVA O PUPA	<i>Memorilla floralis</i> (Fall) <i>Memorilla maculosa</i> Macquart <i>Scaenolodexia cothurnata</i> Hindemann <i>Sarcophaga</i> (<i>Lambens</i>) Hindemann	Tachinidae Tachinidae Tachinidae Sarcophagidae	América Central Puerto Rico Puerto Rico América Central	King y Saunders, 1984 King y Saunders, 1984 Medina-Gould <u>et al.</u> , 1989 Medina-Gould <u>et al.</u> , 1989 King y Saunders, 1984

Diaphania nitidalis (Stoll)

ETAPA AFECTADA	ENEMIGO NATURAL	FAMILIA	LUGAR DONDE SE ENCONTRÓ	FUENTE BIBLIOGRAFICA
HUEVO O LARVA	<i>Apanteles marginiventris</i> <i>Chelonus</i> sp. <i>Hyanderogaster diaphanifera</i> (Muesebeck) <i>Lathomeris</i> sp. <i>Pristomerus spinator</i> (f.) <i>Glyptone pattani</i> (Ashmead) <i>Triclistus exiguator</i> (Say) <i>Irenocuba</i> sp. <i>Casimaria infesta</i> (Cresson) <i>Pollatius</i> sp. <i>Catolaccus aepoxyticus</i> (Dirault)	Braconidae Braconidae Braconidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Ichneumonidae Vespidae Pteromalidae	U.S.A. U.S.A. América Central U.S.A. U.S.A. U.S.A. U.S.A. U.S.A. América Central U.S.A.	McFadden y Creighton, 1979 Peña <u>et al.</u> , 1987 King y Saunders, 1984 Peña <u>et al.</u> , 1987 Peña <u>et al.</u> , 1987 McFadden y Creighton, 1979 McFadden y Creighton, 1979 Peña <u>et al.</u> , 1987 Peña <u>et al.</u> , 1987 King y Saunders, 1984 McFadden y Creighton, 1979

ANEXO 3

Calendario de aplicaciones realizadas en el lote # 1 de la finca Lourdes en León, Nicaragua. En este lote se ubicaron los sitios de muestreo de frutos pegados y abortados. Enero a abril de 1994.

# APLIC.	DDS	PRODUCTO	DOSIS/m ²
1	0	Diazinón Benomil Acido muriático	0.33 lit. 0.07 Kg. 0.02 lit.
2	3	Dithane Manzate Benomil Acido muriático	0.19 Kg. 0.49 Kg. 0.34 Kg. 0.07 lit.
3	9	Benomil Dithane Bavistin Oxicloruro de Cu Captafol Acido muriático	0.16 Kg. 0.33 Kg. 0.01 lit. 0.06 Kg. 1.00 lit. 0.09 lit.
4	13	Malathión Acido Muriático	1.00 lit. 0.13 lit.
5	20	Dithane Dipel Diazinón Acido muriático	0.11 Kg. 0.52 Kg. 0.54 lit. 0.04 lit.
6	27	Dipel Endosulfán Diazinón Dithane Acido muriático	0.95 Kg. 0.58 lit. 0.17 lit. 0.62 Kg. 0.14 lit.
7	30	Dipel Zineb Bayfolán Acido muriático	0.83 Kg. 0.55 Kg. 0.76 lit. 0.10 lit.
8	31	Benomil Diazinón Acido muriático	0.07 Kg. 0.08 lit. 0.04 lit.
9	34	Vertimec Dipel Zineb Megaocalcio Acido muriático	0.13 lit. 1.20 Kg. 0.61 Kg. 2.00 lit. 0.13 lit.
10	36	Urea	1.36 Kg.
11	41	Urea Bayfolán	1.47 Kg. 0.27 lit.

Continuación de Anexo 3:

# APLIC.	DDS	PRODUCTO	DOSES/mz
12	43	Megacalcio Dipel Vitel Lannate Zineb Acido muriático	1.00 lit. 0.68 Kg. 0.15 Kg. 0.08 Kg. 0.45 Kg. 0.10 lit.
13	50	Dipel Malathión Zineb Ridomil Acido muriático	0.91 Kg. 1.00 lit. 0.30 Kg. 0.11 Kg. 0.10 lit.
14	52	Vertimec Acido muriático	0.10 lit. 0.10 lit.