

00343  
9  
20



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS  
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO

ESTUDIO POBLACIONAL DE *Eotetranychus lewisi*  
( MCGREGOR) (ACARI: TETRANYCHIDAE) EN  
DURAZNERO, EN EL MUNICIPIO DE  
VICENTE GUERRERO, DURANGO.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE  
MAESTRA EN CIENCIAS  
(BIOLOGIA ANIMAL)

P R E S E N T A

MARIA PIOQUINTA GONZALEZ CASTILLO

266180

DIRECTORA DE TESIS : DRA. TILA MARÍA PÉREZ ORTIZ  
CODIRECTORA DE TESIS : DRA. MARIA TERESA VALVERDE VALDÉS

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

1998



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## AGRADECIMIENTOS

Al Instituto Politécnico Nacional, por el patrocinio durante los estudios de Maestría.

Al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, CIIDIR-IPN Unidad, Durango, por brindarme la oportunidad y facilidad de llevar a cabo los estudios de Posgrado. Cabe mencionar que el presente trabajo derivó del proyecto de investigación "Biología y Determinación de la Resistencia del ácaro del Duraznero a Diferentes Acaricidas", Clave DEPI: 966690.

Al M. en C. Enrique Lavin Montoya por el apoyo institucional que me brindó.

Al Dr. Mohammad H. Badii, por su apoyo y orientación en el planteamiento de la actual revisión.

A la Dra. Tila María Pérez Ortiz y a la Dra. Ma. Teresa Valverde Valdés, por la dirección de la presente investigación y por los conocimientos impartidos. Al M. en C. Juan B. Morales Malacara por formar parte del comité tutorial, quien con sus comentarios y observaciones contribuyó a mejorar el trabajo.

A los miembros del jurado: Dra. Ana Hoffmann Mendizabal, Dr. Santiago Zaragoza Caballero, M. en C. Blanca Estela Mejía Recamier y M. en C. Ignacio M. Vázquez Rojas, por sus correcciones y críticas al manuscrito.

Se agradece a la Biól. Sara Cifuentes Soriano del laboratorio de microscopia electrónica del Instituto de Biología por el apoyo técnico en la toma de fotografías de ejemplares al microscopio electrónico de barrido. Al Biól Jorge Moreno Hernández del Aula de computo del Departamento de Biología, por el apoyo en la parte estadística y a la Biól. Ana Isabel Bieler Antolin del laboratorio de microcine por el apoyo en la toma de macrofotografías de ejemplares, ambos de la Facultad de Ciencias de la UNAM.

A mis profesores de la Facultad de Ciencias, de la Universidad Nacional Autónoma de México, por las enseñanzas recibidas.

A mis amigos y compañeros de maestría por el intercambio de experiencias, conocimientos y por la convivencia que compartimos.

A mis compañeros y amigos del CIIDIR-IPN Unidad Durango, por su apoyo y favores recibidos, en especial al M. en C. Gerardo Pérez Santiago y a los Técnicos Miguel Angel Flores Vargas† y Marcos Piedra Soto, que sin su ayuda no hubiera sido posible concluir satisfactoriamente el trabajo planteado.

A los productores agrícolas que aunque permanezcan en el anonimato, siempre estarán presentes en los caminos de la investigación.

A todos aquellos que no menciono pero que han compartido todo momento conmigo, gracias.

Finalmente, agradezco el apoyo financiero del Programa de Apoyo a los Estudios de Posgrado (D.G.E.P.) para la impresión de esta tesis.

## DEDICATORIA

A TI

*Que me has dado todo en la vida*

A MI MADRE

NICOMEDES CASTILLO DE GONZÁLEZ

*Por todo el amor y comprensión que me ha brindado*

A MI PADRE

ALBERTO GONZÁLEZ MARTÍNEZ†

*Que con trabajo, honestidad y sacrificio nos sacó adelante y nos impulsó a buscar siempre el bien. A él que estuvo al inicio de una más de mis metas, pero que ya no la vio concluir.*

A MIS HERMANOS

JOSÉ A., LIZ, JUANIS, MARTÍN L. y VÍCTOR A.

*Por su apoyo, comprensión y confianza*

A MIS SOBRINOS

VIRIDIANA K., IRAIS A., ANTONIO A. y DIANA I. ...

*Que con ternura y una sonrisa hacen menos difíciles los malos momentos*

A MIS AMIGOS

*Dondequiera que se encuentren, por ese sentimiento que se lleva siempre,  
LA AMISTAD*

*A todas las personas que se encuentran cerca de mi, por todo su apoyo desinteresado*

A todos Gracias.

## INDICE GENERAL

	Página
INDICE DE TABLAS .....	I
INDICE DE FIGURAS .....	II
RESUMEN .....	IV
1.- INTRODUCCIÓN .....	1
2.- ANTECEDENTES .....	4
2.1.- Biología de ácaros .....	4
2.1.1.- Acaros fitófagos .....	5
2.1.2.- Factores que afectan la dinámica poblacional de ácaros fitófagos .....	7
2.1.2.1.- Efecto de la temperatura .....	8
2.1.2.2.- Efecto de la humedad .....	10
2.1.3.- Parámetros demográficos .....	11
2.1.4.- Dinámica espacio temporal de ácaros .....	13
2.1.5.- Control biológico . . . . .	15
2.2.- Diagnósis <i>Eotetranychus lewisi</i> (McGregor) .....	17
2.3.- Distribución geográfica de <i>Eotetranychus lewisi</i> .....	23
2.4.- El duraznero y sus plagas de ácaros. ....	24
2.4.1.- Daños por ácaros al duraznero .....	24
2.4.2.- Origen y distribución del duraznero .....	25
2.4.3.- Características del duraznero .....	28
2.4.4.- Fenología anual del duraznero .....	29
3.- OBJETIVO GENERAL .....	32
3.1.- Objetivos particulares .....	32
4.- MATERIALES Y MÉTODOS .....	33
4.1.- Sitio de estudio .....	33
4.1.1.- Clima .....	33
4.1.2.- Orografía .....	36
4.1.3.- Hidrografía .....	37
4.1.4.- Geología .....	37
4.1.5.- Suelos .....	38
4.1.6.- Vegetación .....	39
4.2.- Trabajo de laboratorio .....	39

4.2.1.- Cría de <i>Eotetranychus lewisi</i> en laboratorio. ....	40
4.2.1.1.- técnica para la toma de fotografías al microscopio electrónico de barrido .....	43
4.2.2.- Construcción de la tabla de vida de cohorte .....	43
4.2.3.- Tabla de fecundidad .....	44
4.2.4.- Curva de sobrevivencia .....	44
4.2.5.- Parámetros poblacionales .....	45
4.3.- Trabajo de campo .....	46
4.3.1.- Métodos de muestreo en el campo .....	46
4.3.2.- Tamaño de la muestra y diseño del muestreo .....	47
4.3.3.- Análisis estadístico .....	51
 5.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	 53
5.1.- Ciclo de vida .....	53
5.1.1.- Tabla de vida .....	59
5.1.2.- Crecimiento de la población de <i>E. lewisi</i> en condiciones controladas .....	64
5.2.- Trabajo de campo .....	67
5.2.1.- Fenología anual del duraznero .....	67
5.2.2.- Cambios en la abundancia de ácaros a lo largo del año . . .	69
5.2.3.- Abundancia de <i>E. lewisi</i> por estratos dentro del árbol ....	73
5.2.4.- Abundancia de <i>E. lewisi</i> entre localidades dentro del huerto .....	75
5.2.5.- Abundancia de ácaros por estadios entre estratos .....	78
5.2.6.- Abundancia de ácaros por estadios entre localidades ....	80
 6.- CONCLUSIONES .....	 84
 7.- LITERATURA CITADA .....	 86

## INDICE DE TABLAS

Tabla No.		Página
1	Datos de tiempo de desarrollo en días y parámetros poblacionales bajo condiciones controladas de algunos ácaros fitófagos en frutales.	12
2	Comparación de los diversos sistemas de nomenclatura aplicado a las sedas del histerosoma de ácaros tetraníquidos.	22
3	Principales países productores de duraznero y su rendimiento en toneladas métricas (1 000) en el año 1992.	27
4	Tiempo promedio de desarrollo de hembras y machos en días ( $\pm$ DE) de <i>Eotetranychus lewis</i> (McGregor) bajo condiciones controladas.	58
5	Diferencias en el tiempo promedio de las etapas reproductivas de las hembras sexuales y partenogenéticas de <i>E. lewisi</i> bajo condiciones de laboratorio.	59
6	Tabla de vida de <i>E. lewisi</i> bajo condiciones de laboratorio.	60
7	Parámetros de dinámica poblacional tomando en cuenta la fecundidad de hembras sexuales y partenogenéticas de <i>E. lewisi</i> bajo condiciones controladas.	65
8	Principales resultados del MANOVA anidado que se realizó para probar el efecto del estrato y la localidad sobre el número de ácaros por hoja.	79



Figura No.	INDICE DE FIGURAS	Página
1	Fases en el ciclo de vida de la mayoría de ácaros tetraníquidos.	6
2	Vista dorsal de la hembra de <i>E. lewisi</i> . Nomenclatura de la quetotaxia del idiosoma de acuerdo con el sistema de Grandjean (1939)	18
3	Fotografías de microscopio electrónico de barrido de <i>Eotetranychus lewisi</i> . 3a) Vista ventral del área genito-anal de la hembra. 3b) Pretarso de la pata I de la hembra. 3c) Vista lateral del edeago del macho. 3d) Vista dorsal del gnatosoma de la hembra.	19
4	Ubicación del área de estudio, al sureste del estado de Durango.	34
5	a) Climograma de la estación meteorológica de la estación Vicente Guerrero, Durango (Datos basados en los años 1986-1996. b) climograma de la misma estación pero de 1997 (CONAGUA, 1998).	35
6	Orografía de la región de estudio.	36
7	Principales ríos que atraviezan en el municipio de Vicente Guerrero, Durango.	38
8	Método de arenas modificado para la cría de ácaros.	40
9	Ubicación de los árboles en donde se colectaron las hojas para el muestreo de ácaros dentro del huerto de estudio.	50
10	Fotografías del microscopio electrónico de barrido de algunas etapas de desarrollo de <i>E. lewisi</i> . a) huevecillo; b) larva; c) protocrisálida; d) deutoninfa; e) hembra adulta; f) macho adulto.	56

11	Oviposición promedio de hembras sexuales y partenogénicas de <i>Eotetranychus lewisi</i> a una temperatura de $27 \pm 2^{\circ}\text{C}$ y a una humedad de $70 \pm 10\%$ .	63
12	Curva de sobrevivencia del ácaro <i>E. lewisi</i> bajo condiciones de laboratorio.	65
13	Diagrama representativo de la fenología del duraznero en la región de estudio.	69
14	Diagrama de la abundancia promedio de ácaros por hoja, la fenología del frutal (arriba) y clima de la región de estudio.	72
15	Promedio del número de ácaros por hoja en los diferentes estratos de los árboles.	76
16	Promedio del número de ácaros por hoja en las diferentes localidades de la huerta.	77
17	Proporción del número de ácaros por estadios por hoja en los diferentes estratos del frutal.	82
18	Proporción del número de ácaros por estadios en las distintas localidades del huerto en estudio.	83

## RESUMEN

La "araña roja" o ácaro de "Lewis" *Eotetranychus lewisi* (McGregor), se presenta como plaga en huertos de duraznero en el estado de Durango. En condiciones de laboratorio, su ciclo de vida pasa por los estadios de huevecillo, larva, protoninfa, deutoninfa y adulto con un tiempo promedio de desarrollo para cada fase de  $3.89 \pm 0.34$ ,  $1.73 \pm 0.38$ ,  $1.55 \pm 0.40$ ,  $1.58 \pm 0.72$  y  $7.58 \pm 1.24$  días respectivamente. El tiempo de desarrollo de huevo a deutoninfa es similar para hembras y machos, aunque la longevidad total es menor para los machos que para las hembras. Las hembras partenogénéticas, en este caso fueron deuterotocas o anfítocas. En la tabla de vida, se observa que la proporción de sobrevivientes ( $l_x$ ) fue alta para las larvas (96 %), y disminuyó en los adultos (19 %), por lo que la curva de sobrevivencia es de Tipo I. La tasa de mortalidad específica ( $q_x$ ) fue mayor en la etapa de deutoninfa (70 %), es decir, de los individuos que ingresan a esta fase sólo sobrevive el 30 %. La fecundidad es más alta en hembras que se reproducen sexualmente que por partenogénesis. Los parámetros de dinámica poblacional indican que la población de hembras sexuales, tiene la capacidad de aumentar cuatro veces de tamaño ( $R_0 = 4.18$ ) en una sola generación (12.54 días), con una tasa intrínseca de crecimiento positiva ( $r_m = 0.114$ ). Los datos de dinámica poblacional tomando en cuenta solamente la reproducción por partenogénesis indican que la población puede crecer con una

$R_0 = 4.10$ , aunque el tiempo generacional aumenta a 14.65 días y la tasa intrínseca de crecimiento baja a  $r_m = 0.019$ .

Se realizó un seguimiento de una población de *E. lewisi* en un huerto duraznero en Vicente Guerrero, Durango y se contó el número de individuos por hoja cada semana a lo largo de un año. Se observó que en el mes de marzo, el promedio de ácaros por hoja es de 22 individuos, que es el pico más alto que se presenta en todo el año y es cuando el frutal se encuentra en etapa fenológica de floración (brotes florales). Con base en un análisis múltiple de varianza, se observó que las diferencias entre los estratos del árbol (superior, medio e inferior) no fueron significativas, es decir, los ácaros no parecen tener preferencia por algún estrato en particular. Se analizó si el número de ácaros era mayor en árboles en el interior o en la parte externa de la huerta y se encontró que, durante los meses de mayor incidencia de ácaros, estos tienden a ser más abundantes en el interior de la huerta. Con respecto a los diferentes estadios, se notó que en la etapa de mayor abundancia de ácaros, en el estrato superior es donde se presenta la mayor postura de huevecillos y el estrato inferior parece ser el mejor refugio para los inmaduros, así como para los adultos. El análisis del ciclo de vida de *E. lewisi* en el laboratorio ha permitido interpretar de mejor manera los datos obtenidos en las colectas de campo y estimar el potencial poblacional de esta especie como plaga del duraznero.

## 1.- INTRODUCCION

En México se cultivan 250,000 hectáreas con frutales perennes de origen templado, entre los cuales se encuentra el duraznero (*Prunus persica* (L.) Batsch). Este ocupa una superficie de 40, 000 hectáreas, con una producción anual de 300 000 toneladas y un valor de producción de 250 mil millones de pesos (M/N). El duraznero se cultiva en 26 Estados de la República, siendo los principales productores Aguascalientes, Puebla, Morelos, Estado de México, Tlaxcala, Chihuahua, Zacatecas y Durango (Mendoza *et al.*, 1991; Pérez, 1995).

En el estado de Durango la fruticultura se ha integrado a la dinámica agrícola, introduciéndose el duraznero como un producto alternativo a los cultivos de maíz y frijol. La fruticultura ha ido en aumento desde sus inicios en los años 70's: en 1982 la superficie sembrada era de 150 hectáreas, que aumentó a 1, 057 hectáreas en 1997, con un ingreso económico en la producción total de \$ 6, 287, 150. 00 (CONAFRUT-Durango, 1982; SAGAR, 1998). Esta superficie se ha ido extendiendo principalmente en la parte sureste de la entidad, en donde existe la denominada Región Duraznera, que incluye a los municipios de Poanas, Nombre de Dios, Guadalupe Victoria, Súchil y Vicente Guerrero, aunque en otros municipios el cultivo se presenta como de traspatio.

Los productores de la región duraznera de Durango, al modificar su actividad agrícola a la frutícola, se enfrentan a diversos problemas por el desconocimiento en el manejo de las huertas. Entre dichos problemas se encuentran: la procedencia de las

plántulas enfermas, falta de información sobre el manejo de labores de cultivo y la presencia de plagas y enfermedades, entre otros. Dentro de los organismos denominados plaga se encuentran los ácaros llamados "arañas rojas" (Prostigmata: Tetranychidae), siendo hasta el momento *Eotetranychus lewisi* (McGregor) la especie presente en los huertos y la que se registra dentro de los primeros cinco lugares en cuanto a plagas de importancia económica en el duraznero en los estados de Durango y Zacatecas (Reséndiz, 1989; Shanks y Doss, 1989; Enríquez, 1993).

Los fruticultores, al tratar de combatir a la araña roja, también conocida como "araña de Lewis", realizan aplicaciones constantes de acaricidas e insecticidas sin conocer la biología del ácaro ni el momento adecuado para la utilización de los productos químicos, causando la eliminación de enemigos naturales y el probable desarrollo de resistencia a plaguicidas por parte de la araña roja, además de un gasto económico excesivo y mal utilizado, por lo que su empleo es cada vez menos conveniente. Sin embargo, hasta el momento no se conoce otra forma de control de la plaga y se sigue llevando a cabo este tipo de control químico. De esta manera, surge el interés de conocer la biología de esta especie y los eventos que van ocurriendo durante la vida de este ácaro, con el objeto de describir con detalle su ciclo de vida, su curva de sobrevivencia y obtener los parámetros poblacionales básicos como la tasa intrínseca de crecimiento, la tasa de reproducción neta y el tiempo medio generacional, principalmente, lo cual permitirá inferir el crecimiento poblacional bajo condiciones controladas y estimar su potencial de infestación como plaga del frutal.

Además, como parte de este trabajo se discuten los resultados de las observaciones de la población de ácaros en condiciones naturales para obtener su estructura poblacional a través de un año y relacionarla con los principales parámetros climatológicos (temperatura y humedad) de la región y con las fases fenológicas del frutal, información que servirá de base para posteriores investigaciones sobre el manejo y control de esta plaga.

## 2.- ANTECEDENTES

### 2.1.- Biología de ácaros

La mayoría de los estudios sobre la biología de ácaros tetraníquidos señalan una metamorfosis gradual en donde los organismos pasan por los estadios de huevo, larva hexápoda, protoninfa, deutoninfa y adulto. Los estadios inmaduros (larva, protoninfa y deutoninfa) presentan dos fases: una activa y la otra inactiva o de quiescencia. La fase activa inicia desde que emerge de la exuvia, se alimenta y se mueve, mientras que la fase inactiva se reconoce cuando el ácaro deja de moverse y alimentarse y se presenta después de cada fase activa, recibiendo el nombre de protocrisálida o ninfacrisálida, deutocrisálida y teleiocrisálida (Fig. 1). En estas fases, el ácaro se sujeta al sustrato y se forma una nueva cutícula antes de que la exuvia sea depositada en el sustrato. Durante la eclosión, el integumento es dividido dorsalmente y el ácaro sale libre (McGregor, 1950; Estébanes y Baker, 1966; Jeppson *et al.*, 1975; Ortiz, 1984).

Existe una marcada diferencia entre el desarrollo de hembras y machos ya que, en estos últimos, la madurez ocurre antes que en la hembra. Para el acto de cópula, el macho localiza a la hembra y permanece cerca de ella en fase de teleiocrisálida (deutoninfa en reposo), hasta que ésta emerge e inmediatamente se realiza la cópula. Para esto, el macho se coloca debajo del idiosoma de la hembra, la sujeta con el primer par de patas y curva el opistosoma hacia adelante, hasta poner en contacto su



edeago con la abertura genital de la hembra; esto puede durar desde pocos segundos hasta dos a tres minutos, dependiendo de la especie y de las condiciones ambientales (McGregor, 1950; Jeppson *et al.*, 1975; Sabelis, 1985).

En promedio se menciona un intervalo de 10 a 12 días para que la mayoría de las especies de tetraníquidos completen su desarrollo. Con respecto a la oviposición, ésta consta de un corto período de preoviposición, una etapa de oviposición que dura pocos días, en la que hay un rápido incremento en el número de huevecillos y una etapa corta de postoviposición a la cual le sigue la muerte de la hembra. A través del conocimiento de los ciclos de vida, se llegan a predecir las etapas de desarrollo y se aporta información para planificar las intervenciones de control; dichos ciclos varían de acuerdo a la especie, planta hospedera, condiciones ambientales, época del año y clima. Algunos de los factores que más influyen en el desarrollo de los ciclos de vida de estos animales son la temperatura, la humedad y el fotoperíodo (McGregor, 1950; Estébanes y Baker, 1966; McMurtry *et al.*, 1970; Van de Vrie *et al.*, 1972; Jeppson *et al.*, 1975; Ortiz, 1984; Sabelis, 1985).

### 2.1.1.- Acaros fitófagos

En México el estudio de los ácaros es una necesidad real, ya que las plagas originadas por estos organismos en los diferentes cultivos van en aumento; la mayoría de las especies dañinas se presentan como fitófagas y algunas son trasmisoras de enfermedades. Estas pertenecen al orden Prostigmata y son de las familias

Tetranychidae, Eriophyidae, Tenuipalpidae, Tarsonemidae y Bryobiidae. Ciertas especies de estas familias causan daño a una gran cantidad de plantas, entre las que se encuentran frutales, ornamentales, hortalizas y coníferas, ya que durante su alimentación remueven el contenido celular de las plantas, provocan marchitamiento y caída de flores y frutos, formación de agallas, disminución de la fotosíntesis y respiración, a la vez que son transmisores de enfermedades, lo que reduce la calidad y producción de frutos y plantas

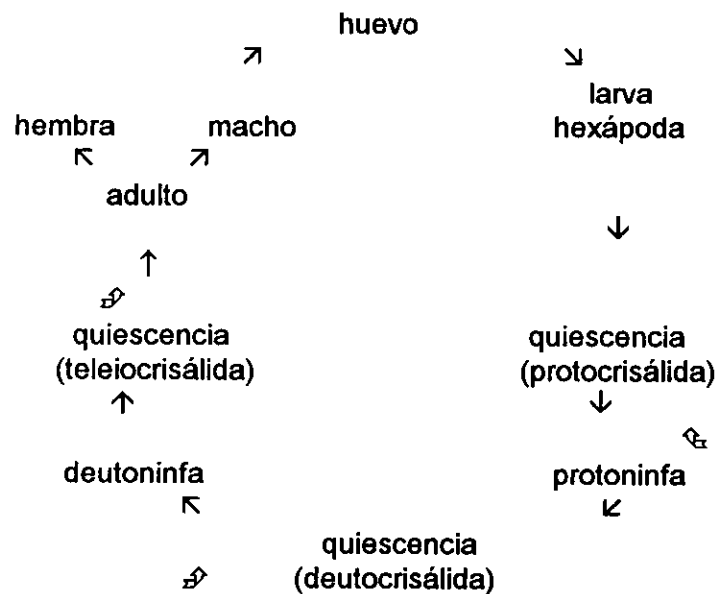


Figura 1. Fases en el ciclo de vida de la mayoría de ácaros tetraníquidos. El símbolo  $\curvearrowright$  indica cambio de muda.

Las familias Tetranychidae y Eriophyidae se consideran de importancia económica por el daño que causan y se menciona que existen alrededor de 450 especies de estas familias que son plagas de diferentes cultivos (Estébanes y Baker, 1966; Krantz, 1978; Gispert, 1990).

### 2.1.2.- Factores que afectan la dinámica poblacional de ácaros fitófagos

La mayoría de los trabajos que se han efectuado para observar el comportamiento de las poblaciones de ácaros se han llevado a cabo en condiciones de laboratorio y han abarcado aspectos de ciclos de vida, distribución de edades, control biológico, efecto de la densidad y relaciones depredador- presa, entre otros (Baker y Pritchard, 1962; Collyer, 1964; Dennehy, 1993). Asimismo se han abordado algunos aspectos relacionados con los efectos de temperatura, la humedad, el fotoperíodo y la calidad y cantidad de alimento, tanto en especies de ácaros fitófagos y depredadores. También se han llevado a cabo bioensayos de toxicología, que han permitido conocer la biología de ácaros en mayor detalle y tener un control de su abundancia, no solo por medios químicos, sino también biológicos (Jeppson *et al.*, 1975; Price, 1984; Badii y McMurtry, 1984; Otero, 1992).

Con respecto a los ácaros fitófagos en frutales, los aspectos que más se han estudiado han sido los ciclos de vida, aunados al análisis de los efectos de la temperatura y la humedad sobre la dinámica poblacional (Prieto y Díaz, 1972; Tanigoshi *et al.*, 1975; Beitia y Garrido, 1991). La temperatura es con la que se han realizado más investigaciones en laboratorio, ya que se cree que es el factor que más afecta el desarrollo, la fecundidad y longevidad de tetraníquidos (Tabla 1) (Van de Vrie *et al.*, 1972; Jeppson *et al.*, 1975; Childers *et al.*, 1991). Los tiempos de desarrollo de huevo a adulto y los períodos de oviposición varían entre las diferentes especies estudiadas y también dependen del frutal, la localidad y las condiciones ambientales.

Por otro lado, los trabajos relacionados con los parámetros poblacionales son escasos (Li Lung-Shu *et al.*, 1984; Childers *et al.*, 1991); este tipo de estudios son importantes ya que permiten realizar cálculos del crecimiento poblacional en ciertas condiciones de laboratorio, que podrían ser de ayuda para especular sobre lo que ocurre en campo y llevar a cabo un método de control cuando los ácaros se presentan como plaga (Yaninek *et al.*, 1989; Beitia y Garrido, 1991).

#### 2.1.2.1.- Efecto de la temperatura

Existen cierto número de trabajos en ácaros fitófagos de frutales que demuestran que la temperatura es uno de los factores más críticos de mortalidad, ya que influye principalmente sobre la tasa de desarrollo, postura de huevecillos y reproducción (Westigard y Berry, 1970; Childers *et al.*, 1991) (Tabla 1). Se menciona que la temperatura promedio para realizar sus procesos de desarrollo, fluctúa entre los 23 y 30 °C, aunque ciertas especies como *Tetranychus mcdanieli* McGregor requieren de una temperatura de 35 °C para su desarrollo óptimo (Herne y Putman, 1960; Putman, 1970; Jeppson *et al.*, 1975; Rasmy, 1977; Childs *et al.*, 1984; Yaninek *et al.*, 1989). A temperaturas extremas se altera el desarrollo de algunas especies, ya que se ha observado que a 31 °C, aumentan la duración de los estadios, lo que pudiera indicar que el desarrollo se va haciendo más lento, como en el caso de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes), *Tetranychus urticae* Koch y *Panonychus citri* (McGregor) (Prieto y Díaz, 1972).

También se describe que ciertas especies se encuentran activas todo el año y otras sufren mortalidad a bajas temperaturas durante el invierno, como es el caso de *Panonychus citri* (McGregor), en el que al exponer a los huevecillos a temperaturas de  $-12\text{ }^{\circ}\text{C}$  sufren una alta mortalidad; otras especies entran en estado de diapausa a bajas temperaturas, siendo generalmente los estadios de huevecillo y hembra adulta las que presentan este mecanismo (McMurtry *et al.*, 1970).

Con respecto a los efectos de la temperatura sobre la reproducción, se menciona que el tiempo de la preoviposición y oviposición declinan, al aumentar la temperatura en hembras sexuales como es el caso de *Eutetranychus banksi* (McGregor), en donde la preoviposición es de 1.5 días a  $20\text{ }^{\circ}\text{C}$  y de 0.05 días a  $28\text{ }^{\circ}\text{C}$ , mientras que la oviposición es de 14 días a temperaturas de  $20$  y  $28\text{ }^{\circ}\text{C}$  y de 7 días a  $30\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Childers *et al.*, 1991). Lo mismo sucede con *Mononychellus tanajoa* (Bondar) pero en este caso la preoviposición dura  $2.6 \pm 3.8$  días a  $20\text{ }^{\circ}\text{C}$  y  $0.6 \pm 0.3$  días a  $34\text{ }^{\circ}\text{C}$ , en donde la oviposición es de  $10.6 \pm 3.8$  días y de  $1.9 \pm 1.6$  días a las mismas temperaturas, lo que contribuye a un aumento en la tasa intrínseca de crecimiento ( $r_m$ ) (Yaninek *et al.*, 1989). En otras especies de ácaros fitófagos se observa una correlación inversa de la preoviposición y oviposición con la temperatura como es el caso de *Panonychus ulmi* (Koch) en donde la preoviposición es a las  $84 \pm 7.4$  horas (3.5 días) a  $15\text{ }^{\circ}\text{C}$  y de  $43 \pm 2.3$  horas (1.7 días) a  $21\text{ }^{\circ}\text{C}$ , mientras que la oviposición es de  $380 \pm 40.6$  horas (15.8 días) a  $15\text{ }^{\circ}\text{C}$  y de  $389 \pm 24.6$  horas (16.2 días) a  $21\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Herbert, 1981). Asimismo la temperatura afecta el período que dura la oviposición y la

postura del número de huevecillos por día, ya que se describe un promedio de 1.79 huevecillos por hembra por día a 15 °C y de 8.84 huevecillo por hembra a 30 °C en *E. banksi* (Childers *et al.*, 1991), quienes mencionan además que la temperatura óptima para la fecundidad de dicha especie es a los 28 °C. Se puede decir que la contribución de las hembras a la reproducción ocurre durante los primeros 20 días de vida adulta a una temperatura óptima; al modificarse esta temperatura se ven afectadas la reproducción y la tasa de desarrollo. En hembras no fecundadas, la oviposición dura, en promedio, tres días más que en hembras fertilizadas (Huffaker *et al.*, 1969; Van de Vrie *et al.*, 1972).

#### 2.1.2.2.- Efecto de la humedad

Los trabajos relacionados con el efecto de la humedad relativa (HR) sobre el ciclo de vida de ácaros son escasos y las investigaciones que existen (Tabla 1), sugieren que este factor influye principalmente sobre la fecundidad y la sobrevivencia. Se describe que el intervalo idóneo para el desarrollo de los ácaros va del 50 al 70 % HR (Putman, 1970; Puttaswamy, 1980; Micinski *et al.*, 1981; Childers *et al.*, 1991). Se ha comprobado que las poblaciones de algunos ácaros decrecen cuando la humedad es más alta que el intervalo óptimo. Tal es el caso de *Panonychus citri* (McGregor), en donde se observó que la postura de huevecillos decreció a una humedad de 90%; estas condiciones no solo afectaron a los huevecillos, sino también a los primeros estadios de desarrollo, lo que determinó una baja tasa intrínseca de crecimiento (Kramer y Hain, 1989). También se ha observado que el período de incubación de

huevecillos se alarga a una humedad de 30 % en *Oligonychus ununguis* (Jacobi) (Beitia y Garrido, 1991).

### 2.1.3.- Parámetros demográficos

Además del estudio de los ciclos de vida y del análisis de los efectos de la temperatura y la humedad sobre estos, es importante conocer el comportamiento numérico de las poblaciones y evaluar la manera en que la fecundidad y la supervivencia de los diferentes estadios los afectan. Para esto se puede recurrir a una tabla de vida, que es un formato que permite resumir la supervivencia y la fecundidad por edad específica y estimar la tasa de crecimiento poblacional a través del tiempo. Con esta información se pueden hacer comparaciones entre varias poblaciones de la misma especie en diferentes ambientes y determinar cuál es el más favorable, estimar la magnitud del incremento que será capaz de alcanzar una población al cabo de cierto tiempo. Los parámetros que se pueden calcular para este efecto son el número promedio de descendientes producidos por hembra a lo largo de toda su vida, que se denomina tasa reproductiva neta ( $R_0$ ), el incremento del tamaño de la población por individuos y por unidad de tiempo, que es la tasa intrínseca de crecimiento ( $r_m$ ) y el tiempo generacional ( $T$ ) que es el tiempo promedio que pasa entre el momento que una hembra nace y tiene su descendencia (Wrensch, 1978; Micinski *et al.*, 1981).

Tabla 1. Datos del tiempo de desarrollo en días y parámetros poblacionales bajo condiciones controladas de algunos ácaros fitófagos en frutales.

ESPECIE	HOSPEDERO	DISTRIBUCION	PARAMETROS POBLACIONALES			PERIODO REPRODUCTIVO (días y hrs.)	DURACION DE HUEVO A ADULTO (días)	FACTOR ABIOTICO DE MORTALIDAD	REFERENCIA
			$R_0$	$r_m$	$\lambda$				
<i>Eotetranychus carpini borealis</i>	pera, manzano	Oregon					22.0	temperatura	Westgard Berry, 1970
<i>Brevipalpus phoenicis</i> , <i>Panonychus citri</i>	cítricos	Cuba				14	26.30*	temperatura	Prieto y Diaz, 1972
<i>Tetranychus mcdaniell</i>	manzano	EUA	75.66	0.245	1.278	13.13	17.66	temperatura	Tanigoshi et al., 1975
<i>Eutetranychus orientalis</i>	cítricos	Egipto					5.27*	temperatura y humedad	Rasmy, 1977
<i>Eotetranychus hircoriae</i>	pacana	EUA				9	9.3	temperatura	Micinski et al., 1981
<i>Panonychus ulmi</i>	manzano	Canadá				173.26⊕	389⊕	temperatura y humedad	Herbert, 1981
<i>Tenuipalpus puniceae</i>	granada	Irak				22	19.6*	temperatura	Al-Gboory et al., 1984
<i>Eotetranychus kankitus</i>	cítricos, duraznero, uva	China			40.1	21.54		temperatura	Li Lung-Shu et al., 1984
<i>Eotetranychus lewisi</i>	duraznero	México				10.55	30.26	temperatura y humedad	Ortiz, 1984
<i>Panonychus citri</i>	cítricos	España,		0.040		10.24	24.99	humedad	Beitia y Garrido, 1991
<i>Eutetranychus banksi</i>	cítricos	Norte, Centro y Suramérica	31.36	0.210	16.36	14	11.55*	temperatura	Childers et al., 1991

• Trabajos realizados bajo diferentes temperatura, pero en esta ocasión se reportan los valores correspondientes a 27 y 28 °C.

‡ Trabajo realizados a temperatura de 25 °C

⊕ Duración en horas a temperatura de 21°C

$R_0$  = Tasa neta de reproducción;  $r_m$  = Tasa intrínseca de crecimiento;  $\lambda$  = Tasa finita de crecimiento; TG = Tiempo medio Generacional.



Los pocos estudios que han utilizado un enfoque demográfico en ácaros, señalan que las poblaciones tienen tasas de crecimiento positivas ( $r_m$  varía entre 0.24 y 0.04) en condiciones controladas y que los tiempos generacionales varían entre 16 y 40 días; el número de huevecillos que una hembra produce a lo largo de toda su vida varía, según la especie y las condiciones ambientales, entre 31 y 76 (Tabla 1) (Tanigoshi *et al.*, 1975; Beitia y Garrido, 1991; Childers *et al.*, 1991). La cantidad de huevecillos que una hembra pone puede verse afectada también por la disponibilidad de recursos alimenticios y por el hecho de que haya sido o no fecundada (Childs *et al.*, 1984)

#### 2.1.4.- Dinámica espacio temporal de ácaros

A pesar de la limitada información sobre densidad y distribución de ácaros en frutales, se tiene conocimiento de que el ciclo de vida de ciertos ácaros varía de un lugar a otro de acuerdo a las condiciones ambientales de cada zona, a la edad del arbolado y de las hojas, arquitectura y microclima del frutal, a las labores de cultivo, acción de los enemigos naturales y a la irrigación de la huerta, entre otros aspectos que hacen que fluctúen las poblaciones de ácaros dentro y entre los árboles frutales de una zona (Jeppson *et al.*, 1975; Zalom *et al.*, 1984; Yaninek *et al.*, 1989; Monetti y Fernández, 1996). Se ha sugerido que las fluctuaciones en la abundancia de ácaros se encuentran correlacionadas con la temperatura y la humedad; por ejemplo, cuando las temperaturas son relativamente altas las poblaciones de ácaros tienden a crecer a mayor velocidad, siempre y cuando se presenten en un ambiente relativamente seco,

mientras que las poblaciones decrecen al bajar las temperaturas y aumentar la precipitación pluvial (Jeppson *et al.*, 1975; Yaninek *et al.*, 1989 ).

Algunos ácaros pueden desarrollar de una a ocho generaciones por año, siendo durante la primavera cuando los ácaros completan de una a cinco generaciones; durante el verano, por el contrario, las poblaciones tienden a disminuir probablemente porque son afectadas por las altas precipitaciones pluviales que se presentan en algunas regiones, mientras que durante el otoño e invierno permanecen en forma de huevecillo e hibernan después de haber sido depositados en grupos sobre los brotes, ramas y corteza de los frutales. Según estas observaciones se infiere que hay un efecto determinante de la estacionalidad sobre la dinámica poblacional de estos organismos (Hare, 1988).

Se han realizado algunos estudios con respecto a la distribución de los ácaros dentro del árbol en frutales, tomando en cuenta el tamaño de las hojas y la subdivisión del árbol en secciones (en forma de abanico) o en estratos (superior, medio e inferior o sólo superior e inferior) para muestrear a la población de ácaros. Por ejemplo, en el manzano se ha visto que la densidad de *Panonychus ulmi* (Koch) y *Tetranychus urticae* Koch es homogénea entre secciones, pero hay una mayor densidad de ácaros en las hojas pequeñas (0-25 cm<sup>2</sup>) y medianas (25-50 cm<sup>2</sup>) durante la primavera, mientras que en hojas mayores de 50 cm<sup>2</sup> no es común encontrar ácaros; esto sugiere que hay preferencia por las hojas tiernas que por las maduras (Monetti y Fernández, 1996). En

relación al efecto de la edad de las hojas, se ha observado que las hembras de *Panonychus citri* (McGregor) ponen más huevecillos en hojas jóvenes que en maduras (Van de Vrie *et al.*, 1972). Así también hay mayor abundancia de huevecillos de *Panonychus ulmi* (Koch) en duraznero, sobre las hojas de la parte superior del árbol, mientras que los inmaduros prefieren la parte inferior del árbol (Putman y Herne, 1964).

#### 2.1.5.- Control biológico

Se utilizan una gran cantidad de productos químicos para el control de plagas de ácaros a nivel nacional, como son los acaricidas Kelthane, Folimat, Propargite y Ethion, entre otros; y por el lado de los insecticidas se encuentran el Captan, Morestan y Gusation entre otros (Pérez, 1998, comun. pers), los cuales acarrear ciertos problemas, como la posible creación de resistencia a ciertos productos por parte de los ácaros y la eliminación de sus enemigos naturales. Sin embargo, existen otros tipos de métodos de control como el biológico, el mecánico y de cultivo, siendo el biológico el que ha tenido más éxito contra ciertas plagas de ácaros, porque aunque no produce una reducción inmediata de las mismas, como lo hacen los productos químicos, sí es más efectivo y permanente (Wilson *et al.*, 1984). El control biológico se basa en el uso de parasitoides, depredadores y patógenos para disminuir el tamaño de la población del ácaro plaga. En el caso de los tetraníquidos se han utilizado a los ácaros depredadores para su control y se están llevando a cabo investigaciones sobre su ciclo de vida, dinámica poblacional y sus fluctuaciones numéricas asociadas con las de los ácaros fitófagos, ya que se busca que su efecto aumente conforme se

incrementa la densidad del fitófago y que disminuya al decrecer la abundancia de este, es decir, se pretende que el depredador actúe como un factor regulador del tamaño de la población del ácaro fitófago (Putman y Herne, 1964; Putman y Herne, 1966; Van de Vrie *et al.*, 1972; Badii y McMurtry, 1984).

Dentro de los artrópodos depredadores de fitófagos, se encuentran los que pertenecen a los órdenes Thysanoptera, Coleoptera, Hemiptera, Heteroptera, Neuroptera, Diptera y a la subclase Acari, que juegan un papel importante en el control biológico. Entre los ácaros depredadores de la familia Phytoseiidae que actúan sobre ácaros fitófagos, se pueden mencionar a las siguientes especies: *Euseius stipulatus* Athias Henriot, *Typhloseiulus amaliae* Ragusa, *Typhlodromus athenas* Swirski and Ragusa, *T. rhenanoides* Athias-Henriot, *T. cryptus* Athias-Henriot, *T. amblyseius potentillae* Garman, *T. caudiglans* Shuster y *A. stipulatus* Athias-Henriot. Dichas especies se han utilizado para controlar poblaciones de *Tetranychus urticae* Koch, *Panonychus citri* (McGregor) y *Eriophyes sheldoni* Ewing en cítricos (Putman y Herne, 1958; Putman y Herne, 1964; Collyer, 1964; McMurtry *et al.*, 1970; Ragusa, 1986; Gispert, 1990; Papaioannou-Souliotis, 1997). Además se ha visto que *Typhlodromus caudiglana* mantiene a niveles considerablemente bajos a las poblaciones de *Aculus cornutus* (Banks), *Panonychus ulmi* (Koch) y *Bryobia arborea* Morgan y Anderson en huertos durazneros (Putman y Herne, 1958; Putman y Herne, 1964). Se ha observado que los principales depredadores de *Eotetranychus lewisi* (McGregor), la especie que

nos ocupa en este caso, son insectos de las familias Chrysopidae, Coccinelidae y Anthocoridae, así como especies del orden Araneae (Velázquez, 1979).

Es importante mencionar que la mayoría de estudios sobre control biológico se han llevado a cabo en condiciones de laboratorio en donde se ha buscado la manera de incrementar el número y disminuir la mortalidad de los depredadores para lograr el control de ácaros fitófagos que ayuden a obtener una mejor producción en este caso de frutales.

## 2.2.- Diagnósis de *Eotetranychus lewisi* (McGregor)

*Tetranychus lewisi* McGregor, 1943, Proc. Ent. Soc. Wash.45: 127.

*Eotetranychus lewisi* (McGregor), Pritchard y Baker, 1955. Pac. Coast. Ent. Soc. Mem. 2: 205,206; Baker y Pritchard, 1962, Rev. Soc. Mex. Hist. Nat. 23: 318.

La hembra de forma ovalada, mide aproximadamente 360 $\mu$  de longitud total y 170 $\mu$  de anchura máxima, es de color ámbar-verdoso claro y va tomando un color ámbar-oscuro con la edad (Fig. 2); muestra estrías transversales en el lóbulo genital y en el área pregenital (Fig. 3a); todos los empodios con tres pares de pelos dirigidos hacia la parte ventral (Fig. 3b).

El macho de cuerpo más pequeño que la hembra, es de forma triangular y de color amarillo brillante. El empodio I es unguiforme; el eupatidio  $\zeta$  (sensilo terminal) del pedipalpo es pequeño y más ancho que alto. El edeago tiene forma de S, se adelgaza gradualmente hacia la punta y presenta una curvatura ventral amplia (Fig. 3c). Ambos sexos presentan peritremas que se curvan distalmente formando un ángulo casi recto.

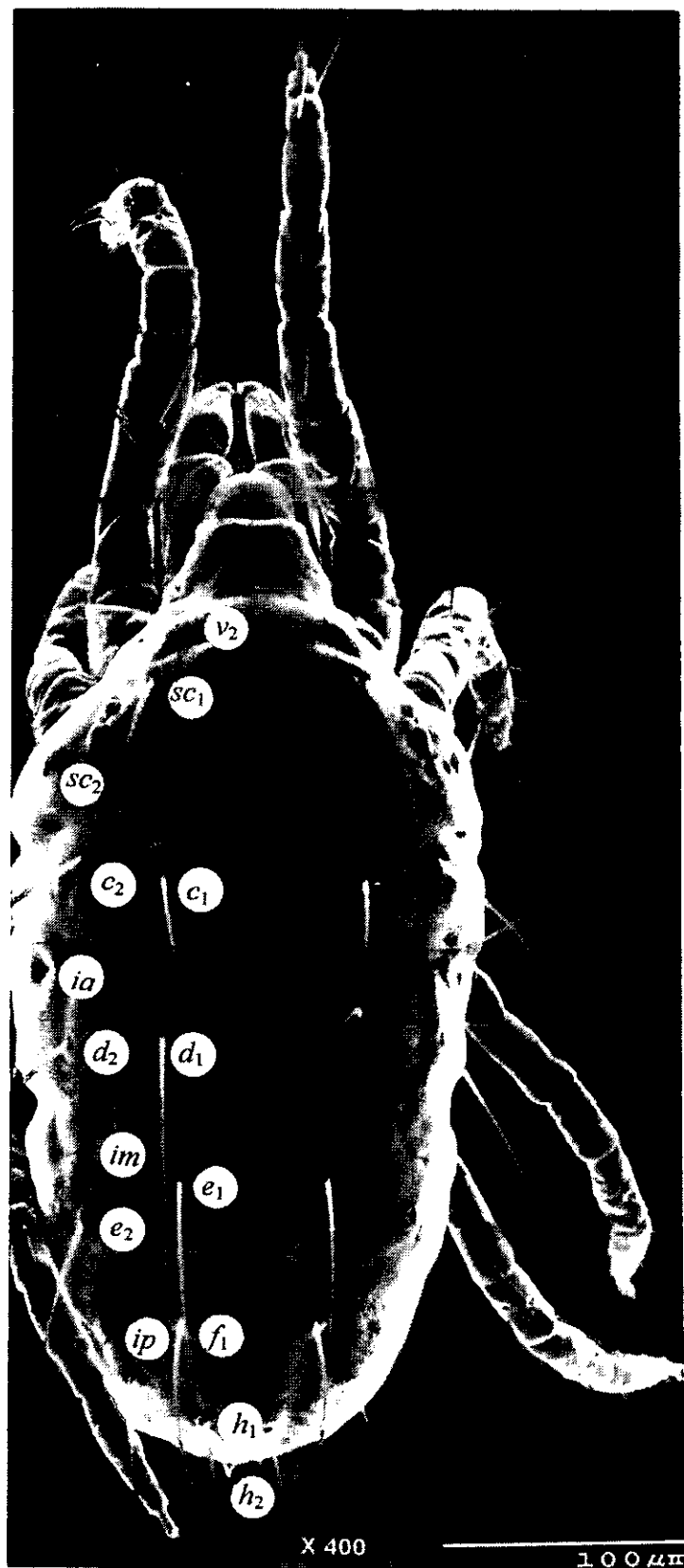


Figura 2. Vista dorsal de la hembra de *Eotetranychus lewisi*. Nomenclatura de la quetotaxia del idiosoma de acuerdo con el sistema Grandjean (1939).

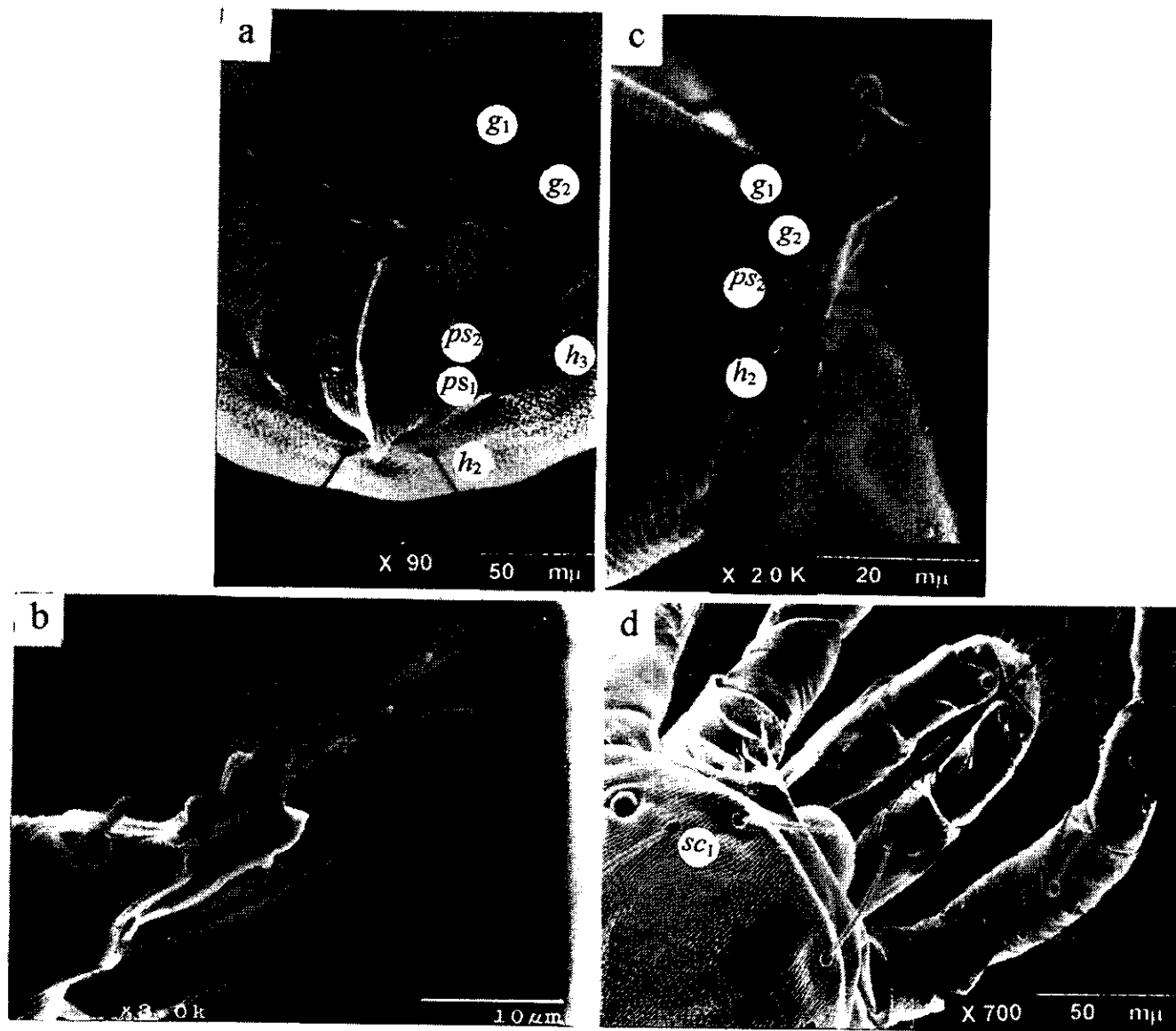


Figura 3. Fotografías de microscopio electrónico de barrido de *Eotetranychus lewisi*. 3a) Vista ventral del área genito-anal de la hembra. 3b) Pretarso de la pata I de la hembra. 3c) Vista lateral del edeago y del área genito-anal del macho. 3d) Vista dorsal del gnatosoma de la hembra.

COMENTARIOS: la multiplicidad de sistemas de nomenclatura, que se han aplicado a las sedas del idiosoma dentro de los ácaros Acariformes (particularmente Prostigmata y Astigmata) es una fuente continua de confusión y de problema al tratar de establecer sus homologías. Las diversas descripciones y redesccripciones de *Eotetranychus lewisi* hacen patente esta situación. En este trabajo se apoya la utilización del sistema de nomenclatura de Grandjean (1939) aplicada a los tetraníquidos por Lindquist (1985).

El sistema de Grandjean (1939) para los Acariformes, toma en cuenta el metamerismo del idiosoma y la adición de sedas durante la ontogenia de estos ácaros. Es sin duda el sistema que permite evaluar las homologías de una forma más fundamentada y por lo tanto, su uso tiende a extenderse entre los diversos grupos. Su aplicación en Astigmata ha sido explicada por Griffiths *et al.*, (1990).

*Eotetranychus lewisi* (Fig. 2), como todos los Tetranychinae, presenta tres pares de sedas en el proterosoma ( $v_2$ ,  $sc_1$ ,  $sc_2$ ), 10 pares de sedas en el histerosoma dorsal ( $c_1$ ,  $c_2$ ,  $c_3$ ,  $d_1$ ,  $d_2$ ,  $e_1$ ,  $e_2$ ,  $f_1$ ,  $f_2$ ,  $h_1$ ) y dos pares de sedas para-anales ( $h_1$ ,  $h_3$ ) de las cuales la  $h_2$  puede verse en una vista dorsal del ácaro ya que se encuentra en la parte terminal del cuerpo. Con el objeto de facilitar la comparación del sistema de Grandjean con los utilizados en descripciones previas de *E. lewisi*, a continuación se presenta un análisis de la correspondencia de estas sedas con otros sistemas (Gutiérrez, 1985).

Idiosoma dorsal: el prodorso o proterosoma lleva tres pares de sedas (P1, P2, P3) que en la notación de Grandjean corresponderían a  $v_1$ ,  $sc_1$ ,  $sc_2$ . El histerosoma dorsal tiene



cinco pares de sedas dorsales (D1, D2, D3, D4, D5); cuatro pares de sedas laterales (L1, L2, L3, L4) y un par de sedas humerales (H). En la notación de Grandjean, las dorsales corresponderían a  $c_1$ ,  $d_1$ ,  $e_1$ ,  $f_1$  y  $h_1$ , las laterales a  $c_2$ ,  $d_2$ ,  $e_2$ ,  $f_2$  y las humerales  $c_3$ .

Las D1, D2 y D3 son también denominadas sedas histerosomales dorsocentrales; L1, L2 y L3 histerosomales dorsolaterales; D4 y L4 sacrales internas y externas; D5 clunales. Reck (1959) y Mitrafanov (1971) nominó a las sedas dorsales como sigue : parietales (P1), oculares (P2, P3), escapulares (D1, L1, H), prelumbares (D2, L2), lumbares (D3, L3), sacrales (D4, L4) y caudales (D5).

Idiosoma ventral: en las hembras de Tetranychinae, hay generalmente tres pares de sedas medioventrales (MV1, MV2, MV3) un par de pregenitales ( $P_RG$ ), un par de genitales (G), un par de post-genitales (PoG), dos pares de anales y dos pares de para-anales (para-anales anteriores y posteriores). Los machos presentan cuatro pares de sedas genitoanales).

De acuerdo a la notación de Grandjean, las sedas medioventrales deberían ser nominadas 1a, 3a y 4a, las pregenitales  $ag_1$ , las genitales  $g_1$ , las post-genitales  $ag_2$ , las anales (o pseudoanales)  $ps_1$ ,  $ps_2$ , y las para-anales  $h_1$ ,  $h_2$ . Reck (1959) y Wainstein (1960) nominaron a las sedas para-anales como post-anales.

La tabla 2, tomada de Lindquist (1985), compara los diversos sistemas de nomenclatura aplicados a la quetotaxia del histerosoma de los ácaros tetraníquidos.

Tabla 2. Comparación de los diversos sistemas de nomenclatura aplicado a las sedas del histerosoma de ácaros tetraníquidos (todas las sedas aparecen en la larva excepto las pregenitales y genitales, como se indica). Tomado de Lindquist (1985).

Grandjean (1939, 1947)	Pritchard y Baker (1955)		Oudemans (1928) Geijskes (1939) Rekk (1947, 1959)	
C { $c_1$ $c_2$ $c_3$	1as Dorsocentrales 1as (Dorso) laterales Humerales o 1as Sublaterales	DC1 L1 H	Humerales internas Humerales medias Humerales externas	} Humerales
D { $d_1$ $d_2$ $d_3$	2as dorsocentrales 2as (Dorso) laterales 2as sublaterales	DC2 L2 -	Dorsales o pre- lumbares internas Dorsales o pre- lumbares medias Dorsales o pre- lumbares externas	} Dorsales o prelumbares
E { $e_1$ $e_2$ $e_3$	3as Dorsocentrales 3as (Dorso) laterales 3as sublaterales	DC3 L3 -	Lumbares o lumbares internas Lumbares o lumbares medias Lumbares o lumbares externas	} Lumbares
F { $f_1$ $f_2$	Sacrales internas o 4as dorsocentrales Sacrales externas o 4as (Dorso) laterales	DC4 L4	Sacrales internas Sacrales externas	} Sacrales
H { $h_1$ (? $f_3$ ) $h_2$ $h_3$	Clunales o 5as Dorsocentrales Postanales o Para-anales posteriores Para-anales anteriores	DC5 - -	Clunales o caudales Postanales posteriores Postanales anteriores	
PS { $ps_{1-3}$	Anales	-	Anales	
$g_1$ (Dn)	1as Genitales (Anteromediales)	-	Epiginiales	
$g_2$ (AD)	2as Genitales (Posterolaterales)	-	Intermediales	
$ag$ (Pn)	Pregenitales	-	Pre-epiginiales	

### 2.3.- Distribución geográfica de *Eotetranychus lewisi*

*Eotetranychus lewisi* se distribuye en el suroeste de los Estados Unidos de América, así como en los estados de Washington, Michigan, Massachusetts, Florida y Texas, principalmente. También se le encuentra en casi toda la República Mexicana y en América Central (Costa Rica, Honduras y Nicaragua), que constituye su límite sureño de distribución. Se le ha encontrado en una gran variedad de plantas, entre ellas *Ceiba acuminata* (Watson), *Ipomoea* sp., *Mimosa laxiflora* Benth, *M. biuncifera* Benth, *Bebbia juncea* (Benth), *Cardiospermum corindum* L., *Brickellia californica* (Torrey y Gray), *Croton sonorae* Torrey, *Abutilon malacum* Watson, *Ambrisia confertifolia* (De Candolle), *Croton ciliato-glandulosus* Ortega, *Heterotheca* sp., *Euphorbia pulcherrima* Wild., *E.* sp., *Acacia constricta* Benth., *Acacia pennalta* (Cham & Sch.), *Acacia* sp., *Antigonon leptopus* H. & A., *Cnidosculus* sp., *Ficus carica* L., *Haplopappus* sp., *Hydrangea arborescens* L., *Koelreuteria paniculata* Lexm., *Lycium* sp., *Malpighia* sp., *Monarda* sp., *Populus tremuloides* Michx., *Quercus* sp. y *Solanum* sp.. Asimismo, se le ha encontrado en *Bixa deltoidea* Bartr., *Prunus* spp., *Rosa* sp. y *Phaseolus* sp (Baker y Pritchard, 1962; Estébanes y Baker, 1966; Tuttle *et al.*, 1974, Jeppson *et al.*, 1975).

En México se ha observado a *E. lewisi* como plaga del duraznero en Morelos, Estado de México, Michoacán, Aguascalientes y Zacatecas; también se ha colectado en cítricos, papaya, olivo, pinos, rosal, calabaza, granada china, peral, manzano, nogal y en ornamentales en los estados de Puebla, Chiapas, Jalisco, Nayarit,

Tamaulipas, Hidalgo, Hermosillo y Chihuahua, entre otros (Estébanes y Baker, 1966; Byerly, 1971; Jeppson *et al.*, 1975; Enríquez, 1993).

#### 2.4.- El duraznero y sus plagas de ácaros

En huertos durazneros localizados en Ontario, Canadá y en diferentes regiones de Estados Unidos, se han encontrado como especies fitófagas del duraznero a *Panonychus ulmi* (Koch), *Tetranychus telarius* (Linnaeus), *T. canadensis* (McGregor), *T. atlanticus* McGregor, *T. urticae* Koch, *Bryobia arborea* Morgan y Anderson y *Aculus cornutus* (Banks) (Putman y Herne, 1966; Tuttle *et al.*, 1974). En México, además de *Eotetranychus lewisi* (McGregor), se han registrado otras especies sobre el duraznero, tales como *Oligonychus mexicanus* (McGregor y Ortega), *Oligonychus punicae* (Hirst) y *Eotetranychus uncatatus* Garman (Byerly, 1971; Velázquez, 1979; Leyva, 1978; Millán, 1979).

##### 2.4.1. Daños por ácaros en duraznero

En presencia de poblaciones de ácaros plaga, como *E. lewisi* (McGregor), *Oligonychus mexicanus* (McGregor y Ortega) y *Oligonychus punicae* (Hirst) en duraznero, se ha observado que en el envés de la hoja se forma una fina telaraña en el área de la nervadura. Al principio el daño se refleja por el color jaspeado-amarillento de las hojas, que posteriormente toman una apariencia plateada y finalmente las hojas más dañadas se secan y caen. Las infestaciones se inician en unos cuantos árboles y después se dispersan a otros, causando su defoliación durante la época de formación

de yemas y fructificación de la planta; esto impide que el árbol elabore las reservas nutritivas para la fructificación del año siguiente. Se cree que el ácaro inyecta una enzima tóxica para la planta al ingerir las sustancias absorbidas, lo que trae como consecuencia la defoliación prematura del árbol (Byerly, 1971; Leyva, 1978; Millán, 1979).

#### 2.4.2.- Origen y distribución del duraznero

El durazno, *Prunus persica* (L.) Batsch, es una planta de la familia Rosaceae, de hábito perenne, con un ciclo vegetativo de 15 a 20 años. Esta especie es originaria de China y las semillas pudieron haber sido transportadas a Europa por caravanas a Kasimira, Bakora y Persia en el período de la migración sánscrita. De este último país fue distribuida posteriormente a otros lugares, por lo que se generalizó la creencia de que su país de origen era Persia y, por lo tanto, fue llamada "la fruta de Persia" por Teofastro en 322 a.C. El duraznero se introdujo a la cultura griega entre los años 300 a.C., y a Roma un poco después del inicio de la era cristiana. Los romanos dispersaron la semilla a través de sus dominios, aunque se cree que migraciones más tempranas de comunidades de moros pudieron haber llevado el frutal al norte de Africa y a España. Durante la conquista de México, los misioneros agustinos trasladaron el cultivo del duraznero al continente Americano y a Florida. Asimismo, los portugueses aparentemente lo introdujeron a la costa este de Sudamérica en fechas tempranas (Caillavet y Souty, 1950; Hesse, 1993; Joshi y Bhutani, 1995).

En el continente Americano las primeras plantaciones de duraznero realizadas por los colonizadores fueron a través de semillas; posteriormente se volvieron comunes los árboles injertados y se originaron nuevos cultivares en plantaciones de segregantes, es decir, seleccionando las mejores variedades. Actualmente el desarrollo de cultivares ha alcanzado un estado avanzado en muchas regiones del continente. Todos los cultivares comerciales son de la especie *Prunus persica* (L.) Batsch, sin embargo, existen otras especies de duraznero como *P. davidiana* (Carr.) Franchs., *P. ferghanensis* (Kost. y Rjab), *P. mira* Koehene y *P. andersoni* Gray, de los cuales derivan también los clones comerciales cultivados y otras especies más que son de poca importancia comercial (Hesse, 1993; Joshi y Bhutani, 1995).

Los límites latitudinales de *Prunus persica* están entre los 30° Norte y 45° Sur; la altitud óptima para este cultivo varía entre los 1,500 y 1,800 msnm. A latitudes mayores las bajas temperaturas invernales y las heladas de primavera son usualmente los factores que limitan su distribución; tolera temperaturas entre 2 y 30 °C y para una buena floración y fructificación requiere alrededor de 400 "horas frío" (acumulación de horas frío diarias durante el invierno a un intervalo de 0 °C y 7.2 °C), para el caso de México (Calderón, 1989). A latitudes bajas el requerimiento de frío durante el invierno usualmente no es satisfecho por tratarse de una especie de clima templado, aunque sí se conocen cultivares con requerimientos inferiores a las 100 horas frío y también se cultivan en las zonas tropicales y subtropicales, especialmente a grandes elevaciones, donde el calor de las áreas tropicales es atenuado; sin embargo, en estos casos se

producen frutos de mediana y baja calidad (Méndez, 1992; Hesse, 1993; Joshi y Bhutani, 1995).

Los principales productores de duraznero a nivel mundial son Estados Unidos, Italia, Francia, Canadá, Japón, Argentina, España, Sudáfrica, Brasil, Australia, México y Perú (Tabla 3) (Hesse, 1993; Joshi y Bhutani, 1995). En la República Mexicana, al norte del país, las condiciones óptimas para el cultivo se localizan en Chihuahua, norte de Durango y noroeste de Sonora; sin embargo, los estados mexicanos con mayor superficie cosechada son el Estado de México, Chihuahua y Zacatecas (Hernández, 1976; Santana, 1982; Ortiz, 1984). En el estado de Durango, el duraznero ocupaba el quinto lugar, en términos de superficie cultivada, en 1985 y pasó al tercer lugar en 1992 (SARH, 1993).

PAIS PRODUCTOR	TON METRICAS (1 000)
Estados Unidos	1 426
Italia	1 128
Francia	497
Canadá	458
Japón	279
Argentina	235
España	165
Sudáfrica	155
Brasil	120
Australia	116
México	81
Perú	33

Fuente: Hesse, 1993

Tabla 3. Principales países productores de durazno y su rendimiento en toneladas métricas (1 000) en el año de 1992.

### 2.4.3.- Características del duraznero

El duraznero es un árbol perenne de copa ancha que llega a medir hasta 10 m de altura, de raíz típica, tallo aéreo y tronco cilíndrico de color cenizo. En su madurez llega a medir hasta 30 cm de diámetro, su corteza es de color café rojizo oscuro y es áspera y escamosa; sus ramas, que son extendidas y delgadas, presentan una coloración verde durante su primer año y después se tiñen de color rojo pardo por el lado donde les da el sol y muestran numerosas lenticelas conspicuas. Sus hojas son alternas simples, lanceoladas, aserradas y penninermes, oscuras por el haz y pálidas por el envés, llegando a medir de 12 a 21 cm de longitud y de 2.5 a 5 cm de ancho. El ápice de la hoja es alargado, con base abrupta y aguda (Caillavet y Souty, 1950; Grünberg, 1951; Alvarez, 1996). Las yemas florales generalmente aparecen antes que las hojas y las flores se desarrollan a partir de yemas escamosas sobre las ramas de la estación anterior. Las flores presentan simetría radial, son hermafroditas y llegan a medir de 2.5 a 4 cm o más de diámetro; su color varía de blanco hasta rojo oscuro y desprenden un olor agradable (Alvarez, 1996). El fruto es una drupa carnosa y pubescente, muy modificada en su forma y talla según la variedad; presenta una sutura usualmente distintiva y su color varía de verde blanquecino al amarillo naranja. La semilla es de forma almendrada, y es aromática y amarga. La primera cosecha de frutos se obtiene alrededor del tercer año de desarrollo del árbol, aunque la primera floración se da generalmente al segundo año (Hernández, 1976; Joshi y Bhutani, 1995; Alvarez, 1996).



#### 2.4.4.- Fenología anual del duraznero

Según Caillavet y Souty (1950), Gil-Albert (1980) y Calderón (1989), en el duraznero, al igual que en muchas de las especies de zonas templadas, se presentan períodos anuales de desarrollo con fases claramente definidas:

- a) Hay un período anual de reposo que coincide normalmente con el final del otoño y con la época invernal, alargándose en ocasiones hasta la primavera; en esta etapa el frutal no muestra actividad vegetativa aparente y no hay crecimiento ni floración; algunos procesos fisiológicos como la absorción radicular, la traslocación vascular, la respiración, la fotosíntesis y la transpiración generalmente ocurren a tasas muy bajas.
- b) A finales del invierno o principios de la primavera el árbol reinicia su metabolismo y se reactivan sus procesos fisiológicos, lo cual se traduce en un inicio del desarrollo vegetativo de los brotes y ramas, el engrosamiento de ramas y tronco y la producción de brotes florales; el primer síntoma externo de la actividad vegetativa en el duraznero comienza con la hinchazón de las yemas florales.
- c) Las escamas y brácteas protectoras de la yema floral se separan y aparece la "borra" (período que se conoce con el nombre de *desborre*); durante el desborre, las yemas florales pasan por una serie de etapas fenológicas, como son botón verde (flor envuelta por los sépalos), botón rosa (aparecen las puntas de los pétalos de la flor), plena floración (la flor está completamente abierta y se observan sus órganos reproductores), caída de pétalos (se ha producido la fecundación y los

pétalos se marchitan y se desprenden) y cuajado de fruto (aparece un fruto incipiente que se desarrolla hasta alcanzar la madurez).

- d) Conforme avanza la primavera, el desborre se acelera y al cabo de aproximadamente 10 días se produce la aparición de las primeras hojas, haciéndose evidente también el crecimiento de los tallos como consecuencia de la elongación del meristemo gemular. A este estado fenológico se le llama "brotación".
- e) Posteriormente el crecimiento vegetativo se intensifica y se lleva a cabo durante toda la primavera y parte del verano, por lo que es llamado proceso de crecimiento de primavera; éste termina en verano cuando se elevan las temperaturas en las zonas templadas y aún no inician las lluvias, momento en el cual la elongación de los tallos se detiene y el meristemo terminal aparece definido por escamas y brácteas en forma de yema terminal; a esta fase se le denomina parada vegetativa de verano o parada estival.
- f) Al finalizar el verano las condiciones ambientales (humedad y temperatura) suelen volver a ser adecuadas para el crecimiento y entonces se produce lo que se conoce como la brotación de otoño o rebrote. Esta brotación se alarga hasta los primeros fríos otoñales y da origen a un segundo período de crecimiento que termina con la parada otoñal.
- g) Con los primeros fríos otoñales la intensidad de los procesos fotosintéticos desciende, la traslocación de reservas y la lignificación de la madera se incrementa y progresivamente el árbol inicia su reposo invernal. Durante este período ocurre la

caída de las hojas. Con esto, el período de actividad vegetativa termina y el ciclo anual se reinicia de nuevo el año siguiente

### 3.- OBJETIVO GENERAL

Estudiar el ciclo de vida y la dinámica poblacional de *Eotetranychus lewisi* (McGregor) con el objeto de contribuir al conocimiento de su biología y aportar elementos que coadyuven en su control como plaga del duraznero.

#### 3.1. - Objetivos particulares:

a) Describir el ciclo de vida del ácaro y construir una tabla de vida a partir de datos de sobrevivencia y fecundidad en condiciones controladas.

b) Describir los cambios en la estructura poblacional y la abundancia del ácaro a través del tiempo en condiciones naturales y relacionarlos con las diferentes etapas fenológicas del frutal.

c) Evaluar los cambios en la estructura poblacional del ácaro en condiciones naturales en relación con

## 4.- MATERIALES Y METODOS

### 4.1.- Sitio de estudio

Al sureste del Estado de Durango, en el municipio de Vicente Guerrero, que se localiza entre las coordenadas 23° 44' 37" Latitud Norte y 103° 59' 38" Longitud Oeste y a una altitud de 1,930 msnm (INEGI, 1973), se seleccionó una huerta de duraznero de fruticultores cooperantes situada a 3.8 km al oeste del poblado de Vicente Guerrero (Fig.4 ). Esta huerta cuenta con una superficie de 3.5 ha, y sostiene una plantación de 1,400 árboles (400 árboles por ha); la altura promedio de los árboles es de 2.5 m y su edad aproximada es de tres años. El primer año de producción de esta huerta fue 1997 y desde 1996 hasta la fecha no se han aplicado productos químicos acaricidas.

#### 4.1.1. - Clima

El clima del municipio de Vicente Guerrero es de tipo templado semiseco, BS<sub>1</sub> K<sub>w</sub> (w) (e), de acuerdo con la clasificación de Köppen modificado por García (1973). Con base en los datos proporcionados por la estación meteorológica de Vicente Guerrero, Dgo. (CONAGUA, 1998) para un período de 10 años, se observa que la temperatura media anual es de 17°C, con una temperatura máxima de 34 °C en el mes de junio y una mínima de -4.5 °C en el mes de enero. La precipitación pluvial anual es de 508 mm, con una precipitación máxima en el mes de agosto de 134.9 mm y una mínima de 3.5 mm en el mes de abril (Fig. 5a). Cabe mencionar que en 1997 la temperatura media anual fue la misma que en años anteriores (17 °C), mientras que la máxima fue de 35 °C en el mes de junio y la mínima fue de -4.5 °C en el mes de enero; en este año

la precipitación total fue de 473 mm (Fig. 5b). Aunque el total de la precipitación fue menor que la media en 1997, es importante notar que se presentaron lluvias durante todo el año, quizá por la influencia del fenómeno de "El Niño".

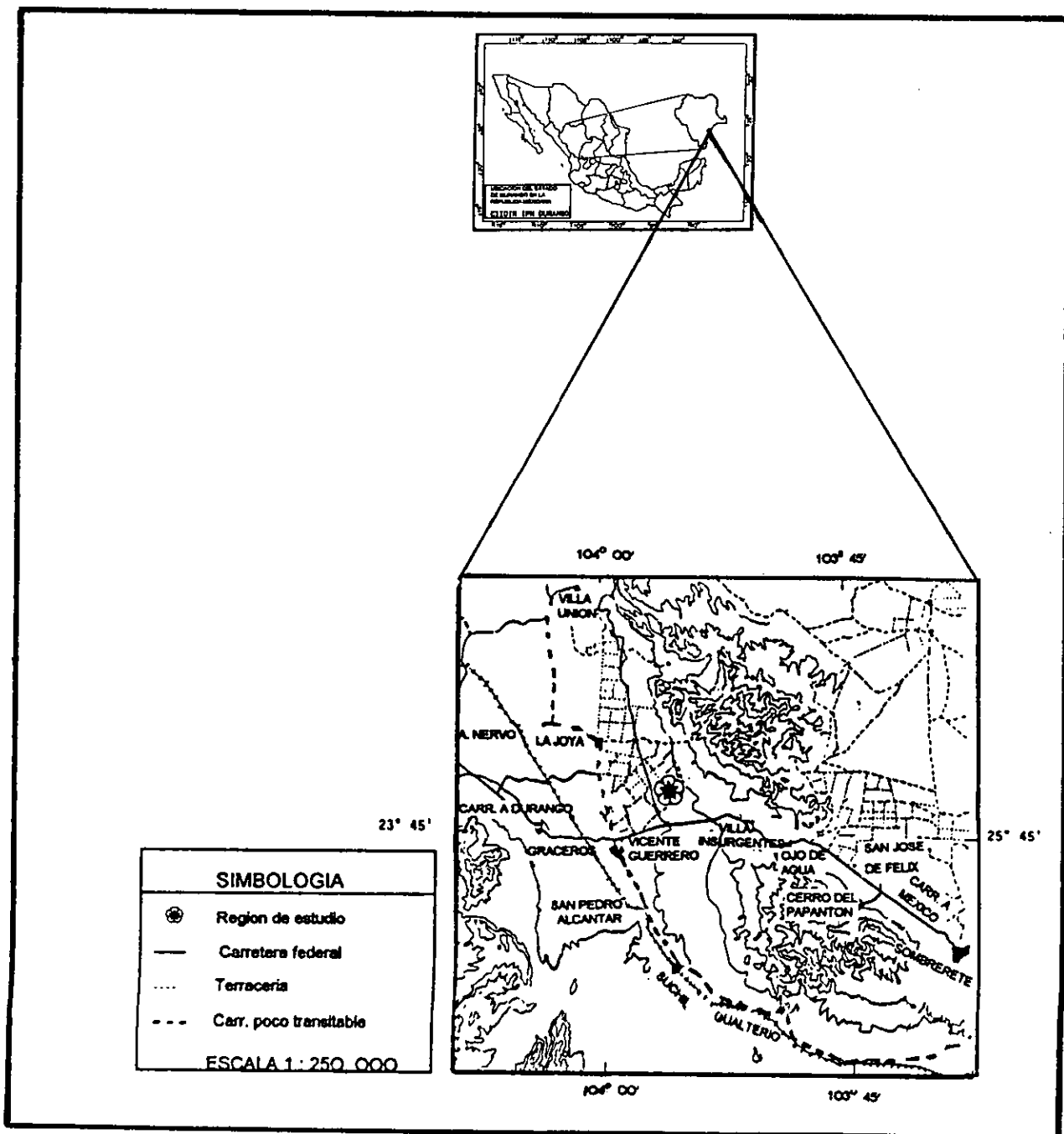
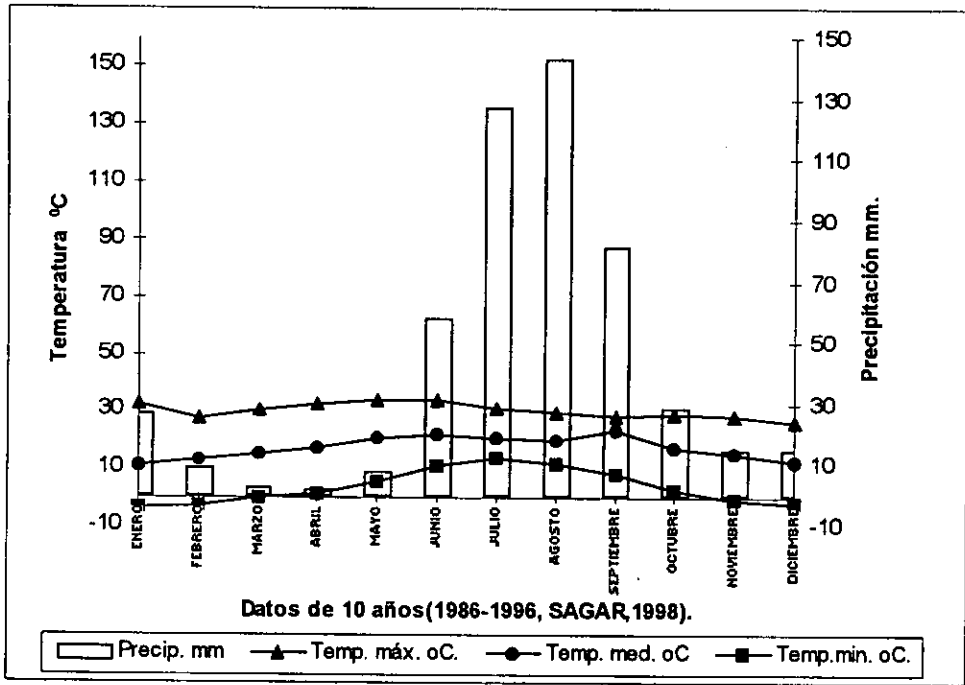


Figura 4. Ubicación del área de estudio, al sureste del estado de Durango.

a)



b)

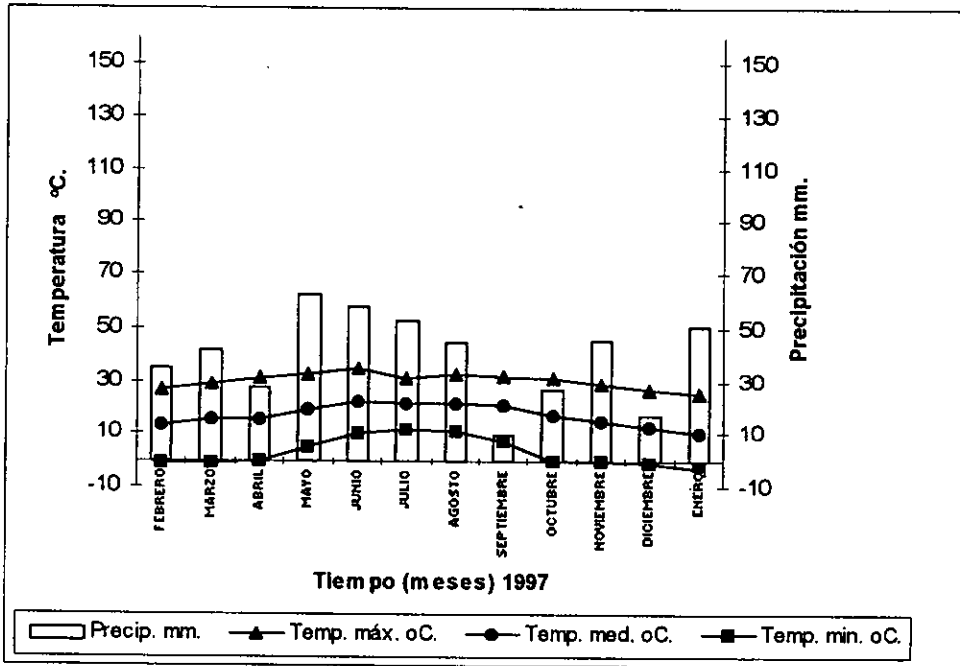


Figura 5. a) Climograma de la estación meteorológica de Vicente Guerrero, Durango (Datos basados en los años 1986-1996). b) Climograma de la misma estación, pero correspondiente a 1997, (CONAGUA, 1998).

#### 4.1.2.- Orografía

El municipio de Vicente Guerrero se encuentra formando parte de la Sierra Madre Occidental, cuya altura media es de 2,600 msnm. En el área circundante al municipio se localizan las sierras Santa María y de Sacrificios o del Papantón, que son cadenas montañosas secundarias. También se encuentran las Llanuras de Poanas y Nombre de Dios, que ofrecen vastas tierras de riego y alojan los pueblos de Villa Unión, Nombre de Dios, Súchil y Vicente Guerrero (Fig. 6).

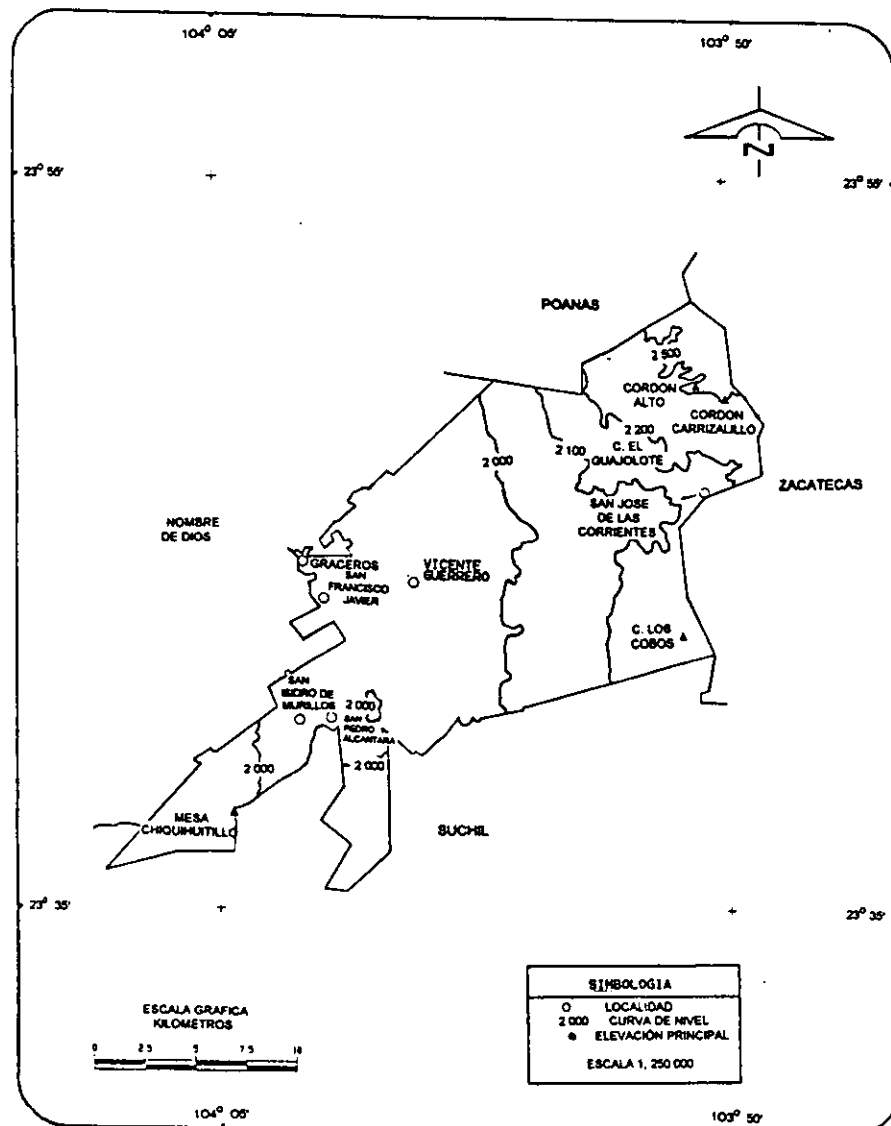


Figura 6. Orografía de la región de estudio.



En el límite con el Estado de Zacatecas se encuentran las elevaciones principales como son Cordón alto y Cordón Carrizalillo, con una altitud de 2,500 msnm, y el Cerro el Guajolote con una altitud de 2,200 msnm (SARH,1982; Secretaría de Gobernación,1988; Alvarez, 1996).

#### 4.1.3.- Hidrografía

Durango cuenta con 38 ríos, ocho presas y una laguna. Con respecto a los ríos, el del Mezquital baja al Valle de Durango y riega las tierras de los pueblos aledaños, toca la ciudad de Nombre de Dios y pasa por el pueblo de Vicente Guerrero, en donde recibe el nombre de río Súchil (Fig. 7). Las aguas de los ríos mencionados se confunden en épocas de crecida y se juntan con el río Poanas y unidos alcanzan el río Tunal en el Municipio de Nombre de Dios (Secretaría de Gobernación, 1988; Alvarez, 1996).

#### 4.1.4. - Geología

En el estado de Durango se pueden distinguir tres épocas geológicas. En la parte sur del estado se encuentran formaciones cuaternarias (aluviones). En los municipios de Poanas, Vicente Guerrero, Nombre de Dios, Canatlán y Durango existen indicios de actividad volcánica del cuaternario con producción de lavas basálticas (Alvarez,1996).



#### 4.1.6.- Vegetación

El tipo de vegetación que predomina en el sureste del estado de Durango es matorral xerófilo, el cual agrupa a todas las comunidades de porte arbustivo que se desarrollan en las regiones áridas y semiáridas del estado, como son los matorrales de mezquite y huizache, matorrales rosetófilos, nopaleras y chaparrales. En esos tipos de vegetación es común encontrar asociaciones entre diferentes especies de *Opuntia*, *Acacia*, *Prosopis*, *Mimosa*, *Quercus*, *Celtis* y *Forestiera*, así como ciertas especies de gramíneas como *Bouteloua*, *Heteropogon* y *Muhlenbergia* (González, 1983). En dicha región se desarrolla una agricultura de temporal a partir de la cual se producen frijol y maíz principalmente, aunque también se obtienen, en menor escala, otros productos como el trigo y la alfalfa. Entre los principales frutales que se producen en el estado está el duraznero, que actualmente cuenta con una gran extensión de terreno para su cultivo (INEGI, 1995).

#### 4.2. - Trabajo de laboratorio

Para el estudio de los ciclos de vida de las diversas especies de ácaros en condiciones controladas, diferentes autores coinciden en señalar que el método más recomendado y utilizado es el que consiste en colocar hembras sobre hojas aisladas de la planta hospedera dentro de una caja de Petri; las hojas se colocan sobre una capa de algodón saturado de agua destilada y el algodón se humedece a diario, cambiando la hoja por lo menos dos veces a la semana. Este método se conoce con el nombre de "método de arenas" ( del inglés "arena") (Rasmy, 1977; Childs *et al.*, 1984;

Abou-Setta y Childers, 1989). En este estudio se modificaron algunos aspectos de la técnica de arenas y en lugar de algodón se utilizó hule espuma y sobre de él una capa de algodón, ambos humedecidos con agua destilada (Fig. 8). Para dar seguimiento a las fases del ciclo de vida de *E. lewisi*, las cajas Petri se mantuvieron en una cámara de cría a una temperatura constante de  $27 \pm 2$  °C, con una humedad relativa de  $70 \pm 10$  % y un fotoperíodo de 12:12 (luz : oscuridad).

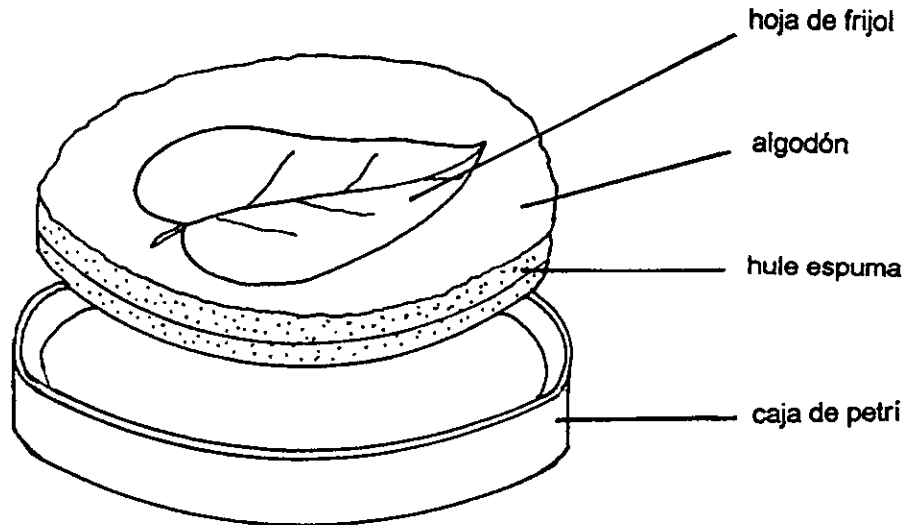


Figura 8. Método de arenas modificado, para la cría de *E. lewisi* sobre hoja de frijol.

#### 4.2.1. - Cría de *Eotetranychus lewisi* en laboratorio

Durante abril y mayo de 1996 se colectaron ácaros en estado adulto directamente de las hojas del duraznero en el sitio de estudio arriba descrito. Estos se utilizaron como progenitores, a partir de los cuales se obtuvieron huevecillos que se

siguieron a través del tiempo para determinar la secuencia y duración de los estadios de desarrollo de *E. lewisi*. Los ácaros se mantuvieron en macetas con plántulas de frijol (*Phaseolus vulgaris*), en una cámara de cría a temperatura y humedad controlada.

Se estudió la duración de cada uno de los estadios del ciclo de vida y, con las hembras resultantes, se analizó la fase de oviposición y se determinó la fecundidad. Esto último se hizo tanto para hembras que se reprodujeron sexualmente como para hembras que formaron huevecillos por partenogénesis, en ausencia de macho. Para hacer esto inicialmente se obtuvieron 150 hembras progenitoras, las cuales se depositaron con un pincel fino sobre el envés de 150 hojas frescas de frijol (una hembra por hoja y cada hoja en una caja de Petri) según el método de arenas descrito en la sección anterior. Para evitar que escaparan los ácaros de las hojas de frijol, se colocó un poco de vaselina sólida en la orilla de cada hoja; las hojas de frijol se cambiaron cada vez que se observaron deterioradas.

Las hembras se enumeraron para su registro y se examinaron al estereomicroscopio cada dos horas hasta observar el primer huevecillo, después de lo cual la hembra fue retirada. De las 150 hembras iniciales, sólo 115 pusieron huevecillos en un intervalo de 8 horas después de haber sido colocadas sobre la hoja de frijol. A partir de la puesta del primer huevecillo, las observaciones se realizaron cada 8 a 12 horas para evaluar la duración de cada estadio. Para determinar el estadio de larva se utilizó la característica del número de patas (tres pares), mientras

que el indicador del estado adulto fue la aparición de exuvias. Asimismo se estableció el tiempo de quiescencia que se presenta entre los diferentes estadios y, una vez alcanzado el estado adulto, se determinó la proporción de sexos. Una vez que las hembras resultantes pasaron al estadio de deutoninfa y cuando se encontraron en teleiocrisálida, se les colocó un macho junto a ellas para observar la cópula. A estas hembras fertilizadas se les registró el tiempo de preoviposición, oviposición y postoviposición y se observó el tiempo de vida de la hembra. Conforme emergieron las primeras larvas resultantes de esta cruce, se fueron retirando y se colocaron en otra hoja de frijol, en su respectiva caja Petri, dándoles seguimiento hasta que llegaron a adulto con el objeto de calcular de nuevo la proporción de sexos.

En una segunda cohorte y contando con un total inicial de 76 hembras, se continuó el mismo procedimiento; de éstas sólo 37 ovipositaron y fueron a las que se les dio seguimiento. Con la finalidad de analizar la potencialidad de reproducción por partenogénesis, en este caso no se colocaron machos junto a las hembras resultantes que llegaron a la fase de teleiocrisálida; se observaron estas hembras hasta que ovipositaron y se cuantificaron tanto el número de huevecillos como los tiempos de preoviposición, oviposición y postoviposición.

Con la información obtenida después de realizar estas observaciones, se esquematizó el ciclo de vida completo de *E. lewisi*, en donde quedaron representados los promedios de duración (días  $\pm$  DE) de los diferentes estadios, y se construyó una

tabla de vida de cohorte calculando las tasas de sobrevivencia y mortalidad de cada estadio, así como su fecundidad específica. Con estos datos fue posible calcular diferentes medidas de crecimiento poblacional, según se señala a continuación.

#### 4.2.1.1.- Técnica de preparación para la toma de fotografías al microscopio electrónico de barrido

De la cría de ácaros del laboratorio, se seleccionaron por lo menos 10 ejemplares por estadio de desarrollo, los cuales se colocaron en un adhesivo de cinta de carbón sobre un porta muestra de aluminio, para tener un total de siete portamuestras; éstos se colocaron dentro de cajas de Petri, las cuales fueron selladas para evitar que penetrara la humedad. Posteriormente se introdujeron a un congelador lab-line a  $-15^{\circ}\text{C}$  bajo cero, aproximadamente una hora, después se sacaron del congelador y los portamuestras se extrajeron de las cajas de Petri, para introducirlos al microscopio electrónico de barrido y tomar las fotografías. Para esto último, se utilizó una cámara Pentax Z10 con película ILFORD-PAUF PLUS ASA 50 en blanco y negro.

#### 4.2.2.- Construcción de la tabla de vida de cohorte

Cada columna de la tabla de vida quedó representada por los siguientes datos :

$x$  = edad o estadio específico.

$n_x$  = número de sobrevivientes al inicio del intervalo  $x$ .

$l_x$  = proporción de los individuos de la cohorte que sobreviven al inicio del intervalo  $x$ .

Este parámetro se calcula como:  $l_x = n_x/n_0$ , donde  $n_0$  es el tamaño inicial de la cohorte.

$d_x$  = proporción de los individuos de la cohorte inicial que mueren durante el intervalo comprendido entre  $x$  y  $x+1$ .

Este parámetro se calcula como:  $d_x = n_{x+1} - n_x$

$q_x$  = tasa de mortalidad específica de la categoría  $x$ , que calcula la proporción de individuos que mueren durante el intervalo de  $x$  a  $x+1$ , con respecto al total que ingresaron a la categoría  $x$ .

Este Parámetro se calcula como:  $q_x = d_x / n_x$

$e_x$  = esperanza media de vida para los organismos vivos que ingresan a la edad  $x$ .

Este parámetro se calcula como:  $e_x = T_x / L_x$ , en donde

$L_x$  = promedio del número de individuos vivos durante el intervalo de edad de  $x$  a  $x+1$  ( $L_x = (n_x + n_{x+1}) / 2$ ); y

$T_x$  = número total de días que quedan de vida a los sobrevivientes que han alcanzado la edad  $x$

$$(T_x = \sum_{x+1}^m L_x = L_x + L_{(x+1)} + \dots + L_n).$$

#### 4.2.3. - Tabla de fecundidad

En términos estrictos, una tabla de fecundidad es una parte de la tabla de vida en la que se incorporan los índices de fecundidad específicos para cada edad o estadio. En este caso se tomaron en cuenta los siguientes datos:

$x$  = edad específica.

$F_x$  = total de huevos producidos por los organismos del estadio  $x$ .

$m_x$  = fecundidad de un individuo promedio del estadio  $x$  ( se calcula como el no. de hijas por madre en el intervalo  $x$ ).

#### 4.2.4. - Curva de sobrevivencia

La proporción de individuos de la cohorte inicial que permanecen vivos al pasar a cada estadio son los datos que se incorporan a la columna  $l_x$  de la tabla de vida y se



pueden interpretar como la probabilidad de sobrevivencia hasta cada estadio. Estos datos, representados mediante una gráfica en escala logarítmica de la proporción de individuos vivos a través del tiempo, son los que dan lugar a la curva de sobrevivencia. El hecho de que la sobrevivencia ( $l_x$ , en el eje de las ordenadas) se represente en una escala logarítmica, permite que las curvas de sobrevivencia sean comparables entre especies, entre cohortes, o entre diferentes poblaciones de una misma especie.

#### 4.2.5. - Parámetros poblacionales

Con base en los datos de sobrevivencia y fecundidad ( $l_x$  y  $m_x$ ) de la tabla de vida, se pueden calcular algunas medidas de crecimiento poblacional que son de utilidad para caracterizar a una población. La primera de ellas, que se obtiene directamente de la tabla de vida, es la tasa reproductiva neta,  $R_0$ . Este parámetro es una medida del número de veces que se multiplica el tamaño de la población de una generación a otra, o bien el número de descendientes que produce cada hembra a lo largo de toda su vida (número de hijas por madre por generación) y se calcula como:

$$R_0 = \sum l_x m_x$$

La duración promedio de una generación,  $G$ , se define como el lapso de tiempo promedio que pasa entre el nacimiento de los padres y el nacimiento de los hijos, y se obtiene como:

$$G = \frac{\sum x l_x m_x}{\sum l_x m_x}$$

Una vez que se conocen  $R_0$  y el tiempo generacional, es posible calcular de manera aproximada la tasa intrínseca de crecimiento,  $r_m$ , que mide la velocidad a la que crece o decrece la población, en términos del número de individuos por individuo, por unidad de tiempo. Este parámetro se puede aproximar como:

$$r_m = \frac{\ln(R_0)}{G}$$

El valor de  $r_m$  puede ser positivo o negativo, lo cual refleja si la población está creciendo o decreciendo. Cuando el valor de este parámetro es cero, entonces se puede concluir que la población se encuentra estable desde el punto de vista numérico.

#### 4.3.- Trabajo de campo

Para diseñar el muestreo de ácaros en el campo con el objeto de evaluar sus cambios numéricos en los árboles de duraznero a través del tiempo, se tomaron en cuenta los siguientes aspectos:

##### 4.3.1.- Métodos de muestreo en el campo

Existen diferentes técnicas para evaluar numéricamente las poblaciones de ácaros en campo, como son el método directo, el método de impresión, el de máquina cepilladora, el conteo de hembras adultas únicamente y el conteo de ácaros en una porción de hoja, entre otros. La conveniencia de utilizar cada uno de estos métodos depende de los objetivos planteados en cada estudio y de algunas características de

los ácaros a muestrear, como son su tamaño, hábitos alimenticios y hábitat, entre otras (Jeppson *et al.*, 1975; Zalom *et al.*, 1984; Sabelis, 1985).

En frutales se han implementado diferentes métodos de muestreo para ácaros, como es el método de bloques, el cual consiste en seleccionar bloques o grupos de árboles que varían en número dependiendo de la superficie del huerto y coleccionar ramas y hojas en cada árbol en los cuales se cuantifica el número de ácaros (Herne y Putman, 1960). También se han utilizado muestreos al azar, en donde se colecta un cierto número de hojas de manera aleatoria en cada árbol (Beers y Larry, 1987). Otro enfoque ha sido el de realizar un muestreo por secciones, dividiendo al árbol en diferentes partes (estratos superior, medio e inferior, o bien parte interna y externa, o secciones a manera de abanico) y coleccionando un cierto número de hojas por sección en cada árbol (Westigard y Berry, 1970; Tadros, 1974; Monetti y Fernández, 1996). En este caso se diseñó un muestreo por estratos dentro del árbol (superior, medio e inferior), utilizando árboles localizados en diferentes regiones de la huerta (externos e internos), como se detalla en los siguientes incisos. Para esto fue necesario, primero, estimar cuál sería el tamaño de muestra suficiente para ser considerado representativo.

#### 4.3.2.- Tamaño de la muestra y diseño del muestreo

Para estimar tanto el número mínimo de hojas a coleccionar en cada árbol, como el número de árboles a muestrear en la huerta, se tomó en cuenta a los estimadores de la media y la varianza del número de ácaros por hoja ( y su variación entre hojas y entre

árboles) de una muestra previamente realizada en la huerta, utilizando la ecuación de Eckbland (1991):

$$n = \frac{(z)^2 (\text{varianza de la muestra})}{(\text{precisión} \times \text{media de la muestra})^2}$$

donde:

n= tamaño mínimo de la muestra

z= 1.96

precisión = 10 %

Según esta fórmula, el tamaño mínimo de la muestra de árboles fue de siete árboles a muestrear en la huerta. El tamaño mínimo de la muestra del número de hojas fue de ocho hojas por árbol. Para una mayor representatividad, en este caso, se colectaron 12 hojas por árbol de un total de 10 árboles. Esto se hizo una vez a la semana a lo largo de todo un año (ver detalles abajo). Se utilizó el método directo de cuantificación de ácaros, que consiste en coleccionar hojas y revisarlas al estereomicroscopio para determinar el número de ácaros por hoja, así como la abundancia relativa de cada uno de los estadios del ciclo de vida. Con el objeto de cubrir toda la copa del árbol, las 12 hojas por árbol se colectaron de manera estratificada, tomando cuatro hojas del estrato superior, cuatro del estrato medio y cuatro del estrato inferior. Para elegir las cuatro hojas de cada estrato, se trazó un cuadrante imaginario y se coleccionó una hoja al azar de cada cuadrante.

La elección de los árboles dentro de la huerta se realizó de manera sistemática, eligiendo el primer árbol al azar y marcando árboles contiguos a lo largo de dos hileras (una horizontal y otra vertical) hasta completar un total de 10 (Fig. 9). Cinco de estos árboles quedaron cerca de la orilla del huerto, al lado del camino (localidad externa) y los otros cinco se encontraban hacia el interior de la huerta (localidad interna) (Fig. 9); este diseño permitió evaluar el efecto de la localidad dentro de la huerta sobre la abundancia de ácaros.

El muestreo de ácaros se realizó en el follaje del frutal (no. de ácaros por hoja) la mayoría de las veces, aunque también en ramas y brotes, según la fenología del frutal y la época de colecta (ver sección 2.4.3). Las hojas o ramas colectadas cada semana se guardaron en bolsas de papel glassé por separado, anotando los datos de colecta respectivos y se llevaron al laboratorio para la separación y cuantificación de los diferentes estadios de *E. lewisi*. Los muestreos se iniciaron a principios del mes de febrero de 1997 y concluyeron en enero de 1998. En ausencia de follaje, durante la época de caída de hojas y de reposo del frutal (octubre a febrero), se colectaron ramas pequeñas de aproximadamente 15 cm de largo, obteniendo un total de 12 ramas por árbol (siguiendo el diseño del muestreo explicado con anterioridad). Se examinaron estas ramas al estereomicroscopio, buscando a los ácaros en la superficie de la rama y entre los primordios de yemas florales y foliares. Durante el resto del año (marzo a septiembre) sí fue posible colectar hojas, siguiendo la metodología de muestreo antes expuesta.

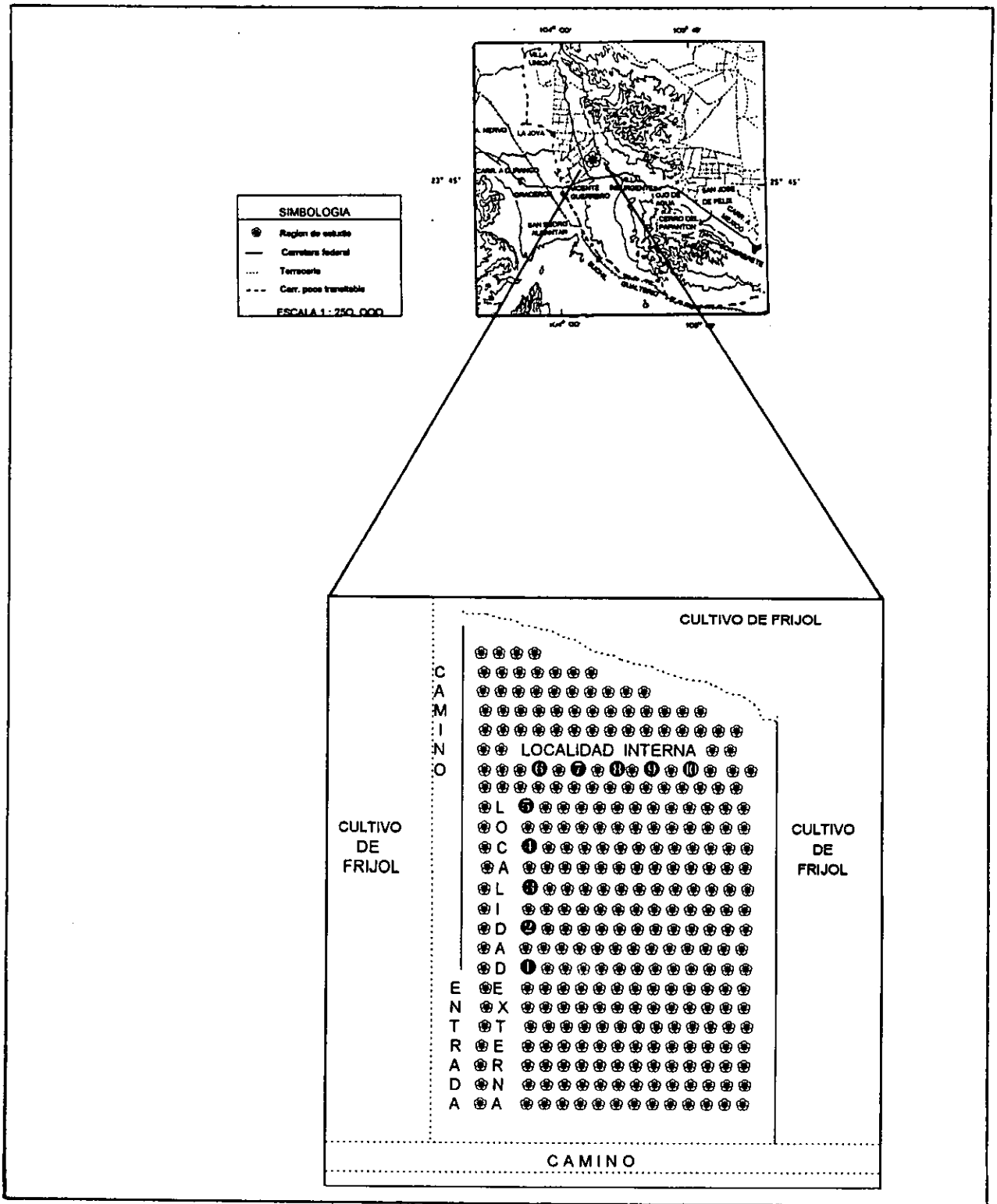


Figura 9. Ubicación de los árboles en donde se colectaron las hojas para el muestreo de ácaros dentro del huerto de estudio.

Algunos de los especímenes colectados en el campo se conservaron en alcohol al 70 % para realizar montajes en medio de líquido de Hoyer entre porta y cubreobjetos; estos ejemplares se donaron a la Colección Acarológica del CIIDIR-IPN, Dgo. y a la Colección Nacional de Acaros (CNAC) del Instituto de Biología de la UNAM, para ser catalogados y aumentar el número de ejemplares de cada colección.

#### 4.3.3. Análisis estadísticos

El muestreo estratificado y por localidades dentro del huerto sirvió para analizar si existe variación en el número de ácaros por hoja en función del estrato dentro del árbol (inferior, medio y superior) y la localidad dentro del huerto (externa e interna). Para esto se utilizó un análisis de varianza múltiple (MANOVA) con un diseño anidado en dos niveles: los estratos anidados dentro de los árboles y los árboles anidados dentro de las localidades. El análisis se corrió en el paquete "Statistica", a partir de lo cual se obtuvo información acerca de la significancia del efecto de los diferentes factores explicativos (estrato, árbol y localidad) sobre la variable de respuesta (no. promedio de ácaros por hoja) (Anderson y McLean, 1974; Mason *et al.*, 1989; Montgomery, 1995).

Cuando el MANOVA detectó efectos significativos de algún factor, se llevó a cabo una prueba de Scheffé para dilucidar en mayor detalle las diferencias significativas entre las diversas condiciones muestreadas. Se corrieron un total de 12 MANOVAs, uno por mes, juntando los datos de abundancia de ácaros de las cuatro

semanas de cada mes, para evaluar el efecto de los factores mencionados sobre la abundancia de ácaros a través del tiempo.



## 5.- RESULTADOS Y DISCUSION

### 5.1.- Ciclo de vida

Las etapas de desarrollo por las que pasa *Eotetranychus lewisi* durante su ciclo de vida son, además del estadio de huevecillo, tres estadios juveniles activos y tres inactivos, terminando en el desarrollo de los adultos. Es posible determinar el momento en el que el ácaro sale de cada etapa de reposo, pues deja restos de la exuvia o muda, que es de color blanco. A continuación se describen las características de cada uno de los estadios.

- a) El huevecillo es de forma globosa con un pedicelo en uno de sus extremos, por el cual se adhiere a la superficie del hospedero; recién puesto es de color transparente, va tomando una coloración blanquecina conforme avanza el período de incubación y cerca de la eclosión se observan a través de la cutícula las manchas oculares de color rojo de la larva a punto de emerger (Fig. 10a).
- b) La larva es redonda y blanquecina cuando emerge, presenta tres pares de patas y se observan las manchas oculares de color rojo y las sedas del cuerpo. Después de alimentarse se torna de color verdoso con manchas negras en el opistosoma (Fig. 10b).
- c) La protocrisálida o ninfacrisálida, es la primera etapa de reposo de la fase larval (1a. quiescencia), en donde las patas I y II están dirigidas hacia adelante y pegadas a los costados del gnatosoma y la pata III se proyecta hacia atrás, pegada al costado del opistosoma. Al pasar las horas toma una coloración blanquecina y

finalmente la cutícula se abre por la mitad de la parte dorsal del opistosoma y sale el ácaro en su siguiente estadio de desarrollo.

- d) La protoninfa es de forma ovalada, presenta cuatro pares de patas (Fig. 10c) , es de coloración amarillento y constituye el primer estadio ninfal. Presenta manchas oculares de color rojo y se observan las sedas del cuerpo; después de alimentarse se torna de color verde y muestra manchas negras laterales en el opistosoma.
- e) La deutocrisálida es la segunda etapa de reposo (2a. quiescencia) por la que pasa esta especie, en donde no hay actividad alimenticia ni movimiento (Fig. 10d). Las patas permanecen en la misma forma que en la protocrisálida y la emergencia se da de igual modo.
- f) La deutoninfa es de mayor tamaño que el estadio anterior, presenta cuatro pares de patas, manchas oculares de color rojo y después de alimentarse es de color verde, observándose las manchas negras laterales en el opistosoma. En este estadio ya se puede diferenciar a la hembra del macho, ya que en las primeras la terminación del cuerpo es ovalada, mientras que en el macho, la terminación es de forma cónica.
- g) La teleiocrisálida es la última etapa de reposo (3a. quiescencia) y presenta las mismas características que la protocrisálida y deutocrisálida.
- h) Los adultos (hembras y machos) presentan al inicio una coloración amarillenta, después de alimentarse se tornan de color verde y conforme se acerca el fin de su vida se van volviendo de color café. Muestran manchas oculares de color rojo y manchas negras laterales en el opistosoma, las sedas son largas y las patas

amarillentas. La diferencia morfológica principal entre machos y hembras, como ya se mencionó, consiste en que la parte terminal del opistosoma de la hembra es de forma ovalada (Fig. 10e), mientras que la del macho es cónica (Fig. 10f); además, los machos son de menor tamaño que las hembras.

Con respecto a la cópula, se observó que después de colocar al macho junto a la hembra en etapa de teleiocrisálida, éste permanece cerca de ella esperando que emerja la hembra y una vez que lo hace, el macho se coloca debajo del opistosoma de la hembra, para lo cual la sujeta con el primer par de patas. Posteriormente el macho curva el opistosoma hacia delante hasta poner en contacto el edeago con la abertura genital de la hembra y se realiza la cópula, que dura desde unos pocos segundos hasta aproximadamente dos minutos.

En el caso de las hembras partenogénicas, se observó que las hembras son deuterotocas o anfitocas, es decir, ovipositan huevecillos que dan origen tanto a hembras como a machos, fenómeno que sólo se registra en Acaridida (Anoetidae) y en *Tetranychus urticae* Koch bajo condiciones de laboratorio (Evans, 1992; Krantz, 1978 y Sabelis, 1985). Con respecto al tiempo de duración de cada estadio, se observó que el desarrollo de huevo a deutoninfa dura aproximadamente lo mismo en hembras y machos (Tabla 4). Dichos valores difieren de los citados por McGregor (1943), quien describe, para *E. lewisi*, un período medio de seis días para el huevecillo, dos días para la larva, dos días para la protoninfa y dos días para la deutoninfa.

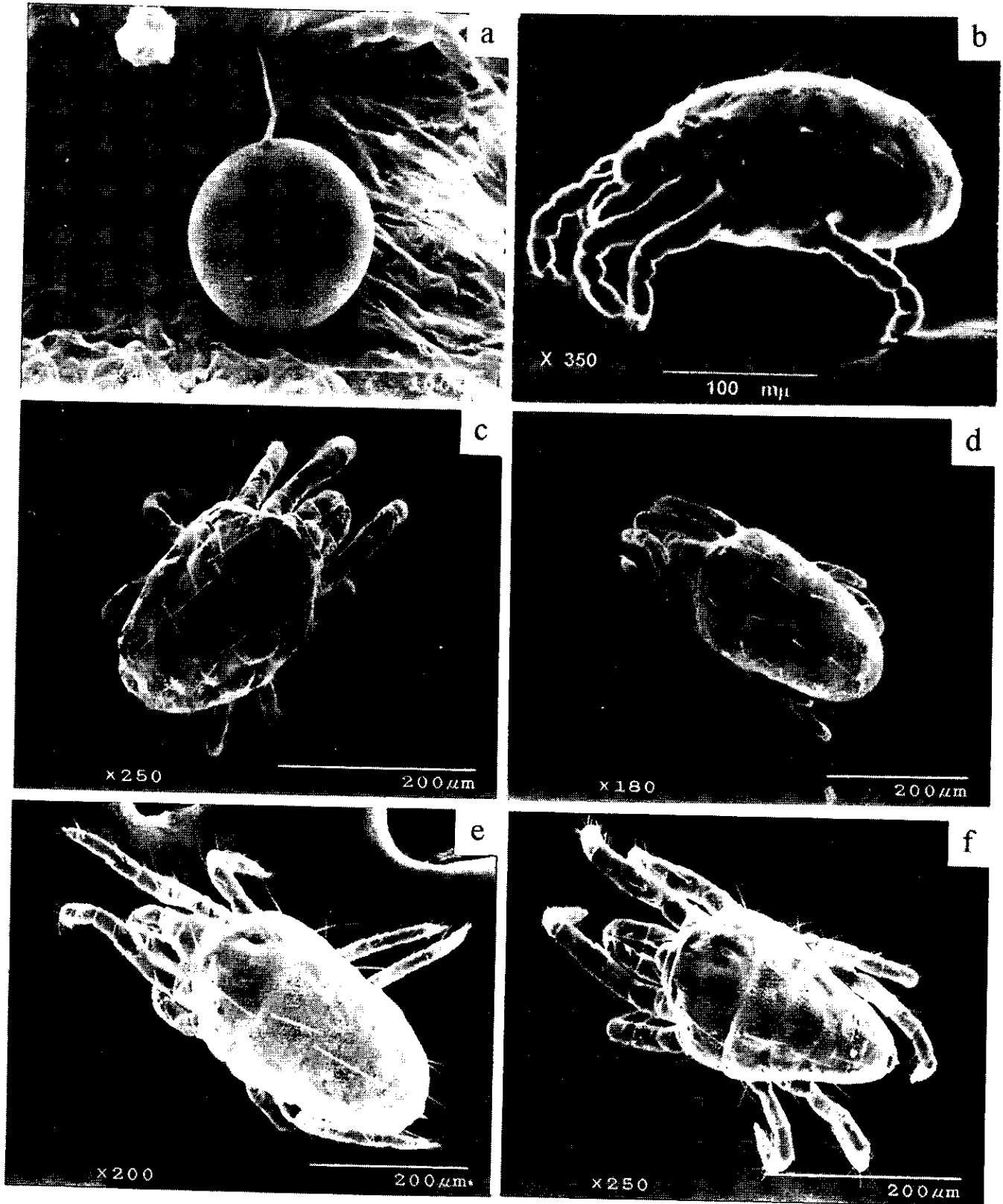


Figura 10. Etapas de desarrollo por las que pasa *E. lewisi*. a) huevo; b) larva; c) protoninfa; d) deutocrisálida; e) hembra adulta; f) macho adulto.

Asimismo, Ortíz (1984) observó, para la misma especie, una duración de 4.11 días para el huevecillo, 2.12 días para la larva, 2.20 para la protoninfa y 2.12 días para la deutoninfa.

Las diferencias entre estas observaciones y los resultados encontrados en el presente trabajo pueden deberse a los distintos intervalos de temperaturas utilizados, al efecto de los hospederos elegidos y al número de muestras analizadas en cada caso. Por ejemplo, McGregor (1943) utilizó hojas de limón como hospedero y trabajó a temperaturas de 16.6 - 22.7 °C, mientras que Ortíz (1984) usó hojas de duraznero a una temperatura de  $24.5 \pm 3.5$  °C, una HR de  $70 \pm 4$  % y un fotoperíodo de 12 horas.

En este estudio se encontró que la longevidad total de los individuos de *E. lewisi* fue de  $16.33 \pm 3.22$  días para las hembras y  $12.65 \pm 1.62$  días para los machos (Tabla 4). Estos valores difieren ligeramente de los mencionados por Jeppson *et al.* (1975), quienes hacen referencia de un promedio de 14.5 días para hembras y 12 días para machos y según McGregor (1943), la longevidad de la hembra es de 12 días y la de los machos es de uno a dos días menor. Estos resultados sugieren, como había sido enfatizado por otros autores, que la temperatura es un factor que puede afectar considerablemente la duración de las diferentes etapas de desarrollo de los ácaros (Huffaker *et al.*, 1969; Jeppson *et al.*, 1975; Childs *et al.*, 1984; Beitia y Garrido, 1991; Childers *et al.*, 1991).

Tabla 4. Tiempo promedio de desarrollo de hembras y machos en días ( $\pm$ DE) de *Eotetranychus lewisi* bajo condiciones controladas.

ESTADIOS	HEMBRAS		MACHOS	
	(n)	Media $\pm$ D E	(n)	Media $\pm$ D E
Huevo	115	3.89 $\pm$ 0.34	115	3.99 $\pm$ 0.41
Larva	110	1.73 $\pm$ 0.38	110	1.80 $\pm$ 0.49
Protoninfa	90	1.55 $\pm$ 0.40	90	1.46 $\pm$ 0.39
Deutoninfa	70	1.58 $\pm$ 0.72	70	1.28 $\pm$ 0.55
Adulto	22	7.58 $\pm$ 1.24	14	4.12 $\pm$ 1.00
Longevidad total		16.33 $\pm$ 3.22		12.65 $\pm$ 1.62

Al comparar los resultados de los períodos reproductivos de las hembras sexuales y las partenogénéticas, se observa que las fases de previposición y postoviposición son ligeramente más largas en ausencia de cópula, cuando la producción de huevecillos se da por partenogénesis (Tabla 5), aunque el tiempo de oviposición es menor en las hembras partenogénéticas. El tiempo total que dura el período reproductivo resulta ser más largo en las hembras partenogénéticas, lo cual se explica principalmente por la mayor duración del período postovipositorio. Sin embargo, como se verá más adelante (sección 5.1.1.), las hembras que se reproducen sexualmente presentan una fecundidad más alta que las partenogénéticas.

Una vez que las hembras que se habían reproducido sexualmente terminaron de ovipositar, se dio seguimiento a los huevecillos para determinar la proporción de sexos de la descendencia.

Tabla 5. Diferencias en el tiempo promedio de las etapas reproductivas de las hembras sexuales y partenogénicas de *E. lewisi* bajo condiciones de laboratorio.

	HEMBRAS SEXUALES	HEMBRAS PARTENOGENÉTICAS
ETAPA	Media $\pm$ DE	Media $\pm$ DE
Preoviposición	1.62 $\pm$ 0.70	2.85 $\pm$ 0.34
Oviposición	5.08 $\pm$ 2.75	4.76 $\pm$ 1.15
Postoviposición	0.88 $\pm$ 0.67	2.64 $\pm$ 1.69
Total	7.58 $\pm$ 4.13	10.25 $\pm$ 6.40

Se observó que las hembras son más numerosas entre la descendencia, con una proporción de 2:1 (hembras: machos). Esto coincide con lo observado por Van de Vrie *et al.* (1972), quienes mencionan que la mayoría de los tetraníquidos presentan un desequilibrio en la proporción de hembras y machos. Aparentemente, esta proporción puede variar dependiendo de las condiciones en las que se encuentren las poblaciones (Youngman *et al.* 1988). En el caso de las hembras que produjeron huevecillos por partenogénesis, la proporción de sexos de la descendencia fue de 3:1 (hembras: machos).

#### 5.1.1.- Tabla de vida

La proporción de individuos que sobrevivieron ( $l_x$ ) entre estadio de huevecillo al estadio de larva fue muy alta (96%). La sobrevivencia fue disminuyendo en etapas posteriores, hasta que únicamente el 19% de los individuos de la cohorte inicial

pasaron a la etapa de adulto (Tabla 6). La gran mortalidad que se presentó en las últimas etapas del ciclo de vida se observan también de manera clara en la columna de  $d_x$ , que muestra que casi el 42% de los individuos de la cohorte inicial murieron en el paso de deutoninfa a adulto. Asimismo, la tasa de mortalidad específica por categoría ( $q_x$ ), muestra que casi el 69% de los individuos que ingresaron a la categoría de deutoninfa murieron antes de pasar al estado adulto. Esta alta mortalidad puede deberse a causas naturales, o bien a que la mayor movilidad de las fases tardías puede llevar a que algunos individuos se pierdan al caerse de la hoja en el medio de crecimiento utilizado. Con respecto a la esperanza de vida, se observa que esta es alta durante los primeros estadios del ciclo de vida y que va disminuyendo al aumentar la edad (Tabla 6).

Tabla 6. Tabla de vida de *E. lewis* bajo condiciones de laboratorio.

ESTADIOS	$N_x$	$T_x$	$L_x$	$D_x$	$Q_x$	$E_x$	$M_x (s)$	$M_x (p)$
Huevo	115	1.94	1	0.043	0.043	3.11		
Larva	110	4.76	0.96	0.174	0.182	2.37		
Protoninfa	90	6.40	0.78	0.174	0.222	1.71		
Deutoninfa	70	7.96	0.61	0.417	0.686	1.26		
Adulto	22	12.54	0.19	0.191	1.0	1.09	22	14

Nota:  $n_x$ = número de sobrevivientes al inicio del intervalo  $x$ ,  $t_x$ = edad promedio (en días) de los individuos de cada estadio,  $l_x$ = proporción de individuos que sobreviven al inicio del intervalo  $x$ ,  $d_x$ = proporción de individuos muertos durante el intervalo  $x$ ,  $q_x$ = tasa de mortalidad específica del intervalo  $x$  a  $x+1$ ,  $e_x$ = esperanza media de vida (en días) al inicio de la edad  $x$ ,  $m_x$ = fecundidad por categoría para hembras sexuales (s) y partenogénicas (p).



Sobre la fecundidad, es importante notar que se observaron diferencias entre las hembras que se reprodujeron sexualmente y las que lo hicieron por partenogénesis. En las primeras se obtuvo un promedio de 22 huevecillos por hembra (Tabla 6), con un mínimo de cuatro y un máximo de 73 huevecillos, siendo el promedio de oviposición de cada hembra de tres huevecillos por día. En las hembras partenogenéticas el promedio fue de 14 huevecillos por hembra (Tabla 6), con un mínimo de dos y un máximo de 27, siendo el promedio de oviposición de dos huevecillos por hembra, por día, además de que algunas hembras no ovipositaron. Estos valores difieren de los mencionados por Ortíz (1984), quien registró un promedio de 89 huevecillos por hembra, con un promedio de oviposición de tres huevecillos por hembra, por día. A su vez, estos valores son bajos comparados con los de otras especies de tetraníquidos, como son *Tetranychus pacificus* McGregor y *T. mcdanieli* (Tanigoshi *et al.*, 1975; Youngman *et al.*, 1988), en donde se observan valores promedio de fecundidad por arriba de 100 huevecillos por hembra. Es difícil dilucidar si las diferencias observadas entre esos trabajos y lo analizado en el presente estudio son producto de las diferencias entre especies o son resultado de las distintas condiciones de crecimiento utilizadas.

Una vez que se inicia el período de oviposición, el número promedio de huevecillos ovipositados por hembra cada día tiende a aumentar durante los primeros tres o cuatro días (Fig. 11) y posteriormente va disminuyendo paulatinamente conforme aumenta la edad de las hembras, hasta que termina el período de oviposición cuando

ya no se presenta ninguna puesta. Este patrón de oviposición se presenta tanto en hembras sexuales como en partenogénéticas, aunque sí existen ciertas diferencias con respecto al promedio de oviposición diaria y a la longitud total del período de oviposición, que es ligeramente más largo en hembras partenogénéticas. De esto se puede concluir que las hembras sexuales presentan una capacidad reproductiva más alta que las partenogénéticas, pero que el hecho de que exista la posibilidad de ambos tipos de reproducción en esta especie le confiere una ventaja en términos de la potencialidad de crecimiento de sus poblaciones, lo cual podría determinar su capacidad de convertirse en plaga del duraznero y causar serios problemas en dicho cultivo.

El patrón de oviposición a través del tiempo en *E. lewisi*, que consiste en un mayor promedio de oviposición durante los primeros días y una disminución hacia el final del período reproductivo, coincide con lo registrado para otras especies de tetránquidos, como es el caso de *Tetranychus pacificus* y *Mononychellus tanajoa* (Youngman *et al.*, 1988; Yaninek *et al.*, 1989). Sin embargo, en otras especies se presentan patrones de oviposición diferentes, en los que se observa una variación en la oviposición durante todo el período reproductivo, como en el caso de *Eotetranychus hickoriae* y *Oligonychus ilisis*; al parecer, estas variaciones están asociadas a los cambios de temperatura en el medio de crecimiento de los ácaros (Micinski *et al.*, 1979; Childs *et al.*, 1984), lo cual sugiere que la temperatura influye de manera importante en la reproducción de estos organismos.

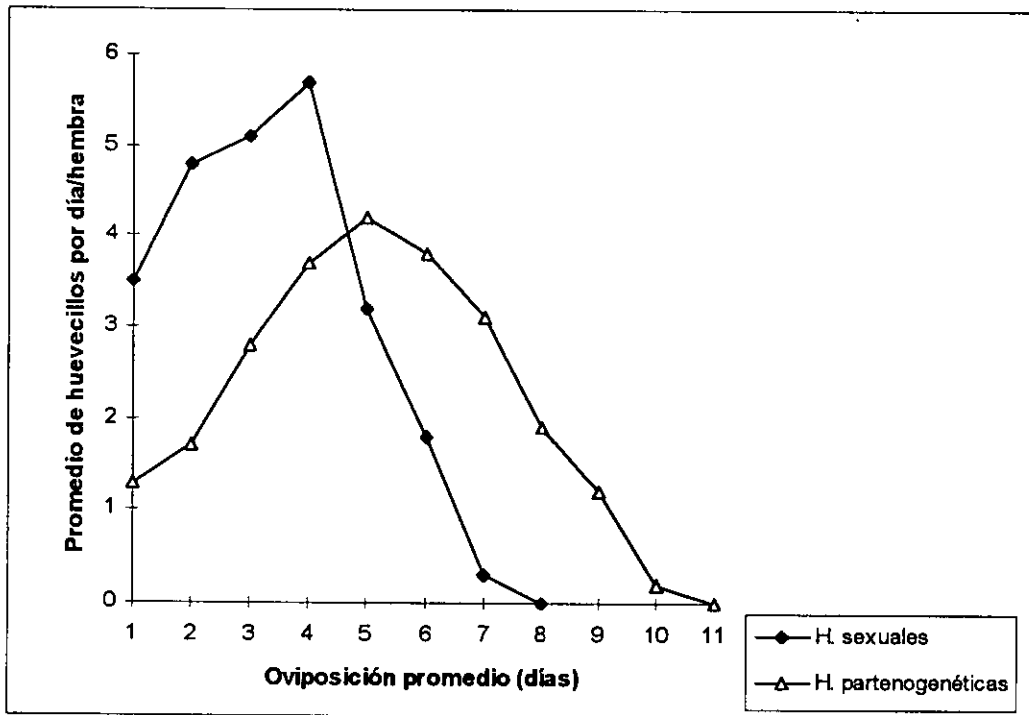


Figura 11. Oviposición promedio de hembras sexuales y partenogénicas de *Eotetranychus lewisi* a una temperatura de  $27 \pm 2^\circ\text{C}$  y a una humedad relativa de  $70 \pm 10\%$ .

Al graficar el logaritmo del número de sobrevivientes ( $l_x$ ) contra los estadios por los que pasa *E. lewisi* a lo largo de su ciclo de vida ( $x$ ), se obtiene lo que se conoce como una curva de sobrevivencia. Existen tres tipos principales de curvas de sobrevivencia, que se conocen como del tipo I, del tipo II y del tipo III, dependiendo de las fases del ciclo de vida en la que se concentra la mayor mortalidad (Begon *et al.*, 1986). Según los datos obtenidos en este trabajo, se observa que la curva de sobrevivencia para *E. lewisi* corresponde a una del tipo I, lo cual significa que la mortalidad es relativamente baja durante las primeras etapas del ciclo de vida y que se concentra hacia los estadios tardíos de desarrollo (Fig. 12). Esto resulta sorprendente

si se comparan estos resultados con lo que se ha observado en otras especies de artrópodos, en las que la mortalidad de las fases tempranas de desarrollo es muy elevada (Begon *et al.*, 1986). Aunque, es necesario tomar en cuenta que, en este caso, se mantuvieron a los ácaros en condiciones *quasi* óptimas en términos de la disponibilidad de alimento, temperatura, humedad, etc. Sería interesante poder comparar estos resultados con el comportamiento de las poblaciones en condiciones naturales. Sin embargo, desde el punto de vista metodológico esto es sumamente complicado. Por otro lado, el haber realizado este seguimiento de los individuos en condiciones controladas permitió, además de realizar el análisis demográfico de la tabla de vida, evaluar la duración de las diferentes etapas del ciclo de vida y analizar su potencialidad demográfica bajo condiciones idóneas.

#### 5.1.2.- Crecimiento de la población de *E. lewisi* en condiciones controladas.

Los valores de los parámetros de la dinámica poblacional obtenidos a partir de la tabla de vida, tomando en cuenta la fecundidad de las hembras sexuales, indican que la población tiene la capacidad de aumentar poco más de cuatro veces su tamaño ( $R_0 = 4.18$ ) en una sola generación (12.54 días). Esto corresponde a una tasa intrínseca de crecimiento positiva ( $r_m = 0.114$ ). Cuando se incorpora en los cálculos el valor de fecundidad de las hembras partenogenéticas, se da una ligera reducción en la tasa reproductiva neta ( $R_0 = 4.10$ ), aumenta el tiempo generacional a 14.65 días y disminuye la tasa intrínseca de crecimiento ( $r_m = 0.096$ ) (Tabla 7).

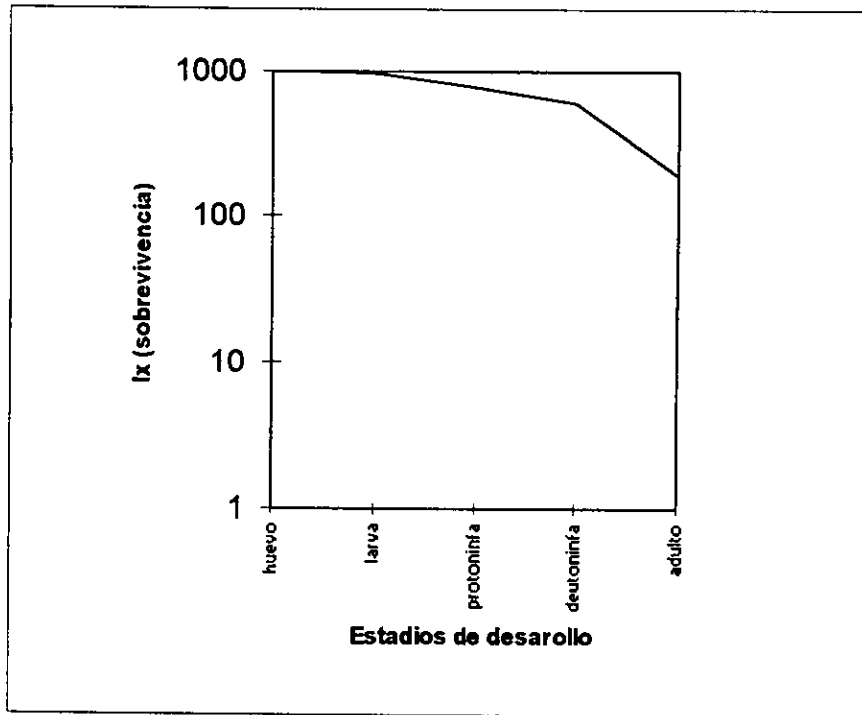


Figura 12. Curva de sobrevivencia (escala logarítmica) del ácaro *E. lewisi* bajo condiciones de laboratorio.

Tabla 7. Parámetros de dinámica poblacional tomando en cuenta la fecundidad de hembras sexuales y partenogénicas de *E. lewisi* bajo condiciones controladas.

PARÁMETRO	HEMBRAS SEXUALES	HEMBRAS PARTENOGENÉTICAS
Tasa reproductiva neta ( $R_0$ )	4.18	4.10
Tasa intrínseca de crecimiento ( $r_m$ )	0.114	0.096
Tiempo generacional (G)	12.54 días	14.65 días

Los datos obtenidos con estas observaciones reflejan la potencialidad de crecimiento de las poblaciones de *E. lewisi*: bajo condiciones óptimas la población

podría cuatuplicarse cada 12-14 días, lo cual constituye una tasa de crecimiento considerablemente acelerado. Estos resultados, en conjunto con lo que se ha descrito para otras especies de ácaros fitófagos, que presentan también tasas de crecimiento sumamente altas (Tanigoshi *et al.*, 1975; Childers *et al.*, 1991), ofrecen elementos importantes para entender porqué estas especies pueden llegar a constituirse en plagas importantes. En este caso, el alto potencial reproductivo de *E. lewisi*, en conjunto con la elevada sobrevivencia de la descendencia bajo condiciones favorables, explican su gran capacidad de crecimiento poblacional. Por otro lado, la alta sensibilidad que presentan estos ácaros a las condiciones ambientales (humedad y temperatura), como la han sugerido muchos autores (Westigard y Berry, 1970; Prieto y Díaz, 1972; Rasmy, 1977; Herbert, 1981; Li Lung-Shu *et al.*, 1984; Beitia y Garrido, 1991), debe dar como resultado que los cambios ambientales producto de las estaciones del año funcionen como mecanismos importantes de regulación del tamaño poblacional.

## 5.2.- Trabajo de campo

Esta sección inicia con una presentación de las observaciones de la fenología del duraznero en el sitio de estudio. Dichas observaciones se consideran fundamentales, por ser de interés para determinar la relación entre estos eventos fenológicos y la abundancia de ácaros a través del tiempo. Posteriormente se presentan los resultados de los cambios en la abundancia de ácaros durante el año de estudio, y por último se analiza la variación en la abundancia de ácaros en los diferentes estratos del árbol, así como de árboles externos e internos dentro de la huerta.

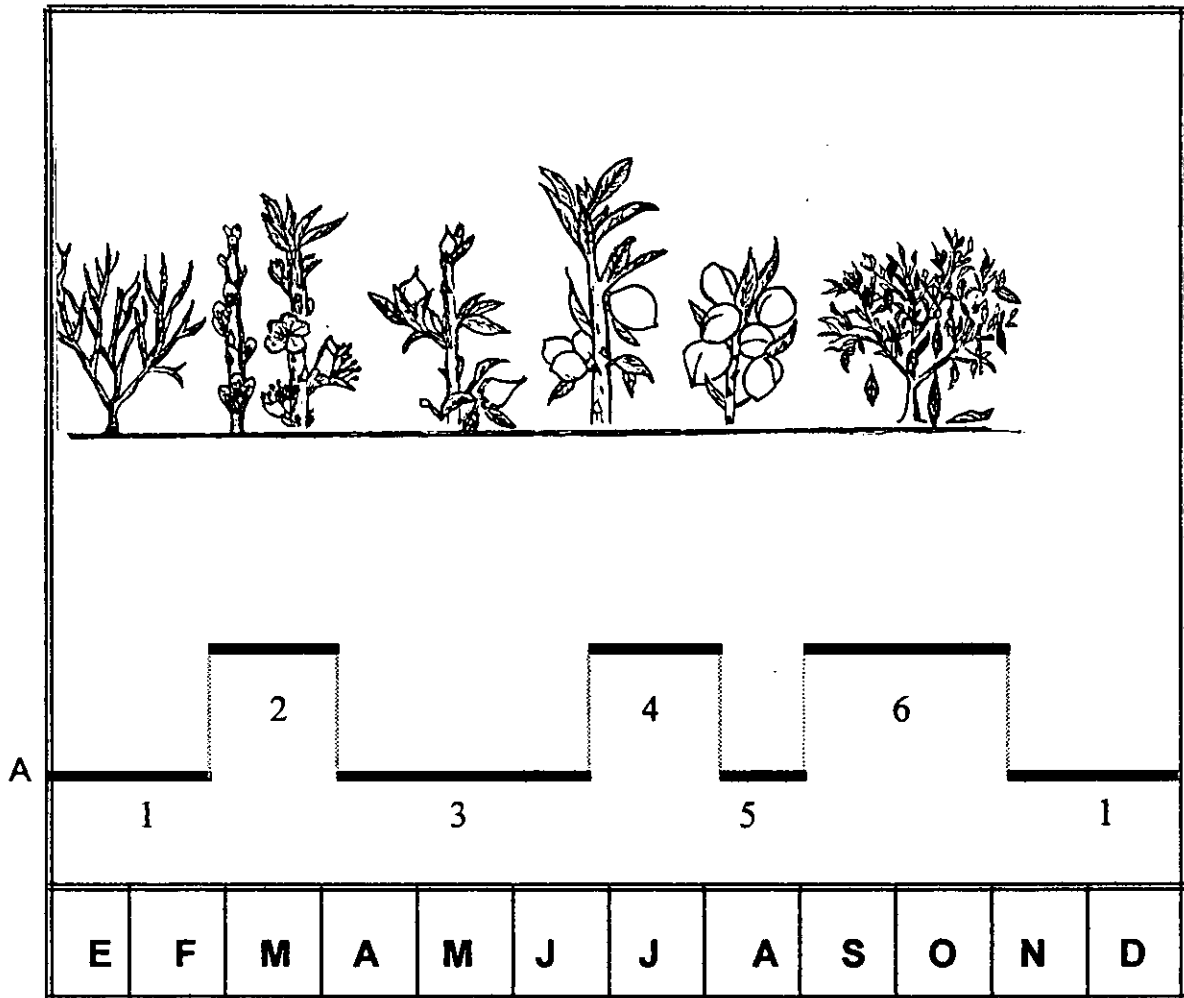
### 5.2.1.- Fenología anual del duraznero

Al interior de la huerta de estudio se observó una cierta heterogeneidad con respecto a las temporadas de floración y de maduración del fruto; asimismo, también puede variar la cantidad y la calidad del fruto producido. En la zona de estudio el inicio del desarrollo de la yema floral ocurre a principios del mes de febrero. Posteriormente aparecen los botones florales y los brotes vegetativos; los primeros continúan su desarrollo hasta la floración, que toma lugar desde finales de febrero y continúa hasta inicios de abril. En este momento se inicia el "cuajado del fruto" (ver sección 2.4.4). Mientras el fruto se va desarrollando y conforme va aumentando la temperatura, inicia también la aparición y desarrollo de las primeras hojas, aunado al crecimiento de ramas y demás tejido vegetativo de la planta. El desarrollo del follaje y del fruto se prolonga hasta finales de junio. El fruto continúa su maduración desde junio hasta finales de agosto, adquiriendo características como su tamaño, sabor, olor y color.

Cuando el fruto alcanza la madurez deseada se realizan las primeras cosechas, que empiezan desde mediados de agosto y se prolongan hasta principios de septiembre. Después el árbol almacena reservas nutritivas desde septiembre hasta inicios de noviembre, fecha en la cual empieza la caída de las hojas para entrar al período de reposo invernal (Fig. 13). Las fases anteriores pueden variar dependiendo de las respuestas fisiológicas del frutal hacia las diferentes condiciones ambientales y al manejo agronómico que reciba.

Al inicio del muestreo de ácaros en el campo, que fue a mediados del mes de febrero de 1997, los ácaros se encontraban en etapa de huevecillo. Estos huevecillos, de color amarillento rojizo, generalmente fueron depositados entre las hendiduras de las yemas y en la superficie las ramas pequeñas de los árboles. Los estadios ninfales y adultos en estado inactivo, que también fueron observados sobre la superficie de las ramas, fueron menos frecuentes en esta temporada. Lo que coincide con Westigard y Berry (1970, quienes hacen referencia de que *Eotetranychus carpini borealis* (Ewing) permanece en invierno en estado hibernante bajo las escamas de la corteza, y hendiduras de los pequeños brotes. Sin embargo, en este caso desafortunadamente no se pudo comprobar se *E. lewisi* hiberna y en que mes inicia este proceso. A mediados de febrero se observó un promedio de nueve ácaros, casi todos huevecillos, por unidad de muestreo (i.e., rama) (Fig. 14). A finales del mismo mes, se observó que muchos huevecillos habían eclosionado e iniciado su desarrollo, justo en el momento en el que el árbol también reinicia su crecimiento.





meses del año

A.- Etapa fenológica anual del duraznero.

- 1.- Período de reposo    2.- Floración    3.- Desarrollo de follaje y fruto  
4.- Maduración del fruto    5.- Cosecha    6.- Reserva nutritiva

Figura 13. Diagrama representativo de la fenología del duraznero en la región de estudio.

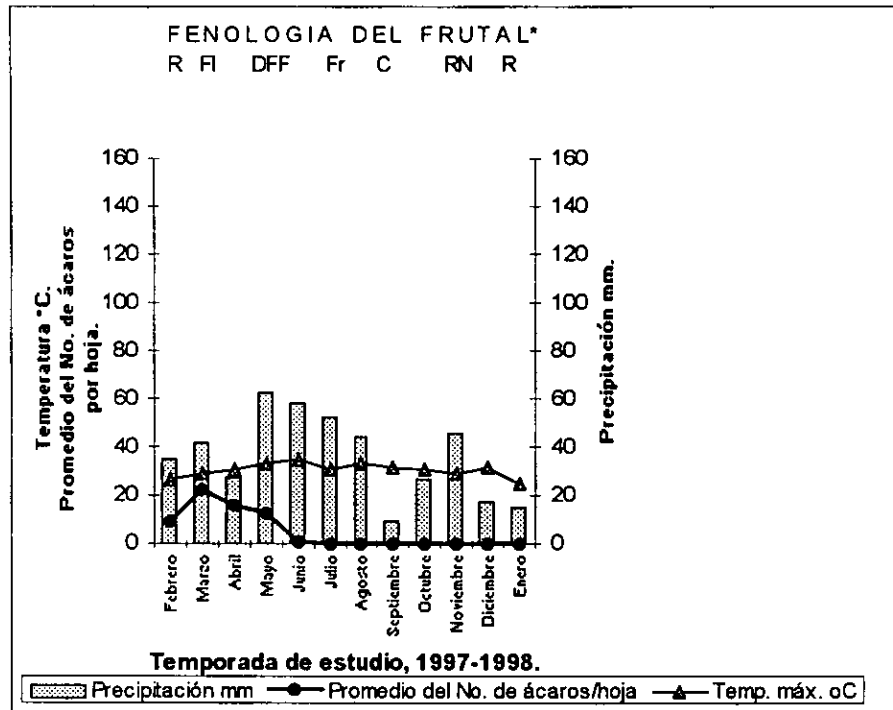
### 5.2.2.- Cambios en la abundancia de ácaros a lo largo del año

Durante el mes de marzo ya se observó un promedio de 22 ácaros por hoja; este fue el mes en que los ácaros alcanzaron una mayor abundancia, cuando el frutal se

encontraba en etapa de floración (brotes florales). Lo mismo ocurre con *E. carpini borealis*, en donde además, los brotes florales sirven como sitios de oviposición (Westigard y Berry, 1970). La mayoría de las puestas de nuevos huevecillos de *E. lewisi* se realizaron en las hendiduras de los pequeños brotes, que probablemente proporcionaron un refugio importante para este estadio, así como para el desarrollo de los primeros estadios inmaduros. Con respecto a esto, Herne y Trotier (1975) también observaron que la emergencia de los primeros estadios inmaduros de *Panonychus ulmi* (Koch) ocurre generalmente cuando el duraznero se encuentra en plena floración. Durante la temporada de mayor abundancia de *E. lewisi* (marzo- floración del duraznero, Fig. 13), la temperatura máxima fue de 29 °C y la precipitación pluvial de 41.5 mm (Fig. 14), condiciones ambientales que son favorables para la oviposición y para el desarrollo posterior de los huevecillos.

Después del mes de marzo, la población de ácaros fue disminuyendo hasta el mes de junio, cuando se observó un promedio de un ácaro por hoja. Durante el resto del año (de julio a diciembre), el número de ácaros por hoja fue mínimo (0.06 ácaros por hoja). Esto quizá se deba a que las condiciones climáticas y la fenología del frutal dejaron de ser favorables para el desarrollo de los ácaros. Por otro lado, es importante comentar que ese año correspondió con el fenómeno meteorológico de "El Niño", lo cual pudo haber generado condiciones atípicas: por ejemplo, fue un año relativamente seco, en el que no hubo una temporada de lluvias marcada ni cambios notables en las temperaturas (Fig. 5a). En otros estudios también se señala que la estación, la planta hospedera y las inclemencias del tiempo influyen sobre las poblaciones de ácaros

(Yaninek *et al.*, 1989). Por esta razón, sería importante realizar estudios de la variación de ácaros a través del tiempo en un plazo mayor, para tener una idea más clara del papel que juegan los distintos factores en el control de la abundancia de estos ácaros. Además, sería conveniente trabajar con tamaños de muestras mayores, ya que llama la atención una gran variación encontrada con respecto al número de ácaros por hoja. Como se verá más adelante, esta variación no siempre se encontró asociada a los estratos dentro del árbol (sección 5.2.3), o a la posición del árbol dentro de la huerta (sección 5.2.4), sino que parece estar relacionada de manera más directa con el nivel de infestación de cada árbol. En el mes de enero de 1998, no se observaron individuos de *E. lewisi*. Esto podría estar relacionado con las bajas temperaturas (-4.5 °C) y las nevadas que se presentaron desde el mes de diciembre. Es posible que, mientras se mantienen este tipo de condiciones ambientales, los ácaros se refugien en ciertas partes del árbol que no se examinaron con tanto cuidado en este trabajo como, por ejemplo, la corteza o raíces. Aparentemente, la presencia y abundancia de ácaros a lo largo del ciclo anual puede variar a nivel espacial dentro del árbol y también entre años. La cantidad de ácaros que se observan en un año determinado está relacionada, asimismo, con el grado de infestación en años anteriores, lo cual determina el tamaño de la población que reinicia su crecimiento cada año (Li Lung-Shu *et al.* 1984).



Nomenclatura para la fenología del frutal: R= Reposo; FI= Floración; DFF= Desarrollo de flor y fruto; Fr = Fructificación; C= cosecha; RN= Reserva nutritiva.

Figura 14. Diagrama de la abundancia promedio de ácaros por hoja, la fenología del frutal (arriba) y clima de la región de estudio.

En otros trabajos (Herne y Putman, 1960) se ha observado que durante la primavera, que se considera la época seca del año, la población de ácaros se eleva notablemente, lo que coincide con la etapa de desarrollo de follaje y fruto del frutal; posteriormente la población de ácaros declina durante la temporada de lluvias (julio y agosto), en la cual la mortalidad de individuos puede ser alta, según la intensidad de las lluvias. A finales del verano y principios del otoño la fecundidad se incrementa, lo cual permite que se dejen descendientes que permanezcan durante el invierno y reinicien su crecimiento hasta la próxima temporada de primavera.

En relación al efecto de las lluvias sobre las poblaciones de ácaros, en *E. lewisi*, se observa que en los meses donde hay más precipitación pluvial (mayo y junio) las poblaciones de ácaros disminuyen notablemente permaneciendo en bajas cantidades durante el resto del año (Fig. 14). En relación a esto, Yaninek *et al.*, (1989), mencionan que todos los ácaros son afectados por las fuertes lluvias, en donde los estadios activos son los más susceptibles, pueden llegar a ser reducidos o casi totalmente eliminados, a diferencia de los huevecillos. Los mismos autores describen que la reducción es alrededor de un 80% para los estadios activos, mientras que para los huevecillos es alrededor de un 65% para el mes de marzo, y alrededor de un 30% para los estadios activos y de un 9% para los huevecillos durante el mes de noviembre, período de lluvias para la zona que ellos estudiaron.

### 5.2.3.- Abundancia de *E. lewisi* por estratos dentro del árbol

Con respecto a la abundancia de ácaros en los tres diferentes estratos de los árboles (superior, medio e inferior), el mayor número promedio de ácaros por hoja se observó en el estrato medio, seguido del estrato superior y por último en el estrato inferior, durante el mes de marzo de 1997. En el mes de abril, por el contrario, el estrato que presentó mayor abundancia de ácaros fue el inferior, seguido del medio y por último del superior; esto podría deberse a que durante este mes, cuando la temperatura empieza a subir, el estrato inferior es el que presenta una temperatura más fresca y adecuada para el desarrollo de los ácaros. Sin embargo, en el mes de mayo los números se invierten y el estrato que presenta una mayor cantidad de ácaros es el superior (Fig. 15). Ahora, es importante hacer notar que, durante los meses de

mayor abundancia de ácaros, no se observaron diferencias significativas entre los estratos (ver resultados estadísticos en Tabla 8). El número promedio de ácaros por hoja se vio significativamente afectado por el estrato del árbol únicamente en los meses de mayo, junio y agosto; en mayo y junio el estrato superior mostró una abundancia de ácaros significativamente mayor, mientras que en agosto fue el estrato medio en donde se encontró un mayor número de ácaros.

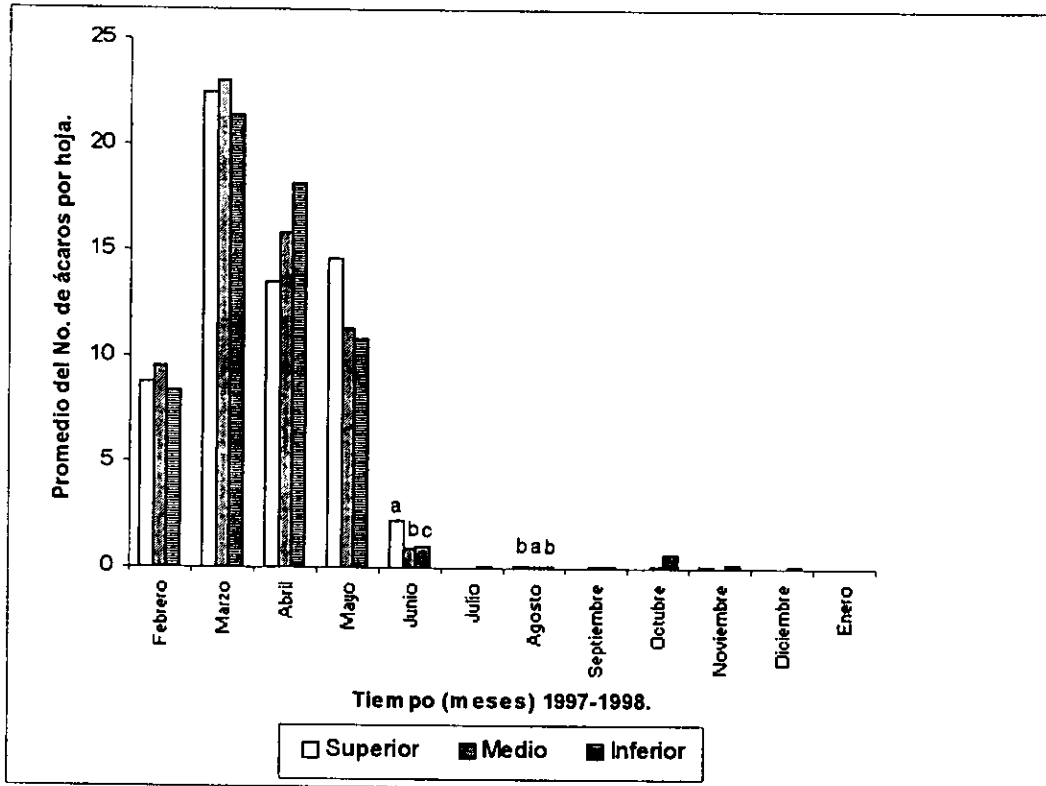
Wilson *et al.*, (1984) encontraron que la distribución de *Tetranychus* spp y *Aculus cornutus* (Banks) en un huerto de almendros se dio de manera más o menos aleatoria y no se observó un efecto del estrato (superior o inferior) del árbol. Los resultados de este trabajo muestran que, para *E. lewisi*, existe variación a lo largo del año con respecto a esto: hay meses en lo que la abundancia sí se ve afectada por el estrato, mientras que durante los meses de mayor abundancia de ácaros el estrato parece no tener un efecto importante. En otras especies, como *Panonychus ulmi* (Koch) en el manzano, se ha observado que los ácaros se encuentran en mayores cantidades en las partes externas y en los estratos inferiores del árbol (Herbert y Butler, 1973). De esta forma, aparentemente las condiciones contrastantes que predominan en diversas partes del follaje pueden determinar la existencia de condiciones más o menos adecuadas para el crecimiento de la población de ácaros. Uno de los factores que puede afectar de manera importante el número de ácaros es la lluvia: durante los días de lluvias intensas los ácaros de las partes superiores de los árboles pueden "lavarse", por lo que la población de ácaros tendería a concentrarse en las partes bajas del árbol (Jeppson *et al.*, 1975; Yaninek *et al.*, 1989); sin embargo, este

efecto no resultó ser muy claro en el caso de este estudio, quizá debido a la ausencia de una temporada de lluvias muy marcada en 1997, como se mencionó con anterioridad.

El efecto de la interacción estrato- localidad resultó ser significativo únicamente en el mes de agosto. Esto significa que sólo en ese mes se observó una variación significativa en el número de ácaros entre los diferentes estratos del árbol y además, esta variación fue diferente según la localidad de los árboles (internos o externos – ver siguiente sección). Adicionalmente es importante notar que en algunos mese hubo un efecto significativo del árbol (abril y junio de 1997 – ver Tabla 8). Esto indica que, además de los efectos que pudiera tener el estrato o la localidad, hay unos árboles que se encuentran más infestados que otros.

#### 5.2.4.- Abundancia de *E. lewisi* entre localidades dentro del huerto

Tanto en otras huertas cercanas al sitio de estudio, como en otras áreas, se ha observado que los árboles más cercanos a los caminos, en las partes exteriores de los huertos, suelen presentar mayores niveles de infestación por ácaros. Esto podría deberse a que la presencia del polvo proveniente del camino facilita la dispersión y ofrece una cierta protección para el desarrollo de los ácaros.

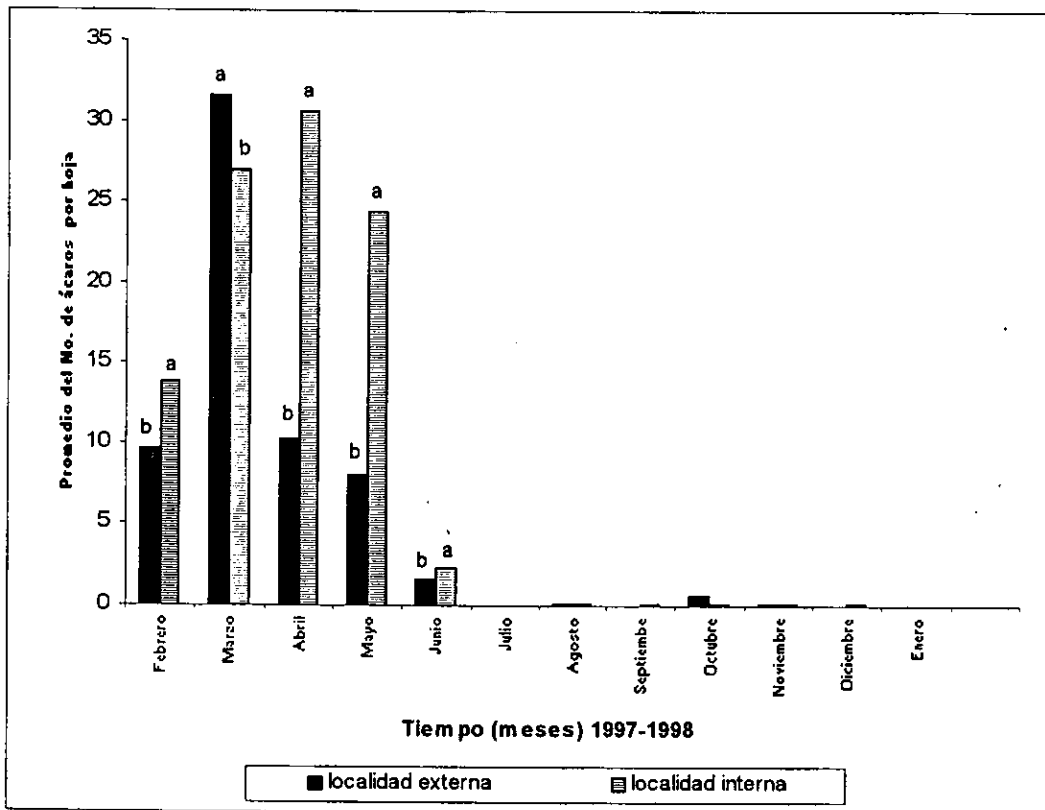


Nota: las letras diferentes sobre las columnas indican la existencia de diferencias significativas entre estratos según una prueba de Scheffé ( $p < 0.05$ ).

Figura 15. Promedio del número de ácaros por hoja en los diferentes estratos de los árboles.

En este trabajo se muestrearon cinco árboles cercanos al camino y cinco árboles en el interior del huerto (Fig. 9), por lo que fue posible analizar el efecto de la localidad sobre la abundancia de ácaros. Así, se observó que durante los meses de febrero, abril, mayo y junio el número promedio de ácaros por hoja fue significativamente mayor en los árboles del interior del huerto que en los de la orilla del camino (Fig. 16). Únicamente en el mes de marzo, cuando la población de ácaros se encontraban a su máximo, se observó un número de ácaros significativamente más alto en los árboles del exterior del huerto (Fig. 16).





Nota: las letras diferentes sobre las columnas indican la existencia de diferencias significativas entre localidades según una prueba de Scheffé ( $p < 0.05$ ).

Figura 16. Promedio del número de ácaros por hoja en las diferentes localidades de la huerta.

Es importante mencionar que, en este caso, sólo se observó un efecto significativo de la localidad en los meses de mayor abundancia de ácaros (ver resultados estadísticos en la Tabla 8), y que este efecto se dio de manera contraria a lo esperado. Esto podría deberse al hecho de que los árboles del interior de la huerta, al encontrarse a su vez rodeados por un número mayor de árboles, se encuentran más susceptibles de ser infestados por ácaros. Además, los árboles del interior de la huerta generalmente se veían más vigorosos y más frondosos que los árboles de la orilla, lo

que puede determinar que ofrezcan mejores condiciones para el desarrollo de las poblaciones de *E. lewisi*. A este respecto, Yaninek *et al.*, (1989), mencionan que los brotes terminales de los árboles probablemente sirvan como puntos de dispersión entre plantas por su cercanía. En este caso al encontrarse más frondosos los árboles hacen que sus ramas se acerquen, lo que facilita que las hembras ovipositen sobre nuevas áreas y que de esta manera las poblaciones aumenten.

#### 5.2.5.- Abundancia de ácaros por estadios entre estratos

Al analizar la distribución de los diferentes estadios de desarrollo (i.e., la estructura poblacional) a través del tiempo, se observa que la mayor abundancia relativa de huevecillos se da durante los meses de abril y mayo, cuando la población se encuentra creciendo a su máximo. Esto coincide con otros trabajos, en donde la producción de huevecillos está en función del tiempo y es durante la primavera cuando la tasa de oviposición se acelera más, en comparación con el otoño e invierno, en donde las poblaciones de huevecillos son relativamente más bajas (Anderson y Morgan, 1958; Hare, 1988). Durante los meses de agosto y septiembre existe una mayor proporción de inmaduros, y la mayor proporción relativa de adultos se presenta en octubre. En noviembre y diciembre, durante los meses de reposo del frutal, se observa una gran proporción de huevecillos e inmaduros (Fig. 17). Estos resultados muestran que los períodos de oviposición son más largos que los que presentan los inmaduros o adultos.

Tabla 8. Principales resultados del MANOVA anidado que se realizó para probar el efecto del estrato y la localidad sobre el número de ácaros por hoja. En el último renglón se presentan los datos correspondientes a la interacción entre estrato y localidad. Sólo se presentan los valores del estadístico F y su p correspondiente. Los efectos significativos están señalados con negritas.

EFECTO	FEBRERO		MARZO		ABRIL		MAYO		JUNIO		JULIO	
	F	p	F	p	F	p	F	p	F	p	F	p
Arbol	2.02	0.051	1.71	0.106	5.15	<b>0.000</b>	1.90	0.068	<b>3.69</b>	<b>0.001</b>	0.89	0.526
Estrato	1.31	0.236	0.99	0.458	1.52	0.147	<b>1.25</b>	<b>0.027</b>	<b>3.30</b>	<b>0.001</b>	0.99	0.449
Localidad	13.15	<b>0.000</b>	6.62	<b>0.020</b>	39.21	<b>0.000</b>	<b>38.64</b>	<b>0.000</b>	<b>4.15</b>	<b>0.044</b>	1.26	0.264
Estr- local.	0.369	0.956	41.196	0.275	1.68	0.098	1.69	0.093	1.75	0.082	0.99	0.449

EFECTO	AGOSTO		SEPTIEMBRE		OCTUBRE		NOVIEMBRE		DICIEMBRE		ENERO	
	F	p	F	p	F	p	F	p	F	p	F	p
Arbol	1.50	0.187	0.837	0.572	0.961	0.470	1.082	0.382	1.01	0.431	-	-
Estrato	<b>2.11</b>	<b>0.031</b>	0.730	0.693	0.998	0.450	0.876	0.557	0.86	0.566	-	-
Localidad	0.84	0.360	2.79	0.098	0.844	0.360	0.026	0.870	1.60	0.209	-	-
Estr- local.	<b>2.59</b>	<b>0.008</b>	0.897	0.538	0.996	0.452	1.119	0.356	0.86	0.566	-	-

Además del efecto del cambio en la estructura poblacional a través del tiempo como resultado del desarrollo de la población, también se observa un ligero efecto de los estratos dentro de los árboles. Por ejemplo, durante los primeros meses del año los huevecillos son relativamente más abundantes en el estrato superior. Esto se traduce en que, para los meses de septiembre y octubre, es en el estrato superior en

donde se encuentra una mayor proporción de inmaduros. Por último, en el mes de diciembre se encontraron inmaduros y adultos solamente en el estrato medio, y en muy bajas cantidades en el estrato inferior (Fig. 17). En el trabajo de Tadros (1974), se observa que todos los estadios de *Panonychus ulmi* (Koch) se presentan en general en la parte media del árbol, por lo que se puede inferir que no hay un estrato que sea favorable para cada uno de los estadios. Nótese que la Fig. 17 se refiere a la proporción relativa de organismos de cada estadio con respecto al total encontrado cada mes. El número promedio de ácaros por hoja para cada mes se encuentra anotado en la parte superior de la gráfica.

#### 5.2.6.- Abundancia de ácaros por estadios entre localidades

En la Fig. 18 se observa la variación en el número promedio de ácaros por hoja pertenecientes a cada estadio a través del tiempo y subdivididos según la localidad (externa o interna) del árbol. Cabe mencionar que el número promedio de ácaros por hoja para cada mes se encuentra en la parte superior de la gráfica. Durante los meses de febrero y marzo ambas localidades presentan el mismo patrón, con un número alto de huevecillos y un número menor de inmaduros y adultos. En los meses de abril y junio, aunque el patrón también es parecido entre localidades (mayor número de huevecillos que de inmaduros y adultos), la mayor abundancia de huevecillos fue en la localidad interna. En agosto los inmaduros en la localidad interna y en septiembre, éstos mismos son relativamente abundantes, pero en la localidad externa, en donde en ambas localidades no se observaron los huevecillos. En octubre y noviembre vuelven a presentarse relativamente más abundantes los huevecillos en la localidad externa y

en el mes de diciembre, los huevecillos se observan en la localidad interna y en la localidad sólo se observan inmaduros. De esto se infiere que la mayor oviposición durante la temporada de mayor abundancia de ácaros (de febrero a junio), fue en la localidad externa de la huerta y lo mismo ocurrió con los adultos, por lo que el polvo de los árboles cercanos al camino sí pueda ser un factor de protección para los ácaros. Posteriormente se observa una tendencia de mayor abundancia de adultos y al finalizar el año, éstos desaparecen y sólo se observan inmaduros y huevecillos para después no observarse ningún estadio en el mes de enero de 1998.

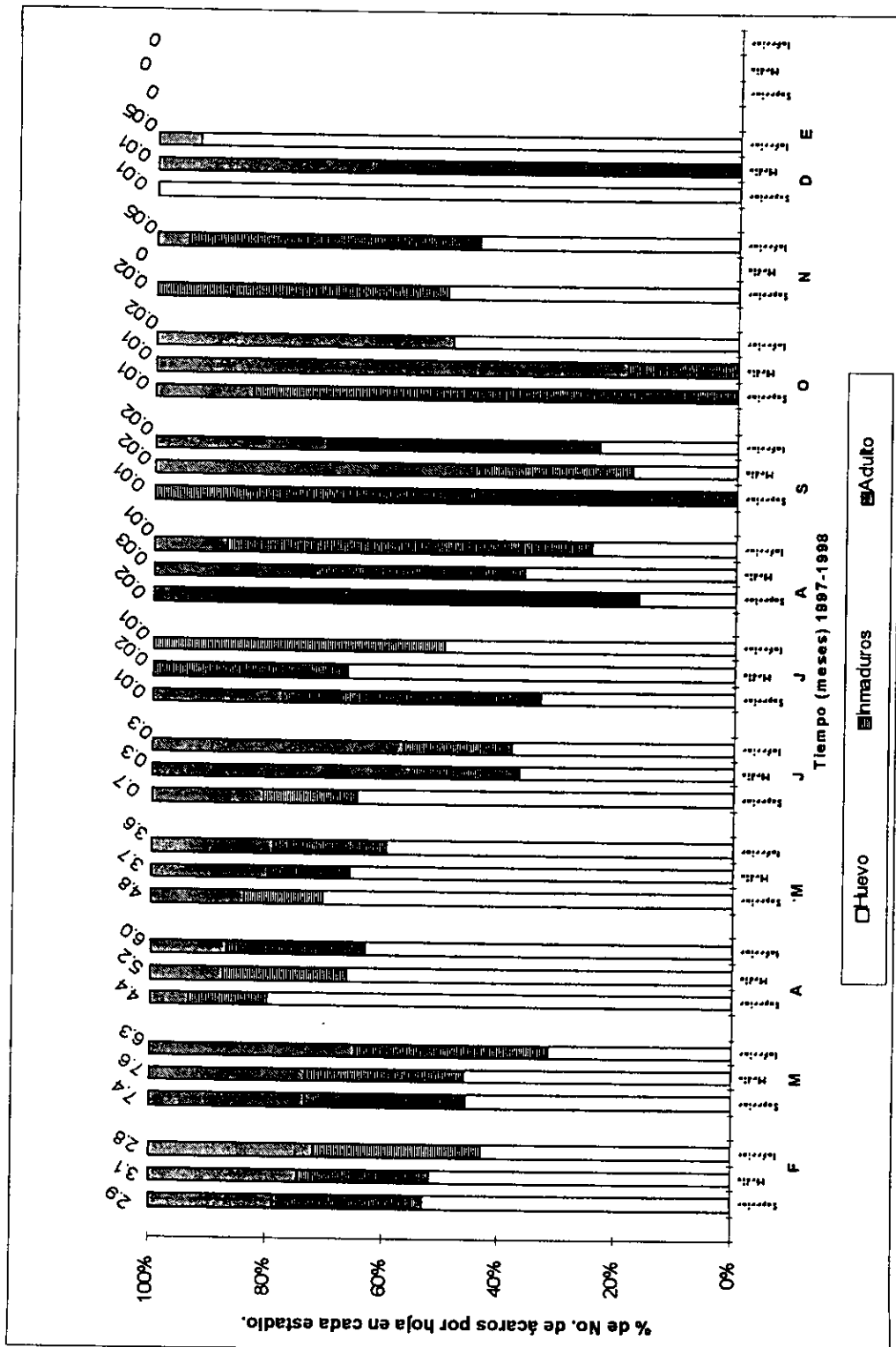


Figura 17. Proporción del número de ácaros por estadios por hoja en los diferentes estratos del frutal

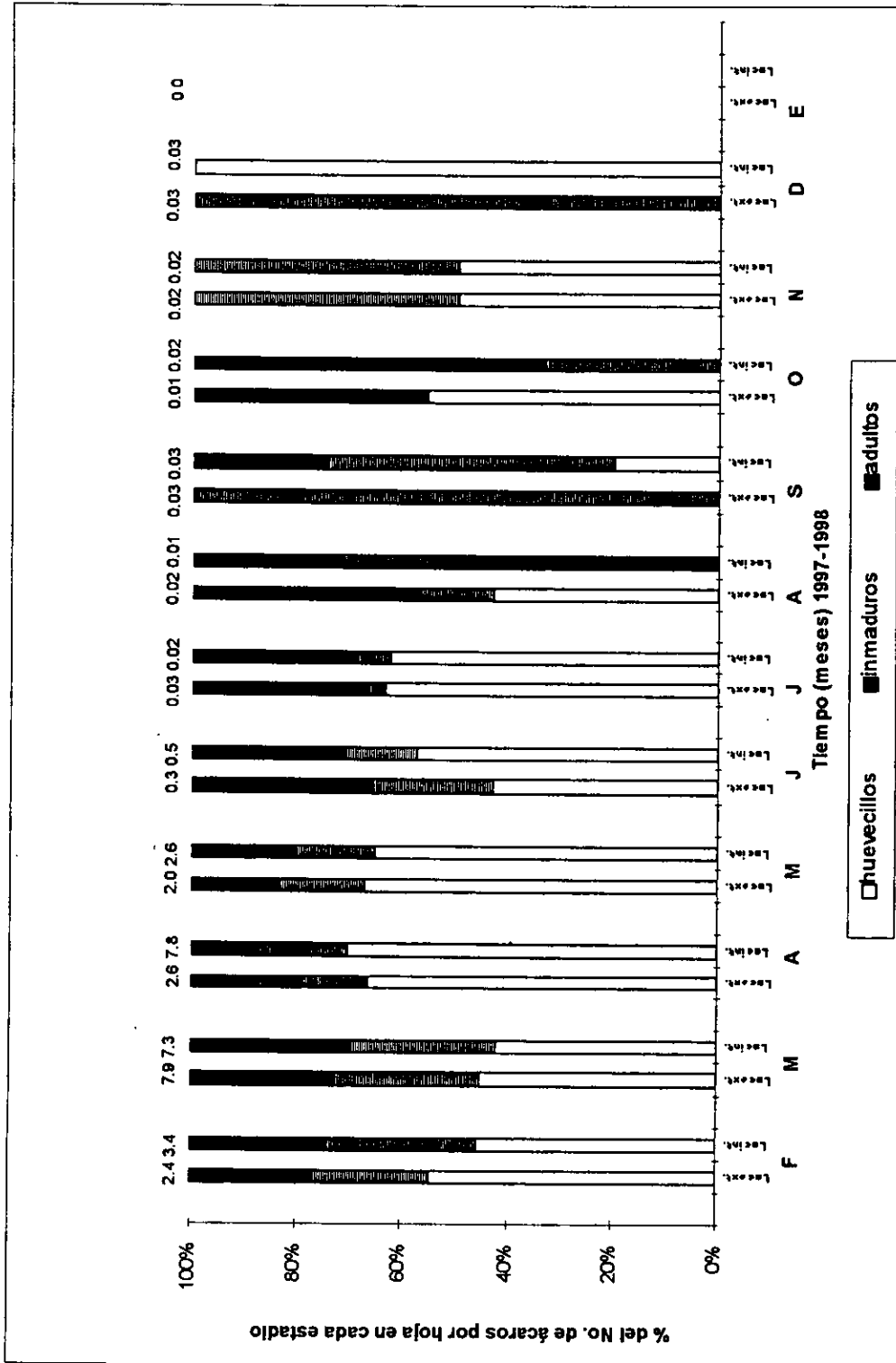


Figura 18. Proporción del número de ácaros por estadios en las distintas localidades del huerto de estudio.

## 6.- CONCLUSIONES

El ciclo de vida de *Eotetranychus lewisi* (McGregor) dura, en condiciones de laboratorio, un promedio de 16 días para las hembras y 13 días para los machos.

La especie en estudio pasa por los estadios de huevo, larva, protoninfa, deutoninfa y adulto y el tiempo promedio de desarrollo en cada fase, bajo las condiciones de estudio, fue de  $3.89 \pm 0.34$ ,  $1.73 \pm 0.38$ ,  $1.55 \pm 0.40$ ,  $1.58 \pm 0.72$  y  $7.58 \pm 1.24$  días respectivamente, aunque la longevidad total es menor para machos que para hembras.

La partenogénesis que se presenta en esta especie es de tipo anfitoca o deuterotoca, es decir, la hembra da origen a machos y hembras, aunque también se observó, que ciertas hembras llegaron al estadio de madurez y no ovipositaron.

En condiciones de laboratorio, la mayor mortalidad de individuos se dio en el estadio de deutoninfa (70%). Esto se debió a causas naturales y a que muchos individuos se caen de la hoja, por su mayor movilidad, o se pierden al realizar el cambio de hoja.

La población de *E. lewisi* en condiciones de laboratorio tiene la capacidad de aumentar cuatro veces de tamaño ( $R_0 = 4.18$ ) en una sola generación (12.54 días) con una tasa intrínseca de crecimiento positiva ( $r_m = 0.114$ ).



En condiciones naturales, la abundancia de ácaros está relacionada con la fenología del frutal, ya que el pico máximo de crecimiento de la población de *E. lewisi* se da cuando el frutal se encuentra en floración (marzo).

Los análisis de varianza muestran que no hay una preferencia marcada por algún estrato del árbol a lo largo de todo el año, sino que su distribución tiende a ser aleatoria; sin embargo, sí existen diferencias significativas entre las localidades del huerto, siendo los árboles internos en los que se presenta una mayor abundancia de ácaros durante los meses de mayor crecimiento poblacional.

Los cambios en la estructura poblacional que se observan a través del tiempo son producto de las mayores tasas de crecimiento poblacional durante los primeros meses del año y la disminución el tamaño poblacional hacia los meses del otoño y el invierno.

## 7.- LITERATURA CITADA

- Abou-Setta, M. M., y C. C. Childers. 1989. Biology of *Euseius mesembrinus* (Acari: Phytoseiidae): Life tables and feeding behavior on tetranychid mites on citrus. *Environ. Entomol.* 18 (4): 665-669.
- Al-Gboory, I. J., M. K. Abid y H. S. El-Haidari. 1984. Some aspects of the biology of *Tenuipalpus punicae* Baker (Acariformes: Tenuipalpidae) under constant temperature and relative humidity. In: D. A. Griffinths y C. E. Bowman (Eds), *Acarology VI (Proc. VI Int. Congr. Acarology, Edinburgh, Scotland, Sep.1982)*, Ellis Horwood Ltd., Chichester, England, Vol. 2, pp: 781-790.
- Anderson, N.H. y C.V.G. Morgan. 1958. Life-histories and habits of the clover mite, *Bryobia praetiosa* Koch, and the brown mite, *B. arborea* M. & A., in British Columbia (Acarina: Tetranychidae). *Can. Entomol.* 90 (1): 23-42.
- Anderson, V. L. y R. A., McLean. 1974. *Design of experiments. A realistic approach.* Marcel Dekker, INC. New York. pp: 154-180.
- Alvarez, J. R., 1996. *Enciclopedia de México.* Tomo IV. Sabeca International Investment Corporation. México, D.F. pp: 2 359-2 376.
- Badii, M. H. y J. A. McMurtry. 1984. Life of life table parameters for *Phytoseiulus longipes* with comparative studies on *P. persimilis* and *Typhlodromus occidentalis* (ACARI: PHYTOSEIIDAE). *Acarologia.* 25(2): 111-123.
- Baker, E. W. y A. E. Pritchard. 1962. Arañas rojas de América Central (Acarina: Tetranychidae). *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.* 23: 309-346.
- Beitia, F. y A. Garrido. 1991. Influence of relative humidity on development and egg-laying *Panonychus citri* under controlled conditions. *Bulletin OEPP.* 2: 719- 722.
- Beers, E. H. y A. H. Larry. 1987. Effect of european red mite (ACARI:TETRANYCHIDAE) injury on vegetative growth and flowering of four cultivars of apples. *Environ. Entomol.* 16: 569-574.
- Begon, M., J. L. Harper y C.R. Townsed. 1986. *Ecology, individual, populations and communities.* Blackwell Scientific Publications. Boston. pp: 335-360.

- Byerly, M. K. F., 1971. *Contribución al estudio de algunos ácaros fitoparásitos de México*. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados. Montecillos, México. pp: 50-55.
- Caillavet, H. y J. Souty. 1950. *Monographie des principales variétés de pêcheurs*. Ministère de L'agriculture. Institut National de la Recherche Agronomique. Société Bordelaise d'imprimerie-Bordeaux. Paris. pp: 9-21.
- Calderón, A.E., 1989. *Fruticultura general*. Noriega, Limusa. México. pp:76-175.
- Childs, G.H., T. R. Shley, D .H. Habeck y S.L. Poe. 1984. Temperature effects on development and reproduction of the shouthern red mite, *Oligonychus ilicis* reared on *Ilex crenata*. *Acarologia*. 25(4): 341-345.
- Childers, C.C., M.M. Abou-Setta y M.S. Nawar. 1991. Biology of *Eutetranychus banksi*: life tables on "Marsh" grapefruit leaves at different temperatures (ACARI:TETRANYCHIDAE). *Int. J. Acarol.* 17(1): 29-35.
- Collyer, E. , 1964. Phytophagous mites and their predators in New Zealand orchards. *J. Agric. Res.* 7(4): 551-568.
- CONAGUA. 1998. Datos climatológicos de la estación meteorológica del Municipio de Vicente Guerrero, Durango (10 últimos años, inédito).
- CONAFRUT. 1982. Inventario Frutícola del estado de Durango (Inédito).
- Dennehy, T. J., 1993. The microinmmersion bioassay: a novel method for the topical application of pesticides to spider mites. *Pestic. Sci.* 39: 47-54.
- Eckbland, J. W. 1991. How many samples should be taken? *BioScience*. 41(5): 346-348.
- Enríquez, L. M.L., 1993. *Las plagas del duraznero*. Secretaría de desarrollo rural. Gobierno del Estado de Zacatecas. Serie: El extensionista frutícola. 13 pág.
- Estébanes, G. M.L. y E.W. Baker. 1966. Arañas rojas de México (Acarina: Tetranychidae). *Ann. Esc. Nat. Cienc. Biol. Méx.* SEP-IPN. México. 15: 61-133.
- Evans, G.O., 1992. *Principles of acarology*. C.A.B. International, Cambridge. pp: 344.

- García, E., 1973. *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen*. Instituto de Geografía de la UNAM. pp: 105.
- Geijskes, D.C., 1939. Beiträge zur Kenntnis der europäischen Spinnmilben (Acari, Tetranychidae), mit besonderer Berücksichtigung der niederländischen. *Art. Meded. Landbouwhogeschool Wageningen*. 42: 1-68.
- Gil-Albert, F.V., 1980. *Tratado de arboricultura frutal*. Aspectos de la morfología y fisiología del árbol frutal. Vol. I. Mundi-Prensa. Madrid. pp: 15-27.
- Gispert, G.M.C., 1990. *Generalidades de Acarología*. In: Vera, G.J., E. Prado., A. Lagunes (Eds.). *Acaros fitófagos*. Universidad Autónoma de Chapingo. México. pp:1-19.
- González, E. S., 1983. *La vegetación de Durango*. CIIDIR- IPN, Unidad Durango. 1(1):34-70.
- Grandjean, F., 1939. Les segments post-larvaires de l'hystérosoma chez les Oribates (Acariens). *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 64: 273-282.
- Grandjean, F., 1947. Les enarthronota (Acariens). 1<sup>o</sup> Serie. *Ann. Sci. Nat. Zool. Biol. Anim.* 11<sup>o</sup> ser., 8: 213-248.
- Griffiths, D. A., W.T. Atyo, R. A. Norton y C.A. Lynch. 1990. The idiosomal chaetotaxy of astigmatid mites. *J. Zool., Lond.* (1990) 220:1-32.
- Grünberg, I.P., 1951. *El monte frutal casero*. Ateneo. Buenos Aires. Argentina.
- Gutiérrez, J. 1985. Systematics. In: Sabelis M.W. (De). *Spider mites their biology, natural enemies and control*. Vol IA. Elsevier. Oxford. pp: 75-90.
- Hare, J. D., 1988. Egg production of the citrus red mite (Acari: Tetranychidae) on lemon and mandarin orange. *Environ. Entomol.* 17(4): 715-721.
- Herbert H.J. y K.P. Butler. 1973. Distribution of phitophagous and predaceous mites on apple trees in Nova Scotia. *Can. Entomol.* 105: 271-276.
- Herbert, H. J. 1981. Biology, life tables, and intrinsic rate of increase of the european red mite, *Panonychus ulmi* (ACARINA: TETRANYCHIDAE). *Can. Entomol.* 113: 65-71.
- Hernández, H.M.A., 1976. *El durazno*. Edición especial Banco de Crédito Rural del Norte. S.A. México. pp:1-8.

- Herne, D.H.C. y W. L. Putman. 1960. Notes on the life-history and habits of the brown mite, *Bryobia arborea* Morgan & Anderson (Acarina:Tetranychidae), on peach in Ontario. *Can. Entomol.* 92: 775-779.
- Herne. D. H. C. y R. Trottier. 1975. Relationships between hatching of eggs of european red mite and fruit bud development in Ontario peach and apple orchards. 1975. *Proc. Entomol. Soc. Ont.* 106: 4-8.
- Hesse, O.C., 1993. Duraznos. In: Moore, N. J. y Janick, J. (Eds). *Avances de la genotecnia de frutales*. AGT. Editor S A. México. pp: 359-424.
- Huffaker, C.B. , Van de Vrie, M., J.A. McMurtry. 1969. The ecology of tetranychid mites and their natural control. *Annu. Rev. Entomol.* 14: 125-159.
- INEGI. 1973. Carta topográfica del estado de Durango, escala 1 : 50 000.
- INEGI. 1995. *Vicente Guerrero, Durango*. Cuaderno estadístico municipal. México. pp: 3-10.
- Jeppson, L.R., H. H. Keifer y E.W. Baker. 1975 *Mites injurious to economic plants*. University of California Press. Berkeley. pp: 171-173.
- Joshi, K.V. y P .V. Bhutani. 1995. Peach and Nectarine. In: Salunkle, K. D. y Kadam (Eds). *Handbook of fruit science and technology. Production, Composition, Storage and Processing*. Marcel Dekker, Inc. New York. pp: 243-295.
- Kramer, A.D. y P. F. Hain. 1989. Effect of constant- and variable- humidity and temperature regimes on the survival and developmental periods of *Oligonychus ununguis* (Acarina: Tetranychidae) and *Neoseiulus fallacis* (Acarina: Phytoseidae). *Environ. Entomol.* 18: 741-746.
- Krantz, G.W., 1978. *A manual of acarology*. Oregon State University Book Stores, Inc. Corvallis. Oregon.
- Leyva, M.G., 1978. *Acaros de importancia agrícola asociados con el durazno (Prunus persica) en la región de Chapingo, México*. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Agricultura. Chapingo, México. 82 pág.
- Li Lung-Chu, Chu Wen-Bin y Fu Guo-Wen. 1984. Seasonal fluctuation of the citrus yellow mite, *Eotetranychus kankitus* Ehara. (Eds.) Griffinths, D. A. y C. E. Bowman. John Wiley & Sons. New York. *Acarology* 6(2): 733-739.

- Lindquist, E. E. 1985. Anatomy, Phylogeny and Systematics. In: Sabelis, M. W. (Ed). *Spider mites their biology, natural enemies and control*. Vol IA. Elsevier. Oxford. pp: 3-26.
- Mason, R. L., R. F. Gunst y J. L. Hess. 1989. *Statistical design and analysis of experiments with applications to engineering and science*. John Wiley & Sons. New York. pp: 190-201.
- McGregor, E.A., 1943. A new spider mites on citrus in southern California (Acarina: Tetranychidae). *Proc. Ent. Soc. Wash.* 45(5): 127-129.
- McGregor, E. A., 1950. Mites of the family tetranychidae. *The American Midland Naturalist*. 44 (2): 257-420.
- McMurtry, J.A., C.B. Huffaker y M. Van de Vrie. 1970. A review. I Tetranychid enemies: Their biological characters and the impact of spray practices. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies. *Hilgardia* 40(11): 331-390.
- Méndez, C.H., 1992. *El durazno*. Memorias del curso de fruticultura, impartido a profesores de las Escuelas Secundarias Técnicas. Dirección de Fruticultura. Gobierno del Estado de Zacatecas. Valparaiso, Zacatecas. México. pp: 1-7.
- Mendoza, L.M.R., G.A. Larios y M. H. B. Pérez. 1991. Marco de referencia del durazno en Michoacán. *El cultivo del durazno*. Curso teórico-práctico del 18 al 20 de abril. Facultad de Agrobiología. UMSNH. Uruapán Michoacán. Centro de Fruticultura. Colegio de Postgraduados. México. pp:1-7.
- Micinski, S., D. J. Boethel y H. B. Boudreaux. 1979. Influence of temperature and photoperiod on development and oviposition of the pecan leaf scorch mite *Eotetranychus hicoriae*. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 72: 649-654.
- Micinski, S., D. J. Boethel y H. B. Boudreaux. 1981. Life tables and intrinsic rates of increase of the pecan leaf scorch mite. *J. Econ. Entomol.* 74: 612-616.
- Millán, S.A., 1979. *Descripción, daños y principios generales de la lucha contra la araña roja*. Mesa Redonda: La Problemática actual del durazno en Aguascalientes. INIA-SAG-CIAB. México. pp: 30-37.
- Mitrofanov, V.I., 1971. Khtome konechnosti u tetranikhovykh kleshchei (Acariformes, Tetranychoida). *Nauch. Dokl Vyssh. Shk., Biol. Nauki*, (4): 11-17. (in Russian).

- Monetti, L.N, y N.A. Fernández. 1996. Whitin-tree distribution of spider mites (ACARI:TETRANYCHIDAE) in sprayed apple trees of orchards in Buenos Aires Province, Argentina. *Acarologia*. 37(2): 115-120.
- Montgomery, D. C.,1995. *Diseño y análisis de experimentos*. Iberoamerica. México. pp: 393-412.
- Ortíz, B.O., 1984. *Biología de la araña Eotetranychus lewisi (McGregor) en condiciones de laboratorio*. Tesis Profesional en Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma de Chapingo, México. 66 pág.
- Otero, C.G., 1992. *Acaros plagas de hortalizas*. In: Anaya R.S., N.M Bautista., B.R. Domínguez (Eds.). *Manejo fitosanitario de las hortalizas en México*. Centro de Entomología y Acarología. Chapingo, México.
- Oudemans, A.C., 1928. Acarologische aantekeningen. *Entomol. Ber.*, 68(7): 285-293.
- Papaioannou-Souliotis, P., A. Tsagkarakou y M. Nomikou. 1997. Field observations on some eco-ethological aspects of phytoseiid mites in greek citrus groves. *Acarologia*. 38(1): 29-37.
- Pérez, G. S., 1995. Aportaciones al desarrollo frutícola del programa de mejoramiento genético del durazno, chabacano y ciruelo. *Memorias de la reunión Nacional e Internacional sobre producción de durazno, chabacano y ciruelo*. Del 22 al 27 de Mayo de 1995. Universidad Autónoma de Querétaro, México.
- Price, W. P., 1984. *Insect Ecology*. John Wiley & Sons. Nueva York. pp: 141-148.
- Prieto, D. y G. Díaz. 1972. Ciclo de vida de la especie *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (ACARINA: TENUIPALPIDAE), *Tetranychidae urticae* Koch y *Panonychus citri* (McGregor) (ACARINA: TETRANYCHIDAE). La Habana, Cuba. *Ciencias*. 6(32): 1-11.
- Pritchard, A. E. y E. W. Baker. 1955. A revision of the spider mite family Tetranychidae. *Pac. Coast. Entomol. Soc. Mem.* 2: 205-206.
- Putman, W. L. y D. C. Herne. 1958. Natural control of phytophagous mites (Tetranychidae and Eriophyidae) in Ontario peach orchards. *Proc. 10th. Int. Congr. Entomol. Proc.* 4: 667-73.
- Putman, W. L. y D. H. C. Herne. 1964. Relations between *Typhlodromus caudiglans* Schuster (Acarina: Phytoseiidae) and phytophagous mites in Ontario peach orchards. *Can. Entomol.* 96(7): 925-43.

- Putman, W.L. y D.C. Herne. 1966. The role of predators and others biotic factors in regulations the populations density of phytophagous mite in Ontario peach orchards. *Can Entomol.* 98: 808-820.
- Putman W. L. 1970. Threshold temperatures for the european red mite, *Panonychus ulmi* (Acarina: Tetranychidae). *Can. Entomol.* 102(4): 421-425.
- Putman W. L., 1970. Effects of water and high humidity on the european red mite, *Panonychus ulmi* (ACARINA: TETRANYCHIDAE). *Can. Entomol.* 102(8): 955- 961.
- Puttaswamy, G. R., 1980. Effect of temperature and relative humidity on the development and oviposition of *Tetranychus ludeni* (Acari: Tetranychidae). *Int.J. Acarol.* 4: 31-40.
- Ragusa, S., 1986. A five year study on population fluctuations of phitoseiidae mites in a citrus orchard in Sicily. *Acarologia.* 27(3): 193-201.
- Rasmy, A.H., 1977. Biology of the citrus brown mite, *Eutetranychus orientalis* as affected by some citrus species. *Acarologia* 19(2): 222-224.
- Reck, G. F., 1959. Identification of tetranychid mites. Isdatel. Akad. Nauk Gruz. SSR *Tbilisi*: 1-150 ( in Russian).
- Rekk, G.f., 1947. O znachenin tulovishchnykh shchitinok v sistematike pautinnyhh kleshchei. *Tr. Zool. Inst. Akad. Naut Gruz. SSR.* 7:199-203 (in Russian).
- Rekk, G.f. 1959. Opredelitel' tetranikhvyykh kleshchei. *Izv. Akad. Naut Gruz. SSR. Tbilisi*, 1-151 (in Russian).
- Reséndiz, G. B., 1989. Tetrániquidos de importancia frutícola. In: Bravo, M.H.; González H.H.; López, C. J. (Eds). *Plagas de frutales*. Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Postgraduados. pp: 11-22.
- Sabelis, M.W. 1985. *Spider mites their biology, natural enemies and control*. Vol IA. Elsevier. Oxford. 405 pág.
- SAGAR, 1998. *Inventario frutícola del estado de Durango*, Durango. México (inérito).
- Shanks, C.H. y R.P. Doss. 1989. Population fluctuations of two spotted spider mite (Acari: Tetranychidae) on strawberry. *Environ. Entomol.* 18(4): 641-645.



- Santana, G.M. 1982. *Comportamiento fenológico y producción de cultivares de durazno y nectarino Prunus persica L. Batsch de Florida. Aguascalientes.* Tesis Profesional en Fitotecnia. Universidad Autónoma de Chapingo, México. pp: 1-8.
- SARH, 1982. *Diagnóstico agroindustrial.*, Durango 20. México pp: 15-19.
- SARH, 1993. *Inventario frutícola del estado de Durango.* SARH. México. (inédito).
- Secretaría de Gobernación. 1988. Los municipios de Durango. Colección: *Enciclopedia de los municipios de México.* Gobierno del estado de Durango. pp: 179-181.
- Tadros, M. S., 1974. Some ecological aspects of the european spider mite, *Panonychus ulmi* (Koch) in Egypt. *Bull. Soc. Entomol. Egypte.* 58: 64-72.
- Tanigoshi, L. K., S. C. Hoyt, R. W. Browne y J. A. Logan. 1975. Influence of temperature on population increase of *Tetranychus mcdanieli* (Acarina: Tetranychidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 68(6): 972-978.
- Tuttle, D.M., E.W. Baker y M. Abbatiello. 1974. Spider mites from northwestern and north central Mexico (Acarina: Tetranychidae). *Smithson. Contrib. Zool.* 171: 1-18.
- Van de Vrie, M., J.A. McMurtry y C. B. Huffaker. 1972. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies: A Review. III Biology, Ecology and pest status and host-plant relations of tetranychids. *Hilgardia.* 41(13): 343-432.
- Velázquez, M.J. 1979. Pruebas preliminares de combate contra la araña roja del durazno en Aguascalientes. Mesa Redonda: *La Problemática actual del durazno en Aguascalientes.* INIA-SAG-CIAB. México. pp: 38-41.
- Wainstein, B.A., 1969. Tetranychoid mites of Kazakhstan (with revision of the families). Kaz Akad. Selsk. Nauk Tr. *Nauchn. Issled. Inst. Zash. Rast.*, 5: 1-276. (in Russian).
- Westigard, P. H. y D. W. Berry. 1970. Life history and control of the yellow spider mite on pear in southern Oregon. *J. Econ. Entomol.* 63(5): 1433-1439.
- Wilson L. T., M.A. Hoy., G.A. Zalom y J. M. Smilanick. 1984. Sampling mites in almonds. I Within-tree distribution and clumping pattern of mites with comments on predator-prey interaction. *Hilgardia* 52(7): 1-13.

- Wrench, L.D. 1978. Components of reproductive success in spider mites. In: Rodríguez J. G. (Ed). *Recent advances in acarology*, Vol I. Kentucky. Academic Press. New York. pp: 155-163.
- Yaninek, J.S., A. P. Gutiérrez y H. R. Herren. 1989. Dynamics of *Mononychellus tanajoa* (Acari: Tetranychidae) in Africa: Experimental evidence of temperature and host plant effects on population growth rates. *Environ. Entomol.* 18(4): 633-640.
- Youngman, R. R., J. P. Sanderson y M. M. Barnes. 1988. Life history parameters of *Tetranychus pacificus* McGregor (Acari: Tetranychidae) on almonds under differential water stress. *Environ. Entomol.* 17(3): 488-495.
- Zalom, F.G., M.A. Hoy., L.T. Wilson y W.W. Barnett. 1984. Sampling mites in almond: II Presence-absence sequential sampling for tetranychus mites species. *Hilgardia.* 52(7): 14-24.