

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA“ANTONIO
NARRO”
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Detección de enfermedades y parásitos en las abejas melíferas
(*Apis mellifera* L.) en la Comarca Lagunera.

POR

ORLANDO ORTIZ MENDOZA

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA.

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

NOVIEMBRE DE 2017

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TESIS DEL (LA) C. **ORLANDO ORTIZ MENDOZA**, QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACION DEL H. JURADO EXAMINADOR COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

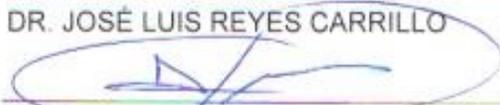
REVISADA POR EL COMITÉ ASESOR:

PRESIDENTE:



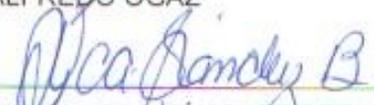
DR. JOSÉ LUIS REYES CARRILLO

VOCAL:



DR. ALFREDO OGAZ

VOCAL:



M.C. FRANCISCA SÁNCHEZ BERNAL

VOCAL:



ING. JUAN MANUEL NAVA SANTOS



M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO



COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO.

NOVIEMBRE DE 2017.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Detección de enfermedades y parásitos en las abejas melíferas (*Apis mellifera* L.) de la Comarca Lagunera.

POR:

ORLANDO ORTIZ MENDOZA

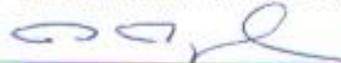
TESIS:

QUE SOMETE A CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ ASESOR COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

REVISADA POR EL COMITÉ ASESOR:

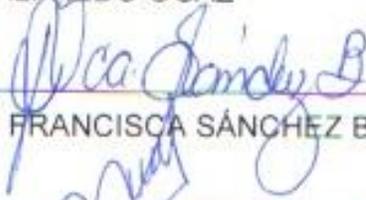
ASESOR PRINCIPAL:


DR. JOSÉ LUIS REYES CARRILLO

ASESOR:

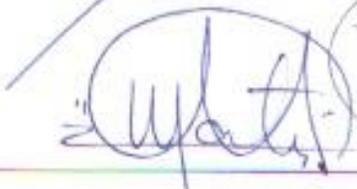

DR. ALFREDO OGAZ

ASESOR:


M.C. FRANCISCA SÁNCHEZ BERNAL

ASESOR:


ING. JUAN MANUEL NAVA SANTOS


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO.

NOVIEMBRE DE 2017.



DEDICATORIA A DIOS.

Agradezco a Dios por darme la vida, por estar apoyándome en todo momento, por darme la fuerza, valor y sobre todo la perseverancia para seguir adelante. Gracias por la oportunidad de llegar hasta donde me encuentro y de tener la dicha de que mis padres vean mis metas concluidas.

A MIS PADRES.

A mi Sra. Madre Paula Mendoza López y Mi Padre Sr. Lorenzo Ortiz Victoriano, por el apoyo que me brindaron, a ellos debo y dedico este triunfo obtenido se los agradezco de todo corazón lo que han hecho por mí, por haberme guiado por buen camino en la vida y haber sembrado en mí, valores y un espíritu de servicio que hicieron de mi la persona quien soy ahora y por enseñarme lo importante que es prepararse en la vida.

A MIS HERMANOS.

José Lorenzo y María de los Ángeles Ortiz Mendoza, por el apoyo moral que siempre me brindaron, les agradezco por estar siempre a lado de mis padres, aunque la distancia nos separen ellos siempre están en mi mente y corazón.

A MIS ABUELOS.

Sr. Mateo Ortiz Sánchez (QEPD) y Sra. Aurora Victoriano Pérez, Al Sr Macedonio Mendoza Pérez y Felipa López Carrillo, gracias por enseñarme a nunca rendirme, por recordarme siempre que si caigo es para aprender a levantarse, estar de pie más fuerte que antes y seguir luchando por mis sueños.

AGRADECIMIENTOS

A MI ALMA TERRA MATER.

Por abrirme las puertas y cobijarme en su regazo durante cuatro años y medios, contribuyendo en mi formación profesional mil gracias mi querida. Alma Terra Mater.

A MIS ASESORES.

A quienes admiro mucho, en particular al Dr. José Luis Reyes Carrillo, por ser una buena persona, a quien agradezco por todo el apoyo que me brindó para la realización del presente trabajo. Muchas gracias.

A MIS PROFESORES.

Quienes compartieron conmigo parte de su experiencia profesional y me transmitieron sus conocimientos, mismos que ayudaron en mi formación profesional, por enseñarme que la vida es de trabajo y esfuerzo, para lograr las metas planteadas y luchar sin descanso. Agradezco a todos ustedes.

A MIS AMIGOS.

Jordán Martínez. Tomas Barranco Rendón, David Rafael Cruz, Santiago Pérez López, Ramiro Rendón Hernández, José Olvera Félix, a quienes admiro mucho por ser personas comprometidas consigo mismo, agradezco por tener su amistad y apoyo incondicional en todo momento, gracias por brindarme su apoyo moral y profesional. Dios los bendiga hoy y siempre.

INDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS.....	ii
INDICE DE CONTENIDO.....	iii
ÍNDICE DE CUADROS.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vi
ÍNDICE DE GRÁFICAS.....	vii
Resumen.....	viii
I.INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Varroasis.....	3
2.1.1. Descripción.....	3
2.1.2 Ciclo biológico.....	4
2.1.3 Daños causados.....	6
2.2 Tratamiento.....	8
2.2.1 Métodos de tratamiento.....	8
2.2.2 Químicos.....	8
2.2.3 Biológicos.....	8
2.2.4 Alternativos.....	9
2.2.5 Ácido fórmico.....	9
2.2.6 Timol.....	10
2.2.7 Acido oxálico.....	11
2.3 Nosemosis.....	11
2.3.1 Descripción.....	12
2.3.2 Ciclo de vida.....	13
2.3.3 Daños causados.....	15
2.3.4 Tratamiento.....	16
2.4 Acariosis.....	17
2.4.1 Descripción.....	17

2.4.2	Ciclo biológico.....	18
2.4.3	Daños causados.....	20
2.4.4	Tratamiento.....	21
2.5	Africanización.....	22
2.5.1	Origen de la abeja africana.....	22
2.5.2	Proceso de africanización.....	24
2.6	Tiempo de desarrollo.....	25
2.6.1	Evasión.....	25
2.6.2	Pecoreo.....	26
2.6.3	Resistencia a enfermedades.....	27
2.6.4	Defensa.....	27
2.7	Llegada de la abeja africana a México.....	28
2.7.1	Efectos de la africanización.....	29
2.7.2	Métodos para la identificación de abejas africanizadas.....	30
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
3.1	Ubicación de la zona de estudio.....	32
3.2	Material biológico.....	32
3.3	Obtención de muestras.....	33
3.4	Colecta de muestra para análisis.....	33
3.5	Recepción de muestra para el análisis.....	33
3.5.1	Laboratorio de análisis.....	34
3.5.2	Materiales y equipo de laboratorio.....	34
3.6	Diagnóstico del ácaro <i>Varroa destructor</i>	34
3.7	Diagnóstico de Nosemosis.....	35
3.8	Diagnostico del ácaro <i>Acarapis woodi</i>	36
3.9	Método de Identificación Morfométrico FABIS.....	36
3.9.1	Método FABIS I.....	37
3.9.2	Método FABIS II.....	40
IV.	RESULTADO Y DISCUSION.....	43
V.	CONCLUSIONES.....	56
VI.	LITERATURA REVISADA.....	57

ÍNDICE DE CUADROS

Página

Cuadro 1. Detección del ácaro <i>Varroa destructor</i>	43
Cuadro 2. Detección de <i>Nosemosis</i>	45
Cuadro 3. Detección de <i>Acarapis woodi</i>	47
Cuadro 4. Determinación de la africanización mediante el método de FABIS I, valores de longitud de ala.....	49
Cuadro 5. Valores de longitud promedio del fémur posterior, método FABIS II.	51
Cuadro 6. Número total de muestras analizadas en los métodos FABIS I y FABIS II en colmenas de la Comarca Lagunera.	52
Cuadro 7. Muestras africanizadas en la Comarca Lagunera.	53

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Ciclo biológico del ácaro en su etapa adulta.....	4
Figura 2. Diagrama de <i>Nosema apis</i> Zander	13
Figura 3. Ciclo de vida de <i>Nosema apis</i> Zander.....	15
Figura 4. Presencia de ácaro <i>Acarapis woodi</i> en las tráqueas de las abejas.	18

ÍNDICE DE GRÁFICAS

	Página
Grafica 1. Resultado de africanización de colmenas mediante el método FABIS I.....	50
Grafica 2. Resultado de africanización en 12 casos sospechosos mediante el método FABIS II en la comarca lagunera.	51
Grafica 3. Porcentaje del muestreo general, analizadas en los métodos FABIS I y FABIS II en colmenas de la comarca lagunera.	52

Resumen.

Las enfermedades y parasitosis que afectan a las abejas melíferas causan importantes pérdidas económicas a los apicultores. Existen más de 20 enfermedades conocidas de las abejas melíferas (*Apis mellifera* L.), pero menos de diez son de verdadera importancia. Es necesario que el apicultor aprenda reconocer algunas enfermedades de las abejas especialmente de la cría, ya que de no tratarse a tiempo, las pérdidas económicas pueden resultar cuantiosas. La apicultura en México es una actividad importante para el sector pecuario, amenazada por la presencia de enfermedades que afectan el desarrollo y la producción de las colonias. El presente estudio se realizó con el objetivo de cuantificar la presencia de *Varroa destructor*, *Nosema apis*, *Acarapis woodi* y africanización. La *Varroa destructor* se encuentra prácticamente en todas las colmenas de la Comarca Lagunera, siendo la infestación más alta de 15.9 % y el promedio de infestación general fue de 2.56 %. La presencia de *N. apis* y *A. woodi* fue negativa en todas las muestras. Existe africanización en las colmenas de la Comarca Lagunera, de las cuales, las abejas de origen europea representan un 69 % y un 31% de abejas africanizadas.

Palabras claves: *Apis mellifera*, *Varroa destructor*, *Nosemosis*, *Acarapis woodi*,
Africanización

I.INTRODUCCIÓN

En México la apicultura es una de las actividades del sector pecuario que genera una importante cantidad de divisas al país como resultado de la comercialización de los productos y subproductos derivados de las colmenas; además, genera fuentes de trabajo en los diferentes eslabones de la cadena que conforman el sistema producto apícola. Las abejas son primordiales para los apicultores y de alta importancia para la agricultura, ya que a través de la polinización tecnificada inducida (por medio de la movilización de las colmenas), estos insectos contribuyen con más del 25 % de la polinización para obtener productos de consumo humano como frutas, vegetales y otras cosechas. Actualmente la producción de miel y la polinización son las actividades más sobresalientes de la apicultura (Martinez-puc *et al.*, 2011a).

Las abejas melíferas están propensas a sufrir el efecto de diversas parasitosis que afectan el desarrollo y la producción de las colonias. Entre las principales parasitosis asociadas a *V. destructor* se encuentra la *nosemosis*, una parasitosis del tracto digestivo de las abejas adultas causada por el protozooario *N. apis*, cuyos efectos son considerados de poca importancia en países que cuentan con climas tropicales o subtropicales (Martinez-puc *et al.*, 2011c).

Nosema apis es un microsporidio que afecta a las células epiteliales del ventrículo de las abejas adultas; forma esporas que pueden sobrevivir durante un año en temperaturas de congelación. *Nosema* es un corpúsculo ovalado de 2 a 4 μm de ancho y de 4 a 6 μm de largo. La enfermedad clínica se caracteriza por debilidad y muerte prematura de las abejas. En el intestino de un himenóptero pueden habitar hasta 50 millones de esporas de *Nosema*; es un problema serio en lugares donde las bajas temperatura impiden a las abejas salir de la colmena para eliminar sus desechos (Martinez-Cesareo *et al.*, 2016).

Acarapis woodi es un ácaro de distribución mundial que entra, vive y se reproduce en el primer par de espiráculos torácicos en tráqueas de abejas adultas.

La hembra mide de 120 a 150 μm de largo por 60 a 80 μm de ancho; el macho mide de 80 a 100 μm de largo por 40 a 60 de ancho (SAGARPA, 2014) tiene cuatro pares de patas, gran cantidad de sedas que le ayudan a localizar los espiráculos y a moverse sobre todo el cuerpo de la abeja. El ácaro tiene aparato bucal capaz de perforar las paredes traqueales para succionar hemolinfa de su hospedero (Cepero *et al.*, 2015).

Las abejas africanizadas son híbridos de razas de abejas europeas y africanas que se crearon en Brasil en 1957 con la finalidad de desarrollar un programa de mejoramiento genético. Llegaron a México desde finales de 1986, cuando entraron los primeros enjambres a través de la frontera con Guatemala, después de 29 años de migración desde Brasil (Uribe *et al.*, 2003) por lo tanto los objetivos del presente estudio fueron diagnosticar los niveles de infestación de *Varroa destructor*, *Nosema apis*, *Acarapis woodi*, y, detectar y determinar el porcentaje de abejas africanizadas y europeas en las colmenas de la Comarca Lagunera mediante el método de FABIS I y FABIS II.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Varroasis.

En la actualidad el ácaro varroa (*V. destructor*), es considerado como el principal problema sanitario al que se enfrenta la apicultura a nivel mundial, por la mortalidad de las colonias infestadas cuando estas no reciben ningún tipo de tratamiento o método de control después de dos años de haber iniciado la infestación (Martinez-Puc *et al.*, 2011b).

La *Varroosis*, también conocida como *varroasis* o *varroatosís*, es una enfermedad causada por el ácaro externo *Varroa destructor* que afectan a las abejas obreras, reinas y zánganos (Anderson y Trueman, 2000). Antes de que el ácaro *V. destructor* se transmitiera a la abeja occidental *A. mellifera*, *V. destructor* era un parásito exclusivo de la abeja asiática *A. cerana* (Ritter, 2001), la cual no se ha visto seriamente afectada, debido a que las hembras de *V. destructor* solo se reproducen en las celdas de zánganos, contrario a los registros de abejas *A. mellifera* donde las hembras del ácaro se reproducen en celdas de cría de zánganos y de obreras (Boecking y Ritter, 1993).

2.1.1. Descripción.

El ácaro *V. destructor*, es un parásito cuyas hembras adultas miden 1.1 mm a 1.2 mm de largo y de 1.5 mm a 1.6 mm de ancho, presentan una forma aplanada dorsoventralmente, con una coloración café-rojizo (Ritter,

1981; Delfinado-Baker, 1984). Pude observarse a simple vista, posee cuatro pares de pata, abundante revestimiento piloso y las patas dotadas de ventosas que favorecen su sólida fijación en el cuerpo de las abejas (Ritter, 2001). El macho es de menor tamaño en comparación a la hembra ya que mide 0.71 mm de largo por 0.70 mm de ancho, es de color blanco amarillento y de forma esférica (Ritter, 1981; Delfinado-Baker, 1984).

2.1.2 Ciclo biológico.

El ciclo biológico del ácaro en su etapa adulta se divide en dos fases: forética (del griego “fores”, cargar), y reproductiva (Figura 1) (Delfinado-Baker *et al.*, 1992). En la forética el ácaro parasita sobre el cuerpo de la abeja y en la reproductiva los ácaros se introducen al interior de las celdas con cría



Figura 1. Ciclo biológico del ácaro en su etapa adulta.

operculada (De Jong, 1997).

En la fase reproductiva, el ácaro penetra en la celda de obreras y zánganos, cuando estas se encuentran en el último estadio larval (Martin,

1997) entre las 15 a 20 horas antes de la operculación en las celdas de las obreras y de 40 a 50 horas antes de la operculación en celdas de zánganos (Boot *et al.*, 1992).

Una vez que el ácaro se encuentra en el interior de la celda, se desliza entre la pared y la larva, hasta alcanzar el fondo de la celda, permaneciendo sumergida en el alimento larval, respirando a través de unas estructuras especiales llamadas peritremos, que se extienden fuera del alimento larval permitiéndole respirar. Después de la operculación de la celda y una vez que la larva consume el alimento, el ácaro puede desplazarse libremente en el interior de la celda (Ritter, 2001).

La hembra fértil del ácaro inicia el ciclo biológico al entrar (una sola o varias) en la celda. Una vez en el interior se aloja en el alimento de la larva y se mantiene inmóvil hasta que esta la consume. Luego succiona la hemolinfa de la pupa y pone su primer huevo que dará origen a un ácaro macho. cuando esto sucede ya han transcurrido entre 60 a 70 horas de su ingreso a la celda, 30 horas más tarde pone otro huevo que dará origen a una varroa hembra, y a partir de este momento continuará su postura cada 30 horas con huevos que darán origen a varroas hembras (De la sota y Bacci, 2005).

Si solo ingreso a la celda una hembra, una vez que el macho alcanza la madurez sexual fecundará a sus hermanas, quienes conservan el esperma en la espermateca. Luego de la cópula el macho muere, al igual que las hembras inmaduras una vez que nace la abeja adulta. En la hembra el ciclo

de huevo a adulto es de ocho a nueve días, mientras que en el macho es de seis a siete días. una hembra de varroa fecundada puede poner hasta cinco huevos en las celdas de obreras y hasta siete en las de zángano (De la sota y Bacci, 2005).

El desarrollo ontogénico del ácaro comprende las siguientes etapas o fases: huevo-larva, debido a que la larva se desarrolla en el interior del huevo, protoninfa, deutoninfa adulto. El huevo es de forma esférica y de color blanco perla, en su interior se desarrolla un embrión que dará origen a una larva caracterizada por sus quelíceros pequeños, la cual pertenece dentro del huevo y eclosiona como protoninfa de forma esférica y color blanco perla, su tamaño puede variar por la extensión del idiosoma durante la alimentación (Donze y Guerin, 1994).

La protoninfa es un estadio activo que puede desplazarse y alimentarse. La deutoninfa tiene el típico cuerpo elipsoidal y aplastado del adulto, pero es de color blanco amarillento. La deutoninfa y el macho adulto se parecen a la protoninfa hembra, pero se distinguen de ella por su cuerpo más anguloso y de color ligeramente verde (Steiner, 1988).

2.1.3 Daños causados.

En la actualidad *V. destructor* es considerado como el problema sanitario más serio que afecta a la apicultura en todo el mundo, sobre todo en países de clima templado donde el ácaro causa un alta mortalidad, o la

pérdida total de las colonias cuando estas no reciben ningún método de tratamiento o método de control (De Jong, 1997).

Estudios realizados en México han demostrado que las colonias infestadas con *V. destructor*, y que no reciben tratamiento para su control, reducen su producción de miel hasta en un 65 % en comparación a las colonias tratadas (Arechavaleta-Velasco y Guzman-Novoa, 2000).

Cuando los niveles de infestación en la cría son elevados pueden llegar a matarla, en caso contrario, las abejas que emergen presentan daños físicos como deformación de alas, patas, tórax y abdomen (Bailey, 1981).

En términos generales, una abeja infestada vive la mitad del tiempo que una abeja sana, debido a que las hembras adultas de los ácaros y sus descendiente se alimenta de hemolinfa de la abeja inmadura, por ello, cuando el número de abejas infestadas en una colonia es alto, los daños ocasionados por el parásito son considerables, las abejas infestada por un solo ácaro emergen con menor peso, con un promedio del 6 % menos, mientras que cuando son infestados por dos ácaros la reducción del peso promedio es del 10 % (OIRSA-BID, 1990).

La infestación con *V. destructor* aumenta la posibilidad de que otras enfermedades como la cría calcárea causada por el hongo *Ascosphaera apis* y la cría de piedra causada por *Aspergillus flavus*, se presentan en las colonias infestadas, así como también la *Nosemosis* (Medina y Vicario-Mejía, 1999).

La infestación del ácaro puede afectar de manera directa la capacidad reproductiva de los zánganos. Las vesículas seminales responsables de contener el semen hasta el apareamiento, así como las glándulas mucosas de los zánganos se ven reducidas. El número de espermatozoides producido por un zángano parasitado puede disminuir hasta un 50 % debido a la falta de proteínas que se requieren (Jandricic y Otis, 2003).

2.2 Tratamiento.

2.2.1 Métodos de tratamiento.

Para el control del ácaro se pueden utilizar métodos químicos, biológicos y alternativos.

2.2.2 Químicos.

Los productos químicos para tratar a las colmenas deben contar con el registro de la SAGARPA y aplicarse de acuerdo con las indicaciones del fabricante. Entre ellos están la flumetrina y el fluvalinato elaborados a base de piretroides. No obstante que estos dos productos son efectivos para el control del ácaro y son de fácil aplicación, no son compatibles con la apicultura orgánica (Wallner, 1999).

2.2.3 Biológicos.

Este método consiste en aprovechar la atracción química del ácaro por larvas de zángano. En este caso el apicultor debe colocar en el interior de las colmenas un bastidor que contenga cera estampada para cría de

zánganos en los periodos de flujo néctar, las obreras construirán la cera y la reina pondrá los huevos que darán orígenes a zánganos. Se recomienda solo introducir un bastidor para no limitar el espacio para la cría de obreras. Con un peine desoperculador se retira a la cría de su celda y se coloca el panal bajo el chorro del agua para sacrificarla. Las larvas de zánganos se deben incinerar, enterrar o utilizar como alimento de aves. Esta actividad se realiza lejos del apiario, para evitar una posible reinfestación (Verde-Jimenez, 2001).

2.2.4 Alternativos

Existen otras sustancias utilizadas para el control del ácaro conocidas como productos alternativos entre los que se encuentran los ácidos orgánicos (ácido fórmico, láctico y oxálico) además de los aceites como el timol. Estos productos son de menor costo en comparación con los tratamientos químicos, son compatibles con la apicultura orgánica y el riesgo de contaminar la miel es menor, ya que estas sustancias se encuentran en pequeñas cantidades en la miel en forma natural (Ritter, 2001; Medina y May, 2005).

2.2.5 Ácido fórmico.

El ácido fórmico es un compuesto orgánico presente en la naturaleza, en la toxina que producen las hormigas y también como componente natural de la miel de las abejas. Es una sustancia muy volátil, por lo que sus residuos se evaporan en poco tiempo, por lo tanto no se considera un

contaminante. Para su aplicación es importante considerar la temperatura ambiental: si es demasiado baja, el ácido se evapora muy lentamente reduciendo su eficacia (Ritter, 2001).

La tasa de evaporación del ácido fórmico, debe de ser mayor de 7 a 10 g por día ya que si es menor, no logra tener la eficacia en contra de los ácaros (Thomas, 1997).

Para la aplicación del ácido fórmico la temperatura exterior debe ser entre 12 y 15 °C, ya que si la temperatura es demasiado baja, se evapora muy poco ácido reduciendo su eficacia, caso contrario sucede cuando las temperaturas son elevadas, ya que se pueden registrar diversos daños causados por la alta concentración de vapores (Ritter, 2001).

La mayor inhibición de la respiración en los ácaros, en comparación con las abejas, puede deberse a su menor capacidad metabólica y de regulación, hecho que podría explicar el efecto selectivo del ácido sobre los primeros y no sobre las abejas. Sin embargo, cuando las concentraciones dentro de la colmena aumentan, es posible que se produzca una inhibición respiratoria en las larvas de las abejas de menor edad como la muerte de la mayor parte de la población de abejas (Thomas, 1997).

2.2.6 Timol.

El timol es un aceite esencial natural extraído del tomillo que ha sido utilizado en la apicultura desde hace muchos años, principalmente en el control de la *Acariosis*, que es una parasitosis causada por el ácaro traqueal

Acarapis woodi. Presenta una eficacia de 66 a 99 % dependiendo de la forma de aplicación, ya sea en cristales, líquido o en gel (Imdorf *et al.*, 1999).

Los aceites esenciales son sustancias muy olorosas, que se obtienen de distintas partes de la planta como en las hojas, raíces, flores, semillas y frutas, por destilación de vapor. Los aceites esenciales, son compuestos muy volátiles y que se caracterizan por un olor característico del vegetal de donde se obtiene (Wade, 1993).

Es común observar pillaje cuando se está aplicando tratamientos a base de timol, debido a que las abejas guardianas no pueden diferenciar entre las abejas de su misma colonia, con las abejas pilladoras debido a que pierden sentido quimiorreceptor (Thomas, 1997).

2.2.7 Acido oxálico

El ácido oxálico es un compuesto químico presente en algunas frutas, plantas y en la miel. Tres aplicaciones de una mezcla con agua y azúcar ha demostrado una eficacia de hasta un 95 % (Mutinelli *et al.*, 1997).

2.3 Nosemosis

También conocida como Nosemiasis o Enfermedad de la desaparición espontánea, es una parasitosis del tracto digestivo de las abejas adultas, causado por el protozooario *Nosema apis* Zander y *Nosema ceranae*. La enfermedad es altamente contagiosa y los daños que ocasiona pueden ser

muy graves cuando el nivel de infestación es elevado (Guzman-Novoa, 2008).

La enfermedad provoca el reemplazo de la reina infestada, disminuye la longevidad de las obreras, y reduce la postura de la reina y la producción de miel (Demedio-Lorenzo *et al.*, 2010). La Nosemosis es considerada la enfermedad de las abejas más diseminada a nivel mundial (Nixon, 1982).

2.3.1 Descripción

El primero en observar las esporas del *Nosema apis*, fue Donhoff en 1857. En 1909 Zander demostró que las esporas eran la causa de una enfermedad enzoótica de las abejas a la que denominó Nosemiasis (Fries *et al.*, 2006).

Esta enfermedad se debe al ataque e infección de nosema en las células epiteliales del ventrículo o mesenteron de las abejas (De Graaf, 1994). Atacando obreras, zánganos y reinas, haciendo en estas últimas que los ovarios se atrofién, lo cual hace bajar la postura, en algunos casos hasta agotarla, por eso es de suma importancia el cambio de reina anual, también es recomendable cambiar la reina después de haber tratado las colmenas. Además afecta la longevidad de las abejas y provoca una gran disminución en su capacidad de producción (Czekonska, 2000).

2.3.2 Ciclo de vida.

El mecanismo de transmisión de *Nosema* spp es por medio de la ingestión de agua o alimentos contaminados con esporas y su localización es en las células epiteliales del ventrículo o intestino medio (Chen *et al.*, 2009). Las esporas son el estadio inicial y final del ciclo y sirven para su diseminación (Guzman-Novoa y Correa-Benitez, 2012). Las obreras jóvenes adquieren la enfermedad (esporas) cuando realizan sus actividades de limpieza en los panales, mientras que las reinas se infectan a través de la jalea real proporcionada por las abejas nodrizas enfermas y los zánganos se contagian cuando reciben alimento de las obreras (Calderon y Ortis, 2000).

El esporo de nosema es un corpúsculo ovalado, que posee dos polos, siendo más largo en la parte posterior. Este corpúsculo mide entre 4.6 y 6.4 micrones de largo por 2.5 a 3.0 de ancho, y se halla en una fina membrana (Figura 2) (Cornejo y Rossi, 1975).

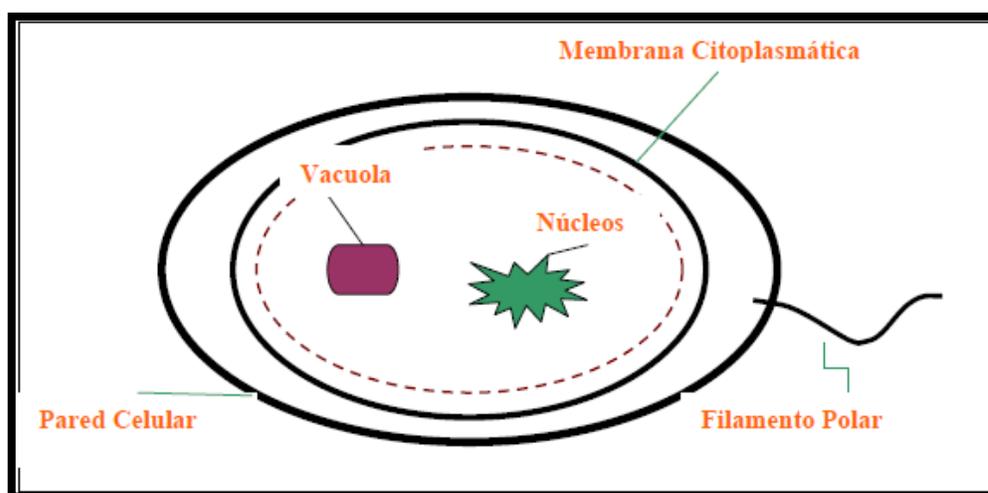


Figura 2. Diagrama de *N. apis*.

Fuente: Modificado de CORNEJO Y ROSSI (1975).

Cuando las esporas se encuentran en el ventrículo o estomago verdadero de la abeja, las secreciones gástricas provocan un aumento de la presión osmótica en el interior de la espora lo que facilita la apertura del micrópilo por donde sale el filamento polar que se fija a la pared de la células epiteliales del tubo digestivo (Fries, 1993; Orantes y Gonzalez, 1998; Ritter, 2001).

El contenido de la espora pasa a través del filamento polar y se inyecta en el interior de la célula epiteliales (Orantes y Gonzalez, 1998; Ritter, 2001). El citoplasma de la célula epitelial del intestino de la abeja, es el lugar donde crecerá el esporoplasma de *N. apis* fusionándose los dos núcleos transformándose en un meronte o célula madre que se dividirá asexualmente, vía estadios cuatrinucleares, originando muchos merozoitos o células hijas, este proceso se conoce como merogonia, y en *N. apis* existen dos ciclos merogonicos (Orantes y Gonzalez, 1998).

La siguiente fase, es la formación de esporas o esporogonia, en donde cada merozoito se diferenciará en esporontes dará lugar a dos esporoblastos, que una vez que se encuentran maduros darán origen a esporas. Una vez rota la célula, las esporas serán vertidas a la luz del tubo digestivo (Orantes y Gonzalez, 1998). La célula epitelial es destruida y las esporas son liberadas al lumen del tracto digestivo donde pasan el recto y son exteriorizados por medio de las haces, o bien puede ocurrir una

germinación intracelular de las esporas, afectando así a nuevas células epiteliales adyacentes, por lo que las esporas pueden no salir de la abeja cuando defeca (Fries *et al.*, 1992; Gisder *et al.*, 2010).

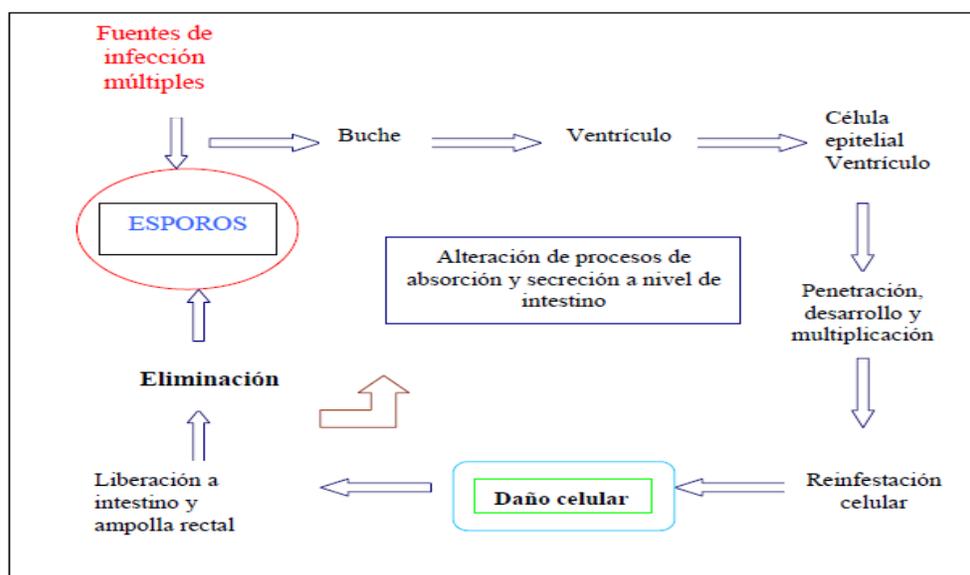


Figura 3. Ciclo de vida de *Nosema apis* Zander

2.3.3 Daños causados.

El recién surgido parásito obligado *Nosema ceranae*, causa una perturbación general de la fisiología de la abeja, que afecta a los mecanismo que controlan la movilización de las reservas de energía en los individuos infectados (Aliferis *et al.*, 2012).

En la mayoría de las ocasiones la enfermedad no se manifiesta clínicamente ya que se encuentra en un estado crónico, sin embargo, cuando se presentan algunos signos (que es cuando el problema ya es serio), estos son similares a los de Acariosis, con la adición de que las reinas enfermas son reemplazadas por las abejas (SAGARPA, 2010b).

Las abejas afectadas presentan diversos síntomas como parálisis, alas temblorosas, movimientos convulsivos y pérdida de los pelos del tórax, y en algunas ocasiones estreñimiento, si bien siempre se asocia a la disentería con *N. apis*, no existe prueba científica de que *N. apis* sea la causa principal de la disentería (Bailey, 1981; Orantes y Gonzalez, 1998).

Se ha observado que la asociación de *Varroa* y *Nosema* ocasiona una alta mortalidad, a pesar de que el número de esporas de *N. apis* en el organismo de las abejas sea mucho menor que en casos que se presenten *N. apis* (Hinojosa y Gonzalez, 2004).

2.3.4 Tratamiento.

Se recomienda la aplicación de algún tipo de tratamiento cuando los niveles de infección son superiores a los cinco millones de esporas por abeja (OIRSA-BID, 1990).

La fumagilina es un antibiótico que ha probado ser eficaz contra ambas especies de *Nosema*, sin embargo este medicamento podría llegar a los humanos por su residualidad en la miel (Higes *et al.*, 2008; Higes *et al.*, 2010). La fumagilina es 100 % eficaz contra la forma vegetativa de *Nosema* spp., pero no destruye las esporas del parásito, razón por la que la infección puede ser controlada pero no erradicada.

2.4 Acariosis

La *Acariosis*, *Acariasis* o Enfermedad de la isla de Wight, es una parásitosis de las tráqueas de las abejas adultas, causada por el ácaro *Acarapis woodi* (Rennie) (Sammataro *et al.*, 2000; Downey y Winston, 2001; SAGARPA, 2010b). El ácaro fue identificado por vez primera en abejas procedentes de la Isla de Wight en el canal de la Mancha, en 1905 se presentó una mortandad inusual en esta isla, lo que luego continuó en todas las regiones de Gran Bretaña donde existían apiarios; para 1920, se habían perdido casi el 90 % de las colonias de abejas de Inglaterra (Sammataro *et al.*, 2000).

En México, la Acariosis ocasionó los primeros años después de su detección en 1980, graves pérdidas económicas para los apicultores. En la actualidad no se tienen estudios que permitan evaluar los daños ocasionados y al parecer se ha establecido un equilibrio entre el parásito y las abejas (SAGARPA, 2009; SAGARPA, 2010a).

2.4.1 Descripción.

El *Acarapis woodi* (Rennie), es un parásito microscópico (figura 4) de la clase de los arácnidos y del orden de los ácaros (garrapatas). Al igual que la mayoría de los ácaros, tiene 4 pares de patas (Sammataro *et al.*, 2000). El tamaño de los ácaros es variable, la hembra mide de 120 a 150 micras de largo por 60 a 80 de ancho; el macho es más pequeño y mide de 80 a 100

micras de largo por 40 a 60 de ancho. Las formas inmaduras (huevos y ninfas) muchas veces son mayores que los adultos. El *Acarapis woodi* dotado de gran cantidad de setas (pelos táctiles) que le ayudan a localizar los espiráculos y a trasladarse en distintas regiones anatómicas de la abeja (Downey y Winston, 2001).

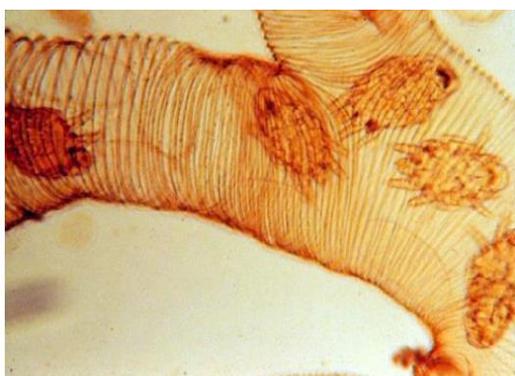


Figura 4. Presencia de ácaro *Acarapis woodi* en las tráqueas de las abejas.

2.4.2 Ciclo biológico.

El ácaro parasita el sistema traqueal y los sacos aéreos del tórax de las abejas; la infestación se inicia en abejas menores de seis días de edad, abejas de mayor edad son inmunes a la penetración del ácaro a sus tráqueas; la razón de esta inmunidad no ha sido aún bien esclarecida, pero se cree que se debe al endurecimiento de los pelos que rodean los espiráculos (aberturas) del primer par de tráqueas torácicas por donde normal mente penetran los parásitos (Downey y Winston, 2001). La hembra *A. woodi* es capaz de producir de ocho a diez descendientes ovipositando en

promedio 0.85 huevos por día, iniciando la ovoposición a los 12 días de edad (Pettis, 1991).

Los altos niveles de infestación, se hacen más aparentes después de largos periodos de confinamiento de las abejas dentro de su colmena, lo cual ocurre luego de la época de lluvias, vientos, heladas, pobre floración, etc., debido a que el contacto entre las abejas es más estrecho ya que su mayor longevidad permite que se desarrollen más ácaros en sus tráqueas (Downey y Winston, 2001). El desarrollo total de *A. woodi* fluctúa entre 11 y 12 días en los machos y de 14 a 15 días en las hembras (Delfinado-Baker y Baker, 1982; Pettis, 1991).

Las abejas jóvenes (menores de 6 días), son infestadas por el ácaro hembra cuando establecen contacto físico con abejas parasitadas de mayor edad. El *Acarapis woodi* pasa de los pelillos del tórax de la abeja enferma a los de la abeja susceptible a los cuales se sujeta con la ayuda de sus uñas. Posteriormente y guiándose por las corrientes de aire producidas por los movimientos respiratorios de la abeja, encuentra el espiráculo de una tráquea del protórax, a través del cual penetra (Sammataro *et al.*, 2000).

Únicamente las hembras de *A. woodi* pueden movilizarse fuera del huésped, para dispersarse hacia abejas jóvenes, realizando esta actividad aproximadamente a los 13 días de edad (Pettis, 1991). *A. woodi* es un parásito obligado, que solo puede sobrevivir pocas horas fuera de las tráqueas (Wilson *et al.*, 1997). Una vez que *A. woodi* abandona el cuerpo de

una abeja adulta, se moviliza hacia las abejas jóvenes, menores a cuatro días de edad.(Ritter, 2001).

2.4.3 Daños causados.

Los ácaros adultos y sus fases en desarrollo son capaces de perforar con su aparato bucal la pared de la tráquea para así absorber la hemolinfa del huésped (Ordetx y Espina, 1966; Cornejo y Rossi, 1975; Bailey, 1981). Las tráqueas de los primeros espiráculos toraxicos proporcionan oxígeno a los músculos de vuelo, y la presencia de abundantes ácaros en estos productos en estos conductos dificulta la respiración de la abeja (Ordetx y Espina, 1966). Las abejas afectadas presentan una tendencia a arrastrarse, las alas distendidas con una marcada dislocación de las mismas hacia delante (Cornejo y Rossi, 1975). Se ha demostrado que la infestación por *A. woodi* reduce el periodo de vida, hasta en un 30% en comparación al de una abeja sana (OIRSA-BID, 1990).

Los signos clínicos de la *Acariosis* no siempre se observan y generalmente solo son evidentes cuando los niveles de infestación son muy altos (más de 50 %). Entre las manifestaciones clínicas tenemos las siguientes: Las abejas se observan con las alas dislocadas, abanicándolas sin conseguir volar, su abdomen se aprecia distendido, hay abejas muertas o moribundas frente a las piqueras y algunas se ven trepando las hojas del pasto u otras hierbas; otras abejas presentan el tórax desprovisto de pelillos por lo que se ve negro y brillante, es notorio también que las abejas enfermas pierdan el instinto de picar (Sammataro *et al.*, 2000). Este síndrome aparece

en días con baja temperatura a la sombra, en colonias altamente infestada que han pasado por un prolongado periodo de encierro, sin embargo, no es exclusivo de la Acariosis ya que puede también observarse en casos de hambre, envenenamiento por insecticidas o por consumo de alimentos fermentados en exceso, cambios bruscos en la temperatura ambiental o en caso de otras enfermedades como la Nosemiasis, la Amebiasis y la Parálisis (IICA, 2009).

2.4.4 Tratamiento

En la actualidad existen diversos productos químicos utilizados para el tratamiento de las colonias infestadas, entre los que se encuentra el salicilato de metilo, el cual es utilizado a temperaturas cálidas (de 18 a 20 °C, por lo menos), las cuales son necesarias para llegar a producir una correcta evaporación. Sin embargo, se ha observado que los productos utilizados para el control de *V. destructor* también actúan en contra de *A. woodi*, los acaricidas piretroides utilizados para el control de *V. destructor* eliminan únicamente a los ácaros adultos cuando estos se encuentran en la superficie exterior de la tráquea, al pasar de una abeja a otra. El ácido fórmico, el cual actúa por evaporación también ejerce influencia contra *A. woodi*, el mentol produce un efecto letal sobre *A. woodi* se recomienda el uso de cristales en solución con alcohol (Aracelly *et al.*, 2011).

Establecida la infestación, es muy importante lograr su erradicación, pero medidas asociadas con tratamiento orgánicos, como el mentol, recomendado desde la década 1980 por su aceptable eficacia, utilizando en

forma de cristales, con una dosis recomendada de 50 g de cristales por cada colmena, en paquetes con huecos (mallas), las que se colocan en los cabezales de los cuadros de cámara de cría. Pasado 6 días del tratamiento, se aprecia una drástica disminución de los ácaros en las tráqueas y de las tráqueas contaminadas, siendo menos susceptibles los huevos y larvas del parásito. Después de dos semanas de la aplicación, el 98 % de los ácaros adultos mueren y después de tres semanas no se encuentran parásitos vivos, corroborando un efecto directo de la temperatura sobre la eficacia del mentol (Vaquero *et al.*, 2010).

2.5 Africanización.

Las abejas melíferas africanizadas (descendientes de *Apis mellifera scutellata* Lepelletier) son insectos muy exitosos desde el punto de vista biológico, porque han podido colonizar y prevalecer en más de 20 países del continente americano, reemplazando a las poblaciones de abejas europeas en esos países. La enorme capacidad colonizadora de estos insectos constituye una de las invasiones biológicas más rápidas y espectaculares de la que se tenga conocimiento (Guzman-Novoa *et al.*, 2011).

2.5.1 Origen de la abeja africana.

Las abejas de las especies *Apis mellifera*, son originarios de África y países limitantes con el mar Mediterráneo, se encuentran distribuidas en

todas las zonas del globo donde las condiciones climáticas hacen posible su existencia. Las abejas africanas introducidas en Brasil en 1956, fueron traídas del centro y sur del continente africano, al cruzarse con las abejas locales de origen europeo introducidas en las época de la conquista, generaron una población híbrida denominada abeja africanizada (Hoyos-Sanchez, 2007).

Hasta 1956 se consideraba que solo había abejas melíferas de razas europeas en los países americanos. Sin embargo, en ese año, investigadores brasileños introdujeron al estado de San Paulo Brasil, reinas de *A. m. scutellata*, una raza de abejas melíferas del sur del continente africano. Los científicos sudamericanos intentaron establecer un programa de mejoramiento genético encaminado a desarrollar abejas más productivas y mejor adaptadas a las condiciones tropicales de Brasil, ya que pensaban que se podría producir más miel con abejas tropicales que lo que se estaba produciendo con abejas de clima templado, como las abejas de raza europeas (Guzman-Novoa *et al.*, 2011).

El proceso de africanización se inició en 1957, cuando los descendientes de estas abejas africanas que escaparon accidentalmente se aparearon con abejas europeas locales. Las abejas africanizadas han establecido poblaciones silvestres y se han expandido por el continente, encontrándose actualmente desde el Norte de Argentina hasta el sur de los Estados Unidos (Utrera-Quintana, 2011).

2.5.2 Proceso de africanización.

Tras el accidente brasileño lo que ocurrió fue que las abejas africanas salvajes se cruzaron con las colmenas domésticas que encontraron a su paso que condujo a una africanización de la descendencia acompañada de drásticos cambios. Por ejemplo la construcción de las celdillas por parte de las dos clases de abejas es diferente. En el caso de las africanas son más pequeñas y tienden a formarlas incontroladamente en rocas, arboles, edificios, coches abandonados, conducciones de aire etc. Por otra parte las abejas africanas poseen una gran velocidad reproductiva y formación de nuevos enjambres cuyo número puede ser 10 o 15 por año en lugar de uno como ocurre en el caso de las abejas europeas. Más aun estas suelen ser muy nómadas, abandonan rápidamente los nidos y su agresividad alcanza límites muy elevados (Lozano-Teruel, 1995).

La colonización de las colonias de abejas no ha obedecido a un solo factor, sino a la interacción de varios de ellos, que en conjunto han ocasionado el desplazamiento de las poblaciones de abejas de razas europeas para ser reemplazadas gradualmente por poblaciones con características de la raza africana invasora. La importancia relativa de cada mecanismo puede diferir entre las poblaciones de abejas domésticas y silvestres (Taylor, 1999).

En apiarios manejados por apicultores, se ha tratado de mantener la línea europea materna a través de reemplazar a las reinas con genotipos europeos o seleccionados. En estas poblaciones la introgresión de genes

africanos ocurre vía paterna, principalmente por medio de apareamiento de estas reinas con zánganos de origen africano producidos por colonias silvestres. En contraste, la retención de características africanas aun las poblaciones silvestres ocurre sobre la pérdida de genotipos europeos de origen materno. independientemente de si se trata de colonias manejadas o silvestres, los factores biológico y de comportamiento que son los principales causantes de un flujo de genes asimétricos que ha ocasionado que las abejas africanizadas sean invasoras sumamente exitosa (Taylor, 1999).

2.6 Tiempo de desarrollo.

La formación de una abeja adulta ocurre como en otros insectos holométicos, mediante un proceso de desarrollo y transformación que inicia con la postura de un huevo por una reina y concluye con la salida de un adulto de una celda del panal. Las abejas obreras de razas europeas tardan en promedio, 21 días en desarrollarse y emerger desde que una reina pone un huevo, mientras que las obreras africanizadas emergen a los 18.5 días a partir de que el huevo es puesto (Correa-benitez y Guzman-Novoa, 2006).

2.6.1 Evasión

La evasión o emigración de la totalidad de los individuos de una colonia es una característica que las abejas africanizadas manifiestan con mucha frecuencia. Este comportamiento se debe a que estos insectos son

altamente susceptibles a disturbios causados por depredadores, ruido, manejo excesivo, calor intenso, y a la escasez de agua y alimentos. La evasión de colmenas de colmenas se presenta con muy poca frecuencia en las abejas de razas europeas, pero en africanizadas puede observarse desde 30 hasta 100 % de las colmenas (Scott-Shneider *et al.*, 2004).

2.6.2 Pecoreo.

El pecoreo es la acción de recolección que realiza las abejas para traer a su colmena, néctar, polen, agua, y resinas de los arboles (propóleos). Las abejas africanizadas empiezan a pecorear entre los 12 y 14 días después de emergidas, mientras que las europeas lo hacen entre los 14 y 16. Las abejas africanizadas realizan un mayor número de viajes a las flores por día debido a que están mejor adaptadas a la diversidad de flora en los trópicos y por qué dedican menos tiempos a trabajar en cada flor. Sin embargo, su buche o estómago de la miel, es de menor capacidad y por lo tanto, transportan menor cantidad de néctar a su colmena en cada viaje, en relación con abejas europeas (Guzman-Novoa *et al.*, 2011).

En varios estudios se ha demostrado que cuando se toman en cuenta de manera conjunta factores como el número de viajes a las flores, así como la cantidad y calidad del néctar (grado de concentración de carbohidratos) transportado, no existen diferencias entre abejas europeas y africanizadas en cuanto a la cantidad de calorías que cada individuo dedicado a la recolección de néctar aporta a su colonia (Rinderer *et al.*, 1985).

2.6.3 Resistencia a enfermedades.

Los estudios hasta ahora realizados en Brasil, México y los Estados Unidos de América, sugieren que en general, las abejas africanizadas son más resistentes o tolerantes a ciertas enfermedades que las europeas. Las razones de esta mayor resistencia aparentemente radican en varios factores, entre los que se pueden mencionar una mayor expresión del comportamiento higiénico y del de acicalamiento, así como una menor susceptibilidad a la invasión y reproducción de agentes patógenos. Estos factores les dan a las abejas africanizadas mayor protección contra enfermedades de la cría y también contra parásitos de los individuos adultos (Page y Guzman-Novoa, 1997).

2.6.4 Defensa

Varios estudios han demostrado que la respuesta defensiva de las abejas europeas es menor a la observada en las africanizadas cuando las colonias son expuestas a estímulos defensivos que provocan la guardia, el aguijoneo y la persecución (Breed *et al.*, 2004). Otros estudios han reportado que las características defensivas de las abejas africanizadas son genéticamente dominantes y que al parecer este comportamiento está fuertemente influenciado por efecto paternos (Guzman-Novoa *et al.*, 2005).

2.7 Llegada de la abeja africana a México.

La introducción de la abeja africana (*A. m. scutellata*) a Brasil en 1956 fue seguida en 1957 por el escape accidental de 26 enjambres que se hibridaron con previas razas de abejas europeas ya establecidas, dieron origen a la abeja africanizada. Esta población nueva se extendió por América Latina y casi 50 años después llegó a los Estados Unidos, y ha continuado avanzando de 100 a 300 millas, al año africanizando enjambres existentes o formando nuevos enjambres (Huertas y Bucknor, 2008).

En diciembre de 1986 cruzó la frontera de México y Guatemala por el estado de Chiapas, se dispersaron con mayor rapidez por las costas del Golfo y Pacífico, y en menor grado en la mesa central, influyendo en su dispersión factores climáticos y la disponibilidad de alimento, los primeros enjambres de abejas africanizadas se encontraron en 1990. Para 1993, ya se habían detectado en todo el territorio nacional, excepto en Baja California Sur, donde el desierto sirvió de barrera natural para retrasar su llegada, la cual ocurrió hasta 2005 (Zamora *et al.*, 2008). Las abejas africanizadas han ido reemplazando a las europeas a medida que se han expandido por México, hoy en día se encuentran bien establecidas en más de 95 % de las regiones apícolas del país, por lo que se puede decir que son ejemplo de un organismo invasor muy exitoso (Taylor *et al.*, 1991). Datos morfométricos y de ADN mitocondrial sugieren que hubo un mayor grado de introgresión de genes africanos en las poblaciones de abejas de la costa del golfo en

comparación con poblaciones del altiplano y de la costa del pacífico, debido probablemente, a las condiciones más húmedas y de mayor floración del golfo, que favorecieron más su colonización, en relación con otras regiones del país (Quezada-Euan, 2007).

2.7.1 Efectos de la africanización

El manejar abejas africanizadas ha obligado a los apicultores a hacer cambios en las prácticas de manejo, lo que ha provocado un aumento entre el 30 y 50 en los costos de producción. El aumento de los costos se debe principalmente, a gastos generados por la reubicación de los apiarios, por el cambio de reinas, al costo de equipo de protección y al aumento por los costos de labor debido al aumento de salarios, mayor número de visitas a los apiarios y menor número de apiarios visitados por día (Archavaleta-Velasco *et al.*, 2009).

En México, la prevalencia de la abeja africana ya ha tenido efectos negativos. Durante los años de 2001 a 2005, se registraron en nuestro país 128 accidentes por ataques de abejas, afectando 306 personas y con 80 muertes. En 1986, año en que ingresó al país, se tenían 2.5 millones de colmenas, para 1994 este número se había reducido a un 40 %, la producción de miel bajo de 74 mil a 56 mil toneladas y las exportaciones de miel disminuyeron de 57 mil a 30 mil toneladas (SAGARPA, 2012).

2.7.2 Métodos para la identificación de abejas africanizadas.

La propagación de las abejas africanizadas en las Américas ha creado la necesidad dentro de la comunidad apícola de tener un procedimiento de identificación precisa, barata y rápida para identificar entre las abejas de miel africanizadas y europeas. El trabajo inicial es de calidad pero consume tiempo, es un método de identificación basado en el análisis descriptivo de 25 caracteres morfométricos. La velocidad del método se mejora considerablemente mediante el uso de la medición asistida por computadora. Sin embargo, estos métodos miden una variedad de características de ala, los enfoques de identificación electroforéticos potenciales, enfoques de cromatografía de gases, restricción potencial ADN y el potencial de proteínas en hemolinfa plantean dificultades técnicas que restringen su uso a laboratorios bien equipados con personal altamente capacitado. El enfoque más simple utiliza un solo carácter (la longitud del ala) y correctamente identificado el 86 % de 136 muestras de colonias en $p > 0.90$. El segundo enfoque utiliza cuatro mediciones morfométricas (longitud del ala delantera, longitud parcial alas posteriores, la longitud del fémur y peso limpio) y correctamente identificados 91 % de las muestras de colonias en $p > 0.90$. No hubo errores de identificación con cualquiera de los procedimientos (Rinderer *et al.*, 1987).

El análisis morfológico es uno de los ensayos más básicos de la taxonomía. El análisis descriptivo de tamaño y variación de la forma es una

herramienta fundamental para los estudios de biología del organismo y ha mejorado considerablemente en los últimos años. Con la transición de la morfométrica descriptiva para morfométrica cuantitativa, la identificación morfológica se ha vuelto más precisa y reproducible mediante el aprovechamiento de las nuevas técnicas computacionales (De Souza *et al.*, 2015).

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 Ubicación de la zona de estudio.

El presente estudio se realizó en el área de la Comarca Lagunera, de Coahuila y Durango la cual se localiza en la región central de la porción norte del país, está ubicada entre los meridianos 102° 00' y 104° 47' de longitud oeste y los paralelos 24° 22' y 26° 23' de latitud norte, con una altura media sobre el nivel del mar de 1139 m. Los municipios de la comarca lagunera, un extensión de 4,788,750 ha en total, son 2,585,630 ha al estado de Durango y 2,203,120 ha al estado de Coahuila. Cabe mencionar que los climas que predominan en la región son los tipos: áridos, semiárido, caliente y desértico, con temperaturas promedio que oscilan entre una media de 22 °C, una máxima de 33 °C y una mínima de 9 °C, con una precipitación pluvial de 514 mm, aunque el promedio de lluvias es de 224 mm por año.

3.2 Material biológico.

El material utilizado fue de las muestras de 5 apiarios de la comarca lagunera en el cual se seleccionaron al azar las colmenas para tomar muestras.

3.3 Obtención de muestras.

Para la realización de dicho estudio se empezaron a coleccionar muestras desde el mes de enero a abril de 2017.

3.4 Colecta de muestra para análisis.

Las muestras se coleccionaron en frascos con alcohol al 70 %, en los cuales se tomaron 50 abejas como mínimo. Las muestras que se coleccionaron de las colmenas, se lleva a cabo tomando las abejas de los bastidores introduciéndolas a los frascos con alcohol, cuidando que no fuera la reina. Se tomó una muestra por colmena y los datos que se anotaron en la etiqueta de colecta fueron: localidad, comunidad o ejido, municipio y estado, fecha de colecta, número de colmena muestreada, número de colmena en apiario, nombre del apiario y nombre del propietario.

3.5 Recepción de muestra para el análisis.

Al recibir las muestras en el laboratorio se revisó que los especímenes se encontraran en buen estado y con los datos de colmenas completos. Se procedió a registrar las muestras, asignándoles datos como son: número de caso, localidad, fecha de captura, recepción, análisis, emisión de resultados, nombre del coleccionador, resultados promedio, longitud de alas, longitud del fémur, índice, identidad y observaciones.

3.5.1 Laboratorio de análisis.

El lugar donde se llevaron a cabo los análisis para determinar, *Varroasis*, *Nosemiasis*, *Acariosis* y Africanización, fue en el laboratorio de Biología de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” Unidad Laguna.

3.5.2 Materiales y equipo de laboratorio.

Los materiales utilizados se dividieron en implemento de laboratorio y equipos. Implemento de laboratorio y equipo que fueron utilizado son:

Microscopio estereoscópico, Microscopio óptico, frasco, coladera, malla blanca, bisturí, tijera, portaobjetos, cubreobjetos de 22 x 40 mm, micrómetro ocular de escala 1/100, cajas de Petri, monturas doble para diapositivas, regla de plástico transparente de 50 cm, cinta adhesiva de 22 mm, papel secante, vaso precipitado de 500 ml, mortero, agua destilada, pizeta, pinza punta fina, pipeta de 0.5 ml, lápiz, celdillas de conservación, cuaderno, computadora.

3.6 Diagnóstico del ácaro *Varroa destructor*

Para saber si se debe aplicar un tratamiento para el control de la *Varroosis*, es necesario determinar el grado de infestación en el apiario a partir de una muestra de obreras tomada de un panal de cría (De Jong *et al.*, 1982).

Para determinar la presencia y porcentaje de varroas, se utilizó la prueba de David de Jong, esta técnica consiste en colocar a las abejas en un frasco lleno de agua jabonosa y agitarlas con fuerza durante 2 minutos, el contenido se vacía en otro envase, pero se coloca una coladera para detener a las abejas y dejar pasar a los ácaros que son capturados por una malla blanca, con ello se termina su presencia. Se procede a contar el número de ácaros en la muestra y la cantidad de abejas. Para obtener el porcentaje de infestación se aplica la siguiente fórmula:

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

3.7 Diagnóstico de Nosemosis

El diagnóstico de *N. apis*, se realiza mediante la técnica de macerado. Se seleccionan 10 abejas a las cuales se les desprende el abdomen y este es macerado en un mortero, usando 1 ml de agua destilada por abeja, la muestra se deja reposar para que las esporas sedimenten y posteriormente se colocan tres gotas del macerado en un portaobjeto bajo un cubreobjeto y fue analizada en un microscopio óptico a 40 X. cabe mencionar que en este experimento solo se observó si estaba presente nosema en las muestras por lo que al encontrar esporas se determina como positiva.

3.8 Diagnostico del ácaro *Acarapis woodi*

Para determinar la presencia de *Acarapis woodi*, se utilizaron 20 abejas adultas al azar de cada muestra, la cual se colocaron se colocaron sobre un papel filtro, posteriormente con las pinzas de disección de punta fina y un bisturí, se fijaron las abejas de espalda en la caja petri, diseccionando a cada abeja la cabeza junto con el primer par de patas, dejando visible el primer anillo torácico. Este se coloca en un vaso de precipitado de 200 ml con KOH durante un tiempo de 24 horas para desintegrar el tejido muscular, el cual se transparenta y se liberan las tráqueas, estas quedan visibles al estereoscopio el cual se realiza la observación de los 20 tórax para poder conocer el numero de ácaros presentes.

Infestación baja: Menor a 15 ácaros presentes.

Infestación alta: 15 o mas ácaros presentes.

3.9 Método de Identificación Morfométrico FABIS.

Su nombre lo constituyen siglas de la denominación "*Fast Africanized Bee Identification System*" cuya traducción es sistema rápido para la identificación de abejas africanizadas, desarrollado por el Dr. Rinderer en 1986, al seleccionar las carecterísticas morfológicas longitud de ala anterior y longitud de fémur posterior, del método morfométrico desarrollado por el Dr. Howard Daly cuyo análisis se realiza en 25 características morfológicas de

las abejas. El Dr. Rinderer encontró que tales características son las mas representativas por presentar mayor discriminacion entre abejas africanas y europeas, implementando ademas la correlación con el peso de las abejas. Este método presenta la ventaja de realizar con mucha rapidez, asi como tambien la obtención de resultados.

En el presente trabajo solamente se consideraron las medidas de los caracteres morfológicos alas anteriores y fémures posteriores. La medición de la longitud de las alas anteriores y su respectivo resultado llamado FABIS I.

La relación que forman las medidas de longitudes de las anteriores y fémures posteriores, asi como las constantes del indice discriminatorio, es el denominado FABIS II.

3.9.1 Método FABIS I

La identificación de abejas por este método se determina midiendo la longitud de ala de un lote de 12 abejas tomado de una muestra al azar y comparar el promedio obtenido con los valores criticos, mismos que proporcionan el resultado y por consecuente su identificación.

Su procedimiento se realizó tomando un lote de 12 abejas de una muestra, colocandose sobre un pedazo de papel absorbente durante un minuto, para que se evapore el alcohol en el que estan fijadas. Se procedió a la diseccion, desprendimiento con una pinza de relojero un total de 12 alas anteriores del lado derecho de las abejas sujetando firmemente con una

pinza al espécimen por el tórax y con otra pinza se desprende el ala desde la base alar en la que se debe conservarse la escotadura de la vena dorsal. Con la ayuda del microscopio estereoscopio se verifican las alas, cerciorándose de que estas estuvieran en condiciones perfectas de los bordes.

Con un bisturí de punta fina se realizó un corte transversal en la base de las alas con el fin de quitar la parte esclerotizada y dejarlas lo mas planas posible al montarlas. Cada lote de 12 alas se colocaron en filas de seis sobre bisagras compuestas de dos cubreobjetos y unidas a los extremos con cinta adhesiva, las preparaciones fueron puestas en monturas plásticas para diapositivas, se les marcó con lápiz en la parte inferior de las monturas plásticas, el numero de caso analizado y fecha de recepción, posteriormente dichas preparaciones fueron colocados en las separatas del carrusel del proyector de transparencias, despues del micrómetro ocular.

El proyector se instalo sobre un plano horizontal, aproximadamente 1.40 metros de altura sobre el piso, a una distancia de 5 a 6 metros de una pared lisa de color blanco o en su caso un pizarron acrilico. Se continuo con la proyeccion colocando en el carrusel primeramente el micrometro ocular con la escala al frente, el cual ha sido adherido con una cinta adhesiva transparente a un cubreobjetos y colocado, este último en una montura para diapositiva.

La imagen se proyecta en la pared ajustando la imagen métrica haciéndola coincidir con una regla de 50 cm, después de ajustar la escala se proyectaron las preparaciones de las alas de las abejas, midiendo desde la escotadura de la vena costal hasta la parte distal del ala, considerando los milímetros de la escala de la misma, realizando este procedimiento en 10 longitudes de alas anteriores de cada montaje o preparación.

Cada medida fue concentrada en un formato para obtener el promedio mediante la siguiente fórmula:

$$\text{PROM. LONG. DE ALAS} = \frac{\text{SUMATORIA LONGITUD DE ALAS}}{100} \times 2$$

Σ = Es la sumatoria de las longitudes de ala, del número de abejas.

2= para llevar la cantidad a la unidad métrica.

100= se divide entre esta cantidad para hacer la conversión a milímetros y obtener el promedio del número de alas medidas.

Los resultados que se obtuvieron fueron comparados con los valores críticos obtenidos del PNPCAA, 1990 que a continuación se indican:

ABEJAS EUROPEAS: 9.040

ABEJAS SOSPECHOSAS: 9.030 – 8.691

ABEJAS AFRICANAS: 8.690

Si el promedio de longitud de alas coincide con cualquiera de los valores críticos antes mencionados, entonces el proceso termina. Si el promedio de ala obtenido de una muestra se encuentra entre el rango determinado para ambas colonias entonces se emite el resultado de identificación como sospechosas y se somete al análisis FABIS II.

3.9.2 Método FABIS II

Este método considera las medidas de dos estructuras morfológicas que son los promedios de longitud de ala y longitud de fémur, sustituyéndose los valores en la función del índice discriminatorio.

Por el montaje de los fémures se tomó un lote de 12 abejas de las muestras que hayan resultado sospechosas con el FABIS I, y se colocan sobre papel secante, se procede a desprender de cada una de las abejas una de las patas posteriores, la cual debe coincidir con el lado de las alas anteriores desprendidas en FABIS I, desde la coxa con las pinzas se desprenden los segmentos unidos a la tibia y el fémur, es decir el trocánter y el basitarso, dejando únicamente la tibia y el fémur, teniendo cuidado de que este último conserve en la parte superior una protuberancia denominada cóndilo. Para este proceso es necesario el uso del microscopio estereoscopio de disección. Conforme se desprenden y limpian el exceso de músculos que presenten en el cóndilo, se acomoda en una caja Petri.

Posteriormente fueron colocados sobre una cinta adhesiva en forma de "V", formando filas de seis y sobre ellos un cubreobjetos para evitar el movimiento de las estructuras morfológicas.

De acuerdo con los números de casos obtenidos de las mediciones de las longitudes de las alas anteriores, las preparaciones de los fémures fueron puestas en monturas plásticas al igual que las alas anteriores.

Se colocaron en las separatas del carrusel después del micrómetro ocular, este fue proyectado y calibrado sobre la pantalla de la misma manera que se llevó a cabo la técnica anterior, después de ajustar la escala fueron proyectados los montajes de los fémures y medidos con la regla de 50 cm desde el cóndilo (parte superior del fémur) hasta la unión con la tibia.

De las 12 estructuras femorales puestas en las preparaciones se midieron un total de 10 de ellas, los datos fueron anotados al igual que las alas anteriores en el mismo formato y para sacar el promedio total de la medición de los fémures. Se hizo con la siguiente fórmula:

$$\text{PROM. LONG. DE FÉMUR} = \frac{\text{SUMATORIA LONGITUD DE FÉMUR}}{100} \times 2$$

Para concluir con los resultados del método FABIS II, los promedios de las longitudes de las alas anteriores y los promedios de las longitudes de los fémures posteriores se sustituyeron en la función discriminadora y se comparan con los valores críticos.

INDICE = $71.6675 - (2.58472 \times \text{PROM. LONG DE ALAS}) - (18.065 \times \text{PROM. LONG. DE FÉMUR})$

Los resultados obtenidos de este índice discriminatorio fueron comparados con los valores críticos que determinan la diferencia entre las abejas europeas (*Apis mellifera ligustica*) de abejas africanas (*Apis mellifera scutellata*).

VALORES CRITICOS:

ABEJAS EUROPEAS: 0.563

ABEJAS SOSPECHOSAS: 0.563 – 2.098

ABEJAS AFRICANAS: 2.099

Si el índice obtenido es igual o menor a + 0.563 entonces el proceso termina y las abejas se identificarán como europeas.

Si el índice obtenido es igual o mayor a + 2.099 entonces el proceso termina y las abejas se identificarán como africanas.

Los valores de los índices que queden entre el valor crítico, para las abejas europeas y el valor crítico para las abejas africanizadas serán consideradas como abejas sospechosas, las cuales se pueden someter al análisis morfométrico computarizado, para obtener una identificación definitiva.

IV. RESULTADO Y DISCUSION

De acuerdo al análisis en el laboratorio, con el propósito de determinar la presencia y porcentaje del ácaro *Varroa destructor*, se procesaron 42 muestras de abejas procedentes de la Comarca Lagunera. Se observaron los siguientes resultados:

Cuadro 1. Detección del ácaro *Varroa destructor*.

Num. De Apiarios	Num. de colmenas muestreadas	Num. de abejas.	Num. de varroas.	% infestacion
1	1	211	11	5.2
	2	126	2	1.5
	3	154	2	1.2
	4	172	4	2.3
	5	154	1	0.64
	6	191	4	2.9
	7	93	0	0
	8	174	6	3.4
	9	240	2	0.83
	10	140	12	8.5
	11	106	16	15.9
	12	161	0	0
	13	213	9	4.2
	14	106	0	0
	15	136	6	4.4
2	1	116	2	1.7
	2	105	5	4.7
	3	107	5	4.6
	4	197	13	6.5

3	1	197	6	3.4
	2	174	8	4.5
	3	214	12	5.6
4	1	113	0	0
	2	80	3	3.7
	3	174	16	9.1
	4	133	5	3.7
5	1	105	0	0
	2	300	2	0.66
	3	211	0	0
	4	242	1	0.41
	5	222	2	0.9
	6	162	2	1.2
	7	231	7	3.03
	8	152	0	0
	9	224	0	0
	10	157	0	0
	11	86	0	0
	12	170	0	0
	13	206	0	0
	14	240	0	0
	15	163	5	3.06
	16	122	0	0
Promedio				2.56

Si la tasa de infestación es inferior a 5 %, la colonia no necesita tratamiento con urgencia. Si la tasa es superior a 5 %, la colonia requiere un tratamiento (Vandame, 2000). Tomando en cuenta que el promedio general de infestación obtenido en el presente estudio fue de 2.56 se considera como bajo.

Nosemosis.

Empleando el método del Microscopio para detectar nosemosis en las colmenas. De las mismas 42 muestras utilizadas para *V. destructor*, se observan los siguientes resultados:

Cuadro 2. Detección de Nosemosis

Num. De Apiarios	Num. De colmenas muestreadas.	Nosemosis
1	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo
	5	Negativo
	6	Negativo
	7	Negativo
	8	Negativo
	9	Negativo
	10	Negativo
	11	Negativo
	12	Negativo
	13	Negativo
	14	Negativo
	15	Negativo
2	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo
3	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo

4	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo
5	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo
	5	Negativo
	6	Negativo
	7	Negativo
	8	Negativo
	9	Negativo
	10	Negativo
	11	Negativo
	12	Negativo
13	Negativo	
14	Negativo	
15	Negativo	
16	Negativo	

Las esporas de *Nosema* son resistentes al ambiente, encontrándose en los desechos de las abejas o en la miel; además de parecer viables durante un año. El número de esporas de *Nosema* se incrementa al aumentar los niveles de infestación de *V. destructor*, debido a la reducción de la hemolinfa en abejas infestadas, favoreciendo la multiplicación de las esporas (Fries *et al.*, 2013).

En la presente investigación no se encontraron esporas de *Nosema*, en las abejas muestreadas de los apiarios de la Comarca Lagunera. En los últimos años se ha relacionado la presencia de *V. destructor* con las esporas de *Nosema*, los ácaros disminuyen la cantidad de hemolinfa en las abejas cuando se alimenta, ocasionando que *Nosema* se reproduzca con una mayor intensidad (Fries *et al.*, 2013).

Acariosis.**Cuadro 3. Deteccion de Acarapis woodi**

Num. De Apiarios	Num. De colmenas muestreadas.	<i>Acariosis</i>
1	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo
	5	Negativo
	6	Negativo
	7	Negativo
	8	Negativo
	9	Negativo
	10	Negativo
	11	Negativo
	12	Negativo
	13	Negativo
	14	Negativo
	15	Negativo
2	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo
3	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
4	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo

5	1	Negativo
	2	Negativo
	3	Negativo
	4	Negativo
	5	Negativo
	6	Negativo
	7	Negativo
	8	Negativo
	9	Negativo
	10	Negativo
	11	Negativo
	12	Negativo
	13	Negativo
	14	Negativo
	15	Negativo
	16	Negativo

Al emplear el método de disección microscopio para determinar la presencia de *Acarapis woodi*. En este estudio no se determinó la presencia del ácaro en ninguna muestra de las abejas de la Comarca Lagunera.

A. woodi es un ácaro que vive en las tráqueas de las abejas adultas, es microscópico y se alimenta de la hemolinfa, *A. woodi* entra, vive y se reproduce en las tráqueas que se comunican con el primer par de espiráculos torácicos de las abejas adultas. Por su ubicación, su diagnóstico es directo, una infestación nula es cuando no se encuentra ningún ácaro, una infestación baja cuando hay menos de 15 ácaros por abeja, alta cuando hay más de o las tráqueas se encuentra necrosada (Hinojosa y Gonzalez, 2004).

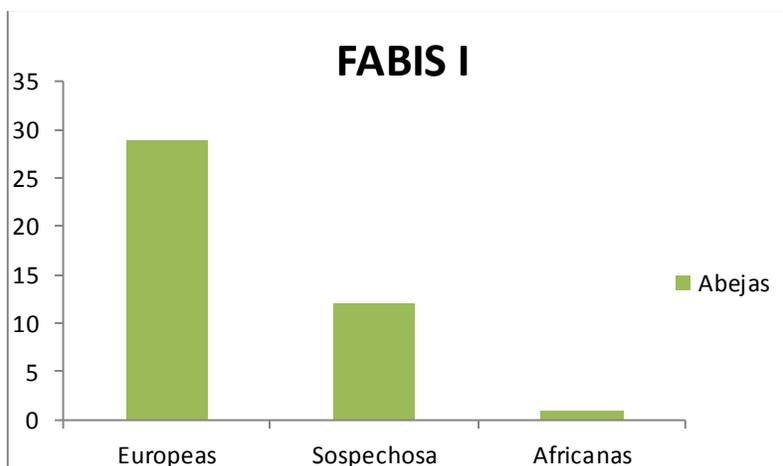
Africanización.

Cuadro 4. Determinación de la africanización mediante el método de FABIS I, valores de longitud de ala.

Muestras	Medicion	Tipo	Muestras	Medicion	Tipo
1	8.582	Africana	22	8.78	Sospechosa
2	9.13094	Europea	23	9.056	Europea
3	9.282	Europea	24	9.14	Europea
4	9.556	Europea	25	9.134	Europea
5	9.458	Europea	26	9.27	Europea
6	9.44	Europea	27	9.274	Europea
7	9.452	Europea	28	9.53	Europea
8	9.322	Europea	29	8.93	Sospechosa
9	9.064	Europea	30	9.18	Europea
10	9.326	Europea	31	9.004	Sospechosa
11	9.35	Europea	32	9.084	Europea
12	9.38	Europea	33	9.006	Sospechosa
13	9.384	Europea	34	9.26	Europea
14	9.384	Europea	35	8.994	Sospechosa
15	9.14	Europea	36	8.99	Sospechosa
16	9.23	Europea	37	8.93	Sospechosa
17	9.272	Europea	38	9.07	Europea
18	9.41	Europea	39	8.954	Sospechosa
19	9.508	Europea	40	8.87	Sospechosa
20	9.038	Sospechosa	41	8.9	Sospechosa
21	9.006	Sospechosa	42	9.07	Europea

Al emplear el método FABIS I para determinar la presencia de la abeja africana, los resultados muestran predominancia de abejas europeas, seguida de muestras sospechosas y solo una positiva a este método.

Al observar la gráfica 1, del total de muestras, 29 casos fueron europeas en porcentaje equivalen al 69 %, 12 casos fueron sospechosas que equivale al 29 % y africanas 1 caso que equivale al 2 %.



Gráfica 1. Resultado de africanización de colmenas mediante el método FABIS I

Estos resultados indican que mediante la medición de ala anterior (método FABIS I) existen abejas sospechosas y que pueden ser africanas, por lo que pasaron al siguiente análisis del fémur (método FABIS II)

FABIS II

Con respecto a los resultados para abejas sospechosas su porcentaje representa un 29 % lo que corresponde a 12 casos indeterminados por el método FABIS I, que como se expuso antes pasara a ser determinado mediante el método FABIS II.

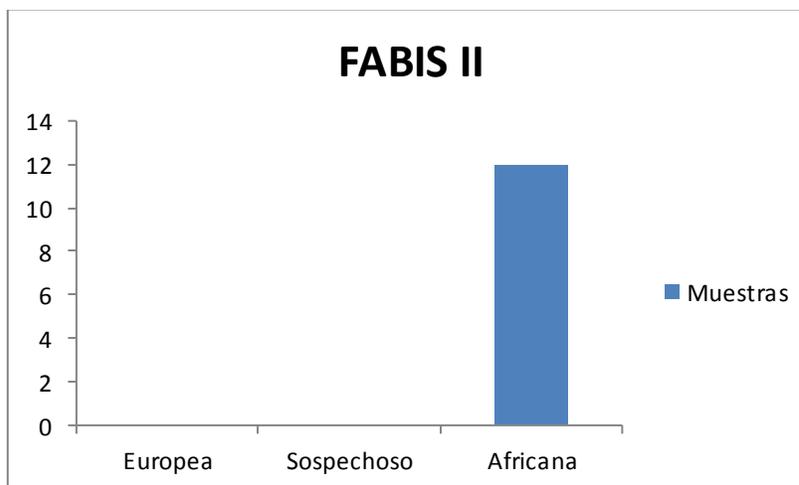
Como indican Rinderer y colaboradores (1987) cuando la muestra resulte sospechosa se debe correr entonces la prueba de fémur y el cálculo de índice discriminatorio para cerciorarse del resultado de africanización, esto puede observarse en el cuadro 5.

Cuadro 5. Valores de longitud promedio del fémur posterior, método FABIS II.

Muestra	Femur	Indice	Tipo
20	2.51	2.9637	Africanizada
21	2.48	3.5883	Africanizada
22	2.474	4.2808	Africanizada
29	2.39	5.4106	Africanizada
31	2.51	3.0515	Africanizada
33	2.42	4.6722	Africanizada
35	2.47	3.8	Africanizada
36	2.45	4.1716	Africanizada
37	2.506	3.3151	Africanizada
39	2.44	4.4453	Africanizada
40	2.5	3.5785	Africanizada
41	2.52	3.13	Africanizada

De los 12 casos sospechosos, las 12 muestras fueron positivas a africanización.

Al llevar a cabo la técnica FABIS II, los valores se transformaron y se obtuvieron las 12 muestras positivas, gráfica 2



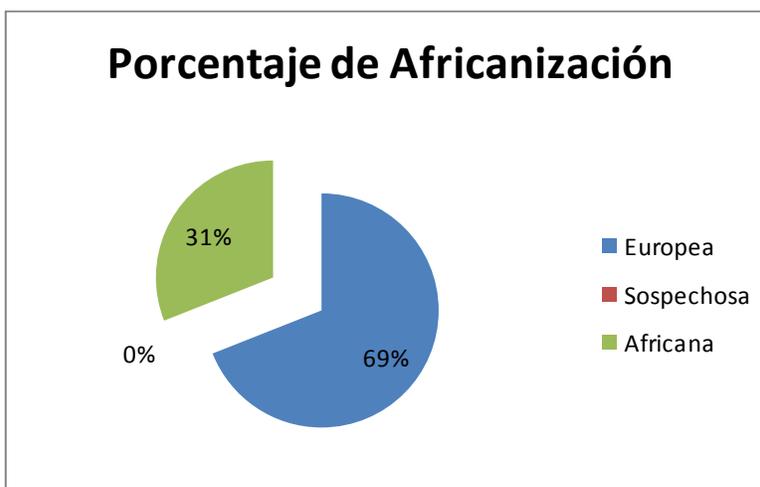
Gráfica 2. Resultado de africanización en 12 casos sospechosos mediante el método FABIS II en la comarca lagunera.

Análisis del total de muestras de las colmenas.

Los resultados en colmenas del periodo que comprendió de enero a abril de 2017, donde de las 42 muestras analizadas indican que las abejas de origen europea representaron el 69 % equivalente a 29 muestras, abejas sospechosas de un 0 %, y 13 muestras que resultaron africanizadas lo que representa un 31%.

Cuadro 6. Número total de muestras analizadas en los métodos FABIS I y FABIS II en colmenas de la Comarca Lagunera.

Tipo de Abeja	FABIS I	FABIS II
Europea	29	0
Sospechosa	12	0
Africanizada	1	12
Num. Total de muestras	42	12



Gráfica 3. Porcentaje del muestreo general, analizadas en los métodos FABIS I y FABIS II en colmenas de la comarca lagunera.

Cabe mencionar que las muestras que fueron identificados durante la aplicación del método de FABIS I y II se presentan en el cuadro 7 identificando las colmenas cuya población de abejas están con abejas africanizadas.

Cuadro 7. Muestras africanizadas en la Comarca Lagunera.

Num. De muestras	Tipo de abeja
1	Africana
20	Africana
21	Africana
22	Africana
29	Africana
31	Africana
33	Africana
35	Africana
36	Africana
37	Africana
39	Africana
40	Africana
41	Africana

De acuerdo a los valores obtenidos de FABIS I y FABIS II reflejan que las colmenas de la región tienen un cierto grado de africanización y que el cambio de reina en corto plazo es necesario; con esto se determina que las abejas africanizadas están presentando un desplazamiento por parte de las abejas de origen Europeo, dando como resultado colmenas con abejas africanas o africanizadas.

Estudios previos han demostrado que si las colonias de abejas tienen un grado de africanización de alrededor de 25 % o menor, estas son tan

manejables como las abejas europeas. Por ello, para la mayoría de los apicultores mexicanos resulta importante identificar y discriminar las abejas con características africanas de las que poseen características europeas, para seleccionar las más productivas y manejables para la crianza de reinas. El cambio de abejas reinas mejoradas es la principal medida para el control de abejas africanizadas (Guzman-Novoa *et al.*, 2011).

Sin embargo, el uso de uno o dos caracteres no es suficiente para determinar africanización, la medición de abejas puede ser enviada a un laboratorio de abejas para un análisis de DNA (Raymond y Sanjay, 1998)., Pues la discriminación morfométrica entre las abejas africanas y abejas europeas es basada en diferencias ligeras en tamaño de medida entre las dos razas particularmente en las alas y patas, ya que el tamaño de las abejas puede ser influido por otros factores ya que es fuertemente controlado genéticamente (Loper, 1998).

Aunque la morfometría tradicional es la base de la identificación actual de todas las subespecies de *Apis mellifera*, existen otros métodos de medidas automatizadas y morfométrica geométrica para distinguir o para caracterizar estos grupos. Las altas tasas de clasificación correcta que encontramos indican que las alas delanteras llevan información suficiente para distinguir los grupos de abejas que hemos examinado (Francoy *et al.*, 2009).

Actualmente, las abejas africanizadas son diagnosticadas oficialmente a través métodos morfométricos solamente. La genética de la abeja no se utiliza a menudo en determinaciones oficiales de africanización. Debemos combinar datos de morfometría y molecular para identificar el nivel de africanización. Determinar el proceso de africanización ya sea incompleta o absoluta se puede hacer con el uso de mitocondrial y nuclear ADN, y servirá como una buena herramienta para el seguimiento de la introgresión de genes africanizados en abeja melífera europea (Darger, 2013).

V. CONCLUSIONES

De acuerdo a la metodología empleada y a los resultados obtenidos se puede concluir lo siguiente:

1. La presencia de *Varroa destructor* se encuentra prácticamente en todas las colmenas de la Comarca Lagunera, la infestación mas alta fue de 15.9 % y el promedio de infestación general en los apiarios fue de 2.56 %. Por lo que no sobre pasa el nivel de infestación de 5 %.
2. La presencia de *Nosemas apis* y *Acarapis woodi* fue negativo en todas las muestras.
3. Existe africanización en las colmenas de la Comarca Lagunera, de las cuales, las abejas de origen europea representan un 69 % y un 31% de abejas africanizadas.

VI. LITERATURA REVISADA

- Aliferis, K. A., T. Copley y S. Jabaji 2012. "Gas chromatography-mass spectrometry metabolite profiling of worker bee (*Apis mellifera* L.) hemolymph for the study of *Nosema ceranae* infection." *J Insect Physiol* 58: 49-59.
- Anderson, D. L. y J. Trueman 2000. "Varroa jacobsoni (Acari:Varroidae) is more than one species." *Experimental and applied acarology* 24: 165-189.
- Aracelly, C. V. G., V. R. J. Ariel, M. P. J. Froylan y M. M. L. Alberto 2011. "Principales enfermedades parasitarias que afectan a las abejas melíferas."
- Archavaleta-Velasco, M. E., R. C. A. Robles, F. F. Garcia y A. Correa-benitez 2009. "Mejoramiento genético de poblaciones de abejas para alta producción de miel y bajo comportamiento defensivo en zonas africanizadas." *Notiabeja* 1: 1-8.
- Archavaleta-Velasco, M. E. y E. Guzman-Novoa 2000. "Producción de miel en colonias de abejas (*Apis mellifera* L.) tratadas y no tratadas con un acaricida contra *Varroa jacobsoni* Oudemans en el Valle de Bravo, Estado de México." *Veterinaria de México* 31: 381-384.
- Bailey, L. 1981. "Patología de las abejas." Edit. Acribia, Zaragoza, España: 139.
- Boecking, O. y W. Ritter 1993. "Grooming and removal behaviour of *Apis mellifera* intermissa in tunisia against *Varroa jacobsoni*." *Apicultural Research* 32: 127-134.
- Boot, W. J., J. N. M. Calis y J. Beetsma 1992. "Differential periods of varroa mite invasion into worker and drone cell of honey bees." *Experimental and applied acarology* 16: 295-301.
- Breed, M. D., E. Guzman-Novoa y G. J. Hunt 2004. "Defensive behavior of honey bees: organization, genetics and comparisons with other bees." *Annu Rev Entomol* 49: 271-98.
- Calderon, F. R. y M. A. Ortis 2000. "Enfermedades de las abejas melíferas." *Notas apícolas costarricenses* 6: 16.
- Cepero, A., R. Martín-Hernández, L. Prieto, T. Gómez-Moracho, A. Martínez-Salvador, C. Bartolomé, X. Maside, A. Meana y M. Higes 2015. "Is *Acarapis woodi* a single species? A new PCR protocol to evaluate its prevalence." *Parásitol Res.* 114: 651-658.
- Cornejo, L. y C. Rossi 1975. "Enfermedades de las abejas, su profilaxis y prevención." 2da edición. Argentina Hemisferio sur: 238.
- Correa-benitez, A. y E. Guzman-Novoa 2006. "Zootecnia apícola." *Introducción a la Zootecnia.* México, D.F. FMVZ-UNAM 403-433.
- Czekonska, K. 2000. "The influence of *Nosema apis* on young honeybee queens and transmission of the disease from queens to workers." *Apidologie, (Francia)* 31: 701-706.
- Chen, Y. P., J. D. Evans, C. Murphy, R. Gutell, M. Zuker, D. Gundensen y J. S. Pettis 2009. "Morphological, molecular and Phylogenetic

- characterization of *Nosema ceranae*, a microsporidian parasite isolated from the European honey bee, *Apis mellifera*." *Journal of Eukaryotic Microbiology* 56: 142-147.
- Darger, K. 2013. "Determining low levels of africanization in unmanaged honey bee colonies using three diagnostic techniques." *Master of Science in Entomology* 1: 18-23.
- De Graaf, D. 1994. "Early development of *Nosema apis* (Microsporida: Nosematidae) in the midgut Epithelium of the honeybee (*Apis mellifera*)." *Journal of Invertebrate Pathology*, (Bélgica) 63: 74-81.
- De Jong, D., A. De Roma y L. S. Goncalves 1982. "A comparative analysis of shaking solutions for the detection of *Varroa jacobsoni* on adult honey bees." *Apidologie* 13: 297-306.
- De Jong, D. 1997. "Mites: *Varroa* and other parasites of brood. In: *Honey bees pest, predator and diseases*." Morse A, Nowogrodzki R 2: 200-218.
- De la sota, M. y M. Bacci 2005. "Enfermedades de las abejas." *SENASA* 3: 18-29.
- De Souza, D. A., Y. Wang, O. Kaftannoglu, D. De Jong, G. V. Amadam, L. S. Goncalves y T. M. Francoy 2015. "Morphometric identification of queens, workers and intermediates in in vitro reared honey bees (*Apis mellifera*)." *Plos one* 10: 1-14.
- Delfinado-Baker, M. y E. W. Baker 1982. "Notes on honey bee mites of the genus *Acarapis hirst* (Acari: Tarsonemidae)." *International Journal of Ácarology* 8: 211-226.
- Delfinado-Baker, M. 1984. "The nymphal stages and male of *Varroa jacobsoni* Oudemans parasite of honey bees." *International Journal of Ácarology* 10: 75-80.
- Delfinado-Baker, M., W. Rath y O. Boecking 1992. "Phoretic bee mites and honey bee grooming behavior." *J Ácarol* 18: 315-322.
- Demedio-Lorenzo, J., J. Vaquero, P. Vargas y D. Plata 2010. "Guía técnica de sanidad apícola." *SWISSCONTACT Y PYMERURAL*: 49-56.
- Donze, G. y P. M. Guerin 1994. "Behavioral attributes and parenteral care of *Varroa* mites parasitizing honeybee brood." *Behavioral Ecology and Sociobiology* 34: 305-319.
- Downey, D. y M. Winston 2001. "Honey bee colony mortality and productivity with single and dual infestation of parasitic mite species." *Apidologie* 32: 567-575.
- Francoy, T. M., D. Wittmann, V. Steinhage, M. Drauschke, S. Müller, D. R. Cunha, A. M. Nascimento, V. L. C. Figueiredo, Z. L. P. Simoes, D. De Jong, M. C. Arias y L. S. Goncalves 2009. "Morphometric genetic changes in a population of *Apis mellifera* after 34 years of africanization." *Genetics and Molecular Research* 8: 709-717.
- Fries, I., R. R. Granados y R. A. Morse 1992. "Intracellular germination of spores of *Nosema apis* Z." *Apidologie* 23: 61-70.
- Fries, I. 1993. "*Nosema apis* parasite in the honey bee colony." *Bee word* 74: 5-19.

- Fries, I., R. Martin, A. Meana, P. Garcia-Palencia y M. Higes 2006. "Natural infections of *Nosema ceranae* in European honey bees." *Journal of Apicultural Research* 45: 230-233.
- Fries, I., C. Marie-Pierre, C. Yang-Ping, V. Dueblet, E. Genersch, S. Gisder, M. Higes, P. D. McMahon, R. Martin-Hernandez, M. Natsopoulou, P. J.R., G. Tanner, C. T. Webster y G. R. Williams 2013. "Standard methods for nosema research." *Journal of Apicultural Research* 53: 1-28.
- Gisder, S., N. Mockel, A. Linde y E. Genersch 2010. "A cell culture model for *Nosema ceranae* and *Nosema apis* allows new insights into the life cycle of these important honey bee-pathogenic microsporidia." *Environmental Microbiology*. DOI 10.
- Guzman-Novoa, E., G. J. Hunt, R. E. J. Page, R. J. L. Uribe, M. D. Prieto y F. G. Becerra 2005. "Paternal effects on the defensive behavior of honeybees." *Journal of heredity* 96: 376-380.
- Guzman-Novoa, E. 2008. "Mortality causes of overwintered honey bee colonies in Ontario." *Ontario Bee Journal* 27: 22-23.
- Guzman-Novoa, E., L. G. Espinoza-Montaño, A. Correa-Benitez y G. Guzman-Novoa 2011. "Colonización, Impacto y Control de las Abejas Melíferas Africanizadas en México." *Veterinaria México* 42: 149-178.
- Guzman-Novoa, E. y A. Correa-Benitez 2012. "Patología, Diagnóstico y Control de las Principales Enfermedades y Plagas de las Abejas Melíferas." O.I.R.S.A. Imagen Editorial Yire, México D.F.
- Higes, M., R. Martin-Hernandez, E. Garrido-Bailon, C. Botias, P. Garcia-Palencia y A. Meana 2008. "Regurgitated pellets of *Merops apiaster* as fomites of infective *Nosema ceranae* (Microsporidia) spores *Environ Microbiol* 5: 1374-1379.
- Higes, M., R. Martin-Hernandez y A. Meana 2010. "*Nosema ceranae* in Europe: an emergent type C nosemosis." *Apidologie* 41: 375-392.
- Hinojosa, A. y D. Gonzalez 2004. "Prevalencia de parásitos en *Apis mellifera* L. en colmenares del secano costero e interior de la VI Region Chile." *Parásitología Latinoamericana* 59: 137-141.
- Hoyos-Sanchez, D. P. 2007. "Manejo sostenible de la producción de miel de abejas para el pequeño productor." Universidad de la Salle, Bogotá.
- Huertas, F. V. y M. J. Bucknor 2008. "Insuficiencia renal aguda asociada a picadura de abejas africanizada." *AMC* 50: 57-60.
- IICA 2009. "Manual de Enfermedades Apícolas." Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura 1: 5-54.
- Imdorf, A., S. Bogdanov, R. Ibañez-Ochoa y W. N. Calderone 1999. "Use of essential oils for the control of *Varroa jacobsoni* Oud. in honey bee colonies." *Apidologie* 30: 209-228.
- Jandricic, S. y G. Otis 2003. "The potential for using male selection in breeding honey bees resistant to *Varroa destructor*." *Bee world* 84: 122-164.
- Loper, G. L. 1998. "Genetic evidence of the africanization of feral colonies in south Arizona between 1993 and 1995." *American bee journal* 137: 669-671.
- Lozano-Teruel, J. A. 1995. "Ciencia de hoy." EDITIUM.

- Martin, S. J. 1997. "Varroa jacobsoni population biology research in the U.K." American bee journal 5: 382-382.
- Martinez-Cesareo, M., J. Rosas-Cordoba, D. Prietos-Merlos, A. Carmona-Gasca, B. Peña-Parra y F. Avila-Ramos 2016. "Presencia de *Varroa destructo*, *Nosema apis*, y *Acarapis woodi* en abejas (*Apis mellifera*) de la region oriente del Estado de Mexico." Abanico Veterinario 6: 30-38.
- Martinez-puc, J. F., K. I. Alcala-Escamilla, M. Leal-Hernandez, J. A. Vivas-Rodriguez y E. Martinez-Aguilera 2011a. "Prevencion de Varroosis y suplementacion." inifap 6.
- Martinez-Puc, J. F., G. A. Catzin-Ventura, L. A. Mex-Mex y J. A. Vivas-Rodriguez 2011b. "Principales enfermedades parasitarias que afectan a las abejas melíferas." inifap 2.
- Martinez-puc, J. F., L. A. Medina-Medina y G. A. Catzin-Ventura 2011c. "Frecuencia de *Varroa destructor*, *Nosema apis* y *Acarapis Woodi* en colonias manejadas y enjambres silvestre de abejas (*Apis mellifera*) en Merida, Yucatan Mexico " Revista Mexicana de ciencias pecuarias 2: 25-38.
- Medina, M. L. y E. Vicario-Mejia 1999. "The presense of *Varroa destructor* mite and *Ascosphare*, *apis* fungi in collapsin and normal honey bee (*Apis mellifera* L.) colonies in Yucatan, Mexico." American bee 139: 794-796.
- Medina, M. L. y I. W. May 2005. "Enfermedades de las abejas. UADY. Merida,Yuc, Mexico." 88.
- Mutinelli, F., A. Baggio, F. Capolongo, R. Piro y L. Biasion 1997. "A scientific note on oxalic acid by topical application for the control of varroosis." Apidologie 28: 461-462.
- Nixon, M. 1982. "Preliminary world maps of honey bee diseases and parasites." Bee word 63: 23-42.
- OIRSA-BID 1990. "Enfermedades y plagas de la abeja melifera occidental." Salvador: 147.
- Orantes, F. y A. Gonzalez 1998. "La nosemosis en el sur de España." Vida Apicola 98: 48-53.
- Ordetx, G. y D. Espina 1966. "La apicultura en los tropicos." Editorial Baetolome Trucco, Mexico D.F.
- Page, R. E. y E. Guzman-Novoa 1997. "The genetic basis of disease resistance honey bee pests, predators and deseases." Al Root Co.: 469-492.
- Pettis, J. S. 1991. "Biology and dispersal behavior of the honey bee traqueal mite *Acarapis woodi*." Ph. D. dissertation, Texas A &M University, College Station, Texas.
- Quezada-Euan, G. 2007. "A retrospective history of thr expansion of africanized honeybees in Mexico." Journal of Apicultural Research 46: 295-300.
- Raymond, A. N. y K. B. Sanjay 1998. "A measurement technique whith potential to screen specimens of *apis mellifera* for subsequent africanization determination." American bee journal 138: 56-57.

- Rinderer, T. E., A. M. Collins y K. W. Tucker 1985. "Honey production and underlying nectar harvesting activities of africanized and european honeybees." *Journal of Apicultural Research* 24: 161-167.
- Rinderer, T. E., H. A. Sylvester, S. M. Bucu, V. A. Lancaster, E. W. Herbert, A. M. Collins, I. Hellmich y L. Richard 1987. "Improved simple techniques for identifying Africanized and European honey bees." *Apidologie* 18: 176-196.
- Ritter, W. 1981. "Varroa disease of the honey bee *Apis mellifera*." *Bee word* 64: 141-153.
- Ritter, W. 2001. "Enfermedades de las abejas." *Acribia*, Zaragoza, España: 146.
- SAGARPA 2009. "Boletín N° 074/09/09. Exporta México en 2008 miel con valor de 83.8 MDD." *Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación México*. D.F.
- SAGARPA 2010a. "Situación actual y perspectiva de la apicultura en México." *Claridades Agropecuarias* 199: 3-34.
- SAGARPA 2010b. "Manual de Patología Apícola. Programa Nacional Para el Control de la Abeja Africana." *Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación* 1: 1-28.
- SAGARPA 2012. "Evaluación de consistencia y resultado (2011-2012), programa nacional para el control de abeja africana." *Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación*. 1: 1-66.
- SAGARPA 2014. "Manual de patología apícola. Programa nacional para el control de la abeja Africana. ." *Cordinación General de Ganadería*.
- Sammataro, D., U. Gerson y G. Needham 2000. "Parasitic mites of honey bees: life history, implications, and impact." *Annu Rev Entomol* 45: 519-48.
- Scott-Shneider, S., G. DeGrandi-Hoffman y D. R. Smith 2004. "The african honey bee: factors contributing to a successful biological invasion." *Annu Rev Entomol* 49: 351-376.
- Steiner, J. 1988. "Sex discrimination based on external structures in nymphal and adult *Varroa jacobsoni* mites (Acarina:Varroidae)." *Entomol. Gener* 14: 133-138.
- Taylor, O. R., A. Delgado y F. Brizuela 1991. "Rapid loss of European traits from feral neotropical African honey bee populations in Mexico." *American bee journal* 131: 783-784.
- Taylor, O. R. 1999. "Displacement of European honey bee subspecies by an invading African subspecies in the Americas." *Cheshire* 1: 38-46.
- Thomas, H. U. 1997. "Practical aspects of alternative varroa control methods." *IBRA. Munn p. y. Jone R.*: 22-30.
- Uribe, R. J. L., E. Guzman-Novoa, G. J. Hunt, A. Correa-benitez y R. J. A. Zozaya 2003. "Efecto de la africanización sobre la producción de miel, comportamiento defensivo y tamaño de las abejas melíferas (*Apis mellifera* L.) en el altiplano Mexicano." *Veterinaria Mexico* 34: 47-59.

- Utrera-Quintana, F. 2011. "Variacion morfologica y enzimatica en una poblacion de abejas (*Apis mellifera*) en proceso de africanizacion." Colegio de Posgraduado: 87.
- Vandame, R. 2000. "Control alternativo de varroa en apicultura." Ecosur
- Vaquero, J., P. Vargas y P. Danilo 2010. "Guia Tecnica De Sanidad Apicola." Manual de Sanidad Apicola 1.
- Verde-Jimenez, M. 2001. "Varroasis. Medida de lucha y control. El uso del panal trampa, memorias del xv seminario Americano de Apicultura, tepic, Nay. Mexico 16-18 de agosto." union nacional de apicultores.
- Wade, L. G. 1993. "Quimica organica." Edit. Prentice Hall. Mexico: 1312.
- Wallner, K. 1999. "Varroacides and their residues in bee products." *Apidologie* 30: 235-248.
- Wilson, W., J. S. Pettis, C. Herdrson y R. A. Morse 1997. "Traqueal mites In: R. Morse; K. Flottum. Honey Bee Pests, Predators, & Diseases." Thir Edition: 253-277
- Zamora, O., R. Dominguez, L. Alaniz-Gutierrez, J. Javier y G. Quezada-Euan 2008. "Frequency of european and african-derived morphotypes and haplotypes in colonies of honey bees (*Apis mellifera*) from NW Mexico." *Apidologie* 39: 388-396.