



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS PROFESIONALES
IZTACALA

RECONSTRUCCION DEL CICLO DE VIDA DE *VARROA JACOBSONI*
(ACARI: VARROIDAE) A PARTIR DE CRIA OPERCULADA DE
APIS MELLIFERA (HYMENOPTERA: APIDAE)

T E S I S

PRESENTADA POR
MA. TERESA SANTILLAN GALICIA
COMO REQUISITO PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

DEDICATORIA

A mis padres:

Gloria Galicia Hernández
Delfino Santillán Castillo

Porque con su cariño y esfuerzo me han motivado a superarme en cada etapa de mi vida.

A mis hermanos:

Gerardo
Norma Claudia y Ramón
Blanca Andrea
José Benito
Juan Carlos

Por el gran cariño que nos une

A mi sobrino:

Abimael

Con cariño.

A Ariel
Mi vida entera

AGRADECIMIENTOS

A la Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala.

Al Centro de Entomología y Acarología por el apoyo brindado.

Al Dr. Gabriel Otero Colina por su dirección, comprensión y apoyo durante el desarrollo de este trabajo.

A todos mis maestros, mi agradecimiento infinito por compartir sus conocimientos conmigo.

A la Bióloga Ma. Elena Vázquez, por que gracias a ella se obtuvo la información necesaria para este trabajo, así como las fotografías de microscopía electrónica.

Al Maestro Fidel Guzmán Quispe que me brindó un gran apoyo durante mis estudios de licenciatura.

C O N T E N I D O

INDICE DE FIGURAS.....	vii
INDICE DE CUADROS.....	viii
RESUMEN.....	ix
INTRODUCCION.....	1
1. REVISION DE LITERATURA.....	3
1.1 Varroa jacobsoni	3
1.1.1. Clasificación.....	3
1.1.2. Distribución.....	4
1.1.3. Morfología.....	5
1.1.4. Biología y hábitos.....	9
1.1.5. Diseminación.....	13
1.1.6. Daños que ocasiona.....	13
1.1.7. Diagnóstico.....	14
1.1.8. Control.....	18
2. MATERIALES Y METODOS.....	20
2.1. Colecta del material.....	20
2.2. Ciclo de vida.....	22
2.3. Tasa reproductiva.....	24
2.4. Evaluación de efectos de la infestación.....	24

3. RESULTADOS Y DISCUSION.....	25
3.1. Ciclo de vida.....	25
3.2. Tasa reproductiva.....	28
3.3. Evaluación de efectos de la infestación.....	35
4. CONCLUSIONES.....	36
LITERATURA CITADA.....	37

INDICE DE FIGURAS

	PAGINA
Figura 1. Distribución de V. jacobsoni en el mundo.....	6
Figura 2. Vistas dorsal y ventral de la hembra adulta de V. jacobsoni	7
Figura 3. Vista ventral del macho adulto de V. jacobsoni	8
Figura 4. Tiempo de desarrollo y número de descendientes de la progenie de Varroa jacobsoni en: A. Cría de obrera de Apis mellifera , B. Cría de zángano de Apis mellifera	10
Figura 5. Ciclo de vida de V. jacobsoni	12
Figura 6. Colador de abejas	16
Figura 7. Zonas de colecta.....	21
Figura 8. Embudo utilizado para la colecta de abejas.....	22
Figura 9. Duración del desarrollo del macho y la hembra de V. jacobsoni con relación al tiempo de operculación de las celdas de abejas obreras de Apis mellifera	29
Figura 10. Frecuencia de descendientes producidos por hembras fundadoras de V. jacobsoni en celdas de abejas obreras.....	33
Figura 11. Frecuencia de hijas adultas producidas por hembras fundadoras de V. jacobsoni en celdas de abejas obreras.....	34

INDICE DE CUADROS

	PAGINA
Cuadro 1. Cambios morfológicos y de coloración, durante el desarrollo de la abeja obrera.....	23
Cuadro 2. Porcentajes de cría normal y de algunas alteraciones de ésta, observadas en hembras fundadoras de V. jacobsoni	26
Cuadro 3. Estados de desarrollo de los primeros descendientes de V. jacobsoni en las diferentes edades de la cría operculada de Apis mellifera	27
Cuadro 4. Porcentaje de hembras fértiles e infértiles de V. jacobsoni observadas en este trabajo y las obtenidas en datos previos.....	30
Cuadro 5. Tasa reproductiva de V. jacobsoni durante una sola generación a través de cría operculada de A. mellifera	32
Cuadro 6. Comparación de la tasa reproductiva real y potencial de este trabajo con datos previos.....	32
Cuadro 7. Porcentajes de pérdida de peso de abejas parasitadas por Varroa jacobsoni	35

RESUMEN

El presente estudio se llevo a cabo durante los meses de junio y julio de 1992, en el estado de Veracruz. Los objetivos planteados fueron: Reconstruir el ciclo de vida de *V. jacobsoni*, a partir de cría operculada de *Apis mellifera*, determinar su tasa reproductiva y finalmente evaluar los daños que puede causar a las abejas. Para ello se colectaron panales con cría operculada en tres municipios; Jamapa, Manlio Fabio Altamirano y Veracruz, estado de Veracruz.

Las celdas operculadas de cada panal fueron abiertas e inspeccionadas individualmente para determinar la edad de la cría de la abeja, en días y horas, parámetro utilizado como referencia para evaluar el tiempo de desarrollo de *V. jacobsoni*; también se observó en cada celda el número de descendientes por hembra fundadora y se identificó a los ácaros en sus diferentes fases de desarrollo; huevo, protoninfa, deutoninfa y adulto (hembra y macho).

Se observaron en total 11,174 celdas, de las cuales unicamente 221 estaban parasitadas, y de éstas se determinó que el tiempo de desarrollo del macho de *V. jacobsoni* es de 6 días y el de la hembra de 5.5. días; en promedio cada hembra fundadora tuvo 3.39 descendientes, pero sólo en el 44.81% hubo hembras que alcanzaron el estado adulto. Se observó también que por cada hembra fundadora sólo hay un descendiente macho.

El porcentaje de hembras fértiles observado fue más alto que lo citado en otros países, sin embargo, en las abejas parasitadas ninguna deformación fue observada, solo una disminución en el peso de éstas.

Con base en los valores de tasa reproductiva de *V. jacobsoni* que se observaron en el presente trabajo, se puede predecir que el ácaro puede causar daños similares a los citados en Europa, pero hacen falta estudios adicionales en los que se puedan determinar las variaciones en la tasa reproductiva a lo largo del año, así como el efecto que pueda tener el clima sobre ella.

INTRODUCCION

La riqueza florística de México, aunada a las condiciones climáticas existentes, permiten que la apicultura sea una actividad muy desarrollada, hecho que queda demostrado ya que el país ocupa el cuarto lugar en producción de miel a nivel mundial y el primero en exportación de productos derivados de la industria apícola (S.A.R.H., 1987); lo cual representa una gran entrada de divisas a nuestro país; sin embargo, existen muchos factores que frenan y amenazan el desarrollo apícola en México, entre los cuales se encuentran los daños causados por los enemigos naturales de las abejas, que incluyen plagas, enfermedades y depredadores; estos organismos ocasionan una pérdida de abejas y una disminución en la producción de los derivados de la apicultura. Además, dichos enemigos naturales, al reducir la cantidad de abejas, afectan la polinización de plantas cultivadas y como consecuencia reducen la producción de frutas y semillas. Dentro de las enfermedades, una de las más importantes es la varroasis, causada por *Varroa jacobsoni* Oudemans, que recientemente ha sido detectado en nuestro país (Rodríguez et al., 1992).

V. jacobsoni es un ácaro que parasita externamente a la abeja melífera, tanto a la cría como a los adultos de obreras y zánganos, alimentándose de su hemolinfa. El daño que causa *V. jacobsoni* a una colonia de abejas está en función del número de ácaros que parasiten a cada abeja, principalmente durante la fase pupal de ésta; pueden aparecer lesiones graves que alteran su desarrollo, dando origen a abejas pequeñas, con apéndices atrofiados, abdomen acortado y deformaciones en las alas. Las infestaciones severas causan reducción en la longevidad de estos insectos, disminuyendo así la población de la colonia eventualmente hasta su extinción (De Jong y Mantilla, 1986).

Existen algunas citas de mortalidad de abejas por la infestación de este parásito; en España existían aproximadamente 1 500 000 colmenas, de las cuales cerca de 300 000 han sido exterminadas (Gómez, 1989); en Italia este ácaro ha causado una reducción del 10 al 20% de las colonias en algunas zonas del sur, y en Sicilia y Cerdeña han desaparecido de un 80% a un 90% de éstas (Koeniger, 1988). En 1984 en Corea se observó un decremento en la población de abejas del 50% al 70% (Seung-Yoon, 1988) y, por último, cabe destacar que en China anualmente se pierden 75 000 Kg de miel debido a la infestación de *V. jacobsoni* (Zheng-You y Lang-Shu, 1988); también se ha citado que ha habido pérdidas en la ex Unión Soviética, Bulgaria, Japón, Turquía, Irán, Alemania, Argentina y Uruguay. Sin embargo, en

Paraguay y Brasil, donde el ácaro ha estado establecido por más de diez años, no existen informes sobre mortalidad de colonias (De Jong et al., 1984).

Para explicar las diferencias observadas en el daño ocasionado por **V. jacobsoni** de un país a otro, se ha supuesto que la virulencia de este ácaro depende del clima, de las estaciones del año y de la raza del huésped, y que en zonas de climas templados, las abejas son más susceptibles a la infestación (De Jong et al., 1984).

En mayo de 1992, **V. jacobsoni** fue detectado por primera vez en México, en el estado de Veracruz, y no se sabe qué tan virulento será este ácaro en las condiciones climáticas existentes en el país; por tal motivo se consideró importante realizar el presente trabajo, a fin de aportar datos sobre su biología y relación huésped-parásito, particularmente para conocer la tasa de fecundidad de las hembras de **V. jacobsoni** y, de acuerdo con ello, pronosticar la magnitud de los daños que puede causar, puesto que, como se mencionó anteriormente, el daño ocasionado por este parásito está en función del número de ácaros por cada abeja afectada.

En síntesis los objetivos planteados son los siguientes:

1. Reconstruir del ciclo biológico de **Varroa jacobsoni** en relación con el desarrollo pupal de la abeja **Apis mellifera**.
2. Estimar la tasa reproductiva de **V. jacobsoni**.
3. Evaluar el efecto que causa la infestación de este parásito en el peso de abejas obreras de **A. mellifera**.

1. REVISION DE LITERATURA

1.1. *VARROA JACOBSONI*

1.1.1. CLASIFICACION

La especie *V. jacobsoni* fue descrita por Oudemans en 1904, y ubicada en la subfamilia Laelapinae, debido a que, por las placas dorsal y ventral de la hembra, esta especie parecía ser más cercana a *Hypoaspis myrmemophilus* (Berlesse) e *Hypoaspis canestrini* (Berlesse) (Oudemans, 1904). Más tarde, Baker y Wharton (citados por Delfinado y Baker, 1974) transfirieron a *V. jacobsoni* a la subfamilia Hypoaspidinae; sin embargo, Delfinado y Baker (1974) notaron que no mostraban las características de la familia Laelapidae, por lo que definieron una nueva familia, Varroidae, con base en las siguientes características morfológicas:

- Ausencia del dedo fijo de los quelíceros.
- Número y organización de las setas gnatosomales.
- Estigma y peritrema situados ventrolateralmente.
- Disminución del número de sedas de los apéndices locomotores y pedipalpos.

De acuerdo con estas bases, *V. jacobsoni* quedó clasificada de la siguiente manera:

Phyllum:	Artropoda
Subphyllum:	Chelicerata
Clase:	Acari
Orden:	Mesostigmata
Familia:	Varroidae
Género:	Varroa
Especie:	V. jacobsoni

Dentro del género *Varroa* se incluye otra especie, *V. underwoodi*, parásita de *Apis cerana* Fabr. Las diferencias con *V. jacobsoni* son esencialmente las dimensiones generales de la hembra (*V. underwoodi*: 0.76 X 1.6 mm; *V. jacobsoni*: 1.17 X 1.66 mm) y la talla de las sedas marginales, que son más largas en *V. underwoodi* (Delfinado-Baker y Aggarwal, 1987).

1.1.2. DISTRIBUCION

El ectoparásito **Varroa jacobsoni** fue descubierto por primera vez en 1904, por Jacobson en la Isla de Java, sobre la abeja asiática **Apis cerana** Fabr.

Desde los años 1950 y probablemente antes, ciertos apicultores introdujeron colonias de abejas europeas **A. mellifera** dentro de Asia, y como resultado del contacto entre las dos especies, **V. jacobsoni** se adaptó a parasitar a **A. mellifera** (De Jong et al., 1982a).

Entre 1958 y 1960 se hicieron los primeros hallazgos de **V. jacobsoni** como parásito de **A. mellifera** sobre colonias de abejas de Japón, China y la ex Unión Soviética, causando severos daños (Wienands, 1988).

En 1971, colonias japonesas de abejas occidentales, probablemente infestadas con **V. jacobsoni**, fueron introducidas a Paraguay y en 1973 dicho parásito fue citado oficialmente en este país (Dietz, 1986; Liu, 1991). En 1967, abejas de Bulgaria fueron establecidas en Libia y éstas pudieron también estar infestadas, pero no fue hasta 1978 cuando se detectó el ácaro. En 1974 abejas de Rumania severamente infestadas fueron llevadas a Túnez y dos años después se hizo la primera cita de **V. jacobsoni** en este país (Wienands, 1988).

Muchas otras importaciones y exportaciones tuvieron lugar, sin que los apicultores tomaran conciencia del problema que **V. jacobsoni** representaba y así éste fue diseminado a muchas partes del mundo.

Se cree que en Europa la invasión pudo ocurrir de dos maneras: una se llevó a cabo por la introducción directa de colonias de abejas silvestres de Pakistán a Alemania para propósitos de investigación; la otra por la emigración de enjambres (Griffiths y Bowman, 1981).

Sobre el continente americano **V. jacobsoni** se ha dispersado gradualmente por toda su superficie; inicialmente llegó a Paraguay, como ya se mencionó anteriormente, y después se dispersó por Sudamérica debido a los movimientos migratorios de la abeja africanizada (Alves et al., 1978). En 1987, **V. jacobsoni** fue detectado en Estados Unidos, en donde se dispersó

rápida y extensivamente. Dada la amplia diseminación de este ácaro, se suponía que su arribo a México era inminente, y esta suposición se confirmó cuando se le localizó por primera vez en territorio nacional, el 3 de mayo de 1992, durante una inspección de rutina de los apiarios que pertenecían a la Posta Zootécnica Torreón del Molino, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de la Universidad Veracruzana, situada en el Km 14.5 de la carretera Veracruz-Jalapa, estado de Veracruz. Los dos apiarios estaban integrados por 10 y 11 colmenas, en el primero se observó en promedio un porcentaje de infestación de 1% y en el segundo fue de 8.44%; además, durante la observación, se detectaron algunas abejas con abdomen reducido y deformaciones en las alas (Rodríguez et al., 1992). A la fecha, 36 municipios del estado de Veracruz se encuentran infestados por *V. jacobsoni*, así como algunas partes del estado de Hidalgo, México, Oaxaca, Puebla, Tamaulipas, y Tlaxcala (Herrera Saldaña, com. per.).

En la actualidad, *V. jacobsoni* se encuentra diseminada por casi todo el mundo excepto Australia, Nueva Zelanda y probablemente toda Africa al sur del Sahara (Fig. 1).

1.1.3. MORFOLOGIA

La hembra adulta de *Varroa jacobsoni* mide aproximadamente 1.1 mm de largo por 1.6 mm de ancho, su coloración varía de café claro a café oscuro. Su cuerpo es de forma elíptica, aplanado dorsoventralmente y más ancho que largo, con una ligera concavidad en la parte superior del caparazón (Fig. 2) (Colin, 1982), lo que le permite moverse fácilmente sobre las abejas adultas e introducirse en las celdas con cría (Needham, 1988). Sus quelíceros son punzantes, adaptados para perforar el tegumento del huésped y succionar la hemolinfa. Todo su cuerpo está cubierto de sedas (Steiner, 1988).

El macho es considerablemente más pequeño que la hembra, mide aproximadamente 0.8 mm X 0.7 mm; su cuerpo es de forma esférica, de color blanco o amarillo (Colin, 1982). Sus partes bucales no están adaptadas para la succión de la hemolinfa, puesto que sus quelíceros están modificados para permitir el transporte de los espermatozoides (Fig. 3) (Colin, 1982; Dietz y Hermann, 1988).

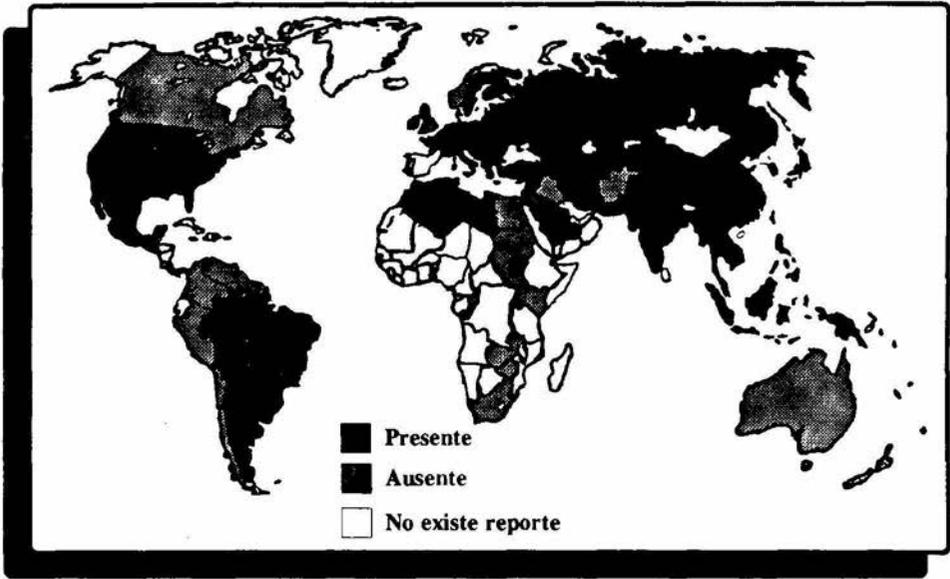


Figura 1. Distribución de *Varroa jacobsoni* en el mundo
Tomado de Bradbear, 1988.



Figura 2. Vistas dorsal y ventral de la hembra adulta de *Varroa jacobsoni*



Figura 3. Vista ventral del macho adulto de *Varroa jacobsoni*

Las fases de desarrollo previas a las formas adultas de este ácaro son: huevo, protoninfa y deutoninfa. Los huevos son elípticos, miden 0.5 mm y son de color blanco perla. La protoninfa es un estadio de alimentación activa, su cuerpo es de forma esférica, color blanco aperlado, que mide 0.7 mm (Colin, 1991), pero puede variar por la expansión del idiosoma durante su alimentación (Delfinado, 1984). En este estadio es difícil de distinguir entre macho y hembra. La deutoninfa es de color blanco amarillento, de forma esférica en machos y ovalada en hembras, su dorso carece de áreas esclerosadas (Delfinado, 1984).

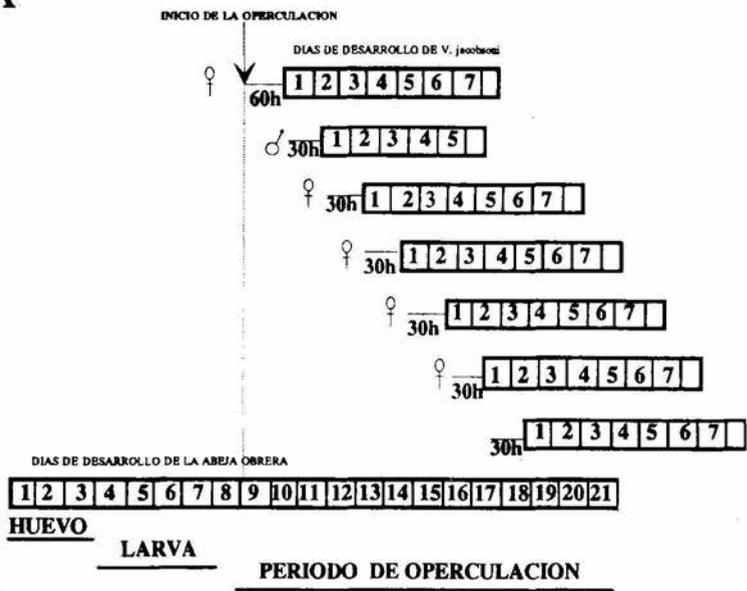
1.1.4. BIOLOGIA Y HABITOS

Como ya se ha señalado, *V. jacobsoni* parasita tanto a abejas adultas como a la cría. En la abeja oriental *A. cerana*, las poblaciones del ácaro se mantienen en niveles bajos, debido a que infestan casi exclusivamente a la cría de zánganos (Dietz y Hermann, 1988; Ritter, 1981); además dichas abejas presentan un mecanismo de defensa natural, en donde ellas mismas se remueven los ácaros con sus patas y los destruyen con las mandíbulas (Peng et al., 1987; Peng, 1988).

En la abeja europea *A. mellifera*, este ácaro parasita tanto a obreras como a zánganos, y tiene una mayor preferencia por estos últimos. Las razones de esta preferencia no son bien conocidas; sin embargo, se ha supuesto que los zánganos son más atractivos para los ácaros porque presentan un periodo de desarrollo más largo que el de las obreras (23 y 21 días, respectivamente), lo que ayuda a *V. jacobsoni* a producir un mayor número de descendientes (Fig. 4); también se cree que el tamaño de la celda del zángano, al ser más grande, influye para que la puesta de los huevos del ácaro sea más abundante (Dietz, 1988; Llorente, 1990). Por último, se ha señalado la posibilidad de que la reproducción de *V. jacobsoni* esté regulada por la hormona juvenil, la cual juega un papel muy importante en el desarrollo individual y social de la abeja (Hanel y Koeniger, 1986).

El ciclo de vida de *V. jacobsoni* se inicia cuando una hembra grávida deja a la abeja adulta y penetra a una celda ocupada por cría de obrera o zángano, próxima a ser operculada (Figs. 5A y 5B); una vez dentro de la celda, la hembra fundadora permanece adormecida,

A



B

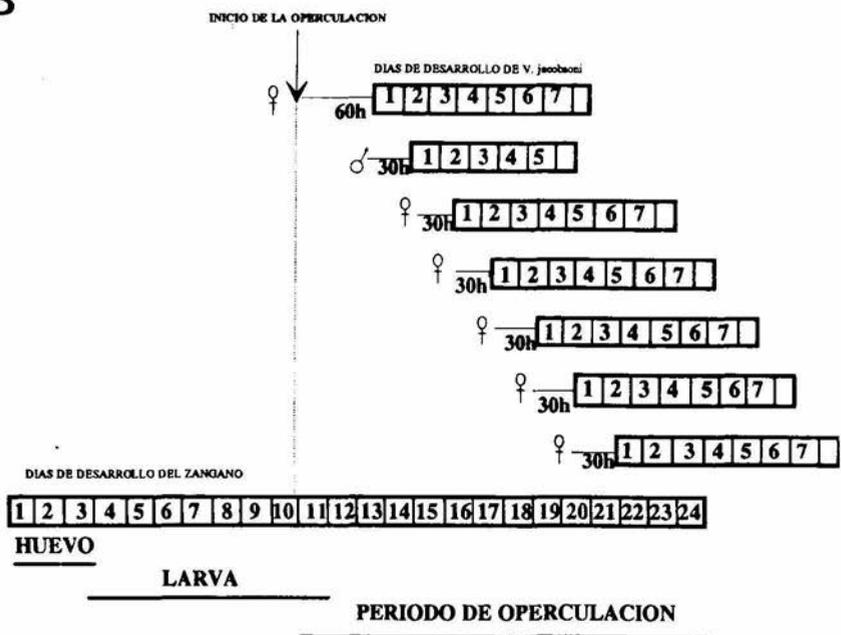


Figura 4. Tiempo de desarrollo y número de descendientes de V. jacobsoni en: A. Cría de obrera de Apis mellifera, B. Cría de zángano de Apis mellifera, según Ifantidis (1983b) y Jay (1963).

entre el alimento de la larva, probablemente debido a la baja concentración de oxígeno o a la alta concentración de dióxido de carbono existente en el alimento (Fig. 5C) (Ramírez y Otis, 1986); después de que el alimento ha sido totalmente consumido por la larva, la hembra de *V. jacobsoni* se desplaza sobre ella y perfora su tegumento, para succionar la hemolinfa durante todo el tiempo que dura en la celda operculada (Fig. 5D).

Sesenta horas después de la operculación (según datos obtenidos en Grecia al trabajar con *A. mellifera macedonica*), *V. jacobsoni* deposita el primer huevo (Fig. 5E), que originará a un macho; el segundo huevo, depositado 36 horas después, se desarrollará en una hembra; los siguientes los pondrá en un intervalo de 30 horas y también serán hembras (Ifantidis, 1991). El número de descendientes que puede producir dependerá de la duración del desarrollo de la abeja; se ha observado que en celdas de obreras pone seis huevos y siete en las de zángano (Ifantidis, 1983a; 1991), los cuales pasan por los estados de huevo, larva, protoninfa, deutoninfa y adulto (hembra o macho) (Fig. 5F).

La larva es el primer estado después del huevo y se desarrolla dentro de éste, no se nutre ni se desplaza y es inofensiva para la pupa de abeja. Esta se transforma posteriormente en protoninfa, en la que se pueden observar unos quelíceros bien desarrollados, que le permiten penetrar la cutícula y succionar la hemolinfa; después de unas horas muda a deutoninfa, la cual puede fácilmente diferenciarse en una hembra o en un macho, según su forma, elíptica si es una hembra y redonda si es un macho; este estadio es breve y muy rápido se tornan en adultas (Robaux, 1984).

La velocidad del desarrollo es variable según se origine una hembra o un macho, 220 a 242 horas y 213 a 220 horas, respectivamente (Ifantidis, 1991).

Una vez alcanzado el estado adulto, el macho fecunda a las hembras vírgenes presentes en la misma celda y cuando la abeja emerge, el macho y los estadios inmaduros mueren (Fig. 5G), mientras que las hembras adultas salen sobre la abeja, pudiéndose encontrar en cualquier parte del cuerpo de las abejas, aunque su sitio de alimentación es el abdomen de éstas, principalmente entre los escleritos, donde fácilmente pueden penetrar las membranas intersegmentales y succionar la hemolinfa (Fig. 5H).

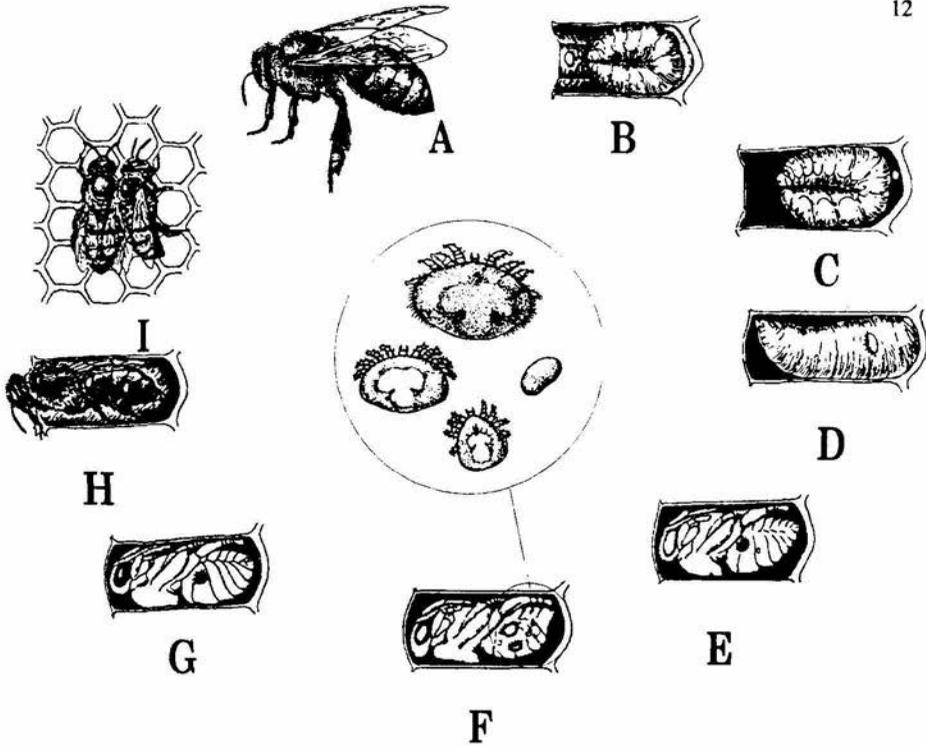


Figura 5. Ciclo de vida de *Varroa jacobsoni*. Tomado de R. A. Morse, 1987. A. Hembra adulta de *V. jacobsoni* alimentándose de una abeja adulta; B. Penetración del ácaro a una celda próxima a ser operculada; C. Acaro embebido en el alimento de la larva; D. Inicio de la alimentación de la hembra de *Varroa* sobre la prepupa; E. La hembra de *Varroa* deposita el primer huevo 60 h después de la operculación, los subsecuentes los deposita cada 30 h; F. De uno a seis huevos en desarrollo; G. Apareamiento dentro de la celda; H. Emergencia de la abeja adulta parasitada con hembras de *Varroa*, el macho y los estados inmaduros mueren; I. Los ácaros pasan de una abeja a otra, por medio del contacto entre ellas.

La abeja adulta es el huésped intermedio y un medio de transporte del ácaro, porque la parasitación más grave ocurre en la cría; sin embargo, durante el invierno, cuando no hay cría en la colonia, los ácaros no pueden reproducirse y permanecen en las abejas adultas alimentándose de su hemolinfa (Ritter, 1981).

1.1.5. DISEMINACION

Una vez introducida en el apiario, **Varroa jacobsoni** se disemina rápidamente de colmena a colmena y de apiario a apiario, de la siguiente manera:

- a) De colmena a colmena.
 - Por medio de los zánganos que entran libremente en las colmenas.
 - Por medio de las abejas que, al pecorear, entran equivocadamente a otras colonias.
 - Por medio del apicultor, durante el manejo normal y al intercambiar panales con cría.
 - Por pillaje.

- b) De apiario a apiario.
 - A través del apicultor, mediante la introducción de reinas.
 - Por captura de enjambres.
 - Por pillaje.
 - A partir de enjambres silvestres próximos.
 - Por introducción de panales con cría de otro apiario.

1.1.6. DAÑOS QUE OCASIONA

Como ya se mencionó anteriormente, **V. jacobsoni** se alimenta de la hemolinfa de abejas adultas y en desarrollo, lo que ocasiona una reducción en el contenido de proteínas de la hemolinfa; estas proteínas pueden disminuir hasta en un 50% cuando se alimentan cinco o más hembras con su progenie (Ball, 1988; Needham, 1988), por lo que las abejas

adultas no sólo se debilitan, sino que también experimentan una reducción en su peso y en su longevidad. De Jong *et al.* (1982b) mencionan que las abejas africanizadas parasitadas con **V. jacobsoni**, al emerger suelen presentar una reducción en su peso del 6.3 al 25%. Por otro lado, Schneider y Drescher (citados por Beetsma *et al.*, 1989) afirman que las abejas parasitadas al emerger presentan una disminución en su peso de 9.6%, sólo si éstas son parasitadas por 1 ó 3 hembras adultas de **V. jacobsoni**. Monetti *et al.* (1991) coinciden con estos autores, al observar que la "abeja criolla", también sufre una reducción en su peso cuando está parasitada por **V. jacobsoni**, y afirman que la pérdida de peso se incrementa de acuerdo con la intensidad parasitaria. Por otro lado, las pupas parasitadas, cuando llegan al estado adulto y emergen, suelen presentar apéndices atrofiados, deformaciones en las alas y abdomen acortado (De Jong *et al.* 1982b), y los zánganos que son infestados durante su estado pupal muestran un número reducido de espermatozoos, reducción de peso y una disminución en la actividad del vuelo (Needham, 1988).

En trabajos recientes se ha sugerido que la muerte de las colonias infestadas puede estar asociada con enfermedades producidas por el virus de la parálisis aguda (VPA), transmitido por **V. jacobsoni** al succionar la hemolinfa (Ball, 1988; Puerta *et al.*, 1990), así como otros patógenos de las abejas asociados a dicho ácaro y posiblemente transmitidos por éste (Liu y Ritter, 1988). Ejemplo de lo anterior se observó en Alemania, donde Ball (1986) halló que el VPA fue la causa principal de la mortandad de cría y abejas adultas en colonias de abejas severamente infestadas con **V. jacobsoni**.

1.1.7. DIAGNOSTICO

Durante las infestaciones tempranas es difícil la detección de **V. jacobsoni**, por lo general tienen que pasar de 2 a 4 años para que los ácaros puedan ser observados sobre las abejas adultas o la cría (Dietz, 1988). El diagnóstico de **V. jacobsoni** se basa principalmente en la identificación de la hembra adulta, la cual es detectada a simple vista; los machos y las ninfas no se localizan fácilmente debido a que permanecen dentro de la cría perculada. Para la detección de este parásito se han desarrollado los métodos que se describen a continuación.

Examen de la cría operculada

Este examen consiste en desopercular celdas con cría y remover larvas o pupas para hallar a los distintos estados de desarrollo del ácaro. El color café oscuro de la hembra adulta de **V. jacobsoni** contrasta con el color blanco de la larva o pupa temprana, lo que facilita su detección; el resto de los estadios del ácaro (macho, deutoninfa, protoninfa y huevo), dado su menor tamaño y color blanco translúcido o amarillo pálido, dificultan su localización, por lo que se deben observar minuciosamente las paredes de la celda.

Si se examinan pocas celdas, las infestaciones bajas pueden pasar inadvertidas, por lo que se recomienda examinar de 200 a 500 celdas operculadas para evitar errores. Examinar celdas de zánganos es más productivo debido a que los ácaros prefieren las celdas de éstos (Dietz, 1988).

Metodo por agitación

Los ácaros adultos que se encuentran adheridos a las abejas pueden detectarse mediante una técnica que permite separarlos de su hospedante mediante agitación en diversos líquidos. Varias sustancias han sido usadas para agitar abejas, tales como agua caliente, solución de detergente, gasolina, diesel y alcohol.

De Jong et al. (1982a) encontraron que al agitar abejas con alcohol durante un minuto, el 90% de los ácaros quedaban desprendidos. Sin embargo, dado que el alcohol y otros solventes son caros y peligrosos de usar, De Jong y Mantilla (1986) desarrollaron una técnica sencilla y fácil de realizar, para lo cual se toma un panal del centro de la colmena y de éste se colectan de 200 a 300 abejas dentro de un frasco de boca ancha con agua jabonosa, que se agita durante un minuto. El contenido es vaciado sobre un colador de plástico, y posteriormente se pasa por una vasija que lleva encima un paño blanco. Las abejas quedan retenidas por la malla de alambre y los ácaros por la tela (Fig. 6).

Para determinar el porcentaje de infestación se usa la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de infestación} = \frac{\text{No. de ácaros}}{\text{No. de abejas en la muestra}} \times 100$$

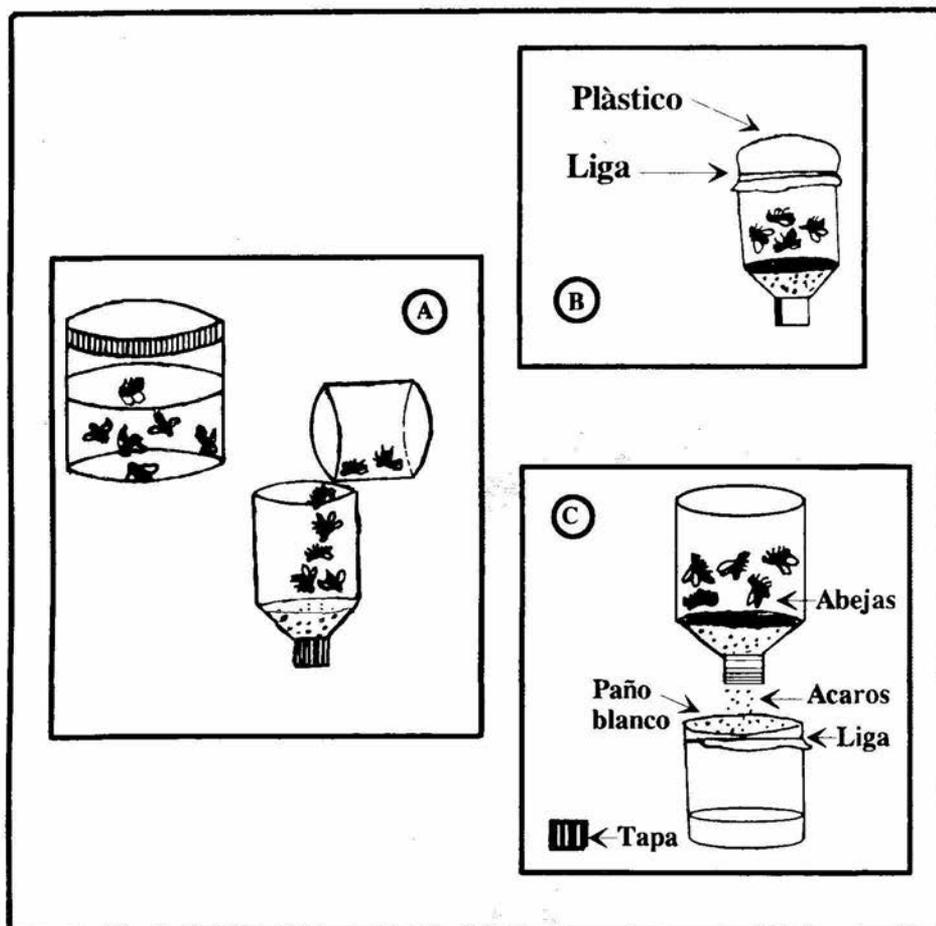


Figura 6. Colador de abejas, desarrollado por De Jong y mantilla, 1986
 A) Se toma el frasco de colecta con las abejas en alcohol y se vierte el contenido del frasco en la botella invertida; B) se tapa el fondo de la botella con un plástico y se sujeta con una liga y se agita horizontalmente durante 1 a 2 minutos; C) se coloca un paño blanco sobre un recipiente de boca ancha y se sujeta con una liga; se quita el tapón de la botella y se vierte el contenido sobre el paño.

Método del éter

En este método se colectan abejas en un recipiente de vidrio y se les aplica éter etílico por medio de un aerosol, se rota el recipiente por unos segundos y los ácaros, si están presentes, se adhieren en el interior de éste y posteriormente se depositan sobre una superficie blanca y extendida para observarlos.

Método de calentamiento

Abejas adultas vivas son agitadas dentro de una jaula de alambre y puestas en un horno sobre un papel blanco a 46°-47°C. Los ácaros, si están presentes, se desprenden y caen sobre el papel blanco.

Examen de los desechos de la colmena

El uso del tablero insertado en el piso de la colmena para colectar desechos, tales como partículas de cera, polen, cría de abejas y ácaros muertos, es el procedimiento más fácil y más comúnmente usado en Europa para determinar la presencia de ácaros. Este consiste esencialmente en una pieza de papel blanco cubierto con una de malla, y ésta a su vez unida a una placa de madera, la cual ayuda a mantener al papel en su lugar. Los ácaros que de manera natural mueren en la colmena caen sobre el papel, del que pueden ser recolectados; por su parte, la malla impide que las obreras eliminen a los ácaros y otros restos acumulados.

Diagnóstico químico

Los acaricidas usados para el tratamiento de *V. jacobsoni* pueden también usarse para su detección. Al utilizarlos fuerzan a los ácaros a desprenderse de las abejas, de las que caen y posteriormente se recogen en el fondo de la colmena, donde previamente se ha colocado una cartulina blanca engrasada sobre la que puede colocarse también una malla (Llorente, 1990).

1.1.8. CONTROL

Los tratamientos conocidos hasta ahora para el control de *V. jacobsoni* no ofrecen, generalmente, la eficacia deseada, ya que parte del ciclo de vida del ácaro se lleva a cabo dentro de las celdas operculadas y ningún acaricida puede dañarles, a excepción del ácido fórmico, el cual puede matar a los ácaros en el interior de las celdas operculadas; sin embargo, se debe tener en cuenta que la diferencia entre la dosis capaz de eliminar al ácaro y la que también mata a la cría de las abejas es muy reducida (Koeniger et al., 1988).

Otro inconveniente que se observa al utilizar acaricidas, es que muchos de ellos suelen dejar residuos de químicos en la miel, por lo que se recomienda usarlos después de cosechar la miel y cuando no hay cría operculada.

Diferentes tratamientos tales como fumigantes, acaricidas e insecticidas han sido probados de las siguientes formas:

ASPERSION: Los productos son depositados en la colonia en forma de finas gotas, las cuales se fijan sobre las abejas que se encuentran agrupadas en los espacios entre los panales. El más utilizado es el Varamit (amitraz), que se ha usado contra las garrapatas en el ganado bovino (Dietz, 1988).

FUMIGANTES: Este método consiste en introducir una sustancia acaricida en la colmena, utilizando un ahumador o tiras fumígenas, como el Folbex-VA (bromopropilato) y el Varamit (amitraz). La sustancia activa actúa sobre el parásito cuando la tira fumígena se quema en el interior de la colmena (Llorente, 1990).

EVAPORIZACION: Los agentes vaporizantes pueden ser aplicados muy rápidamente en la colonia y además tienen como ventaja que el efecto acaricida puede ser mantenido por un periodo largo. El ácido fórmico es un ácido orgánico muy utilizado para el control del ácaro, por medio de los gases que se producen en su evaporización (Ritter, 1981).

AEROSOLIZACION TERMICA: El aerosol considerado se forma de una suspensión de microgotas de 0.5 a 5 micras, en aire calentado a 35-45°C. Las finas partículas se

distribuyen homogéneamente en la colmena y toman unos diez minutos en sedimentarse, lo cual permite que se fijen sobre las abejas y sus parásitos (Colin, 1991).

APLICACION SISTEMICA: Se llaman productos sistémicos a aquéllos que se transportan en el organismo a través del sistema circulatorio. La sustancia activa es altamente tóxica para los ácaros, de tal manera que al ingerir hemolinfa de la abeja se intoxican y mueren. Entre los agentes sistémicos desarrollados cabe mencionar al Perizin (coumafos) y el Apitol (cimiazol hidroclicloruro) (Koeniger y Fuchs, 1988).

INSERTOS DE LIBERACION LENTA: Este método consiste en introducir una tira de PVC en la colmena, esta tira libera a través de microporos a la sustancia activa pura. La tira se coloca de uno a dos meses en la colmena, aun en presencia de cría (Colin, 1991). El Apistan (fluvalinato) y el Varamit (amitraz) se han usado con esta presentación.

Se han propuesto otros métodos para el control de *V. jacobsoni*, basados en el comportamiento de este ácaro, tales como la atracción de los ácaros por panales con cría de zánganos, los cuales son destruidos antes de la emergencia de los adultos. Otra manera de controlar el desarrollo de los ácaros, es el confinar a la reina en un solo panal dentro de la colmena, por un periodo de tiempo, a fin de evitar que haya cría operculada (Cobey y Lawrence, 1988).

Sin embargo, estos métodos por sí solos y debido al bajo porcentaje de eficacia que presentan, no son suficientes para controlar la varroasis.

2. MATERIALES Y METODOS

2.1. COLECTA DEL MATERIAL

Las muestras fueron colectadas en los municipios de Jamapa, Manlio Fabio Altamirano y Veracruz, estado de Veracruz (Fig. 7); el clima en la región es cálido subhúmedo con lluvias en verano, la temperatura media del mes más frío es mayor a 18°C, la precipitación total anual del mes más seco es menor a 60 mm (Aw" (w) (e) g) (García, 1964).

La colecta del material se realizó en estos municipios, con la finalidad de abarcar la primera zona en México parasitada por *V. jacobsoni*; para ello, se llevaron a cabo dos viajes de muestreo en los meses de junio y julio de 1992. La selección de los apiarios se hizo con base en los datos proporcionados por el MVZ Sóstenes Rodríguez, profesor de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Veracruzana, quien detectó el primer foco de infestación de *V. jacobsoni*.

En total cuatro apiarios fueron visitados, y a las colonias que integraban cada uno de ellos se les realizó un diagnóstico para detectar al ácaro; para ello, de cada colonia se colectaron aproximadamente 200 abejas de los panales con cría, y se siguió una técnica que deriva de la descrita por De Jong y Mantilla (1986), la cual se llevó a cabo de la siguiente manera: los panales se sacudieron en un embudo (Fig. 8), las abejas desprendidas se recogieron en un frasco de vidrio, al cual se le agregó agua jabonosa y se agitó por dos minutos con movimientos fuertes para desprender a los ácaros; el contenido fue vaciado en dos tamices, el primero con abertura de 3.36 mm, en donde quedaban las abejas, y el segundo de 0.149 mm, donde se retenía a los ácaros.

De las colonias donde se detectó a *V. jacobsoni* se colectaron panales con cría operculada de abejas obreras, y se guardaron en bolsas de plástico etiquetadas con la fecha y lugar de colecta. Las muestras fueron congeladas (-60°C) para evitar cambios poblacionales en los ácaros y para conservar las muestras en buen estado; posteriormente éstas fueron transportadas al laboratorio de Acarología del Colegio de Postgraduados, Chapingo, Méx. Las celdas operculadas de cada panal fueron desoperculadas e inspeccionadas individualmente, observando minuciosamente las prepupas o pupas, según el caso, así como las paredes y el



Figura 7. Zonas de colecta.

- Veracruz.
- Manlio Fabio Altamirano.
- ▨ Jamapa

fondo de las celdas, para remover a los ácaros y a las abejas en desarrollo. Una vez removidos los ácaros y sus huéspedes, se tomaron los datos que se describen enseguida.

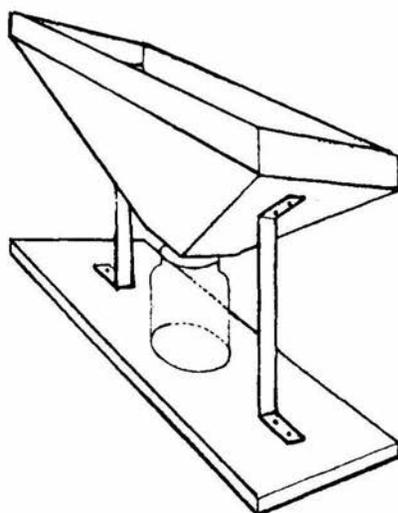


Figura 8. Embudo utilizado para la colecta de abejas.

2.2. CICLO DE VIDA

Se estimó la duración de cada etapa del desarrollo de *V. jacobsoni* con base en el cálculo de la edad de las abejas parasitadas y en la aparición de los diferentes estadios de desarrollo de dicho ácaro a lo largo del desarrollo ontogénico de las abejas. La edad de las abejas, considerada a partir de la operculación, se estimó en días y horas tomando como base los cambios morfológicos y de coloración, de acuerdo con los datos obtenidos por Jay (1962, 1963) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Cambios morfológicos y de coloración, durante el desarrollo de la abeja obrera, de acuerdo con Jay (1962 y 1963).

DIAS DE PUPACION	DESCRIPCION
1	Ojos compuestos de color blanco Cuerpo de color blanco
2	Ocelos ligeramente marcados Ojos compuestos rosas
3	Ocelos rosa oscuro Ojos compuestos rosa oscuro
4	Ocelos y ojos compuestos rosa-púrpura oscuro
5	Ocelos y ojos compuestos púrpura oscuro Cabeza y tórax ligeramente marcado
6	Ocelos y ojos compuestos púrpura oscuro Cabeza y tórax ligeramente café Abdomen y patas ligeramente marcados
7	Ocelos púrpura Ojos compuestos negros Cabeza y tórax café oscuro Abdomen y patas amarillas
8	Ocelos y ojos compuestos negros Cabeza y tórax gris Abdomen y patas cafés
9	Muda pupal completa

La duración del desarrollo del ácaro se determinó en días y horas para cada sexo y para cada fase del desarrollo, basados en el tiempo mínimo de aparición de cada estado del parásito, con respecto al tiempo estimado a partir de la operculación de las celdas.

Tomando como base el ciclo de vida típico de los gamásidos (Krantz, 1978) y las observaciones hechas sobre *V. jacobsoni* (Ifantidis, 1983a,b), los ácaros encontrados en cada celda se identificaron bajo el microscopio estereoscópico como huevo, protoninfa, deutoninfa y adulto (hembra y macho).

2.3. TASA REPRODUCTIVA

Para estimar la fecundidad del ácaro, se determinó el número de hembras, machos, estados inmaduros y huevos, hallados en la cría, dividiendo el total de los descendientes entre el número de hembras reproductivas (tasa potencial); asimismo se calculó la tasa real, la que se obtuvo de dividir el número de descendientes entre el número total de hembras fundadoras observadas; en estas estimaciones se consideraron sólo los ácaros que se encontraron sobre pupas de 10 días de edad en adelante (fase de ojos negros y tórax amarillo y las subsecuentes); las pupas que presentaron más de una hembra fundadora no fueron consideradas. Para calcular el porcentaje de hijas que alcanzan el estado adulto, se tomó en cuenta sólo a los ácaros que se encontraron en abejas a punto de emerger (13 días después de la operculación) dividiendo el número total de hijas adultas entre el total de hembras fundadoras reproductivas.

2.4. EVALUACION DE EFECTOS DE LA INFESTACION

Para evaluar el daño que *V. jacobsoni* puede ocasionar a la cría de obreras, se removió a abejas a punto de emerger y se les observó cuidadosamente para determinar si presentaban alguna deformación. Asimismo, en cada celda se contó el número de ácaros, y de acuerdo con la intensidad parasitaria, se clasificó a las abejas en cuatro grupos:

- a) abejas sin ácaros.
- b) abejas con la hembra fundadora.
- c) abejas con 2 a 3 ácaros.
- d) abejas con 4 a 7 ácaros.

Cada grupo de abejas fue secado y pesado individualmente en una balanza analítica; para comparar los pesos de abejas parasitadas y no parasitadas, éstos fueron comparados por una prueba de Anova para muestras de tamaño desigual y, por medio de una prueba de Tukey, se observó en qué grupos existía diferencia.

3. RESULTADOS Y DISCUSION

Un total de 11,174 celdas de abejas obreras de *Apis mellifera* provenientes de 10 colonias fueron examinadas, de ellas 221 celdas estaban infestadas y éstas fueron utilizadas para reconstruir el ciclo de vida de *V. jacobsoni*.

3.1. CICLO DE VIDA

Composición de la cría de *V. jacobsoni*

El número total de descendientes de una hembra fundadora, el estado de desarrollo de éstos y su sexo ayudan a la descripción de una cría normal de *V. jacobsoni*, lo cual es una herramienta muy útil para estudiar el comportamiento reproductivo de este ácaro. Infantidis (1983 a,b) propone que una cría de *V. jacobsoni* es normal si se cumplen las siguientes condiciones:

- a) La cría debe estar compuesta al menos por tres descendientes.
- b) El primer huevo debe ser puesto aproximadamente 60 h después de la operculación.
- c) Hay un solo descendiente macho.

Para estimar la frecuencia con la que apareció una cría normal como se definió anteriormente, las observaciones fueron realizadas a partir de pupas de ojos negros, tórax amarillo (10 días después de la operculación) y las subsecuentes; tiempo en el cual los dos primeros descendientes de *V. jacobsoni* han alcanzado el estado adulto. Los datos obtenidos en nuestras observaciones se muestran en el Cuadro 2.

En este cuadro podemos observar que, de 102 casos en donde se hallaron hembras con progenie, la cría normal solamente fue observada en 45 de ellos; en el resto, las siguientes alteraciones de una cría normal fueron observadas:

- a) En 36 casos no se encontraron machos, lo cual no significa necesariamente que los huevos de macho no fueron depositados por las hembras fundadoras, sino que ocasionalmente

Cuadro 2. Porcentajes de cría normal y de algunas alteraciones de ésta observadas en hembras fundadoras de *Varroa jacobsoni*.

Categoría de la cría	No. de ocurrencia	% de ocurrencia
Normal	45	44.11
Macho ausente	36	35.29
Machos únicamente, oviposición tardía ó 1 a 2 descendientes	21	20.58
TOTAL	102	100.00

algunos descendientes mueren y se deforman fuertemente y así son hallados (Ifantidis, 1983b); en este trabajo se observaron algunos organismos deformados, pero no se tomaron en cuenta, y pudo existir también un error de muestreo donde los machos pudieron ser confundidos con protoninfas debido a su similitud.

b) En 21 casos sólo hubo machos o sólo 1 ó 2 descendientes, lo cual se asocia con una oviposición tardía.

Cabe resaltar que en ningún caso se observó más de un descendiente macho por hembra fundadora, lo cual nos indica que todas las hembras fértiles habían sido fecundadas, de acuerdo con los mecanismos de determinación del sexo de Ruijter y Pappas (1983).

Duración del ciclo de vida

La duración del desarrollo fue determinada en días y horas para cada sexo y para cada fase del desarrollo, basados en el tiempo mínimo de aparición de cada uno de ellos (Cuadro 3).

El tiempo en que el primer y segundo huevo son puestos, han sido tomados bajo la suposición de que el primero es depositado 60 horas después de la operculación, y originará a un macho; y el segundo, 36 horas después de éste, que da origen a una hembra (Rehm y

Cuadro 3. Estados de desarrollo de los primeros descendientes de *V. jacobsoni* en las diferentes edades de la cría operculada de *Apis mellifera*.

Edad de la pupa		Número de celdas	No. de ejemplares de <i>Varroa jacobsoni</i> en los estados de desarrollo de la progenie				
Horas	Días		Hu	P	D	M	He
48-120	3-5	18	-	-	-	-	-
120-168	6-7	11	2	5	-	-	-
168-192	8	18	7	29	3	-	-
192-216	9	54	10	91	45	11	-
216-240	10	40	8	58	50	15	5
240-264	11	19	3	25	26	15	5
264-288	12	24	4	27	34	17	5
288-312	13	35	2	17	43	12	16

Hu = Huevo
P = Protoninfa
D = Deutoninfa
M = Macho
He = Hembra

Ritter, 1988; Ifantidis, 1991). Si bien se observaron huevos en pupas a partir de que éstas tenían de 120 a 168 horas de edad, no se consideró que éste fuera el primer tiempo de su aparición, ya que se encontraron simultáneamente protoninfas. Por ello, se tomó como tiempo inicial de oviposición las 60 horas que citan dichos autores y el hecho de no hallar huevos en pupas más jóvenes se atribuye a error de observación.

Tomando como base los datos sobre la aparición de las fases sucesivas de la progenie de *V. jacobsoni* y el tiempo supuesto para la postura del primer huevo, se estimaron los siguientes tiempos de desarrollo.

El tiempo de desarrollo del estadio de protoninfa fue de 1.5 días para ambos sexos, y el de la deutoninfa fue de un día para el macho y tres para la hembra. Por lo tanto, el tiempo estimado de desarrollo de huevo a adulto del macho fue de 144 horas (6 días) y el de la hembra de 132 horas (5.5 días) (Fig. 9). Smirnov (1978), estimó el desarrollo completo del parásito de 8 a 9 días en la hembra y de 6 a 7 en el macho; la duración del desarrollo embrionario y del estadio de deutoninfa lo calculó de 1 a 2 días en ambos sexos, mientras que el estadio de protoninfa lo calculó de 3 días para el macho y 4 para la hembra (citado por Laurent y Santas, 1987). Ifantidis (1983a,b) estimó un tiempo de desarrollo de 7.5 días en la hembra y 5.5 días en el macho, basado en que el macho procede del segundo huevo y la hembra del primero. En 1991, Ifantidis reexaminó los tiempos de desarrollo y observó que del primer huevo que deposita la hembra fundadora se desarrolla un macho y del segundo y los subsecuentes las hembras; como consecuencia reestimó la duración del desarrollo de los dos sexos: 162 h (6.75 días) en el macho y 144 h (6 días) en la hembra. Rehm y Ritter (1988) también indican un tiempo de desarrollo de 5.7 a 6 días en el macho y de 5.3 a 5.7 en la hembra.

Todas estas variaciones observadas en cuanto a los tiempos de desarrollo de *V. jacobsoni* se considera que pueden deberse a que los trabajos se han realizado con distintas razas de abejas y quizá con distintas razas de *V. jacobsoni*, aparte de las variaciones intraespecíficas y el error de muestreo, ya que las observaciones se han llevado a cabo indirectamente en ejemplares distintos, y no se ha seguido el desarrollo de ejemplares individuales.

3.2. TASA REPRODUCTIVA

De 112 celdas examinadas se observó un porcentaje de hembras fértiles de 91.07. Este porcentaje de reproducción es mayor que lo estimado en otros trabajos realizados en diversos países, como se puede observar en el Cuadro 4.

Ritter (1988) menciona que en zonas templadas la dinámica poblacional del ácaro es más rápida y existe mayor mortandad de colonias, mientras que en las zonas tropicales ambos

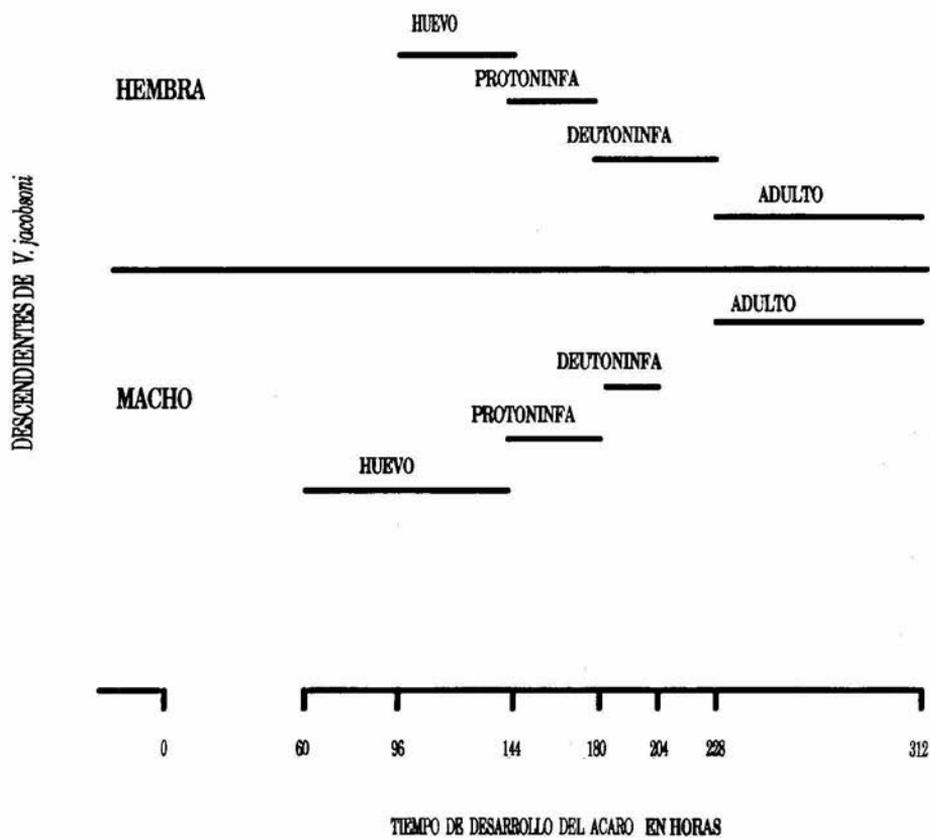


Figura 9. Duración del desarrollo del macho y la hembra de *V. jacobsoni* con relación al tiempo de operculación de las celdas de abejas obreras de *Apis mellifera*.

Cuadro 4. Porcentaje de hembras fértiles e infértiles de *V. jacobsoni* observadas en este trabajo y las obtenidas en datos anteriores.

% de hembras fértiles	% de hembras infértiles	Lugar	Referencia
87	13	Europa	Sulimanovic, 1982 (Ifantidis, 1983b)
82	18	Grecia	Ifantidis, 1983b
81	19	Grecia	Ifantidis, 1984
43	57	Sudamérica	Ritter y de Jong, 1984 (Ritter, 1988)
84	16	Alemania	Camazine, 1988
76	24	Europa	Ritter y De Jong, 1984 (Ritter, 1988)
20.5	79.5		Ruttner, 1984 (Ritter, 1988)
91	9	Holanda	Beetsma, 1988
72	28	Europa	Camazine, 1988
83	17	Europa	Ritter, 1988
85.9	14.1	Grecia	Ifantidis, 1991
55.8			Marcangeli et al., 1992
91.07	8.9	México	Este trabajo

parámetros son muy inferiores, manifestándose un porcentaje muy elevado de hembras infértiles o cuya descendencia es sólo de machos.

Sin embargo, nuestros datos provienen de muestras tomadas de una zona con clima tropical, lo que contradice lo anteriormente expuesto. Esta variación, sin embargo, puede deberse a muchos otros factores como son: la constitución genética del ácaro, la subespecie de la abeja y las estaciones del año.

Por otro lado, en el Cuadro 5 se muestran la tasa reproductiva real y potencial obtenidas, y en el Cuadro 6 se comparan con otras citas. La tasa reproductiva potencial es similar a la obtenida por Ifantidis (1991) y Kulinčević y Rinderer (1988); en el caso de la tasa real se observó diferencia con respecto a los otros trabajos, siendo mayor la que se obtuvo en este trabajo, lo cual indica que en la zona muestreada *V. jacobsoni* tiene un mayor número de descendientes.

La frecuencia de distribución del número de descendientes producidos por las hembras fundadoras se muestra en la Figura 10, donde se observa que hubo hembras fundadoras que tuvieron hasta siete descendientes. El valor promedio del número de descendientes por hembra fértil corresponde a la tasa potencial de reproducción (3.39) que aparece en el Cuadro 5.

Por lo que respecta a las hembras hijas que alcanzan el estado adulto, se observó que en un 55.17% de los casos no se encontraron hijas adultas; y sólo en un 37.93% de los casos una hija alcanzó el estado adulto; y en un 3.44% dos y tres hijas alcanzaron el estado adulto (Fig. 11). El alto porcentaje de hijas que no alcanzan el estado adulto, puede atribuirse a un error de muestreo, ya que las muestras fueron congeladas después de colectarlas, para evitar los cambios poblacionales y quizá un número indeterminado de éstas habrían llegado al estado adulto, si no hubieran sido congeladas. Cabe aclarar que, ya que se trabajó en condiciones de cuarentena (es decir, se prohibió transportar panales y abejas del estado de Veracruz a cualquier otro estado) establecida por la SARH (Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos), no se contó con un mayor número de hijas adultas por hembra fundadora, y los datos que aquí se presentan provienen únicamente de 29 celdas parasitadas, por lo que deben tomarse con reserva.

Cuadro 5. Tasa reproductiva de *V. jacobsoni* durante una sola generación a través de la cría operculada de obreras de *Apis mellifera*.

Total de ácaros descendientes	Hembras fundadoras			Tasa de reproducción	
	T	F	I	Real	Potencial
a	b	c	d	a/b	a/c
346	112	102	10	3.08	3.39

T = Total

F = Fértiles

I = Infértiles

Cuadro 6. Comparación de la tasa reproductiva real y potencial de este trabajo con datos previos.

Tasa reproductiva		
Real	Potencial	
3.08	3.39	Este trabajo
2.92	3.60	Ifantidis, 1984
1.87	2.45	Puerta et al., 1989
	3.39	Kulincevic y Rinderer, 1988

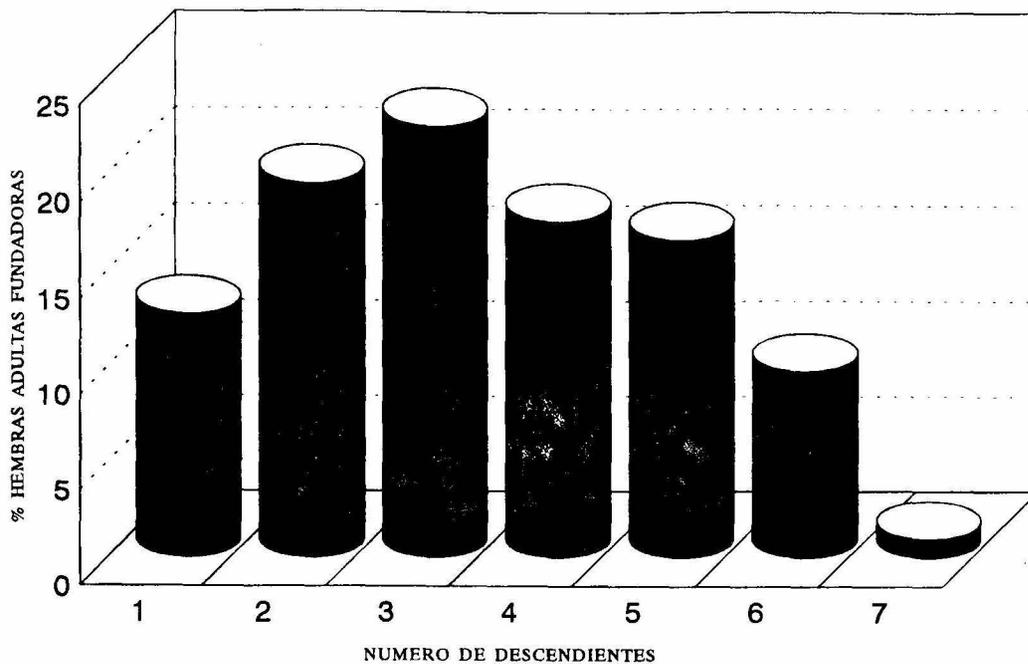


Figura 10. Frecuencia de descendientes producidos por hembras fundadoras de *V. jacobsoni* en celdas de abejas obreras.

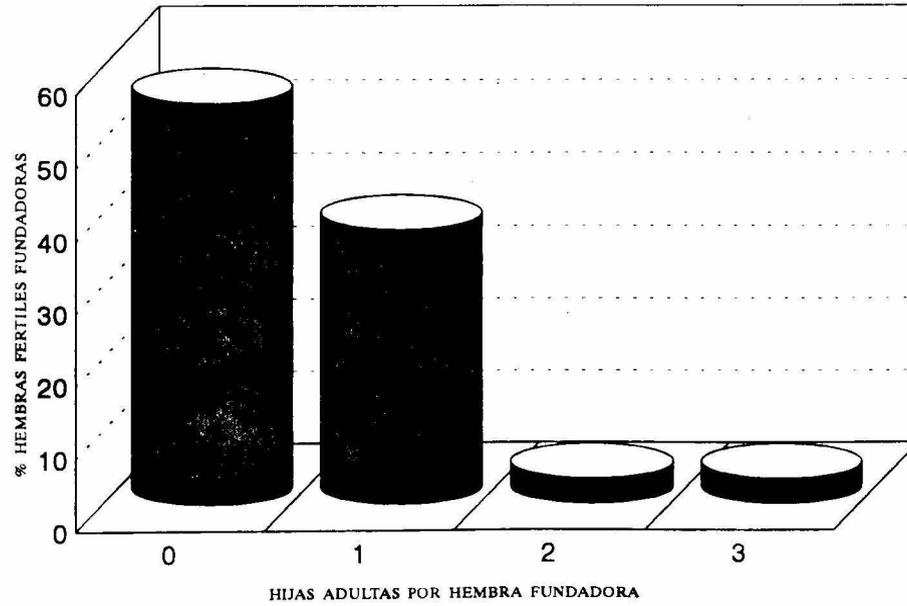


Figura 11. Frecuencia de hijas adultas producidas por hembras fundadoras de *V. jacobsoni* en celdas de abejas obreras.

3.3. EVALUACION DE EFECTOS DE LA INFESTACION

La infestación de *V. jacobsoni* estuvo asociada con una disminución en el peso de las abejas al emerger, este efecto puede apreciarse en el Cuadro 7, donde se observa que el peso seco promedio de las abejas no parasitadas fue de $14.54 \text{ mg} \pm 1.81 \text{ mg}$ ($X \pm \text{D.S.}$) y el de las abejas parasitadas, de $11.85 \text{ mg} \pm 1.16 \text{ mg}$, lo que representa una pérdida de peso en las abejas parasitadas de 18.5 %.

La prueba de Tukey (Alfa = 0.05) nos indicó que hubo mayor diferencia entre los pesos promedios del grupo I (abejas no parasitadas) que en los grupos II, III y IV (abejas parasitadas); sin embargo, cabe señalar que entre el peso promedio de las abejas del grupo II (abejas parasitadas con sólo una hembra fundadora) y el grupo IV (abejas parasitadas con 4 ó más ácaros) no hubo diferencia significativa, lo que difiere de lo propuesto por De Jong et al. (1982) y Monetti et al. (1991), ya que ellos mencionan que el peso de las abejas parasitadas disminuye proporcionalmente a la intensidad parasitaria.

Cuadro 7. Porcentajes de pérdida de peso de abejas parasitadas por *Varroa jacobsoni*.

Grupo	Intensidad parasitaria*	No. de abejas	Peso promedio \pm D.S. (mg)	Pérdida de peso (%)
I	0	67	14.54 ± 1.81 a	
II	1	7	12.04 ± 1.21 b	17.19
III	2-4	13	10.78 ± 0.80 b	25.85
IV	5-7	9	12.73 ± 1.28 b	12.44

* No. de ácaros por abeja.

Prueba de Tukey (Alfa=0.05).

Medidas seguidas por la misma letra son estadísticamente iguales.

Con respecto a las deformaciones físicas que suele ocasionar la infestación de *V. jacobsoni*, no se observaron en ninguno de los grupos.

4. CONCLUSIONES

1. Durante el ciclo reproductivo de *V. jacobsoni* se observa en la progenie como máximo un descendiente macho por hembra fundadora.
2. El macho de *V. jacobsoni* alcanza el estado adulto 204 h (6 días) después de la operculación.
3. La hembra de *V. jacobsoni* alcanza el estado adulto 228 h (5.5 días) después de la operculación.
4. El número de descendientes por hembra fértil en un ciclo de postura va de uno a siete; el valor promedio es de 3.39.
5. Por cada hembra fundadora y en un ciclo de postura, se observaron de cero a tres hembras hijas que alcanzan el estado adulto; el porcentaje de hembras hijas adultas fue de 44.81.
6. Las abejas parasitadas al emerger presentan una disminución significativa en su peso.
7. En todos los niveles de parasitismo observados, no se observó la aparición de anomalías físicas aparentes a la vista.
8. *V. jacobsoni* se reproduce con una intensidad similar a lo observado en Europa, sin embargo son necesarios estudios adicionales, para conocer su capacidad reproductiva durante todo el año, y compararla entre las diferentes estaciones; así mismo es necesario realizar trabajos en diferentes zonas geográficas del país.

LITERATURA CITADA

- Alves, S. B., C. H. W. Flechtmann y A. E. Rosas. 1978. *Varroa jacobsoni* Oudemans, 1904 (Acari, Mesostigmata, Varroidae) also in Brazil. *Ecosistema*. 3: 78-79.
- Ball, B. V. 1986. The incidence of acute paralysis virus in adult honey bee and mite populations. En: R. Cavalloro (Ed.), *European research on varroa control, Proceedings of a Meeting of the EC experts' Group/Bad Hombourg, 15-17 October*, pp. 95-98.
- Ball, B. V. 1988. The impact of secondary infections in honey-bee, colonies infested with the parasitic mite *Varroa jacobsoni*. En: G. R. Needhman, R.E. Page, M. Delfinado-Baker y C. E. Clive. *Africanized honey bees and bee mites*. John and Sons. England, pp. 457-461.
- Beetsma, J. 1988. *Biología y control de Varroa*. *Vida Apícola*, pp. 21-25.
- Beetsma, J., R. De Vries, B. Emami Y., M. Emami T. y V. Bandpay. 1989. Effects of *Varroa jacobsoni* Oud. on colony development, worker bee weight and longevity and brood mortality. En: R. Cavalloro (Ed.), *Present status of varroa control in Europe and progress in the varroa mite control. Progress in the Varroa mite control, Proceedings of a meeting of the EC-Experts' Group/ Udine, Italy 28-30 November*, pp. 163-170.
- Camazine, S. 1988. Factors affecting the severity of *Varroa jacobsoni* infestations on European and Africanized honey bees. En: G. R. Needhman, R.E. Page, M. Delfinado-Baker y C. E. Clive. *Africanized honey bees and bee mites*. John and Sons. England, pp. 444-451.
- Cobey, S. y T. Lawrence. 1988. *Varroa* mite: potential methods of control. *Ame. Bee J.* 128(2):112-117.
- Colin, M. E. 1982. La varroatose. *Le point veterinaire*. 14 (69):21-28.
- Colin, M. E. 1991. *Recherches de voies nouvelles dans le controle de Varroa jacobsoni Oudemans parasite de l' abeille, Apis mellifera L.* Tesis doctoral. Universite Paul Sabatier, Avignon, Francia. 195 p.
- De Jong, D., R. D. De Andrea, y L. S. Goncalves. 1982a. A comparative analysis of shaking solutions for the detection of *Varroa jacobsoni* on adult honey bees. *Apidologie*. 13(3):297-306.

- De Jong, D., P.H. De Jong y L. S. Goncalves. 1982b. Weight loss and other damage to developing worker honey bees from infestation with **Varroa jacobsoni**. *J. Apic. Res.* 21(3):165-167.
- De Jong, D., L. S. Goncalves, R.A. Morse. 1984. Dependence on climate of the virulence of **Varroa jacobsoni**. *Bee World* 65:117-121.
- De Jong, D. y C. Mantilla. 1986. **Varroa jacobsoni** informe sobre biología, diagnóstico e avaluación de infestaciones.
- De Ruijter, A. y N. Pappas. 1983. Karyotipe and sex determination of **Varroa jacobsoni**. En: R. Cavalloro (Ed.). **Varroa jacobsoni** Oud. affecting honey bees: present status and needs, Proceedings of a meeting of the EC Experts' Group/Wageningen 7-9 February, pp. 41-44.
- Delfinado, M. D. y E. W. Baker. 1974. Varroidae, a new family of mites on honey bees (Mesostigmata:Acarina): *J. Wash. Acad. Sci.* 64(1): 154-163.
- Delfinado-Baker, M. 1984. The nymphal stages and male of **Varroa jacobsoni** Oudemans a parasite to honey bees. *Int. J. Acarol.* 10(2): 75-80.
- Delfinado-Baker, M. y K. Aggarwal. 1987. A new **Varroa** (Acari:Varroidae) from the nest of **Apis cerana** (Apidae). *Internat. J. Acarol.* 13(4): 233-237.
- Dietz, A. 1986. The geographical distribution and levels of infestation of the mite **Varroa jacobsoni** Oudemans (Parasitiformes: Varroidae) in honey bee colonies in Argentina. *Am. Bee J.* 166(1): 49-51.
- Dietz, A. y H. R. Hermann. 1988. Biology, Detection and Control of **Varroa jacobsoni**. A parasitic mite on Honey Bees. Depto. of Entomology Univ. of Georgia. 80 p.
- García, M.E. 1964. Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Koppen. Ed. Larrios, S.A. México, D.F. p. 201.
- Gómez, P.A. 1989. Situation of the varroatosis in Spain and Portugal. En: R. Cavalloro (Ed.), Present status of varroatosis in Europe and progress in the varroa mite control. Progress in the **Varroa** mite control, Proceedings of a meeting of the EC-Experts' Group/ Udine, Italy 28-30 November, pp. 41-43.

- Griffiths, D. A. y C. E. Bowman. 1981. World distribution of **Varroa jacobsoni**, a parasite of honey bees. *Bee World* 62(4):154-163.
- Hanel, H. y N. Koeniger. 1986. Possible regulation of the reproduction of the honey bee mite **Varroa jacobsoni** (Mesostigmata: Acari) by a host's hormone: Juvenile Hormone III. *J. Insect. Physiol.* 32(9): 791-798.
- Ifantidis, M. D. 1983a. Ontogenesis of the mite **Varroa jacobsoni** Oud. in the worker and drone brood cells of the honey bee **Apis mellifera cecropia**. Present status and need. En: R. Cavalloro (Ed.). **Varroa jacobsoni** Oud. affecting honey bees: present status and needs, Proceedings of a meeting of the EC Experts' Group/Wageningen 7-9 February, pp. 37-39.
- Ifantidis, M. D. 1983b. Ontogenesis of the mite **Varroa jacobsoni** Oud. in the worker and drone brood cells. *J. Apic. Res.* 22(3): 200-206.
- Ifantidis, M. D. 1984. Parameters of the population dynamics of the Varroa mite on honeybees. *J. Apic. Res.* 23(7):227-233.
- Ifantidis, M.D. 1991. Reexaminación of reproduction parameters of the mite **Varroa jacobsoni** Oudemans. En: Proceedings of the International Symposium on Recent Research on bee pathology. Apimondia, pp. 20-26.
- Jay, C. 1962. Colour changes of honeybee pupae. *Bee World.* 43(4):119-122.
- Jay, C. 1963. The development of the honeybees in their cells. *J. Apic. Res.* 2, 117-134.
- Koeniger, N. S. 1988. Investigación europea sobre el control de la varroasis. *Vida Apícola*, pp. 39-44.
- Koeniger, N. S. y S. Fuchs. 1988. Once años de varroasis. Experiencias, retrospectivas y perspectivas. *Vida Apícola*, pp. 65-71.
- Koeniger, N. S., S. Fuchs y R. Rafiroiu. 1988. Uso del ácido fórmico para el tratamiento de la **Varroa** dentro de las celdas de cría operculada. *Vida Apícola*, pp. 57-58.
- Krantz, G. W. 1978. A manual of acarology. Oregon state university book stores, Inc. Corvallis Oregon . 2a. ed. 509 p.

- Kulincevic, J. M. y T. E. Rinderer. 1988. Breeding honey bees for resistance to *Varroa jacobsoni*: analysis of mite population dynamics. En: G. R. Needhman, R.E. Page, M. Delfinado-Baker y C. E. Clive. Africanized honey bees and bee mites. John and Sons. England, pp. 434-443.
- Laurent, J. C y L. Santas. 1987. Etude du developement larvaire de *Varroa jacobsoni* Oud. *Apidologie*. 18(1): 53-60.
- Liu, T. P. 1991. Latin *Varroa* Mites. *Ame. Bee J.* 131(9): 595.
- Liu, T. P. y Ritter, W. 1988. Morphology of some microorganisms associated with the female mite *Varroa jacobsoni*: survey by electron microscopy. En: G. R. Needhman, R.E. Page, M. Delfinado-Baker y C. E. Clive. Africanized honey bees and bee mites. John and Sons. England, pp. 467-474.
- Llorente, M. J. 1990. Varroosis. En: Principales enfermedades de las abejas. 2a. ed. Madrid, pp. 81-96.
- Marcangeli, J. A., M. J. Eguaras y N. A. Fernández. 1992. Reproduction of *Varroa jacobsoni* (Acari: Mesostigmata: Varroidae) in temperate climates of Argentina. *Apidologie* 23:1-4.
- Monetti, L., J. Marcangeli, M. Eguaras y N. Fernández. 1991. Pérdida de peso en la abeja *Apis mellifera*, raza criolla, producida por el ectoparásito *Varroa jacobsoni*. *Ecología Austral*. 1: 103-106.
- Morse, R. A. 1987. *Varroa jacobsoni*. Detection techniques. *Ame. Bee J.* 127(11): 755-757.
- Needham, G. R. 1988. Status Report on *Varroa jacobsoni*. *Ame. Bee J.* 128(2): 106-110.
- Oudemans, A. C. 1904. On a new genus and species of parasitic acari. *Notes Leyden Mus.* 24(8):216-222.
- Peng, Ying-Shin. 1988. The resistance mechanism of the Asian honey bee (*Apis cerana*) to the mite *Varroa jacobsoni*. En: G. R. Needhman, R.E. Page, M. Delfinado-Baker y C. E. Clive. Africanized honey bees and bee mites. John and Sons. England, pp. 426-429.

- Peng, Y. S., Y. Fang, S. Xu y L. Ge. 1987. The resistance mechanism of the Asian honey bee, *Apis cerana* Fabr., to an ectoparasitic mite, *Varroa jacobsoni* Oudemans. *J. Inv. Pathology* 49:54-60.
- Puerta, P. F.; S. J. M. Flores; R. M. Bustos, y A. F. Padilla. 1990. Enfermedades secundarias a la parasitación por *Varroa* en *Apis mellifera*. *Vida Apícola*. 43: 54-59.
- Puerta-Puerta, F., J. M. Flores-Serrano, M. Bustos-Rufz, F. Padilla-Alvarez y F. J. Fernández-Fallero 1989. Variabilidad en la tasa reproductiva de *Varroa jacobsoni* en colmenas de *Apis mellifera iberica*. *Rev. Ibér. Parasitol.* 49(4):381-386.
- Ramírez, W. B. y G. W. Otis. 1986. Developmental phases in the life cycle of *Varroa jacobsoni*, an ectoparasitic mite on honey bees. *Bee World*. 67(3): 93-97.
- Rehm, S. M. y W. Ritter. 1988. Succession and period of development of the male and female offspring of *Varroa jacobsoni* in the brood of laying workers. En: R. Cavalloro (Ed.). Present status of varroatosis in Europe and progress in the *Varroa* mite control, Proceedings of a meeting of the EC Experts' Group/Udine, Italy 28-30 November, pp. 97-99.
- Ritter, W. 1981. *Varroa* disease of the honey bee *Apis mellifera*. *Bee World*. 62(4): 141-153.
- Ritter, W. 1988. Different methods of controlling *Varroa jacobsoni* in West Germany. *Am. Bee J.* 128(4): 260-261.
- Robaux, P. 1984. Biologie et comportement de *Varroa jacobsoni*. *Pathologie*. p. 101-115.
- Rodríguez, D.S.R., M. J. Moro, G. Otero C. 1992. *Varroa* found in México. *Am. Bee J.* 132(11): 728-729.
- Ruijter, A., N. Pappas. 1983. Karyotype and sex determination of *Varroa jacobsoni* Oud. Present status need. En: R. Cavalloro (Ed.) *Varroa jacobsoni* Oud. affecting honey bees: present status and needs, Proceedings of a meeting of the EC Experts' Group/Wageningen 7-9 February, pp. 41-44.
- S.A.R.H. 1987. Manual de la acariosis de las abejas. Centro Nacional de Parasitología Animal. 136 p.
- Seung-Yoon Choi. 1988. Chemical control of *Varroa* mites in Korea. En: G. R. Needhman, R.E. Page, M. Delfinado-Baker y C. E. Clive. *Africanized honey bees and bee mites*. John and Sons. England, pp. 413-116.

- Steiner, J. 1988. Sex discrimination based on external structures in nymphal and adult **Varroa jacobsoni** mites (Acarina:Varroidae). Entomol. Génér. 14(2): 133-138.
- Zheng-You Fan y Lang-Shu Li. 1988. The distribution and damage of bees mites in China. En: G. R. Needhman, R.E. Page, M. Delfinado-Baker y C. E. Clive. Africanized honey bees and bee mites. John and Sons. England, pp. 417-419.
- Wienands, A. 1988. **Varroa** research makes headway in West Germany. Ame. Bee J. 128(5):358-359.