



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN
EN CIENCIAS AGRÍCOLAS
CAMPUS MONTECILLO
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

MORFOLOGÍA, BIOLOGÍA Y COMPORTAMIENTO DE *Aceria tulipae* K. (ACARI: ERIOPHYIDAE) EN AJO *Allium sativum* L.

JESÚS ALBERTO ACUÑA SOTO

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2007

La presente tesis titulada: **MORFOLOGÍA, BIOLOGÍA Y COMPORTAMIENTO DE *Aceria tulipae* (ACARI: ERIOPHYIDAE) K. EN AJO *Allium sativum* L.**, realizada por el alumno **JESÚS ALBERTO ACUÑA SOTO**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para la obtención del grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



DR. ARMANDO EQUIHUA MARTÍNEZ

DIRECTOR DE TESIS:



DRA. EDITH G. ESTRADA VENEGAS

ASESOR:



M. EN C. JORGE VALDEZ CARRASCO

Montecillo, Texcoco, Edo. de México, julio del 2007

MORFOLOGÍA, BIOLOGÍA Y COMPORTAMIENTO DE *Aceria tulipae* K. (ACARI:
ERIOPHYIDAE) EN AJO *Allium sativum* L.

Jesús Alberto Acuña Soto, M en C.

Colegio de Postgraduados, 2007

En este trabajo se abordan aspectos de morfología externa, biología y comportamiento de *Aceria tulipae*, colectada en bulbos de ajo provenientes de bodegas de distintos productores del Estado de Guanajuato, México, durante el ciclo 2004-2005; los ácaros se montaron en líquido de Hoyer para su identificación. Para la morfometría, se analizaron las fotografías tomadas de los ácaros montados mediante Microscopía de Contraste de Fases. Para los estudios morfológicos se procesaron muestras de acuerdo con las técnicas de microscopía electrónica de barrido; así mismo, se realizaron esquemas de la especie mediante dibujos vectoriales. Para obtener el ciclo biológico se colocaron hembras ovígeras en pedazos de hoja, y para el comportamiento las observaciones fueron realizadas en bulbillos infestados con el ácaro; todo el estudio se llevó a cabo en condiciones de laboratorio. Se obtuvo que las características morfológicas y morfométricas no varían significativamente de la descripción original de la especie, así como las realizadas por otros autores. Se detalla por primera vez la morfología y morfometría de la larva y ninfa, así como el huevo y el espermátforo. El ciclo biológico tuvo una duración de 12.8 ± 0.58 días, a una temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$. Los resultados obtenidos no varían significativamente de los resultados obtenidos por otros autores. Las observaciones realizadas fueron: deposición y toma del espermátforo, oviposición, eclosión, quiescencia, muda, alimentación, y desplazamiento. Este trabajo es el primero en México en el cual se detallan los aspectos de morfología y morfometría así como, biología y comportamiento de la especie.

Palabras clave: Ajo, Guanajuato, *Aceria tulipae*, Morfología, Ciclo biológico.

MORPHOLOGY, BIOLOGY AND BEHAVIOR OF *Aceria tulipae* K. (ACARI:
ERIOPHYIDAE), IN GARLIC *Allium sativum* L.

Jesús Alberto Acuña Soto, M en C.

Colegio de Postgraduados, 2007

External morphology aspects and biology and behavior of *Aceria tulipae* were undertaken. The species was collected (2004-2005) in garlic bulbs, from storage rooms from Guanajuato state, Mexico producers. Mites were mounted in Hoyer for identification. Morphometry analysis was done through phase contrast photographs. Morphology studies were done using SEM images and vectorial drawings. Gravid females were placed on garlic foliage pieces to follow the life cycle. Behavior observations were realized on infested garlic bulbs. The study was developed under laboratory conditions. Morphology and Morphometry data showed no variation from the species description and other studies. Life cycle duration is 12.8 ± 0.58 days at $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$. Results are similar to the ones found by other authors. The observations carried out were: spermatophore deposition and taking, oviposition, emergence, quiescence, molting, feeding habits, and displacement. This is the first work in Mexico on *Aceria tulipae* morphology and morphometry as well as biology and behavior aspects.

Key words: Garlic, Guanajuato, *Aceria tulipae*, Morphology, Life cycle.

DEDICATORIA

Con todo mi amor y respeto para mis padres Jesús Acuña Reyes y Esther Soto León, sin los cuales no me hubiera sido posible llegar a donde he llegado, por todo el apoyo durante mi vida y sobre todo por confiar siempre en mí a pesar de mis tropiezos, se que no es suficiente pero gracias.

A mi Abuela Maria Cruz Bautista por sus enseñanzas en el mundo de los bichos y por preocuparse siempre por mí desde que era niño, gracias Abue por tratarme como a un hijo. TE QUIERO.

A mi Tía Edith Soto León por ser el gran ejemplo en mi vida te aseguro que sigo tus pasos poco a poco pero hay voy, este es otro logro en mi vida y créeme aún pienso que cuando sea grande quiero ser como tu.

A Mireya Fuentes Pérez por seguir apoyándome y preocupándose por mí a pesar de todo, por todo ese tiempo que caminamos juntos, y por estar ahí a pesar de todo, por ser lo que tu eres simplemente gracias.

A una personita que vino a llenar mi mundo de cosas hermosas, gracias por enseñarme el lado bonito de ser papa, por crecer junto conmigo y por sacrificar tu tiempo de juego y dejarme trabajar es esta tesis, a ti Maria Fernanda con cariño de tu papa.

A un ser que aún no llega a este mundo, pero se que al igual que tu hermana me llenaras de satisfacción y alegría mi vida.

A mis hermanas Norma y Blanca Acuña Soto, por el apoyo moral y económico la quiero.

AGRADECIMIENTOS

A los millones de mexicanos y mexicanas que pagan sus impuestos, los cuales a través del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) y el Colegio de Postgraduados han financiado mi formación académica.

Este trabajo formo parte del proyecto 245-03 de Fundación Produce Guanajuato: “Manejo Integrado de las principales plagas y enfermedades asociadas al ajo en el estado de Guanajuato”. Gracias a La Asociación de Exportadores de Ajo del Centro A. C., por el apoyo recibido para la realización de este estudio.

Las personas integrantes de mi Consejo Particular por el esfuerzo, la dedicación, el tiempo y el apoyo que me han brindado, pero sobre todo por la infinita paciencia para conmigo y mis problemas.

En mi primer lugar a la Dra. Edith G. Estrada Venegas por permitirme entrar a su laboratorio y a su grupo de trabajo, por enseñarme lo diferente e interesante que pueden ser los ácaros cuando se les ve con amor, por su paciencia, consejos, enseñanzas y las tantas horas dentro de su oficina, todo esto me a ayudado a crecer profesionalmente y como persona, le agradezco la confianza, amistad y la ayuda para alcanzar esta meta, de corazón GRACIAS.

Al Dr. Armando Equihua Martínez, por ser mi consejero dentro del CP, por el apoyo en los momentos difíciles, la confianza y sobre todo por creer en mí, por dejarme se parte de un interesante grupo de trabajo del cual he a aprendido muchas cosas, GRACIAS.

Al M. en C. Jorge M. Valdez Carrasco por su confianza, enseñanzas de cientos de estructuras morfológicas, pero sobre todo su paciencia, por las largas horas frente al microscopio electrónico y por ayudarme a trabajar con la nada fue un buen reto que se reflejo en unas excelentes fotografías y un gran trabajo, gracias Jorge por soportarme a mi y a mis jefes.

De igual manera al incansable “ACARI TEAM” sin los cuales este trabajo no hubiera tomado forma y que sin duda gran parte de este trabajo también es de ellos:

M. en C. Patito, Aún después de todo seguimos juntos en un logro más, primero el tuyo y ahora el mío, Paty gracias por ser la mejor de las mejores amigas y por todo el tiempo que hemos compartido se que algún día nuestros caminos se separaran pero mientras pues echemosle ganas va?.

Biol. Laluco, compa gracias por sufrir conmigo un año de créditos con materias buenas no tan buenas y unas que de plano mejor ni hablamos, por ese súper curso expres que casi nos saca del CP, y todos los buenos problemas en los que nos metimos, en fin compa gracias por su amistad, consejos y tantas y tantas tardes conversando acerca de la vida con una buena chela.

Biol. Juanelo, por su determinación de hacer las cosas por sus...ya sabes no?, este tiempo me sirvió para conocerte más y saber que eres una gran persona gracias, mi estimado padawan ahora es tu turno demuéstrales al mundo quien es Juanito, y recuerda que aunque te aburras siempre estará la Edad del Imperio para desaburrirse.

Biol. Shanis, que próximamente vivirá uno de los mas grandes retos de su vida, Sandra no te dejes vencer por las adversidades, recuerda mas vale hacer felices a miles que infeliz a uno, eres grande y tu puedes gracias por ser lo que eres y por las fantásticas discusiones entre mujeres y hombres.

Biol. Ojcar, gracias por las tantas salidas al gran cuemanco, por darme tu amistad y por ser parte de esta nueva generación de locos y aventureros acarologos y algo mas...

Una mención especial a los biólogos Alfredo y Ruth, por su amistad y grata compañía en el laboratorio, a todos ellos gracias de corazón por hacer del tiempo en el laboratorio menos denso
GRACIAS CHAVOS JUNTOS LO HEMOS LOGRADO.

A los compas que fueron y los que no parte de mi generación en el Colegio, Gabriela, gracias por todo eso que tu sabes y te lo agradezco de corazón solo puedo decirte gracias. José Luís Zarate, por la amistad y el apoyo desinteresado. Lupe, por tus consejos. Mary, por tu amistad. Dante Chi por los buenos cotorreos, y en especial al buen Pablo Cordón, por tu amistad desinteresada por esas largas charlas de lo que no se debe hacer y por lo buenos momentos compartiendo una chela.

CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS -----	x
ÍNDICE DE FIGURAS -----	xi
INTRODUCCIÓN GENERAL -----	1
1. Planteamiento del problema -----	2
2. Importancia de la Familia Eriophyidae -----	3
3. Objetivos -----	4
4. Revisión de la Literatura -----	5
5. Literatura citada -----	9
CAPITULO I. MORFOLOGIA EXTERNA DE <i>Aceria tulipae</i> K. -----	12
1.1. Introducción -----	12
1.2. Materiales y métodos -----	14
1.3. Resultados y discusión -----	17
1.3.1. Gnatosoma -----	17
1.3.2. Prodorso -----	19
1.3.3. Opistosoma -----	21
1.3.4. Región coxisternal y genital -----	23
1.3.5. Apéndices locomotores -----	26
1.4. Diagnósis de la especie -----	28
1.4.1. Hembra -----	28
1.4.2. Macho -----	32
1.4.3. Ninfa -----	33
1.4.4. Larva -----	37
1.4.5. Huevo -----	43
1.4.6. Espermatóforo -----	44
1.5. Conclusiones -----	45
1.6. Literatura Citada -----	46
CAPITULO II. CICLO BIOLÓGICO Y COMPORTAMIENTO DE <i>Aceria tulipae</i> K. -----	48
2.1. Introducción -----	48
2.2. Materiales y métodos -----	49
2.3. Resultados y discusión -----	51
2.3.1. Ciclo Biológico -----	51
2.3.1.1. Reproducción -----	53
2.3.1.2. Oviposición -----	55
2.3.1.3. Huevo -----	58
2.3.1.4. Eclosión -----	68
2.3.1.5. Quiescencia -----	60
2.3.1.6. Muda -----	62
2.3.1.7. Alimentación -----	64
2.3.1.8. Desplazamiento -----	66
2.3.1.9- Dispersión -----	67
2.3.2.1. Lóbulos anales -----	68
2.4. Conclusiones -----	70
2.5. Literatura citada -----	71

CONCLUSIONES GENERALES -----	74
1. Conclusiones -----	74
ANEXOS -----	75
I. Literatura con referencia a la especie <i>Aceria tulipae</i> , pero que actualmente se le considera otra especie (<i>Aceria tosichella</i>) -----	75
II. Análisis de varianza (ANOVA) -----	81

ÍNDICE DE TABLAS

No.	Tabla	Pág.
CAPITULO I		
1.	Localización de los almacenes donde se recolectaron muestras de ajo infestados por <i>A tulipae</i> -----	14
2.	Medidas de las características morfológicas de <i>A. tulipae</i> , datos de diferentes autores -	31
CAPITULO II		
1.	Duración del ciclo biológico de <i>Aceria tulipae</i> en días y por estadios -----	52
2.	Comparación del ciclo biológico de <i>Aceria tulipae</i> -----	52
ANEXO II		
1.	Análisis de varianza (Estructuras morfológicas) -----	81
2.	Análisis de varianza (Ciclo biológico) -----	81

ÍNDICE DE FIGURAS

No.	Figuras	Pág.
INTRODUCCIÓN GENERAL		
1.	Detalle de las unidades que forman la cabeza de ajo llamadas bulbillos -----	2
2.	Daño por deshidratación causado por la alimentación directa de <i>A. tulipae</i> -----	4
CAPITULO I		
1.	Aspecto de las dos formas de cuerpos presentes en eriófidos, en vista lateral (Tomado de Lindquist, 1996). Superior: Cuerpo vermiforme, <i>Phytoptus leucothonius</i> Keifer. Inferior: Cuerpo fusiforme, <i>Anthocoptes helianthella</i> Keifer -----	13
2.	Localización de las bodegas de diversos productores donde se recolectaron bulbos de ajo (<i>Allium sativum</i>) con daño por <i>Aceria tulipae</i> , en el Estado de Guanajuato -----	15
3.	Vista general de la bodega, B) Detalle de la toma de las muestras, C) Observación de los ácaros en los bulbillos, D) Ácaros puestos en ácido láctico -----	16
4.	Detalle del Gnatosoma de <i>Aceria tulipae</i> . A) Esquema que muestra en vista ventral las principales estructuras que forman el gnatosoma en los eriófidos, (Tomado de Lindquist <i>et al.</i> , 1996). B) Hembra, a) quelíceros, b) palpotarso, c) guía quelicerol, d) estiletes subcapitulares. C) Detalle ventral del gnatosoma, a) base de los segmentos palpales, b) segmento terminal o labios, c) sedas subapicales. D) Vista ventral del gnatosoma, a) guías quelicerol, b) base de los segmentos palpales, c) primer segmento palpal o proximal y seda subapical, d) palpotibia, e) quelíceros -----	19
5.	Detalle del escudo prodorsal de <i>Aceria tulipae</i> . A) Esquema general de las diferentes líneas que constituyen el diseño del escudo (Tomado de Lindquist <i>et al.</i> , 1996). B) Hembra. C) Hembra en CFM, a) lóbulo frontal, b) línea media, c) línea submedia, d) líneas submedias, e) tubérculos dorsales, f), seda escapular -----	20
6.	A) Detalle del opistosoma de <i>Aceria tulipae</i> , B) Detalle del opistosoma, a) seda lateral c2 , b) seda genital 3a , c) 1ª seda ventral d , 2ª seda ventral e , 3ª seda ventral f . C) Detalle de los microtubérculos del opistosoma, D) Detalle de los microtubérculos. -----	22
7.	Detalle de la parte final del cuerpo de <i>Aceria tulipae</i> . A) Hembra, a) últimos anillos con microtuberculación diferente, b) lóbulos anales, c) sedas caudales h2 , d) sedas accesorias h1 . B) Hembra, a) últimos anillos con microtuberculación diferente, b) lóbulos anales, c) sedas caudales h2 . -----	23
8.	Detalle de la región coxaesternal en <i>Aceria tulipae</i> A) Esquema general de la región coxaesternal (Tomado de Lindquist, <i>et al.</i> 1996). B) y C) Hembra, a) coxas anteriores, b) coxas posteriores, c) primer par de sedas 1b de las coxas anteriores, d) segundo par de sedas 1a de las coxas anteriores, e) primer par de sedas 2a de las coxas posteriores -----	24
9.	Detalle de las placas genitales en adultos de <i>Aceria tulipae</i> , en MEB y MCF. A) Hembra, a) placa genital, b) abertura genital, c) costillas longitudinales, d) sedas genitales c2 . B) Macho, a) placa genital, b) abertura genital, c) seda eugenaes eu , d) sedas genitales c2 . C) Hembra, a) placa genital, b) costillas longitudinales, c) sedas genitales c2 . D) Macho, a) placa genital, b) abertura genital, c) sedas eugenaes eu , d) sedas genitales c2 -----	25

10	Detalle de las partes que componen los apéndices locomotores en <i>Aceria tulipae</i> . A) Esquema que muestra las segmentaciones generales en las patas de los eriofidos (Tomado de Lindquist et al. 1996). B) y C) Hembra, a) coxa, b) trocánter, c) fémur, d) genua, e) tibia, f) tarso. D) Macho, a) seda femoral bv , b) seda genual l'' , c) seda de la tibia l' , d) sedas tarsales ft y ft'' . E) y F) Hembra, a) solenidio ω , b) empodio plumoso em -----	27
11.	<i>Aceria tulipae</i> Keifer 1938. Hembra, morfología externa. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 5 o 6 anillos con microestriaciones, f) Escudo Prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Empodio, j) Placa Genital, k) Espermateca -----	30
12.	<i>Aceria tulipae</i> Keifer 1938. Morfología externa del Macho. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 5 o 6 anillos con microestriaciones, f) Escudo Prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Empodio, j) Placa Genital -----	34
13.	Adultos MEB de <i>Aceria tulipae</i> . A) Vista dorsal de la hembra, B) Vista ventral del macho, C) Escudo predorsal de la hembra, D) Escudo predorsal del macho, E) Placa genital de la hembra, F) Placa genital del macho, G) Microtuberculaciones, H) Parte terminal del cuerpo -----	35
14.	Adultos MCF de <i>Aceria tulipae</i> . A) Vista dorsal de la hembra, B) Vista dorsal del macho, C) Escudo predorsal de la hembra, D) Escudo predorsal del macho, E) Placa genital de la hembra, F) Placa genital del macho, G) Microtuberculaciones, H) Empodio con siete ramas -----	36
15.	<i>Aceria tulipae</i> Keifer 1938. Ninfa. Morfología externa. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 4 o 5 anillos con microestriaciones, f) Escudo prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Empodio, j) Región Coxaesternal -----	39
16.	<i>Aceria tulipae</i> Keifer 1938. Larva morfología externa. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 3 o 4 anillos con microestriaciones, f) Escudo Prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Empodio, j) Región Coxaesternal -----	40
17.	Inmaduros MEB. A) Vista lateral de la ninfa, B) Vista lateral de la larva, C) Escudo predorsal de la ninfa, D) Escudo prodorsal de la larva, E) Microtuberculación Ninfa, F) Microtuberculaciones larva, G) Parte final del cuerpo de la ninfa, H) parte final del cuerpo de la larva -----	41
18.	Inmaduros MCF. A) Vista ventral de la ninfa, B) Vista ventral de la ninfa, C) Escudo prodorsal de la ninfa, D) Escudo prodorsal de la larva, E) Región coxisternal del la ninfa, F) Región coxisternal de la larva -----	42
19.	Detalle del huevo de <i>Aceria tulipae</i> . A) Huevo en MEB, B) Huevo en MCF.-----	43
20.	Espermatóforo de <i>Aceria tulipae</i> . A) y B) Espermatóforo, a) base, b) pedicelo, c) cabezuela, d) saco bulboso o spermático -----	44

CAPITULO II

1.	Método de Cría. A) Bolsas de papel donde se realizo en método de cría, B) Detalle de la bolsa en donde se observan los bulbillos -----	50
2.	Contenedores de plástico con los bulbillos de ajo, B) Detalle del contenedor y forma en eran revisadas la muestras -----	50
3.	A) Cajas de Petri con hojas de ajo dentro, B) Detalle de las cajas Petri -----	51

4	Espermatóforo de <i>Aceria tulipae</i> , a) en MEB, b) en MCF, c y d) espermatóforos en el sustrato, e) Ninfa quiescente rodeada por espermatóforos, f) Exuvia de la ninfa rodeada de espermatóforos -----	54
5	Hembra de <i>Aceria tulipae</i> en microscopía de contraste de fases, b a h) secuencia de la oviposición de <i>A. tulipae</i> -----	57
6.	Huevo de <i>Aceria tulipae</i> , a) Huevo en microscopía electrónica de barrido, b) huevo recién puesto, c) huevo de dos días , d) huevo de tres días donde se observa la larva dentro, e) Huevos sobre el sustrato -----	59
7.	Secuencia de la eclosión de la larva de <i>Aceria tulipae</i> -----	60
8.	Quiescencia en <i>Aceria tulipae</i> , a) ninfa quiescente en reposo sobre el sustrato, b) ninfa quiescente levantada adherida al sustrato de los lóbulos anales -----	62
9.	Secuencia de la muda de <i>Aceria tulipae</i> -----	63
10.	Muda de <i>Aceria tulipae</i> en MEB, a) adulto emergiendo b) muda en el sustrato, c) línea de dehiscencia, d) Exuvia de la ninfa -----	64
11	Alimentación de <i>Aceria tulipae</i> , a) Forma en que alimenta, b) Detalle de los estiletes, c). Forma alternativa de alimentarse, d) Daños causados al tejido por la alimentación -----	66
12.	Desplazamiento de <i>Aceria tulipae</i> sobre los bulbillos de ajo -----	67
13.	Dispersión de <i>Aceria tulipae</i> , a) Dispersión en grupo, b) Larva sujeta de los lóbulos anales, c) detalle de los lóbulos anales -----	68
14.	Lóbulos anales de <i>Aceria tulipae</i> , a), Vistos en MCF, b) Vistos en MEB, c, d) Elementos de los lóbulos anales -----	69

INTRODUCCIÓN GENERAL

Las hortalizas constituyen un grupo diverso de plantas consideradas como una de las bases más sólidas de la economía mexicana, no sólo por su capacidad de autosuficiencia, sino también por que con su exportación se obtienen altos ingresos y son una fuente importante de empleo rural (Mendoza, 1996).

Entre las especies de hortalizas del género *Allium*, el ajo es el segundo en importancia agrícola después de la cebolla; está considerado dentro del tercer grupo de los productos que cuentan con perspectivas favorables en el comercio mundial, debido a la tendencia a la alza de su volumen exportado, al valor de las exportaciones y a la alza de su producción. Este cultivo logra su adaptación a diferentes condiciones climáticas que prevalecen en distintas partes del mundo donde en la actualidad prospera. Con excepción del clima tropical, se desarrolla mejor en climas templados poco húmedos y en terrenos arenosos de algunos países, entre los que se encuentra México (Sánchez, 1992).

El ajo (*Allium sativum*) es una especie perteneciente a la familia Alliacea (Hanletl, 1990), y su origen es reportado en regiones de Asia central (Heredia y Delgadillo, 2000); su desarrollo es anual o bianual. El bulbo es el propósito de la explotación del cultivo, el cual determina el rendimiento económico, y es el medio de propagación debido a la imposibilidad de la planta de generar semilla fértil. Está formado por una serie de unidades elementales o bulbillos llamados comúnmente “dientes”, recubiertos cada uno de ellos por una túnica protectora de color variable; las túnicas forman conjuntamente una capa envolvente (Fig. 1) (García, 1990).

México ocupa el noveno lugar en producción de ajo, con alrededor de 56.315 toneladas al año, sólo por debajo de China, India, España, Tailandia, Turquía, Estados Unidos, Egipto y Corea. Estos tres últimos son los que más altos rendimientos obtienen: 19, 13 y 8.8. Ton/ha, respectivamente (SARH, 1992).

Los principales estados Mexicanos productores de ajo son Guanajuato, Aguascalientes, Zacatecas, Sonora, y Puebla, siguiéndoles en importancia Querétaro, San Luís Potosí, Hidalgo y Baja California Norte. Dentro de estos, Guanajuato ocupa el primer lugar en el país como productor y

exportador de ajo, ya que cuenta con el 40% de la superficie sembrada, el 50% de los volúmenes producidos y el 70% de los volúmenes de exportación (Heredia, 1988).



Figura 1. Detalle de las unidades que forman la cabeza de ajo llamadas bulbillos.

Esta hortaliza se cultiva en los municipios de Apaseo el Grande, Celaya, Cortazar, Dolores Hidalgo, León, Salamanca, Santa Cruz de Juventino Rosas y Villagrán (INEGI, 1991).

1. Planteamiento del problema

Al igual que en otros cultivos de distribución mundial, en el ajo tenemos plagas importantes que han sabido aprovechar este recurso y su abundancia para sus propios beneficios. La mayoría de los estudios que se realizan sobre estos grupos están relacionados con especies de importancia económica, aunque algunos aspectos de otras especies están totalmente desconocidos y poca importancia se les da a su estudio (Estrada-Venegas, 2003).

Dentro de las enfermedades y plagas más importantes podemos mencionar la pudrición causada por hongos. Entre los más importantes tenemos a *Fusarium cepivorum* y *Sclerotium* sp. Bacterias tales como: *Bacillus pumilis* y *Erwina carotovora* var. *carotovora*. Entre los nematodos fitoparásitos, el más importante es *Ditylenchus dipsaci*, el cual es considerado especie cuarentenaria para México. Dentro de las plagas podemos mencionar a los insectos, y entre ellos a los trips (*Trips tabaci*), la mosca de la cebolla (*Hylemia antiqua*), la mosca del ajo (*Suilia univittata*), el minador de la hoja (*Liriozoma* spp.), y la palomilla de los graneros (*Plodia interpunctella*) (García, 1990).

Dentro del grupo de los ácaros se destacan tres especies que dañan al ajo: *Petrobia latens*, *Rhizoglyphus robini* y *Aceria tulipae*. El impacto que causan tanto plagas como enfermedades estriba en que reducen los rendimientos, ya sea por afección a diferentes partes vegetativas de la planta o por que ocasionan la muerte de ésta (Rodríguez, 1992).

El grupo de los ácaros ocupa un lugar muy importante dentro de las especies plaga, no sólo para este cultivo sino para muchos otros. La mayoría son poco conocidos, y por su modo de alimentación, los ácaros no sólo causan daños directos, sino que también provocan daños indirectos como lo es la transmisión de enfermedades de tipo fungosas, bacteriales y virales (Reséndiz, 1985).

En el cultivo del ajo, los ácaros ocasionan graves daños, ya que deterioran la calidad del producto debido a su alta proliferación. Es muy común que una leve infestación llevada del campo puede dañar el ajo en almacén. Las especies de la familia Acarididae y Eriophyidae son las que constituyen plagas muy importantes desde el punto de vista económico, puesto que atacan los bulbos en los principales estados productores, aún cuando no se ha estimado en forma precisa la intensidad de los daños (Rodríguez, 1992).

2. Importancia económica de la familia Eriophyidae

Dentro de esta familia, encontramos a la especie *Aceria tulipae*, el cual es considerado el eriófido más importante que ataca los cultivos con bulbos (Ajo, *Allium sativum*, Cebolla, *A. cepa* y Tulipanes *Tulipa* spp.). Fue identificado por primera vez en 1938, por H. H. Keifer en bulbos de tulipán provenientes de los Países Bajos, y menciona que esta especie se encuentra en Norteamérica y Europa, aunque se ha distribuido a todo el mundo y a la fecha se le considera cosmopolita (Hoffman y López-Campos, 2000).

El daño que causa este organismo a los bulbos del ajo son provocados por la alimentación directa en los tejidos, debajo de las capas que lo cubren, deshidratándolos y afectando el poder de brotación (Fig. 2) (Almaguel *et al.*, 1986a).

En plantas, los ácaros se observan a lo largo de la nervadura central de la hoja. Los daños a nivel foliar provocan el acortamiento de ciclo vegetativo por la interrupción de la fotosíntesis, con poco

desarrollo del bulbo; además muestran raquitismo, torceduras, enrollamiento y clorosis aisladas o en bandas, especialmente en los bordes del limbo foliar. Las primeras poblaciones de este ácaro aparecen 10 días después de la brotación masiva del cultivo, el máximo pico poblacional se presenta a los 35 - 40 días de plantadas. En todos los casos, los momentos máximos de población han coincidido con la fase de crecimiento rápido de la planta (Almaguel, 1996).



Figura 2. Daño por deshidratación causado por la alimentación directa de *A. tulipae*.

Los problemas fitosanitarios de este cultivo son muchos y variados, en los últimos años los ácaros han adquirido importancia económica debido a la poca o nula atención que se les ha dado en comparación con el resto de las plagas y enfermedades, por lo que se hace necesario implementar medidas para su control. Dentro de los ácaros fitófagos, los eriófidos constituyen plagas de gran importancia, no sólo para este cultivo. Esto se debe a que ocasionan grandes pérdidas tanto en el campo como en almacenes. En México poco se conoce acerca de la biología y taxonomía de estos organismos y cómo pueden afectar el desarrollo y rendimiento de los cultivos. Es por ello que se plantearon los siguientes objetivos en el presente trabajo de investigación:

3. Objetivos

Objetivo general.

- -Conocer la biología y morfología de *Aceria tulipae* en bulbillos de ajo *Allium sativum* obtenidos de diversos productores en Guanajuato, México.

Objetivos particulares.

- -Describir la morfología externa de todos los estadios de desarrollo de *A. tulipae*,
- -Ilustrar los caracteres diagnósticos y detallar la morfometría de cada estadio, mediante imágenes obtenidas de microscopía electrónica y contraste de fases mediante montajes convencionales.
- -Conocer el ciclo biológico de la especie.
- -Observar el comportamiento de los ácaros sobre los bulbillos de ajo.

4. Revisión de literatura

Debido a su determinación como plaga y su importancia económica dentro del cultivo del ajo, alrededor del mundo se iniciaron trabajos en los cuales se estudió a esta especie. Después de su descripción en 1938, Keifer menciona que la distribución de esta especie esta en Estados Unidos, México y Europa.

Lange (1955) propone que en el ajo *Aceria tulipae* produce daños en campo. En plantaciones de esta hortaliza en California, se observan en el follaje puntuaciones de color café-amarillo, las cuales se asemejan a un mosaico de colores, aunque parecen ser debidas únicamente a la actividad alimentaría y no a la presencia de un virus. Así mismo, describe que en almacenes los bulbos se deshidratan por la alimentación de los ácaros, y propone la desinfección con bromuro de metilo, usando 2.5 libras por cada tonelada de ajo a 80 °F.

Después, Smalley (1956) observa plantaciones de ajo en California y Oregon, con síntomas muy característicos; las hojas se encuentran enrolladas y parcialmente cloróticas y asocia el daño a los bulbos deshidratados en almacén por la alimentación de *Aceria tulipae* y no a la presencia de un virus. Propone como medio de desinfección sumergir las semillas en hipoclorito de sodio al 10% y secar a 35°C, durante 10 minutos.

Posteriormente, Lange y Mann en 1960 mencionan que *Aceria tulipae* es el causante de la transmisión de un virus al ajo en plantaciones de California, y que mucho del daño se debe a la alimentación de esta especie en los bulbos en almacenes. Además proponen que el daño es

dependiente del número de ácaros presentes. Para la desinfección de los bulbos proponen esparcirlos con azufre y fumigaciones con bromuro de metilo.

En Venezuela, el tratamiento de los “dientes” (bulbillos) antes de la siembra, mediante inmersión durante 10 minutos resulta eficaz y económico además de que evita la aplicación de soluciones en el campo. De los productos acaricidas probados, el Ekatín al 0.4% pH 7, resultó ser el más eficaz y aumentó los rendimientos en un 60%, a una dosis de 1.5 c.c del producto comercial en 500 c.c de agua por cada Kg de semilla (Doreste, 1966).

En Brasil, Chiavegato *et al.* (1968) evaluaron diferentes productos químicos para controlar a la especie en bulbos de almacén. Obtuvieron que el Ekatín usado en inmersión acelera la germinación de los bulbillos de ajo, evitando así un daño mucho mayor al bulbo por los ácaros. Kelthane usado como acaricida específico no mostró eficiencia cuando el ataque de los ácaros era intenso. El DDT mostró su ineficiencia al no controlar a la especie. Endrex fue eficiente para controlar a la plaga; concluyeron que todos los productos se tornaron más eficaces cuando fueron inmersos previamente en Ekatín.

Scalopi *et al.* (1971) proponen una escala numérica para evaluar los daños por *Aceria tulipae* en follaje de plantas de cinco variedades de ajo, donde 0 es la ausencia de síntomas; 1 es la evidencia del daño; 2, síntoma de intensidad media, y 3 síntoma muy intenso. Concluyeron que todas las variedades son susceptibles al ataque de los ácaros. Los síntomas presentes son retorcimiento de las hojas y estrías cloróticas en plantaciones de ajo comercial en Brasil.

Otro trabajo relacionado con el control del ácaro fue llevado a cabo en Cuba donde se reportaron varios métodos para eliminar los ácaros de la semillas de ajo antes de siembra; los más efectivos fueron, Dicofol 0.4% sa, Clorobenzilato 0.1 y 0.4 % sa, solos y combinados con citol (Almaguel *et al.*, 1986b).

En México son escasos los trabajos que nos puedan proporcionar información sobre esta especie en el cultivo del ajo, de los cuales podemos citar el de Estrada-Venegas y Acuña-Soto, (2004) donde proponen una escala de daño en semilla que serán sembradas, donde el nivel 1 corresponde a bulbillos sanos, sin organismos presentes, y el 7 a bulbillos totalmente deshidratados con mudas

y ácaros muertos, esto con el fin de valorar cómo se encuentra la semilla al momento de la siembra, y así poder considerar el mejor método de control dependiendo de la escala y los niveles poblacionales en la que se encuentre.

Además podemos citar cuatro reportes: Rodríguez (1992) analiza las perspectivas de exportación del ajo en México, ya que *Aceria tulipae* es considerada una especie cuarentenaria para otros países (Cuba, China, Bolivia, Brasil, Estados Unidos de Norteamérica). Ramírez (1997) que reporta la presencia de la especie en el Municipio de Apaseo el Grande, Gto. Rodríguez y González (1998) y Hoffman y López-Campos (2000) donde únicamente se mencionan a la especie, el registro y su distribución en nuestro país.

Con respecto a la morfología de la especie existen sólo dos trabajos; en el primero se describen las características ultraestructurales, representadas en un dibujo que muestra la anatomía externa e interna del acaro (Whitmoyer *et al.*, 1972). En el segundo, Chandrapatya (1986) determina la morfología externa de *A. tulipae*, colectada de ajos en Tailandia, describe por primera vez la morfología externa del macho y menciona que algunas estructuras no concuerdan con la descripción original.

En México no se reportan trabajos taxonómicos o morfométricos acerca de la especie. Para otros eriófidos se puede citar el de Caballero (1989), quien trabaja la morfología externa y morfometría de los diferentes estadios de *Aceria guerreronis* K. 1965.

En general, los trabajos sobre biología y comportamiento de esta especie son escasos, entre los que destaca el de Almaguel *et al.* (1986a) en Cuba, donde proponen un método usando hojas de ajo en algodón húmedo con el cual obtuvieron que una generación duro 8.28 días.

En Francia, Courtin *et al.* (2000) usando hojas jóvenes, determinaron que la temperatura y la humedad relativa influyen en la eclosión; obtuvieron una temperatura de 25°C y una humedad relativa de 25%, como las condiciones idóneas para la eclosión.

Para México se reportan dos estudios sobre esta especie, el de Estrada-Venegas y Acuña Soto (2004), donde se mencionan algunos aspectos sobre el comportamiento de este ácaro en bodegas

de ajo, y el de Acuña-Soto y Estrada Venegas (2005), donde se describe el comportamiento y algunos aspectos de la biología de *Aceria tulipae* sobre bulbillos de ajo destinado para siembra en el Estado de Guanajuato.

Cabe mencionar que hay muchos artículos sobre la biología y comportamiento de un ácaro que determinaron como *A. tulipae*; sin embargo, desde 1994, Amrine y Stasny, ya separan estas dos especies, como en otros trabajos que se citan adelante (Ver Anexo I).

5. Literatura citada

- Acuña-Soto, J. A. y E. G. Estrada-Venegas. 2005. Observaciones sobre la biología y comportamiento de *Aceria tulipae* (ACARI: ERIOPHYIDAE), en condiciones de laboratorio, en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) destinados para siembra. **En:** Morales, M. A., Estrada, M. A., González, I. M., y S. C. Stanford (Eds.). Entomología Mexicana. Vol. 4. Sociedad Mexicana de Entomología. pp 39-43.
- Almaguel, R. L. Pérez, R. Caceres, E. Feito. y G. Sánchez. 1986a. Método de cría y ciclo biológico de *Aceria tulipae* en ajo (*Allium sativum*). **Ciencia y Técnica en la Agricultura: Protección de Plantas.** 9(2): 51-58.
- Almaguel, R. L. Pérez, R. Caceres, E. Feito. y G. Sánchez. 1986b. Desinfección de semillas agamicas de ajo con remojado previo al tratamiento químico contra *Eriophyes (Aceria) tulipae*. **Cienc. Tec. Agric. Protección de plantas.** 9(2): 57-72.
- Almaguel, R. L. 1996. Ácaros de importancia económica en Cuba. **C. de la Habana: INISAV (CID-INISAV Boletín Técnico 2).** 26 pp.
- Amrine, J. W., and T. A. Stasny. 1994. **Catalog of the Eriophyoidea (Acarina: Prostigmata) of the World.** Indira. Publishing House. West Bloomfield, Michigan. 798 pp.
- Caballero, S. M. 1989. Morfología externa del ácaro de la roña del cocotero. *Aceria guerreronis* (Prostigmata: Eriophyidae). **Tesis de Licenciatura.** Departamento de Entomología. Escuela Superior de Agricultura "Hermanos Escobar" México. 90 pp.
- Courtin, L., Fauvel, G., and F. Leclant. 2000. Temperature and relative humidity effects on egg and nymphal development of *Aceria tulipae* (K.) (Acari: Eriophyidae) on garlic leaves (*Allium sativum* L.) **Ann. Appl. Biol.** 137(3): 207-211.
- Chandrapatya, A. 1986. External morphology of *Aceria tulipae* Keifer, a garlic pest in Thailand (Prostigmata: Eriophyidae). **Kasetsart J. (Nat. Sci.)** 20 217-220.
- Chiavegato, L. G., Bernardi, J. B., and Igue, T. 1968. Prejuizos causados pelo acaro *Aceria tulipae* Keifer e pelo *Thrips tabaci* Lind., 1888, na cultura del alho (*Allium sativum* L.) cultivar laviana. **Annais da I Reuniao Anual da Sociedade Brasileira de Entomol. Piracicaba** 68-69.
- Doreste, S. E. 1966. Control del ácaro del ajo (*Aceria tulipae* K.) mediante tratamiento a la semilla. **Agronomía Tropical.** 16(3): 199-203.
- Estrada-Venegas, E. G. 2003. El género *Rhizoglyphus* su importancia agrícola y como ácaro del suelo. **En:** Romero-Nápoles, J., Estrada-Venegas, E. G., y Equihua-Martínez, A. (Eds.). Entomología Mexicana Vol. 2. Sociedad Mexicana de Entomología. Pp. 102-107.
- Estrada-Venegas y Acuña-Soto. 2004. Daños provocados por *Aceria tulipae* (ACARI: ERIOPHYIDAE) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) destinados para siembra en el estado de Guanajuato, México. **En:** Moreno, M. A., González, I. M, Rivera, G. A., y S. C.

- Stanford (Eds.). Entomología Mexicana. Vol. 3. Sociedad Mexicana de Entomología. Pp. 96-100
- García, A. C. R. 1990. **El Ajo: Cultivo y Aprovechamiento**. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Hanelt, P. 1990. Taxonomy, evolution and history. **In:** Rabinowitch, H. D., and J. L. Brewster (Eds.). Onions and allied crops. I. Florida, CRC. Press. Pp. 1-26.
- Heredia, Z. A. 1988. Evaluación de calidad y rendimiento de ocho selecciones clonales y dos variedades de ajo (*Allium sativum* L.). **Tesis Profesional**, Departamento de Fitotecnia. UACH, Chapingo. México. 83 p.
- Heredia, G. E., y F. S. Delgadillo. 2000. **El ajo en México. Origen, mejoramiento genético, tecnología de producción**. SAGAR, INIFAP. Celaya, Gto. México. Libro Técnico No. 3. pp: 37-45
- Hoffman, A. y G. López-Campos. 2000. **Biodiversidad de ácaros de México**. UNAM-CONABIO.
- INEGI, 1991. Anuario Estadístico del Estado de Guanajuato. **Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática**, México. 342 pp.
- Keifer, H. H. 1938. Eriophyid Studies. **Bull. Cal. Dept. Agric.** 27(2):181-206.
- Lange, H. W. Jr. 1955. *Aceria tulipae* (K.) Damaging Garlic in California. **J. Econ. Entomol.** 48(5): 612-613.
- Lange, W. H., Jr. and L. K. Man. 1960. Fumigation controls microscopic mite attacking garlic. **Cal. Agr. Bull.** 14(12): 9-10.
- Mendoza, Z. C. 1996. Enfermedades fungosas de las hortalizas. **Depto. Parasitología Agrícola, UACH**. Chapingo, México. 88 p.
- Ramírez, S. A. 1997. Identificación de *Eriophyes tulipae* Keifer. En el cultivo del ajo (*Allium Sativum* L.) en Apaseo el Grande, Guanajuato. **Tesis de Licenciatura**. Universidad Autónoma de Chapingo. Depto., de Parasitología Agrícola. Pp. 98.
- Rodríguez N. S. 1992. Ácaros de importancia económica en ajo para exportación. **Memorias sobre el primer curso de acreditación de la calidad fitosanitaria del ajo**. Celaya Gto. Depto. Parasitología Agrícola, Chapingo. México. Pp. 61-70.
- Reséndiz G. B. 1985. **Acarología: Grupos de importancia agropecuaria**. Depto. de Parasitología Agrícola, UACH. Chapingo, México. 231 p.
- Sánchez G. M. C. 1992. Interacción de *Rhizoglyphus robustus* n. sp. (Astigmata:Acaridae) con *Fusarium oxisporum* causante de la pudrición del bulbo en ajo. **Tesis de Maestría**. Depto. de Parasitología Agrícola. UACH, Chapingo, México. 53 p.

- SARH, 1992. Estrategia nacional a mediano plazo (1192-1997) de desarrollo y promoción de exportaciones de ajo. **Monografía**. Dirección de Política Agrícola, México, D. F. 32 p.
- Scalopi, E. J., Vasconcellos, E. F. C., and O. Nakano. 1971. Sintomatologia do ataque de acaros a variedades de alho; symptoms of mite attacks on garlic varieties. **OSolo**. 63: 37-38.
- Smalley, E. B. 1956. The production on garlic by an eryophid mite of symptoms like those produce by viruses. **Phytopathology**. 46: 346-356.
- Whitmoyer, R. E., Nault, L. R. and O. E. Bradfute. 1972. Fine structure of *Aceria tulipae* (Acarina:Eriophyidae). **Ann. Ent. Soc. Amm.** 65(1): 201-215.

CAPÍTULO I

MORFOLOGÍA EXTERNA DE *Aceria tulipae* K.

1.1 Introducción

La superfamilia Eriophyoidea esta representada alrededor de todo el mundo, cuenta con aproximadamente 1250 especies las cuales están citadas una gran multitud de hospederos como los son cultivos perennes y anuales. Comprende un conjunto de ácaros muy pequeños (90-350 μ m), los cuales son fitófagos obligados (Krantz, 1978). Dentro de esta superfamilia encontramos tres familias, Rhyncaphyptotidae, Eriophyidae y Phytoptidae (Amrine *et al.*, 2003).

En la familia Eriophyidae, se reportan la mayor cantidad de especies descritas hasta el momento, son organismos vermiformes y poco esclerosados, y la gran mayoría de agallas y erineos son elaborados por eriófidos de esta familia (Keifer, *et al.*, 1982). Son sin duda los artrópodos fitófagos más pequeños que se conocen, estos presentan una reducción y especialización del cuerpo, dependiendo de las condiciones del micro hábitat en el cual se desarrollan y del hospedante del cual se alimentan; de ahí se especificidad y posiblemente su especiación. El cuerpo esta dividido en gnatosoma, prodorsum y opistosoma en ácaros que son considerados vermiformes y en tanosoma y telosoma en aquellos que son fusiformes (Lindquist, 1996) (Fig. 1).

La parte donde se localizan las partes bucales es el gnatosoma y es donde se encuentran los quelíceros modificados en estiletos (Fig. 1), los cuales son cinco; dos orales, dos auxiliares, y un anterior también llamado oral (Fig. 4A), este ultimo es el encargado de succionar los jugos del hospedero durante la alimentación, aquí también se encuentran los pedipalpos simples con falsa segmentación (Hislop y Jeppson, 1976; Nuzzaci, 1979).

El prodorso (cefalotórax) (Fig. 1), es la parte del cuerpo que lleva los dos únicos pares de apéndices locomotores que poseen pocas sedas y tiene todos los artejos característicos de los ácaros. Aquí también se presenta el escudo frontal, que tiene lóbulos y sedas insertadas en tubérculos. (Keifer, 1975).

Y por último el opistosoma (abdomen) (Fig. 1), es la parte vermiforme, contiene pliegues dérmicos en forma de anillo. En la parte posterior se encuentra una seda larga llamada caudal y en

forma adyacente se encuentra otra seda denominada accesoria. La abertura genital es transversal y posee un par de sedas genitales (Keifer, 1975).

La larva y la ninfa de las especies de esta familia difieren de los adultos no solo por su tamaño, si no también por la cantidad, el tamaño y la disposición de los microtubérculos, ambos estadios carecen de genitalia externa, pero las sedas genitales se encuentran presentes. Estos organismos en temperaturas frías y latitudes subárticas generan una hembra que es llamada de resistencia (deuterogineas), las cuales son hibernantes y son morfológicamente diferentes a las hembras normales (protogineas), y que por lo general son difíciles de determinar (Lindquist, 1996).

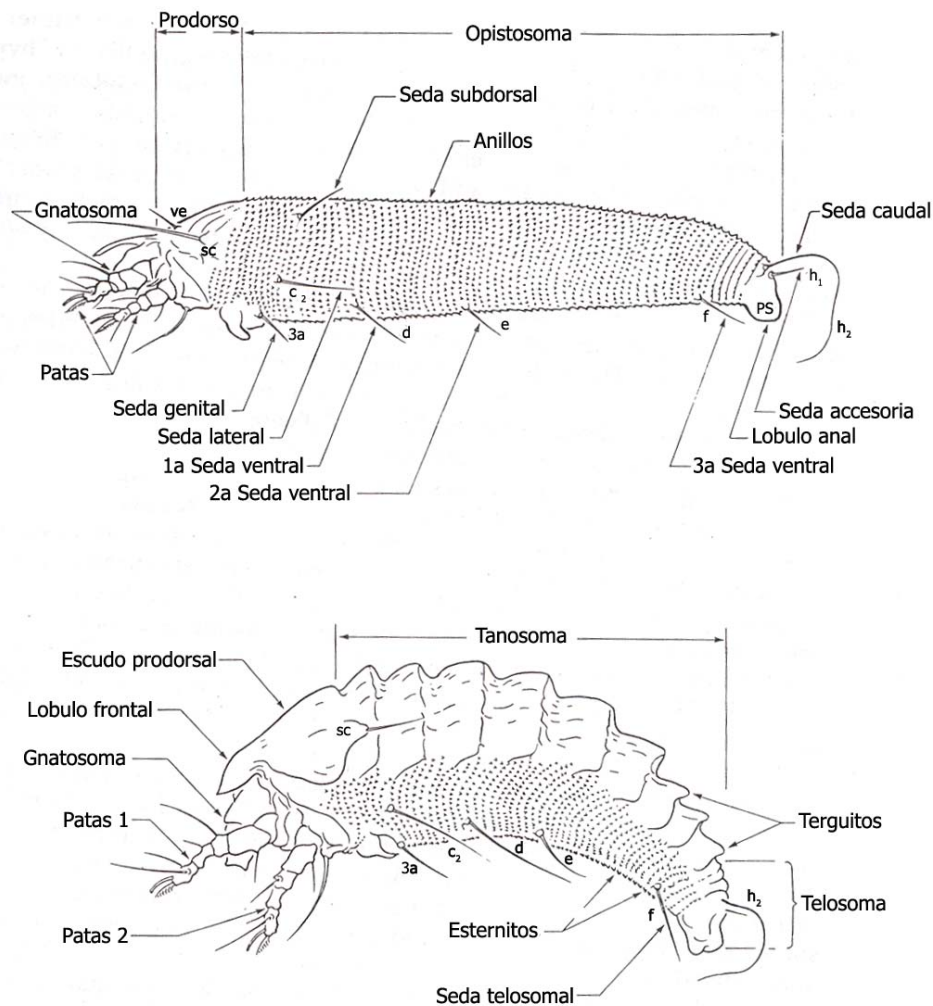


Figura 1. Aspecto de las dos formas de cuerpos presentes en eriófidos, en vista lateral (Tomado de Lindquist, 1996). Superior: Cuerpo vermiforme, *Phytoptus leucothonius* Keifer. Inferior: Cuerpo fusiforme, *Anthocptes helianthella* Keifer.

1.2. Materiales y métodos

El área de estudio está ubicada en el estado de Guanajuato, situado entre los 21° 01' 53.47'' de Latitud Norte y los 101° 15' 38.94'' de Longitud Oeste (Fig. 2), donde se visitaron 6 almacenes.

De acuerdo con las características de la especie y con estudios llevados a cabo por diferentes investigadores anteriormente citados, los eriófidos fueron obtenidos directamente de cabezas de ajo recolectadas de 6 almacenes de diversos productores en los municipios de Celaya, León, Salamanca, y San Miguel de Allende en el Estado de Guanajuato, durante el ciclo 2004-2005 (Tabla 1).

Tabla 1. Localización de los almacenes donde se recolectaron muestras de ajo infestados por *A. tulipae*.

PRODUCTOR	EMPRESA	LATITUD	LONGITUD	M. SNM	MUNICIPIO
Gonzalo Torres	El Fuerte	20° 37' 54''	101° 12' 36''	1711	Salamanca
Javier Usabiaga	Los Aguilares	20° 34' 81''	101° 04' 07''	1724	Salamanca
Javier Usabiaga	Los Aguilares	20° 54' 07''	100° 44' 02''	2058	San Miguel de Allende
Manuel González	Monte de Buenavista	20° 34' 28''	101° 11' 35''	1709	Celaya
Raúl Conejo	Doña Rosa SPR	20° 40' 34''	101° 10' 24''	1715	Salamanca
Ricardo Romero	San Isidro	21° 00' 38''	101° 46' 21''	1814	León

De cada bodega se tomaron aproximadamente 10 orígenes antes de la siembra y 10 al término de la cosecha. De cada origen se tomaron 20 cabezas seleccionando aquellas que mostraban síntomas de deshidratación dentro de los cajones donde estos son almacenados. El total de cabezas revisadas ascendió a 1200 (Fig. 3A, 3B).

Las muestras fueron llevadas al Laboratorio de Acarología en Texcoco, Edo. de México, dentro de bolsas de plástico debidamente etiquetadas para su análisis. Posteriormente los bulbillos fueron puestos bajo el microscopio estereoscópico y se obtuvieron los organismos; estos se preservaron en etanol al 70%. Se hicieron preparaciones convencionales con líquido de Hoyer, aclarados previamente con ácido láctico (Fig. 3C, 3D).

Para la determinación a nivel de género se utilizaron las claves taxonómicas realizadas por Lindquist y Amrine (1996), y a nivel específico la descripción original realizada por Keifer (1938).

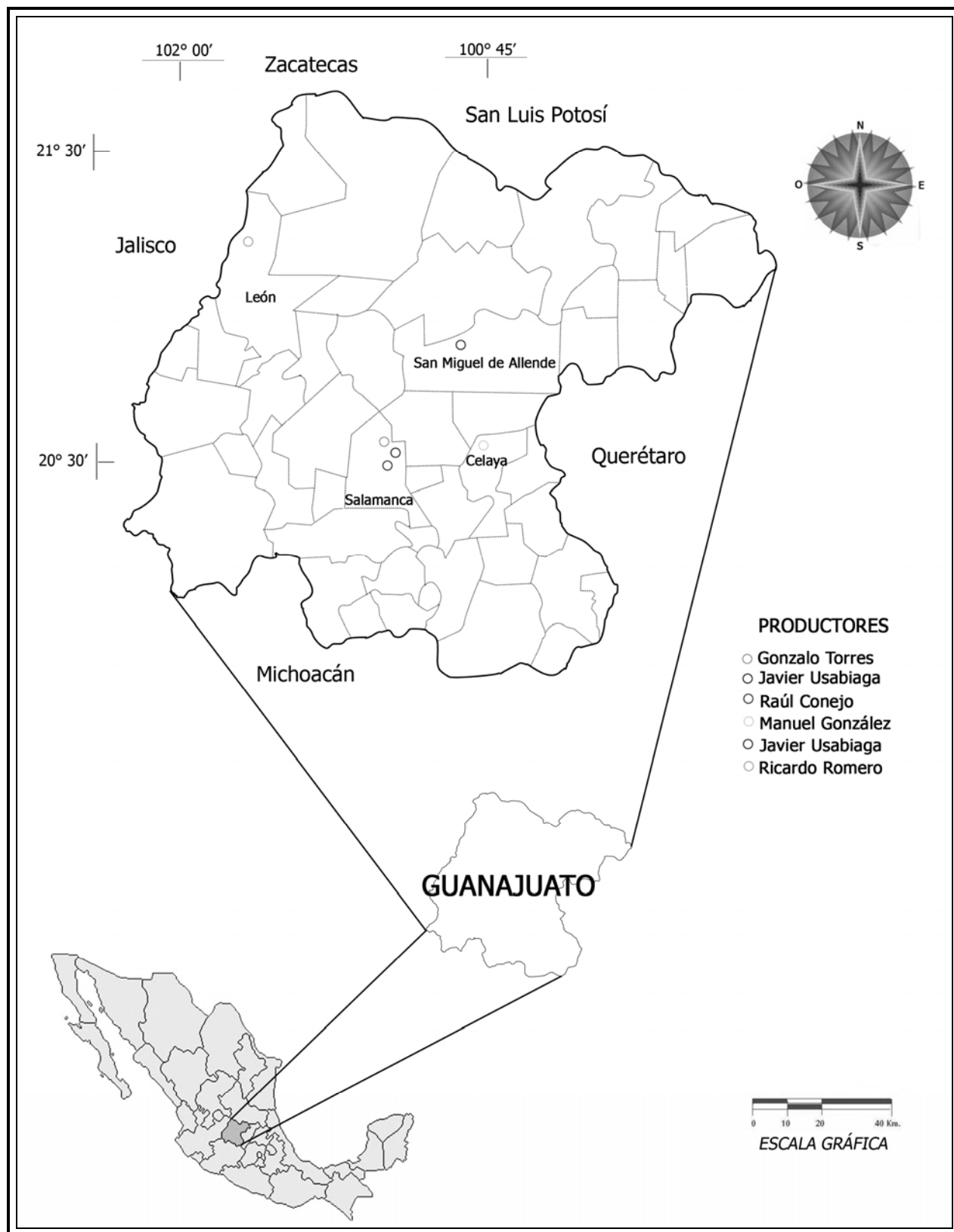


Figura 2. Localización de las bodegas de diversos productores donde se recolectaron bulbos de ajo (*Allium sativum*) con daño por *Aceria tulipae*, en el Estado de Guanajuato.



Figura 3. A) Vista general de la bodega, B) Detalle de la toma de las muestras, C) Observación de los ácaros en los bulbillos, D) Ácaros puestos en ácido láctico.

Los trabajos morfométricos fueron realizados tomando fotografías en microscopía de contraste de fases (MCF) de 10 organismos por estadio. Las imágenes se analizaron mediante el programa Image Tool 3,0 (Wilcox *et al.*, 2002). Las mediciones comprendieron un promedio del total y están representadas en (μm).

La microscopía de barrido se hizo en el laboratorio de Microscopía Electrónica del Colegio de Postgraduados, con la metodología estándar. Se utilizó película Kodak VPM-120 en un microscopio electrónico de barrido JEOL-35C, con un voltaje de aceleración de 15 kv.

Para el estudio del huevo y la búsqueda de los espermatozoides, se procesó una parte de la superficie del bulbillito.

Los esquemas o dibujos vectoriales fueron realizados mediante el programa Serif DrawPlus 4.0 (Serif, 1994) con el cual se detallaron las características más importantes y la morfología general de la especie encontrada, dibujando sobre fotografías de preparaciones permanentes las formas de estas estructuras.

Se aplicó una prueba estadística de ANOVA para saber si existían diferencias significativas entre las medidas de las estructuras morfológicas de la especie obtenidas por otros autores en otros países (Magurran, 1989).

1.3. Resultados y discusión

La especie determinada correspondió a *Aceria tulipae* Keifer, 1938. Por presentar un cuerpo vermiforme y blanco, el escudo dorsal fuertemente carinado, setas largas y 7 rayos en los empodios de las patas, descripciones hechas también por Nault y Styer (1969).

La descripción original hecha por el autor es muy general, quizás porque en esa época apenas se comenzaban los estudios de estos organismos. Actualmente el número de especies ha ido en aumento, lo que lleva consigo la descripción de caracteres morfológicos que ayuden a la determinación de las especies que aparentemente son iguales (Shevtchenko *et al.*, 1970).

A continuación se detallan los caracteres morfológicos externos generales presentes en la especie, posteriormente se describen dichos caracteres para la hembra, macho ninfa, larva, así como las características del huevo y los espermátóforos.

1.3.1. Gnatosoma.

El gnatosoma de los eriófidos tiene una morfología simple y caracteriza a los ácaros de la Superfamilia Eriophyoidae, estos exhiben unos quelíceros complejos y estructuras asociadas. La superficie dorsomedial del gnatosoma o cervix del infracapítulo (el rostro o hypostoma) es un canal longitudinal llamado “vaina de los estiletes” (Fig. 4A) (Lindquist, 1996, Nuzzaci, 1979).

Los estiletes presentes en *A. tulipae* son 5, dos de los cuales pertenecen a los quelíceros y cada uno está dividido apicalmente en 2 finos estiletes (dedo fijo y móvil) (Fig. 4A, 4(B) a) y 4(D) e). Anterior a la región faríngea, se localiza el labro o estilete oral, el cual se encuentra rodeado por

los estiletes subcapitulares y quelicerales y por tanto no es visible (Fig. 4A), y por ultimo, un par de estiletes auxiliares, descripciones hechas también por Keifer *et al.* (1975), Hislop y Jeppson, (1976), Nuzzaci y Alberti, (1996).

Los palpos son reducidos en segmentación; son estructuras truncadas soportadas por el infracapítulo y rodean a la vaina de los estiletes (Fig. 4(B) b) y (Fig. 4(D) b), c) y d). La base, que es llamada “segmento proximal” o “base de los segmentos palpaes” (Lindquist, 1996), se proyecta desde cada lado del gnatosoma a cada lado de la base del infracapítulo y aparece como una proyección de la porción dorsal de la base de las coxas (Fig. 4(C) a). En la superficie dorsal de los palpos existen dos estructuras parecidas a espinas, las cuales son flexibles llamadas contenedores quelicerales. Keifer (1959, 1975) menciona que fueron llamadas de esa forma precisamente por desarrollar esa función. Presentan una seda basal, la cual representa a la seda palpocoxal denotada con la letras **ep** (Fig.4 (D) a).

El primer segmento o proximal, es el segmento articulado de los palpos y es el más grande de todos (Fig. 4(D) b). Lindquist (1996), menciona que este segmento es la fusión de los segmentos trocánter, fémur y genua, y presenta además una seda, la cual está insertada dorsodistalmente, llamada seda subapical; es denotada con la letra **d**, (Fig. 4(D) b) y puede ser la seda de cualquiera de los segmentos, de los cuales está constituido este artejo.

El segundo segmento puede ser considerado como la palpotibia. Es corto y usualmente es más ancho que largo y está desprovisto de sedas. En algunos casos no se hace la separación entre segmento proximal o segmento apical y se interpretó como un solo artejo.

El segmento apical es el palpotarso. Es corto y se parece a la palpotibia. En su base hay una estructura insertada ventral y antiaxialmente llamada “papila sensorial”. Es una estructura pequeña de la cual no se sabe si es un solenénidio o una seda (Lindquist, *op cit.*).

Cada palpotarso está distalmente truncado en la superficie y es llamado labio, el cual tiene una función adhesiva (Lindquist, *op cit.*). Estos labios apicales son usualmente semicirculares y estos se usan en la alimentación, adhiriéndose a la superficie de la planta.

1.3.2. Prodorso

También conocido como cefalotórax en función de los procesos que en él se realizan, puesto que en éste se concentra la actividad locomotora.

El prodorso puede asumir una gran variedad de formas diferentes según la especie de eriófido de la que se trate. La superficie está cubierta por una placa llamada escudo predorsal (Lindquist, 1996) (Fig. 1). Este es generalmente de forma subtriangular y presenta una extensión en su base proximal llamada “lóbulo frontal” en cuyo vértice se originan los quelíceros (Fig. 5 (B) y 5 (C)). Tiene una longitud y ancho que depende del estadio de desarrollo en el que ácaro se encuentre.

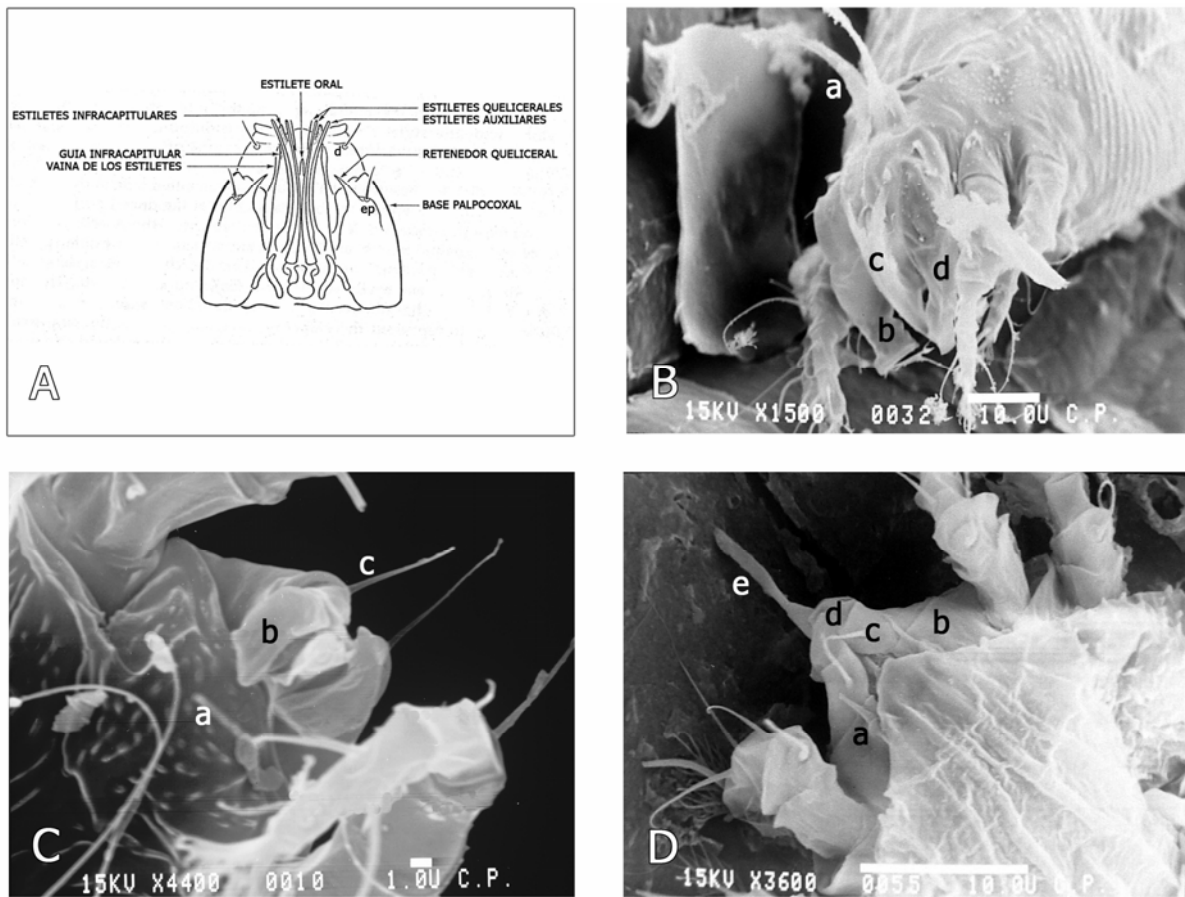


Figura 4. Detalle del Gnatosoma de *Aceria tulipae*. A) Esquema que muestra en vista ventral las principales estructuras que forman el gnatosoma en los eriófidos, (Tomado de Lindquist *et al.*, 1996). B) Hembra, a) quelíceros, b) palpotarso, c) guía queliceral, d) estiletes subcapitulares. C) Detalle ventral del gnatosoma, a) base de los segmentos palpales, b) segmento terminal o labios, c) sedas subapicales. D) Vista ventral del gnatosoma, a) guías quelicerales, b) base de los segmentos palpales, c) primer segmento palpal o proximal y seda subapical, d) palpotibia, e) quelíceros.

El diseño del escudo tiene gránulos o rebordes, los que forman líneas discontinuas o continuas no simétricas, y son usadas en la taxonomía del grupo a nivel de especie. Las formas de las líneas en el escudo prodorsal de los eriófidos son clasificadas en “línea media”, la cual corre longitudinalmente en la parte media del escudo, “líneas admedias” las cuales corren a cada lado de la línea media y una serie de “líneas submedias” flanqueando las líneas admedias, las cuales varían en número y forma de acuerdo a la especie (Fig. 5A, 5(B) y 5(C) b, c) y d) (Keifer, 1975).

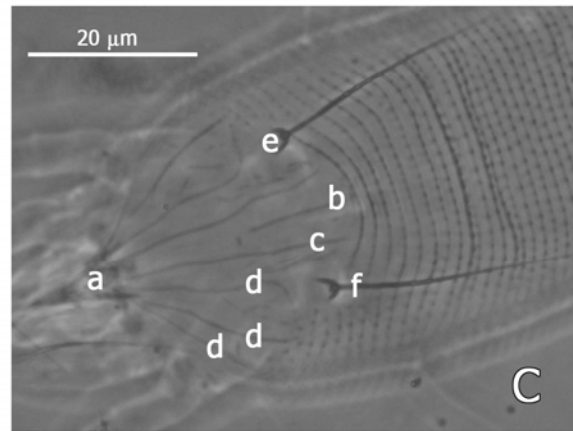
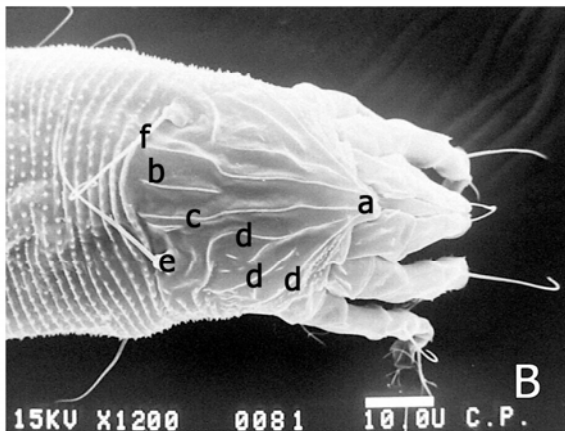
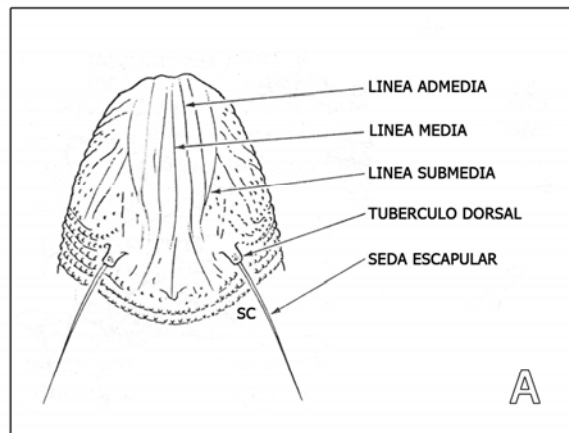


Figura 5. Detalle del escudo prodorsal de *Aceria tulipae*. A) Esquema general de las diferentes líneas que constituyen el diseño del escudo (Tomado de Lindquist *et al.*, 1996). B) Hembra. C) Hembra en CFM, a) lóbulo frontal, b) línea media, c) línea submedia, d) líneas submedias, e) tubérculos dorsales, f), seda escapular.

El escudo dorsal de *A. tulipae*, presenta un patrón de líneas longitudinales distribuidas de la siguiente manera. La línea media es corta y se encuentra abarcando 1/3 del escudo (Fig. 5(B) y 5(C) b), dos líneas abmediales completas, sinuosas, que se unen en una punta redondeada y

divergen gradualmente hacia el margen posterior; corren de la parte anterior del escudo hasta llegar a un lado de los tubérculos dorsales (Fig. 5(B) y 5(C) c).

Presenta también tres líneas submediales; la primera tiene una curvatura pronunciada hacia el centro del escudo y no termina en el lóbulo, la tercera recorre todo el escudo y termina en el lóbulo, la segunda que está en medio de las dos anteriores recorre la mitad del escudo (Fig. 5(B) y 5(C) d).

El escudo predorsal puede tener una combinación de sedas de 0 a 5, las cuales son denotadas con las letras **sc**, y están insertadas en tubérculos llamados dorsales. La orientación de estas sedas, así como la posición de los tubérculos con respecto al margen del escudo predorsal, son características usadas en la determinación de especies, géneros y tribus (Amrine *et al.*, 2000). En esta especie los tubérculos se encuentran en el margen posterior y están separados. Cada uno presenta una seda dorsal; están orientadas en dirección posterior y son divergentes (Fig. 5(B) y 5(C) e), las dos sedas prodorsales están dirigidas hacia atrás (Fig. 5(B) y 5(C) f).

1.3.3. Opistosoma

El opistosoma, llamado comúnmente abdomen, lo cual es incorrecto ya que es parte del idiosoma, tiene forma de gusano, lo que le da la característica física del cuerpo a los eriófidos. En los adultos se distinguen dos formas del cuerpo en las claves taxonómicas (fusiformes y vermiformes) (Fig. 1) (Lindquist, 1996).

La característica más importante de esta estructura es la presencia de un número de anillos microtuberculados dorsales, y ventralmente sufre una reducción de estos. El número de anillos no es constante, ya que dependen de su estado de desarrollo y de la bifurcación que estos sufran, además dependiendo de la especie, estos toman distintas formas (Keifer, 1975). Para *Aceria tulipae* se encontraron que dorsalmente presenta 82, mientras ventralmente sólo 72; además la forma de los microtubérculos es redondeada como se observa en la figura 6C y 6D, y no en forma de espina como lo reporta Whitmoyer *et al.* (1972) y Chandrapatya (1986), quizás lo que estos autores describieron fue la deuteroginia.

Esta parte del cuerpo presenta como máximo 7 pares de sedas, pero la gran mayoría de los eriófidos es de 5 o 6 (Lindquist 1996).

En *Aceria tulipae* el número de sedas es de 5 pares, primeramente en vista lateral, un par de sedas laterales denotadas con **c2** y dirigidas hacia atrás (Fig. 6(A) a) y 6(B) a). En vista ventral, un par de sedas genitales localizadas en el margen posterior de la placa genital llamadas **3a** (Fig. 6(A) b) y 6(B) b) y tres pares de sedas distribuidas en todo el cuerpo, las cuales pueden variar de posición, dependiendo del estadio en el cual se encuentre el organismo, y se les denomina como **d**, **e** y **f** (Fig. 6(A) c), d), e) y 6(B) c), d) y e).

La parte final de cuerpo de los eriófidos es erróneamente llamada telosoma, ya que también es parte del idisoma y por lo tanto pertenece al telosoma (Fig. 1A), (Keifer, 1975). La característica principal de esta región en la especie es que presenta de cinco a seis anillos donde las microtuberculaciones cambian de forma. En vez de parecerse a los del resto del cuerpo, se alargan dando la apariencia de espinas (Fig. 6(A) a) y 6(B) a). Esta zona termina en una región sin microtubérculos ni ornamentaciones, conocida como lóbulo anal (Fig. 6(A) b) y 6(B) b).

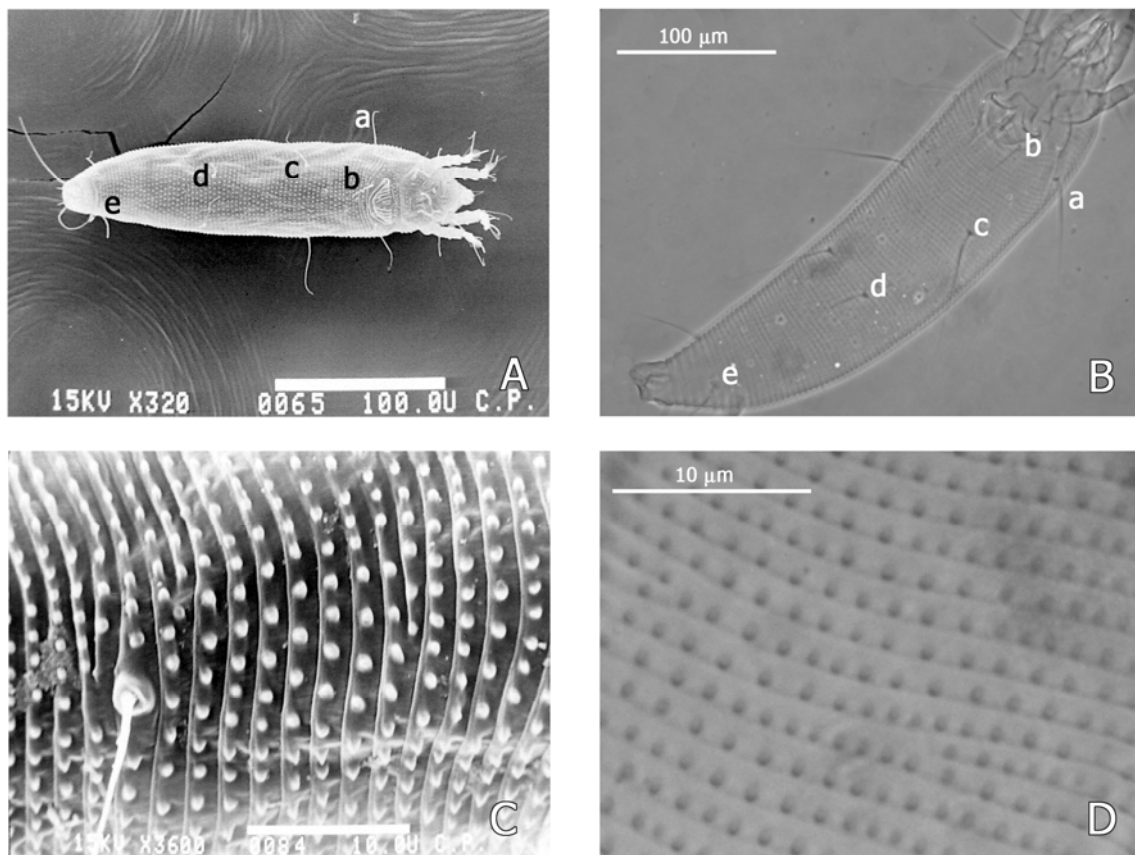


Figura 6. A) Detalle del opistosoma de *A. tulipae*, B) Detalle del opistosoma, a) seda lateral **c2**, b) seda genital **3a**, c) 1ª seda ventral **d**, 2ª seda ventral **e**, 3ª seda ventral **f**. C) Detalle de los microtubérculos del opistosoma, D) Detalle de los microtubérculos.

El lóbulo anal es en realidad un anillo de piel con ondulaciones, y al parecer tiene la capacidad de retraerse a voluntad del ácaro. Es eversible y cuando el anillo se encuentra retraído se observa al microscopio de contraste de fases como tres lóbulos (Fig. 7(B) b); sin embargo, al estar extendido se aprecia su forma verdadera (Fig. 7(A) b). Esta estructura hace la función de una ventosa, lo que le permite al ácaro levantar el cuerpo completamente, sosteniéndose sólo con ella.

Esta región presenta un par de sedas llamadas caudales (Lindquist, 1996). Son usadas en el balanceo del cuerpo cuando éste se encuentra en posición vertical, sujeto por los lóbulos anales y son denotadas como **h2** (Fig. 7(A) c) y (B) c). Hay también un par de sedas cortas llamadas accesorias, denotadas como **h1** (Fig. 7(A) d), las cuales están presentes en *Aceria tulipae*.

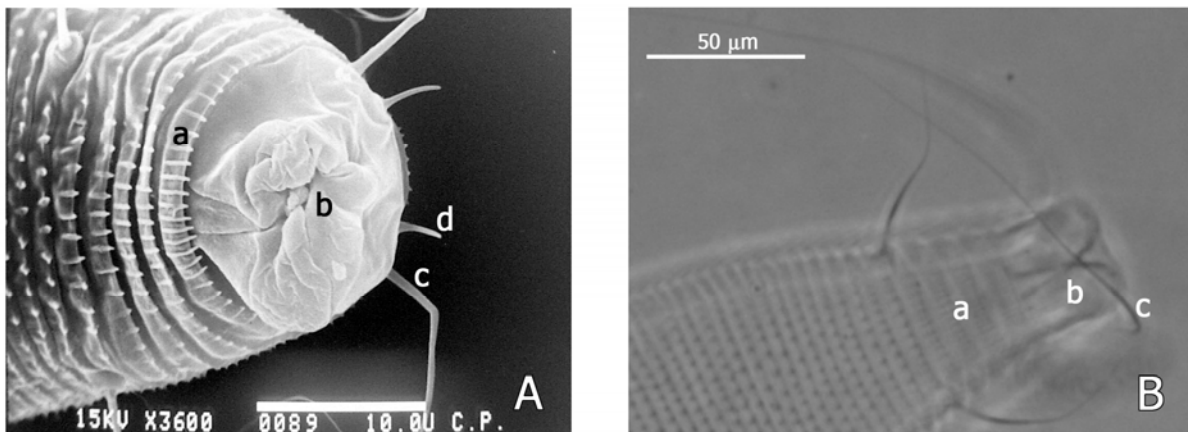


Figura 7. Detalle de la parte final del cuerpo de *A. tulipae*. A) Hembra, a) últimos anillos con microtuberculación diferente, b) lóbulos anales, c) sedas caudales **h2**, d) sedas accesorias h1. B) Hembra, a) últimos anillos con microtuberculación diferente, b) lóbulos anales, c) sedas caudales **h2**.

1.3.4. Región coxisternal y genital.

En esta especie, al igual que en todos los eriófidos, esta parte del cuerpo es llamada plato coxisternal, debido a que la placa está formada por la fusión esternal de las coxas de las patas I y II, las coxas anteriores son continuas y los márgenes laterales rodean el infracapítulo (Fig. 8(B) a), b) y 8(C) a), b). Hay una línea media que une estos dos placas y es llamada línea esternal (Fig. 8A), pero no siempre es visible. Las coxas posteriores, están separadas por el margen posterior de las coxas anteriores y por unos pocos anillos en la superficie ventral (Fig. 8(B) a) b) y 8(C) a), b).

La quetotaxia de esta región, siguiendo los criterios basados por Grandjean (1934), citado por Lindquist (1996), es para *Aceria tulipae*, de la siguiente forma: 3 pares de sedas insertadas en tubérculos setíferos, dos pares insertados en las coxas I y denotadas con las letras **1a**, y **1b**; los autores mencionan que este segundo par varía considerablemente en tamaño y posición y algunas veces está ausente o es vestigial (Fig. 8(B) c, d) y 8(C) c, d), y un tercer par en las coxas II, representadas con las letras **2b** (Fig. 8(B) e) y 8(C) e). Estas sedas son estables en cuanto a presencia y tamaño.

La región genital de los adultos de ambos sexos de *A. tulipae* está localizada en la parte anterior del opistosoma, cierra la región coxisternal y usualmente presenta al nivel de la placa o ligeramente anterior, un par de sedas llamadas sedas anterolaterales o genitales que se denotan como **c2** (Fig. 9A).

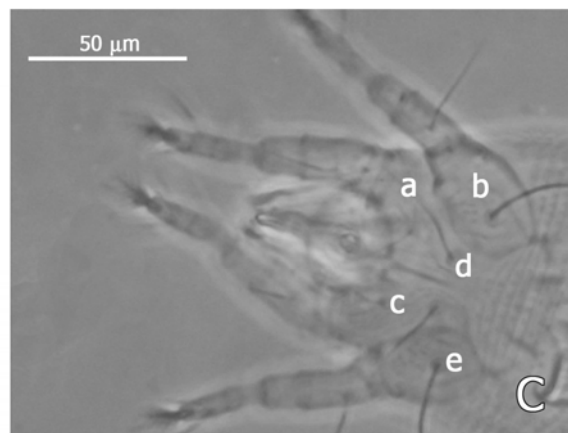
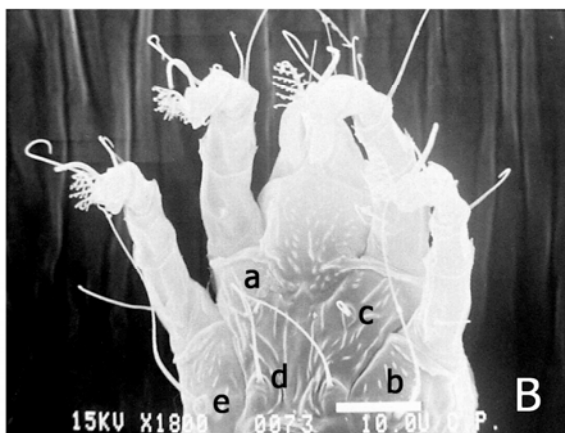
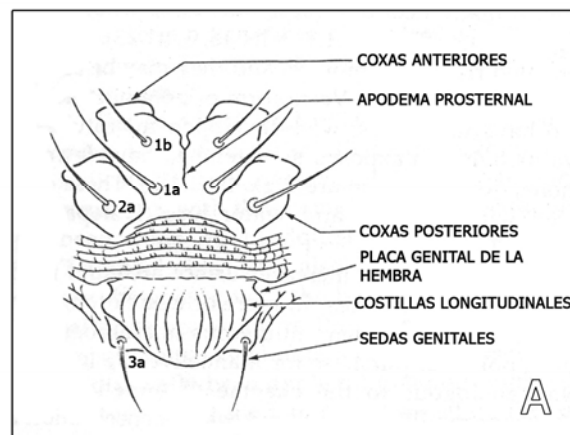


Figura 8. Detalle de la región coxisternal en *A. tulipae* A) Esquema general de la región coxisternal (Tomado de Lindquist, *et al.* 1996). B) y C) Hembra, a) coxas anteriores, b) coxas posteriores, c) primer par de sedas **1b** de las coxas anteriores, d) segundo par de sedas **1a** de las coxas anteriores, e) primer par de sedas **2a** de las coxas posteriores.

La abertura genital se abre hacia lo ancho del cuerpo y se describe como “transversa”. En las hembras esta abertura se encuentra cubierta por una placa sencilla de forma subtriangular o subelíptica (Fig. 9(A) a), 9(C) a) y generalmente está ornamentada por una serie de costillas que varían en forma y posición y se cierra hacia la parte posterior del cuerpo (Fig. 9(A) c) y 9(C) b), lo que concuerda con las descripciones realizadas por Keifer (1975), y Lindquist (1996).

En los machos la abertura genital esta expuesta, la placa no la cubre, y se encuentra localizada debajo de la abertura que también es transversal al cuerpo (Fig. 9(B) a) y 9(D) a). Justo a los lados de dicha abertura se encuentran dos minúsculas papilas evidentes. Estas estructuras fueron llamadas así cuando se describió el macho de la especie (Chandrapatya, 1986); también presenta un par de sedas genitales (Fig. 9(B) d) y 9(C) d).

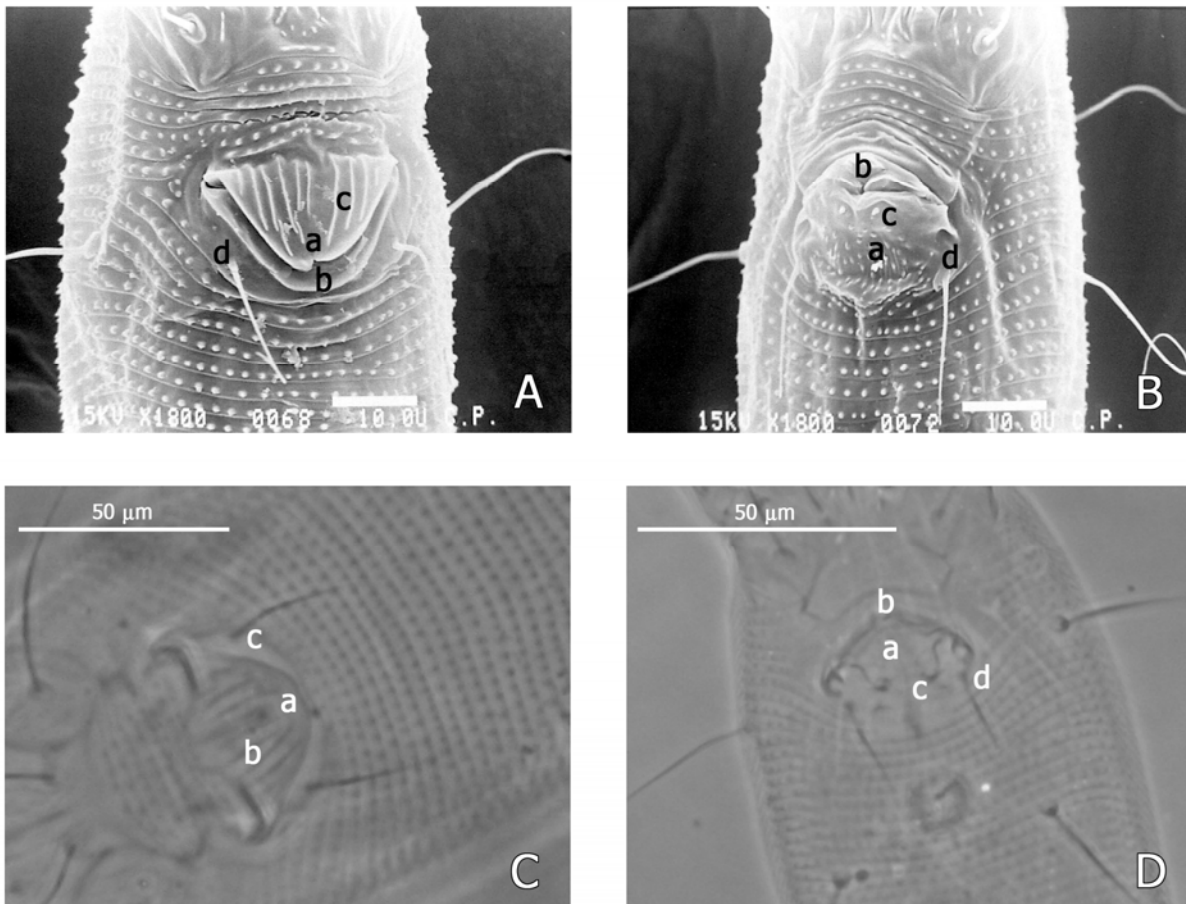


Figura 9. Detalle de las placas genitales en adultos de *Aceria tulipae*, en MEB y MCF. A) Hembra, a) placa genital, b) abertura genital, c) costillas longitudinales, d) sedas genitales **c2**. B) Macho, a) placa genital, b) abertura genital, c) seda eugenales **eu**, d) sedas genitales **c2**. C) Hembra, a) placa genital, b) costillas longitudinales, c) sedas genitales **c2**. D) Macho, a) placa genital, b) abertura genital, c) sedas eugenales **eu**, d) sedas genitales **c2**.

Lindquist, (1996) menciona que pueden ser un par de sedas eugenitales (Fig. 9(B) c) y (D) c), ya que durante la deposición de los espermátóforos la genitalia externa del macho es eversible y forma un cono; estas estructuras le sirven para detectar el sustrato (Sternlinicht y Griffiths, 1974).

1.3.5. Apéndices locomotores

Los eriófidos son los únicos ácaros que presentan dos pares de patas en todos los estadios de desarrollo y en ambos sexos. Tienen la segmentación normal del grupo: coxa, trocánter, fémur, genua o patela, tibia y tarso (Keifer, 1975, Lindquist, 1996). (Fig. 10A, 10(B) a-f) y 10(C) a-f).

La quetotaxia en *Aceria tulipae* es de la siguiente forma:

El trocánter no presenta sedas (Fig. 10A, 10(B) a) y 10(C) a), la seda del fémur está insertada ventralmente y es representada por **bv**, (Fig.10 (D) a). Aparentemente representa la seda basifemoral de los acariformes. La seda genal se encuentra insertada dorsal o dorsolateralmente y generalmente es la seda más grande de las patas I, y se le denomina como **I''** (Fig. 10A y 10(D) b). La seda de la tibia está insertada dorsalmente y es la seda más pequeña de las patas; se le denomina como **I'** (Fig. 10A y 10(D) c). Estas tres sedas pueden no estar presentes en algunas especies de eriófidos. El tarso presenta un par de sedas dorso laterales, basadas en la posición del solenidio, estas sedas representan las sedas vestigiales (**ft**), por lo tanto son denominadas anterolateral **ft'** y paraxial **ft''** (Fig. 10A y 10(D) d).

En el tarso generalmente existe una tercera seda y algunas veces es un par, llamada subunguinal. Se denomina con la letra **u'** cuando es una sola y **u''** cuando existe la segunda. Están situadas en posición anteroventral (Fig. 10A) (Lindquist, 1996). En *Aceria tulipae* no se observa esta seda, lo que no quiere decir que no esté presente.

Cada pata tiene un solenidio (**ω**) de forma curvada que se localiza en el margen apical dorsal del tarso. Se dirige hacia delante y es erróneamente llamado “uña” (Fig. 10 (E) a) y 10(F) a). Lindquist (1996) menciona que la función de esta estructura posiblemente sea para el sentido del gusto.

Al final del tarso se encuentra una estructura conocida como uña plumosa, la cual es un empodio denotado como (**em**). Está ramificado en diversas ramas que a su vez se ramifican en ramas más pequeñas; además puede presentar diversas formas y tamaños (Keifer, 1975).

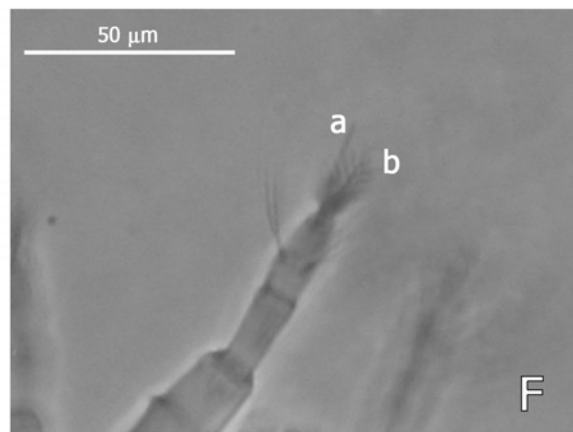
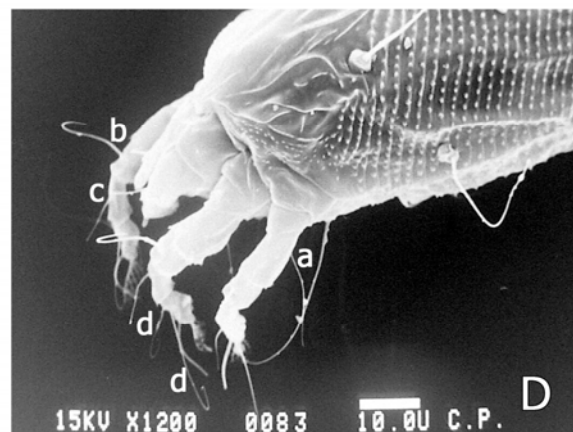
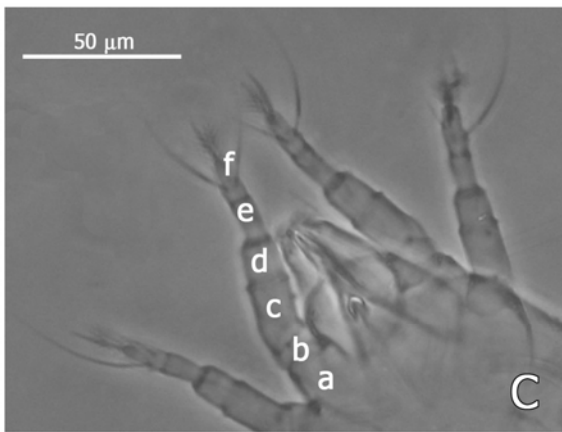
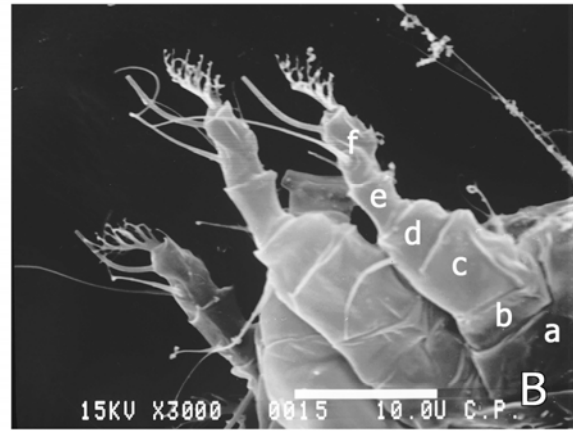
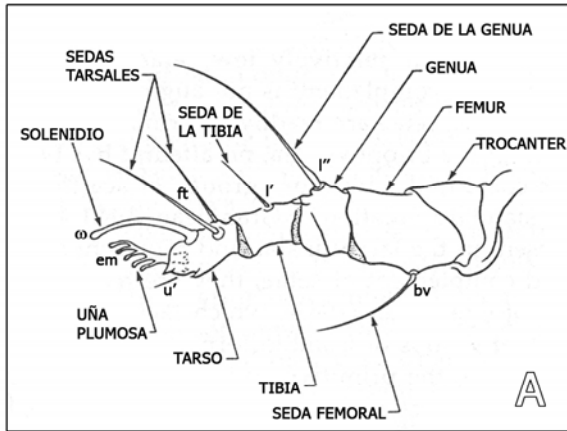


Figura 10. Detalle de las partes que componen los apéndices locomotores en *Aceria tulipae*. A) Esquema que muestra las segmentaciones generales en las patas de los eriófitos (Tomado de Lindquist *et al.* 1996). B) y C) Hembra, a) coxa, b) trocánter, c) fémur, d) genua, e) tibia, f) tarso. D) Macho, a) seda femoral **bv**, b) seda genal **I'**, c) seda de la tibia **I'**, d) sedas tarsales **ft'** y **ft''**. E) y F) Hembra, a) solenidio ω , b) empodio plumoso **em**.

En esta especie la ramificación es sencilla y con siete ramas en las cuatro patas. Es otra estructura de importancia taxonómica para determinar especies (Fig. 10(E) b) y 10(F) b). Sin embargo

Chandrapatya (1986), menciona que la ramificación del empodio del macho es de seis ramas, lo que no concuerda con lo observado en este estudio; ya para el macho también se presentan siete ramas en las cuatro patas.

1.4. Diagnósis de la especie.

1.4.1. Hembra

Largo del cuerpo 293 μm (245- 299), ancho 70 μm (65-72), vermiforme y poco curvado (Fig. 11a, 11b, 11c, 13A y 14A). **Gnatosoma:** Largo 26 μm (23-27), ancho 20 μm (19-22), dirigido hacia abajo. **Escudo Prodorsal:** De forma subtriangular, con un pequeño lóbulo el cual es la base de los quelíceros, largo 45 μm (36-49), ancho 39 μm (35-39), con cinco líneas divergentes, a los lados del escudo hay líneas de granulaciones. La línea media presente de 1/3 de largo con respecto al tamaño del escudo. Las líneas submedias corren desde la parte anterior del lóbulo divergiendo hacia los tubérculos dorsales. Las líneas abmedias, son dos líneas laterales que están en posición anterior a las líneas submedias. Los tubérculos dorsales moderados en tamaño y se encuentran en el margen del escudo, separados entre ellos 22 μm (19-24). Seda prodorsal (**sc**) proyectándose hacia atrás y de 61 μm (59-63) de largo (Fig. 11f, 13C y 14C). Patas moderadamente largas y delgadas. **Patás I:** Largo 32 μm (30-35), trocánter, ancho 6 μm (4-7), largo 4 μm (4-6) y no presenta seda, fémur 8 μm (7-9), de largo y 6 μm (5-7) de ancho, seda del fémur (**bv**) de 17 μm (15-18) de largo, genua 8 μm (6-10) de ancho y 5 μm (4-7) de largo, seda de la genua (**I''**) 20 μm (18-23) de largo, tibia 5 μm (4-7) de largo y 3 μm (3-5) de ancho, seda de la tibia (**I'**) 13 μm (11-14) de largo, tarso 3 μm (4-6) de ancho y 5 μm (4-7) de largo, seda lateral (**ft'**) 16 μm (14-18) de largo, seda dorsal (**ft''**) 15 μm (13-17) de largo (Fig. 8g), solenidio (**o**) 10 μm (8-11) de largo y fuertemente curvado hacia abajo (Fig. 8h). Empodio (**em**) con siete ramas, 8 μm (7-9) de longitud (Fig. 11i, 14H). **Patás II:** Largo 29 μm (27-30), trocánter, ancho 6 μm (5-7), largo 5 μm (4-6) y no presenta seda, fémur 7 μm (6-9), de largo y 5 μm (4-7) de ancho, seda del fémur (**bv**) de 18 μm (16-20) de largo, genua 5 μm (4-6) de ancho y 4 μm (3-6) de largo, seda de la genua (**I''**) 21 μm (20-23) de largo, tibia 5 μm (3-6) de largo y 3 μm (2-5) de ancho, seda de la tibia (**I'**) 15 μm (13) de largo, tarso 3 μm (3-5) de ancho y de largo 4 μm (4-5), seda lateral (**ft'**) 16 μm (14-17) de largo, seda dorsal (**ft''**) 12 μm (10-13) de largo (Fig. 11g), solenidio (**o**) 11 μm (10-12) de largo y fuertemente curvado hacia abajo (Fig. 8h), empodio (**em**), con siete ramas, 8 μm (6-8) de longitud (Fig. 11i, 14H) **Región coxisternal:** Coxa anterior tocando los márgenes de los anillos, platos coxales finamente granulados, seda coxal 1 (**1b**) 7 μm (5-7) de largo, seda coxal (**1a**) 2 μm

(2-4) de largo, seda coxal 3 (**2a**) 17 μm (15-17) de largo (Fig. 11j, 14E). **Placa genital:** 23 μm (21-23) de ancho y 16 μm (14-17) de largo, presenta de 10 a 12 costillas, seda genital (**3a**) 16 μm (14-17) de largo (Fig. 11j, 13E, y 14E). **Opistosoma:** Presenta 72 μm (72-82) anillos dorsales y el número de estos se reduce en vista ventral 70 μm (70-74), los anillos son completamente microtuberculados, los microtuberculos 0.52 μm (0.49-0.60) de ancho y 0.94 μm (0.9-1) de largo y separándose entre ellos 2 μm (1-3) (Fig. 11d, 13G y 14G). Los últimos cinco o seis anillos con microestriaciones de 0.35 μm (0.30-0.40) de ancho y 1.35 μm (1.20-1.50) de largo y separándose entre sí 2 μm (1-4) (Fig. 11e, 13H). Seda lateral (**c2**), entre los anillos 8 a 10, 39 μm (37-40) de largo, primera seda ventral (**d**), alrededor de los anillos 20 al 25 y de 50 μm (47-51) de largo, segunda seda ventral (**e**) de 25 μm (22-27) de largo y entre los anillos 50 al 55, tercera seda ventral (**f**) de 27 μm (25-29) de largo y entre los anillos 60 al 64, seda caudal (**h2**) de 75 μm (73-79) de largo, seda accesoria (**h1**) de 4 μm (3-5) de largo (Fig. 11a, 11 b, 11c, 13A y 14A).

La especie *Aceria tulipae* fue descrita por Keifer (1938) de bulbillos de tulipán, importados aparentemente de los Países Bajos, lo cual resultaba ser la primera especie descrita para liliáceas. Este organismo desato controversia al ser descrito también atacando plantas de trigo a las cuales les trasmitía un virus (Silkhus, 1953), naturalmente el autor nunca comparó con otras especies de los géneros *Aceria*, presentes en gramíneas.

Por lo que resulta importante realizar las comparaciones con la descripción original para poder determinar así la taxonomía de la especie en cuestión. Shevtchenko *et al.* (1970), menciona que el estudiar todos los estadios de desarrollo en combinación con análisis morfométricos de las diferentes estructuras durante el desarrollo postembrionario, resulta una herramienta valida para separar especies relacionadas.

Otra de las cuestiones importantes que se debe tomar en cuenta es que la variación fenotípica que exhiben los organismos, puede estar en algunos casos controlada básicamente por variación genética, pero en otros, esta variación es inducida por el ambiente (Plasticidad fenotípica), esta es de gran importancia en le entendimiento de la ecología, evolución y su taxonomía, ya que en muchos casos se cometen errores al identificar una especie debido a que no se reconocen las variación dentro de sus poblaciones (Ananthkrishnam, 2005).

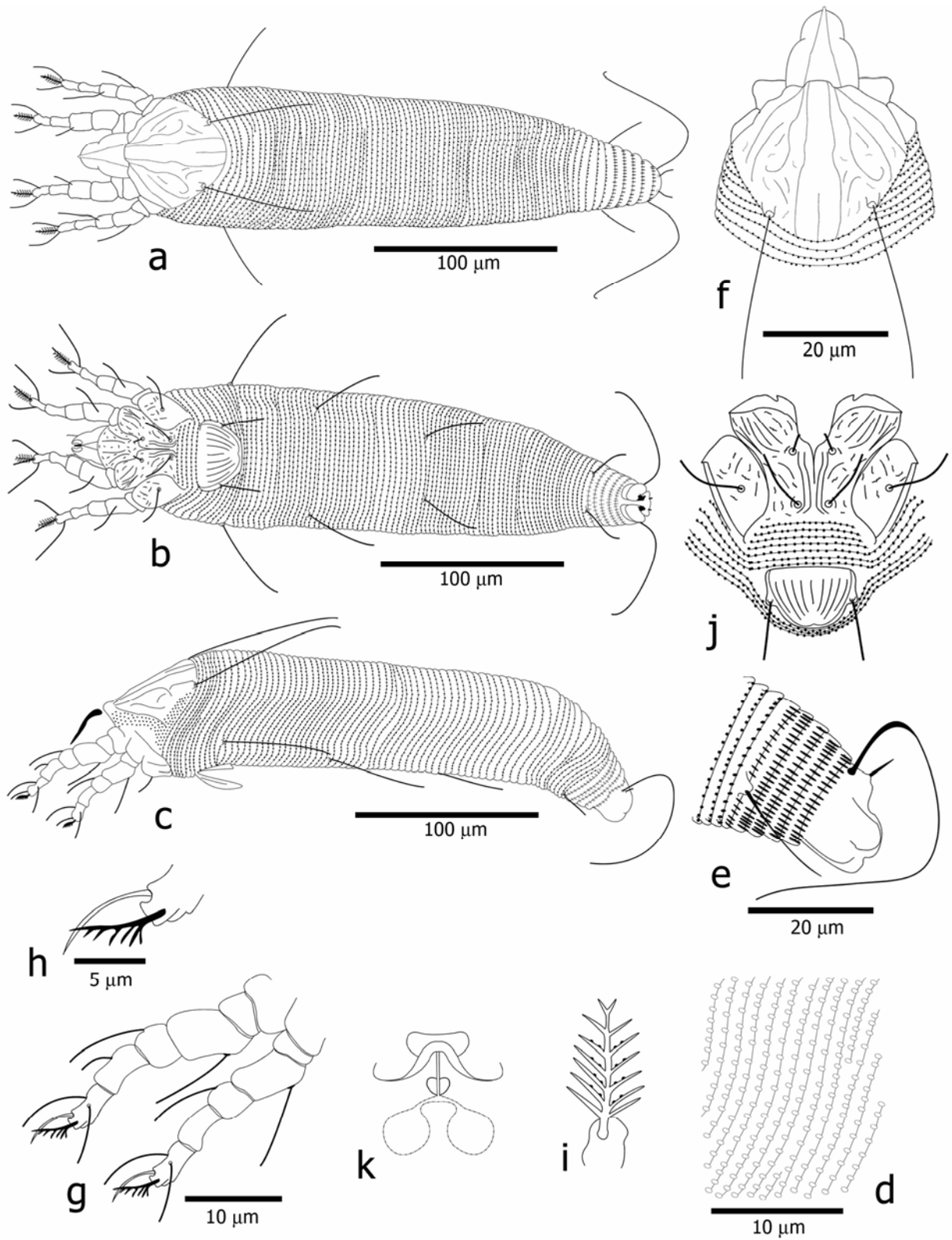


Figura 11. *Aceria tulipae* Keifer 1938. Hembra, morfología externa. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 5 o 6 anillos con microestriaciones, f) Escudo Prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Empodio, j) Placa Genital, k) Espermateca.

Al analizar las medidas de las estructuras morfológicas de cuatro poblaciones de *Aceria tulipae* provenientes de cuatro países, (Países Bajos), Keifer, (Rusia) Sveltchenko, (Australia) Halliday con los encontrados en este estudio en México, se observó (Tabla 2) que al analizar los datos con una prueba de (ANOVA) ($P < 0.05$, $F = 2.44518$) se pudo determinar que no existen diferencias significativas entre las medidas analizadas al no rebasar el valor crítico de (F) (Anexo II).

Tabla 2. Medidas de las características morfológicas de *A. tulipae*, datos de diferentes autores.

CARACTERISTICAS MORFOLOGICAS	KEIFER 1938	SVETCHENKO et al. 1970	HALLIDAY et al. 2004	ESTE TRABAJO 2006
Anillos Dorsales	90	82	88	82
Anillos Ventrales	No	76	No	74
Escudo Predorsal	39	37	40	40
Gnatosoma	28	27	No	26
Seda Dorsal	60	64	No	61
Separación de los tubérculos dorsales	23	27	No	22
Placa Genital (Ancho)	24	24	24	23
Placa Genital (Largo)	17	15	No	16
Empodio	7	7	7	7

- $P < 0.05$, $F = 2.44518$

El análisis de la morfología de los ácaros procedentes de diferentes lugares muestra que no son especies diferentes, por lo que podemos argumentar que *A. tulipae* es plaga de Liliáceas y no se ha dispersado a otras familias de plantas como algunos autores lo han mencionado (Connin, 1956, Slykhuis, 1953, 1955).

La apariencia general de las hembras, morfológicamente es similar a las descritas por los diferentes autores con los que se comparó la especie encontrada; sin embargo, aunque no son significativas (Tabla 2 y anexo 1) existen ligeras variaciones morfométricas.

Las diferencias más evidentes se encuentran en el tamaño y el número de anillos, así como la longitud y posición de las sedas en los anillos, por lo que estas diferencias podrían ser esclarecidas mediante un estudio de variación morfométrica entre poblaciones coespecíficas (Navia, 2006).

1.4.2. Macho

Macho: Largo del cuerpo 198 μm (190-200), ancho 64 μm (60-70), vermiforme y poco curvado (Figs. 12a, 12b, 12c, 13B y 14B). **Gnatosoma:** Largo 20 μm (18-22), ancho 18 μm (15-19), fuertemente curvado hacia abajo. **Escudo prodorsal:** Largo 35 μm (30-39), ancho 30 μm (28-35), con las mismas características que en la hembra. Tubérculos dorsales moderados en tamaño y sobre el margen del escudo, de 20 μm (18-21) de separación (Fig. 12f, 13D y 14D). Seda predorsal (**sc**) proyectada hacia atrás y de 59 μm (56-60) de longitud. Patas moderadamente largas y anchas. **Patas I:** Largo 29 μm (27-30), trocánter ancho 5 μm (4-6), largo 3 μm (3-5) sin seda, fémur largo 7 μm (6-8), ancho 5 μm (4-6), seda femoral (**bv**) largo 16 μm (14-17), genua ancho 5 μm (4-6), largo 7 μm (5-8), seda genal (**I''**) largo 20 μm (18-20), tibia largo 4 μm (4-6), ancho 3 μm (3-4), seda tibial (**I'**) largo 11 μm (9-12), tarso ancho 4 μm (4-6), largo 3 μm (3-4), seda lateral (**ft'**) largo 14 μm (13-15), seda dorsal (**ft''**) largo 13 μm (12-14) (Fig. 9g), solenidio (**ω**) largo 9 μm (8-10) fuertemente curvado hacia abajo (Fig. 12h), empodio (**em**) con siete ramas, largo 7 μm (6-8) (Fig. 12i, 14H). **Patas II:** largo 23 μm (21-24), trocánter ancho 4 μm (4-6), largo 3 μm (3-5) sin seda, fémur largo 6 μm (5-7), ancho 5 μm (4-6), seda femoral (**bv**) largo 17 μm (15-18), genua ancho 4 μm (3-5), largo 5 μm (5-7), seda genal (**I''**) largo 21 μm (19-22), tibia largo 5 μm (4-6), ancho 4 μm (3-5), seda tibial (**I'**) largo 14 μm (12-15), tarso ancho 3 μm (2-4), largo 4 μm (4-6), seda lateral (**ft'**) largo 14 μm (12-16), seda dorsal (**ft''**) largo 13 μm (11-14), solenidio (**ω**) largo 9 μm (7-9) fuertemente curvado hacia abajo, empodio (**em**), con siete ramas largo, 7 μm (6-8) (Fig. 12i, 14H). **Región coxisternal:** igual a la hembra, platos coxales poco granulados, seda coxal 1 (**1b**) largo 6 μm (5-7), seda coxal 2 (**1a**) largo 2 μm (2-4), seda coxal 3 (**2a**) largo 15 μm (14-16) (Fig. 12j, 14F). **Placa genital:** Largo 14 μm (14-17), ancho 21 μm (19-22), consiste de una estructura plana con ornamentaciones, la cual en sus laterales presenta dos espinas, la abertura es transversal y es donde se abre el gonoporo, en su parte baja se encuentra un par de lóbulos, seda genital (**3a**) de 14 μm (13-16) de largo (Fig. 12j, 13F, 14F). **Opistosoma:** consta de 68 (68-71) anillos dorsales, en vista ventral estos se reducen en número a 59 (59-62), anillos completamente microtuberculados. Los microtubérculos ancho 0.5 μm (0.4-0.6), largo 0.7 μm (0.6-0.8) con una separación entre ellos de 2 μm (2.4) (Fig. 12d, 13G, 14G). Los últimos cinco o seis anillos con microestriaciones con un ancho de 0.3 μm (0.2-0.4), largo 1 μm (1-2), 2 (2-4) (Fig. 12e). Seda lateral (**c2**) alrededor del anillo 7 o 9 largo 23 μm (21-24), primera seda ventral (**d**) alrededor del anillo 20 o 21 largo 37 μm (35-37), segunda seda ventral (**e**) largo 20 μm (19-22) en el anillo 40 o

42, tercera seda ventral, (**f**) largo 19 μm (17-20), en el anillo 62 o 65, seda caudal (**h2**) largo 69 μm (68-72), seda accesoria (**h1**) largo 3 μm (2-4) (Fig. 12a, 12b, 12c, 13B y 14B).

1.4.3. Ninfa

Ninfa: Largo del cuerpo 153 μm (150-163), ancho 62 μm (60-68), vermiforme y poco curvado (Fig. 15a, 15b, 15c, 17A, 18A). **Gnatosoma:** Largo 19 μm (17-20) ancho 16 μm (14-17) dirigido hacia abajo. **Escudo Prodorsal:** de forma subtriangular, con un pequeño lóbulo en el vértice, largo 30 μm (28-32), ancho 28 μm (26-29). Línea media presente y tiene un tamaño de aproximadamente $\frac{1}{4}$ con respecto al escudo. Las líneas admediales no son completas, sinuosas, divergiendo gradualmente en el margen del escudo. La primera línea submedia recorre desde el lóbulo anterior divergiendo hacia los tubérculos dorsales, la otra aparecen como bandas de granulaciones. Los tubérculos dorsales son moderados en tamaño y en el margen del escudo con una separación entre sí de 19 μm (18-20). Seda prodorsal (**sc**) proyectándose hacia atrás y de una longitud de 55 μm (53-58) (Fig. 15f, 17B, 18C). Patas moderadamente largas y delgadas. **Patas I:** largo 25 μm (22-26), trocánter, ancho 3 μm (3-5), largo 2 (2-4) sin seda, fémur, largo 6 μm (5-7), ancho 5 μm (4-6), seda femoral (**bv**) largo 15 μm (13-16), Largo 20 μm (18-22), trocánter ancho 4 μm (3-5), largo 3 μm (3-5) sin seda, fémur, largo 5 μm (4-6), ancho 4 μm (2-6), seda femoral (**bv**) largo 16 μm (14-17), genua, ancho 4 μm (4-6), largo 4 μm (4-6), seda genal (**I''**) largo 20 μm (18-21), tibia largo 4 μm (3-5), ancho 3 μm (3-4), seda tibial (**I'**) largo 13 μm (11-14), tarso, ancho 3 μm (3-4), largo 3 μm (2-4), seda lateral (**ft'**) largo 13 μm (11-14), seda dorsal (**ft''**) largo 12 μm (10-14), solenidio (**ω**), largo 11 μm (9-12) curvado hacia abajo (Fig. 12h), empodio (**em**), con cinco ramas, largo 7 μm (5-8) (Fig. 15j). **Patas II:** Largo 20 μm (18-22), trocánter, ancho 4 μm (3-5), largo 3 μm (3-5) sin seda, fémur, largo 5 μm (4-6), ancho 4 μm (2-6), seda femoral (**bv**), largo 16 μm (14-17), genua ancho 4 μm (4-6), largo 4 μm (4-6), seda genal (**I''**), largo 20 μm (18-21), tibia, largo 4 μm (3-5), ancho 3 μm (3-4), seda tibial (**I'**), largo 13 μm (11-14), tarso, ancho 3 μm (3-4), largo 3 μm (2-4), seda lateral (**ft'**), largo 13 μm (11-14), seda dorsal (**ft''**) largo 12 μm (10-14), solenidio (**ω**) largo 11 μm (9-12) fuertemente curvado hacia abajo, (Fig. 15h), empodio (**em**), con cinco ramas, largo 7 μm (5-8) (Fig. 15j). **Región Coxisternal:** Coxa y plato subcoxal fuertemente granulados, seda coxal 1 (**1b**) largo 6 μm (4-6), seda coxal 2 (**1a**) largo 1 μm (1-2), seda coxal 3 (**2a**) largo 15 μm (13-16) (Fig. 15j, 17E).

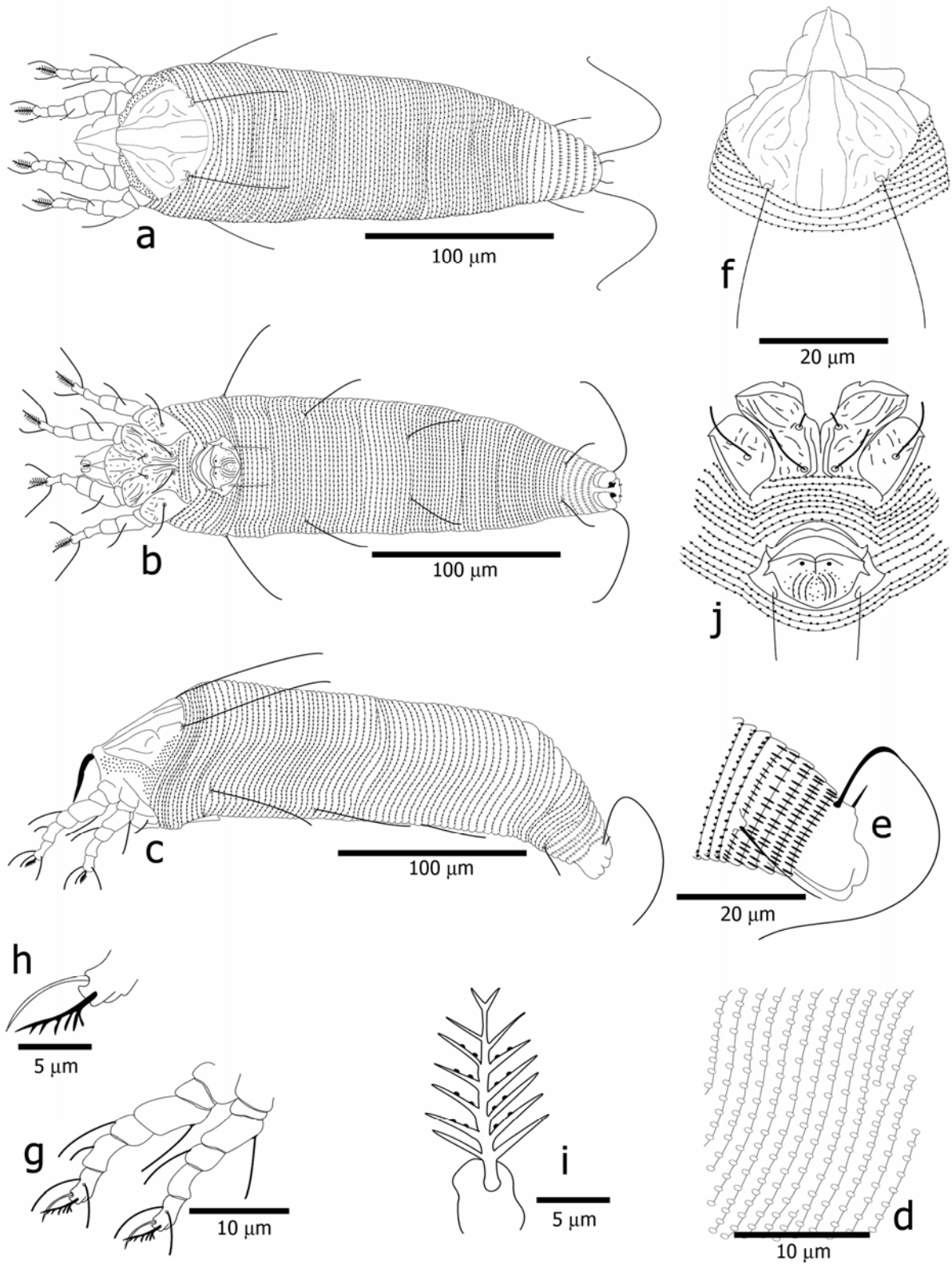


Figura 12. *Aceria tulipae* Keifer 1938. Morfología externa del Macho. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 5 o 6 anillos con microestriaciones, f) Escudo Prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Empodio, j) Placa Genital.

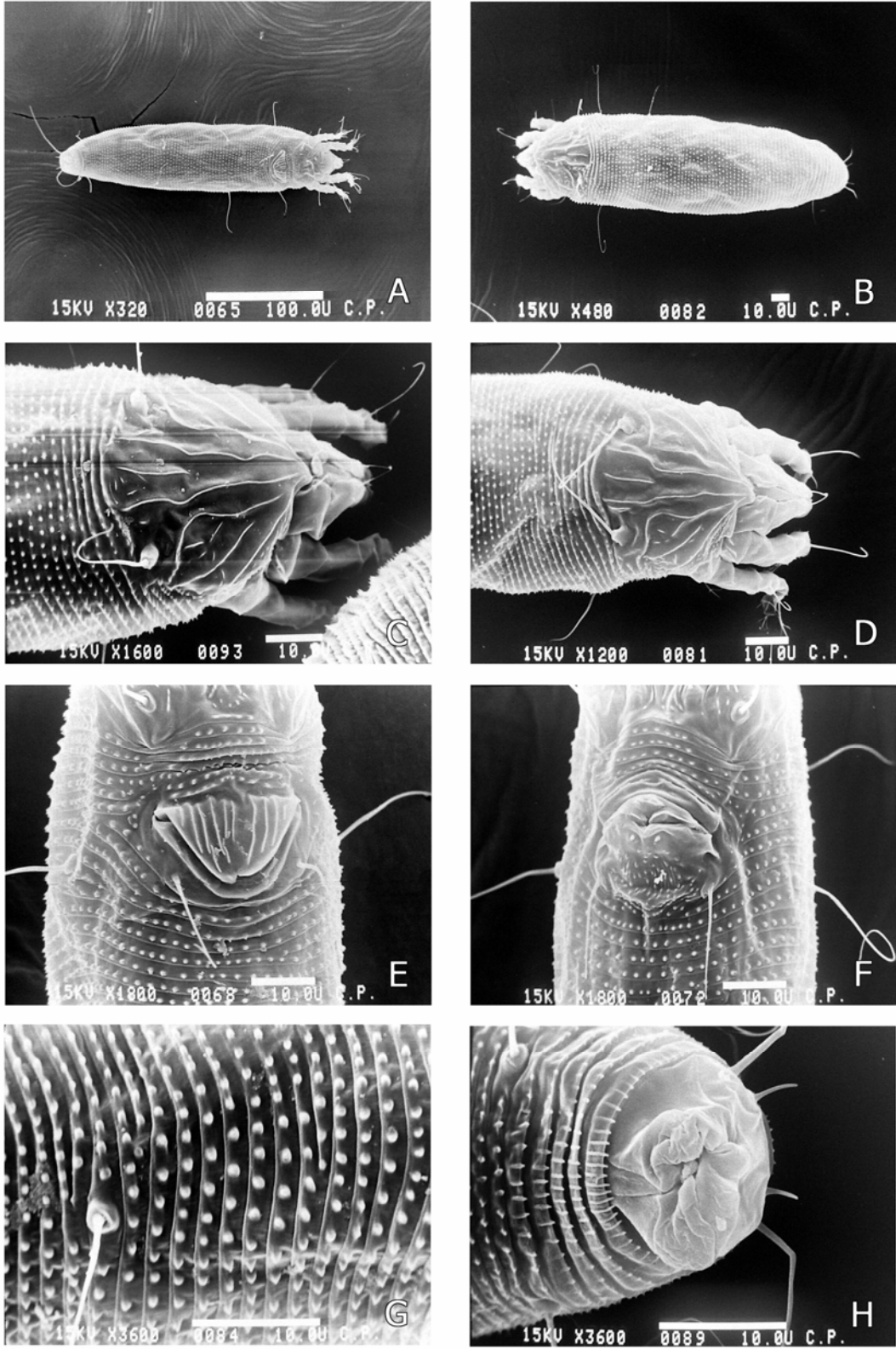


Figura 13. Adultos MEB de *Aceria tulipae*. A) Vista dorsal de la hembra, B) Vista ventral del macho, C) Escudo predorsal de la hembra, D) Escudo predorsal del macho, E) Placa genital de la hembra, F) Placa genital del macho, G) Microtuberculaciones, H) Parte terminal del cuerpo.

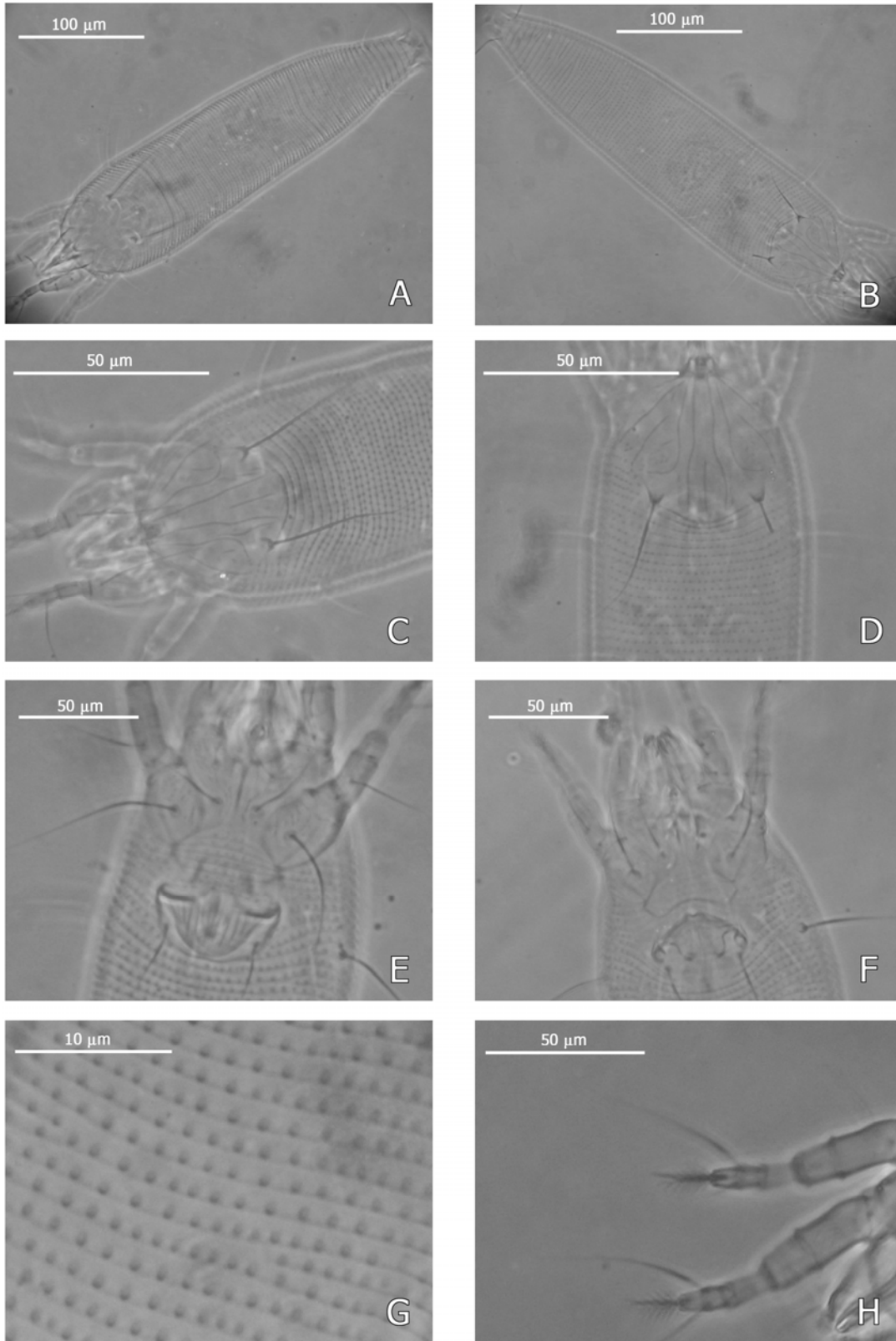


Figura 14. Adultos MCF de *Aceria tulipae*. A) Vista dorsal de la hembra, B) Vista dorsal del macho, C) Escudo predorsal de la hembra, D) Escudo predorsal del macho, E) Placa genital de la hembra, F) Placa genital del macho, G) Microtuberculaciones, H) Empodio con siete ramas.

Opistosoma: Con 60 (60-67) anillos dorsales, en vista ventral el número se reduce a 53 (53-58), anillos completamente microtuberculados, los microtubérculos de ancho 0.45 μm (0.40-0.50), y de largo 0.64 μm (0.67-0.70) y con una separación de 1.58 μm (1.32-1.78) (Fig. 15d, 17E). Los últimos cuatro o cinco anillos con microestriaciones de ancho 0.3 μm (0.2-0.5), y de largo 1.3 μm (1.1-1.6), con una separación de 2 μm (1.5-2) (Fig. 15e, 17G). Seda progenital (**3a**) largo 6 μm (4-7) (Fig. 15j), seda lateral (**c2**) alrededor del anillo 8 o 10 largo 20 μm (19-21), primera seda ventral (**d**) alrededor del anillo 20 o 30, largo 30 μm (29-31), segunda seda ventral (**e**) alrededor del anillo 30 o 35, largo 19 μm (17-20), tercera seda ventral (**f**) alrededor del anillo 55 o 62, largo 22 μm (20-23), seda caudal (**h2**) largo 60 μm (58-62), seda accesoria (**h1**) longitud 3 μm (2.4) (Fig. 15a, 15b, 15c, 17A).

1.4.4. Larva

Larva: Largo del cuerpo 110 μm (100-115), ancho 68 μm (65-69), vermiforme y fuertemente curvado. Propodosoma es más ancho que el histerosoma. (Fig. 16a, 16b, 16c, 17B, 18B). Gnatosoma: Largo 12 μm (10-13), ancho 11 μm (10-12), dirigido hacia abajo. **Escudo prodorsal:** Subtriangular, con un pequeño lóbulo el cual es la base de los quelíceros, de largo 26 μm (22-27), ancho 31 μm (29-32). La línea media está presente pero es poco visible. Líneas admedias no están completas. Las líneas submedias no están presentes, presenta granulaciones densas a cada lado del escudo. Tubérculos dorsales, más bien grandes en tamaño en el margen del escudo con una separación entre ellos de 11 (9-12). Seda prodorsal (**sc**) proyectándose hacia atrás, largo 50 μm (45-55) (Fig. 16f, 17D, 18D). Patas cortas y anchas. **Patas I:** Largo 20 μm (19-21), trocánter, ancho 3 μm (2-4), largo 3 μm (2-4) sin seda, fémur, largo 5 μm (4-7), ancho 4 μm (3-6), seda femoral (**bv**) largo 13 μm (11-14), genua, ancho 4 μm (3-5), largo 5 μm (4-6), seda genal (**I''**) largo 15 μm (14-17), tibia, largo 3 μm (2-4), ancho 2 μm (2-4), seda tibial (**I'**) largo 9 μm (7-10), tarso, ancho 2 μm (2-4), largo 2 μm (2-4), seda lateral (**ft'**) largo 11 μm (9-12), seda dorsal (**ft''**) largo 11 μm (9-12) (Fig. 16g), solenidio (**ω**), largo 3 μm (2-4) curvado hacia abajo (Fig. 16h), empodio (**em**), con cuatro ramas, largo 4 μm (3-5) (Fig. 13i). **Patas II:** Largo 19 μm (17-20), trocánter ancho 3 μm (2-4), largo 3 μm (2-4) sin seda, fémur, largo 5 μm (4-6), ancho 4 μm (3-5), seda femoral (**bv**) largo 13 μm (11-14), genua, ancho 4 μm (3-5), largo 4 μm (4-5), seda genal (**I''**) largo 15 μm (13-17), tibia, largo 3 μm (2-4), ancho 2 μm (2-4), seda tibial (**I'**) largo 9 μm (7-11), tarso, ancho 2 μm (2-4), largo 2 μm (2-4), seda lateral (**ft'**) largo 11 μm (9-13), seda dorsal (**ft''**),

largo 10 μm (9-11), solenidio (ω) largo 6 μm (4-8) dirigido hacia abajo, empodio (**em**), con cinco ramas largo 3 μm (2-5) (Fig. 16i). **Región coxisternal:** Coxa y plato subcoxal fuertemente granulados, seda coxal 1 (**1b**) largo 5 μm (3-6), seda coxal 2 (**1a**) longitud 1 μm (1-3), seda coxal 3 (**2a**) largo 11 μm (9-12) (Fig. 16j, 17F). **Opistosoma:** Dorsalmente presenta una discontinuidad en el primer anillo después del escudo, es un área bien definida que va del primero al cuarto anillo y contiene pequeños micortubérculos diferentes al resto del cuerpo, con 43 (43-50) anillos dorsales, los cuales se reducen en vista ventral a 37 (37-40) anillos completamente microtuberculados, de ancho 0.32 μm (0.29-0.36) largo 0.44 μm (0.39-0.56) y con una separación entre ellos de 0.99 μm (0.90-1) (Fig. 16d, 17F). Últimos dos o tres anillos con microestriaciones, de ancho 0.25 μm (0.20-0.30), largo 1.1 μm (1-1.5). Y se separan entre sí 1.54 μm (1.25-1.98) (Fig. 16e, 17H). Seda progenital (**3a**) de largo 5 μm (4-6), seda lateral (**c2**) alrededor del anillo 6 o 8, largo 19 μm (17-20) (Fig. 16j, 17F). Primera seda ventral (**d**) alrededor del anillo 7 o 9, largo 29 μm (27-31), segunda seda ventral (**e**) largo 18 μm (15-19), tercera seda ventral (**f**) en el anillo 60 o 65, largo 16 μm (14-16), seda caudal (**h2**) largo 55 μm (50-58), seda accesoria (**h1**) largo 2 μm (1-4) (Fig. 16a, 16b, 16c, 17B).

La característica más notable de la larva es su tamaño pequeño y su curvatura corporal, además de presentar una discontinuidad en los 4 primeros anillos entre las proyecciones de los tubérculos dorsales, lo que le sirve según Keifer, (1975), como un accesorio para poder romper el corión del huevo en la línea de dehiscencia en el momento de la eclosión.

Además la dirección de las sedas dorsales es posterior y son divergentes a semejanza del adulto, por lo que no representan recapitulación ancestral o afinidad con otros géneros más alejados, otra de las características es que es más ancha al nivel del escudo prodorsal que en el resto del cuerpo (Lindquist 1996).

La ninfa presenta un arreglo microtubercular más uniforme y sin curvatura; con una anchura del cuerpo más uniforme. Tanto la larva como la ninfa presentan una reducción en el tamaño de las patas pero son más anchas en relación al tamaño del cuerpo.

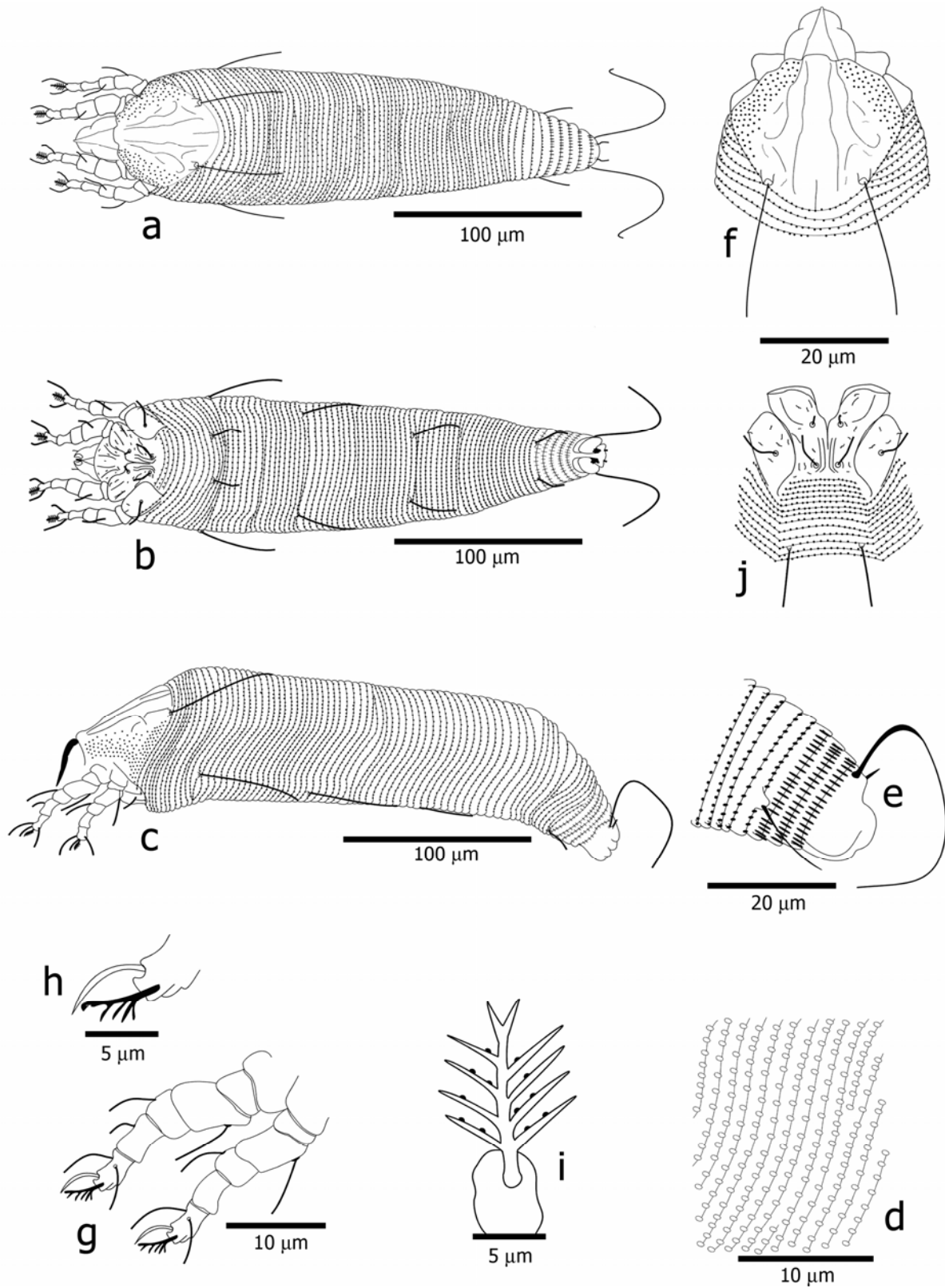


Figura 15. *Aceria tulipae* Keifer 1938. Ninfa. Morfología externa. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 4 o 5 anillos con microestriaciones, f) Escudo prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Emporio, j) Región Coxisternal.

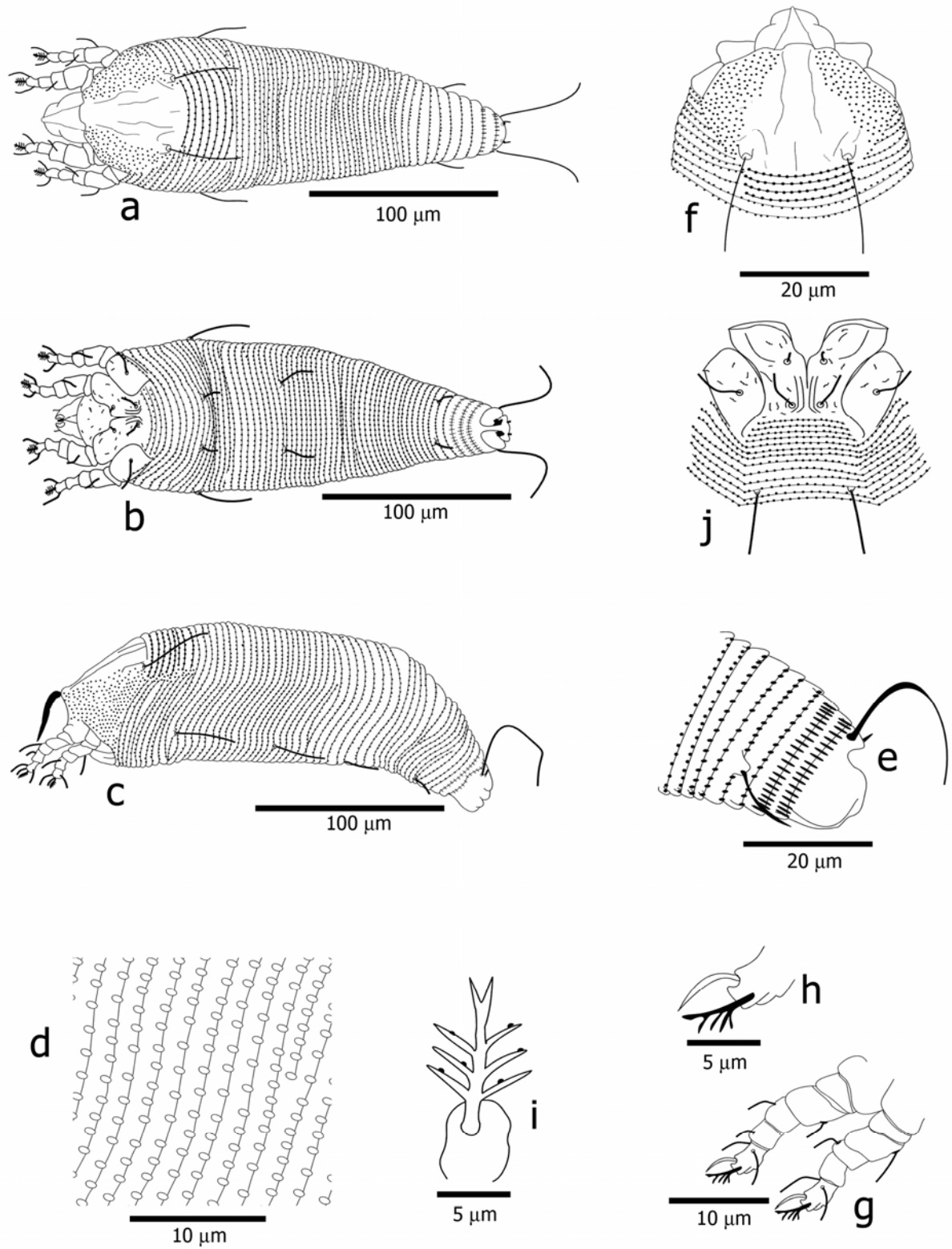


Figura 16. *Aceria tulipae* Keifer 1938. Larva morfología externa. a) Vista Dorsal, b) Vista Ventral, c) Vista Lateral, d) Microtubérculos, e) Últimos 3 o 4 anillos con microestriaciones, f) Escudo Prodorsal, g) Patas, h) Solenidio, i) Emporio, j) Región Coxisternal.

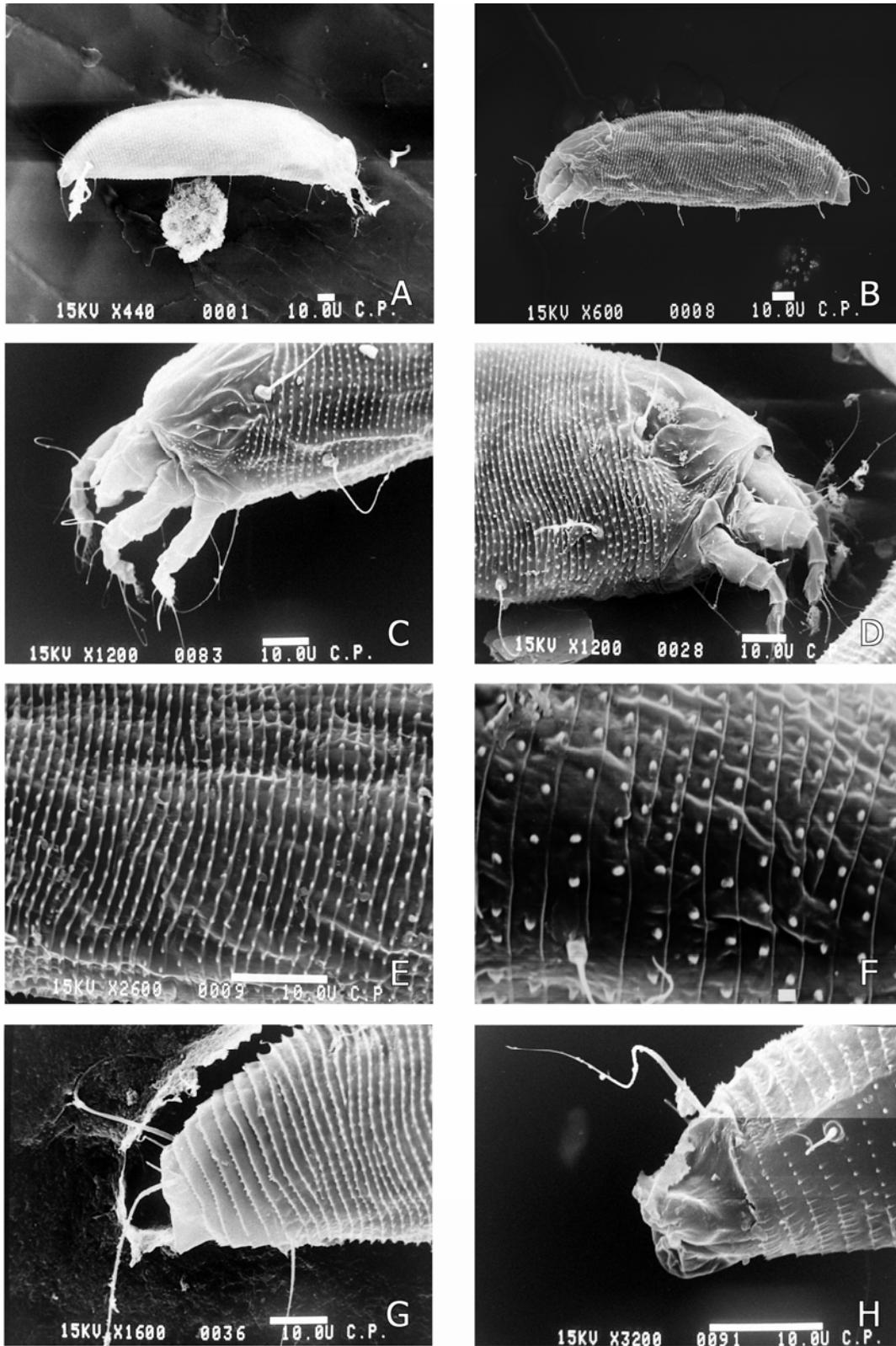


Figura 17. Inmaduros MEB. A) Vista lateral de la ninfa, B) Vista lateral de la larva, C) Escudo prodorsal de la ninfa, D) Escudo prodorsal de la larva, E) Microtuberculación Ninfa, F) Microtuberculaciones larva, G) Parte final del cuerpo de la ninfa, H) parte final del cuerpo de la larva.

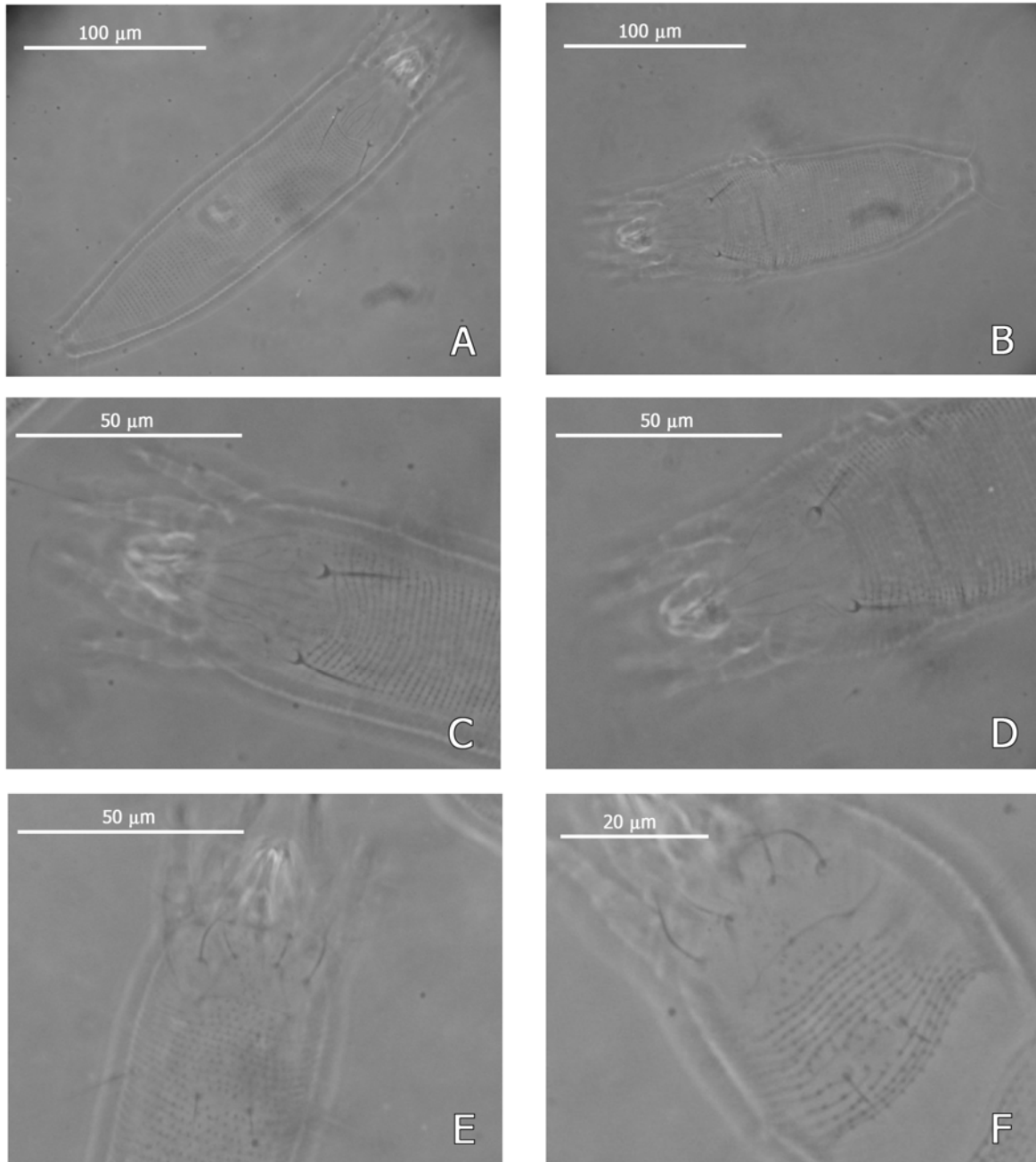


Figura 18. Inmaduros MCF. A) Vista ventral de la ninfa, B) Vista ventral de la ninfa, C) Escudo prodorsal de la ninfa, D) Escudo prodorsal de la larva, E) Región coxisternal del la ninfa, F) Región coxisternal de la larva.

Se observa además una reducción del empodio y poca ramificación en sus rayos (cuatro para la larva y cinco para la ninfa), así como la ausencia de la placa genital; estas manifestaciones son el producto del crecimiento gradual de los estados inmaduros, mismo que se ha sido observado por Keifer (1975) en *Aceria tulipae* y Caballero (1989) en *Aceria guerreronis*.

Aunque en este grupo es común encontrar hembras llamadas deuteroginias que sufren modificaciones en su morfología externa, y que son básicamente formas de resistencia para soportar inclemencias y falta de alimento, en esta especie no se encontró esta forma debido a que el alimento era constante y no existían factores climáticos adversos que favorecieran la aparición de estas formas, Keifer, (1965) menciona que como regla para detectar posibles deuteroginias, es la reducción del tamaño y de las microtuberculaciones; sin embargo, aunque se encontraron hembras de menor tamaño, el diseño y tamaño de los microtubérculos fue constante.

1.4.5. Huevo

Tiene forma elipsoidal, la coloración es translúcida, de 63 μm (61-65) de largo y de 39 μm (37-41) de ancho (Fig. 19(A) a), en la parte basal se encuentra una pequeña superficie de contacto que mantiene al huevo unido al sustrato; la superficie del corion es lisa, sin ornamentaciones. Fig. 19 (A) b).

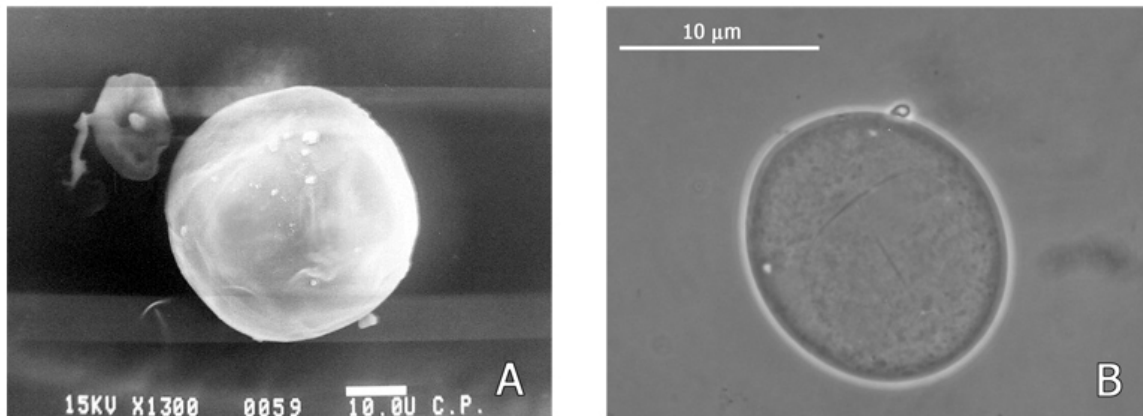


Figura 19. Detalle del huevo de *Aceria tulipae*. A) Huevo en MEB, B) Huevo en MCF.

1.4.6. Espermatóforo

La base tiene forma de gota de hoja, ésta mide 9 μm (7-10) de largo y 3 μm (2-3) de ancho (Fig. 20(A) a) y (B) a), a ella se conecta un pecíolo distal ligeramente curvado el cual mide 14 μm (13-15) de longitud y 1 μm (1-2) de ancho (Fig. 20(A) b) y (B) b), en la base de éste se encuentra la cabezuela, la cual tiene forma de disco convexo que mide 14 μm (13-15) de largo por 17 μm (15-19) de ancho (Fig. 20(A) c) y (B) c).

En su región posterior se localiza una protuberancia la cual quizás sea el saco bulboso colapsado, o la base donde se sujeta la cápsula con espermatozoides (Fig. 17 (A) d). El saco se observó

completo sólo en microscopía de contraste de fases (Fig. 17 (B) d). Mide 7 μm (6-8) de largo por 8 μm (7-9) de ancho.

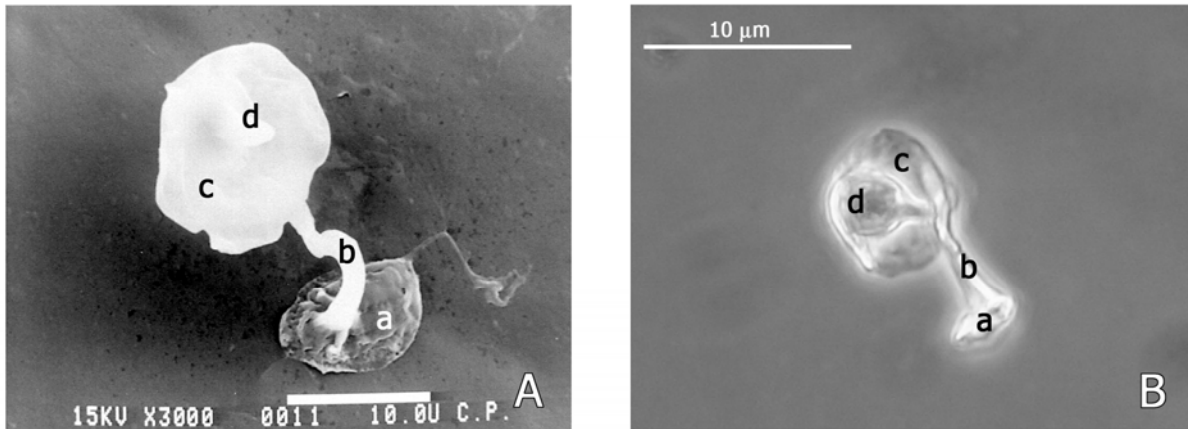


Figura 20. Espermatóforo de *A. tulipae*. A) y B) Espermatóforo, a) base, b) pedicelo, c) cabezuela, d) saco bulboso o espermático.

El conocimiento de esta especie en México es pobre y no existe una descripción detallada de todos los estadios de la especie, por lo que este trabajo tiene la importancia de ser el primero de su tipo en nuestro país.

Esta información llega a ser necesaria para conocer primero los datos importantes como son las características diacríticas de una especie en particular o de la cual existan problemas en su determinación y se confunda con otras; y segundo, conocer el ciclo biológico y su comportamiento dentro de las plantaciones de ajo.

Estos son aspectos necesarios con los cuales es posible encontrar soluciones que nos permitan regular sus poblaciones mediante un manejo conveniente y así poder evitar grandes pérdidas económicas como en otros países donde esta especie es un problema realmente importante.

Se podría postular que la morfología de los otros estadios de esta y otras especies, y no sólo las características morfológicas de los adultos, se puedan comparar para tener así una idea más contundente sobre la especie que se esté estudiando.

1.5 Conclusiones

Con base en los resultados obtenidos en el presente capítulo se concluye lo siguiente:

- El ácaro encontrado en las bodegas de distintos productores del estado de Guanajuato corresponde a *Aceria tulipae*, por presentar las siguientes características: un cuerpo vermiforme y blanco, el escudo dorsal fuertemente carinado con 7 líneas divergentes características de la especie, sedas predorsales largas y dirigidas hacia atrás y 7 rayos en los empodios.

- Las características encontradas en esta especie concuerdan con la descripción original hecha por Keifer (1938), y solo algunas mencionadas por Chandrapatya (1986).

- La característica más notable de la larva es la discontinuidad de los cuatro primeros anillos cercanos al escudo prodorsal cuya función es durante la eclosión, así como la curvatura corporal del cuerpo y un ensanchamiento a nivel del escudo prodorsal.

- La ninfa no presenta la curvatura de la larva; es más vermiforme y su microtuberculación más uniforme.

- Tanto la larva como la ninfa presentan una reducción en la longitud de las patas, pero son más anchas en relación con el cuerpo. Tienen una reducción en el empodio y número de rayos (4 para la larva y 5 para la ninfa). La forma de las líneas en el escudo prodorsal difieren en forma y tamaño en ambos estadios.

- No se observó en esta especie el fenómeno de deuteroquina, principalmente porque las condiciones en las que se desarrolla son favorables para su establecimiento, desarrollo y dispersión.

- Las herramientas electrónicas empleadas para la medición de los ejemplares y los esquemas de la especie, resultaron ser una ayuda importante ya que reducen en mucho el tiempo de trabajo y son de fácil uso.

- Este es el primer trabajo en México sobre la morfología y morfometría de *Aceria tulipae*.

1.6 Literatura citada

- Amrine, W. J., Stansny, T. H. A. and H. W. C. Fletchtman. 2000. Revised keys to world genera of eriophyoidea (Acari: Prostigmata). Indira. Publishing House. West Bloomfield, Michigan. 244 pp.
- Ananthkrishnan. N. T. 2005. Perspectivas and dimensions of phenotypic plasticity in insects. *En:* Ananthkrishnan. N. T. y D. Whytman (Eds) Insects phenotypic plasticity: Diversity of responses. Scince Publishers, Inc. p. 1-23.
- Caballero, S. M. 1989. Morfología externa del ácaro de la roña del cocotero. *Aceria guerreronis* (Prostigmata:Eriophyidae). **Tesis de Licenciatura**. Departamento de Entomología. Escuela Superior de Agricultura "Hermanos Escobar" México. 90 pp.
- Chandrapatya, A. 1986. External morphology of *Aceria tulipae* Keifer, a garlic pest in Thailand (Prostigmata: Eriophyidae). **Kasetsart J. (Nat. Sci.)** 20: 217-220.
- Connin. R. V. 1956. The Host Range of the Wheat Curl Mite, Vector of Wheat Streak-Mosaic. **Journal of Economic Entomology**. 49(1):1-4.
- Grandjean, F. 1934. Les poils des épimeres chez les Oribates (Acariens). **Bull. Mus. Natl. Hist. Nat.** 2^e sér. 6: 504-512.
- Halliday, R. B., and K. D. Knihinicki. 2004. The occurrence of *Aceria tulipae* (Keifer) and *Aceria tosichella* (Keifer) in Austrlia (Acari:Eriophyidae). *Internat. J. Acarol.* 30(2): 113-118.
- Hislop, R. G. and Jeppson L. R. 1976. Morphology of the mouthparts of several species of phytophagus mites. **Ann. Ent. Soc. Amm.** 69(6): 1125-1135.
- Keifer, H. H. 1938. Eriophyid studies. **Bull. Cal. Dept. Agric.** 27(2):181-206.
- Keifer, H. H. 1959. Eriophyid studies XXVI. **Bull. Calif. St. Dept. Agr.**, 47: 271-281.
- Keifer, H. H. 1975. Eriophyoidea Nalepa. *In:* L. R. Jeppson, H. H. Keifer and E. W. Baker. Mites injurious to economic plants. University of California Press. Berkeley, California. USA, pp 327-396.
- Keifer, H. H., Baker, W. E., Kono, T., Delfinado, M., y W. E, Styer. 1982. **An Illustrated Guide to Plant Abnormalities Caused by Eriophyd Mites in North America**. Agriculture Handbook, No. 573. Department of Agriculture, U.S.A. 178 pp.
- Lindquist, E. E. 1996. External anatomy and systematic: External anatomy and notation os estructures. *In:* E. E. Lindquist, M. W. Sabelis and J. Bruin (Ed.), Eriophyoid mites- Their biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publ., Amsterdam. The Netherlands, pp 3-32.

- Lindquist, E. E., and J. W. Amrine Jr. 1996. Systematics, diagnoses for major taxa, and keys to families and genera with species on plants of economic importance. **In:** E. E. Lindquist, M. W. Sabelis and J. Bruin (Ed.), Eriophyoid mites- Their biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publ., Amsterdam. The Netherlands, pp 3-32.
- Magurran, A. E. 1989. **Diversidad ecológica y su medición**. Ediciones Vedral. España 200 p.
- Nault, R. L. and E. W. Styer. 1969. The dispersal of *Aceria tulipae* K. and three other grass-infesting eriophyid mites in Ohio. **Ann. Ent. Soc. Amm.** 62(6): 1446-1455.
- Navia, D., De Moraes, G. J., and Ranyse B. Q. 2006. Geographic pattern of morphological variation of the coconut mite, *Aceria guerreronis* (Eriophyidae): a geometric morphometric analysis. **In:** Jain Bruin (Ed). Abstrac Book. 12th International congress of acarology. Amsterdam, The Netherlands pp. 138
- Nuzzaci, G. 1979a. Contributo alla conoscenza dello gnatosoma degli Eriofidi (Acarina:Eriophyidae). **Entomologica.** 15: 73-101.
- Nuzzaci, G. 1979. Studies on structure and function of mouthparts of eriophyid mites. **Rec. Adv. Acarology.** 11: 411-415
- Nuzzaci, G., and Alberti, G. 1996. Internal Anatomy and physiology. **In:** E. E. Lindquist, M. W. Sabelis and J. Bruin (Ed.), Eriophyoid mites- Their biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publ., Amsterdam. The Netherlands, pp 3-32.
- Serif Draw Plus 4.0. 1998. Lead Tools, Lead Technologies, Inc. Serif, In All Rights Reserved.
- Slykhus, J. T. 1953. The relation of *Aceria tulipa* (K.) to streak mosaic and other chlorotic symptoms of wheat. **Phytopathology.** 43: 484-485.
- Slykhus, J. T. 1955. *Aceria tulipae* in relation to the spread of wheat streak mosaic. **Phytopathology.** 45: 116-128.
- Sternlicht, M., and Griffiths, D. A. 1974. The emission and form of spermatophores and the fine structure of adults *Eriophyes sheldoni* Ewing (Acarina, Eriophyoidea). **Bull. Entomol. Res.** 63: 561-565.
- Shevtchenko, V. G., De-Millo, A. P., Razvyazkina, G. M., and E. A. Kapkova. 1970. Taxonomic separation of similar species of eriophyid mites, *Aceria tulipae* Keif. And *A. tritici* sp. n. (Acarina, Eriophyoidea) – Vectors of the viruses of onions and wheat. **Zoologicheskij Zhurnal.** Moscow. 49(2): 224-235.
- Wilcox, D., Dove, B., Doss, M., and D. Greer. 2002. UTHSCSA. Image Tool for Windows, Version 3.00. University of Texas, Health Science Center in San Antonio.
- Whitmoyer, R. E., Nault, L. R. and O. E. Bradfute. 1972. Fine structure of *Aceria tulipae* (Acarina:Eriophyidae). **Ann. Ent. Soc. Amm.** 65(1): 201-215.

CAPÍTULO II CICLO BIOLÓGICO Y COMPORTAMIENTO DE *Aceria tulipae* K.

2.1. Introducción

Aceria tulipae pertenece a la familia Eriophyidae, son ácaros extremadamente pequeños (100-300 μm), vermiformes, con el cuerpo anillado con microtubérculos y poco esclerosados. Los quelíceros están modificados en estiletes cortos, presentan sólo dos pares de patas, tienen cuatro estadios de desarrollo (huevo larva, ninfa y adulto), su reproducción es indirecta a través de transferencia de espermátóforos.

Se alimentan insertando los estiletes en las células de las plantas para succionar el citoplasma, además de inyectar saliva; este tipo de alimentación produce en los tejidos vegetales reacciones diversas, desde una clorosis y malformaciones y hasta agallas, además de la transmisión de virus (Keifer, 1975, Connin, 1956).

Esta especie fue descrita en los Estados Unidos, colectada de bulbos de tulipán provenientes de los Países Bajos por Keifer en 1938. Después se descubrió una especie de eriófido en trigo que transmite el virus del mosaico y fue identificado como *A. tulipae* (Slykhus, 1953).

Durante las siguientes tres décadas fueron publicados artículos referentes a la biología de este ácaro en este hospedero (Slykhus, 1955; Connin, *op cit*; Gibson, 1957; Del Rosario y Sill, 1958, 1964, 1965, Nault y Styer, 1969); sin embargo, en 1970 Shevtchenko *et al.*, determinan mediante la morfometría de caracteres externos, que el eriófido encontrado en liliáceas era diferente del reportado en trigo y lo describe como *A. tritici*. Keifer (1969) describe a *A. tosichella* en plantas de trigo, sinonimizando a *A. tritici*.

Recientemente se ha aceptado que *A. tosichella* es una especie asociada a pastos y *A. tulipae* se asocia con liliáceas (Amrine y Stasny, 1994, Navia, *et al.*, 2006).

A. tulipae ha sido colectada tanto en plantaciones como en almacenes de ajo (*Allium sativum*) en los estados de Aguascalientes, Guanajuato, Puebla y Zacatecas (Navarro y González, 1998); y actualmente se le considera cosmopolita (Hoffman y López-Campos, 2000). *A. tulipae* provoca

daños severos al cultivo, afectando principalmente los bulbos almacenados que serán sembrados en el siguiente ciclo (Almaguel, 1996, Lange, 1955).

Allium sativum es una especie estéril anual o bianual que rara vez produce flores, por lo que es sembrada a través de los dientes (bulbillos) que se obtienen de la cosecha del año anterior, éstos permanecen en bodega aproximadamente de 3 a 4 meses generalmente en condiciones de oscuridad, altas temperaturas y humedad variable.

Estas condiciones permiten que los ácaros se desarrollen favorablemente alimentándose de los tejidos sobre la superficie del bulbillo; establecen debajo de las capas protectoras donde se encuentran protegidos de condiciones adversas, desecación, falta de alimento, y enemigos naturales.

Permanecen dentro durante todo el periodo de almacenamiento y causan al bulbillo deshidratación, y necrozamiento del tejido, el cual se momifica perdiendo su poder de brotación, (Estrada-Venegas y Acuña Soto, 2004).

2.2. Materiales y métodos.

Bulbillos o dientes de ajo (Var. Taiwán) destinados para siembra fueron recolectados en bodegas de diferentes productores de la Asociación de Exportadores de ajo del Centro A.C., provenientes del Estado de Guanajuato durante el ciclo 2004-2005 (Fig. 2, 3a, 3B, Tabla 1). Los bulbos fueron escogidos con diferentes niveles de infestación y tiempos de almacenamiento, y se llevaron al laboratorio en bolsas de papel debidamente etiquetadas.

Con el objeto de mantener la población en el laboratorio, a largo plazo y bien establecida, se propuso un método de cría para mantener los bulbos infestados en bolsas de papel que proveían de condiciones similares a lo encontrado en las bodegas de almacenamiento (Fig. 1A, 1B).

Esto permitió mantener e incrementar la población a través de adicionar ajos sanos a las bolsas periódicamente para mantener la población de ácaros en el tiempo. Este material (100 bulbos) proveía de bulbillos con poblaciones de ácaros establecidas para la realización de los diferentes experimentos.

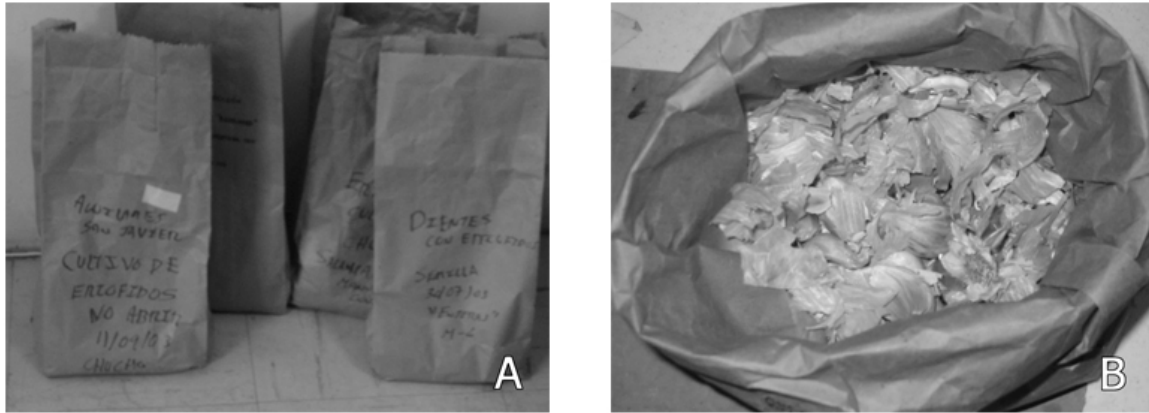


Figura 1. Método de Cría. A) Bolsas de papel donde se realizo en método de cría, B) Detalle de la bolsa en donde se observan los bulbillos

Una vez infestados, los bulbillos se colocaron en cinco contenedores de plástico (10 bulbillos por contenedor); se les retiro una parte de las hojas escamosas y membranosas que los protegen y se realizaron observaciones diarias bajo el microscopio estereoscópico para obtener datos sobre la biología y comportamiento de la especie. Se tomaron fotografías y video para registrar los eventos observados (Fig. 2A, 2B).

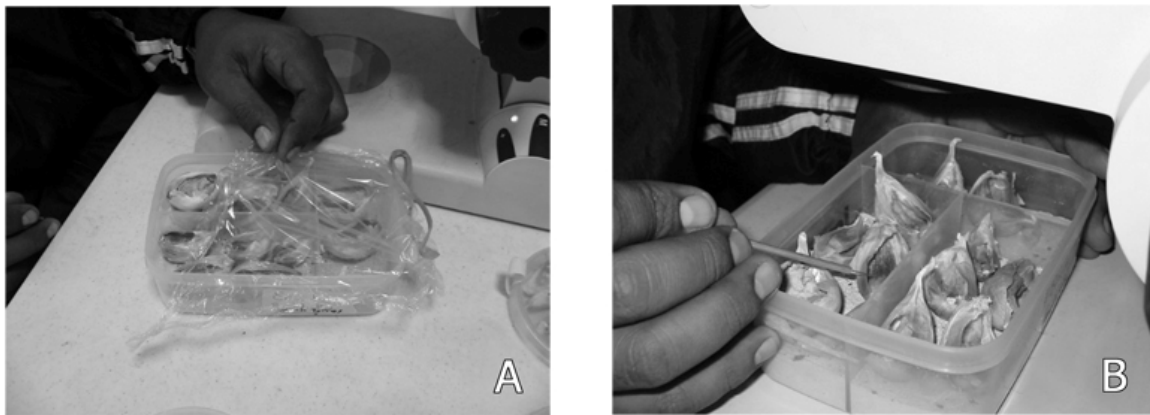


Figura 2. A) Contenedores de plástico con los bulbillos de ajo, B) Detalle del contenedor y forma en que eran revisadas la muestras.

Para el estudio del ciclo biológico se colocaron siete cajas de Petri, con cuatro réplicas cada una (28 en total); se utilizaron secciones cortadas de hojas tiernas de 2 cm aproximadamente que fueron colocados con algodones en sus extremos para mantener la turgencia del tejido y evitar la desecación prematura, las hojas fueron obtenidas de plantas sembradas en el laboratorio (Fig. 3A, 3B).

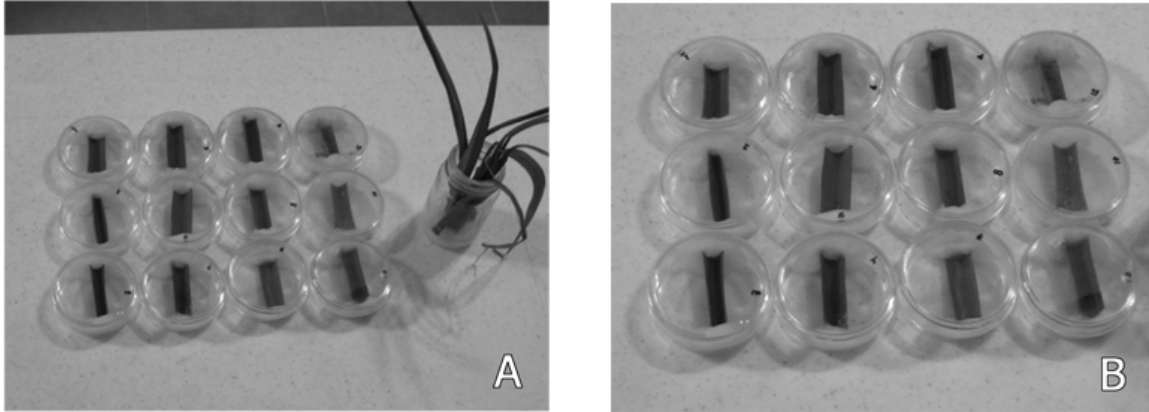


Figura 3. A) Cajas de Petri con hojas de ajo dentro, B) Detalle de las cajas Petri.

En cada porción de hoja se colocó una hembra ovígera y después de la oviposición se retiraba dejando únicamente un huevo por hoja para iniciar el ciclo.

Cada tres días se reemplazaba la hoja cambiando los organismos manualmente con un cabello humano que permitía el movimiento de los ácaros de un lado a otro sin lastimarlos. Esta metodología fue establecida por Almaguel *et al.* (1986), y permite mantener los organismos aislados para el seguimiento de la biología.

Se llevó a cabo un análisis de varianza (ANOVA), para establecer si había diferencias significativas entre lo encontrado para el ciclo biológico en este estudio y otros autores en la duración de cada uno de los estadios de desarrollo (Magurran, 1989).

2.3. Resultados y discusión.

Se estudió la biología de *Aceria tulipae* sobre bulbillos de ajo en donde se registraron los diferentes aspectos del desarrollo y comportamiento de la especie, los cuales se describen a continuación:

2.3.1. Ciclo Biológico

El ciclo biológico de la especie fue de 12.8 ± 0.54 días (Tabla 1) el periodo de incubación tuvo una duración de 4.2 días (32%), la larva 3.8 días (29%), la ninfa 2.6 días (21%), con periodos de quiescencia de 1.4 a 1.8 días. Los datos obtenidos acerca del ciclo, no varían significativamente

con los datos obtenidos por Almaguel *et al.* (1986) en Cuba y Keifer. (1975) en Estados Unidos, (F= 1.084 p< 0.01) (Tabla. 2) (Anexo II).

Tabla 1. Duración del ciclo biológico de *A. tulipae* en días, por estadios.

FASE	MEDIA	DESVIACIÓN	MINIMO	MAXIMO
Huevo	4.2	0.54	2	5
Larva	3.8	1.30	2	5
Quiescencia	1.8	1.30	1	3
Ninfa	2.6	0.89	2	4
Quiescencia	1.4	0.54	1	2
Adulto	21.6	9.23	10	35
Huevo-Adulto	10.9	0.58	8	11

Tabla 2. Comparación del ciclo biológico de *A. tulipae*

FASE	KEIFER. (1975)	ALMAGUEL <i>et al.</i> (1986)	ESTE ESTUDIO (2005)
Incubación	3 a 5	3.83	4.2
Larva	2.25	2.75	2.8
Quiescencia	No valorada	No valorada	1.8
Ninfa	2.75	1.78	2.6
Quiescencia	No valorada	No valorada	1.4
Huevo-Adulto	8 a 10	8.28	12.8

- F= 1.084 p< 0.01

Lo importante de realizar una comparación entre los ciclos biológicos encontrados por los autores con el descrito en este trabajo, se debe principalmente a que muchos de los aspectos sobre estos ciclos se encuentran desconocidos, sobre todo en lo referente a las actividades estacionales de los adultos, ya que estos organismos presentan dos tipos diferentes de hembras, (Deuteroginias y Protoginias) (Hall, 1966).

En este trabajo no se encontraron hembras de resistencia (Deuteroginias), por lo que el ciclo descrito únicamente es de las Protoginias o hembras normales, al igual que los ciclos descritos por los autores anteriormente citados.

Al evaluar el potencial reproductivo de las hembras, se obtuvo que una sola hembra fue capaz de ovipositar entre cinco y 20 huevos en un periodo de 10 días, que representan el periodo de oviposición. Se obtuvo un promedio de 7.5 huevos por hembra; esto concuerda con lo descrito por

Del Rosario *et al.* (1964) donde mencionan que una sola hembra es capaz de ovipositar de tres a 25 huevos en un periodo de 10 días, con un promedio de 9.8 huevos.

Con el método de cría propuesto en las bolsas de papel, se obtuvieron buenos resultados ya que la especie se establece aproximadamente en tres semanas en bulbos sanos, de esta manera se obtienen bulbillos infestados y con poblaciones altas. El hecho de que la especie se desarrolle favorablemente en estas condiciones, se debe probablemente a que las cabezas de ajo se encuentran juntas dejando poco espacio para que circule el aire dentro de la bolsa de almacenamiento, por lo que se genera humedad y altas temperaturas, condiciones idóneas para que el ácaro se establezca y se desarrolle rápidamente; en las bodegas de almacenamiento parece suceder lo mismo, por lo que la especie se establece sin problemas.

2.3.1.1. Reproducción

Los ácaros se reproducen sexualmente de tres formas la primera a través de copula cuando el macho posee un órgano intromitente o pene, la segunda el paquete de esperma es depositado directamente en el cuerpo de la hembra (transferencia de esperma) y la tercera por medio de espermátóforos depositados en el sustrato los cuales la hembra toma directamente (Evans, 1992).

Aceria tulipae se reproduce sexualmente a través transferencia indirecta de espermátóforo, lo que concuerda con lo encontrado por Olfeld *et al.* (1970). Los espermátóforos o paquetes de espermatozoides están formados por cuatro estructuras características: a) base en forma de hoja que se encuentra adherida al sustrato, b) pedicelo alargado que soporta a la cabezuela, c) cabezuela o estructura en forma de copa, y d) saco contenedor de espermatozoides que se encuentra insertado en el centro de la cabezuela (Fig. 4a, 4b).

La deposición de los espermátóforos se inicia con la selección del sitio, el macho determina esto a través del rastro dejado por las ninfas hembras cercanas a la quiescencia mediante olores que él detecta. Una vez determinado el sitio a través de las sedas y lóbulos sensores de la placa genital, poniendo el cuerpo al ras del sustrato, abre la placa genital hacia atrás para que fluya lo que será la base.

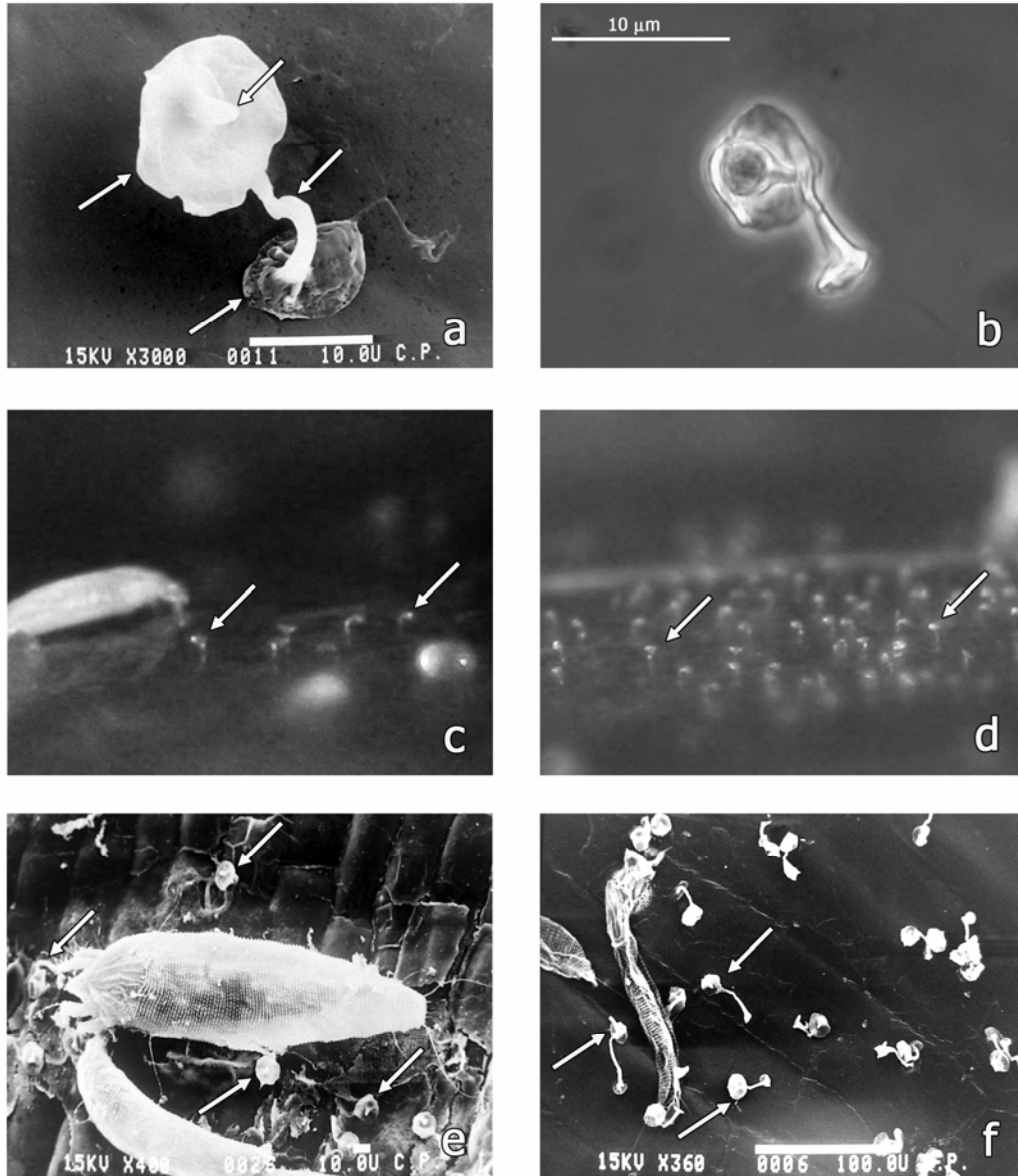


Figura 4. Espermatóforo de *Aceria tulipae*, a) en MEB, b) en MCF, c y d) espermatóforos en el sustrato, e) Ninfa quiescente rodeada por espermatóforos, f) Exuvia de la ninfa rodeada de espermatóforos.

Con movimientos del cuerpo hacia delante y hacia atrás le da la forma de hoja, permitiendo una buena adhesión al sustrato y el endurecimiento de la misma (un par de minutos) una vez realizado esto, el ácaro se prepara para la salida del resto del espermatóforo.

Se adhiere con los lóbulos anales fuertemente al sustrato y eleva su cuerpo hasta que sale el resto del espermátforo (un par de segundos), y posteriormente mueve su cuerpo hacia un lado y se aleja. Esto coincide con lo encontrado por Sterling y Griffiths (1974) en *Aceria sheldoni*.

Los espermátforos se observan en el microscopio estereoscópico como minúsculas gotitas traslúcidas que se encuentran fijadas a una base alargada adherida al sustrato (Fig. 4c y 4d).

Son depositados por el macho en el sustrato generalmente alrededor o cerca de las ninfas hembras quiescentes, concordando con lo encontrado por Olfeld *et al.* (1970) que mencionan que los machos depositan los espermátforos en áreas delimitadas, por la presencia de ninfas hembras.

La distribución de estos en el sustrato presenta un patrón definido ya que se encuentran homogéneamente espaciados alrededor de la ninfa quiescente o en zonas donde hay inmaduros (Fig. 4e y 4f), permitiendo que la hembra, al emerger de la muda, fácilmente encuentre los espermátforos que la rodean asegurando la fertilización. Esto coincide con lo encontrado por Erbe *et al.* (1995) para *A. sheldoni* donde se observa una hembra rodeada por una cerca de espermátforos, en este caso el patrón de distribución es diferente a lo encontrado para *A. tulipae*.

2.3.1.2. Oviposición

La toma del espermátforo se lleva a cabo después de la emergencia de la hembra, esta encuentra los espermátforos que la rodean con las sedas de las patas I.

Una vez que lo detecta se sujeta con los lóbulos anales en una posición arqueada como si se fuera a alimentar coloca la abertura genital sobre la cabezuela, abre la placa genital hacia delante y toma la cápsula, después se observa la cabezuela vacía (Fig. 4a).

Cuando el paquete de esperma esta dentro de su cuerpo, el organismo se mueve hacia un lado y se aleja. No se pudo determinar si la hembra toma más de un paquete. Lo observado concuerda con lo encontrado por Oldfield y Michalska (1996).

Las hembras ovígeras maduran un huevo a la vez y pueden ovipositar uno cada 12 horas aproximadamente, por lo que al hacer preparaciones de las hembras se observa siempre un solo huevo (Fig. 5a). La oviposición se lleva a cabo primeramente a través de la detección del sitio

apropiado por parte de la hembra, éste debe estar turgente, para proveer alimento adecuado cuando la larva emerja.

La hembra detecta esta característica del sustrato mediante las sedas que se encuentran en la placa genital. Se le observa moviéndose activamente buscando el sitio apropiado subiendo y bajando el cuerpo (Fig. 5b). Una vez seleccionado el sitio la hembra se sujeta con los lóbulos anales y coloca la placa genital al ras del sustrato (Fig. 5c).

Entonces comienzan las contracciones del cuerpo al nivel de la placa genital, lo contrae y expande como si fuera un acordeón. Al paso del tiempo se vuelven más constantes las contracciones, 20 por minuto, y cada vez con mayor frecuencia y fuerza.

Al cabo de dos minutos su cuerpo forma un arco entre el sustrato y la placa genital manteniendo los lóbulos anales y las patas pegadas al sustrato mientras sube y baja el cuerpo. Esto sucede en repetidas ocasiones (Fig. 5d), finalmente en esta posición; se abre la placa genital (Fig. 5e) y unos segundos después sale el huevo, el cual viene acompañado por un líquido traslucido (Fig. 5f y 5g).

Al respecto Krantz (1978), reporta que en general los huevos de los ácaros son altamente elásticos y resistentes y vienen acompañados de líquido al momento de la oviposición que sirve como lubricante y evita que se dañe al pasar por la pequeña abertura genital de la hembra.

El huevo sale con fuerza del cuerpo de la hembra debido a las contracciones, una vez fuera, ésta lo mantiene entre sus patas y debajo de su cuerpo y permanece inmóvil por alrededor de cuatro minutos (Fig. 5f y 5g). Al término de este tiempo comienza por mover los apéndices locomotores y se aleja del lugar (Fig. 5h).

El permanecer cerca del huevo posiblemente sea con el fin de protegerlo, esperando a que el corion se endurezca y/o a que el huevo esté totalmente adherido al sustrato antes de abandonarlo, además de descansar después de la ovipostura por el esfuerzo tan grande que se requiere.

Todo el proceso de la oviposición, desde la detección del sustrato hasta el abandono del huevo, tuvo una duración de 35 ± 5 minutos

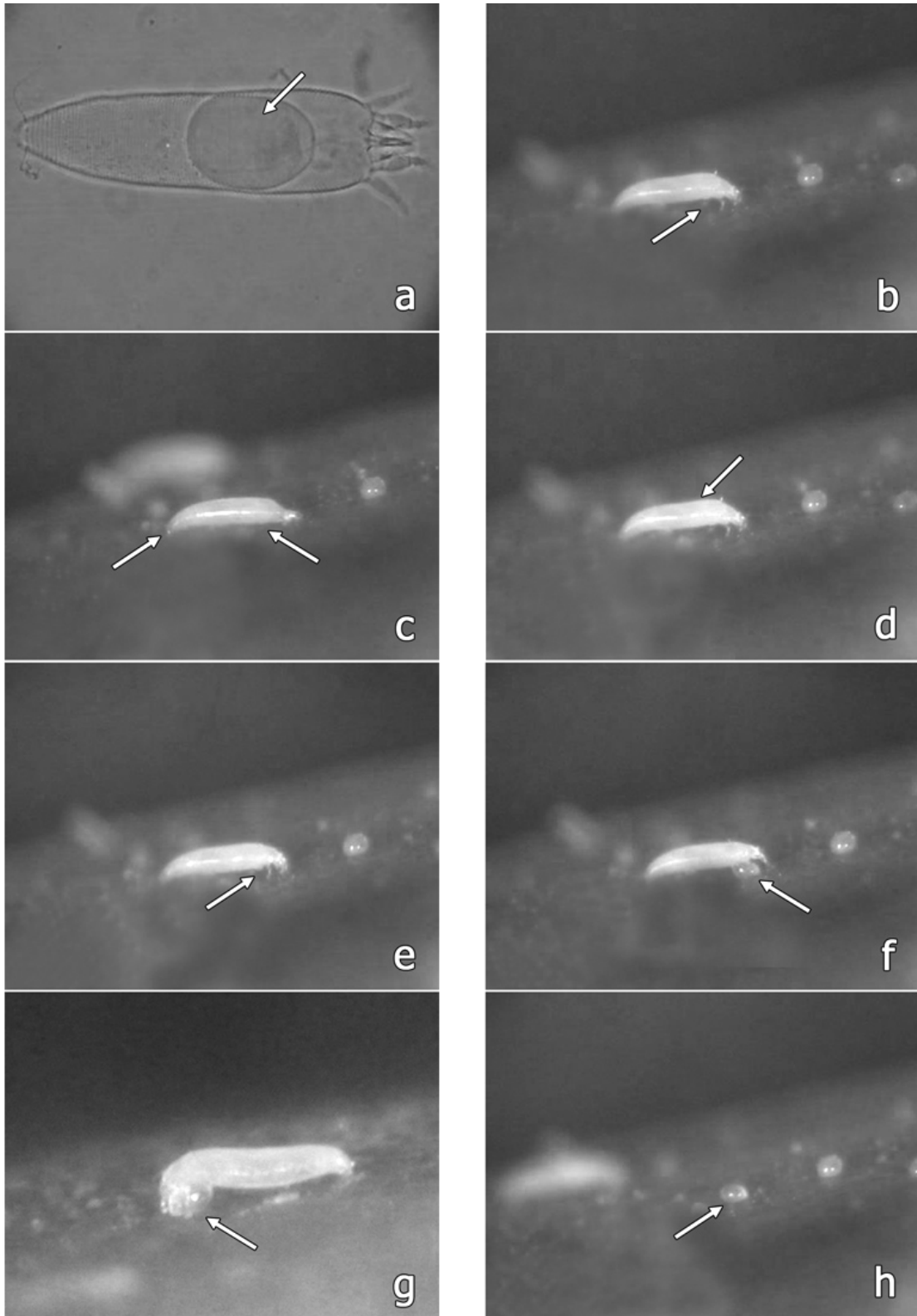


Figura 5. a) Hembra de *Aceria tulipae* en microscopía de contraste de fases, b a h) secuencia de la oviposición de *A. tulipae*.

2.3.1.3. Huevo

Los huevos de los ácaros son de tipo centrolecito, esto quiere decir que el vitelo se encuentra concentrado en el centro del huevo y el citoplasma en la periferia de este, es por ello que los huevos se observan de color ambarino (Evans, 1992).

El huevo de *Aceria tulipae* es inicialmente redondo y hialino, de aproximadamente 60 μm de diámetro.

Es ovipositado generalmente en sitios ocupados recientemente por hembras donde el tejido se encuentre turgente, (Fig. 6a). Los huevos se han observado de forma individual y en algunas ocasiones en grupos de hasta 6, lo cual depende de la aglomeración de la población (Fig. 6e), esto también ha sido observado por Estrada-Venegas y Acuña-Soto (2004).

El periodo de incubación tiene una duración de 4.2 días, a una temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, el desarrollo del huevo se puede observar a través de los cambios que sufre como ovalamiento de su forma y los cambios de color.

En el día 1 del desarrollo no encontramos grandes cambios (Fig. 6b). Al siguiente día se observó la pérdida de la redondez y se enturbia el contenido del huevo (Fig. 6c). Al tercer día el huevo se alarga aún más y se observan algunos cambios en el vitelo por el desarrollo de la larva; el color es más oscuro y el contenido más denso. Al cuarto día el huevo se ve marcadamente ovalado y presenta una coloración ambarina en su interior, entonces la larva se encuentra totalmente desarrollada con el cuerpo completamente doblado en dos, de tal forma que el gnatosoma toca la parte final del opistosoma. (Fig. 6d).

2.3.1.4. Eclosión

Una vez que el desarrollo de la larva dentro del huevo ha concluido, éste se torna ambarino e iridiscente y se perciben movimientos dentro de él. Son contracciones de tensión y relajación, que deforman el corion con la presión del cuerpo de la larva. El ácaro hace presión en el sentido transversal del huevo ya que hace fuerza con la parte dorsal del propodosoma.

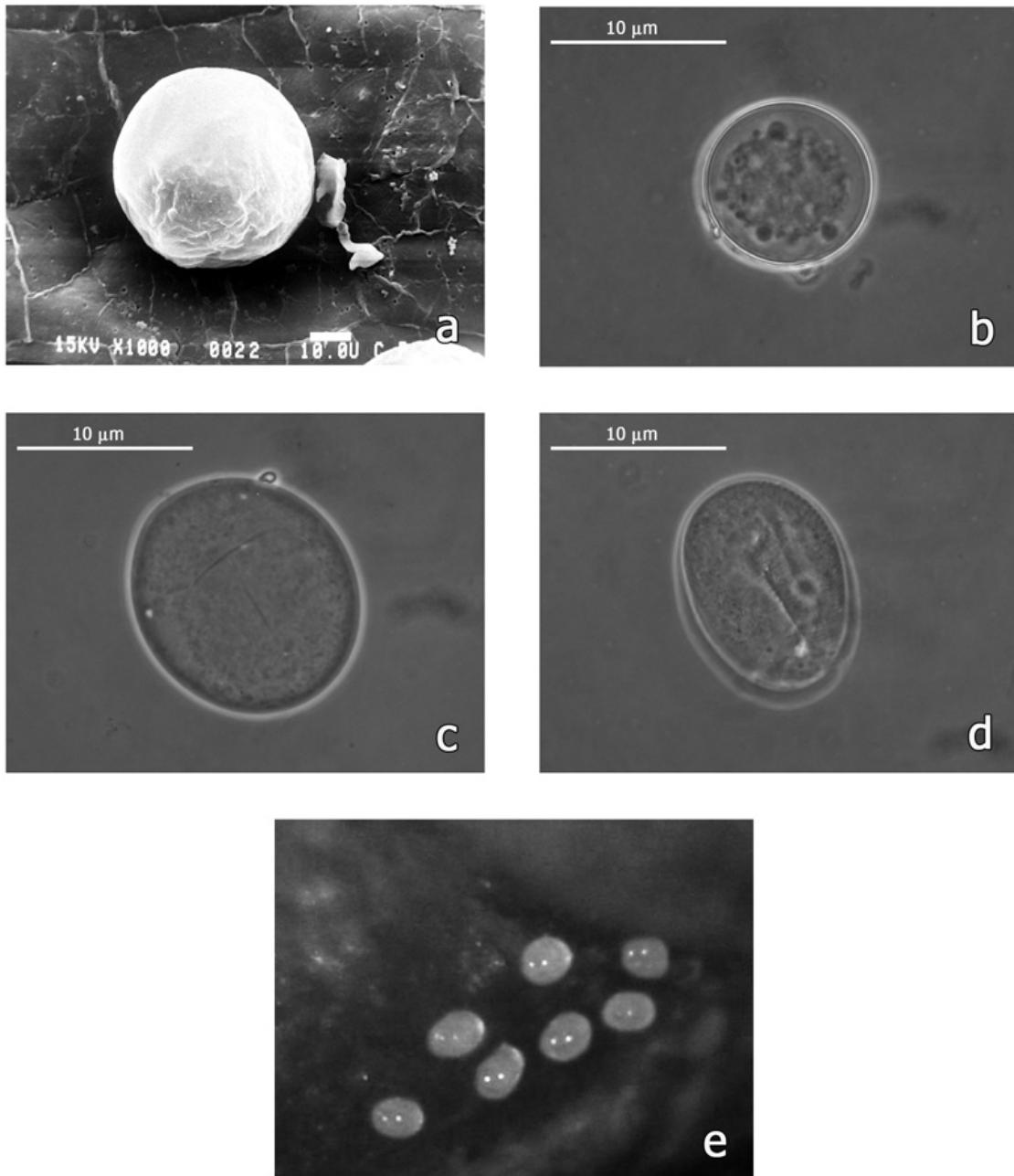


Figura 6. Huevo de *Aceria tulipae*, a) Huevo en microscopía electrónica de barrido, b) huevo recién puesto, c) huevo de dos días , d) huevo de tres días donde se observa la larva dentro, e) Huevos sobre el sustrato.

Krantz (1973) menciona que la larva rompe el corion con ayuda de microtuberculaciones presentes en los cuatro primeros anillos detrás del escudo prodorsal; para ello aplica presión y movimientos con esta estructura. La larva yace generalmente de lado y asume una posición de U, y una vez que se ha roto el corion, sale el gnatosoma y los apéndices locomotores para abriéndose paso (Fig. 7a).

Con movimientos de presión del cuerpo se va empujando y desdoblando el cuerpo poco a poco; una vez que ha salido aproximadamente la primera mitad del cuerpo (Fig. 7b), la larva busca agarrarse del sustrato con las patas y ejercer más fuerza jalando el cuerpo hacia fuera, con lo que logra sacar el resto del cuerpo (Fig. 7c). Durante el proceso la larva toma periodos breves de descanso.

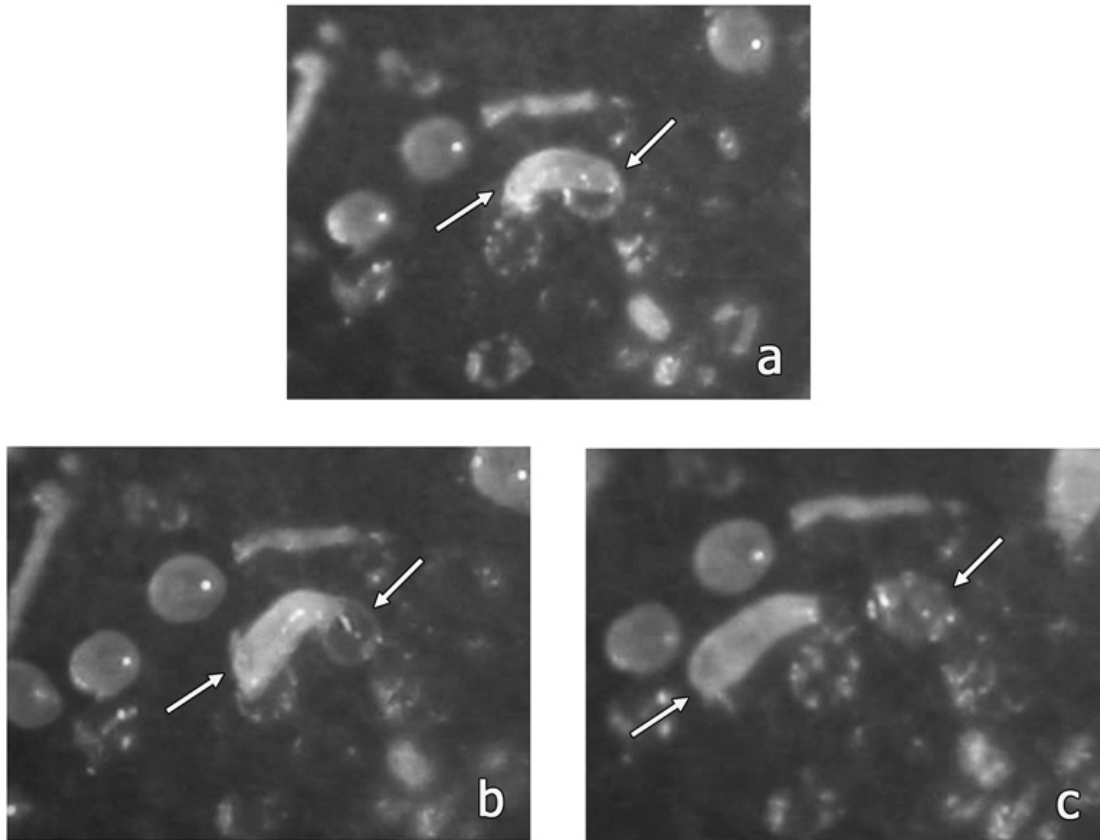


Figura 7. Secuencia de la eclosión de la larva de *Aceria tulipae*.

Una vez que la larva emerge y se encuentra libre, busca alimento inmediatamente, esto quizá porque la larva gasta energía para eclosionar y utiliza todas sus reservas. Permanece en la zona sin desplazarse del sitio por algunos minutos, reconociendo el nuevo medio, explora los alrededores y finalmente se aleja del lugar. Todo el proceso toma 25 ± 2 minutos, desde que se abre el corion hasta que sale totalmente.

2.3.1.5. Quiescencia

Los ácaros al igual que los demás artrópodos lleva a cabo el proceso de muda para poder incrementar su talla a lo largo de su desarrollo. Esta muda va precedida de un proceso de

quiescencia que en los ácaros tiene una duración variable pero puede constituir hasta un tercio del ciclo biológico

El proceso de muda va precedido por la quiescencia, que en los ácaros tiene una duración variable, pero puede constituir hasta un tercio del ciclo biológico (Estrada-Venegas *et al.*, 1999).

Los organismos van perdiendo movilidad conforme su metabolismo va disminuyendo, buscan un sitio y sólo llevan a cabo algunos movimientos cuando son molestados hasta quedar totalmente inmóviles; en general los encontramos solitarios y conforme la población aumenta y el espacio se reduce se encuentran en grupos de tres a cinco organismos con un cierto espaciamiento entre ellos.

Los organismos toman una posición de descanso sobre el sustrato con las patas semiflexionadas hacia el frente y con los lóbulos anales se adhieren al sustrato (Fig. 8a).

Se ha observado que algunos ácaros que pasan muy cerca de las formas quiescentes pueden levantarlos y dejarlos en una posición vertical, sujetos únicamente por los lóbulos anales y en algunos casos es posible que los desprendan y se los lleven pegados a sus cuerpos debido principalmente a la humedad que presentan los ácaros activos (Fig. 8b) .

Los lóbulos anales tienen una función de soporte del cuerpo además de las patas, pero con una doble función, ya que presentan unas glándulas que secretan una sustancia adhesiva que cementa el cuerpo al sustrato.

Esto le da un mayor soporte al cuerpo del organismo pudiéndose elevar totalmente sobre esta región final del opistosoma para diversas funciones, incluyendo de la quiescencia, como se verá más adelante.

Se designa como ninfocrisálida a la fase quiescente entre la larva y la ninfa, e imagocrisálida a la fase correspondiente entre la ninfa y el adulto (Lindquist, 1996).

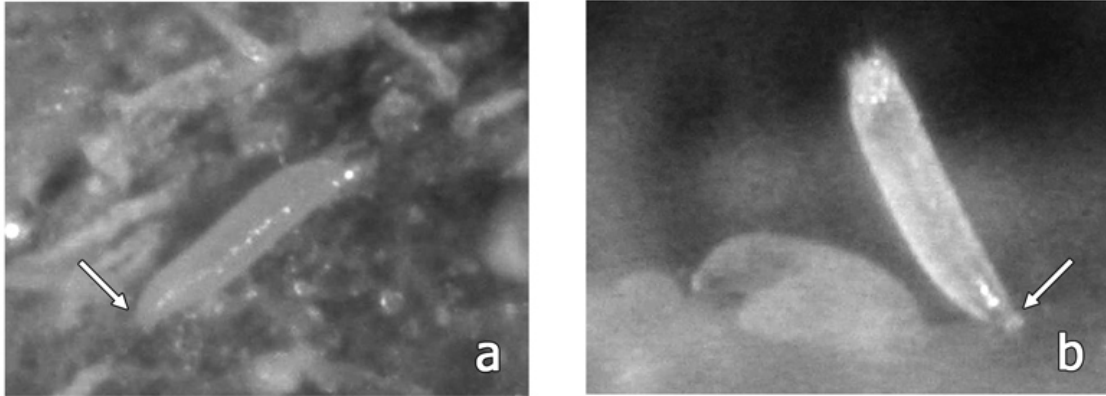


Figura 8. Quiescencia en *Aceria tulipae*, a) ninfa quiescente en reposo sobre el sustrato, b) ninfa quiescente levantada adherida al sustrato de los lóbulos anales.

2.3.1.6. Muda

Este proceso se inicia a los 1.5 días de la quiescencia y se denota por un cambio en el cuerpo del organismos quiescente. La cutícula se observa estirada y de color iridiscente; esto marca el inicio del proceso de la muda.

Comienzan entonces los movimientos del cuerpo para liberarse de la vieja cutícula, el cuerpo se tensa y se genera presión dentro del cuerpo que provoca que el organismo se eleve (Fig. 9a), se observan movimientos circulares sobre el eje de los lóbulos anales que están sujetos al sustrato y se nota cómo el cuerpo se retrae y se expande (contracciones) (Fig. 9b).

Aproximadamente 10 minutos después se observa el rompimiento de la cutícula a lo largo de una línea que se encuentra en la parte anterior de la base del escudo dorsal separándose del gnatosoma y las coxas. (Fig. 9b, 9c, 10a).

Una vez que la cutícula se ha abierto, el organismo empuja el cuerpo hacia fuera con repetidas contracciones que le ayudan a salir. Cuando ha liberado tres cuartas partes de su cuerpo, se flexiona (Fig. 9c) hasta tocar el sustrato (Fig. 9d).

Después, con ayuda de las patas jala el cuerpo para quitarse el resto de la cutícula vieja, liberándose totalmente, la cual queda adherida en el sustrato a través de los lóbulos anales (Fig. 9e, 9f). Le toma alrededor de 15 ± 5 minutos la última etapa de la muda hasta salir totalmente, esto

concuerta con lo observado por Caballero (1989) para *Aceria guerreronis*. Una vez finalizada la muda el organismo se aleja del lugar.

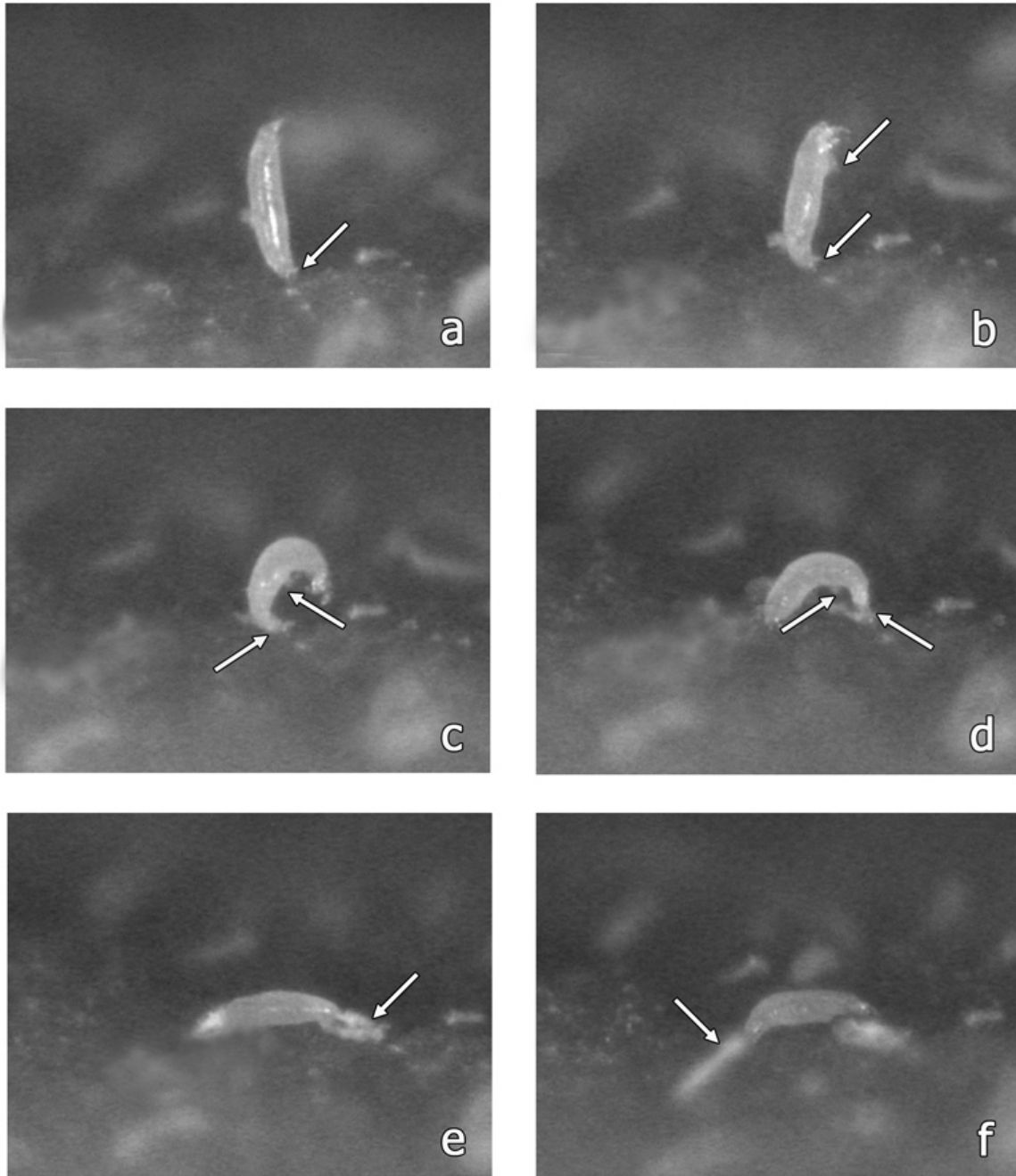


Figura 9. Secuencia de la muda de *A. tulipae*.

.En las Figuras 10b, 10c y 10d, se puede observar la exuvia vacía y las zonas de rompimiento, así como la base del gnatosoma y las patas.

A este tipo de muda se le denomina como “proterodehiscencia” ya que la cutícula se rompe por la parte anterior del cuerpo (Evans, 1992, Krantz, 1978).

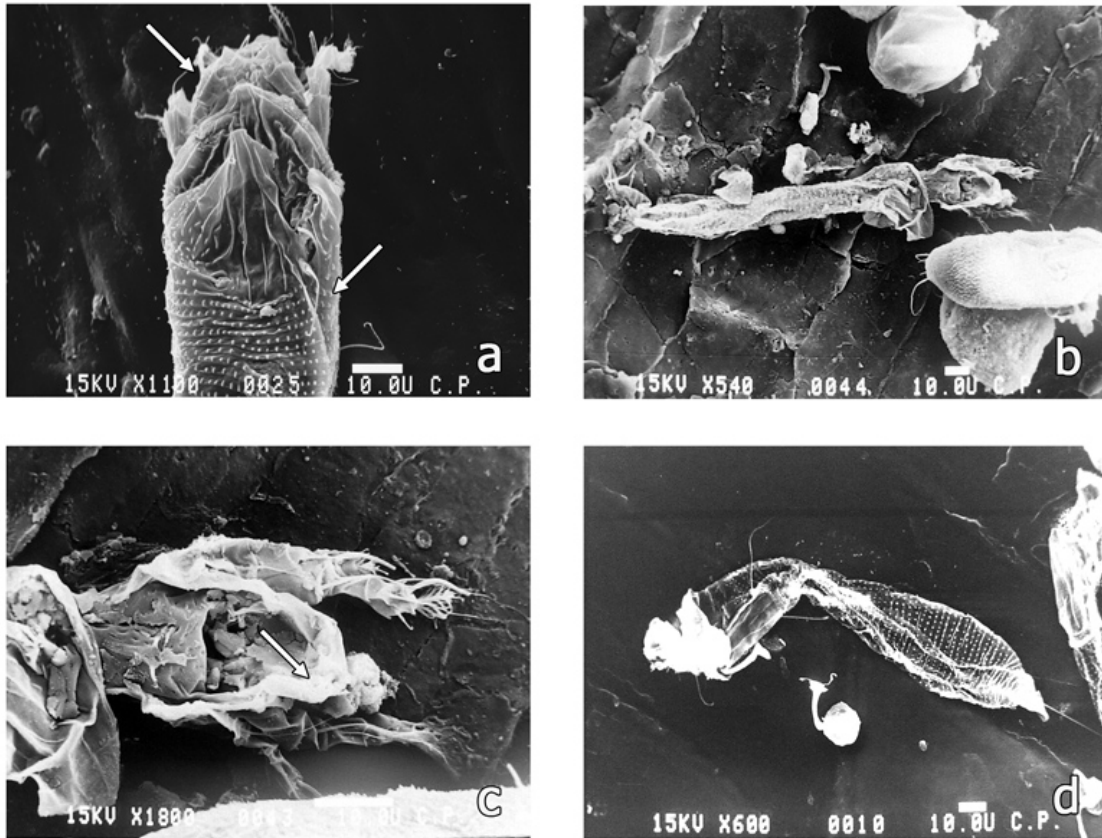


Figura 10. Muda de *Aceria tulipae* en MEB, a) adulto emergiendo b) muda en el sustrato, c) línea de dehiscencia, d) Exuvia de la ninfa.

2.3.1.7. Alimentación

Los ácaros, debido a su talla pequeña y a lo diminuto de sus quelíceros se alimentan del citoplasma de las células superficiales del tejido vegetal en donde se desarrollan, se mueven activamente sobre el tejido buscando el sitio adecuado para alimentarse.

Se ha encontrado que la turgencia del tejido es un aspecto importante, ya que estos organismos dependen únicamente de la presión contenida en la célula para tomar su alimento, ya que al perforar la célula el contenido del citoplasma sube por capilaridad a través de los estiletes (Westphal y Manson, 1996). Whitmoyer *et al.* (1972) no observaron glándulas salivales en esta

especie, por lo que se considera que no inyectan saliva como se cita para la mayoría de los eriófidos.

Una vez que localiza el sitio adecuado se fija con los lóbulos anales y arquea su cuerpo de tal forma que sus quelíceros estiletiformes se encuentren perpendiculares al sustrato para que puedan ser insertados (Fig. 11a); se sostiene en esta forma durante la toma de los líquidos.

Este proceso tarda entre 3 y 4 minutos; al término de este tiempo sacan los quelíceros y aún sujetos por los lóbulos anales se mueven ligeramente y vuelven a clavar los estiletes en otro lugar; esto se repite entre tres y cuatro veces. Una vez realizado esto, se sueltan totalmente y se alejan del sitio. Esto coincide con lo observado por Krantz, (1978).

Existe otra estrategia de alimentación en la especie que se lleva a cabo en organismos aparentemente inmóviles sobre el sustrato en posición de reposo, los cuales parecieran estar descansando. Sin embargo, se observa movimiento en los apéndices locomotores, que no se encuentran hacia delante sino que están flexionados de tal forma que sostienen el cuerpo y los estiletes clavados en el tejido, incluso se sueltan de los lóbulos anales y levantan el cuerpo casi 45° (Fig. 11b y 11c), tal vez para hacer presión sobre la célula así y poder absorber los líquidos contenidos en esta.

Esto se observó en poblaciones elevadas donde había pérdida de turgencia del tejido. El alimentarse les llevaba entre 4 y 5 minutos; una vez terminado bajan el cuerpo y posteriormente con un movimiento del gnatosoma sacan los estiletes y camina un poco para volver a alimentarse de la misma manera.

En fotografías de microscopio electrónico de barrido pueden observarse en el tejido las punciones ocasionadas por los ácaros al alimentarse. Se ven una serie de agujeros muy característicos, los cuales son el daño hecho a la epidermis de la célula, y el patrón de distribución de los mismos en el tejido (Fig. 11d). Estas dos formas de alimentación se presentan en todos los estadios de desarrollo.

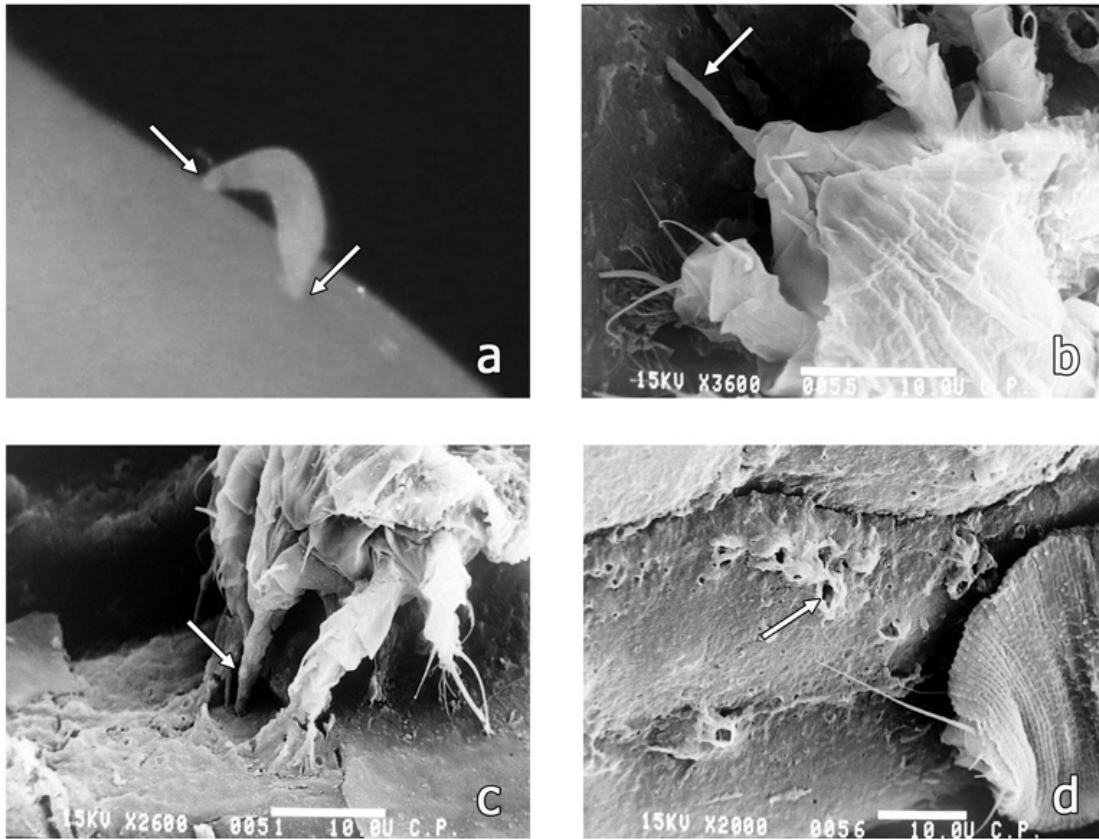


Figura 11. Alimentación de *Aceria tulipae*, a) Forma en que alimenta, b) Detalle de los estiletos, c). Forma alternativa de alimentarse, d) Daños causados al tejido por la alimentación.

2.3.1.8. Desplazamiento

Las hembras grávidas son las que inician la colonización de los bulbos, son bastante activas y pueden desplazarse caminando por toda la superficie de los mismos a pesar de su diminuto tamaño.

Cuando las poblaciones son altas y los daños generalizados en los bulbillos, se observa que los ácaros se mueven a las capas externas hasta alcanzar la parte externa del bulbo y poblar los otros que están en contacto pasando de uno a otro sucesivamente. Una vez que se encuentran en otra cabeza de ajo penetran las capas hasta alcanzar los tejidos de los dientes (Fig. 12a y 12b), de los cuales se alimentan.

Por su talla pequeña aprovechan hendiduras o separación entre las capas que cubren la parte basal de los dientes pasando fácilmente entre ellas, estas observaciones concuerdan con lo descrito por Estrada-Venegas y Acuña-Soto (2004). Debido a los daños, durante la alimentación los tejidos se

van deshidratando y la población comienza a migrar hacia la parte alta de los bulbillos a nuevos sitios de alimentación, hasta que se cubre todo el diente y se realiza nuevamente la dispersión.

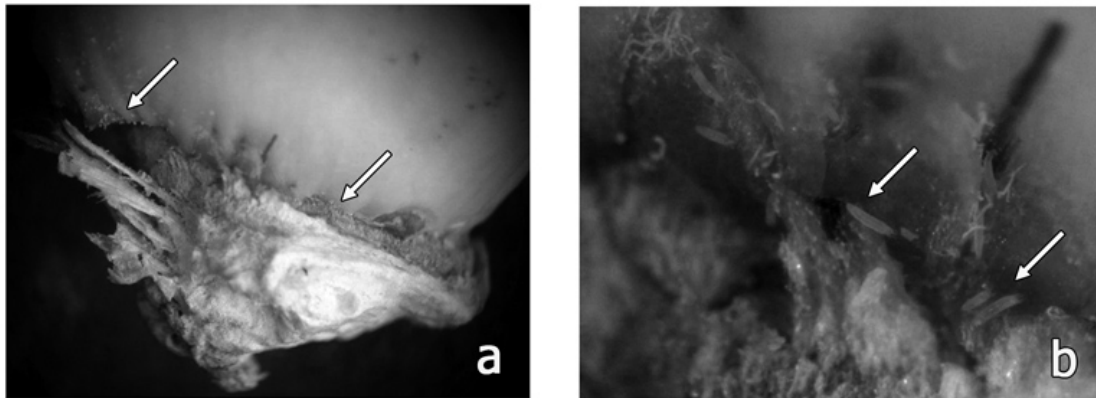


Figura 12. Desplazamiento de *Aceria tulipae* sobre los bulbillos de ajo.

Al momento de desplazarse los ácaros no siguen una línea recta definida, sino que van haciendo ondulaciones debido a las irregularidades del sustrato y a efectos de la población (mudas, espermátóforos, huevos, quiescentes, etc.).

Al caminar los organismos elevan la parte media de su cuerpo evitando que este se arrastre; únicamente los lóbulos anales y las patas tocan el suelo, lo que le permite mayor movilidad

2.3.1.9. Dispersión

Cuando la pérdida de alimento es generalizada, los ácaros deben desplazarse para buscar nuevas fuentes de alimento, por lo que utilizan al viento, que los puede llevar fácilmente de un lado al otro de la bodega, donde aprovechan las corrientes de aire o el movimiento de los cajones contenedores de ajo para su dispersión.

Estos organismos se preparan activamente para dispersarse, buscando las partes altas y externas de los bulbos donde se encuentran expuestos a las corrientes de aire; una vez ahí elevan totalmente sus cuerpos sosteniéndose con los lóbulos anales (Fig. 13b y 13c).

Los ácaros que han alcanzado estos puntos presentan este comportamiento de dispersión y las que más activamente presentan este comportamiento son las hembras grávidas. Cuando encontramos

números elevados de organismos intentando dispersarse, estos pueden formar pirámides escalándose unos sobre otros, intentando llegar a una parte aún más elevada que les permita alcanzar corrientes de aire más fácilmente (Fig. 13a).

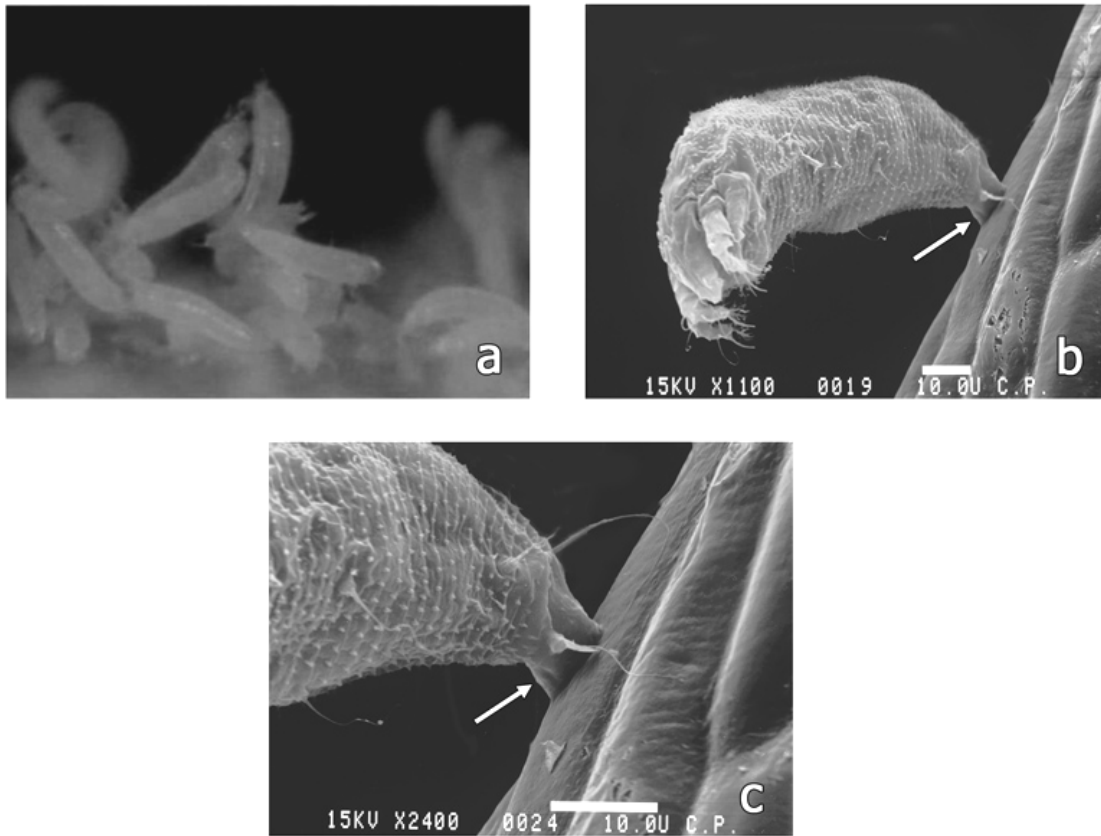


Figura 13. Dispersión de *Aceria tulipae*, a) Dispersión en grupo, b) Larva sujeta de los lóbulos anales, c) detalle de los lóbulos anales.

2.3.2.1. Lóbulos anales

Esta estructura se encuentra en la parte posterior del cuerpo de los eriófidos: generalmente pasa desapercibida, pero como se describió anteriormente está involucrada en muchos de los procesos biológicos y de comportamiento de esta especie.

Esta zona del cuerpo es llamada lóbulos anales Keifer, (1975), ya que al ser observada a través del microscopio de luz se ve como si fueran tres lóbulos, aunque un análisis más detallado al microscopio electrónico evidencia que su forma es de una membrana eversible que el ácaro retrae o expande a voluntad, y aunque aún no se detalle su funcionamiento exacto, ésta debería de ser

llamada ventosa anal, precisamente porque su función es la de sujetar el cuerpo del ácaro, (Fig. 14a, 14b).

Es una estructura compuesta, constituida de una zona membranosa que da la sujeción y soporte al cuerpo del organismo y una estructura más pequeña y rígida en forma de triángulo isósceles que se encuentra localizada en la base de la membrana en la región ventral (Fig. 14c, 14d), Whitmoyer *et al.* (1972) mencionan que su función es la de proteger el ano y contener glándulas que secretan un tipo de adhesivo.

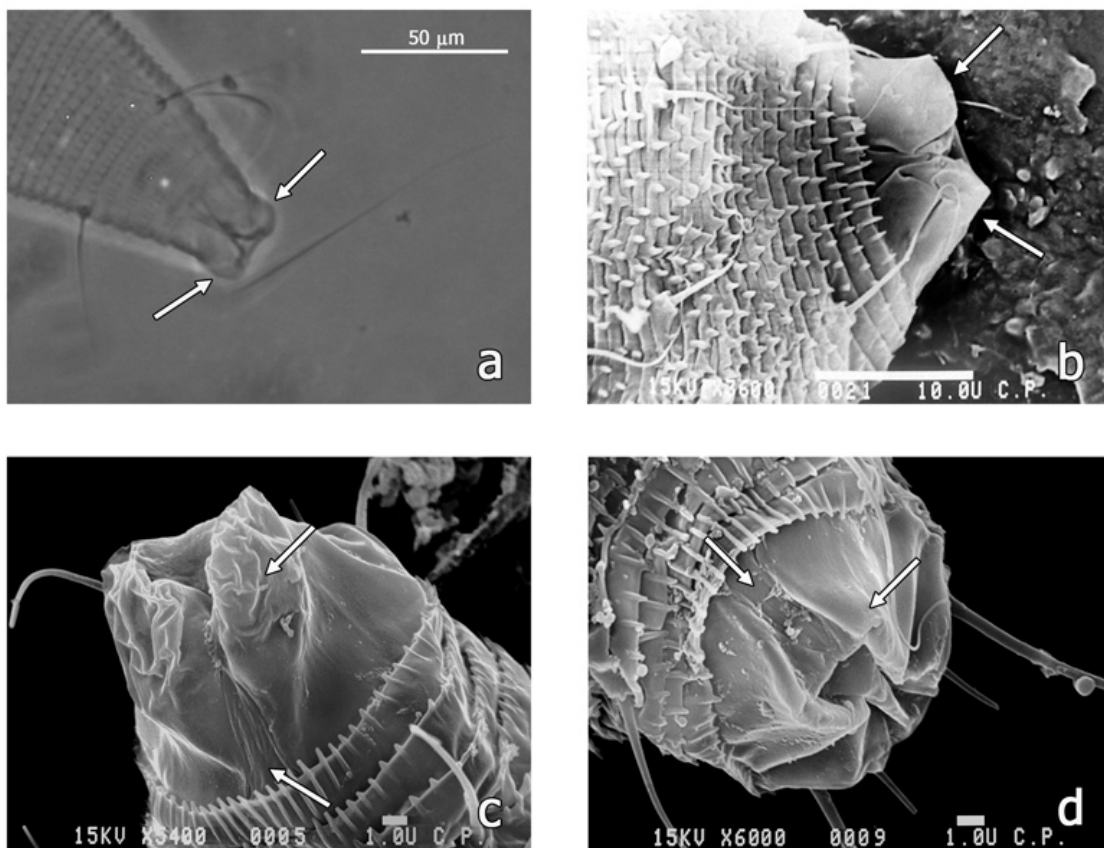


Figura 14. Lóbulos anales de *Aceria tulipae*, a), Vistos en MCF, b) Vistos en MEB, c, d) Elementos de los lóbulos anales.

Basándonos en nuestras observaciones, consideramos que la sujeción a través de esta estructura implica algo más que un simple vacío provocado por el organismo, ya que los ácaros quiescentes se encuentran fuertemente adheridos al sustrato y se encuentran totalmente relajados.

También se encontró que los organismos activos que se encuentran sujetos al sustrato deben jalar fuertemente con un movimiento brusco para desprender la ventosa anal de la superficie de adhesión. No se descarta que la adhesión se lleve a cabo por vacío además de la presencia de algún tipo de adhesivo.

Baker *et al.* (1987) observaron este comportamiento y mencionan que debido al vacío únicamente los organismos jalar el cuerpo para desprenderse del sustrato, aunque aun no existe un trabajo donde se determine de manera precisa la forma en que funciona esta estructura tan importante.

2.4. Conclusiones.

- La importancia económica de este ácaro está dada por su capacidad de atacar bulbos de ajo en almacén. El estudio detallado acerca de su biología y comportamiento permitió conocer aspectos importantes como son: estrategias de supervivencia, ciclo biológico, para así poder entender cómo se desarrolla la especie y los patrones de comportamiento que se presentan durante el tiempo que permanece dentro de los bulbos almacenados.

- Se obtuvo que el ciclo biológico de la especie desde huevo hasta adulto tuvo una duración 12.8 ± 0.58 días, con un mínimo de 8 y un máximo de 11 días a temperatura de 25 ± 2 °C.

- La técnica propuesta para confinar a los ácaros, resulto ser eficaz para la obtención del ciclo biológico, aunque tiene la desventaja de requerir plantas jóvenes, el cambio de alimento y el manejo de los ácaros.

- El método de cría propuesto permitió obtener poblaciones elevadas en poco tiempo para poder realizar las observaciones de comportamiento.

- Se detallaron las observaciones de oviposición, alimentación, desplazamiento, muda, quiescencia, las cuales son parte importante en el comportamiento de esta especie.

- Se pudo determinar que los lóbulos anales (ventosa anal) juega un papel importante en la biología y comportamiento de *Aceria tulipae* sobre los bulbillos y plantas de ajo.

- Este trabajo es el primero en México, donde se detallan aspectos de biología y comportamiento; así como el estudio del ciclo biológico de *A. tulipae*.

2.5. Literatura citada.

- Acuña-Soto, J. A. y E. G. Estrada-Venegas. 2005. Observaciones sobre la biología y comportamiento de *Aceria tulipae* (ACARI: ERIOPHYIDAE), en condiciones de laboratorio, en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) destinados para siembra. **En:** Morales, M. A., Estrada, M. A., González, I. M., y S. C. Stanford (Eds.). Entomología Mexicana. Vol. 4. Sociedad Mexicana de Entomología. Pp 39-43.
- Almaguel, R. R. Pérez, I. Cáseres, E. Feito y G. Sánchez. 1986. Método de cría y ciclo biológico de *Aceria tulipae* en ajo (*Allium sativum*). **Cien., y Tec., Agric. Prot. de Plan.** 9(2): 51-58.
- Amrine, J. W., and T. A. Stasny. 1994. **Catalog of the Eriophyidea (Acarina: Prostigmata) of the World.** Indira Publishing House, West Bloomfield, Michigan. 349 pp.
- Baker, G. T., Chandrapatya, A., and Nesbit, H. H. J. 1987. Morphology of several types of cuticular suckers on mites (Arachnida, Acarina). **Spixiana.** 10:131-137.
- Caballero, S. M. 1989. Morfología externa del ácaro de la roña del cocotero. *Aceria guerreronis* (Prostigmata: Eriophyidae). **Tesis Profesional.** Departamento de Entomología. Escuela Superior de Agricultura "Hermanos Escobar" México. 90 pp.
- Connin, R. V. 1956. The host Range of the Wheat Curl Mite, Vector of Wheat Streak-Mosaic. **J. Econ. Entomol.** 49(1): 1-4.
- Courtin, L., Fauvel, G., and F. Leclant. 2000. Temperature and relative humidity effects on egg and nymphal development of *Aceria tulipae* (K.) (Acari: Eriophyidae) on garlic leaves (*Allium sativum* L.) **Ann. Appl. Biol.** 137(3): 207-211.
- Del Rosario, M. S. and Sill, S. H. 1958. A method of large colonies of an eriophyd mite, *Aceria tulipae* K., in pure culture from single eggs or adults. **J. Econ. Entomol.** 51(3): 303-306.
- Del Rosario, M. S. and Sill, S. H. 1964. Additional biological and ecological characteristics of *Aceria tulipae* (Acarina-Eriophyidae). **J. Econ. Entomol.** 57(6): 893-896.
- Del Rosario, M. S. and Sill, H. W. 1965. Physiological strains of *Aceria tulipae* and their relationships to the transmission of Wheat Streak Mosaic Virus. **Phytopathology.** 55: 1168-1175.
- Estrada-Venegas, E. G., R. A. Norton, A. Eqihua-Martínez, J. N. Romero, J. S. Trinidad, y H. H. González. 1999. Biología y Nueva Sinonimia de *Archezogetes longisetosus* Aoki, (Acari-Oribatida) de la Mancha Veracruz, México. **Fol. Entomol. Mex.** 107: 41-50.

- Estrada-Venegas y Acuña-Soto. 2004. Daños provocados por *Aceria tulipae* (ACARI: ERIOPHYIDAE) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) destinados para siembra en el estado de Guanajuato, México. **En:** Moreno, M. A., González, I. M, Rivera, G. A., y S. C. Stanford (Eds.). Entomología Mexicana. Vol. 3. Sociedad Mexicana de Entomología. pp 96-100.
- Erbe, E., Pooley, C., and C. Murphy. 1995. Plant Sciences Institute. Beltsville. http://emv.arsuda.gov/color_stereo_mites/default.html. Electron Microscopy Unit Page. Pagina electrónica. Consultada 23 de Julio de 2007.
- Evans, G. O. 1992. **Principles of Acarology**. C.A.B. International University Press, Cambridge. 563 pp.
- Gibson, W. W. 1957. Biological and ecological studies on the whe curls mite. *Aceria tulipae* Keifer wheat in Kansas. **State Coll. Manhattan Dis. Abst.** 17(1): 697-698.
- Hall, Jr. C. C. 1997. A look Eriophyid life cycles (Acarina: Prostigmata). **Ann. Ent. Soc. Amm.** 60(1): 91-94.
- Hoffmann A. y G. López-Campos, 2000. *Biodiversidad de Ácaros de México*. UNAM- CONABIO
- Keifer, H. H. 1938. Eryophid studies. **Bull. Depart. of Agric.** State of California. 27(2):181-206.
- Keifer, H. H. 1969. Eriophyid Studies C-3. **ARS-USDA.** 1-24.
- Keifer, H. H. 1975. Eriophyoidea Nalepa. **In:** L. R. Jeppson, H. H. Keifer and E. W. Baker. Mites injurious to economic plants. University of California Press. Berkeley, California. USA. Pp. 327-396
- Krantz, G. W. 1973. Observations on the morphology and behavior of the filbert rust mite, *Aculus comatus* (Prostigmata:Eriophyoidea) in Oregon. **Ann. Ent. Soc. Amm.** 66(4): 709-717.
- Krantz, G. W. 1978. **A manual of Acarology**. OSU Bookstore. Corvallis, Oregon. 509 pp.
- Lange, H. W. Jr. 1955. *Aceria tulipae* (K.) Damaging Garlic in California. **J. Econ. Entomol.** 48(5): 612-613.
- Lindquist, E. E. 1996. External anatomy and systematic: External anatomy and notation on structures. **In:** E. E. Lindquist, M. W. Sabelis and J. Bruin (Ed.), Eriophyoid mites- Their biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publ., Amsterdam. The Netherlands, pp 3-32.
- Magurran, A. E. 1989. **Diversidad ecológica y su medición**. Ediciones Vedra. España. 200 pp.
- Nault, R. L. and E. W. Styer. 1969. The dispersal of *Aceria tulipae* K. and three other grass-infesting eriophyid mites in Ohio. **Ann. Ent. Soc. Amm.** 62(6): 1446-1455.

- Navia, D., Troul, G., Mendoca, S. R., and Sagadin, M. 2006. *Aceria tosichella* Keifer (ACARI: ERIOPHYIDAE) from wheat streak mosaic virus-infected wheat plants in Argentina. **Internat. J. Acarol.** 32(2): 189-193.
- Navarro, G. S. y González, E. M. L. 1998. **Acarofauna asociada a vegetales de importancia agrícola y económica en México.** División de ciencias biológicas y de la salud. Departamento de producción agrícola y animal. UAM. Unidad Xochimilco.
- Olfield, G. N. Hozba, R. F., and N. S. Wilson. 1970. Discovery and characterization of spermatophores in the eriophyidae (Acari). **Ann. Ent. Soc. Amm.** 63(2): 520-526.
- Olfield, G. N., and K. Michalska. 1996. Spermatophore deposition, mating behavior and population mating structure. **In:** E. E. Lindquist, M. V. Sabelis and J. Bruin (Editors). Eriophyds Mites-Their Biology, Natural Enemies and Control. Elsevier Science Publ. Amsterdam, The Netherlands, pp. 185-198.
- Slykhus, J. T. 1953. The relation of *Aceria tulipa* (K.) to streak mosaic and other chlorotic symptoms of wheat. **Phytopathology.** 43: 484-485.
- Slykhus, J. T. 1955. *Aceria tulipae* in relation to the spread of wheat streak mosaic. **Phytopathology.** 45: 116-128
- Shevtchenko, V. G., De-Millo, A. P., Razvyazkina, G. M., and E. A. Kapkova. 1970. Taxonomic separation of similar species of eriophyd mites, *Aceria tulipae* Keif. And *A. tritici* sp. n. (Acarina, Eriophyoidea) – Vectors of the viruses of onions and wheat. **Zool. Zhur.** Moscow. 49(2): 224-235.
- Sterling, M., and Griffiths, D. A. 1974. The emission and form of spermatophores and the fine structure of adult *Eriopyies sheldoni* Ewing (Acarina: Eriophyidae). **Bull. Entomol. Res.** 63: 561-565.
- Westphal, E., and D. C. Manson. 1996. Feeding effects on host plants: Galls formation and other distortions. **In:** E. E. Lindquist, M. V. Sabelis and J. Bruin (Editors). Eriophyds Mites-Their Biology, Natural Enemies and Control. Elsevier Science Publ. Amsterdam, The Netherlands, pp. 231-242.
- Whitmoyer, R. E., Nault, L. R. and O. E. Bradfute. 1972. Fine structure of *Aceria tulipae* (Acarina: Eriophyidae). **Ann. Ent. Soc. Amm.** 65(1): 201-215.

CONCLUSIONES GENERALES

1. Conclusiones

La principal contribución de este trabajo es dar a conocer la morfología externa, el ciclo biológico y el comportamiento de *Aceria tulipae* K., colectado en bulbos de ajo en el Estado de Guanajuato, así como la importancia que tiene el conocer cómo se desarrollan las especies dentro de sus ecosistemas para así poder desarrollar métodos de control efectivo para una reducción de la población de ácaros.

- La especie encontrada en los bulbos de ajo en Guanajuato correspondió a *A. tulipae*.
- Las características morfológicas concuerdan con la descripción original.
- La característica más notable de la larva son los anillos predorsales.
- La ninfa presenta características que se asemejan más a los adultos.
- Tanto la larva como la ninfa presentan una reducción en las patas y el número de rayos en los empodios.
- No se observó en esta especie el fenómeno de deuteroquina.
- El tiempo para una generación fue de 12.8 ± 0.58 días, con un mínimo de 8 y un máximo de 11 días a temperatura de 25 ± 2 °C.
- La técnica para confinar a la especie resultó ser eficiente a pesar de sus inconvenientes.
- El método de cría en bolsas de papel arrojó excelentes resultados.
- Se observaron los eventos biológicos de oviposición, alimentación, desplazamiento, muda y quiescencia.
- La ventosa anal es una estructura importante para el ácaro.
- Es el primer trabajo en México donde se detallan aspectos de morfología y morfometría así como biología y comportamiento.

A N E X O I

LITERATURA CON REFERENCIA A LA ESPECIE
Aceria tulipae, PERO QUE ACTUALMENTE SE LE
CONSIDERA OTRA ESPECIE (*Aceria tosichella*).

- Andrews, E. J., and T. J. Slykhuis. 1956. Reaction of winter wheat varieties and Triticum x Agropyron hybrids when inoculated with streak mosaic virus by the mite vector *Aceria tulipae* K. **Plant Dis. Rept.** 40(6): 513-516.
- Connin, R. V. 1956. The Host Range of the Wheat Curl Mite, Vector of Wheat Streak-Mosaic. **J. Econ. Entomol.** 49(1):1-4.
- Conner, R. L., Thomas, J. B., and E. D. P. Whelan. 1991. Comparison of mite resistance for control of wheat streak mosaic. **Crop Sci.** 31: 315-318.
- Del Rosario, M. S. and Sill, H. W. 1958. A method of rearing colonies of an Eriophyd mite, *Aceria tulipae* (Keifer), in pure culture from single eggs or adults. **J. Econ. Entomol.** 51(3): 303-306.
- Del Rosario, M. S. and Sill, H. W. 1964 Additional biological and ecological characteristics of *Aceria tulipe* (Acarina:Eriophyidae). **J. Econ. Entomol.** 57(6):893-896.
- Del Rosario, M. S. and Sill, H. W. 1965. Physiological strains of *Aceria tulipae* and their relationships to the transmission of Wheat Streak Mosaic Virus. **Phytopathology.** 55: 1168-1175.
- Harvey, L. T., and R. W. Livers. 1975. Resistance to wheat curl mite, *Aceria tulipae* Keifer, in rye and wheat-rye addition lines. **Environ. Entomol.** 4(3): 523-526.
- Harvey, T. L. Martin, T. J., and Thompson, C. A. 1979. Controlling wheat curl mite and wheat streak mosaic virus with systemic insecticide. **J. Econ. Entomol.** 72: 854-855.
- Harvey, T. L., and Martin, T. J. 1980. Effects of wheat pubescence on infestations of wheat curl mite and incidence of wheat streak mosaic. **J. Econ. Entomol.** 73: 225-227.
- Harvey, L. T. and T. J. Martin. 1988. Sticky-Tape Method to measure cultivar effect on wheat curl mite (Acari:Eriophyidae) populations in wheat spikes. **J. Econ. Entomol.** 81(2):731-734.
- Harvey, T. L. Martin, T. J., and Seifer, D. L. 1990. Wheat curl mite and wheat streak mosaic in moderate trichome density wheat cultivars. **Crop Sci.** 30: 534-536.
- Harvey, T. L., and Seifers, D. L. 1991. Transmissions of the wheat streak mosaic virus to sorghum by the wheat curl mite (Acari:Eriophyidae). **J. Kansas Entomol. Soc.** 64: 18-24.
- Kantack, E. J., and H. Knustson. 1958. Chemical control studies of the wheat curl mite. **J. Econ. Entomol.** 51: 68-72.
- Li, H. J., Cooner, R. L., Chen, Q., Jia, X., Li, H., Graf, R. J., Laroche, A., and A. D. Kuzyk. 2002. Different reactions to the wheat curl mite and Wheat streak mosaic virus in various wheat-*Haynaldia villosa* 6V and 6VS lines. **Plant Dis.** 84: 423-428.

- McKinney, H. H., Brakke, M. K., Ball, E. M., and R. Staples. 1966. Wheat streak mosaic virus in the Ohio Valley. **Plant Dis. Rep.** 50: 951-953.
- Mahmood, T., Hein, G. L., and R. C. French. 1997. Development of serological procedures for rapid and reliable detection of wheat streak mosaic virus in a single wheat curl mite. **Plant Dis.** 81: 250-253.
- Martin, T. J., Harvey, and R. W. Livers. 1976. Resistance to wheat streak mosaic virus its vector *Aceria tulipae*. **Phytopathology.** 66: 346-349.
- Martin, T. J., Harvey, T. L. Bender, C. G., and Seifers, D. L. 1979. Control of wheat streak mosaic virus with vector resistance in wheat. **Phytopathology.** 74: 963-964.
- Martin, T. J., Harvey, T. L., Bender, C. G., Seifer, D. L., and J. H. Hatchet. 1983. Wheat curls mite resistant wheat germplasm. **Crop. Sci.** 23: 809.
- McMullen, P. M. 2002. **Wheat Streak Mosaic.** NDSU Extension Service North Dakota State University.
- Nault, R. L., and M. L. Briones. 1968. Reaction of corn to the feeding of the wheat curl mite. **J. Econ. Entomol.** 61(1): 31-32.
- Nault, R. L. and E. W. Styer. 1969. The dispersal of *Aceria tulipae* K. and three other grass-infesting eriophyd mites in Ohio. **Ann. Ent. Soc. Amm.** 62(6): 1446-1455.
- Nault, L. R., and W. E. Styer. 1969. An *Aceria tulipae*-Borne disease agent producing a virus-like disease of Gramineae. **Phytopathology.** 59: 1042.
- Nault, R. L. and E. W. Styer. 1970. Transmission of an eriophyd-borne wheat pathogen by *Aceria tulipa*. **Phytopathology.** 60: 1616-1618.
- Nault, R. L., Styer, W. E., Gordon, D. T., Bradfute, O. E., LaFever, H. N, and L. E. Williams. 1970. An eriophyd-borne pathogen from Ohio, and its relation to wheat spot mosaic virus. **Plant Dis. Repr.** 54(2): 156-160.
- Orlob, G. B. 1966. Epidemiology of wheat streak mosaic in South Dakota 1962-1966. Host range studies. **Plant Dis. Rep.** 50: 819-821.
- Pady, S. M. 1955. The occurrence of the vector of wheat streak mosaic, *Aceria tulipae* on slides exposed in the air. **Plant Dis. Rep.** 39: 296-297.
- Slykhus, J. T. 1953. The relation of *Aceria tulipa* (K.) to streak mosaic and other chlorotic symptoms of wheat. **Phytopathology.** 43: 484-485.
- Slykhus, J. T. 1955. *Aceria tulipae* in relation to the spread of wheat streak mosaic. **Phytopathology.** 45: 116-128.

- Slykhus, J. T. 1956. Wheat spot mosaic caused by mite-transmitted virus associated with wheat streak mosaic. **Phytopathology**. 46: 682-687.
- Somsen, H. W. 1966. Development of a migratory form of the wheat curl mite. **J. Econ. Entomol.** 59: 1283-1284.
- Somsen, H. W., and W. H. Sill. 1970. The wheat curl mite, *Aceria tulipae* Keifer, in relation to the epidemiology and control of wheat streak mosaic. **Kansas. Agric. Exp. Stn. Res. Publ.** 162. 24 pp.
- Smalley, E. B. 1956. The production on garlic by an eryophid mite of symptoms like those produce by viruses. **Phytopathology**. 46: 346-356.
- Thomas, J. B., and Conner, R. L. 1986. Resistance to colonization by the wheat curl mite in *Aegilops squarrosa* and its inheritance after transfer to common wheat. **Crop Sci.** 26: 527-530.
- Townsend, L., and Johnson, D. 2004. **Wheat streak mosaic virus and the wheat curl mite.** College of Agriculture, Department of Entomology. University of Kentucky.
- Tunac, J. B., and Nagel, C. M. 1969. Kernel red streak of dent corn. **Plant. Dis. Rep.** 53: 660-662
- Tunac, J. B., and Nagel, C. M. 1969. Reactions of dent corn inbreds and hybrids to *Aceria tulipae* and wheat streak mosaic virus. **Plant Dis. Repr.** 53: 662-664.
- Whitmoyer, R. E., Nault, L. R. and O. E. Bradfute. 1972. Fine structure of *Aceria tulipae* (Acarina:Eriophyidae). **Ann. Ent. Soc. Amm.** 65(1): 201-215.

A N E X O II
ANÁLISIS DE VARIANZA (ANOVA)

Tabla 1.- ANÁLISIS DE VARIANZA (Estructuras morfológicas).

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Filas	190.1533111	5	38.03066222	2.44518866	1.33479E-06	3.325834529
Columnas	7.512177778	2	3.756088889	4.5871475	0.03858362	4.102821015
Error	8.188288889	10	0.818828889			
Total	205.8537778	17				

Tabla 2.- ANÁLISIS DE VARIANZA (Ciclo biológico).

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Filas	18092.72222	8	2261.590278	1.08466077	2.97273E-05	2.355081495
Columnas	4140.527778	3	1380.175926	2.93380887	0.008266674	3.008786572
Error	6713.722222	24	279.7384259			
Total	28946.97222	35				