



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

ESPECIES DE ALEYRODIDAE, SU DINÁMICA POBLACIONAL,
DISTRIBUCIÓN VERTICAL Y VALIDACIÓN DE UN MODELO DE
UNIDADES CALOR EN NOCHEBUENA, EN XOCHIMILCO, D. F.



DIRECCION ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

TESIS

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER
EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS EN
PROTECCIÓN VEGETAL



PRESENTA

LEONEL MARTÍNEZ CRUZ

CHAPINGO, MÉXICO. ABRIL DE 1999.



901701

**ESPECIES DE ALEYRODIDAE, SU DINÁMICA POBLACIONAL,
DISTRIBUCIÓN VERTICAL Y VALIDACIÓN DE UN MODELO DE UNIDADES
CALOR EN NOCHEBUENA, EN XOCHIMILCO, D. F.**

Tesis realizada por Leonel Martínez Cruz bajo la dirección del comité asesor indicado, aprobado por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener en grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR: _____

M.C. JUAN FERNANDO SOLÍS AGUILAR

ASESOR: _____

M.C. FRANCISCO PONCE GONZÁLEZ

ASESOR: _____

DR. SAMUEL RAMÍREZ ALARCÓN

34168

**ESPECIES DE ALEYRODIDAE, SU DINÁMICA POBLACIONAL,
DISTRIBUCIÓN VERTICAL Y VALIDACIÓN DE UN MODELO DE UNIDADES
CALOR EN NOCHEBUENA, EN XOCHIMILCO, D. F.**

El jurado que revisó y aprobó el examen de grado de Leonel Martínez Cruz autor de la presente tesis de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal, estuvo constituido por:

PRESIDENTE: _____

M.C. JUAN FERNANDO SOLÍS AGUILAR

ASESOR: _____

M.C. FRANCISCO PONCE GONZÁLEZ

ASESOR: _____

DR. SAMUEL RAMÍREZ ALARCÓN

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (**CONACYT**), por el financiamiento brindado en la realización de mis estudios de Postgrado.

Al Departamento de Parasitología Agrícola de la **Universidad Autónoma Chapingo**, por darme la oportunidad de realizar una Maestría en Ciencias en Protección Vegetal.

Agradezco sinceramente la formalidad, dedicación y apoyo brindado por el M. C. **Juan Fernando Solís Aguilar** en la dirección y asesoramiento de la presente investigación.

Al M. C. **Francisco Ponce González** y al Dr. **Samuel Ramírez Alarcón**, por su disponibilidad y sus acertadas aportaciones en la revisión del presente trabajo.

Al Sr. **Manuel Mendívil** por su apoyo en el laboratorio.

Al señor **Alejo Jiménez Contreras** por permitirme realizar la investigación en sus invernaderos productores de flor de nochebuena; así como a sus hijos Ing. **Alejo** y Biol. **Manuela** por brindarme información y apoyo en la fase de campo.

DEDICATORIAS

A mis padres: **Margarita Cruz Galeana y Baldomero Martínez Márquez** porque gracias a su apoyo y amor he logrado una meta más en mi vida.

A mis **hermanas y Hermanos**: por la comunicación que siempre nos ha mantenido unidos y por motivarme a salir siempre adelante.

A **Rubí** con cariño, por fortalecer mi proyecto de vida.

A mis **amigos** y a todas aquellas personas que de alguna forma hemos mantenido una sincera amistad.

DATOS BIOGRÁFICOS

Leonel Martínez Cruz nació el 21 de febrero de 1971 en Buenos Aires, Puebla. Cursó su primaria y secundaria en la ciudad de Zacatlán, Puebla; su preparatoria y licenciatura en la Universidad Autónoma Chapingo en la generación 1989- 1996, obteniendo el título de Ingeniero Agrónomo especialista en Parasitología Agrícola, con la tesis titulada "Detección de insectos plaga en blueberry (*Vaccinium ashei* R.)". En 1997 inició sus estudios de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal.

El estudio de la Entomología Agrícola, ha sido su área de interés desde su primer acercamiento en su tesis de licenciatura en 1995. Impartió el módulo de plagas de hortalizas en el periodo de invierno de 1998 a los estudiantes de maestría en Ciencias en Horticultura del departamento de Fitotécnia.

CONTENIDO

	PÁG
ÍNDICE DE CUADROS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
ÍNDICE DE CUADROS DEL APÉNDICE	x
RESUMEN	xi
SUMMARY	xii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Hipótesis	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Generalidades de la mosquita blanca	6
2.1.1. Origen y distribución	7
2.1.2. Morfología y ciclo biológico	7
2.1.3. Daños ocasionados por mosquita blanca	9
2.1.3.1. Daños directos	9
2.1.3.2. Daños indirectos	9
2.2. Colecta, montaje e identificación de Aleyrodidae	10
2.2.1. Colecta y montaje de mosquitas blancas para su identificación	10
2.2.2. Claves para la clasificación de subfamilias de Aleyrodidae	11
2.2.2.1. Clave para identificar formas aladas (adultos), según Ortega (1995)	11
2.2.2.2. Clave para identificar formas sedentarias (pupas), según Ortega (1995)	12

2.2.3. Clave de los géneros de la subfamilia Aleyrodinae en base a su "pupa"	12
2.2.4. Descripción de las especies de importancia agrícola en México	15
2.2.4.1. <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (Westwood)	15
2.2.4.2. <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius)	15
2.2.4.3. <i>Bemisia argentifolii</i> (Bellows & Pierring)	15
2.3. Estrategias de manejo	19
2.3.1. Control biológico	19
2.3.2. Barreras físicas	23
2.3.2.1. Uso de cubiertas flotantes	23
2.3.2.2. Acolchado de plástico	24
2.3.2.3. Barreras de cultivos con aplicación continua de insecticidas	25
2.3.2.4. Uso de barreras vegetales	25
2.3.3. Control cultural	26
2.3.3.1. Eliminación de socas	26
2.3.3.2. Control de maleza	27
2.3.3.3. Fechas de siembra y densidad de plantación	27
2.3.3.4. Evasión de zonas de mayor riesgo	29
2.3.3.5. Secuencia de cultivos	29
2.3.4. Control mecánico	29
2.3.4.1. Uso de trampas amarillas con pegamento	29
2.3.5. Control legal	30
2.3.6. Control químico	31
2.3.7. Jabones y aceites	33
2.4. Grados-día de desarrollo (GDD)	36
2.4.1. Concepto de temperaturas cardinales	37
2.4.2. Concepto de grados-día de desarrollo	38
2.4.3. Cálculo de grados-día de desarrollo	40

2.4.3.1. Cálculo de temperatura base y grados-día de desarrollo bajo temperaturas constantes	40
2.4.3.2. Cálculo de grados-día de desarrollo utilizando temperaturas variables	42
2.4.4. Investigaciones realizadas en base a grados-día de desarrollo	47
2.5. Dinámica poblacional	51
2.6. Distribución vertical	56
III. MATERIALES Y MÉTODOS	61
3.1. Localización geográfica y características generales del área de estudio	61
3.2. Manejo agronómico	63
3.3. Colecta, montaje e identificación de las especies de mosquita blanca	63
3.3.1. Colecta	63
3.3.2. Montaje del material	63
3.3.3. Identificación de especies	65
3.4. Determinación de unidades calor	65
3.4.1. Temperatura base	65
3.4.2. Registro de la variable ambiental	66
3.4.3. Obtención de los grados-día de desarrollo	67
3.5. Dinámica poblacional	68
3.5.1. Dinámica poblacional de adultos	68
3.5.2. Dinámica poblacional de huevecillos y ninfas	69
3.5.3. Variable respuesta	69
3.6. Distribución vertical	69
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	71
4.1. Determinación de géneros y especies de mosquita blanca	71
4.1.1. Descripción morfológica de las especies de mosquita blanca en base al cuarto instar ninfal	72

4.1.1.1. <i>Bemisia spp</i> Genn.	72
4.1.1.2. <i>Trialeurodes vaporariorum</i> West .	72
4.2. Obtención de las unidades calor	74
4.2.1. Duración del ciclo biológico de los estados inmaduros de mosquita blanca y grados-día de desarrollo con una temperatura base de 11.50°C	75
4.3. Dinámica poblacional	78
4.4. Distribución vertical	91
V. CONCLUSIONES	96
VI. LITERATURA CONSULTADA	98
VII. APÉNDICE	109

ÍNDICE DE CUADROS

	PÁG
Cuadro 1. Parasitoides de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y Colombia (Caballero, 1993)	21
2. Depredadores de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) en México, América Central y Colombia (Caballero, 1993; Moreno, 1997)	22
3. Lista general de insecticidas para el control de mosquita blanca (Ortega, 1992)	32
4. Temperatura base y unidades calor de los diferentes estados de desarrollo de <i>Leptophobia aripa</i> . Chapingo, México (Nava, 1992)	49
5. Temperatura base y GDD de <i>Sitophilus zeamais</i> Mostch. bajo temperaturas constantes y variables. Chapingo, México. (Ruíz, 1992)	50
6. Número de adultos de mosquita blanca en la hoja del cuarto nudo en melón. Bermejillo, Durango (Morales <i>et al.</i> , 1996)	55
7. Promedio de larvas de <i>Keiferia lycopersicella</i> y de frutos medianos dañados por unidad de muestreo en tres estratos de la planta de tomate. Costa Rica (Douglas <i>et al.</i> , 1996)	59
8. Mosquitas blanca presentes en flor de nochebuena (<i>Euphorbia pulcherrima</i> Willd.) bajo invernaderos en Xochimilco, D. F. 1997	71
9. Duración en días y grados-día de desarrollo de estados inmaduros de mosquita blanca con una temperatura base de 11.50 °C	76
10. Distribución vertical de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca del primer invernadero con flor de nochebuena	

Xochimilco, D. F. 1997	92
11. Distribución vertical de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca del segundo inverandero con flor de nochebuena Xochimilco, D. F. 1997	92
12. Distribución vertical de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca en relación a los picos poblacionales más altos de la dinámica poblacional con fechas del 24 de agosto al cinco de octubre, en flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	94

ÍNDICE DE FIGURAS

	PÁG.
Figura 1. Morfología general de una pupa de Aleyrodidae (Tomado de Martin, 1987)	14
2. Pupas de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwood. A) Pupa con detalle del orificio vasiforme; B) Pupa no procesada en vista dorsal; y C) Pupa no procesada en vista lateral. (Tomado de Martin, 1987; citado por Ortega, 1995)	16
3. Pupas de <i>Bemisia tabaci</i> Gennadius. A) Pupa en vista dorsal y ventral; B) Pupa solo en vista dorsal y; C) Detalle del orificio vasiforme (Tomado de Martin, 1987)	17
4. Pupa de <i>Bemisia argentifolii</i> Bellows & Pierring. A) Mitad dorsal, mostrando la ausencia de la cerda ASMS ₄ y las angostas áreas de los pliegues traqueales y B) Detalle del orificio vasiforme (Tomado de Pacheco, 1994)	18
5. Temperaturas cardinales en el desarrollo de organismos poiquilotérmicos (Vega, 1990)	39
6. Grados-día de desarrollo representados por la integral del área bajo la curva senoidal, cuando la temperatura mínima es superior a la temperatura base y la temperatura máxima está por abajo de la temperatura tope (Snyder, 1985)	43
7. Los GDD acumulados, están representados por la integral del área bajo la curva senoidal, cuando la temperatura mínima es inferior a la Temperatura base y la temperatura máxima es inferior a la temperatura tope (Snyder, 1985)	44

8. Los GDD están representados por la integral del área bajo la curva senoidal por debajo de la temperatura tope, cuando la temperatura mínima es inferior a la temperatura base y la temperatura máxima excede a la temperatura tope (Snyder, 1985)	45
9. Los GDD acumulados, son representados por la integral bajo la curva senoidal por debajo de la temperatura tope, cuando la temperatura mínima es inferior a la temperatura base y la temperatura máxima excede a la temperatura tope (Snyder, 1985)	47
10. Localización geográfica de la delegación Xochimilco, D. F. (Tomado de Anónimo, 1996)	62
11. Jaula de alambazón y tela Tricot, para evitar la penetración y oviposición de otros adultos	67
12. Detalle de la pupa de <i>Bemisia spp.</i> A) Orificio vasiforme; B) Lígula; y C) Surco caudal	73
13. Detalle de la pupa de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> . A) Lígula; B) Papilas submarginales; y C) Orificio vasiforme	74
14. Dinámica poblacional de adultos de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del primer invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	80
15. Dinámica poblacional de huevecillos de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del primer invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	81
16. Dinámica poblacional de ninfas chicas (N1 y N2) de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del primer invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	82
17. Dinámica poblacional de ninfas grandes (N3 y N4) de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del primer invernadero en flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	83

18. Dinámica poblacional de adultos de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	86
19. Dinámica poblacional de huevecillos de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	87
20. Dinámica poblacional de ninfas chicas (N1 y N2) de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	88
21. Dinámica poblacional de ninfas grandes (N3 y N4) de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997	89

ÍNDICE DE CUADROS DEL APÉNDICE

Cuadro 1. Fracciones (N) de la amplitud (W) correspondiente a la posición relativa radial θ de una temperatura base a la aproximación de una curva senoidal de temperatura con periodo 2π y rango igual a la diferencia entre la temperatura ¹ máxima y mínima diaria	109
2. Requerimientos térmicos en unidades calor para mosquita blanca en invernaderos comerciales de flor de nochebuena en Xochimilco, D. F.	110
3. Número de adultos y estados inmaduros de mosquita blanca en flor de nochebuena del primer invernadero en Xochimilco, D. F. 1997	111
4. Número de adultos y estados inmaduros de mosquita blanca en flor de nochebuena del segundo invernadero en Xochimilco, D. F. 1997	112
5. Distribución vertical de adultos de mosquita blanca por hoja en flor de noche buena. Xochimilco, D. F. 1997	113
6. Distribución vertical de huevecillos de mosquita blanca en una área de 2.25 cm^2 de hoja en flor de nochebuena. Xochimilco, D F. 1997	114
7. Distribución vertical de ninfas chicas N1 y N2 en una área de 2.25 cm^2 de hoja en flor de nochebuena. Xochimilco, D F. 1997	115
8. Distribución vertical de ninfas grandes N3 y N4 en una área de 2.25 cm^2 de hoja en flor de nochebuena. Xochimilco, D F. 1997	116

RESUMEN

En 1997 en los invernaderos "Alejo Jiménez Contreras" de Xochimilco, D. F. se encontró que, de las especies de mosquita blanca que afectan al cultivo de flor de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd), *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera: Aleyrodidae) predomina en más del 90% seguido por *Trialeurodes vaporariorum* West. A través de los modelos propuestos por Snyder, se determinó que el huevecillo requiere de 108.73 unidades calor, 102.80 U. C. las ninfas chicas (N1, N2) y 81.10 U. C. las ninfas grandes (N3, N4), con una acumulación térmica total desde huevecillo hasta la emergencia del adultos de 292.63 unidades calor. Finalmente en relación a la dinámica poblacional y distribución vertical, se muestrearon semanalmente los estratos inferior, medio y superior de la planta, encontrándose en fechas del 24 de agosto al cinco de octubre los picos de mayor densidad poblacional, concentradas preferentemente en el estrato medio de la planta.

PALABRAS CLAVE: *Euphorbia pulcherrima*, mosquita blanca, unidades calor, dinámica poblacional, distribución vertical.

SUMMARY

In "Alejo Jimenez Contreras" greenhouse of Xochimilco, D. F., were found in 1997 that white fly species affecting poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd) crop, *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera: Aleyrodidae) it's found in more than 90% follow by *Trialeurodes vaporariorum* West. Whit Snyder's models was determined that egg requirements are 108.73 heat units, 102.8 heat units by small nymphs (N1, N2) and 81.10 heat units by big nymphs (N3, N4) and total termical acumulation since egg state until adult's born of 292.63 heat units. Finally in relation to poblational dinamic and vertical distribution, after samples weekly the inferior, medium and superior stratums of the plant, was found that the tops of mayor poblational density occur from august 24th to october 5th concentrated frecuntly in medium stratum of the plant.

KEY WORDS: *Euphorbia pulcherrima*, white fly, heat units, poblational dinamic, vertical distribution.

I. INTRODUCCIÓN

Por su belleza, colorido y por la tradición que representa en la época navideña, la producción comercial de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd.), es una de las primeras plantas de ornato cultivada desde los aztecas, ya que ha mostrado un incremento sustancioso en la producción en los últimos años, pasando de 500,000 macetas en 1980 a 4,000,000 en 1994, por lo que se deduce que la preferencia de parte de los consumidores por adquirir esta ornamental se encuentra en constante aumento (Cuautle, 1996; Urbina, 1997).

Las primeras zonas productoras de flor de nochebuena en nuestro país se encuentran localizadas en el estado de Morelos y Xochimilco D.F., con rendimientos hasta de 50,000 plantas/ha. Recientemente otros estados han iniciado la producción de esta ornamental como son: Michoacán, Guanajuato, Queretaro, Jalisco, Nuevo León y Colima (Martínez, 1995).

En vista de que en la actualidad la nochebuena tiene gran importancia económica y que su demanda crece día a día en diversas partes del mundo, es necesario crear nuevas alternativas que conduzcan a la obtención de una mayor producción de plantas, con calidad fitosanitaria, más vigorosas y más atractivas para el mercado nacional e internacional. Al respecto, en muchos invernaderos donde se produce esta ornamental se han observado pérdidas considerables principalmente por diversas plagas insectiles que afectan en forma negativa a la economía regional, constituyendo actualmente uno de los principales factores limitantes de la productividad al ejercer efectos drásticos sobre los rendimientos y calidad de flor, así como los altos costos para su combate por medio de insecticidas, los cuales representan actualmente la

principal medida de control (Cuautle, 1996; Ramírez, 1996a).

Ecke *et al.*, (1990) señalan que bajo invernadero, la nochebuena está expuesta al ataque de mosquitas blancas (*Trialeurodes vaporariorum*, *Bemisia tabaci*), Mosquita negra (*Bradysia spp.*), piojos harinosos (*Planococcus spp*, *Phenacoccus spp*, *Pseudococcus spp.*), ácaros (*Tetranychus urticae*, *Eotetranychus lewisi*), hormigas (*Iridomirmex humilis*), áfidos (*Myzus persicae*, *Penphigus spp.*), babosas (*Milax gagates*), caracoles (*Helix aspersa*), trips y palomillas, entre otras plagas.

De estas especies, la mosquita blanca (Homoptera:Aleyrodidae), es la que se ha constituido como la plaga principal en invernaderos productores de nochebuena, afectando al cultivo de manera directa al succionar la savia de las plantas e indirectamente transmitiendo enfermedades virosas y manchado de hojas por la producción de sustancias azucaradas (Ramírez, 1996a).

El desarrollo de este insecto se ve influenciado grandemente por los factores del ambiente, siendo la temperatura el principal elemento climático promotor del desarrollo, efecto que ha sido cuantificado mediante un índice agroclimático denominado grados-días de desarrollo (GDD). Este concepto incorpora a la temperatura y al tiempo en una idea con interpretación biológica, que explica la fenología de los individuos con base en un factor ambiental como la temperatura y es aplicado como variable principal en la dinámica poblacional, en los modelos de predicción y simulación de poblaciones (Elizalde *et al.*, 1996).

Para poder implementar programas de manejo integrado de esta plaga, resulta factible convivir con la plaga y conocer aspectos relacionados con la especie en cuestión, conocer su ciclo biológico, hábitos, daños, enemigos naturales, dinámica poblacional, distribución espacial, acumulación de unidades

calor y así determinar los métodos de control más eficientes, oportunos, ecológicos y sobre todo redituables. De esta forma en la búsqueda de alternativas para el control de la mosquita blanca en la región productora de nochebuena de Xochimilco, D.F. , se realizó el presente trabajo de investigación teniendo como objetivos:

- ◆ Determinar que especies de mosquita blanca están presentes en flor de nochebuena, en Xochimilco, D. F.
- ◆ Validar el uso de un modelo de unidades calor con fines de predicción.
- ◆ Determinar la dinámica poblacional de mosquita blanca durante todo el proceso de producción.
- ◆ Conocer que distribución vertical presentan las mosquitas blancas en el cultivo de nochebuena.

1.1. Hipótesis

1. Existe al menos más de un género de mosquita blanca en flor de nochebuena en Xochimilco, D. F.
2. Los grados-día de desarrollo de huevecillo a adulto de mosquita blanca están dentro de un rango de 280 y 370 unidades calor.
3. Existen estratos o partes de la planta de mayor preferencia para la mosquita blanca dependiendo del tiempo y de su estado de desarrollo.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

En México, la nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd.) representa dentro de los cultivos en maceta, la principal flor que se produce para la época decembrina. Su cultivo representa un alto grado de rentabilidad por unidad de superficie, al contrario de muchos cultivos tradicionales que para ser rentables necesitan de grandes extensiones de terreno (Saldaña, 1992; Ruíz, 1994).

La producción comercial de nochebuena tiene gran importancia económica para muchos estados de la República Mexicana, pues para su cultivo se requiere mano de obra desde la plantación hasta el empaque para su destino final (Urbina, 1997). En México, la demanda de flor de nochebuena crece día a día, por lo cual es necesario crear nuevas alternativas de producción, que nos ayuden a obtener mayores porcentajes de producción, con excelente calidad fitosanitaria, más vigorosas y con mayor atracción fenotípica para los mercados nacionales e internacionales (Urbina, 1997).

El consumidor es cada vez más exigente y está dispuesto a pagar por la calidad. El productor que cosecha nochebuenas de excelente calidad, podrá defenderse mejor de las presiones del mercado y de sus competidores (Martínez, 1995). Al respecto, en muchos invernaderos productores de esta ornamental, se han detectado pérdidas por calidad, principalmente por la presencia de plagas insectiles, las cuales afectan directamente a la economía regional, siendo un factor limitante para la producción competitiva a nivel mundial; ya que ejercen efectos drásticos sobre los rendimientos y calidad de flor, así como los altos costos para su control (Cuautle, 1996).

Ecke *et al.*, (1990) indican que es importante prevenir la entrada de insectos a los invernaderos. Mencionan que la producción de nochebuena bajo invernadero, está expuesta al ataque de diversas plagas insectiles, ácaros y otro tipo de organismos que se alimentan de ella, los cuales pueden llegar a constituir un grave problema si no se les controla adecuadamente. Señalan como plagas importantes a las mosquitas blancas (*Trialeurodes vaporariorum*, *Bemisia tabaci*), Mosca negra (*Bradysia spp.*), ácaros (*Tetranychus urticae*, *Eotetranychus lewisi*), piojos harinosos (*Planococcus spp.*, *Phenacoccus spp.*, *Pseudococcus spp.*), y otras plagas de menor importancia como hormigas (*Iridomirmex humilis*), áfidos (*Myzus persicae*, *Pemphigus spp.*), babosas (*Milax gagates*), caracoles (*Helix aspersa*), trips y palomillas, entre otras

Por otra parte, Saldaña (1992) y Martínez (1995) coinciden que en México la nochebuena tiene como plagas principales a las mosquitas blancas (*Trialeurodes vaporariorum*, *Bemisia tabaci* y *B. argentifolli*), la mosquita negra (*Bradysia spp.*), y la araña roja (*Tetranychus urticae*). Mencionan otras especies de menor importancia como Trips (*Frankliniella occidentalis*, *Trips tabaci*), áfidos (*Myzus persicae*, *Aphis gossypii*), escamas (*Pseudococcus maritimus*, *Planococcus citri*), gusanos (*Erinnys ella*), hormigas, caracoles y ratas.

De estas plagas, las infestaciones de mosquita blanca son las que han dañado más seriamente a los cultivos florícolas y representan una gran amenaza para la producción de ornamentales bajo invernadero, al igual que para la industria de hortalizas de transplante. Además, el peligro de transportar tanto moscas blancas como los virus que ellas transmiten por medio de material vegetal infestado, se ha convertido en una preocupación prominente a nivel mundial (Brown y Bird, 1992).

2.1. Generalidades de mosquita blanca

Existen reportes de la presencia de mosquita blanca en Estados Unidos de América desde 1894 en el estado de Florida y en California desde 1920. En esas fecha se le consideró como una plaga secundaria, por no causar daños de importancia económica, y fue hasta 1980 que su densidad fue mayor y a partir de 1981 se constituyó como una plaga primaria, por las altas poblaciones y daños que se registraron en cucurbitáceas y algodónero en Estados Unidos y México. El incremento poblacional se atribuyó al uso indiscriminado de insecticidas piretroides, resistencia a plaguicidas y la disminución de enemigos naturales (Johnson *et al.*, 1982, citado por Pulido, 1996).

Este insecto cobró mayor importancia en 1986, al aparecer un nuevo biotipo denominado *Bemisia tabaci* biotipo B o poinsettia, detectado por vez primera en Florida en flor de nochebuena y hasta 1987 en otros cultivos. En los siguientes dos años se detectó en invernaderos de nochebuena de Arizona y California. En 1990 se encontro en crucíferas y cucurbitaceas, y fue considerada como la plaga más importante en Estados Unidos y Sonora, México (Anónimo, 1992). La mosquita blanca biotipo B, posteriormente reconocida como nueva especie: *Bemisia argentifolii* Bellows & Pierring, se sabe que difiere de *B. tabaci* porque al alimentarse extrae de cuatro a cinco veces más savia del floema, razón por la que secreta mayor cantidad de mielecilla y ocasiona un disturbio metabólico que provoca el plateado de la hoja en diferentes especies de calabaza (Byrne, 1992, citado por Pulido, 1996; Brown, 1993).

La información de mosquita blanca que se desarrolla en los siguientes puntos, está más relacionada con *Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum* que con *B. argentifolii*.

2.1.1 Origen y distribución

La mosquita blanca *Bemisia tabaci* probablemente es originaria de Pakistan; se establece generalmente en zonas tropicales y subtropicales del mundo, regularmente en áreas ubicadas entre los paralelos 30 y 40. Ha sido reportada en Egipto y Sudan de Africa, sur de Europa, Israel, India, Sumatra, Taiwan, Brasil, Centro América, Estados Unidos y México (Butler *et al.*, 1989).

Bemisia argentifolii, se reporta por primera vez en Arizona, Estados Unidos y se menciona como originaria de Irak o Pakistan, la cual fue introducida probablemente a Estados Unidos en un cargamento de frutas o verduras (Anónimo, 1993). Esta especie se extendió rápidamente hacia otras zonas agrícolas como el Valle Imperial de California, E.U.A. Es probable que haya arribado por primera vez en transporte terrestre y aéreo, de Baja California a Sinaloa, ya que en la ciudad de Mexicali se le observaba hasta en las habitaciones, debido a su alta capacidad reproductiva y amplio rango de hospederas. Esta plaga probablemente ya está presente en las zonas tomateras de San Luis Potosí, y otros lugares de la Republica Mexicana, en donde se ha encontrado que los frutos de tomate muestran síntomas de maduración irregular (Ramírez, 1996b).

Trialeurodes vaporariorum es una especie abundante y destructiva en invernaderos, tiene una distribución mundial. En América, se reporta en Canadá, Estados Unidos, México, Centro América y Sudamérica (Moreno, 1997).

2.1.2. Morfología y ciclo biológico.

Las mosquitas blancas son insectos chupadores que se localizan en el envés de las hojas de las plantas hospederas. Su metamorfosis es ligeramente diferente a la de otros homópteros, ya que la ninfa de primer instar es activa

(con movimiento) por lo que usualmente se le llama larva, pero los tres instares subsecuentes son sésiles (sin movimiento) semejando escamas, de estos el último instar ninfal es quiescente y normalmente se le denomina pupa (Ortega, 1992). El adulto mide de 2 a 3 mm de longitud, sus alas están cubiertas por un polvo ceroso blanquesino, las patas con tarsos de dos segmentos y las antenas de siete; el macho posee un par de apéndices al final del abdomen, los cuales son menos prominentes en la hembra (Amador, 1997).

La hembra oviposita en el envés de las hojas, colocando los huevecillos desordenadamente o en semicírculos, en posición vertical; estos tienen forma de uso, agudos en el ápice y redondeados en la base de donde sale un pedicelo corto de 0.3 mm; son de color verde pálido recién ovipositados, y castaño oscuro cuando maduran; miden en promedio de 0.089 a 0.186 mm. En *Trialeurodes vaporariorum* los huevecillos miden de 0.24 mm de largo por 0.1 de ancho y en *Bemisia tabaci* 0.2 por 0.11 mm, presentando el corión liso y brillante, el cual tiene una sutura media longitudinal en la superficie cóncava (Ramírez, 1996b).

Las ninfas atraviesan por cuatro instares; en el primero es de forma oval, aplanada, color verde pálido, con patas y antenas funcionales y se mueven activamente, es normal encontrarlas en el envés de las hojas. Dorsalmente, el cuerpo es más ancho que la parte anterior, y los ojos son de color rojo y está rodeado por un anillo anterior angosto de cera blanca. En el extremo posterior se observan un par de cerdas blancas. Las ninfas del primer estadio reciben el nombre de rastreras, se mueven sobre el envés de las hojas hasta que encuentran un sitio donde alimentarse y ahí se establecen, usualmente el proceso dura un día. Para alimentarse insertan sus partes bucales (estiletes) en la hoja, entre las células epidérmicas y del parénquima que es donde la planta realiza el movimiento de azúcar y nutrientes (Pulido, 1996; Ramírez, 1996a).

Antes de mudar por primera vez, adquieren un color verde amarillo y las antenas y patas se atrofian. Las ninfas de los instares posteriores son ovaladas y aplanadas en forma de escama. El último instar ninfal recibe el nombre de "pupa" debido a que las alas se forman internamente durante la metamorfosis. En el estado de "pupa" es donde se observan las diferencias entre las dos especies; *Bemisia argentifolii* no presenta una seta dorsal y en la parte torácica traqueal los pliegues posteriores son muy angostos, cortos y débiles, en tanto que los de *B. tabaci* son más anchos y robustos (Bellows *et al.*, 1994).

2.1.3. Daños ocasionados por mosquita blanca

2.1.3.1. Daños directos.

El daño directo es ocasionado por los adultos y ninfas al succionar la savia del floema del que obtienen 14 o 15 aminoácidos, de los cuales; aproximadamente la mitad son metabolizados por los insectos o sus simbioses localizados en los micetocitos, produciendo decoloración en las hojas, nulo crecimiento y como consecuencia una reducción en la calidad de la hoja y flor de nochebuena (Carbajal y Rivera, 1992). *Bemisia argentifolii*, causa desordenes fisiológicos por las toxinas que excretan al alimentarse, tales como maduración irregular del fruto de tomate, hoja plateada en calabaza, decoloración de la raíz en zanahoria y en el tallo de brócoli (Ramírez, 1996b).

2.1.3.2. Daños indirectos.

Pueden ser por la transmisión de partículas virosas que causan enfermedades muy importantes o por altas poblaciones de adultos y ninfas, las cuales excretan mielecilla como producto de su alimentación, afectando la calidad de la flor en un primer momento y posteriormente es un medio ideal para el desarrollo de hongos como *Meliola sp.*, *Capnodium sp.* e *Ichnea sp.* que se manifiestan por la presencia de la fumagina. El micelio de dichos hongos

cubre el follaje, manchando e incrementando el impacto de calidad. Además las estructuras reproductivas de los hongos en la lámina foliar obstruyen el proceso fotosintético y de respiración reduciendo el vigor de la producción. En poblaciones altas, pueden destruir siembras completas (Butler *et al.*, 1985; Ramírez, 1996b).

2.2. Colecta, montaje e identificación de Aleyrodidae

A nivel mundial se han identificado más de 1200 especies de mosquitas blancas agrupadas en 126 géneros, sin embargo; en México solo son reconocidas como especies de importancia económica a *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), *Bemisia tabaci* (Gennadius) y *B. argentifolii* (Bellows & Perring), las cuales se encuentran en todo el territorio nacional ocasionando daños en cultivos hortícolas, industriales, básicos, frutales y ornamentales. Debido a la importancia que tienen las mosquitas blancas en las principales zonas agrícolas del país, el reconocimiento de las especies y la biología son de suma importancia para un manejo racional de la plaga (Ortega, 1995).

2.2.1. Colecta y montaje de mosquitas blancas para su identificación

Los adultos de Aleyrididae no presentan variaciones muy evidentes en las características morfológicas externas entre las especies, por lo que para su separación se utilizan las características morfológicas del cuarto instar ninfal ("pupa") o de su exuvia. Por lo anterior las claves de aleyródidos están diseñadas para identificar "pupas" o exuvias montadas en portaobjetos (Martin, 1987).

Las pupas y exuvias son mejor colectadas mientras permanecen adheridas a las hojas , por lo que éstas pueden ser cortadas y colocadas en un pequeño sobre para ser conservadas en seco, hasta que se requieran para su preparación, o pedazos de hojas con pupas y exuvias pueden ser colocadas y

almacenadas en alcohol al 95%. Una ventaja de el almacenaje en seco, es que el adulto puede emerger dentro del sobre y así correlacionarlo confiablemente con las exuvias. La ventaja que se tiene con el material almacenado en alcohol al 95% es que se pueden obtener buenos montajes con una adecuada maceración y enjuagues subsecuentes aún después de meses de su colecta (Martin, 1987; Ortega, 1995).

2.2.2. Claves para la clasificación de subfamilias de Aleyrodidae

La familia Aleyrodidae está formada por tres subfamilias: Udamoselinae, Aleurodicinae y Aleyrodinae, en ésta última se encuentra el mayor número de especies (Byrne *et al.*, 1991). Además de éstas subfamilias, Sampson y Drews (1991), citados por Ortega (1995) citan a las subfamilias Shiphonaleyrodinae y Uraleyrodinae, sin embargo; no se conocen los caracteres de los adultos de estas subfamilias y a la fecha no se han encontrado especímenes de Siphonaleyrodinae y Udamoselinae en México.

2.2.2.1. Clave para identificar formas aladas (adultos), según Ortega (1995).

1. Ala anterior con las venas costal y subcostal bien representadas, cubital y media presentes..... UDAMOSELINAE
- 1'. En el ala anterior no se distinguen las venas costal y subcostal, falta la cubital o la media..... 2
2. Ala anterior con sector radial y vena media presentes, falta la cubital.....ALEURODICINAE
- 2'. Ala anterior con sector radial y vena cubital presentes, falta la vena media..... ALEYRODINAE

2.2.2.2. Clave para identificar formas sedentarias (pupas), según Ortega, (1995).

- 1. Orificio vasiforme ausente..... 2
- 1'. Orificio vasiforme presente..... 3
- 2. Abertura anal angosta y de forma transversal, tapada por el surco caudal..... URALEYRODINAE
- 2'. Abertura anal visible, rodeada de un círculo de poros; cuerpo con sifones erguidos..... SIPHONALEYRODINAE
- 3. Pupa con cinco a ocho pares de poros compuestos o aglomerados; en caso de que los poros sean simples, la pupa es de forma aplastada, o el opérculo de forma transversal y peludo; llingula peluda, cónica e incluida dentro del orificio, con cuatro setas grandes, aunque a veces dos son muy reducidas; pliegues traqueales rara vez presentes..... ALEURODINAE
- 3'. Pupas sin poros compuestos o aglomerados, aunque en ocasiones presentan cinco pares de poros simples uniformemente separados; llingula muy variable y sin cuatro setas; pliegues traqueales frecuentemente presentes; en caso de que el opérculo sea de forma transversal rectangular, en los bordes de la pupa se encuentran dos filas de dientes..... ALEYRODINAE

2.2.3. Clave de los géneros de la subfamilia Aleyrodinae en base a su "pupa" (figura 1)

Las especies de mosquitas blancas que se presentan en México en los cultivos hortícolas, frutícolas y florícolas pertenecen a esta subfamilia (tomado de Martin, 1987 y Ortega, 1995) (figura 1).

- 1. Con fila submarginal de papilas, cuerpo de la pupa grueso y ligeramente levantado de la superficie del substrato por una capa de cera blanca..... ***Trialeurodes***
- 1'. Sin fila submarginal de papilas, cuerpo de la pupa plano o

convexo.....	2
2. El área submarginal claramente separada del área dorsal o central por medio de una línea o un pliegue.....	3
2'. El área submarginal no está separada del área dorsal.....	5
3. Pliegues traqueales presentes.....	Paraleurolobus
3'. Pliegues traqueales ausentes.....	4
4. Opérculo cordiforme, llenando casi por completo el orificio.....	Tetraleurodes
4'. Opérculo de forma rectangular transversal, llenando menos de la mitad del orificio.....	Hempelia
5. Márgen de la pupa replegado hacia el lado ventral.....	Tetralecia
5'. Márgenes laterales de la pupa con otros caracteres.....	6
6. Pupa con pliegues traqueales bien representados que terminan en un poro o en un peine.....	7
6'. Pupa sin pliegues traqueales.....	10
7. El pliegue traqueal nace en una gran glándula de forma circular.....	Aleuroglandulus
7'. El pliegue traqueal nace en forma diferente.....	8
8. Orificio vasiforme de forma triangular prolongado, llingua también prolongada y bien visible, presencia de un surco que se extiende desde la parte posterior del opérculo hasta el margen caudal del cuerpo.....	Bemisla
8'. Orificio vasiforme pequeño y redondo, llingua cubierta por el opérculo.....	9
9. Los pliegues traqueales del tórax terminan en un poro.....	Dialeurodes
9'. Los pliegues traqueales del tórax terminan en un peine.....	Aleuroplatus
10. Pupa con espinas sobresalientes.....	Aleurocanthus
10'. Pupa sin espinas sobresalientes.....	11
11. Con pliegue caudal.....	Pealius
11'. Sin pliegue caudal.....	12
12. Orificio vasiforme redondo, ocupado casi por completo por el opérculo..	13
12'. Orificio vasiforme cordiforme, su borde anterior recto, el opérculo ocupa solo la mitad.....	Aleyrodes
13. Márgen con una sola fila de dientes.....	Mexicaleurodes

- 13'. Márgen con una doble fila de dientes..... 14
14. Orificio vasiforme en forma de corazón..... *Aleurotrachelus*
- 14'. Orificio vasiforme transverso-ovalado..... *Aleurothrixus*

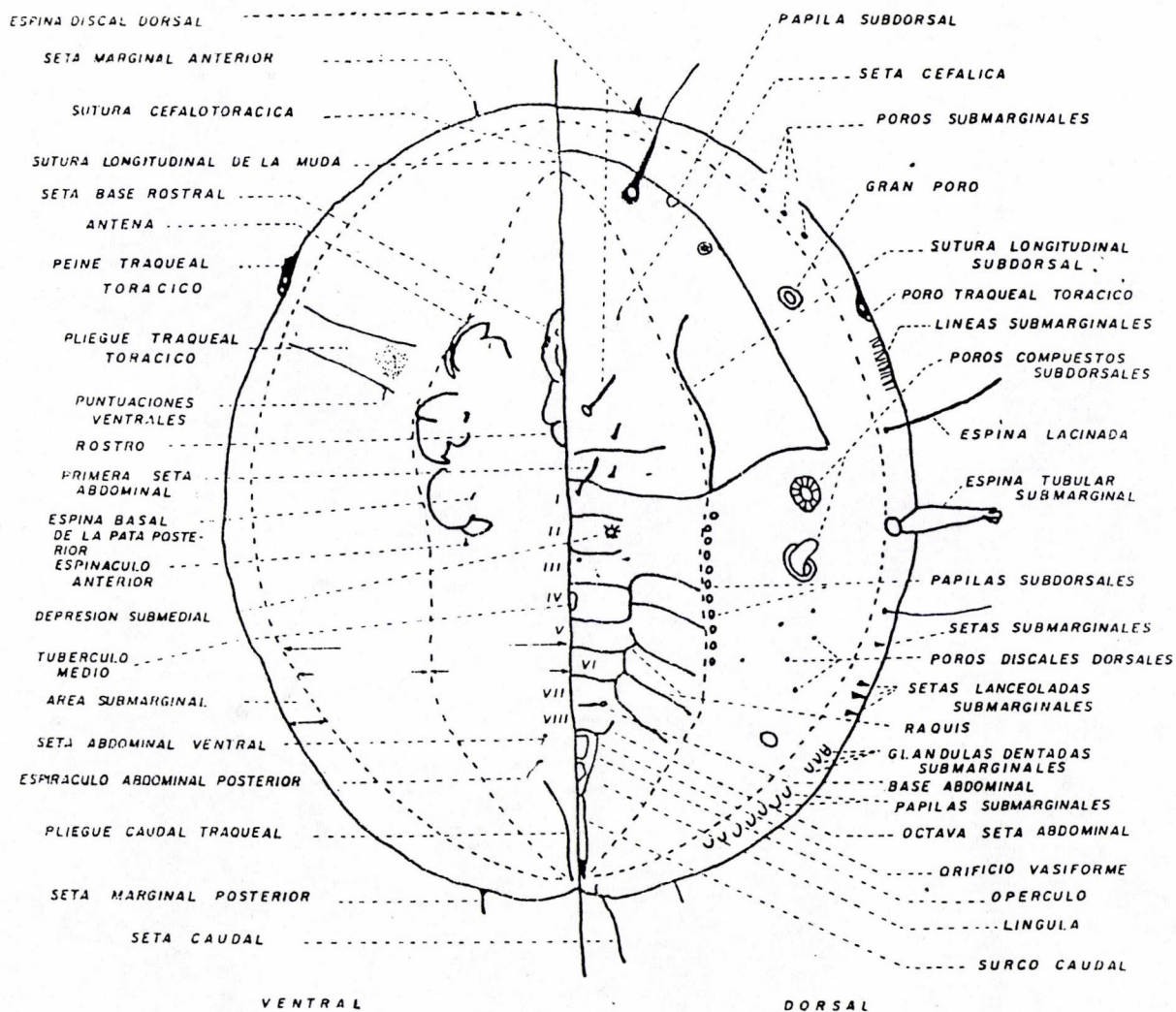


Figura 1. Morfología general de una pupa de Aleyrodidae (Tomado de Martin, 1987).

2.2.4. Descripción de las especies de importancia agrícola en México

2.2.4.1. *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood).

Conocida como mosca blanca de los invernaderos. Presenta las aberturas torácicas y traqueales al margen una de la otra, la cresta en forma de diente desafilado, la pupa con las papilas submarginales menos agudas distalmente y siempre presentes. Subdorso con unas pocas papilas grandes; la base de las patas medias y anteriores con una sola seta en cada una, llingula con un solo par basal de lóbulos (figura2).(Ortega, 1995; Moreno, 1997).

2.2.4.2. *Bemisia tabaci* (Gennadius).

Conocida como mosca blanca de la batata, las pupas de esta especie presentan la seta caudal robusta y de menor longitud que el orificio vasiforme, el cual es de mayor tamaño que el surco caudal, con los lados del orificio casi derechos. Proyecciones marginales cerosas de los pliegues torácicos traqueales posteriores, con los filamentos cerosos anchos y robustos. Seta submarginal anterior SSA4 presente (figura 3) (Martin, 1987; Ortega, 1995; Ramírez, 1996b).

2.2.4.3. *Bemisia argentifolii* (Bellows & Pierring).

Conocida como mosquita blanca de la hoja plateada. La pupa tiene forma suboval con adornos cerosos poco evidentes. Seta submarginal anterior SSA4, ausente. Pliegues traqueales torácicos con filamentos cerosos cortos y delgados (figura 4). *B. argentifolii* también puede distinguirse de *B. tabaci* mediante diferencias de distancias migratorias de esterasas no específicas y por su capacidad de inducir alteraciones fitotóxicas en calabaza, tomate, brócoli y zanahoria (Martin, 1987; Anónimo, 1993; Ortega, 1995; Ramírez, 1996b).

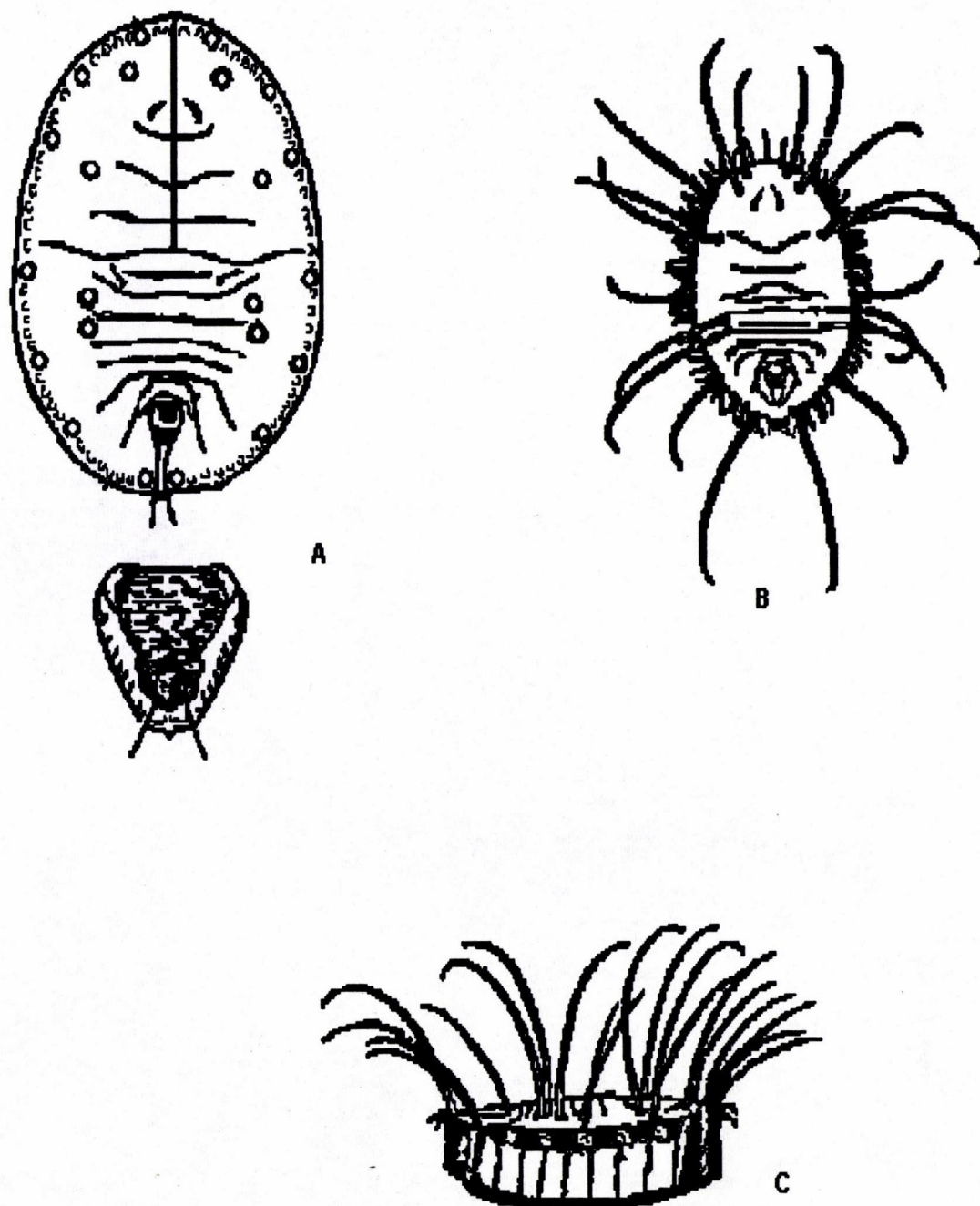


Figura 2. Pupas de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood. A) Pupa con detalle del orificio vasiforme; B) Pupa no procesada en vista dorsal y C) Pupa no procesada en vista lateral. (Tomado de Martin, 1987, citado por Ortega, 1995).

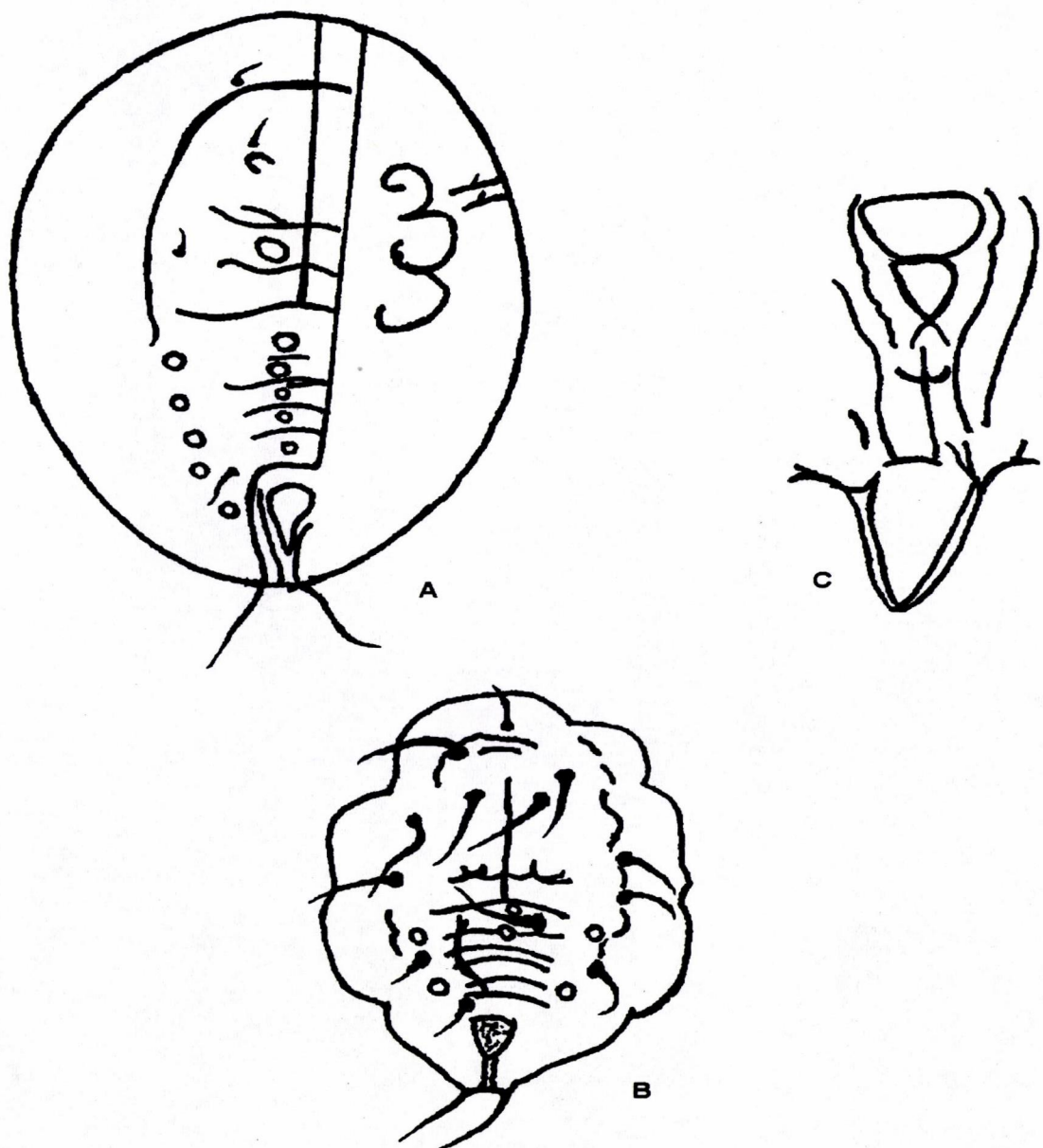


Figura 3. Pupas de *Bemisia tabaci* Gennadius. A) Pupa en vista dorsal y ventral; B) Pupa solo en vista dorsal y C) Detalle del orificio vasiforme. (Tomado de Martin, 1987).

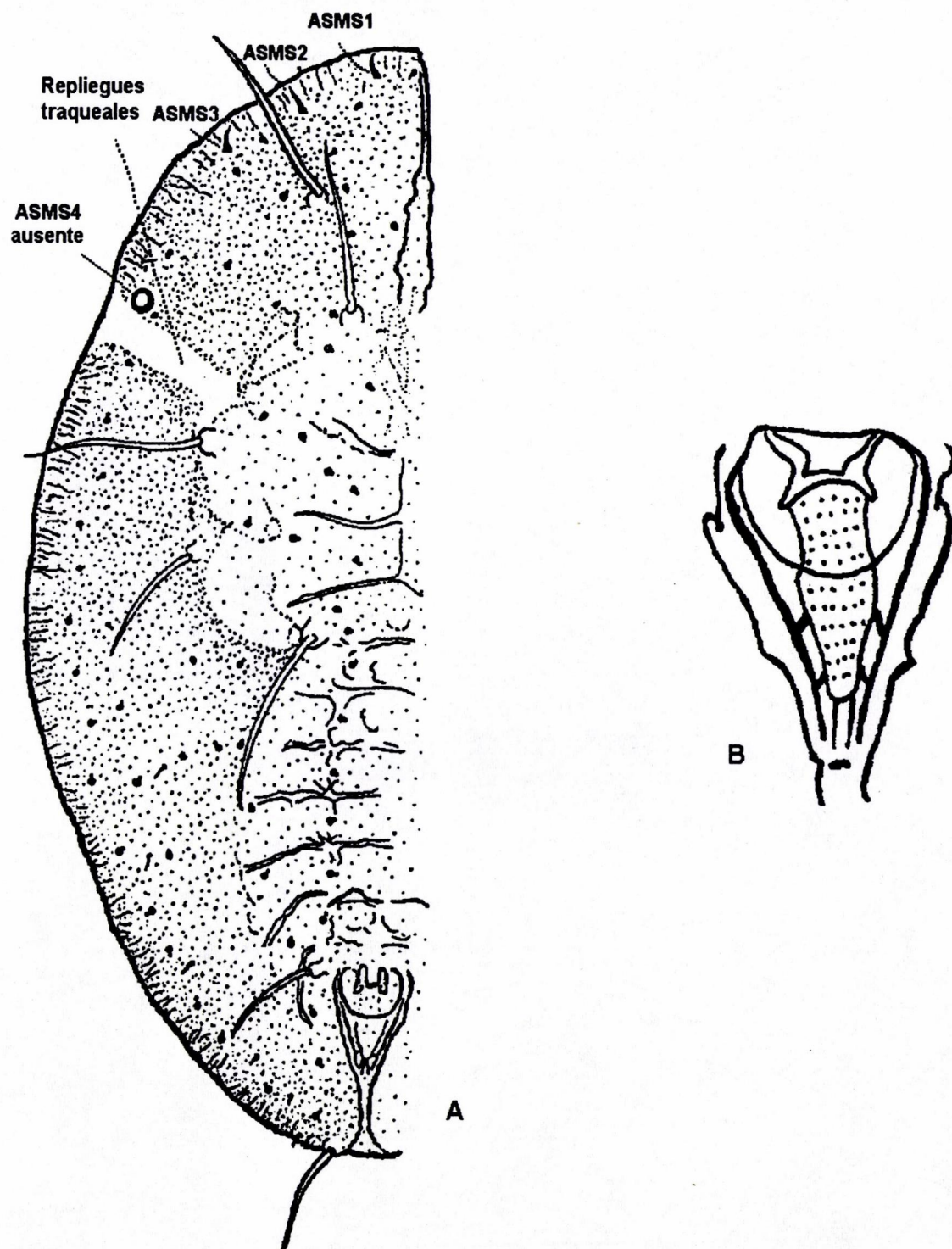


Figura 4. Pupa de *Bemisia argentifolii* Bellows & Pierring. A) Mitad dorsal, mostrando la ausencia de la cerda ASMS₄ y las angostas áreas de los pliegues traqueales y B) Detalle del orificio vasiforme (Tomado de Pacheco, 1994).

2.3. Estrategias de manejo

El impacto de la mosquita blanca es sumamente importante, sobre todo si consideramos las pérdidas económicas en Estados Unidos, Baja California, Sonora y Norte de Sinaloa, justificación suficiente para implementar medidas fitosanitarias que contribuyan a un programa amplio de control integrado de esta plaga. Para ello se requiere de un esfuerzo multiinstitucional en donde intervengan investigadores, técnicos de campo y productores agrícolas para reducir las poblaciones a niveles de daño mínimos (Ramírez, 1996b).

La toma de decisiones para la aplicación de medidas sobre manejo de la mosquita blanca, incluyendo los pesticidas, debe basarse en la necesidad de evitar pérdidas eventuales por la plaga, tomándose en cuenta umbrales numéricos que reflejen los niveles de infestación que causarán daños económicos, el estado de desarrollo del cultivo y las condiciones ambientales.

Los métodos de control preferidos, deberán ser aquellos que protejan al cultivo de la plaga, interfiriendo poco o nada en el desarrollo del cultivo y protegiendo a los enemigos naturales (Ramírez, 1996b).

2.3.1. Control biológico.

Dentro de las tácticas de control de plagas, es importante implementar programas de manejo integrado, para reducir las poblaciones a niveles bajos de daño. Una estrategia que ofrece buenas perspectivas de uso en la lucha de estos organismos es el control biológico. Actualmente está bajo estudio esta opción, pero todavía tiene un camino largo que recorrer. El combate biológico es uno de los métodos fundamentales por no provocar alteraciones negativas al ecosistema, sino por el contrario, establece una biodiversidad que se traduce en un equilibrio dinámico, impidiendo el incremento de la plaga (Anónimo, 1993).

La apreciación, conocimiento y difusión de los detalles del control biológico en los agroecosistemas es de vital importancia para la implementación de programas sólidos que signifiquen un futuro prometedor y exitoso, visualizando una perspectiva hacia el MIP, como una alternativa para lograr y conservar una agricultura sostenible a largo plazo (Anónimo, 1993).

Para plagas como la mosquita blanca que tienen un alto potencial de multiplicación y dispersión, el control por enemigos naturales, puede ser un medio efectivo. Actualmente se conoce un número considerable de enemigos naturales de mosquita blanca: parasitoides, depredadores y microorganismos. Salguero (1992) reporta 36 especies de depredadores para *Bemisia tabaci*, incluyéndose en estas, 10 especies de coccinélidos, 8 de neurópteros y 12 de ácaros. También parasitoides como *Eretmocerus spp.*, *Euseius spp.* y *Encarsia spp.*; y hongos como *Aschersonia aleyrodes*, *Paecilomyces farinosus*, *P. fumosoroseus*, *P. javanicus* y *Verticillium lecanii* (Anónimo, 1993).

Los parasitoides de mosquita blanca son avispidas diminutas con un tamaño menor de un milímetro. Estos organismos, buscan activamente huevecillos y ninfas de mosquita blanca entre el follaje de la planta. Después de encontrar a su huésped disponible, la hembra del parasitoide deposita un huevecillo dentro o fuera de él (anónimo, 1993). Caballero (1993) menciona que en América central y Colombia se han detectado 37 especies de himenópteros parasitoides de las familias Aphelinidae, Eulophidae y Platygasteridae. Dentro de éstos, se enlistan los más importantes (cuadro 1).

En Culiacán, Sin., México, la empresa Agrícola Crisantis, ha utilizado a *Eretmocerus spp* y *Encarsia spp* en sistemas bajo manejo integrado de plagas en tomate y pepino, resultando ser dos especies muy efectivas.

Cuadro 1. Parasitoides de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae), en América Central y Colombia. (Caballero,1993).

FAMILIA	ESPECIE
Aphelinidae	<i>Encarsia americana</i>
	<i>E. formosa</i>
	<i>E. hispida</i>
	<i>E. tabacibora</i>
	<i>Dirphys</i> sp.
	<i>Eretmocerus californicus</i>
Eulophidae	<i>Euredomphale</i> sp.
Platygasteridae	<i>Amitus</i> sp.

En el cultivo de tomate de Zacatepec, Morelos, se reporta un parasitismo del 71.4% por *Encarsia* spp y *Eretmocerus* spp sobre *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci* a una temperatura de 38 a 42 °C (Arredondo,1995, citado por Moreno, 1997).

Caballero (1993) y Moreno (1997) reportan aproximadamente 36 especies de depredadores de mosquita blanca en el mundo, comprendidos dentro de los ordenes Hemiptera, Neuroptera, Coleoptera y Diptera; así como ácaros de la familia Phytoseiidae (Cuadro 2).

Distintos grupos de virus, bacterias, rickettsias, hongos y nemátodos son patógenos de mosquita blanca. Los virus y bacterias solo pueden provocar infecciones secundarias a los insectos chupadores. Sin embargo los hongos son capaces de infectarlos a través de la penetración en la cutícula del insecto (Fransen, 1990, citado por Moreno, 1997).

Moreno (1997) reporta que los hongos de los géneros *Entomophthora*, *Erynia*, *Aceremonium*, *Beauveria*, *Fusarium*, *Paecilomyces*, *Sporothrix*, *Trichotecium*, *Verticillium* y *Aegerita*, son parásitos de Aleyródidos en general.

Cuadro 2. Depredadores de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae), en México, América Central y Colombia.(Caballero, 1993; Moreno, 1997).

ORDEN	ESPECIE
Hemiptera	Orius sp. Geocoris sp.
Neuroptera	Chrysoperlla carnea C. Externa C. cymbele
Coleoptera	Cycloneda sanguinea Coleomejilla maculata Olla v-nigrum Scymnus syriacus Delphastus sp. Coccinella septenpunctata Nephaspis sp.
Diptera	Allograpta sp. Toxomerus sp.
Acarina	Amblyseius aleyrodis A. Rubini Typhlodromus medanicus

Otros hongos como *Beauveria bassiana*, *Paecilomyces fomesorozeus* y *Verticillium lecanii*, son entomopatógenos de amplio espectro; la patogenicidad del hongo puede variar de acuerdo al insecto huésped (Fransen, 1990, citado por Moreno, 1997)

De manera general las especies de enemigos naturales que han mostrado tener resultados prometedores en el control de mosquitas blancas en México, son los parasitoides *Eretmocerus spp*, y *Encarsia spp*; el depredador *Chrysoperlla carnea* y los hongos *Paecilomyces fumosorozeus* y *Beauveria bassiana*.

2.3.2. Barreras físicas

2.3.2.1. Uso de cubiertas flotantes.

Las cubiertas flotantes se constituyen como una barrera física que impide el aterrizaje de los insectos transmisores de enfermedades virosas sobre las plantas. Las cubiertas pueden ser de Organdi, Tricot o Agribón 17[®]; las cuales son tendidas sobre los surcos sembrados o plantados y algunos autores mencionan que no requieren de soportes mecánicos, tales como aros de alambre o estacas. En general estas cubiertas son muy livianas (12-20 gr/m²) y flotan suavemente sobre el cultivo a medida que este se desarrolla. Son porosas al agua y al viento, pero los poros son suficientemente pequeños para no dejar pasar a la mayoría de los insectos transmisores de enfermedades virosas (Ramírez, 1996b; Soria, 1993). Estas cubiertas producen un microclima que permite acumular más rápidamente las unidades calor, lo cual mejora el desarrollo vegetal.

Sin embargo, Reyes *et al.*, (1993) indican que en el cultivo de jitomate, es necesario colocar estacas o alambrón galvanizado, formando microtúneles o una casa de campaña, en la misma línea de siembra del cultivo, a una distancia de cinco metros entre ellos, los cuales deben tener una altura libre de 50 cm. En la parte superior se coloca hilo nylon bien restirado y se protegen las puntas en el caso de ser estacas con periódico, tela o un vaso de plástico desechable, para evitar el rompimiento de la tela.

La parte más importante de esta tecnología es el uso de una cubierta de tela llamada Agribón 17[®]. Es una tela no tejida de color blanco, que permite el paso de la luz solar y el intercambio de aire con el ambiente. Esta tela no permite el paso de la mosquita blanca ni de otros insectos, conserva más la humedad, por lo que la planta crece más sana y vigorosa. Además, el agua de

riego y los productos químicos que necesita el cultivo, se pueden aplicar sin quitar la tela que cubre las plantas (Soria, 1993).

En un futuro cercano, se estudiarán cubiertas flotantes de diferentes colores, debido a que el color influye de manera notable sobre la infestación de la mosquita blanca y el desarrollo del cultivo. Recientemente se ha encontrado que las cubiertas translúcidas de polietileno azul no dejan anidar a la mosquita blanca, áfidos, picudo del chile, minadores de hojas y probablemente otros insectos, debido a su longitud de onda luminosa que dejan pasar (Ramírez, 1996b).

2.3.2.2. Acolchado de plástico.

El acolchado del suelo es una barrera física que consiste en cubrir las camas o surcos con películas de plástico de diferentes colores; las plantas se desarrollan a través de orificios practicados en la película, la finalidad es proteger a los cultivos contra agentes atmosféricos que ocasionan la evaporación intensa del suelo. Además se consigue la eliminación casi total de malas hierbas, incrementos en rendimiento de hasta 200%, adelanto de la cosecha y disminución de enfermedades de origen viral y fungoso (Flores, 1997).

Existen estudios donde se manifiesta que los insectos pueden ser atraídos o repelidos por la longitud de onda que se tiene con el reflejo de la luz a ciertos colores, de tal forma que las mosquitas blancas son atraídas por longitudes de onda intermedia larga (color amarillo) y por el contrario son repelidas por longitudes de onda corta (color blanco y aluminio). Diversos investigadores en el mundo han realizado con éxito trabajos que contemplan el uso de materiales plásticos transparentes y de color (Zitter y Simons, 1980, citados por Flores, 1997).

El acolchado se ha utilizado en México con el objetivo de proteger a los cultivos de los daños causados por virus al reducir las poblaciones de insectos vectores y para incrementar la producción (Flores, 1997). El acolchado del suelo con plástico plateado ahuyenta a los insectos vectores de virosis, como la mosquita blanca, debido a la reflexión de la luz, evitando la transmisión de enfermedades virosas, cuando el follaje de la planta no cubre totalmente el plástico. Por su parte, el plástico negro y el blanco son efectivos, pero en menor proporción que el plateado. Ramírez (1996b) menciona que el color de película de plástico que se vaya a usar, dependerá del clima; el color plateado y el blanco son los más apropiados en clima caliente, como el que se presenta en Sinaloa durante septiembre-noviembre y de marzo a mayo; el negro es más útil de noviembre a febrero; mientras que el transparente de noviembre a enero.

2.3.2.3. Barreras de cultivos con aplicación continua de insecticidas.

Las barreras deben ser de plantas preferidas por la mosquita blanca y sembradas alrededor del cultivo que se quiera proteger. Deben tener 20 m de ancho para dar oportunidad de que el insecto se alimente de ellas y muera. Si las plantas de la barrera se desarrollan en riego por goteo, el insecticida se puede proporcionar cuando sea necesario. La barrera puede sembrarse de manera perpendicular en la dirección de los vientos dominantes, de preferencia rodeando al cultivo (Ramírez, 1996b).

2.3.2.4. Uso de barreras vegetales.

La idea de usar plantas como barrera para proteger semilleros, surgió de recientes estudios epidemiológicos sobre enfermedades virosas en papa, remolacha azucarera, lechuga y otros cultivos. Los movimientos de insectos son restringidos algunas veces por barreras de cultivos altos y son útiles en el control de enfermedades virosas (Palti, 1981, citado por Flores, 1997).

Las barreras vivas de sorgo forrajero, maíz y otras plantas han sido utilizadas para evitar los daños causados principalmente por áfidos y mosquitas blancas. Las barreras impiden que los adultos de mosquita blanca lleguen al cultivo que se está protegiendo. Estas pueden sembrarse de manera perpendicular a la dirección de la principal entrada del viento. Si es posible se deberá rodear al cultivo (Anónimo, 1992). Carbajal y Rivera (1992) mencionan que en tomate, la barrera debe ser colocada en torno a la parcela y un surco por cada 12 a 14 surcos de cultivo; establecidos en sentido contrario al viento, además, para que esta ejerza su función oportuna se recomienda la siembra de la barrera tres semanas antes del transplante.

Rodríguez (1996) indica que al alternar surcos con jitomate y pepino, se retardó la dispersión del virus encrespado amarillo de la hoja del tomate (TYLCV), transmitido por mosquita blanca de manera persistente. A los 18 y 60 días posteriores al transplante, la incidencia del virus en lotes alternados con pepino fué de 4.7 y 67.3% respectivamente, comparada con 15.5 y 87.5% de los lotes con tomate solo. El retraso de la incidencia de la enfermedad puede deberse a la preferencia del pepino, comparativamente con tomate en una relación 4:1.

2.3.3. Control cultural

Muchas prácticas culturales pueden manipularse para minimizar la probabilidad de pérdidas por la plaga. Algunas de ellas son las siguientes:

2.3.3.1 Eliminación de socas.

Los residuos de cosecha cuando no son eliminados, se convierten en la mayor fuente de mosquitas blancas para los cultivos nuevos. Por esta razón, los residuos deben enterrarse por medio de arados o extraerse del cultivo para que mueran las ninfas y huevecillos de la plaga. Esta práctica resulta

importante para aquellos cultivos que tienden a brotar después de cosechados, como el algodón y el tabaco (Ramírez, 1996b; Guerrero, 1996).

2.3.3.2. Control de maleza.

Es conocido que una gran cantidad de insectos puede desarrollarse en diferentes hospederas; muchas de estas son malezas cercanas al cultivo. En este sentido, se debe valorar como muy importante, eliminarlas en el cultivo, en canales, drenes y caminos, cuando menos un mes antes de plantar, por ser fuente de la plaga y de enfermedades virales (Ramírez, 1996b). Realmente esta práctica no es sencilla, considerando el gran número de hospederas de la mosquita blanca, pero por lo menos debe implementarse en áreas cercanas al terreno donde se tiene al cultivo de interés, y además tener la participación conjunta y eficiente de todos los sectores agrícolas involucrados en el proceso de producción.

Debido a la alta migración que tiene la mosquita blanca, se debe mantener al cultivo libre de malezas, dentro de la huerta y alrededor de ella; además de establecer la siembra lo más alejado posible de cultivos donde se reproduce el insecto. Generalmente el desarrollo de ninfas de mosca blanca, se lleva a cabo en hospedantes alternos, por lo que es importante su identificación y aplicación de métodos de control en éstos, lo cual puede contribuir a reducir las poblaciones migrantes a cultivos de importancia económica (Avila y Pozo, 1990, citados por Flores, 1997).

2.3.3.3. Fechas de siembra y densidad de plantación.

Sembrando en épocas recomendadas del año, se asegura la sanidad del cultivo, por evadir la presencia de la plaga. Esta medida, aunada a la observación de fechas límites de cosecha para dejar periodos libres de cultivos susceptibles, aporta muy buenos resultados. En las regiones con ciclo de

lluvias primavera-verano, u otoño-inverno, dependiendo del país, las fechas de siembra generalmente se deciden de acuerdo al mayor aprovechamiento de la precipitación pluvial y casi nunca se considera la presencia de plagas y patógenos (Flores, 1997). En el caso de enfermedades virales transmitidas por mosquita blanca, es posible retardar la incidencia de la enfermedad, decidiendo la fecha de siembra cuando la densidad de la población del vector de virus disminuye.

En el Valle del Fuerte, Sinaloa las densidades de población de mosca blanca son altas en verano y disminuyen de mediados de octubre hasta febrero, por la presencia de lluvias. El correr las fechas de siembra permite reducir los problemas causados por el virus chino del tomate en Sinaloa (Gómez y Aceves, 1994, citados por Flores, 1997).

La densidad de plantación puede tener efectos directos o indirectos sobre la incidencia de la enfermedad, los directos se deben al cambio en el número de plantas que pueden ser afectadas por un periodo de tiempo, además de la variación en las distancias que el patógeno tiene que recorrer de una planta a otra. Los indirectos son los cambios del microambiente que se genera en el dosel de la planta, inóculo y vector. De manera general se indica que lo más conveniente es eliminar las plantas dañadas por virus dentro del cultivo, de esta manera el porcentaje de infección secundario disminuye.

La alta densidad de plantas tiene como principio la distribución homogénea del vector en el cultivo; si la cantidad de plantas aumenta existe mayor número de plantas por vector y la probabilidad de infección disminuye. Esto se evaluó experimentalmente con mosquita blanca y cinco densidades de siembra de chile serrano, la menor densidad de plantas, es la más afectada en índices de infección y consecuentemente en rendimiento ya que la infección temprana influye negativamente en la producción (Avila y Pozo, 1991, citado por Flores, 1997).

2.3.3.4. Evasión de zonas de mayor riesgo.

El manejo de los cultivos es más barato y fácil en zonas de menor riesgo. Las zonas más infestadas con la mosquita blanca deben evadirse. En soya y el algodonero, por ejemplo, son excelentes hospederas para reproducción de la plaga. Por dicha razón, las poblaciones de este insecto se incrementan en los cultivos mencionados (Anónimo, 1992).

2.3.3.5. Secuencia de cultivos.

Al planear la temporada hortícola, es necesario tener en cuenta la distribución y programación de los cultivos, ya que afectan el rango de problemas en plagas y enfermedades que pueden ocurrir a lo largo de la temporada. Es recomendable establecer una secuencia en donde se alternen cultivos susceptibles y tolerantes, procurando períodos libres para los primeros. Los cultivos de ciclo corto pueden dejar plagas a otros susceptibles de ciclos más largos, por lo que se debe tomar en cuenta los vientos dominantes para evitar el acarreo aéreo de plagas (Ramírez, 1996b).

2.3.4. Control mecánico

2.3.4.1. Uso de trampas amarillas con pegamento.

Aparentemente en el complejo de especies de mosca blanca los estímulos visuales desempeñan un papel importante en el comportamiento de la búsqueda de la planta hospedera. Desde las primeras décadas de este siglo se determinó que trampas amarillas con pegamento capturaban un mayor número de mosquitas blancas que trampas de otros colores. Este fenómeno se debe a que el insecto deja de volar e inicia un reflejo de caída cuando una superficie amarilla está por debajo de su línea de vuelo (Flores, 1997).

En *Bemisia tabaci* se han utilizado trampas amarillas para detectar poblaciones presentes en una área, pero debido a que estas capturan un alto número de adultos, se pueden utilizar como método de control. Existen diferentes tipos de trampas amarillas como son: etiquetas, tapas plásticas o tiras grandes de plástico, botes cilíndricos de color amarillo; a todas ellas se les adiciona un pegamento especial Tac Top, o simplemente grasa transparente de chasis de automóvil (Carbajal y Rivera, 1992; Flores, 1997). La distribución de las trampas puede ser en todo el lote, con espaciamiento de cinco metros entre trampa; si esto no se puede realizar, que es lo ideal, se pueden colocar las trampas alrededor del cultivo, después de la barrera, con preferencia en dirección donde provengan los vientos dominantes. Se sugiere cambiar las trampas cada semana (Avila y Pozo, 1991, citados por Flores, 1997).

2.3.5. Control legal.

El tipo poinsettia representa alto riesgo para la horticultura ornamental natural, a fin de evitar la dispersión de esta plaga hacia zonas de baja prevalencia en el país, se han establecido mecanismos para regular la movilización de productos vegetales, contempladas en la Norma Oficial Mexicana, estableciendo como requisito previo a la movilización de productos y subproductos que representan riesgo de diseminación de plaga el certificado fitosanitario para la movilización nacional.

Entre los productos que requieren de esta certificación se encuentran: el apio, brócoli, col, lechuga, nochebuena, coliflor, chile, fresa y tomate entre otras (Cárdenas *et al.*, 1996). A través del control legal, en cada región donde se encuentra la plaga, se realiza la reordenación de fechas de siembra, establecimiento de fechas límites para la cosecha y destrucción de rastrojos, así como la prohibición de siembras de cultivos o variedades susceptibles a la plaga en cuestión, contando con el apoyo de los gobiernos estatales y federales así como con el de los productores (Moreno, 1997).

2.3.6. Control químico.

El control químico sigue siendo el método de control más utilizado para reducir poblaciones de mosquita blanca, por ser barato y de rápida acción. Generalmente, cuando se observa brotes de plagas se recurre al uso de insecticidas para tratar de reducir sus poblaciones, sin embargo; el uso continuo de estos selecciona individuos resistentes y en el caso de la mosca blanca, el proceso de selección es más rápido por tener varias generaciones desarrollándose durante el ciclo del cultivo (Moreno, 1997). Además por los hábitos de esta plaga de situarse en el envés de la hoja, su rápida reproducción, la capacidad de transmitir virus fitopatógenos y los umbrales de acción tan bajos hace más difícil su control, lo que ha ocasionado a que se le someta a una presión de selección hacia los insecticidas, ocasionada por las aplicaciones repetidas y no planeadas (Ortega *et al.*, 1998).

Salguero (1992) indica que se deben utilizar los insecticidas en forma racional e indica también que para lograr lo anterior es necesario de otros criterios tales como la decisión del momento adecuado del control, la aplicación correcta de los productos, utilización de diversos insecticidas en forma rotativa, las mezcla adecuadas de los productos y alternar con otros métodos de control para reducir el número de aplicaciones y retardar la manifestación de la resistencia.

Ortega (1992) menciona los insecticidas que han mostrado ser más efectivos en el control de mosquita blanca (cuadro3).

En el Valle Imperial de California, Natwick (1994), citado por Ramírez (1996) evaluó varios insecticidas para el control de mosquita blanca, encontrando que los insecticidas piretroides Capture 2 EC; Danitol 2.4 EC; Mustang 1.5 EW y Scout X-TRA respondieron más favorablemente cuando se mezclaron con el insecticida fosforado Orthene 90 S, en tanto que la mezcla de dichos piretroides

Cuadro 3. Lista general de insecticidas para el control de mosquita blanca (Ortega, 1992).

INGREDIENTE ACTIVO	GRUPO TOXICOLOGICO	*FORMULACION
Acefate	FA-OM	PS 75
Aldicarb	CA-MM	G 15
Carbofurán	CH-MM	G 5
Diazinón	FH-SM	CE 60
dimetoato	FA-SM	CE 38
endosulfan	OC-Cd	CE 35
fosfamidón	FA-OM	LM 85
metamidofós	FA-OM	CE 50
metomilo	CA-MM	PS 90
mevinfós	FA-OM	CE 47
monocrotofós	FA-OM	LM 56
naled	FA-OM	CE 58
ometoato	FA-OM	LM 84
oxidemetón metílico	FA-OM	LM 50
paratión metílico	FC-SM	CE 50

* PS= polvo soluble; G= granulado; CE= concentrado emulsionable; LM= líquido miscible.

con otras clases de insecticidas como, carbamatos y clorados incrementó su eficiencia pero no respondieron tan bien como con el Orthene 90 S.

En Totolapan, Morelos, la aplicación de imidacloprid 3.5 g i.a/ kg de semilla más la inmersión de plántula (5 g i.a/l de agua del mismo producto) una noche previa al trasplante muestra menor número de plantas virosas de tomate de cáscara, que los tratamientos con aplicación continua de Metamidofós y el testigo sin aplicar. Lo anterior debido a que ambos tratamientos presentaron un 88% de eficiencia en el control de insectos chupadores, principalmente de mosca blanca, lo cual dio protección a la planta en sus primeras etapas de desarrollo, dicha protección se prolongó con

aplicaciones al cuello de la planta, 30 días después del transplante (Nolasco, 1994; Ramírez, 1996a).

Solís *et al.*, (1996) menciona al evaluar el Pymetroxine y Fenoxicarb en contra mosquita blanca en gerbera, que tanto a nivel de ninfa y adulto, el mejor tratamiento de los evaluados fue la mezcla de ambos productos en sus dosis altas e intermedias (200 + 140 y 150 + 105 g i.a/ha). Aún cuando su eficiencia fue ligeramente menor al 90%, se pueden considerar como productos útiles para el control de la plaga.

La aplicación de insecticidas sistémicos a la raíz, tienen la ventaja de no eliminar a los insectos benéficos, porque éstos no se alimentan del cultivo, sino de la plaga. Algunos productos como el imidacloprid (Confidor®) son efectivos contra vectores de virosis. El anillado de lotes con Confidor 350, al momento del trasplante, ofrece buenos resultados, pues las mosquitas blancas al entrar al cultivo se alimentan de plantas tratadas y mueren (Brown y Bird, 1992).

El insecticida por usar dependerá de la fase de desarrollo de la plaga. Una aplicación en el tiempo adecuado puede ser más efectiva que muchas posteriores, por eso es importante monitorear con los umbrales de acción correctos (Ramírez, 1996b).

2.3.7. Jabones y aceites

El primer antecedente documentado del uso de jabones como insecticidas, se remota a 1850 cuando se empleaban para matar afidos (Cremlyn, 1982, citado por Amador, 1997). En el libro de los insectos, se hace mención del jabón de aceite de pescado como un excelente producto para limpiar plantas y árboles de los insectos que los afectan.

Los jabones actúan sobre la superficie del insecto disolviendo la cera que los protege. Al ocurrir esto, el insecto se deshidrata y muere. La efectividad es muy alta en adultos y ninfas, en menor grado en las pupas y poca en los huevecillos (Anónimo, 1997).

Desde 1979 en los Estados Unidos de América, se usa el jabón insecticida Safer para el control de plagas de huertos de frutas y hortalizas caseros, incluyendo entre estas plagas a las mosquitas blancas, áfidos, ácaros y larvas de lepidópteros. Las aplicaciones deben ser frecuentes para maximizar la eficiencia, lo que puede traer consigo daños en algunos tipos de cultivos (Koehler *et al.*, 1983, citado por Amador, 1997).

Moore *et al.*, (1979) recomiendan para el control de insectos que los jabones de barra deben ser remojados y hervidos para hacer la solución. Indican además, que las soluciones derivadas de formulaciones líquidas son más factibles de almacenar y preparar. Estos autores señalan que las concentraciones altas forman espuma excesiva, lo que causa taponamiento del aspersor y problemas de fitotoxicidad o depósitos de jabón en las hojas, esta situación se debe tomar en cuenta para la aplicación.

En el valle de Culiacán en el cultivo de tomate; se evaluaron los siguientes jabones para el control de mosquita blanca: Vel rosita con dosis de 1.5 y 2.0 l/ha, Suavitel 1.5 y 2.5 l/ha, palmolive 2.0 l/ha, Foca 1.5 kg/ha y el testigo. En la evaluación de huevecillos, se encontró que existe diferencia altamente significativa entre los tratamientos, los productos Suavitel, Vel rosita y Foca respectivamente mostraron ser los mejores comparandolos con el testigo. Para el control de ninfas los jabones Foca y Vel rosita, resultaron tener el más alto porcentaje de control (Avilés, 1996).

En términos de contaminación ambiental y del consecuente desequilibrio ecológico, usar soluciones de jabón como insecticida tiene ventajas, ya que los

microorganismos en el ambiente pueden desdoblar los grupos de cadenas de alquilos que forman a los jabones, hasta ser completamente biodegradados (Amador, 1997).

La aplicación de aceites minerales y jabón, además de matar a la mosquita blanca, puede impedir la transmisión de virus. Las aspersiones de aceites interfieren en la habilidad de los áfidos y moscas blancas para adquirir y transmitir las partículas virales a las plantas susceptibles, pero, cuando el nivel de plantas infestadas en el campo es de 10-20%, las aspersiones de aceite no son efectivas (Ramírez, 1996b).

Avila (1992), citado por Guerrero (1996), indica al evaluar el aceite agrícola Sa-t-Side para el control de mosquita blanca en el chile serrano, que por sus características (hidrocarburo parafínico) causa la muerte por asfixia al adulto; proporciona protección suficiente al cultivo para que pueda llegar al periodo de producción, además; en concentraciones del 1, 2 y 3% no produce ningún tipo de intoxicación a la planta.

En parcelas de prueba se ha observado en forma consistente que con aplicaciones de aceite JMS, se reduce hasta ocho veces la diseminación de virus de estilete en chile, pepino y calabaza, mientras que en campo se ha logrado una supresión total de la enfermedad (Flores, 1997).

El JMS Stylet-Oil aplicado dos veces por semana como emulsión al 0.75% (7,500 ppm) en dosis de tres litros por 400 de agua y 400 libras de presión por pulgada cuadrada, ha dado excelentes resultados en el noroeste de México (Ramírez, 1996b).

2.4. Grados día de desarrollo (GDD)

El clima es comúnmente aceptado por los entomólogos como un factor que tiene una influencia dominante en el comportamiento, abundancia y distribución de los insectos. Por lo que, con la finalidad de conocer esta influencia, en diferentes regiones del mundo se han desarrollado modelos para simular diversas etapas de desarrollo de los seres vivos. Los modelos se basan en factores abióticos como: temperatura, radiación, fotoperiodo y humedad. Sin embargo, la mayoría de los autores afirman que la temperatura es el factor que ejerce mayor influencia en el desarrollo y sobrevivencia de los insectos, e incluso puede determinar la distribución y abundancia natural de éstos. (Messenger, 1959 y Villalpando, 1992, citados por Elizalde, 1994).

El manejo de la temperatura, como factor principal que determina el desarrollo de los organismos poikilotérmicos, permite tomar muestras de la población plaga, con fines de pronóstico, para determinar cuando la población alcanzaría el umbral de acción, con el fin de tomar las medidas de control más adecuadas y de manera oportuna. En insectos, los cambios fenológicos se manifiestan marcadamente cuando el huevecillo se transforma en larva, éste en pupa y por último en adulto; para que este proceso pueda ocurrir, los organismos poikilotérmicos requieren de un tiempo que a su vez esta en función de la temperatura (Rodríguez, 1989; López, 1992). A esta relación entre temperatura y desarrollo se le conoce como escala fisiológica de grados-día de desarrollo (GDD) o unidades calor. Este concepto es aplicado como variable principal en la dinámica poblacional, en modelos de predicción y simulación de poblaciones (Ruíz, 1994).

Originalmente las unidades calor fueron usadas para predecir eventos fenológicos importantes de muchos cultivos como el girasol, el manzano y la vid entre otros. Sin embargo; los investigadores se dieron cuenta que esta técnica era posible aplicarla también para pronosticar la aparición de plagas insectiles y

enfermedades; y es aquí donde mayor auge ha tenido, de tal forma que una gran parte de estos conceptos fueron desarrollados en base a su aplicación en insectos (Flores, 1997).

Para calcular las unidades calor resulta indispensable conocer y entender algunos conceptos de temperaturas cardinales, relacionados con la determinación de las unidades calor. En diversas publicaciones, se han señalado los efectos de temperaturas altas y bajas como limitantes en el desarrollo de insectos y otros artrópodos, éstas son las temperaturas cardinales o puntos críticos, que se utilizan en los modelos que manejan grados-día de desarrollo (Elizalde, 1994).

2.4.1. Concepto de temperaturas cardinales

Según Vega (1990) los conceptos de temperatura cardinales deben ser definidos de la siguiente manera (figura 5).

Temperatura base (T_b): Temperatura en la que cualquier organismo poiquilotérmico es incapaz de desencadenar procesos fisiológicos, debido a las bajas temperaturas que impiden la acción. Su tasa de desarrollo es cero.

Temperatura letal mínima (TL_m): Es la primera temperatura por debajo de la temperatura base, en la que muere un organismo poiquilotérmico que se exponga a ella.

Rigor frío (R_f): Temperaturas bajas comprendidas entre la temperatura base y la temperatura letal mínima, en que cualquier organismo es incapaz de desencadenar procesos fisiológicos, y por lo tanto su tasa de desarrollo es cero, pero no muere, ya que al someterlos a temperaturas óptimas, éste puede continuar con su desarrollo fisiológico normal.

Temperatura óptima (T_o): Es la temperatura en la que cualquier organismo desencadena con la máxima eficiencia sus procesos fisiológicos para completar su ciclo biológico, y por lo tanto, alcanza su máxima tasa de desarrollo expresando su mayor potencial genético cuando los demás factores no son limitantes.

Temperatura tope (T_t): Es la temperatura máxima en la que cualquier organismo detiene su desarrollo, debido a que los procesos fisiológicos desencadenados por las altas temperaturas producen mayor cantidad de metabolitos de los que puede asimilar, siendo su tasa de desarrollo igual a cero.

Temperatura letal máxima (TLM): Primera temperatura por arriba de la temperatura tope, con la que muere un organismo que se exponga a ella.

Rigor caluroso (R_c): Rango de temperatura comprendida entre la temperatura tope y la temperatura letal máxima en la que cualquier organismo detiene su desarrollo, por lo tanto, su tasa de desarrollo es cero debido a las altas temperaturas, pero no muere.

2.4.2. Concepto de grados-día de desarrollo

La idea del concepto GDD, se inicio a partir de los trabajos de Reamur en 1735; sin embargo, con el paso del tiempo se ha mejorado y se sigue usando como sinónimo de unidades calor (U.C), unidades térmicas (U.T), unidades de desarrollo (U.D), o bien, como GDD. Todos ellos se manejan como marco de referencia para el estudio de la relación desarrollo-temperatura de un organismo (Vega, 1990).

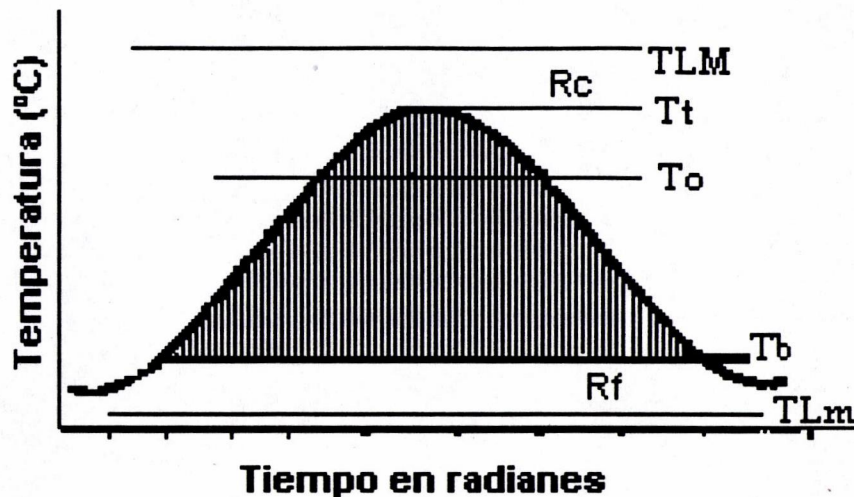


Figura 5. Temperaturas cardinales en el desarrollo de organismos poiquilotérmicos (Vega, 1990).

Los **GDD o unidades calor**, supone que la tasa o la velocidad de desarrollo de los organismos es directamente proporcional a la temperatura de su ambiente, por lo cual es posible predecir la aparición de una plaga. La suposición de esta relación lineal, entre la temperatura y la tasa de desarrollo es el punto de partida para la determinación de las temperaturas umbrales o base y unidades calor que requiere una especie plaga (Flores *et al.*, 1996).

El concepto de unidades calor o GDD, fue determinado para expresar matemáticamente la acumulación de temperatura arriba de una temperatura crítica de un organismo dado, lo cual se traduce en desarrollo; es decir todos los organismos tienen una temperatura crítica abajo de la cual no se presenta ninguna actividad biológica de desarrollo, o se produce la muerte de los organismos. De este forma la edad o desarrollo de algunos organismos está en función de la temperatura acumulada arriba de su temperatura crítica de desarrollo (García, 1980).

Los GDD incorpora a la temperatura y al tiempo en una idea con interpretación biológica, que explica la fenología de los individuos con base en

un factor ambiental como la temperatura, el concepto supone que los GDD proporcionan información para predecir el aumento oportuno para el combate de organismos plaga. Para determinar los GDD de cualquier especie, resulta indispensable determinar la T_b , la cual es diferente para cada especie y subespecie, aun entre biotipos y razas (Elizalde *et al.*, 1996).

Zalom (1983) indica que el tiempo fisiológico se mide en grados-día. Un grado-día es igual a un grado arriba de la temperatura umbral inferior de desarrollo en 24 horas.

Pfadt (1985) menciona que para calcular los GDD es indispensable conocer que el desarrollo solamente ocurre dentro de un rango de temperaturas, y que abajo de la temperatura mínima en la cual no ocurre desarrollo se llama umbral de desarrollo mínimo.

Nava (1992) señala que existen varios métodos para determinar los GDD en condiciones de invernadero o campo: el del triángulo (Arnold, 1959); del rectángulo (Lindsey y Newman, 1956); el del ángulo del seno (Arnold, 1960; Allen, 1976); el del seno truncado (Parton y Logan, 1981) y el de mínimos cuadrados entre otros. Los primeros dos métodos son los más sencillos ya que solo se basan en las temperaturas mínimas y máximas registradas en 24 horas.

La precisión del método empleado depende en que las temperaturas registradas estén en el intervalo delimitado por las temperaturas umbrales del insecto.

2.4.3. Cálculo de grados-día de desarrollo

2.4.3.1. Cálculo de temperatura base y grados-día de desarrollo bajo temperaturas constantes.

Para calcular las constantes térmicas en laboratorio (temperaturas constantes), deben someterse a "i" distintas temperaturas constantes ($i = 1, 2, 3, \dots, n$) un grupo de r_i individuos de la misma edad y estado de desarrollo. Para estimar las constantes térmicas mediante el modelo de grados día de desarrollo, se obtiene un valor promedio de todas las r_i observaciones para cada i-esima temperatura si es que los tiempos individuales de desarrollo presentan una distribución simétrica, o bien el valor mediano. Con estos valores se realiza un análisis de regresión lineal simple, para estimar los coeficientes de regresión (López, 1992).

Este modelo es una función lineal, en la que la proporción de desarrollo es proporcional a la temperatura sobre su umbral, y las edades del organismo están en proporción al área acumulada abajo de la gráfica de la temperatura contra el tiempo; arriba de un umbral, cuando la proporción de desarrollo de "O" (intercepción del eje X), y la proporción no puede ser negativa (Allen, 1976).

Wilson y Barnett, (1983), citados por Ruíz (1994), utilizaron para el cálculo de los grados-día de desarrollo la siguiente ecuación:

$$Y = \beta_0 + \beta_1 T$$

Donde:

Y = es la fracción diaria de la tasa de desarrollo (días^{-1} de desarrollo).

β_0 = es el valor de Y cuando $T = 0$ (ordenada al origen).

β_1 = es la velocidad de cambio en la tasa de desarrollo (Y) con respecto a la temperatura (pendiente de la recta).

T = temperatura constante a la cual se somete cada una de los estados biológicos del organismo ($^{\circ}\text{C}$).

La temperatura base se estima de la siguiente forma :

$$T_b = -\beta_0 / \beta_1 \text{ o } T_b = \text{GDD} \cdot \beta_0$$

Donde:

T_b = temperatura base.

GDD = grados-día de desarrollo.

Las unidades calor o GDD, se calculan mediante el inverso de la pendiente de la recta de la forma siguiente:

$$\text{GDD} = (T - T_b)(\text{días de desarrollo}) \text{ o } \text{GDD} = 1/B_1$$

Donde:

T = temperatura constante.

2.4.3.2. Cálculo de grados-día de desarrollo utilizando temperaturas variables.

El principal supuesto del método dice que la curva de la temperatura diurna, típicamente sesgada hacia una recta contiene variaciones mínimas, siendo similar a una curva de función seno, que es simétrica y uniforme. Además, el supuesto implícito en el uso de GDD es que la respuesta de la planta o animal hacia la temperatura es lineal y esta respuesta es constante sobre el periodo de crecimiento (Baskerville y Emin, 1969).

De esta forma, los grados-día de desarrollo acumulados se pueden estimar por integración del área bajo la curva, usando uno o más de los métodos descritos a continuación.

Caso 1. Cuando la temperatura mínima diaria es superior a la temperatura base de desarrollo, y la temperatura máxima diaria está abajo de la temperatura tope (figura 6).

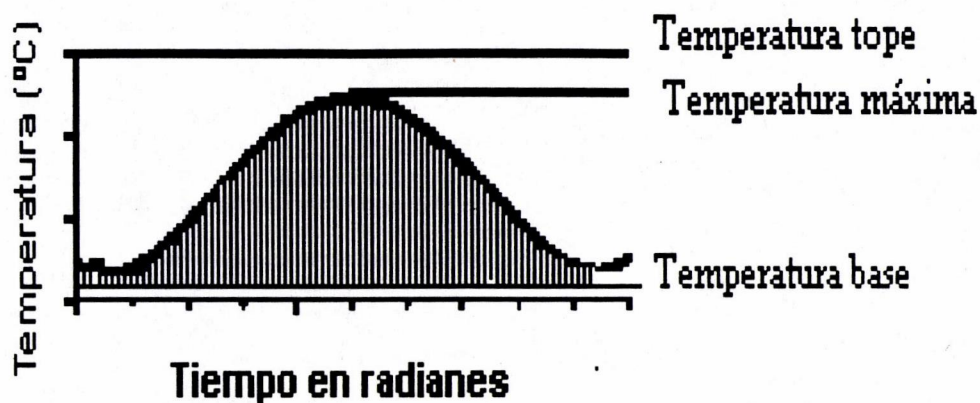


Figura 6. Grados-día de desarrollo representados por la integral del área bajo la curva senoidal, cuando la temperatura mínima es superior a la temperatura base y la temperatura máxima está por abajo de la temperatura tope (Snyder, 1985).

Este es el método más sencillo y comúnmente utilizado en condiciones de campo; es conocido como método residual, llamado así porque consiste en sumar o acumular los residuales (diferencias) obtenidos de restar a la temperatura media diaria la temperatura umbral o base, por un periodo de tiempo. Este método es el menos preciso bajo condiciones de temperaturas extremas, sin embargo; en regiones donde las temperaturas máximas y mínimas diarias caen dentro del rango delimitado por las temperaturas umbrales, las estimaciones son prácticamente iguales a las de los métodos sinusoides (Wilson y Barnett, 1983).

La ecuación es:

$$\text{GDD} = [(T_{\text{máx.}} + T_{\text{mín.}})/2] - T_b.$$

Donde:

$T_{\text{máx.}}$ = temperatura máxima diaria (°C).

$T_{\text{mín.}}$ = temperatura mínima diaria (°C).

Tb = temperatura base (°C).

Caso 2. Cuando la temperatura mínima diaria es inferior a la temperatura base de desarrollo y la temperatura máxima está abajo de la temperatura tope (figura 7).

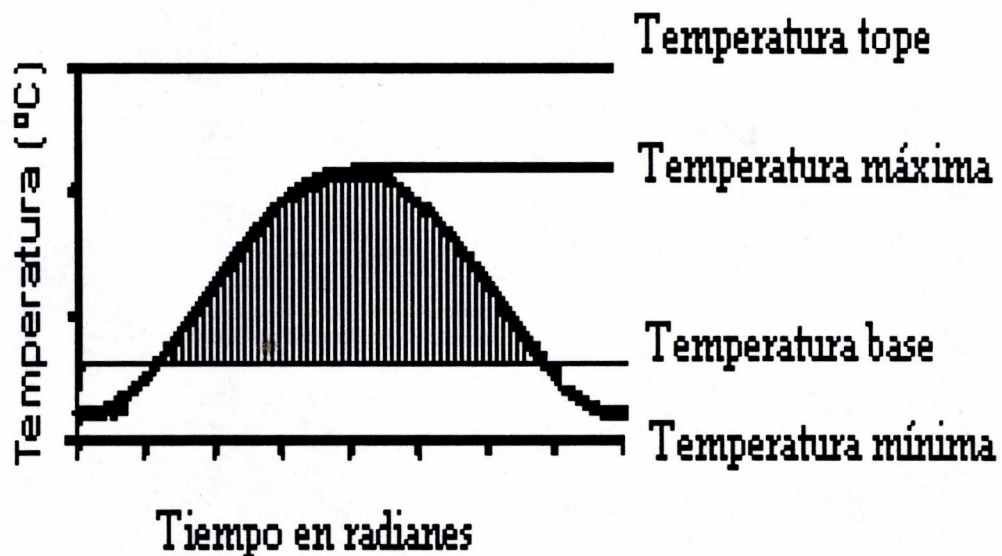


Figura 7. Los GDD acumulados, están representados por la integral del área bajo la curva senoidal, cuando la temperatura mínima es inferior a la temperatura base y la temperatura máxima es inferior a la temperatura tope (Snyder, 1985).

Los GDD se calculan de la manera siguiente:

$$\text{GDD} = (W) (N)$$

Donde:

$$W = (T_{\text{máx.}} - T_{\text{mín.}})/2$$

N = es el valor de tablas dependiendo del valor de R
(ver cuadro 1 del apendice).

$$R = (T_b - T_{\text{mín.}}) / (T_{\text{máx.}} - T_{\text{mín.}})$$

Tb = temperatura base de desarrollo (°C)

T_{máx.} = temperatura máxima diaria (°C).

T_{mín.} = temperatura mínima diaria (°C).

Caso 3. Cuando la temperatura mínima está abajo de la temperatura base de desarrollo y la temperatura máxima diaria esta arriba de la temperatura tope.

Los grados-día de desarrollo son calculados como la diferencia entre el área tanto arriba como abajo de las temperaturas umbrales máximas y mínimas de desarrollo y el área que se encuentra bajo la curva senoidal (figura 8).

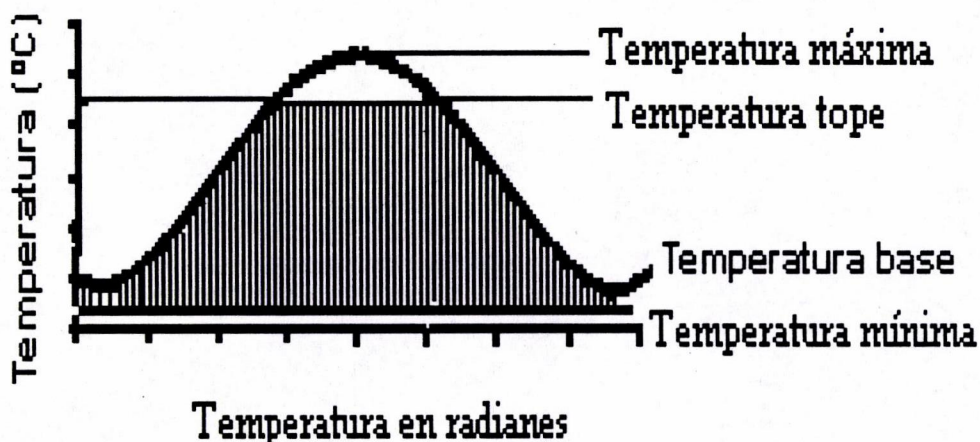


Figura 8. Los GDD están representados por la integral del área bajo la curva senoidal por debajo de la temperatura tope, cuando la temperatura mínima es inferior a la temperatura base y la temperatura máxima excede a la temperatura tope (Snyder, 1985).

a). Cuando la temperatura base de desarrollo se encuentra por abajo de la temperatura mínima diaria, los GDD^a se calculan con la ecuación utilizada para el método del caso 1.

GDD^a = GDD acumulados arriba de la temperatura base.

b). Cuando la temperatura máxima diaria está abajo de la temperatura tope, los GDD^b se estiman mediante la ecuación usada en el método del caso 2; solo que en la ecuación de R, la T_b es sustituida por T_t .

c). Para calcular los GDD totales:

$$GDDT = GDD^a - GDD^b$$

Caso 4. Cuando la temperatura mínima diaria está por abajo de la temperatura base de desarrollo y la temperatura máxima diaria excede a la temperatura tope.

En esta situación no hay restricción sobre la temperatura mínima diaria, los GDD no se acumulan en el periodo cuando excede a la temperatura tope, y estas se restan al área bajo la curva (figura 9).

Los GDD se calculan de la manera siguiente:

1. Los GDD^a se estiman mediante la ecuación usada en el método del caso 2.
2. Los GDD^b se estiman mediante la ecuación usada en el método del caso 3.
3. Los GDD totales, se calculan con la ecuación: $GDDT = GDD^a - GDD^b$.

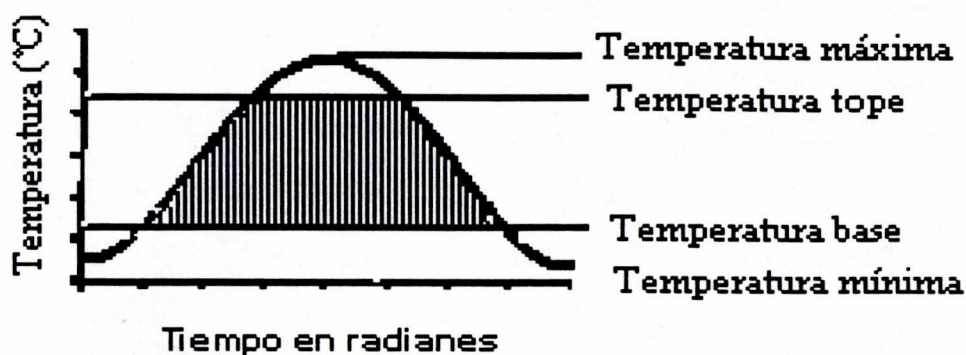


Figura 9. Los GDD acumulados, son representados por la integral bajo la curva senoidal por debajo de la temperatura tope, cuando la temperatura mínima es inferior a la temperatura base y la temperatura máxima excede a la temperatura tope (Snyder, 1985).

2.4.4. Investigaciones realizadas en base a grados-día de desarrollo

A nivel mundial existen algunos trabajos relacionados con la determinación de los GDD de algunas plagas agrícolas y día a día las investigaciones están vinculando ésta técnica en diferentes especies de insectos. A continuación se describen algunas investigaciones para pronosticar en base a GDD, la aparición de plagas insectiles, en diversos cultivos.

Ortíz *et al.*, (1996) determinaron los requerimientos térmicos y Tb de *Trialeurodes vaporariorum*, *Bemisia tabaci* y *B. argentifolli*, bajo las siguientes temperaturas constantes: 9, 15, 17, 24.4, 30.4 y 31.4°C. Los GDD y la Tb se obtuvieron por el método de mínimos cuadrados. Los resultados indican que las poblaciones de *Bemisia tabaci* y *B. argentifolli* se mantuvieron muy similares en su Tb(11.50 y 11.52°C), pero diferentes en GDD, ya que *B. argentifolli* tuvo un requerimiento de 370.8 GDD y *B. tabaci* de 280 GDD. La Tb para *Trialeurodes vaporariorum* resultó menor(8.63°C) en comparación con las otras dos especies. La acumulación de unidades calor de *B. argentifolli*(370.8) fue muy

similar a la mencionada por Zalom y Natwick en 1987(369.5 GDD); por lo que se trata de poblaciones de insectos similares en requerimientos térmicos.

Helman y Peterlin (1996) observaron la incidencia de la temperatura sobre la duración del ciclo biológico de la mosquita blanca en el cultivo de algodón en Santiago del Esterón, Argentina. Usaron plantas en macetas y en ambiente natural; señalan que la temperatura, principalmente las mínimas inciden sobre la duración del ciclo biológico. La acumulación térmica promedio entre los umbrales de 10 y 32°C para las generaciones evaluadas fue de 387 GDD, posibilitando así la presencia de 9 a 10 generaciones por año.

En el sur de Estados Unidos y Norte de México, se determinaron los efectos de la temperatura y plantas hospederas en el desarrollo, sobrevivencia y fecundidad de mosquita blanca *Bemisia argentifolli* a diferentes temperaturas: 20, 25, 30, 32 y 35°C. Los cultivos fueron algodón y melón. Se determinó que las temperaturas umbrales de desarrollo y unidades calor estimadas desde huevecillo a adulto fueron de 321.5 GDD y una Tb de 11.1°C en algodónero y de 250.0 GDD y Tb de 13.2°C en melón (Nava y Ryley ,1996).

En el estado de Chiapas, se determinó que el picudo del algodónero *Anthonomus grandis*, requiere una acumulación térmica de 292 GDD, desde la preoviposición hasta la pupa, a una temperatura constante (Tb) de 12°C (Bodegas, 1977).

Elizalde *et al.*, (1996) obtuvieron la temperatura base en huevecillos de *Diabrotica undecimpunctata* bajo cámaras bioclimáticas con temperaturas constantes en el laboratorio de Entomología de la Universidad Autónoma Chapingo. Utilizaron siete tratamientos con 100 huevecillos en cada uno de ellos. La Tb se obtuvo mediante dos métodos distintos: el gráfico y el analítico basados en la tasa de desarrollo. Reportan que la Tb obtenida bajo temperaturas constantes y por el método gráfico fue de 10.0°C y a través del

método analítico fue de 10.1°C.

Nava (1992) determinó las temperaturas umbrales mínimas y GDD para los diferentes estados de desarrollo de *Leptophobia aripa* (cuadro 4).

Cuadro 4. Temperatura base y unidades calor de los diferentes estados de desarrollo de *Leptophobia aripa*. Chapingo, México (Nava, 1992).

ESTADO FENOLOGICO	TEMPERATURA BASE	UNIDADES CALOR (°C)
Huevecillo	5.76	83.47
Larva I	8.04	39.60
Larva II	8.72	39.54
Larva III	8.38	41.31
Larva IV	8.44	40.61
Larva V	9.43	36.32
Prepupa	9.36	31.42
Pupa	10.0	84.88
Huevecillo-pupa	8.63	397.15

En huertas de nogal de Delicias, Chich., se trabajó el ciclo biológico en unidades calor del barrenador del ruezno *Laspeyresia caryana* (Fitch). La estimación de las unidades calor fue a través del método de curva-seno modificado de Allen (1976) con temperaturas base de 5, 7, 10, 11, 12, 13 y 15°C. En las unidades calor estimadas con una temperatura base de 12°C se tiene un menor coeficiente de variación, por lo que se considera que esta es la Tb de desarrollo de esta plaga. Así mismo, los requerimientos térmicos de *L. caryana* para los periodos de: preoviposición, oviposición, incubación de huevecillos, penetración de la larva al fruto, larva-adulto y adulto-adulto, son de: 53.9, 47.7, 66.2, 545.3, 570.7 y 612.3 unidades calor, respectivamente (Flores, 1989).

González (1998) indica que para combatir con efectividad a la palomilla de la manzana *Cydia pomonella* (Linneo), debemos atacar a las larvas cuando emerjan del huevecillo y antes de que penetren al fruto y causen daño. Para esto utilizó en huertos de manzano de Arteaga, Coah., en plena floración

termómetros de máximas y mínimas y trampas impregnadas con feromona sexual (feromona). Tomó datos diarios de temperatura y número de adultos capturados en las trampas para conocer la máxima aparición de adultos, y a partir de ese momento calculó las unidades calor. Finalmente deduce que *C. pomonella* requiere una acumulación de 120 unidades calor desde la oviposición hasta la emergencia de la larva.

Ruíz (1994) determinó la Tb y GDD de huevecillo, larva y pupa del gorgojo del maíz *Sitophilus zeamais* Motsch., bajo temperaturas constantes y variables (ambientales), en el laboratorio de Entomología Agrícola, del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo. Utilizó un cámara bioclimática LAB-LINE® y un termómetro de máximas y mínimas. Los resultados de la investigación se muestran en el cuadro 5.

Cuadro 5. Temperatura base y GDD de *Sitophilus zeamais* Mostch., bajo temperaturas constantes y variables. Chapingo, México. (Ruíz, 1992).

ETAPA	TEMPERATURA BASE (°C)	GDD con temp. constante	GDD con temp. variable
Huevecillo	13.36	61.05	62.92
Larva	10.30	304.40	305.55
Pupa	12.64	68.72	73.26
	Tb general = 12.17	Total = 434.17	Total = 441.73

Beasley y Adams (1996) determinaron en campo, los grado día de desarrollo del gusano rosado del algodnero *Pectinophora gossypiella* (Saunders) en California, Estados Unidos. Tomaron como Tb 13.9°C y una temperatura tope de 32.8°C. Siguieron la acumulación de unidades calor desde huevecillo a adulto y señalan que esta plaga requiere de 492 GDD.

Cortez (1995) trabajo el ciclo biológico y fluctuación poblacional de *Tetraleurodes ursorum* en relación a la fenología del naranjo "Valencia tardía" en el Valle de Santiago Domingo B.C.S. El tiempo fisiológico en

unidades calor lo obtuvo con el método "seno doble" , con umbrales de desarrollo del insecto de 10 y 32.2 °C. Indica que *T. ursum* requiere de 32.8 días en promedio y una acumulación de 349.7 unidades calor para desarrollarse de huevo a adulto.

2.5. Dinámica poblacional

El estudio de la dinámica poblacional tiene como objetivo el identificar factores que proporcionan los cambios numéricos en la población bajo estudio y explicar como éstos interactúan para producir las densidades de población observadas (López, 1990). Los estudios de dinámica poblacional de mosquita blanca en áreas naturales son pocos; en la mayoría de los casos, al introducirse por primera vez en una región, se reproduce tan rápido que alcanza enormes densidades, causando en las plantas, clorosis, marchitez, dehiscencia prematura, defoliación y muerte de la planta. Esto indica que las poblaciones de mosquita blanca tienen el potencial de incrementarse rápida y exponencialmente bajo condiciones favorables de clima y plantas hospederas disponibles. Conocer la dinámica poblacional de cada especie plaga, en cierta región y cultivo, nos ayuda a determinar los picos de mayor incidencia poblacional en cierta época del ciclo del cultivo; y así mejorar el control, de tal manera que se pueda tener un manejo eficiente de la plaga, sin repercutir en la economía del productor. A nivel mundial existen varios reportes de dinámica poblacional de mosquita blanca, algunos de ellos se mencionan a continuación.

La incidencia poblacional de mosquita blanca y su relación con la transmisión de virus en chile serrano, en Arispe, Coah., se inicia a partir de los 16 días post-transplante, presentando cinco picos significativos a los 22, 50, 117, 135 y 157 días. El pico poblacional más alto es a los 117 días, pero este no influye en el proceso de infección, dado que para esa fecha el 95% de las plantas ya ha sido infectado (Sánchez *et al.*, 1991).

Sifuentes *et al.*, (1991) señalan la fluctuación poblacional de *Bemisia tabaci* en algodón var. Deltapine 80, a través de muestreos visuales, contando el número de adultos por tres hojas por planta, distribuidas en la parte terminal, media y basal y así como por redeos de adultos dos veces por semana, desde el 13 de junio al 10 de agosto de 1990. Determinaron dos épocas de máxima densidad poblacional; la primera de ellas a las 1400 unidades calor (97 días después de la siembra), con una población máxima de 3200 adultos en 100 redazos; y la segunda se presentó a las 1731 unidades calor (118 días después de la siembra) con una población de 5150 adultos en 100 redazos.

Isiordia *et al.*, (1992) determinaron la dinámica poblacional de mosquita blanca y número de plantas de jitomate con síntomas virales en Autlán, Jalisco. Trabajaron con trampas amarillas con stikem y trampas de agua en cinco localidades del municipio, mencionan que el arribo de la mosca blanca se inicia a partir de los 14 y 18 ddt en trampas amarillas y de 7 a 14 ddt en charolas con agua; y que las máximas capturas fueron a los 87 y 45 (trampas) y a los 42 y 87 (charolas) ddt por cada localidad. Consideran a las poblaciones iniciales como las causantes de las infestaciones dado que al presentarse los picos poblacionales más elevados ya existía un grado de infestación superior al 90%.

Arcos (1995) determinó el efecto de la fecha de siembra en la dinámica poblacional de *Bemisia tabaci* y del geminivirus rizado del chile, en los municipios de Papantla, Cazones y Coyutla, Veracruz. Para determinar la dinámica poblacional, uso trampas cilíndricas de color amarillo con pegamento; y los resultados los analizó gráficamente y por regresión lineal al utilizar las variables adultos de mosca blanca contra porcentaje de plantas enfermas. Así, señala que la menor incidencia de *B. tabaci* es en fechas de siembra del mes de octubre, donde la planta puede desarrollarse satisfactoriamente sin alta población de la plaga en los primeros 70 días, lo cual se refleja en una baja incidencia de plantas enfermas por virosis (30%). Mientras que en siembras de

finales de noviembre y principios de diciembre, el riesgo de tener abundantes poblaciones de la plaga y altos porcentajes de virosis es muy grande hasta alcanzar un 40-55% en los primeros 50-70 días.

La mosquita blanca *Tetraleurodes ursorum* es la plaga de mayor importancia económica del naranjo en el Valle de Santo Domingo, B.C.S., por la producción de sustancias azucaradas que propician el desarrollo de fumaginas. Por esta razón, se determinó la fluctuación poblacional del adulto en relación a la fenología del naranjo "Valencia tardía", para definir el momento más oportuno de ejercer acciones de control. *T. ursorum* presenta siete picos poblacionales de adultos bien definidos: el cuatro y 14 de mayo, 20 de agosto, siete y 28 de septiembre, 15 de octubre y cinco de noviembre; los dos primeros incrementos ocurrieron al final de la brotación de primavera a las 289 y 386 unidades calor acumuladas; el tercer incremento se presentó al final de la tercera brotación del año, a las 280 UC acumuladas; los picos poblacionales restantes ocurrieron a las 556, 868 y 1431 UC acumuladas respectivamente, de la tercera brotación (Cortéz, 1995).

La fluctuación poblacional de mosquita blanca *Bemisia argentifolii* en variedades de higuera Kadota y Misión, registró en muestreos datos poblacionales de número de adultos, número de ninfas y huevecillos en 2.25 cm² en hojas de higuera en el tercio superior, medio e inferior del árbol con frecuencia semanal a partir del dos de junio hasta el 16 de noviembre. Se determinó que la mayor incidencia de mosquita blanca ocurre en la variedad Misión, desde la primera semana de agosto y está presente durante todo el ciclo (Méndez, 1995).

En un monitoreo de adultos de mosquita blanca de la hoja plateada por medio de trampas cilíndricas de color amarillo en el Valle de Culiacán, Sinaloa, se encontró que la mayor incidencia ocurre durante marzo, abril y mayo, con decrementos en junio a causa de la eliminación de socas de los cultivos

establecidos durante el ciclo otoño-invierno. El promedio de la población en 1996 registró un incremento con respecto a la población de 1995 del 46.6% para enero; 240.9% para febrero; 25.2% para marzo; 45.5% para abril; 343.6% para mayo y 562.3% para junio (Avilés, 1996).

Cortez (1996) muestreó con trampas cilíndricas amarillas con pegamento, desde la segunda quincena de abril de 1995 hasta la segunda quincena de febrero de 1996, para determinar la fluctuación poblacional de adultos de mosquita blanca en Baja California Sur. Registró capturas de 4.8 adultos/cm² en la tercera semana de junio; sin embargo, las mayores poblaciones las encontró a partir de la segunda quincena de julio y agosto con más de 80 adultos /cm² en 24 horas muestreadas.

En el Valle de Mexicali, González y López (1996) determinaron la dinámica poblacional de la mosquita blanca de la hoja plateada *Bemisia argentifolii* en una huerta de naranjo, del 20 de septiembre de 1995 al 16 de enero de 1996. Mencionan que la cantidad promedio de ninfas de primer a cuarto instar por hoja en seis muestreos realizados, fueron de 73 (29 sep), 73 (17 oct), 171 (30 oct), 613 (15 nov), 229 (28 nov) y 244 (16 ene). Además señalan que las poblaciones de ninfas que se presentaron durante el monitoreo, contrastan notablemente con las reportadas en los dos años inmediatos anteriores.

En Caborca, Sonora; López *et al.*, (1996) determinaron la dinámica poblacional de la mosquita blanca de la hoja plateada en algodónero. Para ello cuantificaron semanalmente las poblaciones migratorias por medio de trampas amarillas colocadas fuera del cultivo; además colectaron hojas para conocer el porcentaje de ninfas por pulgada cuadrada. Encontraron que las poblaciones migratorias de mosquita blanca se presentan a partir de la tercera semana de julio, con poblaciones de hasta 140 adultos/pulg² y 35 ninfas del primero al tercer instar/pulg², particularmente en la región costera.

Morales *et al.*, (1996) seleccionaron dos predios comerciales con cultivo de melón híbrido Laguna, sembrado el 14 de abril de 1995 en Bermejillo Durango; para determinar la eficiencia de control entre el convencional (químico) y el empleo de un enemigo natural (*Chrysoperlla carnea*), a través de la dinámica poblacional de la mosquita blanca . En el predio A, se permitio que el productor hiciera las aplicaciones de insecticidas convencionales y el el predio B, se liberaron 10, 000 huevecillos del enemigo natural . Para observar la dinámica poblacional, muestrearon los adultos cada cuatro o cinco días y determinaron que el control por medio de *Chrysoperlla carnea* fue mejor (Cuadro 6).

Cuadro 6. Número de adultos de mosquita blanca en la hoja del cuarto nudo en melón. Bermejillo, Durango. (Morales *et al.*, 1996).

TRATAMIENTO	FECHAS DE MUESTREO										
	Mayo				junio				julio		
	28	2	5	9	15	20	24	29	6	9	14
Control químico	0	1	1.5	1	6.5	4.5	13	26.5	33.5	21.5	17
Enemigo natural	0	0	0	0	3	3.5	8	15.5	16.5	16	12

Vargas y Salguero (1996) monitorearon semanalmente con trampas amarillas pegajosas a la mosquita blanca de la hoja plateada en el cultivo de melón y determinaron la dinámica poblacional en Villa Nueva Guatemala. Indican que la población de mosca blanca inicia su incremento en la tercera semana de marzo, y continúa hasta abril. Así mismo mencionan que el aumento de las poblaciones, está directamente relacionado con el aumento de temperatura y a la presencia de otros cultivos hospederos.

En el cultivo de soya, Arias y Pozo (1997) reportan la dinámica poblacional de mosquita blanca y sus enemigos naturales en siembras del 15 de mayo de 1996 al 31 de enero de 1997, en la Cuenca Baja del Rio Guayas,

Ecuador. La evaluación de poblaciones de adultos fue a través de trampas amarillas y también por conteos directos en hojas trifoliadas de soya en muestreos al azar; mientras que, el número de huevecillos y adultos fue por pulgada cuadrada en hojas de soya y en malezas cercanas de hoja ancha. Reportan que el mayor número de adultos capturados en trampas amarillas fue del 28 de agosto al 17 de diciembre y en muestreos directos en hojas trifoliadas fue el 20 de agosto, cuando las plantas estaban en formación de vainas. Finalmente observaron que la mayor incidencia de huevecillos se presentó en los meses de julio y agosto y de ninfas en septiembre, en plena formación de semillas.

Yee *et al.*, (1997) determinaron la dinámica poblacional de estados inmaduros y adultos de *Bemisia argentifolii* en 22 campos comerciales de alfalfa, en el Valle Imperial de California y en Yuma, Arizona, Estados Unidos. Encontraron en ambas zonas de muestreo que las poblaciones de todos los estados de desarrollo fueron muy bajas o inexistentes en algunos sitios de muestreo en los meses de diciembre a mayo. En el Valle Imperial la población de adultos se incrementó en junio y alcanzó el pico de mayor densidad poblacional durante septiembre y bajó de octubre a noviembre; mientras que, en Yuma, Arizona, la mayor densidad poblacional se presentó en agosto y decrementó de octubre a noviembre. Concluyen que las medidas de control de la plaga en ambas zonas deben implementarse de junio a julio y preferentemente en septiembre.

2.6. Distribución vertical

La edad de la hoja es una fuente grande de variación de la densidad de población y deberá ser considerada en todos los procedimientos de muestreo. Las hojas deben alcanzar un tamaño determinado y ser apropiadas para la oviposición; este estado no es fácil de definir, podría cambiar con edades y diferentes especies. En plantas jóvenes, las hojas recientemente formadas, son

rápida mente infestadas, mientras que las hojas más grandes tienen un número considerable de huevecillos (Ohnesorge *et al.*, 1980).

Se a podido observar que la distribución de huevecillos de mosquita blanca en plantas de algodónero, se presentan en las hojas dos-seis, con una fluctuación de 12.5- 15.9% del total de la población; las ninfas pequeñas en las hojas tres-cinco, fluctuando de 16.5-22.9% del total de este estadio, mientras que las ninfas de cuarto instar se encuentran en las hojas cinco-ocho, con poblaciones del 15.5- 19.9% del total (Godfrey y Wood, 1994)

En muestreos de algodónero, en la estación de investigación de Gezira, Suiza, se analizó la distribución vertical de ninfas de cuarto instar de *Bemisia tabaci*. Se determinó que la densidad se agrupa sobre y en torno a las hojas de la mitad del tallo, cuyo sitio varía de acuerdo con el crecimiento de la variedad . Por otro lado, se indicó que las hojas más infestadas por ninfas N1 y N4 son las que se localizan en los nudos del tres al siete del tallo principal contando de arriba hacia abajo (Von Arax *et al.*, 1984, citado por Pulido, 1996).

Pulido (1996) menciona que la distribución vertical de los estados inmaduros de mosquita blanca en plantas de algodónero, mostró la mayor densidad de huevecillos en las hojas de los nudos dos-cinco; las ninfas N1 y N2 en los nudos cinco-siete y las ninfas N3 y N4 en los nudos siete-nueve, contando de la terminal de la planta hacia abajo. Así mismo indica que si divide a la planta en tercios a partir de la parte terminal del tallo principal, en el primer tercio se observan mayores poblaciones de huevecillos y ninfas N1, en el segundo tercio mayor cantidad de ninfas N2 y N3 y en el tercio inferior las ninfas N4 o pupas.

Moreno (1997) menciona la distribución vertical de ninfas de mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum*) en el cultivo de guayabo. Muestreó tres estratos del árbol: superior, medio e inferior. Indica que el mayor porcentaje de

ninfas de primer y segundo instar, se concentran en el estrato inferior; mientras que las de tercer y cuarto instar están ubicadas en el estrato medio.

Naranjo y Flint (1994) determinaron la distribución vertical de huevecillos y ninfas de *Bemisia tabaci* en dos especies de algodónero *Gossypium hirsutum* y *G. barbadense* en Estados Unidos. Señalan que en ambas especies de algodón, el mayor número de huevecillos y ninfas se encontró sobre el tallo principal de las hojas en los nudos 2-4 y 4-7 (tomando como nudo uno al de la parte apical de la planta), respectivamente. Así mismo, en 1995 ambos investigadores señalan que la distribución espacial de adultos de mosquita blanca *B. argentifolii* en algodónero, tuvo mayor densidad poblacional en los nudos del 2-7 del estrato superior de la planta.

Quiñones *et al.*, (1994) menciona que el barrenador del ruezno *Cydia caryana* es la plaga insectil más importante que daña los frutos del nogal en Delicias, Chih, por lo cual determinaron la preferencia espacial del adulto en tres estratos del árbol (inferior, medio y superior). Muestrearon semanalmente durante 12 fechas para la primera generación y ocho para la segunda. Señalan que en ambas generaciones, el adulto prefiere el estrato superior (parte apical) del árbol, siendo ahí el lugar donde deben dirigirse preferentemente las aspersiones.

En un estudio de distribución vertical de huevecillos de *Diabrotica virgifera virgifera* dentro de los 10 cm del suelo, se encontró que el 80% se presenta en los suelos húmedos y 45% en suelos secos. Sin embargo en estos últimos, los huevecillos fueron encontrados a profundidades de hasta 35 cm. La distribución horizontal de los huevecillos de esta especie fue encontrada en mayor proporción en el fondo del surco. Las concentraciones registradas en suelos húmedos en el fondo del surco fueron de 74.3% y el 25% se encontró en el lomo del surco, mientras en suelos secos, solo el 71.3% se encontró en el fondo del surco (Weiss *et al.*, 1983, citado por Torres, 1992).

Reyes y cobarrubias (1988), citados por Torres, (1992) determinaron la distribución vertical de huevecillos de *Diabrotica virgifera zea* en las áreas maiceras del estado de Jalisco, México, determinan la distribución de la siguiente manera: 50% en el nivel de 0 cm; 26% en el nivel de 10cm; 15% en el nivel de 20cm y 9% en el nivel de 30cm de profundidad.

Douglas *et al.*, (1996) utilizaron plantaciones comerciales de tomate de mesa en Costa Rica, para determinar la distribución vertical de larvas de *Keiferia lycopersicella* en tres estratos del follaje de la planta: superior (el brote principal o meristemo apical y las cuatro hojas inmediatas a este), en el medio e inferior (solo una hoja en cada uno, ubicada según el crecimiento de la planta). Sugieren utilizar como unidad de muestreo el estrato superior de la planta, porque permite estimar con mayor precisión la cantidad de larvas en el follaje. También evaluaron en cual estrato se concentra la mayor cantidad de frutos dañados; los resultados se presentan en el cuadro 7.

Cuadro 7. Promedio de larvas de *Keiferia lycopersicella* y de frutos medianos dañados por unidad de muestreo en tres estratos de la planta de tomate. Costa Rica. (Douglas *et al.*, 1996).

ESTRATO	NUMERO DE LARVAS	FRUTOS DAÑADOS
Superior	1.44	6.83
Medio	0.58	17.88
Inferior	0.22	8.43

Burton y Schuster (1981) mencionan al determinar la mayor cantidad de larvas de *Keiferia lycopersicella* en los estratos superior, medio e inferior, que en el primer estrato se concentra la mayor cantidad de larvas , debido probablemente a que la hembra oviposita en las partes altas de la planta o cerca del follaje más nuevo, y al emerger las larvas de los primeros instares, minan el follaje en la parte superior. Así mismo, Peña *et al.* (1986) en un trabajo

de investigación con infestación artificial de gusano alfiler del tomate *Keiferia lycopersicella*, indican que hay una correlación positiva entre el daño foliar en el estrato inferior de la planta y el daño de los frutos que en el superior; mostraron que las evaluaciones en el primero, se ajustaron más al rendimiento.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización geográfica y características generales del área de estudio

El trabajo de investigación se realizó en dos invernaderos productores de flor de nochebuena pertenecientes a "Plantaciones Alejo Jiménez Contreras", ubicados en Xochimilco, Distrito Federal. Se inicio en agosto de 1997 y se concluyó en diciembre del mismo año. Estos invernaderos están cerca uno del otro, con la diferencia que en el invernadero dos se colocaron plantas más pequeñas, obtenidas de esquejes de plantas del otro invernadero, además con una área de menor tamaño y con cercas de plástico en vez de barda como la del primer invernadero.

La delegación Xochimilco, representa el 7.9% de la superficie total del Distrito Federal. Se ubica geográficamente entre los paralelos 19° 19' y 19° 09' de latitud Norte y entre los meridianos 99° 58' y 99° 10' de longitud Oeste (figura 10); con un altura de 2400 msnm (Anónimo, 1996).

La delegación Xochimilco, colinda al norte con las delegaciones Tlalpan, Coyoacán, Iztapalapa y Tláhuac; al este con las delegaciones Tláhuac y Milpa Alta; al sur con las delegaciones Milpa Alta y Tlalpan y al oeste con la delegación Tlalpan. Se divide en 9 localidades: Tepepan, San Luis Tlaxialtenalco, Tulyehualco, Xochimilco, San Gregorio, Atlapulco, Santa Cruz Acalpixca, Santa María Nativitas, San Francisco Tlalnepantla y Edificio Sede Delegacional (Anónimo, 1996).

La localidad de Xochimilco, presenta un clima templado subhúmedo con lluvias en verano y de humedad media C(w1); con una temperatura media anual promedio de 15.1 °C y de 12.9°C en el año más frío y de 16.8°C en el año más caluroso. Su precipitación total anual promedio es de 680.6 mm.

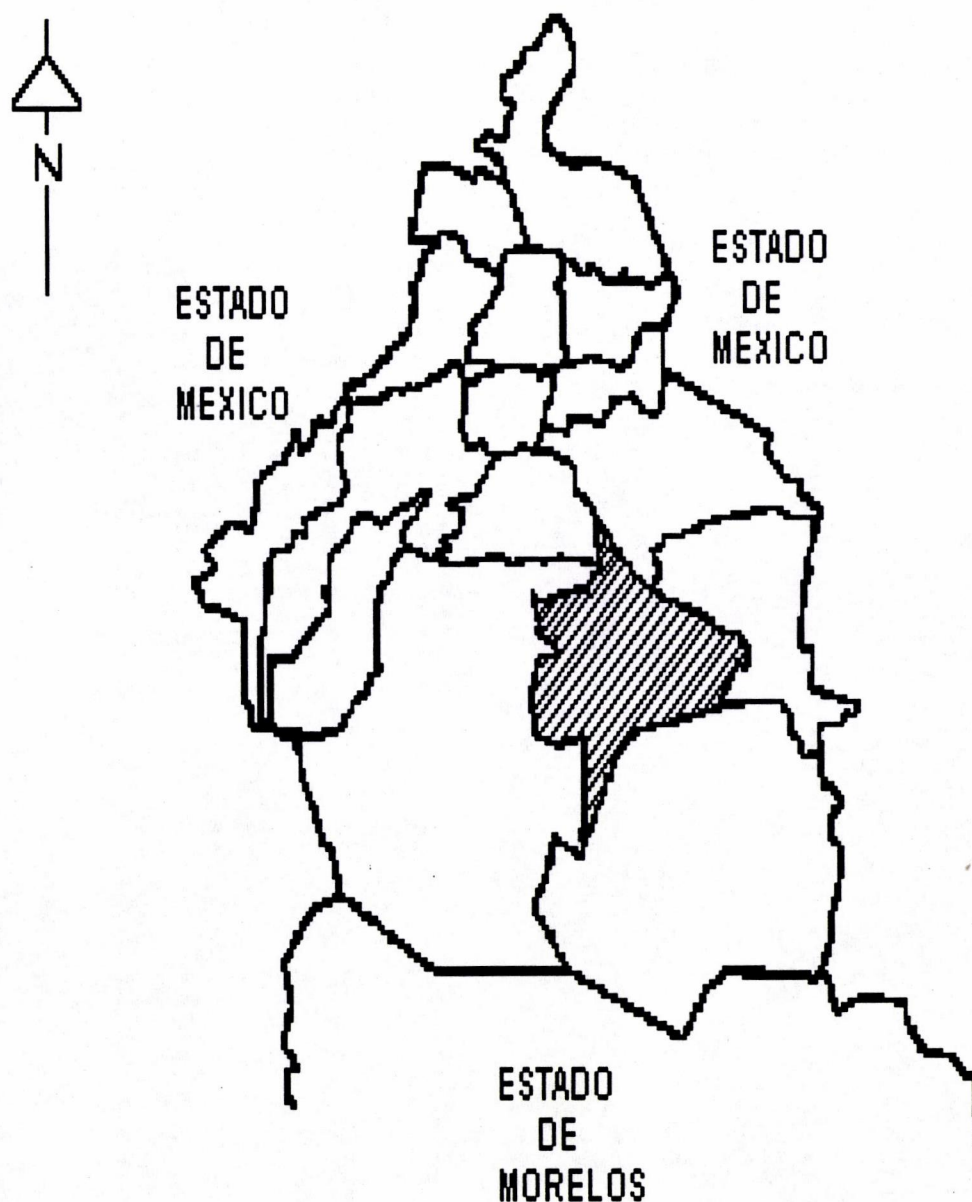


Figura 10. Localización geográfica de la delegación Xochimilco, D. F. (Tomado de Anónimo, 1996).

3.2. Manejo agronómico

La variedad de flor de nochebuena utilizada fue la Subjibi, obtenida de esquejes provenientes del estado de Morelos. Los muestreos para la dinámica poblacional y distribución vertical de la mosquita blanca, se realizaron sin modificar el manejo agronómico recomendado por los productores de "plantaciones Alejo Jiménez Contreras" de Xochimilco, D. F.

3.3. Colecta, montaje e identificación de las especies de mosquita blanca

3.3.1. Colecta

Los adultos de mosquita blanca no presentan variaciones muy evidentes en las características morfológicas externas entre especies; por lo cual se colectaron ninfas de cuarto instar conocidas como "pupas" y exuvias de adultos recién emergidos por presentar excelentes características morfológicas diferenciales entre especies.

Del invernadero, se cortaron al azar hojas de la planta con infestaciones altas de ninfas de cuarto instar y exuvias de adultos recién emergidos, ambas fueron introducidas en bolsas de papel para conservarse en seco; por otra parte, se cortaron pedazos de hoja con ninfas y se introdujeron en frascos de alcohol al 95% para su conservación y montaje posterior. Las bolsas y frascos, fueron llevados al laboratorio de Entomología del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo, para ser procesadas, montadas e identificadas hasta especie..

3.3.2. Montaje del material

De la colecta de hojas, se desprendieron del envés a ninfas de cuarto instar, las cuales con la ayuda de un microscopio estereoscópico se maceraron,

aclararon y montaron por medio del método de montaje permanente propuesto por Martin (1987), citado por Ortega (1995), el cual se describe a continuación.

1. Las pupas conservadas en seco o en alcohol al 95% se lavaron con agua corriente y las separamos de la hoja para pincharlas lateralmente; se transfirieron en una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10% en un vidrio de reloj y se calentaron de cinco a diez minutos hasta cerca del punto de ebullición; esto maceró el contenido del cuerpo de pupas en las cuales los adultos no habían emergido; esto lo omitimos en exuvias limpias; en el caso de especies con pupas muy claras donde la maceración deja visible los órganos internos, se removieron a través de un corte realizado en la parte lateral, ya que sino son removidos quedará una mancha a lo largo de la pupa.

2. Decantamos el exceso de hidróxido de potasio y agregamos unas pocas gotas de ácido acético glacial para neutralizar lo alcalino y luego decantamos el ácido.

3. Adicionamos un poco de cloralfenol (mezcla de partes iguales por peso de hidrato de cloral y fenol calentados para que permanezcan líquidos una vez mezclados) o carboxilol (Xileno con 10% de fenol) a los ejemplares y calentamos suavemente por unos pocos minutos. Esta etapa representa un punto importante para remover la capa cerosa que normalmente presentan las pupas ya que la preparación quedaría manchada sino se remueve adecuadamente. Este punto se realizó en un lugar bien ventilado porque los vapores de los reactivos son tóxicos. Decantar el líquido.

4. Para pupas negras, se enjuagó brevemente en alcohol al 95% luego tratamos con una mezcla fría de solución Amonia (volumen 80) y peróxido de hidrógeno (volumen 20) hasta su aclaramiento. Para pupas claras, enjuagamos brevemente en ácido acético glacial y luego se agregó un poco de ácido fucsina (material colorante), coloreando por unos pocos minutos.

5. Decantamos la solución Amonia y peróxido de hidrógeno o material colorante, enjuagamos en un poco de ácido acético glacial y decantamos.

6. Agregamos ácido acético glacial limpio permitiendo el remojo y deshidratamos por unos pocos minutos antes de decantar.

7. Agregamos un poco de aceite de clavo o xilol para la deshidratación de los ejemplares y se dejó hasta clarear.

8. Montamos los ejemplares en Balsamo de Canadá en un portaobjeto limpio para microscopio. Las preparaciones se secaron en un horno a 35-40°C por seis semanas o más.

3.3.3. Identificación de especies

Para identificar a los géneros y especies de manera correcta, fue indispensable la participación de la Dra. Laura Delia Ortega Arenas, entomóloga del Colegio de Postgraduados campus Veracruz, especialista en identificación y manejo de mosquitos blancos y del M.C. Juan Fernando Solís Aguilar, Profesor-Investigador del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo. Además se hizo uso de claves dicotómicas de los autores: Martin (1987) y Ortega (1995).

3.4. Determinación de unidades calor

3.4.1. Temperatura base

En el presente trabajo solo se validó la acumulación de unidades calor que requiere la mosquita blanca para sus estados inmaduros (huevecillo, ninfas

chicas N1 y N2 y ninfas grandes N3 y N4) por lo que se utilizó como temperatura base a las obtenidas por Ortiz et al. (1996) en el laboratorio de Entomología y Acarología del Colegio de Postgraduados, donde mencionan que *T. vaporariorum* requiere de una Tb de 8.63 °C; *Bemisia tabaci* de 11.50 °C y *B. argentifolii* de 11.52 °C.

3.4.2. Registro de la variable ambiental

Para determinar el ciclo biológico de la mosquita blanca en unidades calor bajo temperaturas variables (ambientales), fue indispensable registrar las temperaturas mínimas y máximas diarias con un termómetro de mínimas y máximas extremas.

Dentro de cada invernadero, se eligieron tres plantas de nochebuena con al menos una hoja infestada de huevecillos recién ovipositados, esto se observó con la ayuda de una lente lupa. Una vez elegida la hoja de la planta, se contabilizó el número de huevecillos y se etiquetó con los datos correspondientes y apartir de ese momento se empezó a registrar diariamente la temperatura mínima y máxima.

Para que no existiera posibilidad de que otros adultos ovipositaran en la hoja etiquetada con los huevecillos registrados, se cubrió toda la planta con una jaula hecha a base de alambrón y tela tricot, la cual no permitía la entrada de ningún insecto (figura 11).

Las plantas con las hojas etiquetadas recibieron todos los requerimientos nutricionales que el productor proporcionaba a todas las demás plantas del invernadero; excepto la aspersión de algún tipo de plaguicida que pudiera haber matado o modificado el desarrollo de los organismos elegidos para seguirles el ciclo de vida de cada estado biológico en unidades calor.



Figura 11. Jaula de alambrón y tela Tricot, para evitar la penetración y oviposición de otros adultos

3.4.3. Obtención de los grados-día de desarrollo

Los datos se registraron diariamente por la mañana y se consideró como el tiempo promedio de desarrollo de cada estado biológico (huevecillos, ninfas chicas N1 y N2 y ninfas grandes N3 y N4) cuando más de la mitad de la población cambio al siguiente estado biológico; de tal manera que, cuando más del 50% de los huevecillos eclosionaron, hasta ese momento se consideraron las temperaturas para calcular los grados-día de desarrollo de ese estado

biológico; y apartir de ese momento se empezó a registrar la temperatura para ninfas chicas (N1 y N2) y así sucesivamente.

Las unidades calor se calcularon con los modelos propuestos por Snyder (1985), empleados por Vega (1990) para calcular el tiempo fisiológico de *Cydia pomonella*. No se utilizó ningún programa computacional para el cálculo de los grados-día como el Agroclim o el Degday; sino que solo se adaptaron los modelos al programa computacional Excell para facilitar los cálculos. Este modelo requiere de las temperaturas mínimas y máximas diarias, y para ello, se emplearon los dos primeros casos ya descritos en la revisión de literatura, donde los grados día de desarrollo acumulados son calculados por la integración del área bajo la curva senoidal de Snyder (1985).

3.5. Dinámica poblacional

Para determinar la dinámica poblacional de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca, fue necesario muestrear semanalmente desde el 24 de agosto de 1997 hasta el seis de diciembre del mismo año. En total se realizaron 17 muestreos al azar en zig-zag en cada invernadero.

3.5.1. Dinámica poblacional de adultos

Para definir la posición de muestreo, se tomó como base la distribución espacial que presentan los adultos de mosquita blanca sobre las hojas de la planta según los diversos autores; de tal forma que al evaluar las poblaciones de adultos, se seleccionaron 10 plantas al azar en forma de zig-zag en cada invernadero, a las cuales se les muestreó una hoja por planta. De las 10 plantas seleccionadas, cinco de ellas fueron muestreadas en una hoja de la parte media (estrato medio) de la planta y las otras cinco en una hoja pero de la parte superior (estrato superior) de ella. Los muestreos fueron directos,

contabilizando en forma visual el número de adultos por hoja de ambos estratos en cada fecha de muestreo.

3.5.2. Dinámica poblacional de huevecillos y ninfas

La metodología fue muy similar a la del punto anterior, excepto que para la dinámica poblacional de huevecillos y ninfas se eligieron un total de 15 plantas al azar por cada invernadero; cinco de ellas fueron muestreadas en una hoja de la parte baja (estrato inferior), otras cinco en su parte media (estrato medio) y las últimas cinco en su parte superior (estrato superior) de la planta. Cada hoja del estrato correspondiente fue muestreada visualmente al azar en forma de zig-zag, contabilizando en 2.25 cm^2 del envés de cada hoja el número de huevecillos, número de ninfas chicas (N1 y N2) y número de ninfas grandes (N3 y N4). Para determinar con exactitud los diferentes estados de desarrollo, se hizo uso de una lente-lupa.

3.5.3. Variable respuesta

Para cuantificar los niveles de infestación de cada estado biológico, se estimaron las medias de la densidad poblacional en cada invernadero; de tal forma que se tuvo un promedio general de adultos por hoja, huevecillos, ninfas chicas (N1 y N2) y ninfas grandes (N3 y N4) por 2.25 cm^2 en cada fecha de muestreo. De esta manera se obtuvo el comportamiento de mosquita blanca durante el tiempo y sus niveles de incidencia poblacional en las 17 fechas de muestreo.

3.6. Distribución vertical

Teniendo como referencia que los adultos de mosquita blanca tienden a distribuirse más en la parte superior de la planta, se tomaron los mismos datos obtenidos en la dinámica poblacional de número de adultos por hoja en cinco

plantas muestreadas al azar en el estrato medio y otras cinco plantas muestreadas de igual forma pero en su estrato superior. Finalmente se calculó el número promedio de adultos por hoja en cada fecha y estrato de muestreo. En el caso de la distribución vertical de huevecillos y ninfas, se estimaron las medias poblacionales por 2.25 cm^2 de los estratos inferior, medio y superior de la planta con los datos obtenidos en la dinámica poblacional al muestrear 15 plantas al azar (cinco plantas por cada estrato); de tal forma que finalmente se determinó el número promedio de huevecillos, ninfas chicas (N1 y N2) y ninfas grandes (N3 y N4) por 2.25 cm^2 en cada fecha de muestreo.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Determinación de géneros y especies de mosquita blanca

En los invernaderos "Alejo Jiménez Contreras" se encontró a *Bemisia spp* y *Trialeurodes vaporariorum* West. (cuadro 8). La identificación se hizo en base a las características morfológicas del cuarto instar ninfal o "pupa" , observadas en montajes permanentes y a través de claves dicotómicas de Martin (1987) y Ortega (1995). Se determinó además que, *Bemisia spp.* es el género de mayor predominancia en más del 90% de las diversas muestras colectadas, lo que indica que éste género se presenta y predomina durante todo el desarrollo vegetativo de la nochebuena.

Cuadro 8. Mosquitas blancas presentes en flor de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd.) bajo invernaderos en Xochimilco, D. F. 1997.

ORDEN	FAMILIA	GÉNERO Y ESPECIE
		<i>Bemisia spp</i> Genn.
Homoptera	Aleyrodidae	<i>Trialeurodes vaporariorum</i> West.

La determinación a nivel de especie de *Bemisia spp* no fue posible, ya que para estar completamente seguros de que especie se trata, es necesario no solamente el montaje del especimen en portaobjetos para observar bajo el microscopio electrónico la presencia o ausencia de la cerda ASMS₄ y las áreas de los pliegues traqueales; sino también, corroborar otras características de la ninfa de cuarto instar "pupa" en estado vivo como es la forma, cerosidad, tamaño y longitud de las setas, y sobre todo determinar a través de

electroforesis, la diferencia de distancias migratoria de esterases no específicas, obtenidas del insecto vivo (Ortega, comunicación personal¹).

4.1.1. Descripción morfológica de las especies de mosquita blanca en base al cuarto instar ninfal

4.1.1.1. *Bemisia spp* Genn.

Las pupas de esta especie presentan el orificio vasiforme de forma triangular prolongado, con la llingula larga y bien visible; la seta caudal robusta y de menor longitud que el orificio vasiforme, el cual es de mayor tamaño que el surco caudal, con los lados del orificio casi derechos (figura 12). Proyecciones marginales cerosas de los pliegues torácicos traqueales posteriores, con los filamentos cerosos anchos y robustos. Seta submarginal anterior SSA4 presente o ausente . Se alimenta de una amplia gama de plantas, generalmente herbáceas, representantes de al menos 65 familias botánicas (Martin, 1987; Ortega, 1995; Ramírez, 1996b).

4.1.1.2. *Trialeurodes vaporariorum* West.

Esta especie es conocida como mosca blanca de los invernaderos. Las ninfas son de color verde claro, ovaladas y achatadas; sus cuerpos se hayan cubiertos de filamentos cerosos brillantes, largos y cortos. El cuerpo es engrosado y embebido en la cera y se eleva además sobre una empalizada de varias verticales de cera. Presenta las aberturas torácicas y traqueales al margen una de la otra, la cresta en forma de diente desafilado, la pupa con las

¹ Ortega Arenas, Laura Delia. Profesor-investigador del Colegio de Postgraduados campus Veracruz.



Figura 12. Detalle de la pupa de *Bemisia* spp. A) Orificio vasiforme; B) L ngula; y C) Surco caudal.

papilas submarginales menos agudas distalmente y siempre presentes. Subdorso con unas pocas papilas grandes; la base de las patas medias y anteriores con una sola fina y delgada seta en cada una, la cabeza de la l ngula con un solo par basal de lóbulos cubiertos por el opérculo (figura 13). Se alimenta de una amplia variedad de plantas, generalmente herbáceas, representantes de 80 familias botánicas (Ortega, 1995; Amador, 1997; Moreno, 1997).



Figura 13. Detalle de la pupa de *Trialeurodes vaporariorum*. A) L ngula; B) Papilas submarginales; y C) Orificio vasiforme.

Estas especies coinciden con las reportadas por Ecke *et al.*, (1990) en Estados Unidos, donde mencionan que las especies plaga más importantes en invernaderos productores de flor de nochebuena corresponden a *Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum*. De igual forma Martínez, (1995) señala que tanto *Bemisia tabaci* como *Trialeurodes vaporariorum* son dos especies encontradas como perjudiciales a esta ornamental en Viveros Plantec de Morelos, México.

4.2. Obtención de las unidades calor

Para obtener la duración del ciclo biológico desde huevecillo hasta la emergencia del adulto de mosquita blanca, fué necesario hacer uso de los modelos propuestos por Snyder (1985), los cuales utilizan temperaturas máximas y mínimas diarias y una temperatura base.

Como en la identificación de especies de mosquita blanca se determinó que el género *Bemisia spp* predomina en más de un 90% en la localidad muestreada, se tomó como temperatura base a las obtenidas por Ortiz *et al.*, (1996), quienes mencionan que *Bemisia tabaci* requiere una temperatura base de 11.50°C y 11.52°C para *B. argentifolii*.

Cabe mencionar que las seis plantas (tres plantas por invernadero) elegidas con huevecillos para seguirles todo el desarrollo hasta la emergencia del adulto, presentaron el mismo tiempo en días en sus diferentes estados de desarrollo, debido a que, en la duración del ciclo biológico la temperatura no vario drásticamente.

4.2.1. Duración del ciclo biológico de los estados inmaduros de mosquita blanca y grados-día de desarrollo con una temperatura base de 11.50 °C

Bajo temperaturas ambientales registradas en invernadero, se determinó que la duración del ciclo biológico de estados inmaduros de mosquita blanca desde huevecillo hasta la emergencia del adulto fue de 22 días; con un periodo de ocho días para huevecillo, ocho días para ninfas chicas N1 y N2, y seis días para ninfas grandes N3 y N4 (cuadro 9).

En el cuadro 2 del apéndice se presentan los datos diarios en grados-día de desarrollo y los acumulados desde huevecillo hasta la emergencia del adulto. La acumulación térmica en unidades calor fue de 108.73 grados-día de desarrollo para la incubación de huevecillos; de 211.53 grados-día de desarrollo desde huevecillo hasta ninfas chicas (N1 y N2); y finalmente de 292.63 grados-día de desarrollo desde huevecillo hasta el término de ninfas grandes (N3 y N4), o emergencia del adulto.

Los datos registrados para determinar la acumulación térmica promedio en las seis plantas muestreadas en unidades calor bajo una temperatura base

de 11.50 fue la siguiente: 108.73 grados-día de desarrollo para huevecillos, 102.80 grados-día de desarrollo para ninfas chicas N1 y N2, y 81.1 grados-día de desarrollo para ninfas grandes N3 y N4; con una acumulación total de 292.63 grados-día de desarrollo desde huevecillo hasta la emergencia del adulto (cuadro 9).

Cuadro 9. Duración en días y grados-día de desarrollo de estados inmaduros de mosquita blanca con una temperatura base de 11.50°C.

ESTADO BIOLÓGICO	DÍAS	* GDD
Huevecillo	8	108.73
Ninfas chicas n1 y n2	8	102.80
Ninfas grandes n3 y n4	6	81.10
Total	22	292.63

Los resultados de la acumulación total en grados-día de desarrollo son muy similares a los obtenidos por Ortíz *et al.*, (1996) para *Bemisia tabaci*, quienes obtuvieron en laboratorio una acumulación térmica total de 280 grados-día de desarrollo empleando una temperatura base de 11.50, por lo que se deduce que se trata de poblaciones insectiles similares en requerimientos térmicos

La diferencia entre 280 y 292.63 es de 12.63 grados-día de desarrollo, la cual puede explicarse, debido a que, para calcular los grados-día de desarrollo se tomaron temperaturas variables (ambientales) y no temperaturas constantes en laboratorio; además, no se calculó la temperatura base, sino que se tomó de los autores antes mencionados. En todo caso se pudieron cometer errores en la toma de lecturas diarias durante todo el estado de desarrollo del insecto.

Por otra parte estos resultados coinciden con los de Ramírez (1996b) quien señala que la acumulación térmica en unidades calor de la mosquita blanca está dentro de los 290 y 320 grados-día de desarrollo.

El cálculo de las unidades calor con una temperatura base de 11.52 para *Bemisia argentifolii*, fue de 292.27 grados-día de desarrollo, lo cual no coincide con lo obtenido por diversos autores como Ortiz *et al.*, (1996), quienes mencionan que bajo una temperatura base de 11.52, ésta especie requiere de 370.88 grados-día de desarrollo, motivo por el cual puede decirse que ésta especie no está presente al menos en estos invernaderos donde se realizó el estudio, localizados en Xochimilco, D. F.

En base a lo anterior puede afirmarse que la especie predominante en flor de nochebuena en invernaderos de "Plantaciones Alejo Jimenez Contreras" de Xochimilco, D.F., es *Bemisia tabaci* Genn., y en poca proporción *Trialeurodes vaporariorum* West.

Relacionando a la especie encontrada en mayor proporción con la acumulación térmica en unidades calor que requieren sus diferentes estados de desarrollo de la mosquita blanca, podemos saber que especie vamos a combatir en determinado momento y que tipo de estrategia de control se tiene que usar para combatir al estado de desarrollo presente al acumular cierta cantidad de unidades calor.

El cálculo total de los grados-día de desarrollo obtenidos en esta investigación, no varían considerablemente con los calculados por Ortiz *et al.* (1996), lo cual nos indica que serán de gran utilidad para productores de flor de nochebuena; quienes podrán predecir la aparición de cierto estado biológico de la mosquita blanca, y así proceder a ejercer la medida de control necesaria para su combate en el momento más oportuno; de tal forma que desde el transplante, el productor que observe las primeras oviposiciones sabrá que durante los 292 grados-día de desarrollo sólo deberá utilizar estrategias de control para el combate de estados inmaduros, y a más de las 292 unidades calor, el método de control estará dirigido también al estado adulto.

4.3. Dinámica poblacional

Desde el inicio de los muestreos en el mes de agosto de 1997, se observó que las hojas de las plantas de nochebuena hospedaban estados inmaduros y adultos de mosquita blanca. La presencia de estos adultos progenitores provinieron posiblemente de plantas hospederas localizadas afuera y alrededor de los invernaderos, por lo que la nochebuena es infestada desde el momento en que emergen las primeras hojas después del transplante.

Los resultados obtenidos en el invernadero número uno (cuadro 3 del apéndice), muestran que al inicio del desarrollo de la planta las poblaciones de mosquita blanca son bajas e inician su incremento poblacional a principios del mes de septiembre cuando la planta ya ha alcanzado un número considerable de hojas.

Al inicio del ciclo vegetativo, cuando la planta alcanzó 16 cm de altura, se observó un incremento poblacional de adultos de mosquita blanca provenientes quizás de plantas aledañas a los invernaderos, de tal forma que se detectaron poblaciones hasta de 1.5 adultos por hoja en muestreos del 29 de agosto (figura 14). Sin embargo; después de esta fecha la población decrece (11 de septiembre) como consecuencia de la aplicación del insecticida Folimat[®]. A partir del 24 de septiembre inicia nuevamente el incremento de la población de adultos de la segunda generación, hasta el cinco de octubre, alcanzando en esa fecha una densidad poblacional de 1.4 adultos por hoja, densidad muy similar a aquella alcanzada por la primera generación (figura 14).

El 21 de septiembre se hizo la aplicación del jabón Tepeyac[®] más el insecticida Applaut[®] y al tercer día una aplicación del insecticida Confidor[®], lo que trajo como resultado, aunado al registro de bajas temperaturas medias diarias, que a partir del 24 de septiembre las poblaciones de estados inmaduros

y días después las de adultos disminuyeran notablemente hasta encontrarse niveles poblacionales de cero individuos por hoja (figuras 14, 15, 16 y 17). Lo anterior se debe en parte al modo de acción de los dos primeros productos que actúan principalmente contra ninfas, en tanto que el tercer producto aplicado, actúa tanto en inmaduros como adultos.

También puede observarse que la mayor densidad poblacional de huevecillos apareció del 29 de agosto al tres de septiembre provenientes del máximo pico poblacional de adultos de la primera generación, alcanzando una densidad de 1.1 huevecillos por 2.25 cm^2 de hoja (figura 15).

Las ninfas chicas N1 y N2 inician su incremento poblacional del tres al 30 de septiembre poco después de la máxima cantidad de huevecillos, alcanzando un promedio máximo de 1.5 ninfas chicas por 2.25 cm^2 de hoja (figura 16); mientras que las ninfas grandes N3 y N4 tuvieron una densidad poblacional máxima el 24 de septiembre (figura 17), dando origen a la segunda generación de adultos.

De manera general, el primer invernadero presentó dos picos poblacionales de adultos de mosquita blanca, el primero en fecha del 29 de agosto con una densidad de 1.5 adultos por hoja, y el segundo en fecha del cinco de octubre con un promedio poblacional de 1.4 adultos por hoja (figura 15). Para huevecillos solo ocurrió un pico poblacional máximo en fecha del cinco de octubre con un promedio de 1.1 huevecillos por 2.25 cm^2 de hoja (figura 16). Mientras que en ninfas chicas (N1 y N2) y ninfas grandes (N3 y N4) presentaron sus densidades poblacionales más elevadas del tres al 24 de septiembre para ninfas chicas y el mismo 24 de septiembre para ninfas grandes con incidencias de 1.5 y 2 ninfas por 2.25 cm^2 de hoja, respectivamente (figuras 16 y 17).

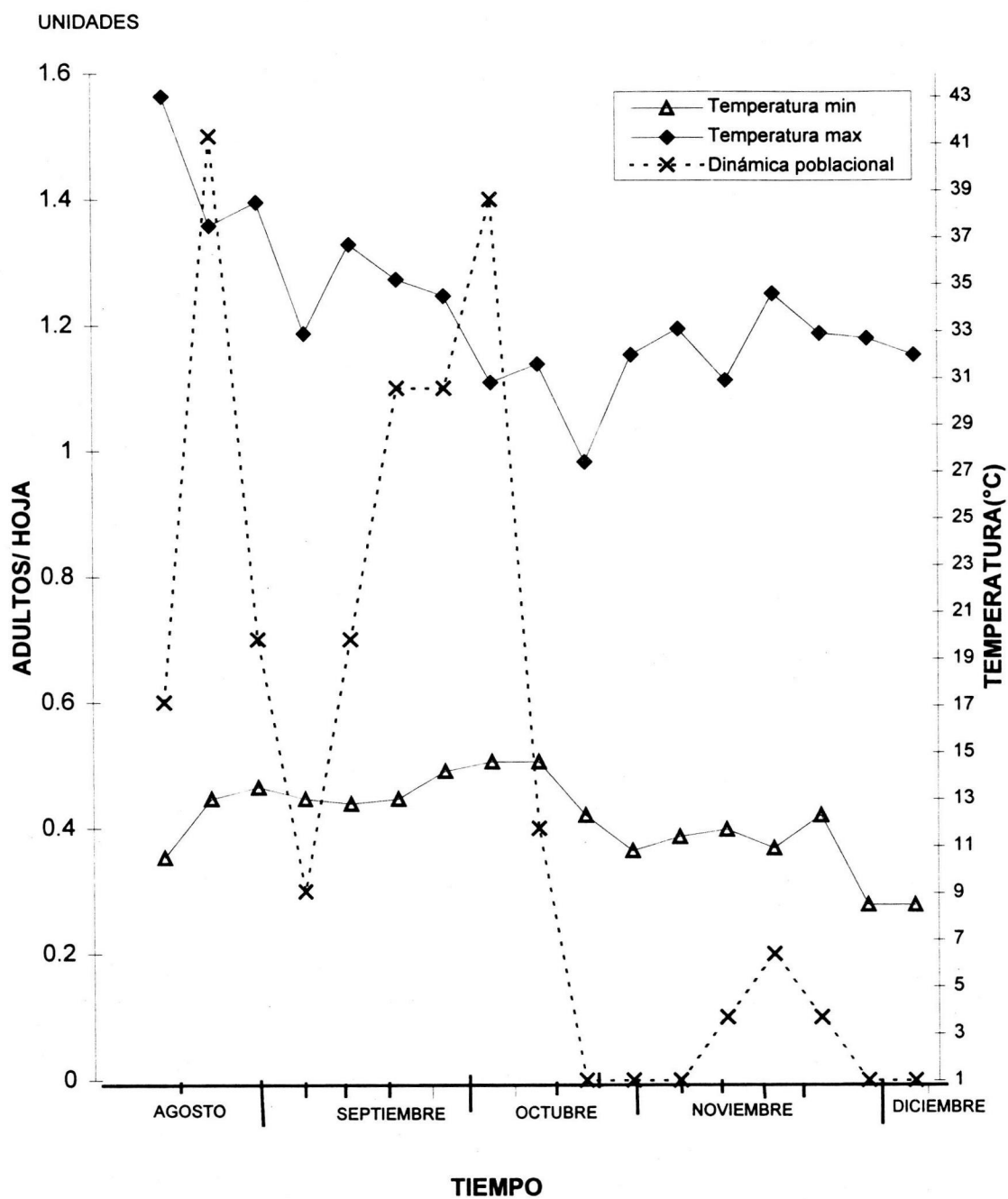


Figura 14. Dinámica poblacional de adultos de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del primer invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997

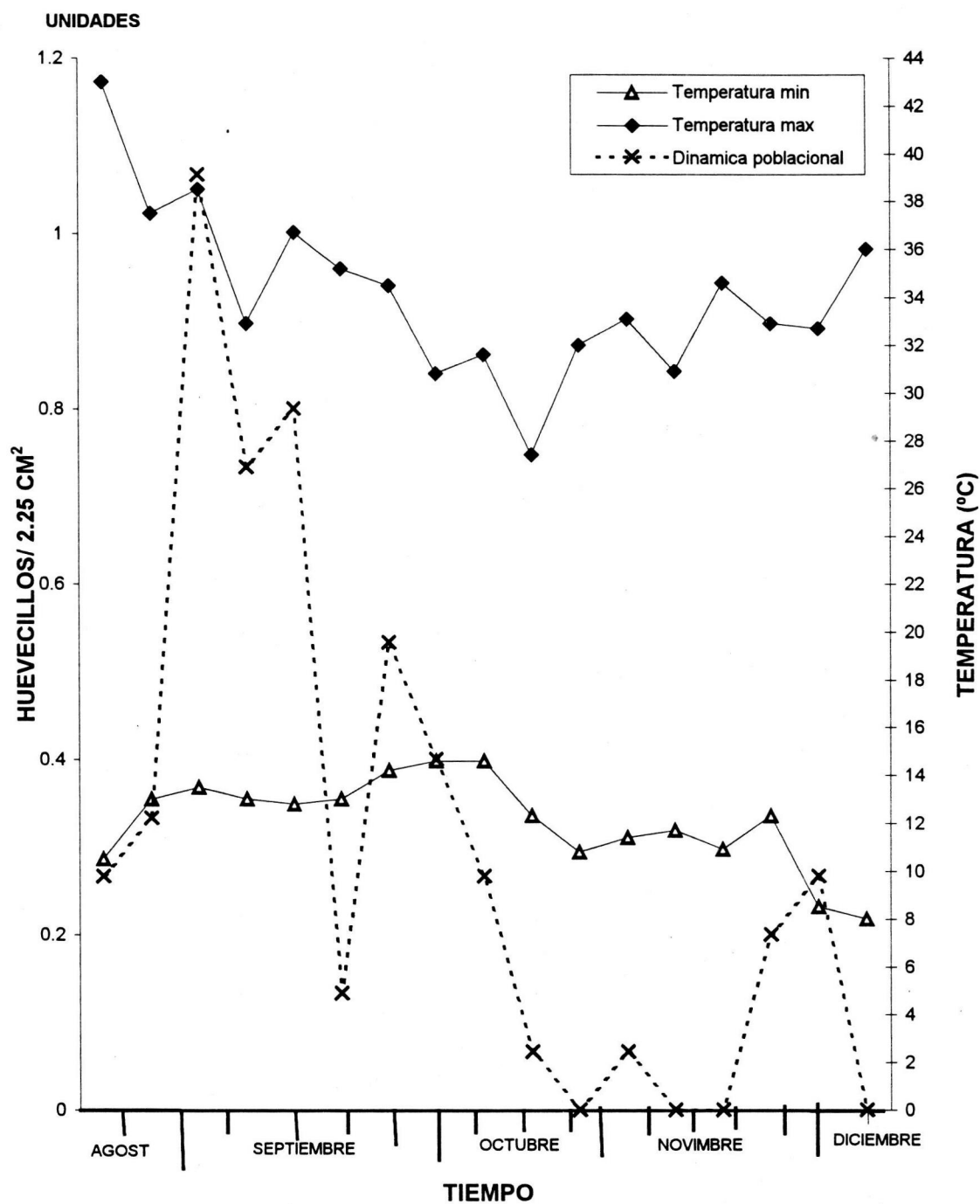


Figura 15. Dinámica poblacional de huevecillo de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del primer invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D.F. 1997.

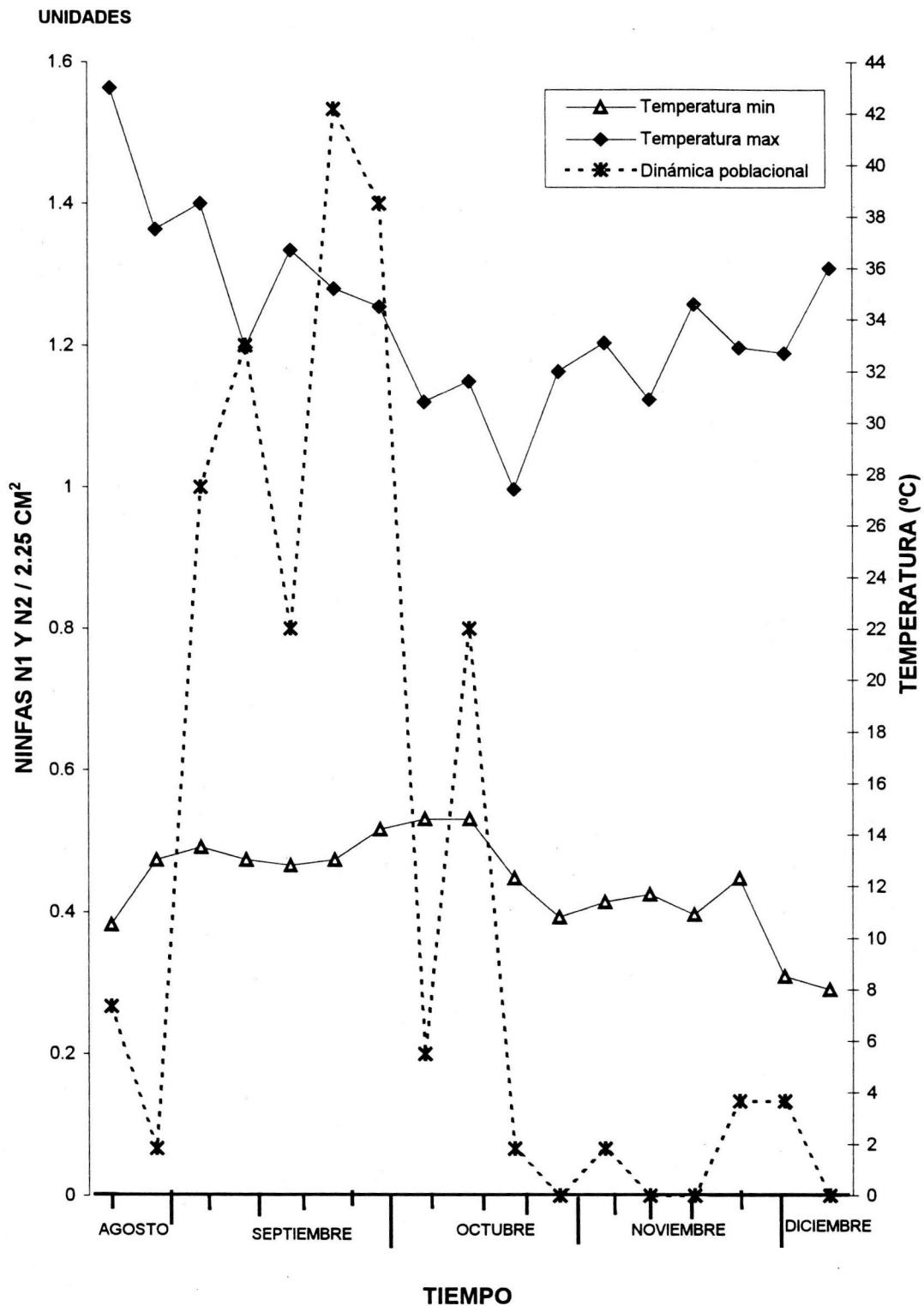


Figura 16. Dinámica poblacional de ninfas chicas(N1 y N2) de mosquita blanca (Homoptera : Aleyrodidae) del primer invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D.F. 1997

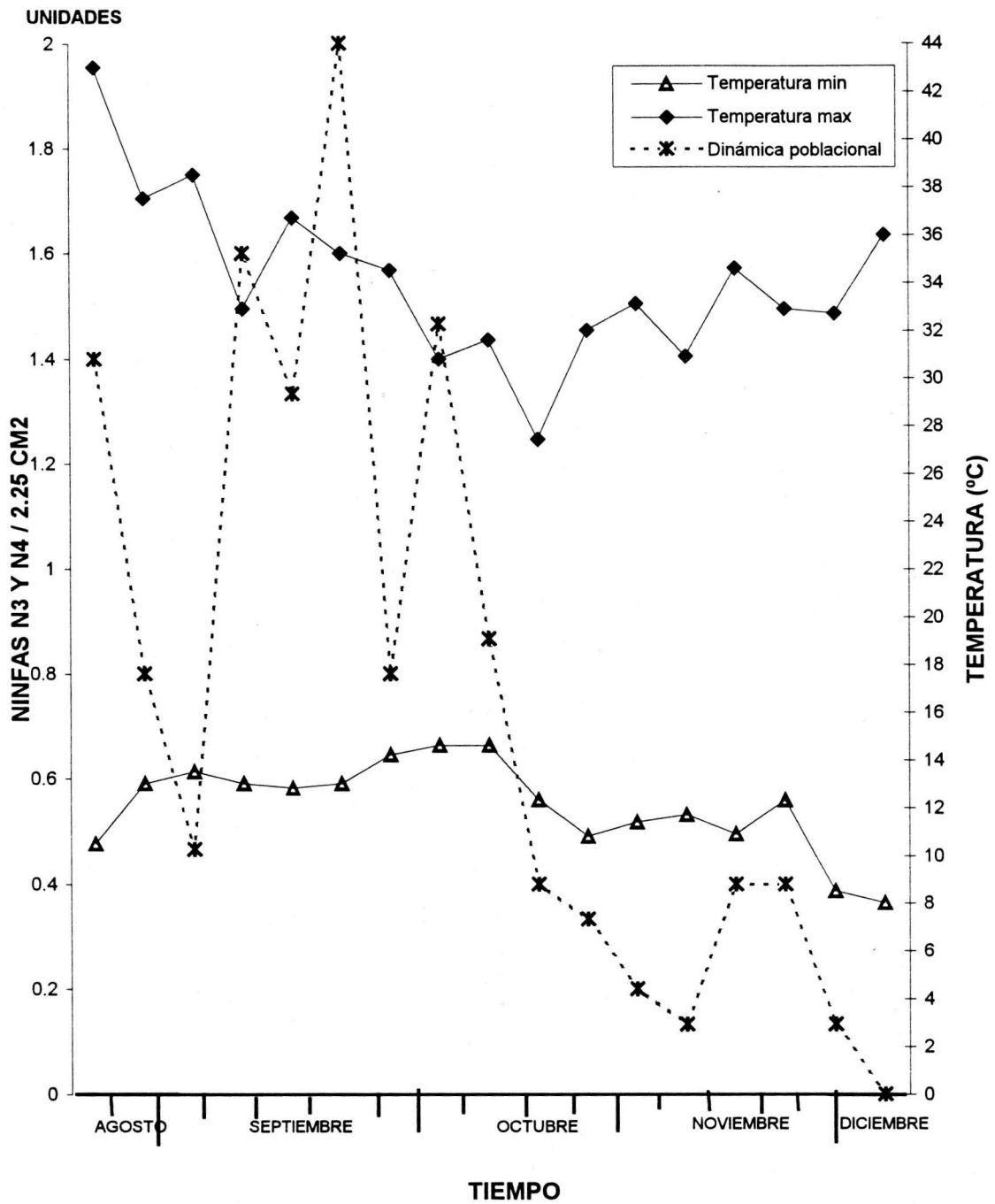


Figura 17. Dinámica poblacional de ninfas grandes (N3 y N4) de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del primer invernadero de flor de noche buena. Xochimilco, D.F.

Los resultados de la dinámica poblacional de mosquita blanca del invernadero dos se presentan en el cuadro 4 del apéndice. Si comparamos la densidad poblacional tanto de estados inmaduros como de adultos del primer invernadero con el segundo, observaremos que en este último las poblaciones son mucho mayores a las registradas en el invernadero uno; ésta diferencia significativa de la densidad poblacional superior en el invernadero dos, se debe a que los esquejes de estas plantas provenían de brotes de plantas progenitoras del invernadero uno, por lo que al desarrollarse mantuvieron menor calidad de planta siendo más propensas y susceptibles al ataque de la plaga. Por otra parte el manejo agronómico dado por el productor fue más deficiente en el invernadero dos por ser planta de segunda calidad, estando en sí más expuestas al ataque y desarrollo de la mosquita blanca. Aunque las temperaturas medias diarias del segundo invernadero fueron inferiores a las registradas en el primero, éstas estuvieron dentro de la temperatura óptima de desarrollo de la mosquita blanca, por la que las poblaciones no fueron afectadas drásticamente.

En la figura 18 se presenta el comportamiento poblacional que mantuvieron los adultos de mosquita blanca durante el desarrollo vegetativo de la nochebuena. En muestreos del 24 al 11 de septiembre se observa que la densidad de la población alcanzó picos poblacionales inferiores a 2 adultos por hoja, pero a partir del 18 de septiembre la incidencia poblacional comenzó a crecer hasta alcanzar un pico poblacional máximo de 13.1 adultos por hoja en fecha del cinco de octubre. En esta última fecha se aplicó jabón Tepeyac[®] más el insecticida Confidor[®] y a la semana siguiente el insecticida Folimat[®] por lo que a partir del 12 de octubre en adelante la densidad poblacional disminuyó hasta alcanzar umbrales de cero adultos por hoja, aunado a las bajas temperaturas registradas en días posteriores de la aplicación.

Los resultados de la dinámica poblacional de huevecillos de mosquita blanca (Figura 19), demuestran 2 picos poblacionales máximos, ambos

provenientes de las poblaciones altas de adultos registradas en esas fechas según la gráfica 18, el primero el 18 de septiembre y otro el cinco de octubre con densidades poblacionales de 3.1 y 3.8 huevecillos por 2.25 cm² de hoja respectivamente. Posteriormente como consecuencia de la aplicación de insecticidas para el control de adultos y por las bajas temperaturas registradas de octubre a diciembre, se observó en estos meses una baja incidencia poblacional inferior a 0.5 huevecillos por 2.25 cm² de hoja.

Las ninfas chicas N1 y N2 alcanzaron niveles superiores a 2 ninfas por 2.25 cm² de hoja desde el 29 de agosto hasta el cinco de octubre, con picos poblacionales más altos en fechas del tres, 11 y 24 de septiembre con poblaciones de 2.3, 6.2 y 3.4 ninfas chicas por 2.25 cm² de hoja respectivamente (figura 20). Finalmente la densidad poblacional de ninfas grandes N3 y N4 presentaron dos picos poblacionales; el primero apareció en fecha del 18 de septiembre con una incidencia poblacional de 4.1 ninfas grandes por 2.25 cm² y el segundo se presentó el cinco de octubre con una población de 4.3 ninfas grandes por 2.25 cm² de hoja (figura 21).

A partir del cinco de octubre tanto ninfas chicas N1 y N2 como ninfas grandes N3 y N4 bajaron su densidad poblacional como consecuencia de la aplicación del jabón Tepeyac® y de los insecticidas Folimat® y Confidor®; además, de octubre a diciembre las temperaturas medias diarias disminuyeron, ocasionando poco desarrollo poblacional en comparación a los meses anteriores.

Resumiendo los resultados de la dinámica poblacional de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca, se puede decir que en ambos invernaderos las poblaciones de mayor densidad se presentaron en fechas, del 24 de agosto al cinco de octubre. Dentro de este rango de fechas, el mes de septiembre fue el que presentó los picos poblacionales más altos de

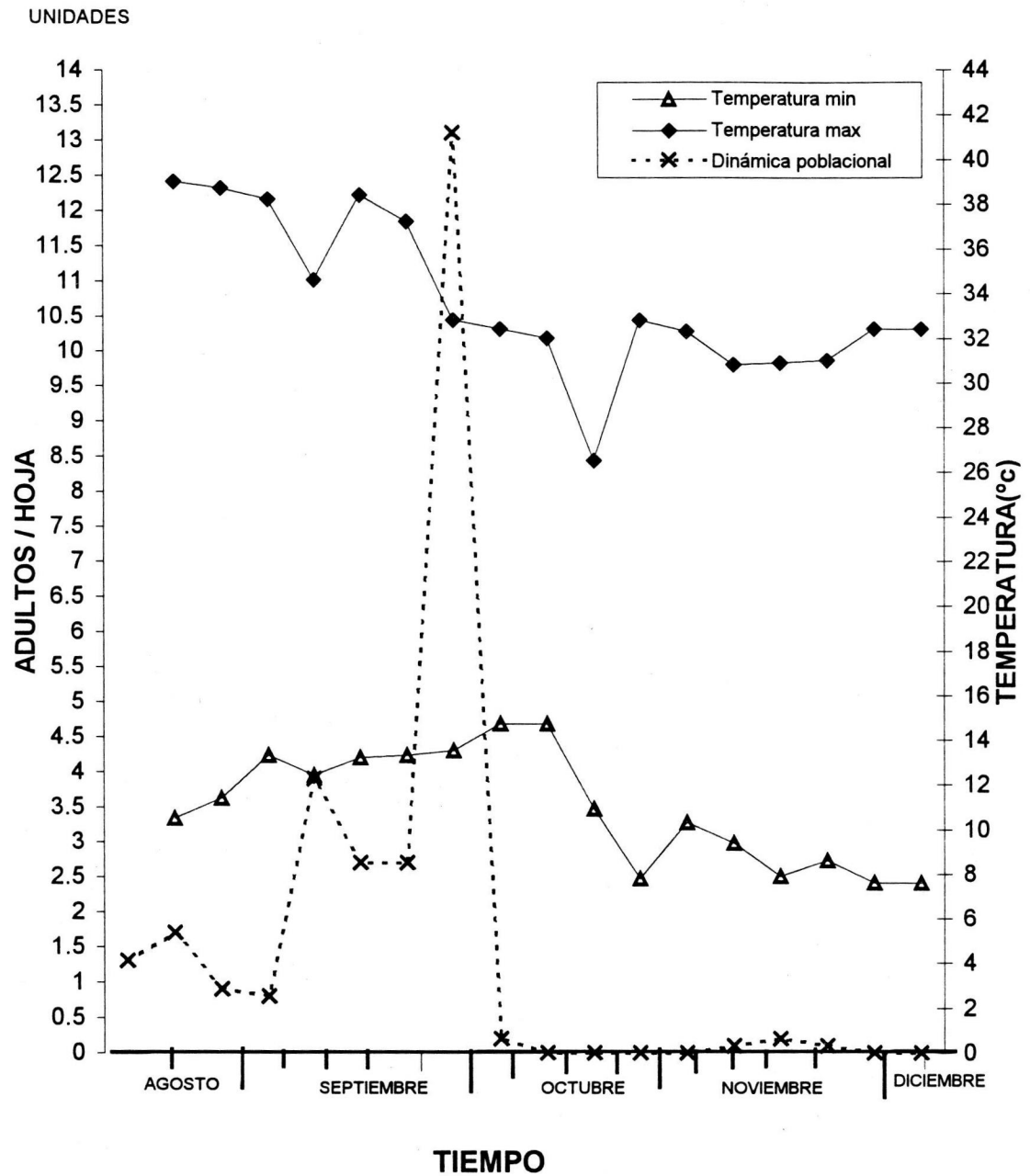


Figura 18. Dinámica poblacional de adultos de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D.F., 1997

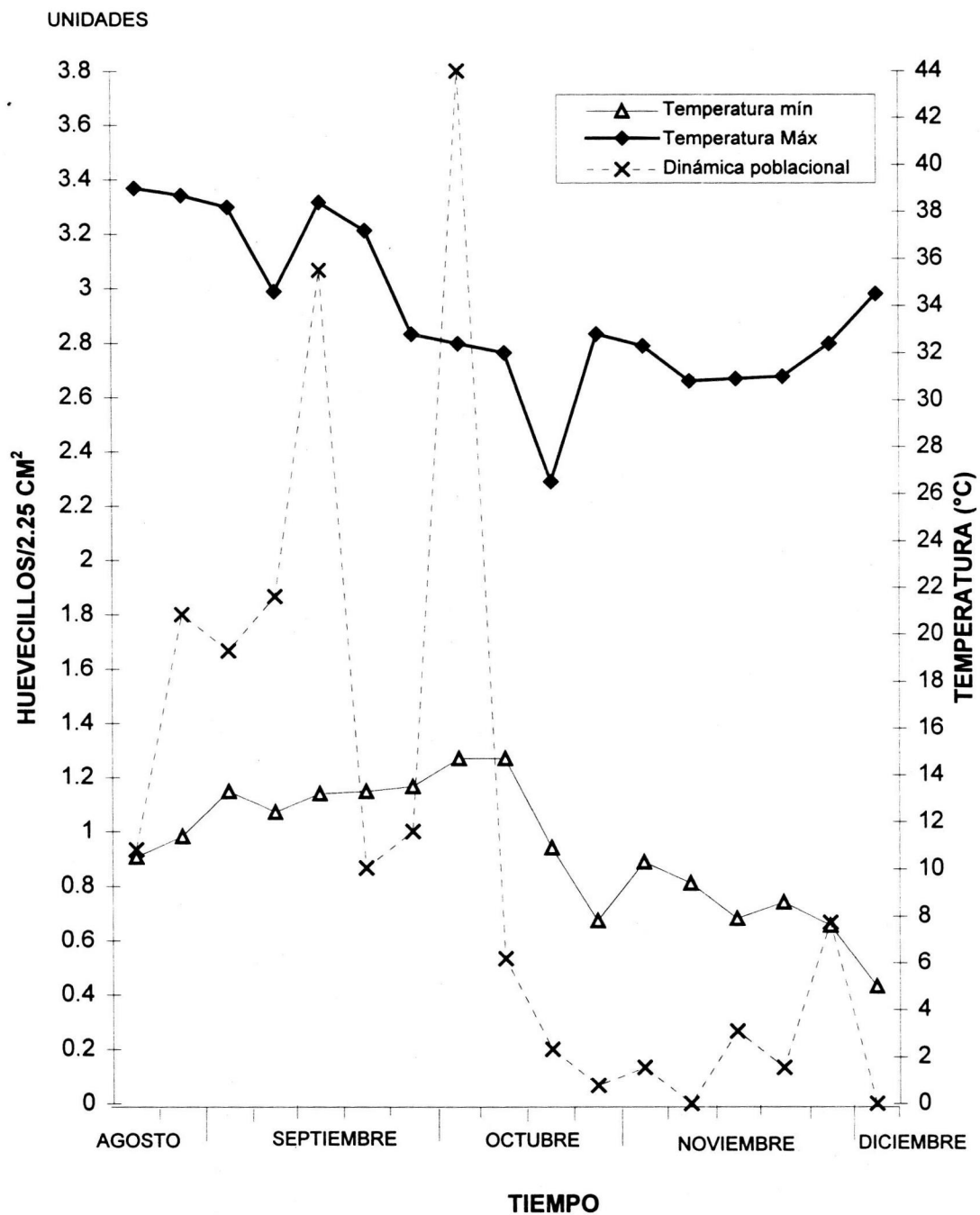


Figura 19. Dinámica poblacional de huevecillos de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D.F. 1997.

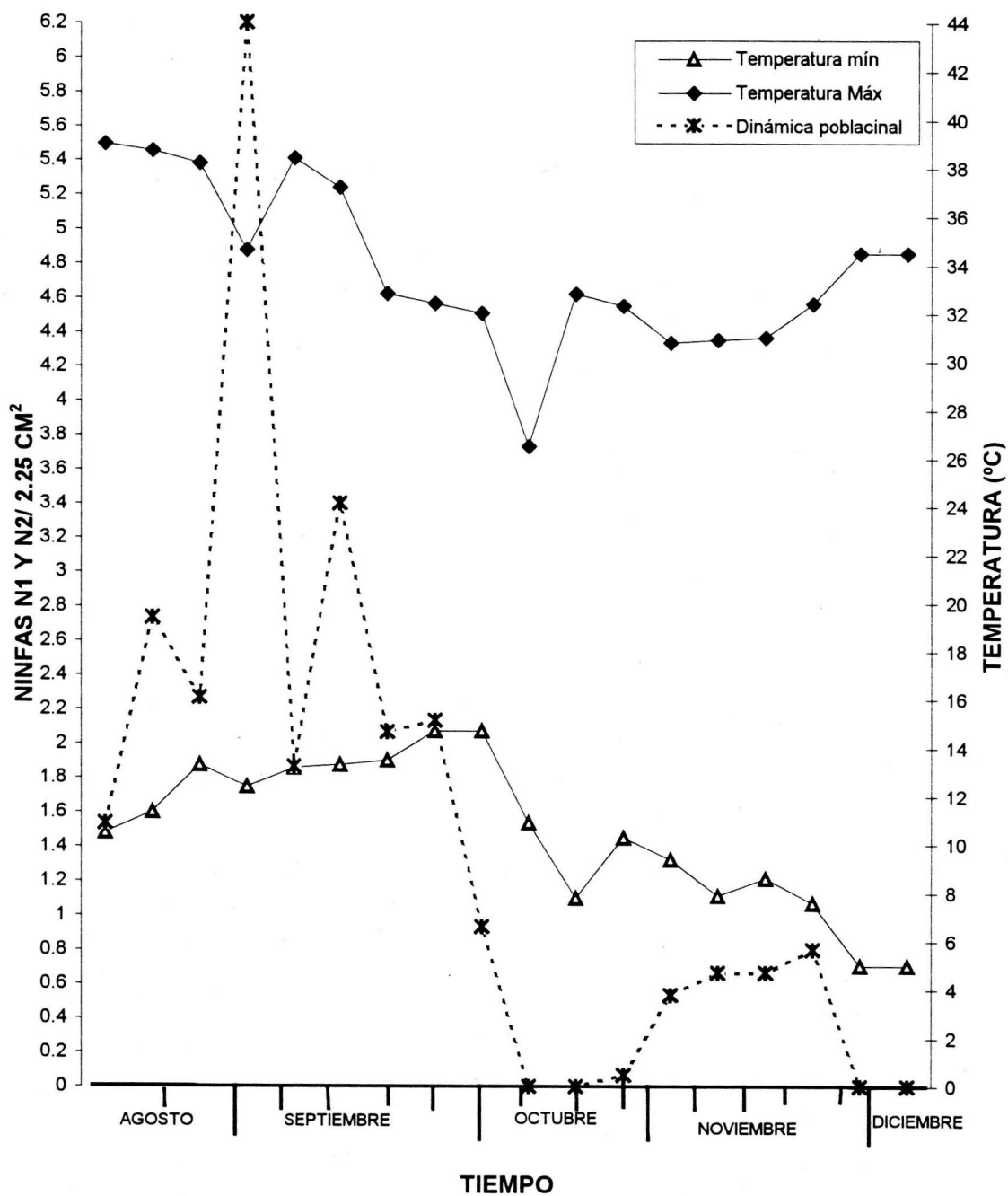


Figura 20. Dinámica poblacional de ninfas chicas (N1 y N2) de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochnuena. Xochimilco, D.F. 1997.

UNIDADES

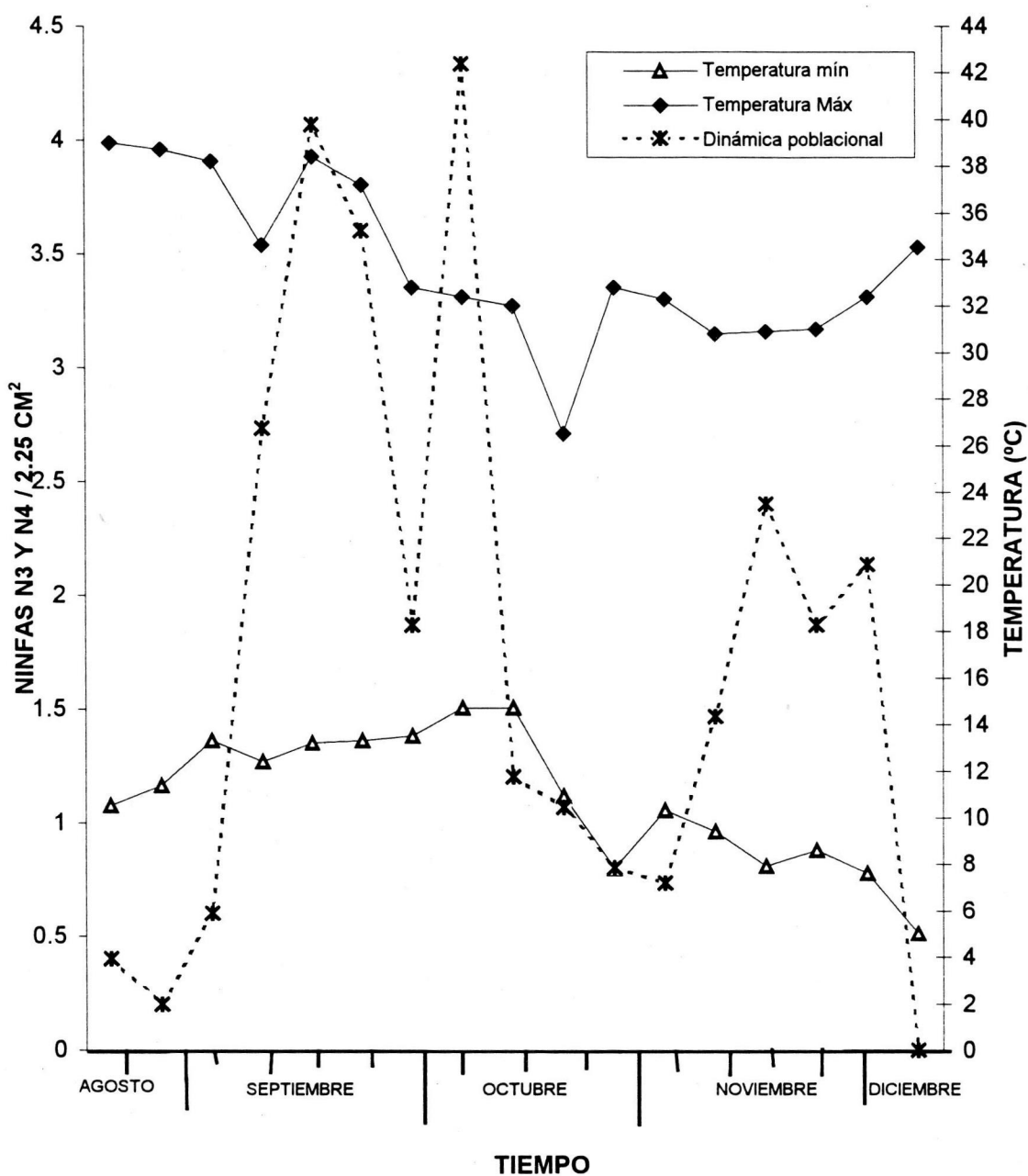


Figura 21. Dinámica poblacional de ninfas grandes (N3 y N4) de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del segundo invernadero de flor de nochebuena. Xochimilco, D.F. 1997

huevecillos, ninfas chicas (N1 y N2), ninfas grandes (N3 y N4) y adultos. La presencia de dos picos poblacionales en el invernadero uno, comparado con un solo pico poblacional en el invernadero dos, se debe a que durante el mes de agosto, las temperaturas máximas y mínimas diarias del primer invernadero fueron superiores a las del invernadero dos, lo que ocasionó que la mosquita blanca alcanzara más pronto su desarrollo, originando mayor número de generaciones por tiempo.

Aunque en cierto momento las poblaciones de cualquier estado de desarrollo de la mosquita blanca pueden incrementarse, éstas no son representativas para causar daño económico, si es que los productores de flor de nochebuena mantienen un buen manejo agronómico del cultivo controlando a la plaga en el momento oportuno a través de los diversos métodos de control necesarios y de manera justificada. Por otro lado, conociendo que en los primeros meses la temperatura es superior a las registradas al final del ciclo vegetativo de la nochebuena, se puede predecir que las poblaciones serán superiores; por lo que se recomienda atender prioritariamente al cultivo de nochebuena durante el mes de septiembre, debido a que en estas fechas se encuentran los picos poblacionales más altos de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca.

De esta forma, el productor de flor de nochebuena que realice un buen manejo agronómico a su cultivo, y que además conozca y tome en cuenta las fechas del proceso de producción en que se presentan los picos poblacionales más altos de mosquita blanca, podrá ejercer alguna estrategia de control que evite que la plaga llague a niveles de infestación altos y de esa manera obtendrá una producción de flor de mayor calidad fitosanitaria a costos más bajos.

4.4. Distribución vertical

El estrato de mayor preferencia por los estados inmaduros y adultos de mosquita blanca se empezó a cuantificar a partir del 24 de agosto cuando la planta de nochebuena alcanzó en el primer invernadero 16 cm de altura de la base del tallo hasta las hojas superiores o apicales y ocho centímetros de altura de planta en el segundo invernadero.

Los adultos de mosquita blanca registraron el mismo comportamiento en su distribución vertical en ambos invernaderos. Los resultados generales de los 17 muestreos se ilustran en el cuadro 5 del apéndice. Analizando la información se observa que el estado adulto tiene preferencias similares de distribución tanto en el estrato medio de la planta como en el estrato superior, aunque en el estrato medio existe una pequeña diferencia que muestra una media poblacional un poco más alta a la del estrato superior.

El primer invernadero presentó una densidad poblacional promedio de 0.49 adultos por hoja en el estrato medio y 0.47 adultos por hoja en el estrato superior de la planta (cuadro 10); mientras que en el segundo invernadero, aunque la densidad poblacional fue mayor a la del primero, se observa de igual forma que este último ya que el estrato medio presenta una densidad poblacional de 2.0 adultos por hoja y 1.3 adultos por hoja en el estrato superior, un poco más baja que en el estrato medio (cuadro 11).

En algunas fechas de muestreo la densidad poblacional de adultos presenta mayor número de insectos en el estrato superior, pero en forma general en la mayoría de las fechas registradas, la distribución vertical de mayor preferencia para el adulto fue el estrato medio de la planta.

Los datos totales de la distribución vertical de huevecillos de mosquita blanca en ambos invernaderos, se ilustra en el cuadro 6 del apéndice. El primer

invernadero muestra que la preferencia de oviposición de los adultos presentan una densidad poblacional promedio de 0.13, 0.37 y 0.37 huevecillos por 2.25 cm² de hoja en los estratos inferior, medio y superior respectivamente (cuadro 10); mientras que, el segundo invernadero presenta una densidad poblacional promedio de 0.42, 1.45 y 1.12 huevecillos en 2.25 cm² de hoja en los estratos antes mencionados respectivamente (cuadro 11).

Lo anterior nos indica que en ambos invernaderos, la densidad poblacional más alta de huevecillos de mosquita blanca se presenta casi de igual forma tanto en el estrato medio de la planta como en el superior y es el estrato inferior en que se presenta la menor densidad poblacional de huevecillos por una área de 2.25 cm² de hoja de la planta (cuadros 10 y 11).

Cuadro 10. Distribución vertical de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca del primer invernadero con flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997.

ESTRATO DE LA PLANTA	ADULTOS POR HOJA (PROMEDIO)	HUEVECILLOS POR 2.25 CM ² DE HOJA	NINFAS N1 Y N2 POR 2.25 CM ² DE HOJA	NINFAS N3 Y N4 POR 2.25 CM ² DE HOJA
Superior	0.47	0.37	0.1	0.1
Medio	0.49	0.37	0.9	1.4
Inferior		0.13	0.4	0.8

Cuadro 11. Distribución vertical de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca del segundo invernadero con flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997.

ESTRATO DE LA PLANTA	ADULTOS POR HOJA (PROMEDIO)	HUEVECILLOS POR 2.25 CM ² DE HOJA	NINFAS N1 Y N2 POR 2.25 CM ² DE HOJA	NINFAS N3 Y N4 POR 2.25 CM ² DE HOJA
Superior	1.3	1.12	0.6	0.1
Medio	2.0	1.45	1.7	2.6
Inferior		0.42	1.2	2.5

Los datos generales de la distribución vertical de ninfas chicas N1 y N2, se presentan en el cuadro 7 del apéndice. Los resultados para el primer invernadero (cuadro 10), muestran que la mayor densidad promedio se ubica en el estrato o parte media de la planta con una incidencia poblacional de 0.9 ninfas chicas, seguido por el estrato inferior con 0.4 ninfas y finalmente el estrato superior con una densidad muy baja de 0.1 ninfas N1 y N2 por 2.25 cm^2 de hoja de la planta. El segundo invernadero denota la misma preferencia vertical de ninfas N1 y N2 sobre la planta (cuadro 11), de tal forma que la parte media de la planta es donde se presenta la mayor densidad poblacional con 1.7 ninfas chicas, siguiendo los estratos inferior y superior con 1.2 y 0.6 ninfas chicas en una área de 2.25 cm^2 respectivamente.

La preferencia que tienen las ninfas N1 y N2 por el estrato medio de la planta, solo se presentó hasta el dos de noviembre cuando la planta alcanzó un promedio de 50 cm de altura y a partir de esa fecha cambio la densidad poblacional teniendo una incidencia poblacional mayor en el estrato inferior en ambos invernaderos (cuadro 6 del apéndice). Esto se debe a que la oviposición en los últimos meses fue casi nula, ocasionando que los pocos huevecillos ovipositados en el estrato medio de la planta, fueran a pasar a formar parte del estrato inferior por el crecimiento de la planta

Finalmente el cuadro 8 del apéndice, presenta los resultados de la distribución vertical de ninfas grandes N3 y N4. Los resultados muestran de manera general que la mayor cantidad de ninfas grandes prefiere el estrato medio de la planta durante la mayor parte del desarrollo vegetativo, sin embargo; en las últimas fechas de desarrollo, la densidad poblacional cambió prefiriendo el estrato inferior de la planta, de tal manera que hasta el 12 de octubre el estrato preferido por ninfas grandes fue el de la parte media de la planta y de esa fecha en adelante las ninfas se localizaron en el estrato inferior. Considerando los 17 muestreos se tiene en el primer invernadero un promedio de 0.8, 1.4 y 0.1 ninfas grandes en 2.25 cm^2 de hoja en los estratos inferior,

medio y superior de la planta respectivamente (cuadro 10), mientras que en el segundo se presenta un densidad poblacional de 2.5, 2.6 y 0.1 ninfas grandes en los estratos antes mencionados respectivamente (cuadro 11).

Relacionando la dinámica poblacional con la distribución vertical, tenemos que en los picos de mayor densidad poblacional con fechas del 24 de agosto al cinco de octubre, tanto estados inmaduros como adultos de mosquita blanca tienen preferencia por el estrato medio de la planta, tal como se ilustra en el cuadro 12.

Cuadro 12. Distribución vertical de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca en relación a los picos poblacionales más altos de la dinámica poblacional con fechas del 24 de agosto al cinco de octubre en flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997.

ESTRATO DE LA PLANTA	ADULTOS POR HOJA		HUEVECILLOS POR 2.25 CM ² DE HOJA		NINFAS N1 Y N2 POR 2.25 CM ² DE HOJA		NINFAS N3 Y N4 POR 2.25 CM ² DE HOJA	
	INV. 1	INV. 2	INV. 1	INV. 2	INV. 1	INV. 2	INV. 1	INV. 2
Superior	0.9	2.6	0.6	2.0	0.1	1.3	0.1	0.1
Medio	0.9	4.2	0.7	3.0	1.8	5.6	2.8	4.3
Inferior	X	X	0.3	0.7	0.6	1.5	0.9	2.3

Una vez conociendo las fechas del proceso de producción en las cuales las poblaciones de mosquita blanca alcanzarán los picos más elevados, además de la parte o estrato de la planta de mayor preferencia de estados inmaduros y adultos; el productor tendrá más herramientas para evitar que estas poblaciones alcancen niveles de infestación de importancia económica, y así podrá emplear las estrategias de control más convenientes en el tiempo y lugar exacto.

Por lo anterior se recomienda que en los picos de mayor densidad poblacional de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca

específicamente durante el mes de septiembre, se dirijan las medidas de control principalmente las químicas en la parte o estrato medio de la planta, por ser el que contiene el mayor número de individuos por unidad de área.

Otra ventaja de saber que el estrato medio de la planta es el más preferido por la mosquita blanca en flor de nochebuena, es que, si en determinado momento esta plaga aumentara sus poblaciones casi al final del ciclo vegetativo y se quisiera controlar por medio de algún producto insecticida que manchara las hojas, sabiendo lo anterior, no habría necesidad de asperjar a las hojas o brácteas superiores de la planta, que finalmente son el atractivo del comprador y poco preferidas por el insecto.

V. CONCLUSIONES

1. En flor de nochebuena, el género predominante de mosquita blanca en los invernaderos pertenecientes a "Plantaciones Alejo Jiménez Contreras" localizados en Xochimilco, D F. es *Bemisia spp.*; seguido por la especie *Trialeurodes vaporariorum*.
2. En base al cálculo en grados-día de desarrollo se determinó que la especie predominante de mosquita blanca pertenece a *Bemisia tabaci*, la cual presentó una duración del ciclo biológico de estados inmaduros de 22 días, con un periodo de ocho días para huevecillos y 108.73 grados-día de desarrollo; ocho días para ninfas chicas (N1 y N2) y 102.80 grados-día de desarrollo y finalmente seis días para ninfas grandes (N3 y N4) con 81.10 grados-día de desarrollo.
3. La acumulación térmica total en grados-días de desarrollo desde huevecillo hasta la emergencia del adulto fue de 292.63 unidades calor.
4. La dinámica poblacional de mosquita blanca está directamente relacionada con los factores ambientales y la aplicación de medidas de control.
5. Los picos de mayor densidad poblacional de estados inmaduros y adultos de mosquita blanca, se presentaron del 24 de agosto al cinco de octubre, siendo septiembre el mes con mayor número de insectos por unidad de área muestreada.
6. La distribución vertical de adultos y huevecillos de mosquita blanca, se presenta preferentemente del estrato medio al estrato superior de la planta.

7. Las ninfas chicas N1 y N2 se presentan en mayor densidad en el estrato medio de la planta; mientras que, las ninfas grandes N3 y N4 se ubican preferentemente en los estratos medio e inferior de la planta.

8. Relacionando la dinámica poblacional con la distribución vertical se observa que, en fechas del 24 de agosto al cinco de octubre es cuando se presentan los picos con mayor densidad poblacional, y que tanto los estados inmaduros como los adultos de mosquita blanca prefieren concentrarse en el estrato medio de la planta.

VI. LITERATURA CONSULTADA

- Anónimo.** 1992. Programa nacional de manejo de mosquita blanca. Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV). México, D. F.. p. 44.
- Anónimo,** 1993. Segundo taller sobre control biológico de mosquita blanca. SARH. Fundación tecnológica de Sinaloa, México. pp. 4-11.
- Anónimo.** 1996. Cuaderno Estadístico Delegacional. INEGI. Xochimilco, D. F., México. pp. 3-8.
- Anónimo.** 1997. Producción de esquejes, temporada 1996. Viveros Plantec. Cuernavaca, Morelos, México. p. 13.
- Allen, J. J.** 1976. A modified sine wave method for calculating degree day. *Environ. Entomol.* 5: 388-396.
- Amador A., E.** 1997. control de mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* West.) con soluciones de jabón en el cultivo de noche buena (*Euphorbia pulcherrima* Willd). Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 31-33.
- Arcos C., G.** 1995. Dinámica poblacional de *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera:Aleyrodidae) en fechas de siembra de chile jalapeño. Memoria del XXX congreso nacional de entomología. Universidad Autónoma Chapingo, México. p. 146.
- Arias L., M. y A. Pozo.** 1997. Dinámica poblacional de mosca blanca y sus enemigos naturales. Memoria del VI taller latinoamericano y del caribe sobre moscas blancas y geminivirus. Santo Domingo Rep. Dominicana. p. 23.
- Avilés G., M.** 1996. Evaluación de diferentes jabones para el control de mosquita blanca en el cultivo de tomate en el Valle de Culiacán, Sinaloa. Memoria del IV congreso internacional de manejo integrado de

- plagas. V taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco Gro. México. p. 210.
- Avilés** G., M. 1996. Monitoreo de adultos de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellow y Perring), en el Valle de Culiacán Sin. Mosquita blanca en el Noroeste de México. INIFAP. Fundación produce Sonora, México. pp. 20-21.
- Baskerville**, G. L. and Emin, P. 1969. Rapid estimation of heat accumulation from maximum and minimum temperatures. *Ecology* 50: 514-517.
- Beasley** ,C. A., and C. J. Adams. 1996. Field-based, degree-day model for pink bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) development. *Journal of Econ. Entomol.* 89(4): 881-890.
- Bellows**, T. S., T. M. Perring., R. J. Gill., and D. H. Headrik. 1994. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). *Annual of the Entomology American Society* 87(2): 195-206.
- Bodegas** V., R. 1977. Control integrado de las plagas del algodonoero en el estado de chiapas. CIES-OEA. Chiapas, Mexico. p. 2.
- Brown**, J. K., and J. Bird. 1992. Whitefly-transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean basin. *Plant Disease* 76: 220-225.
- Brown** K., J. 1993. Evaluación crítica sobre los biotipos de mosca blanca en américa de 1989 a 1992. Las moscas blancas en América Central y el Caribe. Turrialba, Costa Rica. pp. 1-3.
- Burton**, R. L., and D. J. Schuster. 1981. Oviposition simulant for tomato pinworms from surfaces of tomato plants. *Annals Entomological Society of America* 74: 512-515.
- Butler**, G. D. Jr., T. J. Henneberry and E. T. Natwick. 1985. *Bemisia tabaci*: populations in Arizona and California cotton field. *The Southwestern Entomologist* 10(1): 2025.
- Butler**, G. D., T. J. Henneberry and W. D. Hutchison. 1989. Biology, sampling and population dynamics of *Bemisia tabaci*. USA. pp. 83-87.

- Byrne, D., L. Moore., J. Palumbo., and T. Watson.** 1991. Whitefly fact sheet. Department of Entomology. University of Arizona, USA. p. 25.
- Caballero R.** 1993. Moscas blancas neotropicales (Homoptera: Aleyrodidae): hospedantes, distribución, enemigos naturales e importancia económica. Memoria del taller Centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas . Turrialba, Costa Rica. pp. 10-12.
- Carbajal P., P. y C. L. Rivera M.** 1992. Reconocimiento, manejo y control de mosca blanca. FAO. Depto. de investigación agrícola regional. SRN. Comayagua, Honduras. pp. 44-50.
- Cardenas M., J. A., M. Pérez F. y N. Nieves O.** 1996. Campaña contra la mosquita blanca en México. Memoria del IV congreso internacional de manejo integrado de plagas. V taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco Gro. México. pp. 167-169.
- Cortez M., E.** 1995. Ciclo biológico y fluctuación poblacional de la mosquita blanca *Tetraleurodes ursorum* (Homoptera: Aleyrodidae), en relación a la fenología del manzano. Memoria del XXX congreso nacional de entomología. Sociedad mexicana de entomología. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 154.155.
- Cortez M., E.** 1996. Fluctuación de adultos de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellow y Perring), en Baja California Sur. Mosquita blanca en el Noroeste de México. INIFAP. Fundación produce Sonora, México. pp. 21-22.
- Cuautle S., P.** 1996. Influencia del triacantanol sobre el desarrollo y crecimiento vegetativo en el cultivo de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd) cv. supjibi. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. p. 1.
- Douglas, C. V. F. Hilje y M. Cartin.** 1996. Distribución espacial y comparación de métodos de muestreo de larvas de *Keiferia lycopersicella* (Lepidoptera: Gelechiidae), en Alajuela, Costa Rica. CATIE. Manejo Integrado de Plagas. 39: 10-16.

- Ecke Jr., P., O. A. Matkin., and E. H. David.** 1990. The poinsettia manual. Published by Paul, Ecke Poinsettias. Encinita, California, U.S.A. pp. 139-166.
- Elizalde J., N. A.** 1994. Determinación de la temperatura base de *Diabrotica undecimpunctata* Mann (Coleoptera: Chrysomellidae). Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 11-17.
- Elizalde J., N. A., J. L. Ayala O. y N. Vega R.** 1996. Determinación de la temperatura base de huevecillos de *Diabrotica undecimpunctata* Man. (Coleoptera:chrysomelidae). Memoria. XXX congreso nacional de entomología. Sociedad mexicana de entomología. Universidad Autonoma Chapingo, México. pp. 161-162.
- Flores M., A.** 1989. Barrenador del ruezno *Laspeyresia caryana* (Fitch), (Lepidoptera: Olethreutidae) su ciclo biológico en unidades calor y relación fenológica, cultivo-plaga en Delicias, Chich. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 16-37.
- Flores C., E., F. Ponce G. y C. Mendoza Z.** 1996. Grados día de desarrollo de *Botritis cinerae* Pers. bajo temperaturas constantes. Memoria. IV congreso internacional de manejo integrado de plagas. V taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco Gro. México. p. 92.
- Flores C., E.** 1997. Un modelo de unidades calor para el manejo integrado del moho gris (*Botritis cinerae* Pers.) en el cultivo del rosal. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 17-24.
- Flores R., C.** 1997. Evaluación de estrategias para el control de virosis del jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en Zacatepec, Morelos. Tesis de Doctorado. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp. 7-15.
- García S., C.** 1980. Desarrollo fenológico del manzano y la fenología de la palomilla del manzano *Laspeyresia pomonella* L. en la región de la sierra de chihuahua. Tesis Profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 1-2.

- Godfrey, L.**; and J. Wood. 1994. Intraplant distribution of silverleaf whitefly in sweetpotato whitefly in 1994. Second annual review helda in Orlando, Florida. pp. 24-27.
- González L., M. y L. López R.** 1996. Dinámica poblacional de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellow y Perring), en una huerta comercial de naranjo, en el valle de Mexicali, B.C. *In*: Mosquita blanca en el Noroeste de México. INIFAP. Fundación produce Sonora, México. pp 14-15.
- González R., A.** 1998. Uso de las unidades calor para el control de la palomilla del manzano en Coahuila, Méx. En: INIFAP Produce. Campo experimental Saltillo. México, D.F. p. 4.
- Guerrero P., J. C.** 1996. Validación de dos prácticas de manejo integrado del complejo mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae)- virosis del tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.) en Yautepec, Morelos. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 12-37.
- Helman, S. A. and Peterlin.** 1996. Incidencia de la temperatura sobre el ciclo biológico de mosquita blanca, en algodónero en Santiago del Esteron Argentina. Memoria del IV congreso internacional de manejo integrado de plagas. V taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco Gro. México. p.175.
- Isiordia A., N., H. Rafael C. y G. Ricardo R.** 1992. Dinámica poblacional de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) sobre jitomate en el valle de Autlán, Jalisco. Memoria del XXVII congreso nacional de entomología. Universidad Autónoma de San Luis Potosi, México. p. 255.
- López A., B.** 1990. Dinámica poblacional de *Brevicoryne brassicae* (L.) (Homoptera: Aphididae) en Brócoli en Chapingo, México. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp 13-14.
- López C., J.** 1992. Pronostico de plagas insectiles en el diagnostico fitosanitario. Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. Colegio de Posgraduados y SARH, México. pp. 195-209.

- López C., A., L. Grijalva C. y M. Valenzuela R.** 1996. Dinámica poblacional de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellow y Perring), en algodónero, en la región de Caborca, Son. In: Mosquita blanca en el Noroeste de México. INIFAP. Fundación produce Sonora, México. pp. 15-16.
- Martin, J. L.** 1987. An identification to common whitefly pest species of the world (Homoptera: Aleyrodidae). *Tropical Pest Management*. 33 (4): 298-322.
- Martínez M., F.** 1995. Manual práctico de producción de nochebuena. Viveros Plantec, S. A. de C. V. Cuernavaca, Morelos, México. pp. 3-6; 58-71.
- Méndez P., P.** 1995. Fluctuación de la población de mosquita blanca *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) y su efecto sobre dos variedades de higuera *Ficus carica* en Polvora, B.C. Memoria del XXX congreso nacional de entomología. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 180-182.
- Moore, W. S., J. C. Profita. and C. S. Koheller.** 1979. Soap for homeland scape insect control. *California Agriculture* 33 (6): 13-14.
- Morales C., Y., M. Ramírez G. y A. Pedroza S.** 1996. Dinámica poblacional de mosquita blanca (*Bemisia spp*) en dos predios de melón con diferentes prácticas de control, en Bermejillo, Dgo. Memoria del IV congreso internacional de manejo integrado de plagas. V taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco Gro. México. p. 178.
- Moreno V., G.** 1997. Determinación de la especie de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) del guayabo (*Psidium guajava*) y patogenicidad de un producto a base del hongo *Beauveria bassiana* (Bálsamo) Vuillemin. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 22-35.
- Naranjo, S. E., and M. H. Flint.** 1994. Spatial distribution of preimaginal *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton and development of fixed-precision sequential sampling plans. *Environ. Entomol.* 23(2): 254-266.

- Naranjo, S. E., and M. H. Flint.** 1995. spatial of adult *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton and development and validation of fixed- precision sampling plans for estimating population density. Entology abstracts. 26(10): 11
- Nava C., C. A.** 1992. Unidades calor e interacción de factores de mortalidad en *Leptophobia aripa* (Boisd) (Lepidoptera:pieridae). Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo. México. p.54.
- Nava C., U. y D. Riley G.** 1996. Desarrollo, sobrevivencia y fecundidad de *Bemisia argentifolii* (Homoptera:Aleyrodidae) a diferentes temperaturas y plantas hospederas. Memoria del IV congreso internacional de manejo integrado de plagas. V taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco, Gro. México. p. 179.
- Nolasco A. J. J.** 1992. Control químico de la mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) mediante tres métodos de aplicación del insecticida imidacloprid (Bay NTN 33893) en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) en Totolapan, Morelos. Tesis profesional. Parasitología Agrícola. UACH. pp. 18-20.
- Ohnesorge, B.; N. Sharaf, y T. Allaw.** 1980. Population studies end the tabacco whitefly *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera: Aleyrodidae) during that winter season. Zeitschrift fur Angewandte Entomologie 91: 226-232.
- Ortega A., L. D.** 1992. Mosquitas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) vectores de virus en hortalizas. Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp. 20-22.
- Ortega A., L. D.** 1995. Colecta, montaje y determinación de Aleyrodidae. Fitófilo. Desafios fitosanitarios. Mosquita blanca. SAGAR-DGSV. México, D.F. pp. 53-70.
- Ortega A., L. D., A. Lagunes T., J. C. Rodríguez M., C. Rodríguez H., R. Alatorre R. y N. M. Bárcenas O.** 1998. Susceptibilidad a insecticidas en adultos de mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* (West) (Homoptera: Aleyrodidae) de Tepoztlán, Morelos, México. Agrociencia 32(3): 249-251.

- Ortíz A., M., R. Alatorre R. y A. Vega M.** 1996. Grados día de desarrollo (GDD) y temperatura base (Tb) de diferentes especies de mosquita blanca. Memoria del XXX congreso nacional de entomología. Universidad Autónoma Chapingo, México. p. 188.
- Pacheco M. F.** 1994. Plagas de los cultivos oleaginosos en México. SARH. Centro de investigación regional del Noroeste. Cd. Obregón, México. pp. 240-241.
- Pfadt, E. R.** 1985. Integrated management pest. In: Fundamentals of applied entomology. Macmillan Publishing Company. U.S.A. pp. 208-209.
- Peña, J.E., K. Pohronezny., H. V. Waddill., and J. Stimac.** 1986. Tomato pinworm (Lepidoptera:Gelechidae) artificial infestation: effect on foliar and fruit injury of ground tomatoes. Journal of Economic Entomology 79(4): 957-960.
- Pulido H., A.** 1996. Incidencia de mosquita blanca *Bemisia argentifolii* Bellows y Perring en el cultivo de algodón en tres fechas de siembra en Mexicali, B. C. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Baja California, México. pp 2-43.
- Quiñones P., F. J., N. Chaves S. y J L. Aldama M.** 1994. Preferencia espacial del barrenador del ruzno *Cydia caryana* (Lepidoptera: Olethreutidae) en el árbol. Memoria del XXIX Congreso Nacional de Entomología. Monterrey, Nuevo, León, México. pp. 60-61.
- Ramírez G., M.** 1996a. Evaluación de insecticidas para el control químico de la mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius y *B. argentifolii* Perring y Bellows (Homoptera:Aleyrodidae) en el cultivo de algodón en la Comarca Lagunera. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo. Bermejillo, Dgo., México. pp. 1-2.
- Ramírez V., J.** 1996b. Manejo integrado de la mosquita blanca de la hoja plateada. Universidad Autónoma de Sinaloa. Facultad de Agronomía. Sinaloa, México. pp. 9-17, 47-57.

- Reyes G., D., R. Rodríguez R. y E. Reyes Ch.** 1993. Uso de telas flotantes en el cultivo de tomate para el control de la mosquita blanca en Yucatán. INIFAP. SARH. Yucatán, México. pp. 6-15.
- Rodríguez A., J.** 1989. Modelos matemáticos aplicados a la agricultura. CIDH. CAADES. p. 186.
- Rodríguez L., E.** 1996. Colonización comparativa de mosquita blanca, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), e incidencia de virus, sobre el monocultivo de jitomate, asociado con pepino en Morelos, México. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp. 15-16.
- Ruíz G., N.** 1994. Temperatura base, grados día de desarrollo y fenología de *Sitophilus zeamais* Mostch bajo temperaturas constantes y variables. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 21-42.
- Saldaña S. E.** 1992. El cultivo de la nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd.) en la zona de Xochimilco, Distrito Federal. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo. Centro de zonas áridas. Bermejillo, Dgo., México. pp. 22- 29.
- Salguero V.** 1992. Perspectivas para el manejo mosca blanca virosis. In: Memoria del taller Centroamericano y del Caribe sobre moscas blancas . Turrialba, Costa Rica. pp. 20-26.
- Sánchez V., V.M., M. Cortez E. y K.M. Byerly.** 1991. Incidencia poblacional de *Bemisia tabaci* Gen. (Homoptera: Aleyrodidae) y su relación con la transmisión de virus en el chile serrano. Memoria del XXVI congreso nacional de entomología. Universidad Cristobal Colón, Veracruz, México. pp. 208-210.
- Sifuentes Y., A., C. Nava U. y M. Byerly K.** 1991. Ciclo biológico y fluctuación poblacional de mosquita blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), y evaluación de insecticidas para su control en algodón en la Comarca Lagunera. Memoria del XXVI congreso nacional de entomología. Universidad Cristobal Colón, Veracruz, México. p 156-157.

- Snyder, R. L.** 1985. Hand calculating degree day. Agric. and For. meteorol. 35: 353-358.
- Solís A., J. F., C. Mendoza Z., E. Hernández M. y F. Ponce G.** 1996. Evaluación de Pimetroxine y Fenoxicarb para el control de mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) en gerbera (*Gerbera jamesonis*) en Villa Guerrero, Edo. de México. Memoria de XXXI congreso nacional de entomología agrícola. Mérida, Yucatán, México. p. 117.
- Soria F., M. J.** 1993. Producción de hortalizas en la península de Yucatán. Instituto Tecnológico Agropecuario. Yucatán, México. pp. 53-54.
- Torres R., J. C.** 1992. Combate químico, disposición espacial y susceptibilidad a insecticidas en *Diabrotica virgifera zea* (Coleoptera: Chrysomelidae), en Toluca, Estado de México. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp. 25-30
- Urbina S., E.** 1997. Obtención de plantas de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd) a través del cultivo in vitro de meristemos apicales. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 1-2, 12.
- Vargas C., T. y V. E. Salguero N.** 1996. Fluctuación poblacional de adultos de mosca blanca *Bemisia argentifolii* encontrados en melón en el Nororiente de Guatemala. memoria del IV congreso internacional de manejo integrado de plagas. V taller latinoamericano sobre moscas blancas y geminivirus. Acapulco Gro. México. p. 183.
- Vega N., R.** 1990. Generación y aplicación de modelos agroclimáticos a la fenología de la palomilla de la manzana *Cydia pomonella* (Linneo) (Lepidoptera: Tortricidae) en Canatlán, Dgo. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. p. 102.
- Wilson, L. T., and W. Barnett.** 1983. Degree-day: an aid in crop and pest management. California Agriculture. January-february. pp. 4-7.
- Yee, W. L., C. N. Toscano., C. J. Palumbo., J. M. Blau., and A. H. Yoshida.** 1997. Seasonal population trend of *Bemisia argentifolii* (Homoptera:

Aleyrodidae) on alfalfa in Southern California and Arizona, USA.
Environ. Entomol. 42(2): 24-49.

Zalom, F. G. 1983. Degree-days: the calculation and use of heat units in pest management. Division of agriculture and natural resources University of California, USA. pp. 2-10.

VII. APÉNDICE

Cuadro 1. Fracciones (N) de la amplitud (W) correspondiente a la posición relativa radial @ de una temperatura base a la aproximación de una curva senoidal de temperatura con periodo 2π y rango igual a la diferencia entre la temperatura¹ máxima y mínima diaria.

R	N	R	N	R	N	R	N
0.00	1.000						
0.01	0.981	0.26	0.596	0.51	0.308	0.76	0.102
0.02	0.962	0.27	0.583	0.52	0.299	0.77	0.096
0.03	0.944	0.28	0.570	0.53	0.289	0.78	0.090
0.04	0.927	0.29	0.557	0.54	0.279	0.79	0.084
0.05	0.910	0.30	0.544	0.55	0.270	0.80	0.078
0.06	0.893	0.31	0.532	0.56	0.261	0.81	0.072
0.07	0.876	0.32	0.519	0.57	0.251	0.82	0.066
0.08	0.859	0.33	0.507	0.58	0.242	0.83	0.061
0.09	0.853	0.34	0.495	0.59	0.233	0.84	0.055
0.10	0.827	0.35	0.483	0.60	0.225	0.85	0.050
0.11	0.811	0.36	0.471	0.61	0.216	0.86	0.045
0.12	0.796	0.37	0.459	0.62	0.208	0.87	0.040
0.13	0.780	0.38	0.448	0.63	0.199	0.88	0.036
0.14	0.765	0.39	0.436	0.64	0.191	0.89	0.031
0.15	0.750	0.40	0.425	0.65	0.183	0.90	0.027
0.16	0.735	0.41	0.413	0.66	0.175	0.91	0.023
0.17	0.721	0.42	0.402	0.67	0.167	0.92	0.019
0.18	0.706	0.43	0.391	0.68	0.159	0.93	0.016
0.19	0.692	0.44	0.381	0.69	0.152	0.94	0.013
0.20	0.678	0.45	0.370	0.70	0.144	0.95	0.010
0.21	0.664	0.46	0.359	0.71	0.137	0.96	0.007
0.22	0.650	0.47	0.349	0.72	0.130	0.97	0.004
0.23	0.636	0.48	0.339	0.73	0.123	0.98	0.002
0.24	0.622	0.49	0.328	0.74	0.116	0.99	0.001
0.25	0.609	0.50	0.318	0.75	0.109	1.00	0.000

$$T_w = (T_{\text{máx}} - T_{\text{mín}})/2$$

$$R = (T_b - T_{\text{mín}}) / (T_{\text{máx}} - T_{\text{mín}})$$

Cuadro 2. Requerimientos térmicos en unidades calor para mosquita blanca en invernaderos comerciales de flor de nochebuena en xochimilco, D. F.

DÍA	ESTADO DE DESARROLLO	UNIDADES CALOR DIARIAS	UNIDADES CALOR ACUMULADAS
1	Huevecillo	14.275	
2	Huevecillo	14.455	28.73
3	Huevecillo	13.850	42.58
4	Huevecillo	13.500	56.08
5	Huevecillo	13.275	69.35
6	Huevecillo	12.750	82.10
7	Huevecillo	12.755	94.86
8	Huevecillo	13.875	108.73
9	Ninfas chicas N1 y N2	16.500	125.23
10	Ninfas chicas N1 y N2	15.500	140.73
11	Ninfas chicas N1 y N2	11.750	152.48
12	Ninfas chicas N1 y N2	8.985	161.47
13	Ninfas chicas N1 y N2	11.500	172.97
14	Ninfas chicas N1 y N2	11.585	184.55
15	Ninfas chicas N1 y N2	12.730	197.28
16	Ninfas chicas N1 y N2	14.250	211.53
17	Ninfas grandes N3 y N4	13.375	224.91
18	Ninfas grandes N3 y N4	11.700	236.61
19	Ninfas grandes N3 y N4	15.500	252.11
20	Ninfas grandes N3 y N4	12.900	265.01
21	Ninfas grandes N3 y N4	13.875	278.88
22	Ninfas grandes N3 y N4	13.750	292.63

Cuadro 3. Número de adultos y estados inmaduros de mosquita blanca en flor de nochebuena del primer invernadero en Xochimilco, D. F. 1997.

FECHA	HUEVECILLOS	NINFAS N1 Y	NINFAS N3 Y	ADULTOS
DE	POR	N2 POR	N4 POR	POR
MUESTREO	2.25 CM ²	2.25 CM ²	2.25 CM ²	HOJA
24 de agos.	0.2	0.2	1.4	0.6
29 de agos.	0.3	0.1	0.8	1.5
03 de sept.	1.1	1.0	0.5	0.7
11 de sept.	0.7	1.2	1.6	0.3
18 de sept.	0.8	0.8	1.3	0.7
24 de sept.	0.1	1.5	2.0	1.1
30 de sept.	0.5	1.4	0.8	1.1
05 de oct.	0.4	0.2	1.5	1.4
12 de oct.	0.2	0.8	0.9	0.4
19 de oct.	0.1	0.1	0.4	0.0
26 de oct.	0.0	0.0	0.3	0.0
02 de nov.	0.1	0.1	0.2	0.0
09 de nov.	0.0	0.0	0.1	0.1
16 de nov.	0.0	0.0	0.4	0.2
22 de nov.	0.2	0.1	0.4	0.1
30 de nov.	0.3	0.1	0.1	0.0
06 de dic.	0.0	0.0	0.0	0.0

Cuadro 4. Número de adultos y estados inmaduros de mosquita blanca en flor de nochebuena del segundo invernadero en Xochimilco, D. F. 1997.

FECHA DE MUESTREO	HUEVECILLOS POR 2.25 CM ²	NINFAS N1 Y N2 POR 2.25 CM ²	NINFAS N3 Y N4 POR 2.25 CM ²	ADULTOS POR HOJA
24 de agos.	0.9	1.5	0.4	1.3
29 de agos.	1.8	2.7	0.2	1.7
03 de sept.	1.7	2.3	0.6	0.9
11 de sept.	1.9	6.2	2.7	0.8
18 de sept.	3.1	1.9	4.1	3.9
24 de sept.	0.9	3.4	3.6	2.7
30 de sept.	1.0	2.1	1.9	2.7
05 de oct.	3.8	2.1	4.3	13.1
12 de oct.	0.5	0.9	1.2	0.2
19 de oct.	0.2	0.0	1.1	0.0
26 de oct.	0.1	0.0	0.8	0.0
02 de nov.	0.1	0.1	0.7	0.0
09 de nov.	0.0	0.5	1.5	0.0
16 de nov.	0.3	0.7	2.4	0.1
22 de nov.	0.1	0.7	1.9	0.2
30 de nov.	0.7	0.8	2.1	0.1
06 de dic.	0.0	0.0	0.0	0.0

Cuadro 5. Distribución vertical de adultos de mosquita blanca por hoja en flor de nochebuena. Xochimilco, D. F. 1997.

FECHA DE MUESTREO	INVERNADERO UNO		INVERNADERO DOS	
	ESTRATO. MEDIO	ESTR. SUPERIOR	ESTRATO. MEDIO	ESTR. SUPERIOR
24 de agos.	0.6	0.6	1.2	1.4
29 de agos.	2.0	1.0	1.8	1.6
03 de sept.	0.8	0.6	1.2	0.6
11 de sept.	0.4	0.2	1.0	0.6
18 de sept.	0.2	1.2	4.8	3.0
24 de sept.	1.6	0.6	4.0	1.4
30 de sept.	0.6	1.6	3.0	2.4
05 de oct.	1.4	1.4	16.4	9.8
12 de oct.	0.4	0.4	0.4	0.0
19 de oct.	0.0	0.0	0.0	0.0
26 de oct.	0.0	0.0	0.0	0.0
02 de nov.	0.0	0.0	0.0	0.0
09 de nov.	0.2	0.0	0.0	0.0
16 de nov.	0.2	0.2	0.0	0.2
22 de nov.	0.0	0.2	0.2	0.2
30 de nov.	0.0	0.0	0.0	0.2
06 de dic.	0.0	0.0	0.0	0.0
PROMEDIO	0.5	0.4	2.0	1.3

Cuadro 6. Distribución vertical de huevecillos de mosquita blanca en una área de 2.25 cm² de hoja en flor de nochebuena. Xochimilco, D F. 1997.

FECHA DE MUESTREO	ESTRATOS DEL INVERNADERO UNO			ESTRATOS DEL INVERNADERO DOS		
	INFERIOR	MEDIO	SUPERIOR	INFERIOR	MEDIO	SUPERIOR
24 de agos.	0.2	0.2	0.4	0.4	1.0	1.4
29 de agos.	0.0	0.8	0.2	0.0	4.2	1.2
03 de sept.	0.4	0.6	2.2	0.0	1.0	4.0
11 de sept.	0.0	1.6	0.6	0.0	2.8	2.8
18 de sept.	1.2	1.0	0.0	5.0	2.4	1.8
24 de sept.	0.0	0.2	0.2	0.0	2.0	0.6
30 de sept.	0.2	1.0	0.4	0.0	2.0	1.0
05 de oct.	0.2	0.2	0.8	0.2	8.2	3.0
12 de oct.	0.0	0.0	0.8	0.0	0.0	1.6
19 de oct.	0.0	0.0	0.2	0.0	0.0	0.6
26 de oct.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.2
02 de nov.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.4
09 de nov.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
16 de nov.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.4	0.4
22 de nov.	0.0	0.2	0.4	0.0	0.4	0.0
30 de nov.	0.0	0.6	0.2	1.6	0.4	0.0
06 de dic.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
PROMEDIO	0.1	0.4	0.3	0.4	1.5	1.1

Cuadro 7. Distribución vertical de ninfas chicas N1 yN2 en una área de 2.25 cm² de hoja en flor de nochebuena. Xochimilco, D F. 1997.

FECHA DE MUESTREO	ESTRATOS DEL INVERNADERO UNO			ESTRATOS DEL INVERNADERO DOS		
	INFERIOR	MEDIO	SUPERIOR	INFERIOR	MEDIO	SUPERIOR
24 de agos.	0.2	0.2	0.4	1.6	1.6	1.4
29 de agos.	0.0	0.0	0.2	0.0	4.8	3.4
03 de sept.	0.2	2.6	0.2	0.2	5.0	1.6
11 de sept.	0.4	3.2	0.0	1.8	2.8	2.8
18 de sept.	1.8	0.6	0.0	2.2	2.4	0.0
24 de sept.	0.0	4.6	0.0	2.0	2.0	0.2
30 de sept.	1.4	2.8	0.0	1.6	2.0	0.6
05 de oct.	0.6	0.0	0.0	2.4	8.2	0.0
12 de oct.	1.2	1.2	0.0	2.0	0.0	0.0
19 de oct.	0.0	0.2	0.0	0.0	0.0	0.0
26 de oct.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
02 de nov.	0.0	0.2	0.0	0.0	0.0	0.0
09 de nov.	0.0	0.0	0.0	1.6	0.0	0.0
16 de nov.	0.0	0.0	0.0	1.6	0.4	0.0
22 de nov.	0.4	0.0	0.0	1.8	0.4	0.0
30 de nov.	0.0	0.2	0.2	2.2.	0.4	0.0
06 de dic.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
PROMEDIO	0.4	0.9	0.1	1.2	1.5	0.6

Cuadro 8. Distribución vertical de ninfas grandes N3 y N4 en una área de 2.25 cm² de hoja en flor de nochebuena. Xochimilco, D F. 1997.

FECHA DE MUESTREO	ESTRATOS DEL INVERNADERO UNO			ESTRATOS DEL INVERNADERO DOS		
	INFERIOR	MEDIO	SUPERIOR	INFERIOR	MEDIO	SUPERIOR
24 de agos.	1.0	3.0	0.2	0.4	0.6	0.2
29 de agos.	1.0	1.4	0.0	0.2	0.4	0.0
03 de sept.	0.0	1.0	0.4	0.6	1.2	0.0
11 de sept.	1.6	3.2	0.0	2.2	5.4	0.6
18 de sept.	1.0	3.0	0.0	5.6	6.6	0.0
24 de sept.	0.0	6.0	0.0	2.4	8.4	0.0
30 de sept.	1.0	1.4	0.0	1.8	3.6	0.2
05 de oct.	1.4	3.0	0.0	5.2	7.8	0.0
12 de oct.	1.0	1.6	0.0	2.2	1.4	0.0
19 de oct.	1.2	0.0	0.0	1.4	1.8	0.0
26 de oct.	1.0	0.5	0.5	2.4	0.0	0.0
02 de nov.	0.4	0.2	0.0	2.0	0.4	0.0
09 de nov.	0.4	0.0	0.0	0.2	4.2	0.0
16 de nov.	1.2	0.0	0.0	4.4	2.8	0.0
22 de nov.	1.2	0.0	0.0	5.2	0.4	0.0
30 de nov.	0.2	0.2	0.0	6.2	0.2	0.0
06 de dic.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
PROMEDIO	0.8	1.4	0.0	2.5	2.6	0.1

