

**Evaluación de la trampa Narro en colmenas de *Apis mellifera*
(Hymenóptera: Apidae) para el diagnóstico y manejo del
pequeño escarabajo de las colmenas *Aethina tumida* Murray
(Coleóptera: Nitidulidae)**

AVE MARÍA HERNÁNDEZ LÓPEZ

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS

PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

ANTONIO NARRO

Buenvista, Saltillo, Coahuila, México.

Junio, 2013

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

**Evaluación de la trampa Narro en colmenas de *Apis mellifera*
(Hymenóptera: Apidae) para el diagnóstico y manejo del
pequeño escarabajo de las colmenas *Aethina tumida* Murray
(Coleóptera: Nitidulidae).**

**TESIS
Presentada por:**

Ave María Hernández López

**Elaborado bajo supervisión particular del Comité de Asesoría y Aprobado como
requisito parcial, para optar el grado de:**

**MAESTRO EN CIENCIAS
EN PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA**

COMITÉ PARTICULAR

**Dr. Oswaldo García Martínez
Asesor Principal**

**M.C. Víctor M. Sánchez Valdez.
Asesor**

**M.C. Jorge Corrales Reynaga
Asesor**

**M.C. Antonio Cárdenas Elizondo
Asesor**

**Dr. Fernando Ruiz Zarate
Subdirector de Postgrado**

Buenvista, Saltillo, Coahuila. Junio 2013

DEDICATORIA

A DIOS TODOPODEROSO

Por haberme permitido llegar hasta este momento de mi vida, por darme la fortaleza y la inteligencia para llegar a donde estoy, por darme la salud, escucharme siempre, iluminarme en mi vida y dejarme disfrutar las maravillas del mundo.

A MI MADRE

Catalina López García

Gracias madre por confiar en mí, por tu apoyo, desvelos, enseñanzas brindadas y amor incondicional, si algún día llegara a ser la calidad de persona que eres me sentiría aun más grande; me resta decirte que este esfuerzo te lo dedico de todo corazón y que te amo demasiado.

A MIS HERMANAS

Bertha Ernestina Hernández López y Estrellita Hernández López

El desafío de estar a la altura para cuidarlas fue tan grande, que fue la gran responsable de que yo me superara en muchas cosas.

Nunca dejen de creer hermanitas y luchar por construir sus propios sueños. Dios las cuide siempre. Las amo.

A MIS PEQUEÑINES

Alejandría de Jesús y Roberto José

Con profundo amor, esperando que en su momento despierte un verdadero deseo de superación y triunfo en todo lo que se propongan. Dios les bendiga Alexita y Pachelito.

Y al resto de la familia. Porque de cada uno aprendí algo bueno para mi formación.

AL M.C. Hermelindo Hernández Torres. Gracias te doy por estar a mi lado siempre, por tu apoyo incondicional en cualquier momento, por tu respeto y amor.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS. Por darme la vida, guiar todos y cada uno de mis pasos, por darme las agallas necesarias para enfrentar la vida, por ponerme en el camino de grandiosas personas que forman parte hoy de mi vida y permitirme cumplir una más de mis grandes metas.

A LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO” mi ALMA MATER que me dio todo y abrió sus puertas del conocimiento para mí. A los **Departamentos de Botánica y Parasitología Agrícola**, nidos de muchos que como yo eligieron esta extraordinaria carrera y que con mucho orgullo, amor, pasión y respeto representaré.

Al Dr. Oswaldo García Martínez. Con admiración y sincero agradecimiento por confiar en mí tan importante proyecto de investigación, por su valiosa guía, comprensión y dirección en la elaboración y finalización de este trabajo de tesis y permitirme contar con lo más importante: su amistad. Asimismo por estar pendiente de que lograra esta meta fundamental en mi formación académica. Dios le bendiga.

Al M.C. Hermelindo Hernández Torres por compartir conmigo tantas vivencias durante los estudios de la Maestría en Ciencias en Parasitología Agrícola, por tu amor, amistad, apoyo y presencia constante, que se incrementaron en los momentos más difíciles de este trayecto. Dios te bendiga.

A Don Armando Hernández Torres. Gracias por su gran apoyo, dedicación y la confianza brindada al trabajar en sus colmenas, porque sin su gran ayuda, este trabajo no se hubiera cumplido con éxito. Dios le bendiga.

Al M.V.Z. Teodoro Saldaña O., M.C. Víctor M. Sánchez V., M.C. Antonio Cárdenas E. y M.C. Jorge Corrales R. Por sus valiosas aportaciones, sugerencias y tiempo dedicado en la revisión de este trabajo, y sobre todo por sus enseñanzas brindadas dentro y fuera de las clases. Dios les bendiga.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Por la beca otorgada para la realización de mis estudios de posgrado.

A la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación-Coordinación General de Ganadería, por el financiamiento económico a este proyecto de Investigación.

A todos los profesores del departamento de Parasitología Agrícola que de alguna u otra manera contribuyeron en mi formación profesional.

A mis amigas y amigos del Posgrado en Parasitología Agrícola por su amistad, especialmente a Livier, Fabi, Betty, Yanis, Yoseni, Hermé y Roberto, les llevare en mi corazón. Dios les bendiga.

COMPENDIO

**EVALUACIÓN DE LA TRAMPA NARRO EN COLMENAS DE *Apis mellifera*
(HYMENOPTERA: APIDAE) PARA EL DIAGNÓSTICO Y MANEJO DEL
PEQUEÑO ESCARABAJO DE LAS COLMENAS *Aethina tumida* MURRAY
(COLEOPTERA: NITIDULIDAE).**

POR

AVE MARÍA HERNÁNDEZ LÓPEZ

MAESTRÍA EN CIENCIAS

PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

BUENAVISTA, SALTILLO, COAHUILA, JUNIO, 2013.

Dr. Oswaldo García Martínez –Asesor-

Palabras claves: *Aethina tumida*, Pequeño Escarabajo de las Colmenas, Miel de Abeja, *Apis mellifera*.

RESUMEN

El pequeño escarabajo de las colmenas (PEC), *Aethina tumida*, es un parásito de abejas nativo de África, donde es una plaga menor. En contraste, el escarabajo puede afectar de manera importante a colmenas de la abeja europea *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). El propósito de esta investigación fue evaluar la capacidad de la trampa Narro para capturar larvas y adultos de *A. tumida* en el interior de las colmenas de *A. mellifera* en diferentes situaciones y determinar la curva poblacional

anual tanto de larvas como adultos. Para ello, se utilizaron 15 colmenas donde se ubicaron 5 tratamientos: colmenas con trampa Narro y fondo sucio, colmenas con trampa Narro y fondo limpio, colmenas con trampa Narro y trampa de piquera con pegamento, colmenas con trampa Narro y sin *A. tumida* y el testigo sin trampa Narro, utilizando un nivel de significancia del 0.05%, para la variable de respuesta “Captura de larvas y adultos del PEC”. El tratamiento que presentó mayor número de capturas de larvas y adultos de *A. tumida* fue la trampa Narro con fondo sucio, con valor medio de captura en larvas de 72.923 % y adultos de 66.666%. Se observó un descenso considerable en la población general de la plaga respecto a la del año anterior. Se detectó una correlación positiva (r en larvas=0.9335; r en adultos=0.9921) entre la captura de larvas y adultos del PEC y las temperaturas medias mensuales; estas dos variables aumentan o disminuyen simultáneamente.

ABSTRACT

EVALUACIÓN DE LA TRAMPA NARRO EN COLMENAS DE *Apis mellifera* (HYMENOPTERA: APIDAE) PARA EL DIAGNÓSTICO Y MANEJO DEL PEQUEÑO ESCARABAJO DE LAS COLMENAS *Aethina tumida* MURRAY (COLEOPTERA: NITIDULIDAE).

BY:

AVE MARÍA HERNÁNDEZ LÓPEZ

MASTER OF SCIENCE

IN AGRICULTURAL PARASITOLOGY

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

BUENAVISTA, SALTILLO, COAHUILA, JUNIO, 2013.

Dr. Oswaldo García Martínez –Advisor-

Keywords: *Aethina tumida*, Small hive beetle, honey bee, *Aphis mellifera*.

A small hive beetle (SHB), *Aethina tumida*, is a parasite of bees native to Africa, where it is a minor pest. In contrast, the beetle can significantly affect a European bee hives *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). The purpose of this investigation was to assess the capacity of the trap Narro to capture larvae and adults of *Aethina tumida* inside hives *Aphis mellifera* in different situations and determine the annual population curve both larvae and adults. To do this, we used 15 hives were located 5 treatments: hives trap Narro and grungy, hives trap Narro and clean background, hives trap Narro runner and trap glue, hives with trap Narro without *Aethina tumida* and control without trap

using, using a significance level of 0.05% for the response variable "Capturing the SHB larvae and adults." The treatment with largest catches of larvae and adults of *Aethina tumida* was the trap Narro with dirty background, with an arrest mean larvae 72,923% and adults 66,666%. There was a significant decline in the general population of the pest over the previous year. There was a positive correlation ($r = 0.9335$ larvae, $r = 0.9921$ in adults) between capture of larvae and adults of the SHB and monthly average temperatures, these two variables increase or decrease simultaneously.

ÍNDICE GENERAL

	Página
ÍNDICE DE CUADROS	XIII
ÍNDICE DE FIGURA	XV
INTRODUCCIÓN	1
REVISIÓN DE LITERATURA	4
Generalidades.....	5
La apicultura en México.....	8
Producción nacional.....	9
Regiones productoras.....	9
Comercialización.....	10
Polinización.....	11
La apicultura en Coahuila.....	11
<i>Aethina tumida</i> Murray.....	12
Taxonomía (Borror y White, 1970).....	13
Orden Coleóptera.....	13
Familia Nitidulidae.....	14
Género <i>Aethina</i>	14
Diversidad genética.....	15
Distribución.....	15
Ciclo de vida.....	16
Huevo.....	16
Larva.....	16
Pupa.....	17

Adulto.....	17
Hábitat.....	18
Daño.....	19
Alimentación.....	19
Reproducción.....	20
Infestación.....	21
Cambio de hospedero.....	21
Comportamiento de las abejas al ataque de <i>Aethina tumida</i>	22
Trampeo y diagnóstico.....	27
Atrayentes.....	27
Trampeo.....	27
Diagnóstico.....	28
Manejo del PEC.....	29
Control Cultural.....	29
Control Químico.....	29
Control Biológico.....	30
MARIALES Y MÉTODOS.....	33
RESULTADOS.....	38
Análisis estadístico.....	50
Relación de la variable temperatura y el número de captura de escarabajos...	54
DISCUSIÓN.....	58
CONCLUSIONES.....	62
LITERATURA REVISADA.....	63
ARTÍCULO CIENTÍFICO.....	74

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Número de larvas y adultos de <i>Aethina tumida</i> capturada(o)s con trampas Narro en 15 colmenas de <i>Aphis mellifera</i> en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011- 2012.....	39
Cuadro 2. Número de larvas de <i>Aethina tumida</i> capturadas en los diferentes tratamientos en colmenas de <i>Aphis mellifera</i> en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011- 2012.....	41
Cuadro 3. Número de adultos de <i>Aethina tumida</i> capturados en los diferentes tratamientos en colmenas de <i>Aphis mellifera</i> en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011- 2012.....	42
Cuadro 4. Cuadro comparativo de larvas y adultos de <i>Aethina tumida</i> Murray capturada(o) s en los diferentes tratamientos en 15 colmenas de <i>Aphis mellifera</i> en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.....	43
Cuadro 5. Cuadrados medios del análisis de varianza en larvas de <i>Aethina tumida</i> para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.....	50
Cuadro 6. Valores medios en capturas de larvas de <i>Aethina tumida</i> en la trampa Narro, evaluada durante Abril 2011 - Marzo 2012 en San Carlos, Jiménez, Coahuila.....	51

Cuadro 7.	Cuadrados medios del análisis de varianza en adultos de <i>Aethina tumida</i> para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.....	52
Cuadro 8.	Valores medios en capturas de adultos de <i>Aethina tumida</i> en la trampa Narro, evaluada durante Abril 2011 - Marzo 2012 en San Carlos, Jiménez, Coahuila.....	53
Cuadro 9.	Análisis de correlación en larvas de <i>Aethina tumida</i> para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011- 2012.....	55
Cuadro 10.	Análisis de correlación en adultos de <i>Aethina tumida</i> para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011- 2012.....	56
Cuadro 11.	Datos climatológicos de temperatura observados durante la realización del experimento.....	57

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Localización del proyecto.....	35
Figura 2 A. Trampa Narro.....	35
Figura 2 B. Tela tipo mosquitera.....	35
Figura 2 C. Ubicación de la trampa Narro en la colmena.....	35
Figura 2 D. Colocación de adhesivo SEHU-TAK.....	35
Figura 2 E. Atrayente.....	35
Figura 3. Diseño Experimental.....	36
Figura 4. Hoja de Registro.	37
Figura 5A. Curva Poblacional de larvas de <i>Aethina tumida</i> en San Carlos, Jiménez, Coahuila.....	40
Figura 5B. Curva Poblacional de adultos de <i>Aethina tumida</i> en San Carlos, Jiménez, Coahuila.....	40
Figuras 6. Análisis gráfico de los tratamientos evaluados con la trampa Narro en <i>A. tumida</i>	43
Figura 7. Curva poblacional de larvas de <i>Aethina tumida</i> M. capturadas en los diferentes tratamientos en San Carlos, Mpio. De Jiménez, Coahuila.	48
Figura 8. Curva poblacional de adultos de <i>Aethina tumida</i> M. capturados en los diferentes tratamientos en San Carlos, Mpio. De Jiménez, Coahuila.	49

INTRODUCCIÓN

Aethina tumida Murray (Coleóptera: Nitidulidae), es una especie nativa de África conocida con el nombre común de pequeño escarabajo de las colmenas (PEC) para diferenciarla de *Oplostomus fuliginus* (Coleóptera: Scarabaeidae), denominada escarabajo grande de las colmenas. *A. tumida* es un insecto pequeño, de 5.7 mm de largo por 3.2 mm de ancho (Hood, 2006); su color es marrón oscuro, casi negro. Tanto las larvas como los adultos se alimentan de miel, cera y larvas de las abejas, afectando bastidores, y a la miel misma, la cual pueden echar a perder, fermentándola (Elzen et al. 2000). El daño puede llegar al grado de obligar a la reina a abandonar las colmenas ya que las abejas se defienden descuidando las actividades de pecoreo afectando la polinización.

Antes de 1998, sólo se conocía la existencia del PEC en el continente africano. En junio de 1998 se recolectaron escarabajos de colmenas de colonias de abejas cerca de St. Lucie, Florida en los Estados Unidos, identificados por M.C. Thomas en el Departamento de Agricultura de Florida (Hood, 2004; Sanford, 1998a). Los PEC's se propagaron rápidamente a otras áreas de los Estados Unidos. En agosto del 2002 se detectó en Manitoba, Canadá; reportes afirman que el PEC llegó en un cargamento de cera de abeja importada de MacGregor Wax Works, de Hull Texas, Estados Unidos (Hood, 2004). En octubre del 2002 se encontraron escarabajos en colonias de abejas de Australia, en Richmond. New South Wales, al noreste de Sidney (Hood, 2004). El

22 de Octubre del 2007, Don Armando Hernández Torres, apicultor de San Carlos, Jiménez, Coahuila, entregó muestras de escarabajos que obtuvo en sus colmenas, a la Delegación SAGARPA-Coahuila (Comunicación personal: M.V.Z. Teodoro Saldaña O. Delegación SAGARPA, Coahuila), quien los puso a consideración del Centro Nacional de Servicios de Constatación en Salud Animal (CENAPA) para su identificación, y el 25 de Octubre del 2007, esta institución emitió el primer reporte oficial de la presencia de *A. tumida* en México. El 28 de Febrero del 2008 se redescubre *A. tumida* en el Rancho el Vergel, Hidalgo, Coahuila que administra la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” (UAAAN). En Abril del 2008 la SAGARPA pone a disposición del Departamento de Parasitología-Saltillo, UAAAN ocho individuos de *A. tumida* muertos, para su identificación y sexado. Los resultados de la indagación taxonómica y del estudio de genitalias realizando a través de disecciones en laboratorio, indicaron que los especímenes correspondían a *A. tumida*, determinándose seis hembras y dos machos (Santana, 2011).

Dado el potencial del PEC para causar fuertes daños a la producción de miel, y por ende, a la economía de esta importante industria y afectar, también, la polinización, el Departamento de Parasitología-Saltillo, UAAAN, en coordinación con la SAGARPA-Delegación Coahuila, durante 2010 habilitó un proyecto de investigación para dar seguimiento a la presencia del PEC en Coahuila, utilizando trampas con atrayentes, que no aportaron para el propósito; también se probó de manera preliminar una trampa adhesiva, a la que se llamó trampa Narro, para diagnosticar la presencia del escarabajo en colmenas, con resultados alentadores (Santana, 2011). Para dar continuidad a los esfuerzos de investigación de la plaga y seguimiento a la posible utilidad de la trampa Narro, se llevó a cabo este trabajo, bajo un convenio de

colaboración con la SAGARPA-Coordinación General de Ganadería, que tuvo como objetivos, evaluar la capacidad de la trampa Narro para capturar larvas y adultos de *A. tumida* en el interior de las colmenas de *A. mellifera* en diferentes situaciones y determinar la curva poblacional anual de ambos estadios.

REVISIÓN DE LITERATURA

La apicultura es una actividad agropecuaria, orientada a la cría de abejas, que conlleva el prestarles los cuidados necesarios para obtener miel, cera y propóleo con la idea de comercializarlos generando así empleo y divisas. Además, para rentar colmenas, a fin de que las abejas polinicen cultivos como frutales y hortalizas. Una colmena sana debe lucir una población vigorosa de abejas, con diferentes estados de cría en su nido; la reina debe ovipositar un huevo en el centro de cada celda en el fondo; las larvas de las abejas deben presentar un color blanco aperlado brillante sin olores ofensivos, la cría sellada debe mostrarse pareja, no sobresaltada y tampoco aislada. Al observar disminución brusca en el número de abejas, ausencia de la postura, sin uniformidad, varios huevos por celda, huevos colocados en las paredes de las celdillas, larvas de color oscuro, malos olores, opérculos sobresaltados, abejas poco activas o nerviosas, pueden ser síntomas de enfermedad o desordenes en las abejas que causan daños económicos a los apicultores. Las enfermedades que atacan a la cría de las abejas tienen varios agentes causales como bacterias: *Paenibacillus larvae* White (Bacillales: Paenibacillaceae), *Bacillus pluton* White (Bacillales: Bacillaceae), *Bacillus alvei* Cheshire and Cheyne (Bacillales: Bacillaceae); hongos: *Ascospaera apis* Maassen (Ascosperales: Ascospaeraceae), *Aspergillus clavus* (Eurotiales: Trichocomaceae), *Aspergillus fumigatus* Fresenius

(Eurotiales: Trichocomaceae); Virus: *Morator Aetatulas* Bailey. Las enfermedades de las abejas adultas la causan parásitos como: *Acarapis woodi* Rennie, White y Harvey (Acarina: Tarsonemidae), *Varroa jacobsoni* Oudemans (Gamasida: Varroidae), *Nosema apis* Zander (Dissociodihaplophasida: Nosematidae), *Nosema ceranae* (Dissociodihaplophasida: Nosematidae), *Malpighamoeba mellificae* Prell (Protista: Amoebozoa); bacterias: *Pseudomona apiséptica* Burnside; virus: virus de la parálisis aguda, virus de la parálisis crónica y plagas de insectos tales como *Galleria mellonella* Linnaeus (Lepidóptera: Pyralidae), *Achroia grisella* Fabricius (Lepidóptera: Pyralidae), hormigas; *Acromyrmex lundi* Guerin (Hymenóptera: Formicidae), *Iridomyrmex humukis* Mayr (Hymenóptera: Formicidae), dípteros; *Braula coeca* Nitzsch (Díptera: Braulidae), coleópteros; *Aethina tumida* Murray (Coleóptera: Nitidulidae), entre otros (SAGARPA, 2012).

Generalidades

La miel es una solución densa que fabrican las abejas especialmente *A. mellifera* a partir del néctar de las flores o secreciones de las plantas; las abejas recogen estos materiales, los transforman y almacenan en panales, donde maduran (SAGARPA, 1998).

La miel es una sustancia viscosa, amarillenta y muy dulce, que producen las abejas transformando en su estomago el néctar de las flores (Real Academia Española de la lengua, 1713). La técnica que involucra la extracción de miel de los panales de la colmena se conoce como apicultura (Muños *et al*, 2007).

Actualmente se explotan abejas melíferas en todo el mundo; exceptuando las regiones polares extremas. Hasta el siglo XVI sólo se encontraban en el Viejo Mundo, aunque ya existían mucho tiempo antes de que apareciera el hombre sobre la tierra (SAGARPA, 1998). La apicultura comenzó cuando el hombre aprendió a proteger, cuidar y controlar las colonias de abejas que encontraba en huecos de árboles u otros sitios. La construcción de las colmenas dependía de los materiales que se encontraban en la zona. La primera colmena quizá haya sido un árbol hueco; también se hicieron colmenas con corcho, corteza de árboles y posteriormente con tablas gruesas cortadas de troncos de árboles (SAGARPA, 2010).

Las colmenas primitivas protegían a las abejas y sus panales del viento, lluvia y temperaturas extremas. Los apicultores primitivos mataban a las abejas sumergiendo las colmenas en agua hirviendo para conseguir miel y cera, años más tarde, en Egipto se utilizó el humo para expulsar a las abejas de sus colmenas y los antiguos romanos alimentaban a las abejas cuando se realizaba la cosecha. Durante el siglo XVI poco se sabía de lo que pasaba dentro de la colmena. La primera descripción de la abeja reina como hembra y productora de huevos, se publicó en España en 1586 por Luis Méndez de Torres. En 1609 el inglés Charles Butler, demostró que los zánganos eran abejas machos y Richard Remnant, en 1637, dejó claro que las obreras eran hembras. En 1625, en Italia, el Príncipe Cesi publicó los primeros dibujos de abejas hechos bajo un microscopio y en Alemania, durante 1568, Nickel Jacob, publicó que las abejas podían criar una reina a partir de huevos o larvas muy jóvenes. Anton Janscha de Eslovenia en 1771 dio a conocer el apareamiento de la reina con el zángano. El alemán H. C. Hornbostel, en 1744, descubrió como se produce la cera y el inglés Arthur Dobbs en 1750, descubrió que el polen que colectan las abejas son el "germen

masculino" de la flor que fertiliza el huevo; también observó que las abejas juntan polen de una sola clase de flores en cada vuelo. El papel de las abejas en la fertilización de flores, lo estableció C. K. Sprengel en 1793 y Francois Huber de Suiza proporcionó los fundamentos para la apicultura moderna. En 1806, Peter Prokopovich, apicultor ucraniano, construyó la primer colmena con cuadros móviles usada en escala comercial llegando a mantener hasta 10.000 colonias (SAGARPA, 2010).

Antes del año 1500 no existían abejas melíferas en el Continente Americano, Australia y Nueva Zelanda y hasta 1638 hay registros de la existencia de abejas melíferas en Norteamérica. En 1850 desembarcaron abejas en California y desde allí las llevaron a Oregon y luego a la Columbia Británica. En Sidney, Australia se desembarcaron las primeras abejas en 1822, y W. D. Cotton llevó las primeras colmenas a Nueva Zelanda en 1842, es decir, desde hace poco más de cien años las abejas melíferas del género *Apis* están en los cinco Continentes. Tal diversidad de hábitats ha incidido en la adaptación de las abejas a una amplia gama de condiciones climáticas y ecológicas, y la evolución ha generado más de 24 subespecies conocidas (Ruttner, 1998; Clarke, *et. al.*, 2001). Actualmente, la apicultura se practica en casi todas las áreas habitadas del planeta (excepto polos y zonas muy frías), y en el nuevo mundo esta actividad constituye un medio de vida. El rendimiento promedio de miel en la mayoría de los países varia de 18 a 36 kilos por colmena, aunque en las mejores zonas para la apicultura puede llegar a 90, 135 o hasta 180 kilos. A pesar de la gran densidad de abejas, se consume más miel de lo que puede producirse, siendo Europa occidental la región del mundo que importa mayor cantidad de miel (SAGARPA, 2010).

En Norteamérica se han explotado casi cinco millones de colmenas que producen 25 kilos de miel en promedio en los EU y 55 en Canadá. En Centro América y Sudamérica hay cuatro millones de colonias. La parte tropical de Sudamérica es hábitat de muchas especies de abejas sin aguijón. El rendimiento promedio por colmena en Centro y Sudamérica es de 27 kilos, y la producción anual de alrededor de 100,000 toneladas, gran parte de la cual se exporta (SAGARPA, 2010).

En Nueva Zelanda existen alrededor de 200,000 colmenas que producen aproximadamente 6,000 toneladas de miel, exportándose tres cuartas partes o más a Europa. Australia tiene algunos de los rendimientos de miel más altos por colmena del mundo, con promedio de 36 kilos. En el oeste el promedio es superior a 90 kilos. Australia produce alrededor de 18.000 toneladas de miel por año. Los principales países productores de miel son China, Estados Unidos, Argentina, México, Canadá y Alemania, los cuales en el 2005 produjeron 305, 82, 80, 56.8, 33 y 17 mil toneladas, respectivamente (FAOSTAT, 2005).

La apicultura en México

Aunque el género *Apis* no existía en el nuevo mundo, la apicultura se practicaba en México desde antes de la llegada de los españoles, ya que los Mayas producían y comercializaban miel de abejas meliponas y trigonas sin aguijón (SAGARPA, 1998) con eficiencia similar a la efectuada con *A. mellifera* en la Europa de los siglos XVI al XVIII (Labougle y Zozaya, 1986).

A. mellifera no se introdujo a América inmediatamente a la llegada de los españoles, ya que la miel era monopolio exclusivo de España pero debido a las actividades

religiosas se requería de mayor suministro de cera, exigiéndolo como tributo a los indígenas mayas (Labougle, 1991). Es probable que la abeja europea haya sido introducida al centro de la Nueva España entre 1760 y 1770 (Labougle, 1991; Labougle y Zozaya, 1986). Crane (1999) menciona diversas fuentes que sugieren la posibilidad de que dicha introducción pudiera haber ocurrido con anterioridad.

La apicultura es muy importante para el país ya que genera 400,000 empleos directos e indirectos y constituye la tercera fuente captadora de divisas del subsector ganadero (Cajero, 1999; SAGARPA, 2010; COFEPRIS, 2011). Además de acuerdo a la FAO, México es el tercer exportador y el quinto productor mundial de miel.

Producción Nacional

En 2008 se exportaron 30,886 toneladas de miel, de las 55,271 toneladas producidas en el país con un valor de 83.8 millones de dólares, cifra record en los últimos 15 años, siendo sus principales destinos Alemania, Gran Bretaña, Arabia Saudita, Suiza, Estados Unidos y Japón (SAGARPA, 2010). De la actividad apícola dependen 42,000 familias en el país, y se cuenta con 1.9 millones de colmenas, de las cuales 145,000 se utilizan para la polinización de cultivos frutales y agrícolas, que se destinan en su mayoría al mercado de exportación (SAGARPA, 2010).

Regiones Productoras

La SAGARPA divide al país en las siguientes cuatro zonas apícolas Zona Centro. Guanajuato, Querétaro, Estado de México, Morelos, Tlaxcala, Puebla y Distrito Federal. Tiene buenos rendimientos por colmena y a la miel que se cosecha es de buena calidad. Zona del Pacífico. Oaxaca, Guerrero, Michoacán, Jalisco, Colima,

Nayarit y Sinaloa. Zona Sureste o Peninsular. Chiapas, Tabasco, Veracruz, Campeche, Yucatán y Quintana Roo. Es la mejor para la apicultura, con gran número de productores. Zona Norte. Baja California Norte y Sur, Sonora, Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Durango, Zacatecas y Aguascalientes. Se produce excelente miel, principalmente de mezquite y cuya producción, en su mayoría, se destina al mercado de los Estados Unidos de Norte América: el precio de esta miel es uno de los mejores a nivel nacional (SAGARPA, 2010). Existen, en México aproximadamente 45,000 apicultores, que producen de 60,000 a 70,000 toneladas de miel al año. Además se produce cera (1,362 toneladas al año), jalea real (7.5 toneladas), polen (13 toneladas) y propóleo (6,000 kilogramos al año) (SAGARPA, 2010). La infraestructura apícola está evaluada en 320,000 millones de pesos (SENASICA, 2011).

Comercialización

México ha firmado tratados de libre comercio con Canadá y Estados Unidos, países con los que conforma el área de libre comercio más grande del mundo (OMC, 2012). A su vez, México habilita un tratado de libre comercio con la Unión Europea, en cuyos 27 países se concentra el 18.5 de las exportaciones mundiales. Recientemente México fortaleció vínculos con Japón firmando un acuerdo de Asociación Económica para establecer una agenda de cooperación en materia de pequeñas y medianas empresas. En América Latina, México ha celebrado Tratados de Libre Comercio con Honduras, El Salvador, Guatemala, Costa Rica, Colombia, Bolivia, Chile, Nicaragua y Uruguay, y firmado acuerdos de complementación económica con Argentina, Brasil, Perú, Paraguay y Cuba. México ha instrumentado diversos programas para la

simplificación comercial gracias a los cuales los productos con arancel cero aumentaran de 20% en 2008 a 65% en 2013. México cuenta con un cupo de 30,000 toneladas anuales y 600 toneladas iniciales, respectivamente para exportar miel con arancel preferencial, siempre y cuando se cumplan las medidas de inocuidad y calidad que estos países exigen (SAGARPA, 2010; OMC, 2012).

Polinización

La apicultura ha demostrado a través de la polinización capacidad para contribuir a la generación directa de alimentos, aprovechando recursos que no pueden utilizarse de otra manera, además de multiplicar la producción agrícola de frutos y semillas (Echazarreta *et. al.*, 1999), generando recursos alimenticios, empleo e ingresos (Illgner, *et. al.*, 1998). La polinización de cultivos puede contribuir al incremento del nivel de vida de productores agrícolas (Echazarreta, *et al.*, 1997) y ser instrumento de desarrollo para los apicultores, aumentado sus ingresos (Echazarreta, *et. al.*, 1999).

La polinización para Sinaloa, Chihuahua y Coahuila, es el fin principal de la explotación de las abejas, siendo actividad secundaria la obtención de miel. Esta actividad se realiza en 28 estados de la república, incluyendo la región lagunera de Coahuila y Durango, involucrando a más de 590,000 colmenas. En tres entidades federativas se movilizan colmenas solo para polinizar cultivos, en 12 para producir miel y en 13 para ambos (SAGARPA, 2010).

La apicultura en Coahuila

Durante 2012, estuvieron activas en este estado 3,318 colmenas, sin considerar a la región Lagunera, donde actúan 88 apicultores, 3 asociaciones y 1 comité. En 2008 se

utilizaron 1,800 colmenas para polinizar el cultivo del manzano en la Sierra de Arteaga (SAGARPA, 2010).

En el estado se movilizan 1,550 colmenas pobladas a otros estados, que representa el 1% del total nacional de movimiento de colmenas de un estado a otro. Internamente se movilizan 200 colmenas pobladas y recibe 3,560 colmenas pobladas para la polinización de cultivos, que significa el 64.26% del total nacional de colmenas provenientes de otro estado. Para la polinización de cultivos, internamente se movilizan 1,350 colmenas pobladas, es decir, 1.47% con respecto al total nacional, entre los municipios del mismo estado (comunicación personal, Teodoro Saldaña O., Delegación SAGARPA-Coahuila).

La producción de miel en Coahuila, (sin incluir cinco municipios de la Comarca Lagunera), ha sido: año 2000, 63.07 toneladas; 2002, 69.98; 2003; 70.24; 2004, 70.23; 2005, 72.97; 2006, 67.66; 2007, 72.54; 2008, 69.76; y 2009, 78.87 toneladas, respectivamente (SAGARPA, 2010).

Aethina tumida

A. tumida fue descrito por Murray en 1867 y Lundie (1940) y Schmolke (1974) aportaron sobre su historia natural y morfología.

En África este insecto solo ocasionalmente daña a colmenas débiles y enfermas; se le asocia con el abandono de colmenas por mecanismos de resistencia de las abejas, en áreas donde *A. tumida* ha sido introducida, afecta severamente a colmenas de la abeja melífera europea *A. mellifera* (Neumann y Elzen, 2004), y se ha constituido en un nuevo problema de corte internacional, para la apicultura (Ellis y Delaplane, 2007).

Taxonomía Borror y White (1970):

Reyno:Animal

Phyllum:Artrópoda

Clase:Hexápoda (Insecta)

Orden:Coleóptera

Familia:Nitidulidae

Genero:*Aethina*

Especie:*tumida*

Orden Coleóptera

El orden coleóptera incluye a cerca del 40% de las especies conocidas de la Clase Hexápoda, siendo el taxón más grande de esta clase (Borror & Dwight, 1971; Morrone *et al.*, 1999). La característica más distintiva del orden es el primer par de alas endurecidas (élitros) que protegen al segundo par de alas membranosas que son con las que vuelan. El aparato bucal es masticador con mandíbulas bien desarrolladas. Sufren metamorfosis completa (Borror & Dwight, 1971; Márquez, 2004).

Las antenas tienen once segmentos, rara vez más, o bien, a menudo 8-10, raro menos de 2 y son variables en forma. Tarsos de tres a cinco segmentos (Borror y White, 1970); Triplehorn y Johnson, 2005). Se encuentran en cualquier tipo de hábitat (terrestres, subterráneos, acuáticos, semiacuáticos) pocos son comensales de insectos sociales (Borror & Dwight, 1971).

Familia Nitidulidae

Esta familia contiene 2800 especies descritas en 172 géneros (Neumann y Elzen 2004). Las cavidades procoxales transversas y club antenal de tres segmentos son las características que la distinguen de otras familias de Coleóptera (Habeck 2002).

Las antenas de los nitidulidos tienen 11 antenómeros, y se insertan entre los ojos y la base de la mandíbula (Habeck, 2002). Los élitros en la mayoría son cortos por lo que exponen los últimos segmentos abdominales (pigidio). El pronoto tiene forma de escudo y cuerpo siempre cubierto en pubescencia fina (Blatchley, 1910 citado en Lundie, 1940).

Los integrantes de esta familia son primariamente saprófagos, es decir, se alimentan de plantas y animales muertos (carroña, estiércol, etc.) (Neumann y Elzen 2004), presentándose también especies micofagas (se alimentan de hongos). Se les encuentra en flores, frutos podridos, jugos fermentados, nidos de abejorros, cera y miel de abejas, nidos de hormigas, productos almacenados; hay especies que depredan escolitidos y coxidos (Arnett y Thomas, 2011). También pueden alimentarse en frutos secos y caídos (Neumann y Elzen, 2004). Algunas especies de Nitidulidae afectan a un grupo de abejas sociales ubicando a un buen número de simbioses en este tipo de abejas (Ellis y Hepburn, 2006). Hernández (2013) reporta 13 géneros, 4 subfamilias y 29 especies para Coahuila.

Genero *Aethina*

El Genero *Aethina* que contiene alrededor de 30 especies, es originario de África y se ha extendido a Asia, Australia y el Oriente (Kirejtshuk & Lawrence, 1999), sin embargo, su distribución nativa actual es la Región Indomalaya (sur y sureste de

Asia). Kirejtshuk & Lawrence (1999) afirman que la característica principal del género, senso estricto, es la presencia de numerosos hoyos a lo largo del margen basal del pigidio. Habeck (2002) considera presencia de setas en los ojos.

Diversidad Genética

En los Estados Unidos se han detectado dos haplotipos distintos del PEC, con distribución irregular en el sureste de este país y sin correlación con el tamaño del cuerpo; no reflejan diferencias covariadas en los genomas, describiéndose 15 loci polimórficos, tanto en África como en Estados Unidos que muestran de dos a veintidós alelos; la variación de ADN mitocondrial de los PEC de Estados Unidos y África (< 0.8 %) está dentro del rango considerado para una especie, existiendo cercanía genética entre los PEC's de estas dos regiones (Evans *et al*, 2000, Evans *et al*, 2003, Evans *et al*, 2008).

Distribución

Antes de junio de 1998, se conocía la existencia de *A. tumida* solo en el continente Africano; el PEC, a partir de la fecha, se propagó rápidamente, encontrándose en apiarios de Florida, USA (1998), Nueva Jersey (1999), Louisiana, Nueva York (2000), Mississippi (2001), Arkansas (2002), Texas (2003), (Neumann *et al*, 2003) y además, Australia, es decir, prácticamente en casi todo el mundo; la capacidad del PEC para volar grandes distancias y además, el movimiento de colonias infestadas, núcleos y equipo apícola, son factores que propician su distribución. El primer registro formal de la presencia *A. tumida* en México, ocurrió el 25 de Octubre de 2007, de especímenes recolectados en el apiario “El Carmen” localizado en San Carlos, Jiménez, Coahuila (Santana, 2011).

Ciclo de Vida

El PEC sufre metamorfosis completa, es decir, pasa por los estadios de huevo, larva, pupa y adulto. En el suelo, se pueden encontrar larvas, pupas y adultos recién eclosionados, entre 1 a 20 cm de profundidad, con casi el 80 % en los primeros 10 cm de la superficie, asimismo, el 83 % de todos los estadios se localizan a 30 cm de la piqueta, 17 % a 90 cm y no se encuentran escarabajos a 180 cm (Pettis y Shimanuki, 2000).

Huevo

Las hembras comienzan a ovipositar una semana después de emerger del suelo, en el interior de las colmenas de *A. mellifera* o nidos de abejas y abejorros silvestres, y casi el 100% eclosiona a 34 grados centígrados; la incubación requiere de dos a tres días a temperaturas de 24-28 grados (De Guzmán & Frake, 2007), la humedad relativa juega un papel muy importante en la viabilidad de la eclosión de los huevos (Hood, 2004); miden 1.4 x 0.26 mm (largo, ancho), tienen forma arrañada y son de color blanco nacarado (Smolke, 1974). Las hembras del escarabajo ponen sus huevos en grietas y hendiduras en la periferia interna de una colonia de abejas densamente poblada, pero también en el área de cría si las abejas adultas se lo permiten. Las hembras de *A. tumida* pueden llegar a poner durante su vida un rango cercano a los 2000 huevecillos (Hood, 2004).

Larva

Las larvas recién eclosionadas tienen cabezas grandes y muchas protuberancias en su cuerpo (Lundie, 1940); la tasa de crecimiento varía dependiendo de la dieta, pero Lundie (1949) y Schmolke (1974), afirman que la mayoría madura en 10-14 días.

Una vez que han terminado su desarrollo, alcanzan una longitud y anchura de 9.5 mm y 1.6 mm respectivamente (Schmolke 1974), migran al fondo de la colmena para salir por la piquera y ubicarse en el suelo, al que penetran con movimientos peristálticos. Las larvas en esta etapa son muy resistentes a las condiciones climáticas, e incluso pueden migrar grandes distancias para encontrar suelo adecuado (Schmolke, 1974). Pettis y Shimanuki (2000), comentan que la mayoría de las larvas, pupas y adultos recién emergidos, se localizan dentro de los primeros 90 cm de la colmena. Casi el 80% de las larvas se entierran a menos de 10 cm de la superficie del suelo, y por lo general no más de 20 cm (Pettis y Shimanuki 2000).

Pupa

Es exarata y se desarrolla en cavidades que construyen las larvas en el suelo utilizando saliva para aflojarlo y para cementar la celda para evitar la entrada de agua e impedir el crecimiento de microbios (Glinski *et al*, 2001; De Guzmán y Frake, 2007). Al inicio, son blancas, nacaradas, con proyecciones características en el tórax y abdomen. Durante la esclerotización se van obscureciendo hasta la eclosión final (Lundie, 1940). La emergencia promedio de los adultos dura aproximadamente 8 días, las hembras de escarabajo se transforman en pupa ligeramente más rápido que los machos. La tierra seca disminuye las probabilidades de las larvas de alcanzar el estadio de pupa con éxito (Hood, 2004).

Adulto

Son aplanados, de 5.7 mm de largo y 3.2 mm de ancho, color marrón oscuro, casi negros; recién emergidos son rojizos y posteriormente se tornan negruzcos (Hood, 2004); estos cambios de color se producen en la celda pupal antes de la eclosión de

los adultos (Lundie 1940). Tanto machos como hembras son casi idénticos en anchura ($\sim 3,2$ mm) (Ellis et al. 2002). Las hembras adultas ($14,2 \pm 0,2$ mg) son más pesadas que los machos ($12,3 \pm 0,2$ mg) (Ellis et al 2002.) y constituyen la mayor proporción de la población (Schmolke, 1974; Neumann et al 2001a; Ellis et al 2002). Los adultos pueden variar mucho en tamaño, dependiendo de la dieta, el clima, etc., (Schmolke 1974).

El PEC inverna en este estadio; la longevidad promedio más larga es de 167 días, cuando se alimenta de miel, y de 49.8 días, si se alimenta en alzas sin crías; los adultos que no se alimentan viven máximo 9.6 días, y la reproducción es más alta si se alimentan de polen. Es común que los adultos permanezcan en el suelo, sin emerger hasta por más de 35 días, pudiendo sobrevivir más de nueve semanas en contenedores (Ellis et al., 2002), o cinco días sin alimento y agua (Pettis y Shimanuki, 2000).

La duración de huevo a adulto es de 38 a 81 días (Glinski et al., 2001) siendo la temperatura factor importante durante su desarrollo.

Hábitat

A. tumida tiene su hábitat original en Sudáfrica donde puede encontrarse en la mayoría de las colmenas y no se considera un problema significativo. Convive en equilibrio con la abeja africana posiblemente por la mayor agresividad de esta especie, que lo controla y no permite su superpoblación. Por el contrario, la abeja europea al ser más dócil se encuentra en desventaja ante el avance del PEC, quien se multiplica en forma muy rápida en colonias infestadas, alimentándose de miel y de crías vivas y pudiendo llegar a destruir la colonia. Otro efecto negativo de los escarabajos es la descomposición de la miel que resulta de la defecación. Las abejas

rechazan la miel fermentada que se queda en las colonias muertas (la que no consumirán) y el apicultor ya no la puede comercializar. Cuando el número de las larvas del escarabajo llega a un cierto nivel se detiene la cría de las abejas, hay una destrucción de los panales, lo que a menudo desemboca en la desintegración total de la estructura del nido y la dispersión del enjambre (Neumann & Elzen, 2004).

Daño

A. tumida económicamente, se consideraba menos importante que *G. mellonella* (Lepidóptera: Pyralidae) y *A. grisella* (Lepidóptera: Pyralidae), polillas de la cera, aunque es probable que éstas, al igual que el PEC, cumplan la función de debilitar a las abejas (Lundie 1940; Hepburn y Radloff, 1998).

Es muy raro que el PEC cause graves daños en colmenas de su área de origen (Lundie 1940, Schmolke 1974) ya que solo afecta colmenas débiles y bastidores almacenados de *A. mellifera capensis* y *A. mellifera scutellata* (Hymenóptera: Apidae). Por el contrario, *A. tumida* causa graves daños a colmenas de la abeja europea subespecie derivada de *A. mellifera* (Elzen *et al*, 1999). En 1998, los apicultores de Florida reportaron pérdidas de 3 millones de dólares ocasionadas por este escarabajo, un efecto secundario a la miel almacenada en las colmenas por los adultos y alimentación de las larvas, es su rápida fermentación, debido a la defecación del escarabajo y crecimiento rápido de poblaciones (Lundie 1940; Schmolke 1974; Elzen *et al* 1999.; Hood, 2000).

Alimentación

Los adultos y larvas de *A. tumida* se alimentan de miel, propóleo, polen (Lundie 1940; Schmolke 1974; Elzen *et al* 2000), y preferentemente, de crías de abejas (Elzen

et al. 2000), además los adultos inducen a las abejas a que les den de comer (Douglas, 2003). Los adultos además se alimentan de frutas como mango, plátano y uvas, aunque en menor proporción, por lo que las colmenas no le son necesarias para su supervivencia y reproducción. Los adultos ovipositan en fruta y carne en descomposición y las larvas se alimentan de estos. (Elzen *et al.*, 1999; Ellis *et al.*, 2002), sin embargo las fuentes alternativas de alimento tienen poca importancia en la reproducción cuando hay colmenas disponibles (Bucholz *et al.*, 2008).

Reproducción

La reproducción del PEC está asociada a olor podrido, miel fermentada, alzas dañadas, y puede ocurrir tanto en apiarios activos como abandonados, así como frutos y nidos de abejorros. El hecho de que pueda reproducirse en frutas, indica que es un parásito facultativo (Ellis *et al.*, 2002). El PEC se reproduce a bajos niveles en colmenas que no tienen daño aparente, es decir, la reproducción no necesariamente se refleja en muchas larvas y signos típicos evidentes de daño. (Ellis *et al.*, 2002). Murrle y Neumann (2004), confirmaron el enorme potencial reproductivo del PEC cuando consume productos de las abejas, lo que ayuda a entender porque se distribuye tan rápido en áreas nuevas. La hembra puede ovipositar a través del opérculo de celdas con cría selladas, hecho que las abejas detectan, y responden eliminando el opérculo y el contenido de las celdas, a lo cual se le llama comportamiento higiénico. La tasa de oviposición (proporción de celdas con opérculo perforado y huevecillo), no se afecta con distintas densidades de población del escarabajo, pero aumenta cuando los PEC tienen acceso a celdas de cría selladas, perforando no solo el opérculo, sino también un lado de la celda cuando está próxima a una celda vacía. (Ellis y Delaplane, 2008). El comportamiento higiénico no es

afectado por la población de abejas y fortaleza de la colonia. Es posible que semioquímicos producidos por las larvas de las abejas, que atraen a ácaros, mediaticen también a los escarabajos dentro de las celdas y tengan más efecto que la densidad de estos. (Ellis y Delaplane, 2008).

Infestación

La reinfestación de colonias sanas dentro de apiarios infestados es alta (95 %), reflejando que hay mucho intercambio de PEC's entre las colmenas. Las colmenas que se ubican en hábitats forestales son más infestadas, debido, posiblemente, a la presencia de colonias silvestres. El PEC vuela muy activamente y puede moverse individualmente, en enjambres o junto con los enjambres de las abejas y es capaz de detectar colonias estresadas de abejas a una distancia de 13 a 16 km (Spiework *et al.*, 2008).

Cambio de hospedero

En Norte América, los abejorros *Bombus impatiens* (Hymenóptera: Apidae), son hospederos alternos potenciales del PEC, ya que éste invade sus colonias y las oviposita rápidamente; además, no prefiere a las colmenas de abejas sobre las de los abejorros, mismos que defienden sus colonias sacando los huevecillos y larvas para aguijonearlos después (Hoffmann *et al.*, 2008). Colonias del abejorro infestadas artificialmente con PEC's tuvieron menos individuos vivos, más muertos y daños. Asimismo, el PEC puede completar su ciclo de adulto a adulto, en las colonias de abejorros (Stanghellini *et al.*, 2000), por lo que ahora es simpátrico con los abejorros *Bombus*. Los escarabajos son atraídos por trabajadores adultos y polen de los nidos de los abejorros, posiblemente por olores. Dado lo anterior, y considerando que los

abejorros son polinizadores nativos esenciales, es muy importante conservarlos. (Spiewok y Neumann, 2006a).

Comportamiento de las abejas al ataque de *Aethina tumida*

Las abejas *A. mellifera capiensis* (cape) utilizan más propóleo y almacenan más miel que *A. mellifera*; el PEC causa daños importantes en colmenas de abejas europeas pero no en las cape. Las abejas europeas en los EU aprisionan escarabajos a más temprana edad que las sudafricanas cape, por lo que este comportamiento es muy distinto entre las dos subespecies, lo cual no explica el daño diferente que causa el PEC en apiarios de abejas cape y europeas (Ellis et al., 2003b).

El incremento de la población del PEC genera que *A. mellifera* cambie el comportamiento de protección con la intervención de más abejas guardianas (trabajadores que vigilan escarabajos en sitios de confinamiento) y la construcción de más prisiones, aunque el número de inquilinos por prisión, no cambie. A más escarabajos, más demanda de alimento, lo que genera como respuesta que las abejas guardianas incrementen su agresividad hacia los prisioneros. La entrada exitosa a las colmenas y la alta reproducción del PEC, podría explicar el daño tan importante que causa a colmenas de abejas europeas (Ellis et al., 2003a).

Las abejas cape tienen la capacidad de retirar en 24 horas todas las larvas y huevecillos no protegidos del PEC, comportamiento que juega un papel muy importante en la aparente resistencia de estas abejas africanas, aunque más del 60 % de los huevecillos protegidos eclosionan en las colmenas infestadas (Newmann y Hartel, 2004; Spiewok y Neumann, 2006b).

Las abejas cape construyen más prisiones a densidades altas del PEC, sin que se afecte el número de escarabajos por prisión, interviniendo más abejas guardianas por escarabajo en la tarde que en la mañana. Este comportamiento no varía con la densidad o el tiempo (Ellis et al., 2004c, d), habiendo mucha variación entre colmenas, aunque en general, hay más guardianas al atardecer.

Casi la mitad de los escarabajos se ubica en bastidores periféricos, pero las colmenas no sufren efectos porque las abejas previenen la reproducción del PEC. Es probable que el aprisionamiento sea una defensa inicial contra los invasores, pero no la única razón para que subespecies africanas de abejas sean generalmente resistentes a la infestación del PEC como no lo son las europeas (Ellis *et al.*, 2004d). La eficacia en la retirada de huevos del PEC localizados en crías selladas (comportamiento higiénico), es distinta en abejas cape y europeas. El PEC oviposita más celdas en colmenas cape que europeas, pero la tasa de oviposición en celdas perforadas no difiere entre las subespecies, mismas que preferentemente limpian celdas perforadas y ovipositadas por el escarabajo.

La resistencia de las abejas de subespecies africanas a las infestaciones del PEC, se debe, probablemente, a diferencias cualitativas de comportamientos como ocultamiento, agresión, remoción de huevecillos-larvas y encapsulación social (Ellis, 2005a).

Los escarabajos, a su vez, utilizan tácticas de contra resistencia como posición defensiva, defecación, ocultamiento, escape, oviposición en huecos pequeños e imitación trofaláctica. El PEC se distribuye ampliamente con facilidad y puede

establecerse en regiones templadas. Tiene capacidad para hospedarse en nidos de otras especies de abejas y potencial para ser una amenaza global (Ellis, 2005a).

El que pueda alimentarse en frutos, posibilita su transporte en estos. La importación de paquetes o colonias de abejas, abejorros, reinas y equipo de colmenas, constituyen formas de invasión, pero la movilización de colmenas por los apicultores, es quizá lo que más contribuya a su distribución, además de mecanismos naturales de dispersión (Neumann y Elzen, 2004). Cuando el PEC entra a las colmenas, las abejas guardianas los mantienen en la periferia y los aíslan, limitando su reproducción; los escarabajos permanecen vivos porque piden alimento a las abejas guardianas (Ellis, 2005a). 23

Las abejas rusas y *A. mellifera* detectan huevos dentro de las celdas con cría operculada y son capaces de eliminarlos de la cría infestada (De Guzmán et al., 2008).

En abejas rusas e italianas el genotipo de las reinas no tiene efecto inmediato en la invasión y no hay relación entre el número de escarabajos en las colmenas y la población de abejas adultas, larvas producidas o cantidad de polen; el número promedio de invasores y de población del PEC, es más alto en colmenas italianas que en las rusas, las cuales son más resistentes, y por lo mismo, tienen menos invasores y baja población y reproducción de escarabajos a través del tiempo; debido quizá a que son más agresivas y sacan más PEC vivos, lo que no sucede en las italianas. (Frake *et al.*, 2009).

Los olores de la colonia son más atractivos para la invasión que la presencia de abejas adultas. La atracción puede deberse a la cantidad y calidad diferencial de volátiles producidos en las colmenas por los dos tipos de abejas (Frake *et al.*, 2009).

Subespecies europeas y africanas de *A. mellifera* utilizan la encapsulación social (número de escarabajos encapsulados, prisioneros y por prisión; proporción de guardianes de prisión, abejas picadoras), para defenderse del PEC, y limitar la reproducción del escarabajo, lo cual frecuentemente no sucede en las abejas europeas y explica su susceptibilidad a la depredación por el escarabajo (Ellis et al., 2003a).

Existen diferencias importantes en el comportamiento de encapsulación entre estas subespecies y variación entre colmenas. El PEC es más activo en la tarde que en la mañana, lo que evidencia la existencia de ritmos circadianos, y como consecuencia, aumenta el número de abejas guardianas y el contacto trofaláctico (alimentación de escarabajos por abejas guardianas) durante la tarde. (Ellis et al., 2003a).

Las abejas retienen casi al 93 % de los escarabajos fuera de los bastidores, lo que indica que la encapsulación social por las abejas europeas es suficiente solo para el control de poblaciones pequeñas del escarabajo pero no para altas (Ellis et al., 2003a).

Trabajadoras de *A. mellifera capensis* encapsulan a PEC's en propóleo (resina de árboles colectada por las abejas), proceso que requiere de 1 a 4 días; las abejas utilizan una estrategia de guardianes, muy sofisticada, para evitar el escape de los escarabajos durante la encapsulación. 4.9 % de los PEC's encapsulados mueren y 1.6 % escapan. Muy posiblemente el comportamiento de encapsulación evolucionó porque las abejas no matan rápidamente al PEC debido al exoesqueleto duro que tiene y por su comportamiento defensivo (Neumann et al., 2001).

Machos y hembras del PEC responden a volátiles de trabajadoras de *A. mellifera* y polen fresco. La respuesta a polen es dependiente de la cantidad, mientras que la respuesta a volátiles de trabajadoras se incrementa con el número y edad de las

abejas; las hembras responden más a los diferentes volátiles (Suazo et al., 2003; Torto et al., 2007).

De *A. mellifera* se han obtenido volátiles identificados como acetato de isopentyl, 2 heptanone, octanal, acetato de hexyl, nonanal, 2 nonanone, methyl benzoato y decanal, que son alcoholes, aldehídos, cetonas y ésteres principalmente, entre los cuales está la feromona de alarma de las abejas melíferas, así como sus componentes florales octanal, nonanal, decanal, acetato de hexyl y metil benzoato, que son atrayentes de varios insectos, incluyendo al PEC (Torto et al., 2005).

La infestación de las colmenas de abejas melíferas por el PEC está asociada a la fermentación de materiales de las colmenas. Es el caso de *Kadamaea ohmeri*, una levadura obtenida de cuerpos de abejas y del PEC que produce volátiles que atraen al PEC y contiene compuestos que se encuentran en la feromona de alarma de las abejas (Benda et al., 2008).

La defensa de las colmenas de *A. mellifera* contra el PEC está asociada a la liberación de feromonas de alarma que son muy importantes para la sobrevivencia de las colmenas y que son atrayentes fuertes para el escarabajo, que a su vez es vector de una línea de *K. ohmeri*, fermento que produce estas mismas feromonas de alarma de las abejas cuando crecen sobre polen en las colmenas. El ambiente de las colonias de las abejas europeas tienen condiciones óptimas para promover la relación multitrófica única abeja-escarabajo-fermento-polen que facilita las infestaciones de colmenas de la abeja melífera europea (Torto et al., 2007).

Trampeo y Diagnóstico

Atrayentes

Nolan y Hood (2008) utilizaron trampas con levadura de *K. ohmeri* y vinagre de sidra de manzana, las cuales incrementan la captura del PEC, sobre todo en los meses cálidos.

Trampeo

Hood y Miller (2003), utilizaron vinagre de sidra y aceite mineral como atrayentes, que colocaron en trampas “Hood” y “del fondo”, observando que el vinagre de sidra mata más PEC's en campo que el aceite mineral, y que no hubo diferencia en el número de escarabajos muertos cuando se utiliza vinagre de sidra en cualquiera de las dos trampas mencionadas (Hood, 2006).

La llamada trampa-refugio, desarrollada por Levot (2008), integrada por dos piezas de plástico rígido, y que tiene las dimensiones de la piquera, permite la entrada de los escarabajos, pero no de las abejas, utiliza una tarjeta de cartón corrugado con fipronil que mata hasta 62 % de escarabajos y reduce la vida media del adulto en 96 %.

Trampas de cartón y de plástico, con tiras de Coumafos colocadas en la parte baja de las colmenas, son eficientes para matar al PEC, aunque a nivel de colmena el efecto es bajo. Las trampas de cartón, permiten una primera estimación de los niveles de infestación (Neumann y Hoffmann, 2008).

Torto *et al.* (2007), probaron masa de polen de abejas y un sustituto comercial de polen, con y sin glicerol y miel, acondicionando estos cebos con levadura de *K. ohmeri* (NRRL Y-30722) como alimento para el PEC. Las trampas con masa

acondicionada capturan más escarabajos y las inoculadas con *K. ohmeri*, colocadas abajo de las colmenas, capturan más escarabajos y casi los eliminan. La efectividad de la trampa inoculada con levadura tiene potencial para el manejo del PEC.

Por los daños que causa el PEC, se necesita un programa de trampeo para su control seguro y económico, y que además, coadyuve como variable en un programa de manejo integrado, donde se considere la posibilidad de atraerlo a trampas que se ubiquen dentro de la colmena.

Diagnóstico

La importancia del PEC ha hecho necesario generar un método seguro para su detección, que sea rápido y barato, para conocer el nivel de infestación, que ayude a definir un programa de manejo integrado, y además, determinar fluctuaciones poblacionales (Spiework *et al.* 2007). Al respecto, Ward *et al.* (2007), cribaron desperdicios de las colmenas para detectar la presencia del PEC, utilizando la técnica PCR en tiempo real, junto con un protocolo automatizado para la extracción de ADN que es eficiente para el propósito. Shafer *et al.* (2008), utilizaron tiras de plástico corrugado (75X500X4 mm), en las que se hicieron líneas de túneles estrechos que funcionan como escondites para los adultos del PEC y que se puede utilizar como un método cuantitativo de diagnóstico.

Manejo del PEC

Control Cultural

Lundie (1940) sugirió por primera vez los controles culturales para los escarabajos, menciona que un buen saneamiento (higiene) en la colmena, controla escarabajos adultos y larvas, sugerencia de que Hood (2000) corrobora. Pettis (citado en Somerville 2003) y Waite y Brown (2003) sugieren que la reducción de la humedad relativa al 50% en las colmenas y lugares donde se almacena la miel inhibe los huevos del escarabajo próximos a eclosionar. Lundie (1940) considera que es prudente eliminar, o reforzar las colonias débiles para reducir el estrés y aumentar la capacidad de la colonia para lidiar con los escarabajos. Una colmena sana con solo 30 PEC, probablemente no sufrirá daño (Spiework *et al.* 2007).

Hood y Miller (2005), probaron un tubo de polivinilo de 3.5 cm de diámetro como piquera, que colocaron a 20 cm arriba del fondo de la colmena para bajar las poblaciones del PEC; esto redujo las larvas de las abejas, por lo que no es recomendable cambiar la piquera a la parte superior, en áreas donde el PEC está bien establecido causando problemas, ya que la disminución de las larvas puede reflejarse en colmenas menos fuertes y disminución de actividades de polinización. Spieword *et al* (2008) recomiendan evitar establecer apiarios en zonas forestales porque son potencialmente más atractivos al PEC y las colmenas pueden tener altas infestaciones.

Control Químico

Lundie (1940) menciona que productos como bisulfuro de carbono puede limitar el daño del escarabajo. Morse (1997) sugirió que se podría utilizar paradiclorobenceno

(PDB) para fumigar las alzas almacenadas para limitar el daño del escarabajo. Park *et al.* (2002) demostraron que la lejía es eficaz para el control de los escarabajos adultos y larvas en la colmena. Además Schmolke (1974) utilizó B.H.C. (Hexacloruro de benceno), Carbaryl y Chlordasol para tratar la tierra alrededor de las colmenas infectadas y eliminar larvas y pupas. Del mismo modo Baxter *et al.* (2000) demostraron que permetrina (Gard-Star 40%) aplicada alrededor de las colonias tiene cierto éxito en matar larvas y pupas del escarabajo. Cumafós (CheckMite) se impregna en tiras de plástico, que se colocan en un pedazo de cartón en la parte inferior de la colmena y los escarabajos que huyen de la agresión de las abejas son matados por el plaguicida con resultados variables (Schmolke, 1974). Las aplicaciones de químicos en el suelo, no son muy eficaces a menos que hagan oportunamente (Pettis y Shimanuki 2000) y se apliquen en un radio de 90 a 180 cm de la colmena en todas las direcciones para maximizar su eficacia (Pettis y Shimanuki 2000). Los tratamientos al suelo pueden proteger colmenas individuales pero tienen poco efecto para frenar la propagación de los escarabajos (Hood, 2000).

Control Biológico

El control biológico es un fenómeno natural (Rosen, 1985). Lundie (1940) recolectó larvas del PEC del suelo de una colmena y las colocó en un contenedor esperando la emergencia de parasitoides endémicos en colonias de abejas africanas, después de algún tiempo no hubo emergencia de éstos.

Las hormigas de fuego mantienen a los nitidulidos lejos de fruta en descomposición pero es poco probable que sean efectivas para el control biológico, ya que a menudo

depredan insectos, incluyendo abejas, pero pueden utilizarse para limpiar los residuos de colmenas abandonadas por las abejas (Vinson, 1991).

Las larvas del PEC son susceptibles al ataque de los nemátodos *Heterorhabditis megidis*, *Sterneinema carpocapsae* y *S. riobrave*, y no hay diferencias significativas en virulencia (Cabanillas y Elzen, 2006). *Bacillus thuringiensis* Var. aizawai (B401(R)); *B. thuringiensis* Var. *kurstaki* (Novodor(R)) y *B. thuringiensis* Var. *San Diego tenebrionis* (Jackpot(R)), no tienen efecto sobre *A. tumida* (Buchholz *et al.*, 2006).

La mortalidad del PEC incrementa de manera importante con *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* Variedad *anisopliae* (Murrle *et al.*, 2006).

Los hongos del suelo *Aspergillus flavus* y *A. niger*, atacan insectos y afectan significativamente la eclosión del PEC, cuando, como larvas, tuvieron contacto con larvas muertas que habían ingerido estos hongos vía alimento (Ellis *et al.*, 2004b). *A. flavus* produce compuestos carcinogénicos y ambas especies enferman a las abejas, por lo que no es recomendable utilizarlos en un programa de control del PEC (Ellis *et al.*, 2004b). *Aspergillus flavus* mató 38 % de pupas del PEC y *A. flavus* 46 %. Este último es un patógeno generalista que infecta a muchos insectos y algunas plantas y animales, por lo que no puede ser considerado como un micoinsecticida.

Larvas del PEC expuestas a tierra diatomácea observadas en un microscopio electrónico, mostraron laceraciones en la cutícula de todos los segmentos abdominales, en la mayoría de los segmentos torácicos y también en las patas medias y traseras (Richards *et al.*, 2005).

Un control potencial para el PEC es incrementar la eficiencia del comportamiento de encapsulación de las abejas a través de programas de reproducción (Ellis *et al.*, 2003a).

Ellis (2005b), comenta que la investigación ha permitido avanzar en el conocimiento de la biología y comportamiento del PEC, pero que hay necesidad de orientar investigación para su control, a través de un manejo eficiente que no impacte negativamente al ambiente, lo cual es un objetivo para cualquier esquema de manejo integrado.

MATERIALES Y MÉTODOS

El trabajo se realizó de abril de 2011 a abril de 2012, en un apiario propiedad del Sr. Armando Hernández Torres, localizado en la congregación San Carlos, Municipio de Jiménez, Coahuila, a aproximadamente 30 km de Ciudad Acuña, Coahuila (Figura 1).

Para el logro de los objetivos se utilizó una trampa habilitada por el Dr. Oswaldo García Martínez (Departamento de Parasitología Agrícola, UAAAN-Saltillo) y el M.C. Teodoro Saldaña Ortiz (Delegación SAGARPA-Coahuila), denominada trampa Narro, respectivamente, que se probó de manera preliminar, con buenos resultados. La trampa Narro es una adaptación de la trampa de piso para polen, construida de madera; mide 41x51x8 cm de ancho, largo y alto, respectivamente (Figura 2 A), con piqueta de 3 cm; en su parte superior se cubre con tela mosquitera del número 6, por la que puedan pasar las larvas y los adultos del PEC pero no las abejas (Figura 2 B). Se coloca entre la cámara de cría y el piso de la colmena de donde se saca con facilidad por la parte posterior (Figura 2 C). Sobre el piso de la trampa se coloca una cartulina negra, de las mismas dimensiones del fondo, a la que se impregna con una película suficiente del adhesivo SEHU-TAK (Figura 2 D) que se reemplaza cada 10-15 días, para mantener eficiencia de captura de larvas y adultos del PEC. Sobre el adhesivo de la cartulina y en el centro de ésta se coloca una tortilla de 8x2 cm de diámetro y grueso respectivamente, hecha con polen y miel de abeja como atrayente de adultos (Figura 2 E).

Se utilizó un diseño experimental de bloques al azar con tres repeticiones y cinco tratamientos, es decir, 15 colmenas activas (Figura 3), de las cuales en 12 se colocó la trampa Narro, siendo los tratamientos: 1. Colmena con trampa Narro y fondo sucio. 2. Colmena con trampa Narro y fondo limpio. 3. Colmena con trampa Narro y trampa de piquera con pegamento. 4. Colmena con Trampa Narro y sin *A. tumida*. 5. Testigo sin trampa Narro (como la maneja el apicultor).

Para los tratamientos 1, 2, 3 y 5, se consideraron colmenas del apiario infestado; para el tratamiento 4 se utilizaron colmenas libres del escarabajo que se adquirieron en un apiario libre de la plaga, que, además, se inspeccionaron meticulosamente para asegurarse de que estuvieron exentas de la plaga.

En el tratamiento 1, el fondo de la colmena se mantuvo sucio durante todo el proceso, mientras que en el 2, en cada muestreo se cambió el papel con pegamento para mantener el fondo limpio. La trampa de piquera con pegamento (tratamiento 3), permitió evaluar posibles escapes de larvas y adultos de la trampa Narro, el 4 (colmenas libres del escarabajo), se observó en que tiempo, después de instaladas en un apiario infestado, son atacadas y el 5 se observó la diferencia de ataque en colmenas con y sin trampa Narro. En cada muestreo se anotaron las larvas y adultos de *A. tumida*, así como la de otros insectos presentes en una hoja de registro (Figura 4). Para el análisis estadístico se utilizó el paquete Statistical Analysis System (SAS). Se realizaron comparaciones de medias por Diferencia Mínima Significativa al 0.05% en las variables donde se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos, así como un análisis de correlación de datos para determinar la relación o dependencia que existe entre la variable temperatura y el número de captura de escarabajos.



Figura 1.-Localización del experimento.

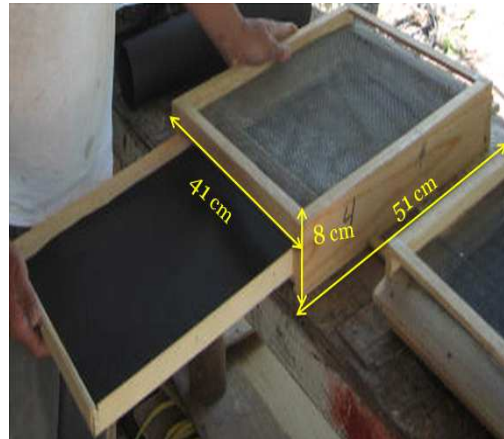


Figura 2 A. Trampa Narro.



Figura 2 B. Tela tipo mosquitera.



Figura 2 C. Ubicación de la trampa Narro en la colmena.



Figura 2 D. Colocación del adhesivo SEHU-TAK



Figura 2 E. Atrayente.
















				
1 Con Trampa Narro Con el fondo Sucio	2 Con Trampa Narro Con el Fondo Limpio	3 Con Trampa Narro Con Trampa Piquera	4 Con Trampa Narro Sin <i>Aethina tumida</i>	5 TESTIGO Sin Trampa
				
4a Con Trampa Narro Sin <i>Aethina tumida</i>	5a TESTIGO Sin Trampa	2a Con Trampa Narro Con el Fondo Limpio	3a Con Trampa Narro Con Trampa Piquera	1a Con Trampa Narro Con el fondo Sucio
				
3b Con Trampa Narro Con Trampa Piquera	1b Con Trampa Narro Con el fondo Sucio	5b TESTIGO Sin Trampa	4b Con Trampa Narro Sin <i>Aethina tumida</i>	2b Con Trampa Narro Con el Fondo Limpio

Figura 3. Diseño Experimental.

Distribución de los tratamientos en el apiario, ubicado en San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila, utilizando un diseño experimental de bloques al azar con tres repeticiones y cinco tratamientos, es decir, 15 colmenas activas.

HOJA DE REGISTRO

PROYECTO: Evaluación de la Trampa Narro para el Diagnóstico y Manejo de *Aethina tumida*.
Convenio: UAAAN-SAGARPA

Colector: _____ Fecha: _____
Apiario: _____ Lugar: _____

No. COLMENA	No. LARVAS	No. ADULTOS	No. OTROS INSECTOS	OBSERVACIONES
Colmena 1				
Colmena 1a				
Colmena 1b				
Colmena 2				
Colmena 2a				
Colmena 2b				
Colmena 3				
Colmena 3a				
Colmena 3b				
Colmena 4				
Colmena 4a				
Colmena 4b				
Colmena 5				
Colmena 5a				
Colmena 5b				

Figura 4. Hoja de Registro.

La hoja de registro fue utilizada en cada muestreo, donde se anotaron el número de larvas y adultos de *A. tumida*, así como la de otros insectos capturados.

RESULTADOS

Los resultados de esta investigación se presentan de la siguiente manera; número total de capturas de larvas y adultos del escarabajo en cada muestreo, curvas poblacionales, efecto que los tratamientos presentaron sobre el número de capturas del PEC, posteriormente los análisis estadísticos y finalmente la relación de la variable temperatura y el número de captura de escarabajos.

En el Cuadro 1, se resume el número de capturas de larvas y adultos del escarabajo en cada muestreo, utilizando la trampa Narro, apreciándose que se registraron solo 15 adultos y 443 larvas en los 12 meses que duró el estudio, es decir, hubo muy pocas capturas de ambos estadios, excepto por el desproporcionado registro de 404 larvas que ocurrió en una colmena, en junio, en el piso de una trampa, que pudo ser el resultado de varias oviposiciones de una hembra. De los números del Cuadro 1 se desprende que se atraparon 1.25 adultos y 34 larvas por mes por lo que se puede decir que la densidad de población de *A. tumida* durante 2012 fue extremadamente baja, no tan solo en el apiáριο muestreado, sino también en la zona norte de Coahuila, como así lo indicaron observaciones realizadas a colmenas por personal de SAGARPA-Saltillo para el propósito, en diferentes puntos, y comentarios de apicultores de la región.

Cuadro 1. Numero de larvas y adultos de *Aethina tumida* capturada(o) s con trampas Narro en 15 colmenas de *Aphis mellifera* en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

Fecha	No. Trampas activas	Muestreo		Número	
		No.	Adultos	Larvas	
05-abr-11	15	1	0	9	
15-abr-11	15	2	0	0	
22-abr-11	15	3	0	0	
05-may-11	15	4	5	0	
16-may-11	15	5	2	8	
26-may-11	15	6	1	7	
06-jun-11	15	7	1	4	
17-jun-11	15	8	1	404	
28-jun-11	15	9	0	0	
05-jul-11	15	10	0	0	
15-jul-11	15	11	0	0	
26-jul-11	15	12	0	0	
05-ago-11	15	13	0	0	
15-ago-11	15	14	0	0	
25-ago-11	15	15	0	0	
05-sep-11	15	16	0	2	
14-sep-11	15	17	3	2	
24-sep-11	15	18	0	2	
05-oct-11	15	19	0	0	
14-oct-11	15	20	0	0	
25-oct-11	15	21	0	2	
04-nov-11	15	22	0	0	
15-nov-11	15	23	0	0	
25-nov-11	15	24	0	0	
05-dic-11	15	25	0	0	
15-dic-11	15	26	2	3	
25-dic-11	15	27	0	0	
05-ene-12	15	28	0	0	
13-ene-11	15	29	0	0	
25-ene-11	15	30	0	0	
05-feb-11	15	31	0	0	
16-feb-11	15	32	0	0	
23-feb-11	15	33	0	0	
05-mar-11	15	34	0	0	
15-mar-11	15	35	0	0	
25-mar-11	15	36	0	0	
Total	15	36	15	443	

Curvas de Población.

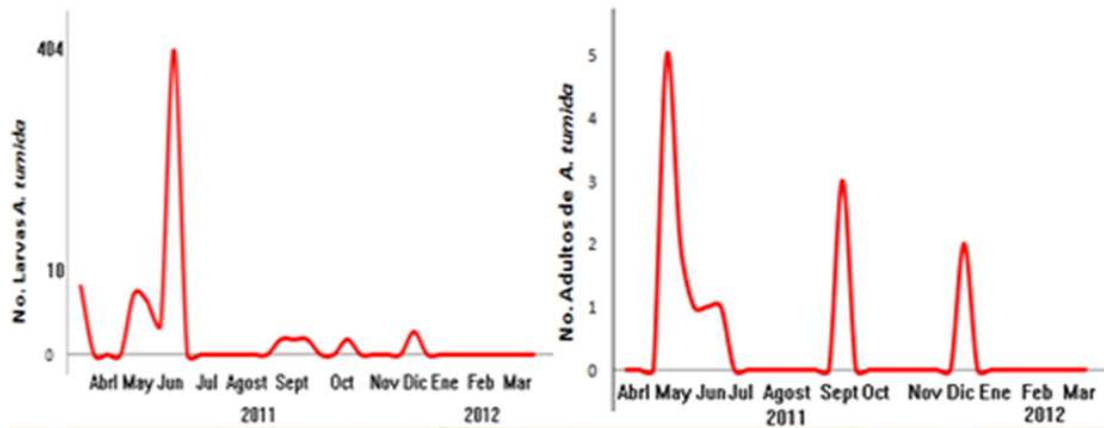


Figura 5 A. Curva Poblacional de larvas de *Aethina tumida* en San Carlos, Jiménez, Coahuila.

Figura 5 B. . Curva Poblacional de adultos de *Aethina tumida* en San Carlos, Jiménez, Coahuila.

La Figura 5 A es la curva poblacional de las larvas del escarabajo derivada de los datos correspondientes del Cuadro 1; se aprecia que durante abril, mayo y junio de 2011, hubo actividad de las larvas dentro de las colmenas, aunque mínima; como se aprecia en la Figura, en junio hubo un repunte muy alto, inesperado, considerando la baja densidad poblacional general de la plaga. De junio de 2011 a marzo de 2012; es decir, durante 8 meses, la población de las larvas, en las colmenas, fue insignificante.

La Figura 5 B deriva de los datos de captura de adultos del Cuadro 1, es la curva poblacional para éste estadio, de la que se desprende que hubo presencia de adultos provenientes del exterior, es decir no emergidos dentro de las colmenas, aunque en densidades mucho muy bajas, sobre todo en abril, mayo, junio, septiembre, noviembre y diciembre.

Al haberse determinado el número de larvas y adultos de *A. tumida* capturada(o) s con trampas Narro se procedió a determinar el efecto que los tratamientos presentaron sobre el número de capturas del PEC, la prueba constó de 5 tratamientos con 3 repeticiones (Figura 3) utilizando en la prueba un nivel de significancia del 0.05%, para la variable de respuesta “Captura de larvas y adultos del PEC” al momento de la toma de datos, habiéndose determinado mediante análisis de varianza que si existe diferencia entre los tratamientos, por lo que se realizó una prueba múltiple de medias. El Cuadro 2 y 3 muestran el número de larvas y adultos de *Aethina tumida* capturados según el tratamiento utilizado.

Cuadro 2. Número de larvas de *Aethina tumida* capturadas en los diferentes tratamientos en colmenas de *Aphis mellifera* en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

Muestras	Larvas de <i>A. tumida</i> capturadas en los diferentes tratamientos				
	TNFS	TNFL	TNTP	TNsAt	TestigoST
Abr-2011	9	0	0	0	0
May-2011	11	4	0	0	0
Jun-2011	1	404	0	0	3
Jul-2011	0	0	0	0	0
Ago-2011	0	0	0	0	0
Sep-2011	3	1	1	0	1
Oct-2011	0	2	0	0	0
Nov-2011	0	0	0	0	0
Dic-2012	3	0	0	0	0
Ene-2012	0	0	0	0	0
Feb-2012	0	0	0	0	0
Mar-2012	0	0	0	0	0
TOTAL	27	411	1	0	4

TNFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; TNFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; TNTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; TNsAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; ST=Sin Trampa.

Cuadro 3. Número de Adultos de *Aethina tumida* capturados en los diferentes tratamientos en colmenas de *Aphis mellifera* en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

Muestras	Adultos de <i>A. tumida</i> capturadas en los diferentes tratamientos				
	TNFS	TNFL	TNTP	TNsAt	TestigoST
Abr-2011	0	0	0	0	0
May-2011	7	1	0	0	0
Jun-2011	0	0	1	0	1
Jul-2011	0	0	0	0	0
Ago-2011	0	0	0	0	0
Sep-2011	1	0	0	1	1
Oct-2011	0	0	0	0	0
Nov-2011	0	0	0	0	0
Dic-2012	2	0	0	0	0
Ene-2012	0	0	0	0	0
Feb-2012	0	0	0	0	0
Mar-2012	0	0	0	0	0
TOTAL	10	1	1	1	2

TNFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; TNFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; TNTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; TNsAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; ST=Sin Trampa.

El objetivo de los tratamientos era causar la mayor captura de larvas y adultos del PEC; de esta manera se obtuvo que el tratamiento trampa Narro con el fondo sucio, presentó mayor número de escarabajos colectados ya que transcurridos 5 días del inicio del experimento (5 de Abril del 2011) se capturaron 9 larvas y en 35 días después (5 de Mayo del 2011) 5 adultos (Cuadro 1), obteniendo para este tratamiento un total de 27 larvas y 10 adultos colectados durante el periodo Abril 2011-Marzo 2012 (Cuadro 4).

Cuadro 4. Cuadro comparativo de Larvas y Adultos de *Aethina tumida* Murray capturada(o) s en los diferentes tratamientos en 15 colmenas de *Aphis mellifera* en San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

*TRATAMIENTOS	LARVAS	ADULTOS
Con trampa Narro con el fondo sucio	27	10
Con trampa Narro con el fondo limpio	411	1
Con trampa Narro con trampa piquera	1	1
Con trampa Narro sin <i>Aethina tumida</i>	0	1
Testigo sin trampa	4	2
TOTAL	443	15

*1 tratamiento=3 unidades experimentales (colmenas).

Figuras 6. Análisis gráfico de los tratamientos evaluados con la trampa Narro en *A. tumida*.

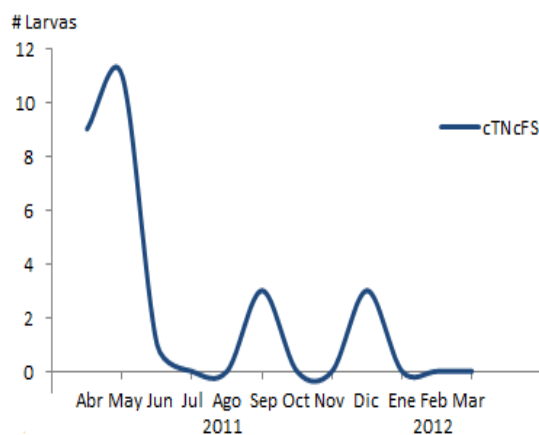


Figura 6 A. Larvas de *A. tumida* capturadas en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro con el fondo sucio (cTNcFS). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

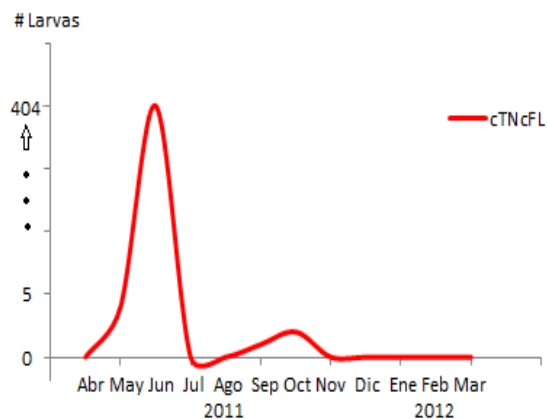


Figura 6 B. Larvas de *A. tumida* capturadas en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro con el fondo limpio (cTNcFL). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

La Figura 6 A refleja el efecto del tratamiento cTNcFs al capturar larvas de *A. tumida*, el cual presentó mayor número de escarabajos colectados. Durante los meses Abril, Mayo y Junio hubo actividad de las larvas dentro de las colmenas, como se

aprecia en la Figura, en julio y agosto hubo un descenso muy bajo, posteriormente se reanuda la actividad en septiembre y diciembre. Para los meses enero, febrero y marzo del 2012, la actividad de las larvas fue nula.

La trampa Narro con el fondo limpio se encuentra después de la trampa Narro con el fondo sucio, como mejor tratamiento en el control de la población de larvas de *A. tumida*, capturándose en el mes de mayo 4 larvas, para los meses Julio y Agosto la actividad dentro de la colmena disminuye drásticamente, recuperándose en septiembre y octubre. El desproporcionado registro de 404 larvas que ocurrió en una colmena, en junio, en el piso de una trampa, pudo ser el resultado de varias oviposiciones de una sola hembra. Durante enero, febrero y marzo del 2012 no hubo capturas (Figura 6 B).

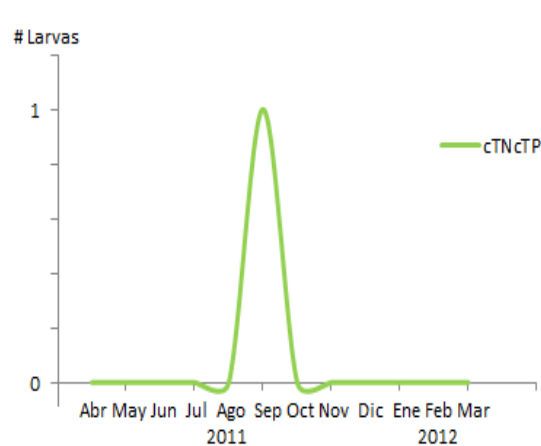


Figura 6 C. Larvas de *A. tumida* capturadas en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro con trampa piquera (cTNcTP). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

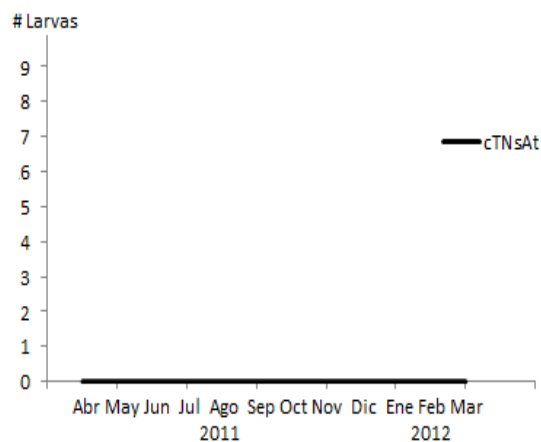


Figura 6 D. Larvas de *A. tumida* capturadas en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro sin *A. tumida* (cTNsAt). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

Figura 6 C, en este caso, la eficiencia de la trampa Narro se manifiesta con la trampa piquera, larvas de *A. tumida* no colectadas dentro de la trampa Narro son

posteriormente capturadas en la trampa piquera. Durante el periodo del experimento (abril 2011-marzo 2012) se colectó únicamente en el mes de septiembre 1 larva (dentro de la trampa Narro), considerándose nula la densidad poblacional de la plaga para los meses en general.

Con trampa Narro sin *Aethina tumida* (Figura 6 D), en este tratamiento de abril del 2011 a marzo del 2012; es decir, durante 12 meses, la población de las larvas, en las colmenas, fue insignificante.

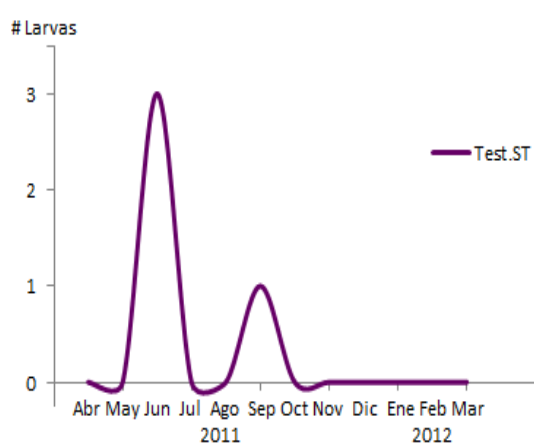


Figura 6 E. Larvas de *A. tumida* capturadas en un periodo de 12 meses, tratamiento testigo (sin trampa). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

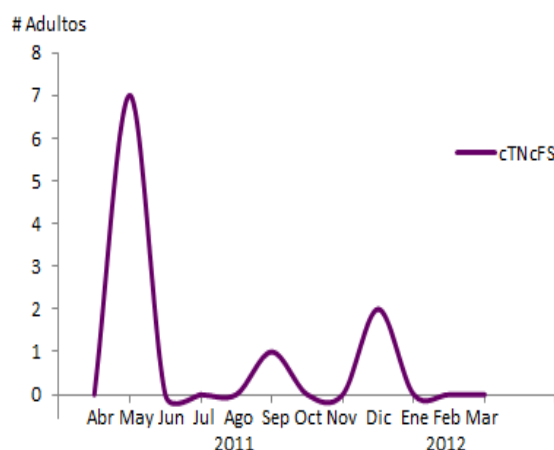


Figura 6 F. Adultos de *A. tumida* capturados en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro con el fondo sucio (cTNcFS). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

Tratamiento testigo (Figura 6 E), éste es el tratamiento que pone de manifiesto el comportamiento real de la población al no estar sometida a ningún tipo de agente externo que provoque reducción en la población de larvas de *A. tumida*, o bien que interfiera con la velocidad de crecimiento y desarrollo de la misma. Durante mayo y septiembre hubo actividad en las colmenas, posteriormente el número de captura de

larvas en los siguientes meses disminuyó constantemente. De esta manera se observa la baja densidad poblacional general de la plaga durante el periodo de estudio.

De los tratamientos en los que se utilizó la trampa narro, el fondo sucio presentó el mayor número de adultos de *A. tumida* colectados (Figura 6 F), al inicio del experimento (abril) no hubo capturas, posteriormente la población tuvo fluctuaciones considerables, colectando escarabajos únicamente en los meses mayo, septiembre y diciembre.

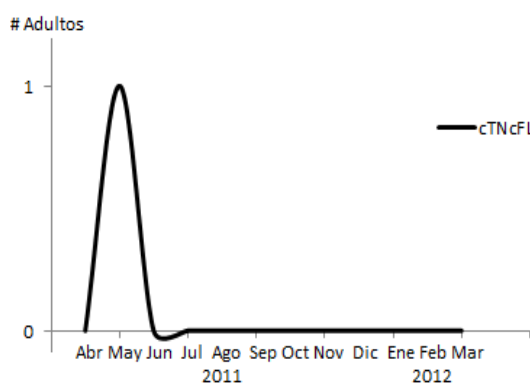


Figura 6 G. Adultos de *A. tumida* capturados en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro con el fondo limpio (cTNcFL). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

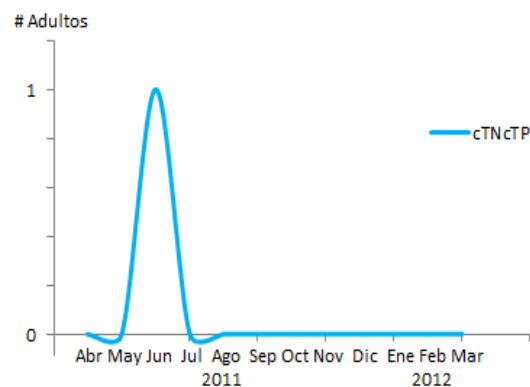


Figura 6 H. Adultos de *A. tumida* capturados en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro con trampa piquera (cTNcTP). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

La captura de adultos de *A. tumida* por los tratamientos con trampa Narro con el fondo limpio (Figura 6 G), con trampa Narro con trampa piquera (Figura 6 H), con trampa Narro sin *A. tumida* (Figura 6 I), es bastante baja, equivalente a únicamente 1 adulto colectado por cada tratamiento durante el periodo abril-2011 a marzo-2012; es decir, durante 12 meses, el comportamiento de estos tratamientos es muy parecido, pero hay que tomar en cuenta la baja densidad poblacional general de la plaga y que la captura del adulto en el tratamiento cTNcFL se realizó en el mes de mayo y los intervalos de tiempo entre las lecturas de datos es diferente, las capturas en los tratamientos cTNcTP y cTNsAt se hicieron en Junio y Septiembre respectivamente, de ahí la diferencia de las gráficas y la diferencia aparente entre tratamientos.

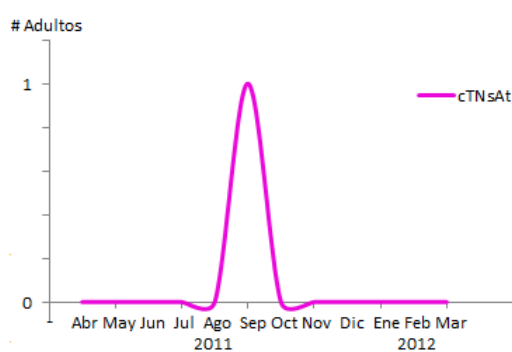


Figura 6 I. Adultos de *A. tumida* capturados en un periodo de 12 meses, tratamiento con trampa Narro sin *A. tumida* (cTNsAt). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

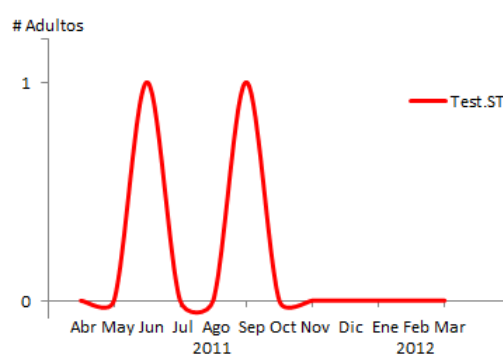


Figura 6 J. Adultos de *A. tumida* capturados en un periodo de 12 meses, tratamiento testigo (sin trampa). San Carlos, Mpio. de Jiménez, Coahuila.

Tratamiento testigo (Figura 6 J), en este caso el efecto de este tratamiento se manifiesta de forma leve, experimentando capturas únicamente durante los meses de junio y septiembre. Para los meses abril, mayo, julio, agosto, octubre, noviembre, diciembre, enero, febrero y marzo no hubo presencia de adultos provenientes del exterior.

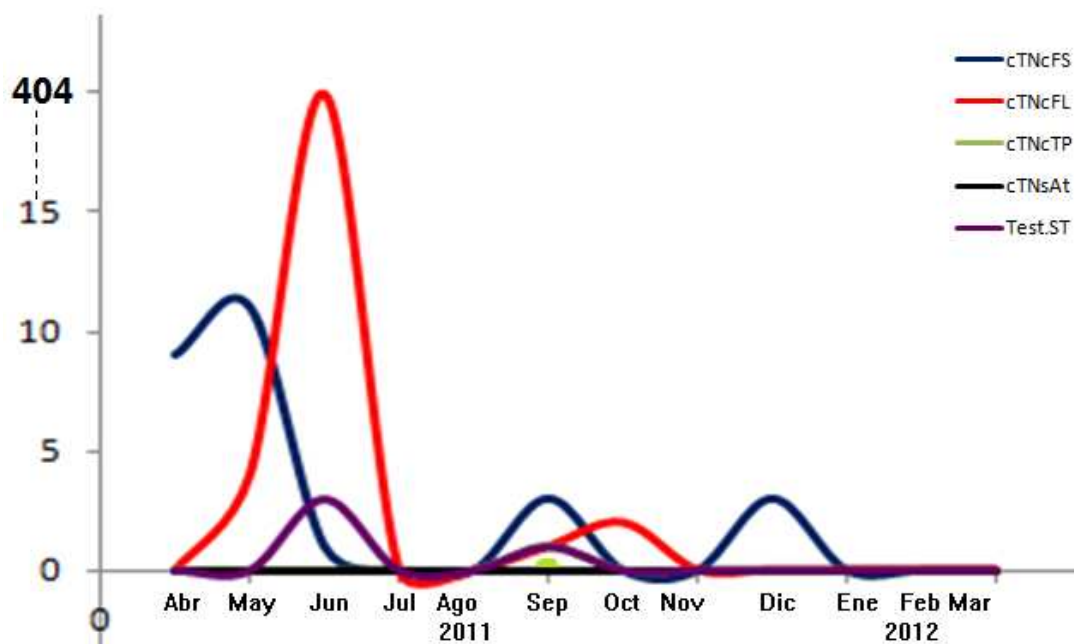


Figura 7. Curva poblacional de Larvas de *Aethina tumida* M. capturadas en los diferentes tratamientos en San Carlos, Mpio. De Jiménez, Coahuila.

cTNcFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; cTNcFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; cTNcTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; cTNsAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; Test.ST=Sin Trampa.

En la Figura 7 se aprecia la diferencia existente entre todos los tratamientos evaluados, el tratamiento que presentó mayor número de capturas de larvas de *A. tumida* fue el uso de la trampa narro manteniendo el fondo sucio, el segundo tratamiento fue el uso de la trampa narro manteniendo el fondo limpio, excepto por el desproporcionado registro de 404 larvas que ocurrió en una colmena, en junio, en el piso de una trampa.

El tercer tratamiento con respuesta favorable en la captura de larvas fue el testigo sin trampa y por último con capturas mínimas los tratamientos con trampa Narro con trampa piquera y trampa Narro sin *A. tumida*.

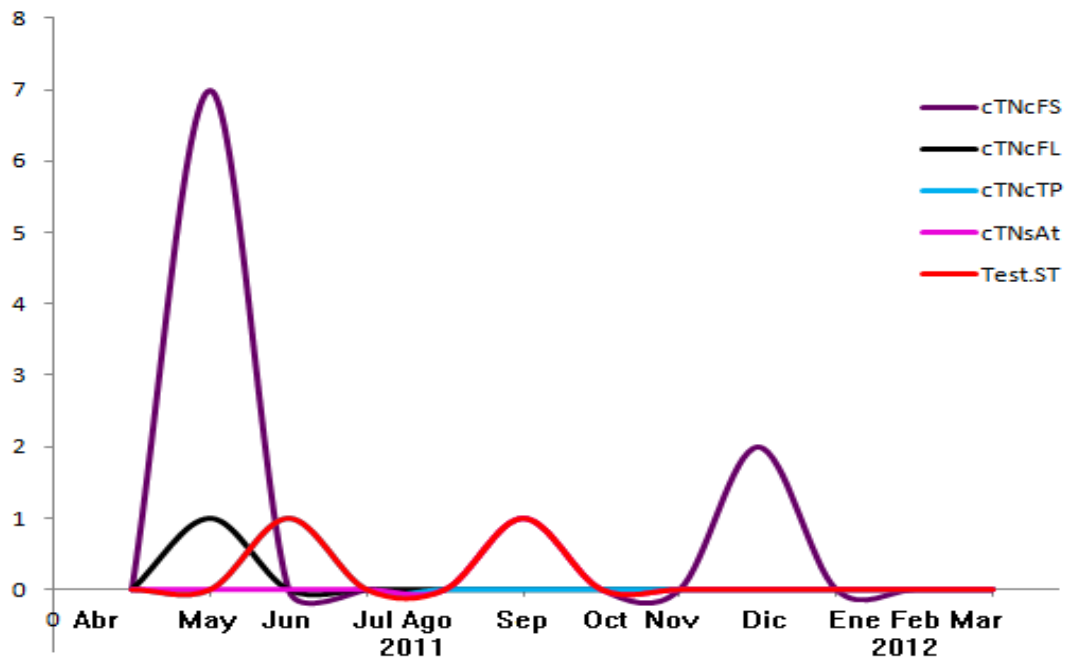


Figura 8. Curva poblacional de Adultos de *Aethina tumida* M. capturadas en los diferentes tratamientos en San Carlos, Mpio. De Jiménez, Coahuila.

cTNcFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; cTNcFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; cTNcTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; cTNsAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; Test.ST=Sin Trampa.

En la captura de Adultos de *A. tumida*, se estableció que el tratamiento que causó mayor número de capturas fue el de la trampa narro con el fondo sucio, el segundo el tratamiento testigo sin trampa, por último se encuentran los tratamientos con capturas mínimas; que son, con trampa narro con el fondo limpio, con trampa Narro con trampa piquera y trampa Narro sin *A. tumida* (Figura 8).

En general el número de larvas y adultos de *A. tumida* capturados en los diferentes tratamientos fue mínima a causa de la baja densidad poblacional general de la plaga durante el periodo de estudio.

Análisis estadísticos

Dado el hecho de que las poblaciones de larvas y adultos de *A. tumida* estuvieron muy bajas durante los meses de muestreo, y por lo mismo hubo muchos registros de cero captura, los análisis estadísticos se apoyaron básicamente en las capturas que ocurrieron durante los meses de abril, mayo, junio, julio, noviembre y diciembre de 2011.

Cuadro 5. Análisis de varianza en larvas de *Aethina tumida* M. para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

Fuentes de variación	Grados de libertad	Cuadros Medios				
		TNFS	TNFL	TNTP	TNSAt	ST
Tratamientos	4	243.213**	79.346*	9.957 NS	6.0163 NS	51.269 *
Error	12	82.304 **	21.932	4.567	2.489	16.378
Total	14	41.042	16.478	3.006	0.216	12.048
CV (%)		3.29	10.56	23.68	25.79	14.95

*=significativo al 0.05, **=significativo al 0.01, NS= no significativo; TNFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; TNFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; TNTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; TNSAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; ST=Sin Trampa.

En la prueba para determinar la captura por los tratamientos, colmenas con trampa Narro y fondo sucio, colmenas con trampa Narro y fondo limpio, colmenas con trampa Narro y trampa de piquera con pegamento, colmenas con trampa Narro y sin

A. tumida y el testigo sin trampa Narro (como la maneja el apicultor) sobre las poblaciones de *A. tumida* en las colmenas de abejas, por medio del análisis estadístico de la variable de respuesta Captura de larvas del PEC se determinó que hubo diferencias significativas entre los tratamientos trampa Narro con fondo limpio y sin trampa, y altamente significativa para trampa Narro con el fondo sucio; lo anterior indica que los tratamientos tuvieron un efecto diferencial sobre la variable estudiada y que estadísticamente fueron significativos entre tratamientos. En los tratamientos trampa Narro con trampa piquera y trampa Narro sin *A. tumida*, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, indicativo de que esta variable es poco afectada por la invasión de *A. tumida*. En esta prueba se tuvieron coeficientes de variación altos, mismos que podrían estar influenciados por factores ambientales que no pueden ser controlados o que no se tomaron en cuenta por ser esta plaga exótica y con nuevo reporte de su presencia en México (Cuadro 5).

Cuadro 6. Porcentaje promedio en capturas de Larvas de *Aethina tumida* M. en la trampa Narro, evaluada durante Abril 2011 – Marzo 2012 en San Carlos, Jiménez, Coahuila.

Trampas	Larvas (%)
(1) cTNcFS	72.973 A
(2) cTNcFL	13.513 B
(3) cTNcTP	2.703 C
(4) cTNsAt	0 CD
(5) Test. ST	10.801 B

cTNcFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; cTNcFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; cTNcTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; cTNsAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; Test.ST=Sin Trampa.

Por medio del análisis de Tukey para los tratamientos evaluados (Cuadro 6), se determinó que existieron cuatro categorías estadísticas para los tratamientos; la categoría A corresponde a la trampa Narro con el fondo sucio y presenta los mejores resultados con captura media de Larvas de *A. tumida* del 72.973%, en segundo lugar se ubican la trampa Narro con el fondo limpio y el testigo (sin trampa), con una captura media del 13.513% y les corresponde la categoría B. La categoría C está formada por la trampa Narro con trampa piquera, ésta presenta valores de captura muy bajos, pero estadísticamente iguales a los valores de captura por la trampa Narro sin *A. tumida*, que se constituye como la categoría CD.

Cuadro 7. Análisis de varianza en adultos de *Aethina tumida* M. para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

Fuentes de variación	Grados de libertad	Cuadros Medios				
		TNFS	TNFL	TNTP	TNSAt	ST
Tratamientos	4	275.752**	79.346*	76.965*	78.0163*	82.675*
Error	12	82.304 **	21.932	21.167	21.489	36.378
Total	14	41.042	8.478	0.096	2.228	12.048
CV (%)		2.684	16.897	20.432	18.79	15.06

*=significativo al 0.05, **=significativo al 0.01, NS= no significativo; TNFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; TNFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; TNTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; TNSAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; ST=Sin Trampa.

Para la variable Captura de adultos del PEC se determinó que hubo diferencias significativas entre los tratamientos trampa Narro con fondo limpio, trampa Narro

con trampa piquera, trampa Narro sin *A. tumida* y sin trampa, y altamente significativa para el tratamiento trampa Narro con el fondo sucio; lo anterior indica que los tratamientos tuvieron un efecto diferencial sobre la variable estudiada con potencial para ser utilizados en el control del PEC y que estadísticamente fueron significativos entre tratamientos. Cabe mencionar que en esta prueba se tuvieron coeficientes de variación hasta del 20.432% que no precisamente indica un experimento mal manejado si no que pudiera ser el efecto que provocan los factores bióticos y abióticos, tal es el caso del estrés al que seguramente se vieron sometidos los PEC's al no estar en su ambiente natural (Cuadro 7).

Cuadro 8. Porcentaje promedio en capturas de Adultos de *Aethina tumida* M. en la trampa Narro, evaluada durante Abril 2011 - Marzo 2012 en San Carlos, Jiménez, Coahuila.

Trampas	Adultos (%)
(1) cTNcFS	66.666 A
(2) cTNcFL	6.667 C
(3) cTNcTP	6.667 C
(4) cTNsAt	6.667 C
(5) Test. ST	13.333 B

cTNcFS=Trampa Narro con el Fondo Sucio; cTNcFL=Trampa Narro con el Fondo Limpio; cTNcTP=Trampa Narro con Trampa Piquera; cTNsAt=Trampa Narro sin *Aethina tumida*; Test.ST=Sin Trampa.

La comparación múltiple de medias (Cuadro 8), mostró la existencia de 3 categorías estadísticas. En la categoría A se encuentra el tratamiento trampa Narro con el fondo sucio, éste presentó los mayores niveles de control de *A. tumida* (66.666%). En la categoría B se ubica el testigo. Los tratamientos trampa Narro con el fondo limpio,

trampa Narro con trampa piquera y trampa Narro sin *A. tumida* con un control de la población de PEC's bastante bajos, constituyen la categoría C, aunque estadísticamente iguales a los valores finales de captura presentados por el testigo que constituye la categoría B.

Relación de la variable temperatura y el número de captura de escarabajos.

Otro tema importante es cómo evoluciona *A. tumida* a lo largo de las estaciones. Diversos autores (De Guzmán y Frake, 2007) han señalado que el desarrollo, tamaño y peso del PEC son dependientes de la temperatura, y la abundancia e impacto del escarabajo en apiários, puede ser influenciada por la tasa de desarrollo en diferentes regímenes térmicos. En nuestro caso hemos podido comprobar como existió una correlación positiva significativa entre el número de captura de larvas del PEC y las temperaturas medias mensuales ($r=0.9335$) (Cuadro 9)). Coincidiendo el mayor número de larvas capturadas con aquellos meses de temperaturas medias más elevadas.

Cuadro 9. Análisis de correlación entre número de captura de larvas de *Aethina tumida* M. y temperaturas medias mensuales para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

Sistema SAS - Procedimiento CORR en LARVAS-PEC
 2 Variables: x=temperatura y=No. PEC's capturados
 Estadísticos simples

Variable	N	Media	Desviación		Mínimo	Máximo
			típica	Suma		
x	12	2.91667	4.79504	35.00000	0	15.00000
y	12	21.09167	9.63502	253.10000	4.60000	31.80000

Coeficientes de correlación Pearson, N = 12
 Prob > |r| suponiendo H0: Rho=0

	x	y
x	1.00000	0.90596 0.9335
y	0.90596	1.00000 0.9335

El análisis de correlación para Adultos del PEC resultó positivo estadísticamente (($r=0.9921$) (Cuadro 10)), los resultados en la captura de adultos del PEC mostraron que el crecimiento de la población de *A. tumida* depende directamente de la temperatura, estas dos variables aumentan o disminuyen simultáneamente.

Cuadro 10. Análisis de correlación entre número de capturas de adultos de *Aethina tumida* M. y temperaturas medias mensuales para tratamientos de la trampa Narro evaluada en colmenas de San Carlos, Jiménez, Coahuila. 2011-2012.

Sistema SAS - Procedimiento CORR en ADULTOS-PEC
 2 Variables: x=temperatura y=No. PEC's capturados
 Estadísticos simples

Variable	N	Media	Desviación		Mínimo	Máximo
			típica	Suma		
x	12	1.25000	2.37888	15.00000	0	8.00000
y	12	21.09167	9.63502	253.10000	4.60000	31.80000

Coeficientes de correlación Pearson, N = 12
 Prob > |r| suponiendo H0: Rho=0

	x	y
x	1.00000	0.97218 0.9921
y	0.97218	1.00000 0.9921

Cuadro 11. Datos climatológicos de temperatura observados durante la realización del experimento.

No. de muestreo	Fecha	*Temperatura (°C)
1	05-abr-11	29,5
2	15-abr-11	25
3	22-abr-11	27,5
4	05-may-11	21,5
5	16-may-11	17,5
6	26-may-11	30
7	06-jun-11	27,5
8	17-jun-11	32
9	28-jun-11	32
10	05-jul-11	30
11	15-jul-11	32
12	26-jul-11	32
13	05-ago-11	32.5
14	15-ago-11	31,5
15	25-ago-11	32
16	05-sep-11	30.5
17	14-sep-11	31
18	24-sep-11	28
19	05-oct-11	23,5
20	14-oct-11	26
21	25-oct-11	23
22	04-nov-11	10,5
23	15-nov-11	12.5
24	25-nov-11	13
25	05-dic-11	5
26	15-dic-11	9
27	25-dic-11	3
28	05-ene-12	1
29	13-ene-11	-2
30	25-ene-11	4
31	05-feb-11	-7
32	16-feb-11	5
33	23-feb-11	9
34	05-mar-11	12
35	15-mar-11	10
36	25-mar-11	15

*La información ambiental se obtuvo de los registros de la caseta meteorológica ubicada en la Presa San Miguel del Municipio de Jiménez, Coahuila.

DISCUSION

Del 24 de mayo al 4 de septiembre de 2010 (99 días), en pruebas preliminares se atraparon con la trampa Narro en colmenas de *A. mellifera*, 1423 individuos de *A. tumida* en San Carlos, Jiménez, Coahuila (779 larvas y 764 adultos), con un promedio diario de 15.58 (Santana, 2011). Este año fue atípico para lluvia, como lo reporta la SAGARPA (2011), considerándosele el más húmedo en los últimos 70 años, a lo que contribuyó el ciclón Alex que se presentó a principios de Julio. De abril de 2011 a marzo del 2012 (366 días), en el mismo apiario, se obtuvieron con la misma trampa, 454 individuos del PEC (443 larvas y 15 adultos), con promedio diario de 1.24 individuos. La comparación hace evidente que de abril de 2011 a marzo de 2012, la población del escarabajo estuvo muy abatida, casi inexistente. Al respecto, es importante comentar que los días 3, 4 y 5 de febrero de 2011, se registraron temperaturas de -7, -9 y -7 °C, respectivamente, en la región, que afectaron drásticamente la floración de especies nectarpoliníferas que sustentan la producción de miel en los meses de marzo, abril y mayo; la pérdida de floración se tradujo en poco néctar y polen, y por lo mismo, en debilitamiento de las colmenas, obligando al apicultor a proporcionar alimento sustituto. El desarrollo, tamaño y peso del PEC, son dependientes de la temperatura, y la abundancia e impacto del escarabajo en los apiarios, puede ser influenciada por la tasa de desarrollo en diferentes regímenes térmicos (De Guzmán y Frake, 2007); por lo anterior, las bajas temperaturas pudieron

haber afectado negativamente la población del insecto como lo muestra el análisis con resultados de correlación positiva (r en larvas=0.9335 ; r en adultos=0.9921) mediante los registros de lluvia (SAGARPA, 2011) donde señalan que 2011 fue atípico en este rubro, ya que hubo pocas precipitaciones, siendo el año más seco en los últimos 70, acentuándose esta situación en los estados del norte de la República Mexicana, incluyendo a Coahuila. Esta sequía afectó negativamente la floración, con los consecuentes efectos negativos para la apicultura regional. La fase de pupa de la metamorfosis del PEC ocurre en el suelo y requiere que este tenga humedad, de lo contrario no completan su desarrollo en suelos secos, por lo que no hay emergencia de adultos (Andrew, 2011; Ellis *et al.*, 2004); por la sequía referida, los suelos de la región estuvieron secos durante meses, afectando la emergencia de adultos de las pupas, lo que se tradujo en poblaciones sumamente bajas. Es muy importante resaltar el hecho de que 2010 y 2011 fueron muy contrastantes en el parámetro humedad lo que apoya el pensar que fue factor definitivo para explicar porque en 2010 hubo muchas capturas del PEC, mientras que en 2011 no, en el mismo apiario. Además, las temperaturas muy bajas y sequía prolongada, ayudan a explicar porque las poblaciones del insecto estuvieron tan abatidas, en 2011, lo que reflejo la trampa Narro. A pesar de lo anterior, fue posible generar curvas poblacionales, tanto para larvas como para adultos, mismas que evidencian repuntes distintos en tiempo y número de individuos, lo cual era de esperarse, ya que dibujan movimientos de densidad poblacional de estadios distintos. Hood y Miller (2003), comentan que por los daños que causa el PEC, se necesita un programa de trampeo que apoye a un manejo integrado, donde se considera atraer al insecto a trampas que se ubiquen dentro de la colmena para su detección. En el mismo sentido, Spiewok *et al.* (2007),

señalan la necesidad de detectar al PEC, para conocer el nivel de infestación, que ayude a determinar fluctuaciones poblacionales.

El hecho de que estadísticamente la trampa Narro con fondo sucio fue altamente significativa en la captura de larvas y adultos del escarabajo, señala la inconveniencia de mantener sucias las colmenas, y más cuando Spiewok y Newmann (2006), sugieren que las larvas pueden alimentarse de detritus de la colmena, por lo que recomiendan que los apicultores los minimicen, sobre todo en la parte baja de las mismas. En el tratamiento trampa Narro sin *A. tumida*, se observó que a los seis meses, específicamente el 14 de septiembre (162 días), se registró a un adulto capturado. Al respecto, la reinfestación de colonias sanas dentro de apiarios infestados, es alta (95%), lo que refleja que hay mucho intercambio de PEC's entre las colonias (Spiewok *et al.*, 2008).

Se observó que al manejar la cartulina con adhesivo para colocarla sobre el fondo de la trampa, se pegan abejas, que al paso de los días se van descomponiendo, generando olor, que al parecer no interfiere con la actividad normal de la colonia, según comentarios del apicultor y de observaciones hechas durante el desarrollo del trabajo. Ellis, *et al.*, (2002), hacen ver que la reproducción del PEC está asociada a un olor podrido, miel fermentada, alzas dañadas y Elzen *et al.*, 1999b; Suazo, *et al.*, 2003 y Torto *et al.*, 2005 comentan que los olores de las colmenas son más atractivos para la invasión del PEC, que la presencia de abejas adultas. Hay mucho que hacer a éste respecto y es recomendable dar seguimiento a la situación.

Además de las abejas, en la cartulina con adhesivo se pegaron también larvas y adultos de *Galleria mellonella*, adultos de *Varroa jacobsoni*, adultos de dípteros, detritus de las colmenas, polen, entre otros.

CONCLUSIONES

La trampa Narro atrapó larvas y adultos de *A. tumida* dentro de colmenas de *A. mellifera* indicando que es útil para diagnosticar la presencia del PEC en colmenas.

La trampa Narro es efectiva para apoyar en la determinación de curvas poblacionales anuales como referentes operativos útiles en un programa de manejo integrado de *A. tumida*.

El tratamiento que presentó mayor número de capturas de larvas y adultos de *A. tumida* fue el uso de la trampa narro manteniendo el fondo sucio, éstos resultados son congruentes a los de otros autores.

La temperatura fue un factor ambiental importantes en el desarrollo del PEC y de sus densidades poblacionales, y explican, en parte, porque en el norte de Coahuila durante 2010 (precipitaciones atípicas altas) las poblaciones del PEC fueron muy altas y lo contrario durante 2011 y primer tercio de 2012 (frío intenso y sequía prolongada).

RECOMENDACIONES

Es importante mantener las colmenas limpias para coadyuvar al manejo de *A. tumida*.

LITERATURA CITADA

- Andrew, G. S. C., Wakefield, M. E., Powell, E. M., Marris, G., Anderson, H., Budge, G. E., Mathers, J. J., Blackburn, L. F., Brown, M. A. 2013. The small hive beetle *Aethina tumida*: A review of its biology and control measures. The Food and Environment Research Agency, Sand Hutton, York YO41 1LZ, UK.
- Arnet, R. H. Jr. and Thomss, M. C. 2001. American Beetles. Volume 1. CRC Press. P1.
- Baxter, J. R., Elzen, P. J., Wilson, W. T. 2000. Gardstar 40% EC (Permethrin) efficacy trials as a ground drench for the control of the small hive beetle around honey bee colonies. Tektran, USDA Agricultural Research Service. 1 pp.
- Benda, N. D., Boucias, D. B. and Torto, P. T. 2008. Detection and characterization of *Kadamaea ohmeri* associated whit small hive beetle *Aethina tumida* infesting honey bee hives. *J. Apic. Res. and Bee World* 47(3): 194-201.
- Borror, D. J., White, R. E. 1970. A Field Guide to Insects of America North of Mexico. Houghton Mifflin Company, Boston, Massachusetts, New York, New York, USA. 404 p.
- Borror, D. J., Dwight, D. 1971. An introduction to the study of insects. Holt, Rinehart and Winston, Austin, Texas. 864 p.
- Buchholz, S., Neumann, P., Merkel, K. and Hepburn, H. R. 2006. Evaluation of *Bacillus thuringiensis* Berliner as an alternative control of small hive beetles, *Aethina tumida* Murray (Coleóptera: Nitidulidae). *J. Pest. Sci.* 79, 251-254.

- Buchholz, S., Shafer, M. O., Spiewok, S., Pattis, J. S. M., Duncan, W., Ritter, R., Spooner-Hart and Neumann, P. 2008. Alternative food sources of *Aethina tumida* (Coleóptera: Nitidulidae). *J. Apic. Res. and Bee World* 47(3): 202-209.
- Cabanillas, H. E. and Elzen, P. J. 2006. Infectivity of entomopathogenic nematodes (Sterneinematicidae and Heterorhabditidae) against the small hive beetle *Aethina tumida* (Coleóptera: Nitidulidae). *J. Apic. Res. and Bee World* 45(1): 49-50.
- Clark, J. S., Barrya, R. J., McCarthy, R. and Selikowitz, M. 2001. Ecological forecasts: an emerging imperative. *Science* 293 (5530): 657–660.
- Comisión federal para la protección contra riesgos sanitarios (COFEPRIS), México. 2011. Informe económico nacional. Pp. 58.
- Crane, E. 1999. *The World History of Beekeeping and Honey Hunting*. Editorial Routledge. Pp. 682.
- De Guzmán, L. I. and Frake, A. M. 2007. Temperature affects *Aethina tumida* (Coleóptera: Nitidulidae) development. *J. Apic. Res.* 46(2): 88-93.
- De Guzmán, L. I., Frake, A. M. and Rinderer, T. E. 2008. Detection and removal of brood infested with eggs and larvae of small hive beetles (*Aethina tumida* Murray) by russian honey bees. *J. Apic. Res. and Bee World* 47(3): 216-221.
- Douglas, J. E. 2003. *The Ecology and Control of Small Hive Beetles (Aethina tumida Murray)*. PhD thesis. Rhodes University. South África.

- Echazarreta, C. M., Quezada-Euan, J. J., Medina, M. G. L. and Pasteur, K. L. 1997. Beekeeping in the Yucatan peninsula: development and current status. *Bee World* 78(3): 115-127.
- Echazarreta, G. 1999. Caracterización de la apicultura en la Península de Yucatán. En *Memorias del Foro de proyectos integrales: Sistema Producto Miel*. Sierra UADY. Mérida, Yucatán. México. Págs.: 29-43.
- Ellis, J. D., Neumann, P., Hepburn, R. and Elzen, P. J. 2002. Longevity and reproductive success of *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae) fed different natural diets. *J. Econ. Entomol.* 95(5): 902-907.
- Ellis, J. D., Hepburn, H. R., Ellis, A. M., and Elzen, P. J. 2003a. Prison construction and guarding behavior by european honeybees is dependent on inmate small hive beetle density. *Naturwissenschaften*, 90: 382-384.
- Ellis, J. D., Holland, H. J., Hepburn, R., Neumann, P. and Elzen, P. J. 2003b. Cape (*Apis mellifera capensis*) and european (*Apis mellifera*) honey bee guard age and duration of guarding small hive beetles (*Aethina tumida*). *J. Apic. Res.* 42: 32-34.
- Ellis, J. D., Hepburn, R., Luckman, B. and Elzen, P. J. 2004b. Effects of soil type, moisture, and density on pupation success of *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae). *Env. Ent.* 33: 794-798.
- Ellis, J. D., Hepburn, R. and Elzen, P. J. 2004c. Confinement of small hive beetles (*Aethina tumida*) by cape honeybees (*Apis mellifera capensis*). *Apidologie*, 35: 389-396.
- Ellis, J. D., Delaplane, K. S., Richards, C. S., Hepburn, R., Berry, J. A. and Elzen, P. J. 2004d. Hygienic behavior of cape and european *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) toward *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae) eggs oviposited in sealed bee brood. *Ann. Ent. Soc. of America*, 97: 860-864.

- Ellis, J. D. 2005a. Reviewing the confinement of small hive beetles (*Aethina tumida*) by western honey bees (*Apis mellifera*). *J. Apic. Res. Bee World* 86: 56-62.
- Ellis, J. D. 2005b. Progress towards controlling small hive beetles with IPM: Knowing our options - Part I of two parts. *Am. Bee J.* 145: 115-119.
- Ellis, J. D. and Hepburn, H. R. 2006. An ecological digest of the small hive beetle (*Aethina tumida*), un symbiont in honey bee colonies (*Apis mellifera*). *Insect. Soc.* 53: 8-9.
- Ellis, J. D. and Delaplane, K. S. 2007. The effects of three acaricides on the developmental biology of small beetles (*Aethina tumida*). *J. Apic. Res. and Bee World* 46 (4): 256-259.
- Ellis, J. D. and Delaplane, K. S. 2008. Small hive beetle (*Aethina tumida*) oviposition behavior in sealed brood cells whit notes on the removal of the cell contents by european honey bees (*Apis mellifera*). *J. Apic. Res. and Bee World* 47(3): 210-215.
- Elzen, P. J., Baxter, J. R., Westervelt, D., Randal, C., Delaplane, K. S., Cutts, L. and Wilson, W.T. 1999. Field control and biology studies on a new pest species *Aethina tumida* Murray (Coleóptera: Nitidulidae), attacking european honey bees in the western hemisphere. *Apidologie* 30: 361-366.
- Elzen, P. T., Baxter, J. R., Westervelt, D., Randall, C. and Wilson, W. T. 2000. A Scientific Note on Observations of the Small Hive Beetle *Aethina tumida* Murray (Coleóptera, Nitidulidae), in Florida, USA. *Apidologie* 31: 593-594.
- Evans, J. D., Pettis, J. S. and Shimanuki, H. 2000. Mitochondrial DNA relationships in an emergent pest of honey bees: *Aethina tumida* (Coleóptera: Nitidulidae) from the United States and Africa. *Ann. Ent. Soc. Am.* 93: 415-420.

- Evans, J. D., Pettis, J. S., Hood, W. M. and Shimanuki, H. 2003. Tracking an invasive honey bee pest: mitochondrial DNA variation in North American small hive beetles. *Apidologie* 34: 103-109.
- Evans, J. D., Spiewok, S., Teixeira, E. W. and Neumann, P. 2008. Microsatellite loci for the small hive beetle, *Aethina tumida*, a nest parasite of honey bees. *Mol. Ecol. Res.* 8: 698-700.
- Food and Agriculture Organization (FAO). 2005. Agriculture-related CD-ROMs. Online library.
- Frake, A. M., De Guzman, L. I. and Rinderer, T. E. 2009. Comparative resistance of russian and italian honey bees (Hymenoptera: Apidae) to small hive beetles (Coleoptera: Nitidulidae). *J. Econ. Entomol.* 102(1): 13-19.
- Glinski, Z., Kostro, K. and Klimek, E. 2001 *Aethina tumida* - parasite and scavenger of the honeybee. *Medicine Veterinary*, 57: 315-317.
- Habeck, D. H. 2002. Nitidulidae. En *American Beetles*. Volúmen 2. CRC press. Pp 311-325.
- Hepburn, H. R., Radloff, S. 1998. *Honeybees of Africa*. Springer Verlag, Berlin, Germany. 370 pp.
- Hernández, T. H. 2013. *Escarabajos de la savia (Coleoptera: Nitidulidae) de Coahuila, México*. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México.
- Hoffmann, D., Pettis, J. S., and Neumann, P. 2008. Potential host shift of the small hive beetle (*Aethina tumida*) to bumblebee colonies (*Bombus impatiens*). *Insectes Sociaux*, 55, 153-162.

- Hood, W. M. 2000. Overview of the small hive beetle, *Aethina tumida*, in North America. *Bee World*, 81(3): 129-137.
- Hood, W. M. and Miller, G. A. 2003. Trapping small hive beetles (Coleóptera: Nitidulidae) inside colonies of honey bees (Hymenoptera: Apidae). *Am. Bee J.* 143: 405-409.
- Hood, W. M. 2004. Reseña del pequeño escarabajo de la colmena, *Aethina tumida*. *Bee World* 85(3).
- Hood, W. M. and Miller, G. A. 2005. Evaluation of an upper hive entrance for control of *Aethina tumida* (Coleóptera: Nitidulidae) in colonies of honey bees (Hymenoptera: Apidae). *J. Econ. Ent.* 98: 1791-1795.
- Hood, W. M. 2006. Evaluation of two small hive beetle traps in honey bee colonies. *Am. Bee J.* 146: 873-876.
- Illgner, P., Etienne, N., and Robertson, M. 1998. Beekeeping and local self-reliance in rural Africa. *Geographical Review*, 88(3), 349-362.
- Kirejtshuk, A. G. and Lawrence, J. F. 1999. Notes on the *Aethina* complex (Coleóptera: Nitidulidae: Nitidulinae), with a review of *Aethina* (Cleidorura) subgenus new and *Aethina* (Idaethina) Gemminger et Harold. *Annales zoologici* 49(3): 233-254.
- Labougle, J. M., Zozaya, R. J. A. 1986. La apicultura en México. *Ciencia y Desarrollo*; 69:17-36
- Labougle, J. M. 1991. Beekeeping in México: past, present and future. *American Bee Journal* 131(2): 132-135.

- Levot, G. W. 2008. An insecticidal refuge trap to control adult small hive beetle, *Aethina tumida* Murray (Coleóptera: Nitidulidae) in honey bee colonies. J. Apic. Res. 47: 222-228.
- Lundie, A. E. 1940. The Small Hive Beetle: *Aethina tumida*. Science Bulletin 220, Union of South Africa Department of Agriculture and Forestry, Entomological Series 3. 30 pp.
- Márquez, J. 2004. Colección de coleópteros del Centro de Investigaciones Biológicas, UAEH. Universidad del Estado de Hidalgo. México. 35 pp.
- Morrone, J. J., Espinosa, D., Aguilar, C. y Llorente, J. 1999. Preliminary classification of the Mexican biogeographic provinces: A parsimony analysis of endemism based on plant, insect, and bird taxa. The Southwestern Naturalist 44:507-514.
- Morse, R. A., Flottum, K. 1997. Honey bee pests, predators, and diseases. A.I. Root Company, Medina, Ohio, United States. pp. 218-219.
- Muñoz, O., Copaja, S., Speisky, H., Peña, R. C. y Montenegro, G. 2007. Contenido de flavonoides y compuestos fenólicos de mieles chilenas e índice antioxidante. Quim. Nova, Vol. 30, No. 4, 848-851.
- Murray, A. 1864. Monograph of the family of Nitidulariae. Transactions of the Linnean Society, XXIV: pp. 211-414.
- Murray, A. 1867. List of Coleóptera received from Old Calabar, on the west coast of Africa. The Annals and Magazine of Natural History, London, vol. XIX: pp. 176-177.
- Murrell, T. M. and Neumann, P. 2004. Mass production of small hive beetles (*Aethina tumida* Coleóptera: Nitidulidae). J. Apic. Res. 43(2): 144-145.

- Murrele, T. M., Neumann, P., Dames, J. F., Hepburn, H. R. and Hill, M. P. 2006. Susceptibility of adult *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae) to entomopathogenic fungi. *J. Econ. Entomol.* 99(1): 1-6.
- Neumann, P., Pirk, W. W., Hepburn, H. R., Solbrig, A. J., Ratnieks, F. L. W., Elzen, P. J. and Baxter, J. R. 2001. Social encapsulation of beetle parasites by cape honeybee colonies (*Apis mellifera capensis* Esch.). *Naturwissenschaften*, 88: 214-216.
- Neumann, P., Härtel, S. 2003. Removal of small hive beetle (*Aethina tumida* Murray) eggs and larvae by African honeybee colonies (*Apis mellifera scutellata* Lepeletier). *Apidologie*, 35: in press.
- Neumann, P., Elzen, P. J. 2003. The biology of the small hive beetle (*Aethina tumida*, Murray): Gaps in our knowledge of an invasive species. *Apidologie*, 35: in press.
- Neumann, P., and Hartel, S. 2004. Removal of small hive beetle (*Aethina tumida*) eggs and larvae by african honey bee colonies (*Apis mellifera scutellata*). *Apidologie* 35: 31-36.
- Neumann, P., and Elzen, P. J. 2004. The biology of the small hive, beetle (*Aethina tumida*, Coleoptera: Nitidulidae): gaps in our knowledge of an invasive species. *Apidologie* 35: 229-247.
- Neumann, P. and Hoffmann, D. 2008. Small hive beetle diagnosis and control in naturally infested honeybee colonies using bottom board traps and CheckMite plus strips. *J. Pest Sci.* 8: 43-48.
- Nolan, M. R. and Hood, W. M. 2008. Comparison of two attractants to small hive beetles, *Aethina tumida*, in honey bee colonies. *J. Apic. Res.* 47: 229-233.

- Organización mundial del comercio (OMC). 2012. Tratado de Libre Comercio entre Canadá, Estados Unidos, México y la Unión Europea. Conferencia Ministerial.
- Park, A. L., Pettis, J. S., and Caron, D. M. 2002. Use of household products in the control of small hive beetle larvae and salvage of treated combs. *Am. Bee J.* 142. 439-442.
- Pettis, J. S. and Shimanuki, H. 2000. Observations on the small hive beetle, *Aethina tumida* Murray, in the United States. *Am. Bee J.* 140: 152-155.
- Richards, C. S., Hill, M. P., and Dames, J. F. 2005. The susceptibility of small hive beetle (*Aethina tumida* Murray) pupae to *Aspergillus niger* (van Tieghem) and *A-flavus* (Link: Grey). *Am. Bee J.* 145: 748-751.
- Rosen, D. 1985. Biological Control. In G.A. Kerkut and L.I. Gilbert (eds.), *Comprehensive Insect Physiology, Biochemistry, and Pharmacology Volume 12*. Pergamon Press, Oxford, United Kingdom. pp. 413-464.
- Ruttner, F. 1998. *Biogeography and Taxonomy of Honeybees*. Springer Verlag, Berlin, Germany. 284 pp.
- SAGARPA. 1998. Situación actual y perspectiva de la apicultura en México, 1990-1998. 53 Pp.
- SAGARPA. 2010. Situación actual y perspectiva de la apicultura en México 2000-2010. 52 Pp.
- SAGARPA. 2012. Manual de Patología Apícola; Programa Nacional para el control de la abeja africanizada. 28 Pp.

- Sanford, T. 1998a. *Aethina tumida* – A new beehive pest in the U.S. Bee Culture, August: 24-26.
- Santana, G. P. 2011. Estudio preliminar de la trampa Narro para el diagnóstico y manejo del pequeño escarabajo de las colmenas *Aethina tumida* (Coleóptera: Nitidulidae) y seguimiento de esta familia y plaga en Coahuila. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México.
- Schmolke, M. D. 1974. A Study of *Aethina tumida*: The Small Hive Beetle. University of Rhodesia (Zimbabwe), Certificate in Field Ecology Project Report, Salisbury (Harare). 178 pp.
- Servicio nacional de sanidad, inocuidad y calidad agroalimentaria (SENASICA), México. 2011. Impacto de la actividad apícola en México. Pp. 16.
- Shafer, M. O., Pettis, J. S., Titter, W. and Neumann, P. 2008. A Scientific on Quantitative Diagnosis of Small Hive Beetles, on the Field. *Apidologie* 39: 564-565.
- Spiewok, S. and Neumann, P. 2006a. Infestation of commercial bumblebee (*Bombus impatiens*) field colonies by small hive beetles (*Aethina tumida*). *Ecol. Ent.* 31: 623-628.
- Spiewok, S. and Neumann, P. 2006b. The impact of recent queen loss and colony phenotype on the removal of small hive beetle (*Aethina tumida* Murray) eggs and larvae by african honeybee colonies (*Apis mellifera capensis* Esch.). *J. Ins. Behavior*, 19: 601-611.
- Spiewok, S., Pettis, J. S., Duncan, M, Spooner-Hart, R., Westervelt, D., and Neumann, P. 2007. Small hive beetle *Aethina tumida*, populations I: infestation levels of honeybee colonies, apiaries and regions. *Apidologie* 38: 595-605.

- Spiewok, S., Duncan, M., Spooner-Hart, R., Pettis, J. S. and Neumann, P. 2008. Small hive beetle, *Aethina tumida* populations II: dispersal of small hive beetle. *Apidologie* 39: 683-693.
- Stanghellini, M. S., Ambrose, J. T. and Hopkin, D. I. 2000. Bumble bee colonies as potential alternative hosts for the small hive beetle (*Aethina tumida* Murray). *Am. Bee J.* 140: 71-75.
- Suazo, A., Torto, B., Teal, P.E.A., and Tumlinson, J. H. 2003. Response of the small hive beetle (*Aethina tumida*) to honey bee (*Apis mellifera*) and beehive-produced volatiles. *Apidologie* 34: 525-533.
- Torto, B., Suazo, A., Alborn, H., Tumlinson, J. H. and Teal, P.E.A. 2005. Response of the small hive beetle (*Aethina tumida*) to a blend of chemicals identified from honeybee (*Apis mellifera*) volatiles. *Apidologie* 36: 523-532.
- Torto, B., Arbogast, T. T., Van Engelsdorp, D., Willms, S., Purcell, D., Boucias, D., Tumlinson, J. H., and Teal, P. E. A. 2007. Trapping of *Aethina tumida* Murray (Coleoptera: Nitidulidae) from *Apis mellifera* L. (Hymenoptera: Apidae) colonies with an in-hive baited trap. *Env. Ent.* 36: 1018-1024.
- Triplehorn, C. A. and Johnson, N. F. 2005. Borror and DeLong's Introduction to the Study of Insects. Thomson Brooks/Cole, USA, 864 pp., Seventh Edition.
- Vinson, S. B. 1991. Effect of the red imported fire ant (Hymenoptera: Formicidae) on a small plant-decomposing arthropod community. *Environmental Entomology*, 20(1): 98-103.
- Ward, L., Brown, M., Neumann, P., Wilkins, S., Pettis, J., and Boonham, N. 2007. A DNA method for screening hive debris for the presence of small hive beetle (*Aethina tumida*). *Apidologie* 38: 272-280.

ARTÍCULO CIENTÍFICO

Evaluation of the Narro trap in beehives of *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) for the diagnosis and follow-up on the small hive beetle *Aethina tumida* Murray (Coleoptera: Nitidulidae).

Ave María H. López¹, Oswaldo G. Martínez^{1*}, Teodoro S. Ortiz² and Hermelindo H. Torres¹.

¹Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Department of Agricultural Parasitology. Saltillo, Coahuila, Mexico.

²Secretariat of Agriculture. Cattle Raising, Rural Development, Fishing and Food. Coahuila Delegation, Mexico.

*Corresponding author. Email: drogarcia@yahoo.com.mx.

Summary

The capacity of the Narro trap (adhesive) to capture larvae and adults of *Aethina tumida* inside beehives of *Apis mellifera* was evaluated in different situations. Although the beetle population was very small during the year of the field work, the trap captured both stages, which made it possible to diagnose the presence of the beetle in the hives and draw their population curves. The highest captures were registered in a dirty bottom (72.923 and 66.666% for larvae and adults respectively) and there was a positive correlation (r in larvae = 0.933; r in adults = 0.9921) between the capture and the monthly medium temperatures.

Evaluación de la trampa Narro en colmenas de *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) para el diagnóstico y seguimiento del pequeño escarabajo de las colmenas *Aethina tumida* Murray (Coleoptera: Nitidulidae).

Resumen

Se evaluó la capacidad de la trampa Narro (adhesiva) para capturar larvas y adultos de *Aethina tumida* dentro de colmenas de *Apis mellifera* en diferentes situaciones. Aunque la población del escarabajo fue muy baja durante el año de trabajo en campo, la trampa capturó ambos estadios, lo que permitió diagnosticar la presencia del escarabajo en las colmenas y dibujar sus curvas poblacionales. Las capturas más altas se registraron en colmenas con fondo sucio (72.923 y 66.666 % para larvas y adultos, respectivamente) y hubo correlación positiva (r en larvas=0.9335; r en adultos=0.9921) entre la captura y las temperaturas medias mensuales.

Keywords: *Aethina tumida*, Small hive beetle, bee honey, *Apis mellifera*, Narro Adhesive Trap.

Introduction

Aethina tumida [small hive beetle (SHB)] is a scavenger parasite of bees (Buchholz, *et al.* 2008) native to Africa, that has a potential to affect in an important manner the hives of the bee *Apis mellifera* L. The adult measures on average 5.37 x 3.2 mm long and wide respectively (Hood, 2004) and is of a brown, almost black, color. The larvae feed on pollen, honey and bee larvae (Lundie, 1940; Schmolke, 1974; Ellis, 2003; Neumann & Elzen, 2004), weakening the colonies; in addition, it affects the framework and can ferment the honey (Ellis, 2003). Given that the bees defend themselves, they attend less to foraging, thereby affecting the pollination; queens abandon very damaged hives.

The SHB was found only in Africa, but in 1998, adults were collected from hives in Florida, United States of America (USA) (Elzen *et al.*, 1999; Hood, 2004) propagating themselves rapidly in other areas of this country and also in Canada; starting in 2002, it was reported in Australia (Hood, 2004), and in other regions of the world. In Mexico, on 22 October 2007, a beekeeper and the person responsible for the African Bee Program of the State of Coahuila collected adults of SHB in beehives located in San Carlos, Jimenez, Coahuila (the north of Mexico bordering on Texas, USA), that were checked in the Nation Center of Verification and Animal Health, in Mexico City, an institution that on October 25 of the same year emitted the first official report of the presence of *A. tumida* in the country. To date its presence has been confirmed in Nuevo Leon, Tamaulipas, San Luis Potosi, Campeche, Tabasco and Yucatan, states close to the Gulf of Mexico. During 2008, the Secretariat of Agriculture, Cattle Raising, Rural Development, Fishing and Food of Coahuila (SAGARPA-Coahuila) sent the Universidad Autonoma Agraria “Antonio Narro”–Parasitology Department-Salttillo (UAAAN-DP-S) specimens of nitidulids for their identification, which turned out to be *A. tumida*. During 2010, the UAAAN-DP-S began procedures to follow up the presence of SHB in the state of Coahuila, first utilizing traps with attracting elements (fruits, fruit essences, protein food complement) that were not provided for that purpose, and consequently in a preliminary manner an adhesive trap was tested that was called the Narro trap, to diagnose the presence of the SHB inside of the hives, with encouraging results (Santana, 2011). The present work was realized under an agreement of collaboration with SAGARPA-Mexico City-General Coordination of Cattle Raising and it had as its objectives that of evaluating the capacity of the Narro trap to capture larvae and adults of *A. tumida* inside of the hives in different situations, to determine the annual population curve of these stages, and to learn the effect of abiotic factors on the expression of the population.

Materials and Methods

The field work was done from April 2011 to March 2012 in the Rios Apiary located at San Carlos, Municipality of Jimenez, Coahuila at approximately 30 km from the border with the State of Texas, USA (Fig. 1).

The so-called Narro trap was utilized, habilitated by the DPA-UAAAN-Salttillo and the SAGARPA-Coahuila Delegation, the same that is an adaptation of the floor trap for pollen, constructed out of wood and measuring 41x51x8 cm wide, long and tall respectively, with a 3 cm entrance hole (Fig. 2A). The upper part of the trap was covered with number 6 mosquito net, through which the SHB larvae and adults could pass but not the bees (Figure 2 B). The trap was placed between the nursery chamber and the hive floor where it was easily taken out through the rear (Fig. 2 C). On the floor of the trap a black cardboard with the same dimensions as the bottom, and that was impregnated with a sufficient coat of adhesive SEHU-TAK (Fig. 2 D) that is a oligomer of polybutene with 2270g/mole that requires no warning of risk on the label under the criterion of the EEC; it is a clear liquid with high viscosity, transparent and insoluble, stable under normal conditions, whose decomposition products are not hazardous because no hazardous polymerization occurs; it was replaced every 10-15 days to maintain the efficiency of capture of SHB larvae and adults. On the adhesive and in its center was placed a tortilla 8x2 cm in diameter and thickness respectively, made of pollen and honey, as attracting element for the adults (Fig. 2 E).

An experimental design of stochastic blocks with three repetitions and five treatments was used, i.e., 15 active hives, in 12 of which was placed a Narro trap with the following treatments: 1. Hive with Narro trap and a dirty floor; 2. Hive with Narro trap with clean floor, 3. Hive with Narro trap and trap with entrance hole with adhesive; 4. Hive with Narro trap and without *A. tumida*. 5. Control without Narro trap. For treatments 1, 2, 3 and 5, hives from the infested apiaries were considered. For treatment 4, hives were used that were acquired from an apiary free of SHB, which in addition were meticulously inspected to ensure that they were free of SHB. In treatment 1, the bottom of the hive was kept dirty during the whole process, while in number 2, at each sampling the black cardboard with adhesive was changed to keep the bottom clean. The trap with entrance hole with adhesive had the purpose of evaluating possible escape of larvae and adults from the Narro trap; with the hives free of SHB, we pretended to observe at what time after being installed in an infected apiary, they are attacked; and finally, with treatment 5 we sought to observe the difference in the presence of SHB in hives with and without a Narro trap.

In each sampling, on the corresponding sheet of register the larvae and adults of *A. tumida* trapped were recorded as well as other arthropods present. The Statistical Analysis System (SAS) was used to make comparisons of the means by Significant Minimum Difference at 0.05% in the variables where statistical differences were found between treatments, as well an analysis of correlation to determine the relation existing between the variable of temperature and the number of captures of the SHB. The environmental information was obtained from the registers of meteorological station located at the San Miguel Dam in the Municipality of Jimenez, Coahuila.

Results

Total capture of larvae and adults of *A. tumida*.

During the 12 months that the study lasted, 36 inspections were made (average of 3 per month) recording 14 adults and 443 larvae trapped in the 15 hives (Table 1) i.e.,

1.25 adults and 34 larvae per month. Except for the disproportionate register of 404 larvae that occurred during June in one hive, it can be said that the density of the

A. tumida was extremely low, not only in the apiary studied but also in the north zone of Coahuila, as is evidenced in inspections made in different apiaries of the region by personnel of the African bee program of the SAGARPA-Coahuila for the purpose, and from commentaries of local bee keepers.

General Population Curves.

Figure 3 reflects that during April, May and June of 2011, there was minimum activity of larvae inside of the hives, with a very high unexpected rise in June, considering the low population density of the insect. From June 2011 to March 2012 (8 months), the population of larvae in the hives was insignificant. In the case of adults coming from outside, that is, not emerging inside of the hives, their presence was also extremely low and sporadic during April, May, June, September, November and December of 2011.

Monthly capture of larvae and adults of *A. tumida* per treatment.

The analyses of the corresponding variance (Tables 3 and 4) revealed that there does exist a difference between treatments, and so a multiple test of means was made (Table 5).

In the trap with a dirty bottom a greater number of SHB was recorded (27 larvae and 10 adults) followed by the clean bottom, which is explained by the disproportionate register of 404 larvae that occurred in one hive. The trap with an adhesive entrance hole trapped no larvae, and until 162 days, the trap without *A. tumida* trapped one adult; in the control only 4 larvae and 2 adults were recorded during 2011.

The Tukey analysis for the treatments evaluated (Table 5) determined that there existed 4 statistical categories for the treatments of larvae and 3 for adults. The category A in both cases corresponded to the trap with the dirty bottom.

Population curves for larvae and adults of *A. tumida* in the different treatments.

The population curves of the different treatments represented in Figure 4A and B reflect the differences existing among all the treatments evaluated; the highest peak for both stages was given in the Narro trap with a dirty bottom. In addition, there was a positive significant correlation between the number of captures of larvae ($r = 0.9335$) and adults ($r = 0.9921$) and the monthly temperatures, coinciding the greater number of larvae and adults captured with the month of higher average temperatures. The two variables increased or diminished simultaneously.

Discussion

In preliminary tests with the Narro trap realized during 99 days in 2010, 1423 individuals of *A. tumida* were trapped in hives of *A. mellifera* in San Carlos, Jimenez, Coahuila, Mexico (779 larvae and 764 adults) with a daily average of 15.58 (Santana, 2011). The year 2010 was atypical for rain in Mexico (SAGARPA, 2011), as it was

the most humid of the last 70 years. The cyclone Alex, that came at the start of July, contributed to this. From April 2011 to March 2012 (366 days) in the same apiary, 454 individuals of SHB (443 larvae and 15 adults) were obtained with the same trap with a daily average of 1.24 individuals. The comparison makes evident that from April 2011 to March 2012, the SHB population was very diminished. On the days of February 3, 4, and 5 of 2011, there were temperatures of -7, -9, and -7 °C respectively in the region, and this affected drastically the flowering of nectar and pollen bearing species that sustain the production of honey; this obviously was translated into less nectar and pollen and therefore debilitated the hives, obliging the beekeeper to provide substitute feed. De Guzman and Frake (2007) affirm that the development, size and weight of the SHB are dependent on temperature and their abundance and impact on the apiaries can be influenced by the development of different thermal regimes; the low temperatures referred to can effect negatively the SHB population.

SAGARPA (2011) points out that 2011 also was atypical in Mexico for rains because there was very little precipitation, it being the driest year in the last 70, with this situation being accentuated in the north of the Mexican Republic, including Coahuila. This drought affected flowering negatively, with consequential negative effects for regional apiculture. The pupa phase of metamorphosis of SHB that occurs in soil requires that this have humidity, as they cannot complete their development in dry soils, and therefore there is no emergence of adults (Ellis *et al.*, 2003; Ellis *et al.*, 2004). Because of the lack of rain referred to, the soils of the region were dry for months, thereby affecting the emergence of SHB adults from pupas and consequently resulting in extremely low populations. It is important to point out that 2010 and 2011 were very contrasting insofar as humidity and temperature, and this makes one think that they were factors that explain why there were many captures of SHB in 2010, while not in 2011 in the same apiary. The Narro trap reflected this, that is, the trap detected the presence of SHB in both high and low population densities, making it possible to follow up and generate curves for larvae and adults, the same that were evidence of different increases in time and number of individuals as is to be expected, as they produce the movements of population density of the different stages. Hood and Miller (2003) comment that because of the damage that SHB cause, a program of trapping that supports actions of integral management is required that considers attracting the insect into traps that are placed inside of the hive. In the same sense, Spiewok *et al.* (2007) point out the need of detecting the SHB to know the level of infestation that helps to determine population fluctuations.

While handling the black cardboard with adhesive so as to place it in the bottom of the trap, bees get stuck and with the passing of days, they decompose, generating an odor, which seems not to interfere with the normal activity of the colony. But in any event, it is a situation to which follow-up should be given. Ellis *et al.*, (2002) point out that the reproduction of the SHB is associated with fetid odor, fermented honey, and damaged risers. Elzen *et al.*, (1999b), Suazo *et al.*, (2003) and Torto *et al.* (2005) comment that the odors of the hives are more attractive for the invasion of SHB than the presence of adult bees. In addition to bees, larvae and adults of *Galleria mellonella* (Linnaeus), adults of *Varroa jacobsoni* Oudemnas and flies, pollen and garbage from the hives sporadically adhere to the cardboard.

The high statistical significance of the trap with a dirty bottom in the capture of larvae and adults of SHB points out the convenience of keeping the hives clean to aid in the management of the insect, and even more when Spiewok and Neumann (2006) suggest that larvae can feed on the garbage of the hive. The fact that the trap with an adhesive entrance hole did not trap larvae indicates that once located in the adhesive bottom they do not escape from that environment. The capture at 152 days of an adult in the trap without *A. tumida*, although delayed because of the low SHB population, is in accord with Spiewok *et al.* (2008), who commented that the re-infestation of healthy colonies inside of infested apiaries is high and this reflects much interchange of SHB within the colonies. The significant positive correlation between the number of captures of larvae and adults with higher monthly mean temperatures reaffirms the importance of the environmental factor in the expression of the population.

Final Conclusions.

Temperature and humidity were important environmental factors in the development of the SHB and their population densities and they explain in part why in the north of Coahuila during 2011 (with atypically high precipitations) the populations of SHB were very high and the contrary was true during 2011 and the first third of 2012 (intense cold and prolonged drought). In both circumstances the Narro trap captured larvae and adults of *A. tumida* inside of the hives of *A. mellifera*, indicating that it can be useful to diagnose the presence of the SHB in beehives and as support in determining the annual population curves as useful operative references in a program of integral management of *A. tumida*. In the north region of Coahuila, as can be seen in this work, one now has a numerical reference for the high and low densities of the SHB population (15.58 and 1.24 daily average of larvae-adults respectively) that can be useful in an attempt to determine an economic threshold when more precise data is obtained. The results insofar as the hives with a dirty bottom are congruent with those of other authors.

Acknowledgements

To the Secretariat of Agriculture, Cattle Raising, Rural Development, Fishing and Food – General Coordination of Cattle Raising, for economic financing through the project “Evaluation of the Narro trap for the diagnosis and management of the small hive beetle *Aethina tumida* Murray (Coleoptera: Nitidulidae)”.

To Mr. Armando Hernandez-Torres, owner of the Rios apiary, for his high interest and support during the realization of the work.

References

ANDREW, G S C; WAKEFIELD, M E; POWELL, E. M; MARRIS, G; ANDERSON, H; BUDGE, G E; MATHERS, J J; BLACKBURN, L F; BROWN, M A (2013) The small hive beetle *Aethina tumida*: A review of its biology and control measures. The Food and Environment Research Agency, Sand Hutton, York YO41 1LZ, UK.

BUCHHOLZ, S; SCHAFER, M O; SPIEWOK, S; PETTIS, J S; DUNCAN, M; RITTER, W; HART, R S; NEUMANN, P (2008) Alternative food sources of *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae). *Journal of Apicultural Research*, 47(3): 202-209.

DE GUZMÁN, L I; FRAKE, A M (2007) Temperature affects *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae) development. *Journal of Apicultural Research*, 46(2): 88-93.

ELLIS, J D; NEUMANN, P; HEPBURN, R; ELZEN P J (2002) Longevity and reproductive success of *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae) fed different natural diets. *Journal of Economic Entomology*. 95(5): 902-907.

ELLIS, J D (2003) The ecology and control of small hive beetles (*Aethina tumida*). PhD Thesis, Rhodes University.

ELLIS, J D; HOLLAND, H J; HEPBURN, R; NEUMANN, P; ELZEN P J (2003) Cape (*Apis mellifera capensis*) and european (*Apis mellifera*) honey bee guard age and duration of guarding small hive beetles (*Aethina tumida*). *Journal of Apicultural Research*, 42: 32-34.

ELLIS, J D; HEPBURN, R; LUCKMAN, B; ELZEN P J (2004) Effects of soil type, moisture, and density on pupation success of *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae). *Journal of Environmental Entomology*, 33: 794-798.

ELLIS, J D; HEPBURN, H R (2006) An ecological digest of the small hive beetle *Aethina tumida*, a symbiont in honey bee colonies *Apis mellifera*. *Insectes Sociaux* 53: 8–19.

ELZEN, P J; BAXTER, J R; WESTERVEL, T D; RANDALL, C; DELAPLANE K S; CUTTS L; WILSON, W T (1999) Field control and biology studies of a new pest species, *Aethina tumida* Murray (Coleoptera, Nitidulidae), attacking European honey bees in the Western Hemisphere. *Apidologie*, 30: 361-366.

FRAKE, A M; DE GUZMAN, L I; RINDERER, T E (2009) Comparative resistance of russian and italian honey bees (Hymenoptera: Apidae) to small hive beetles (Coleoptera: Nitidulidae). *Journal of Economic Entomology*, 102(1): 13-19.

HOOD, W M; MILLER, G A (2003) Trapping small hive beetles (Coleoptera: Nitidulidae) inside colonies of honey bees (Hymenoptera: Apidae). *American Bee Journal*, 143: 405-409.

HOOD, W M (2004) The small hive beetle *Aethina tumida*: A review. *Bee World*, 85: 51-59.

LUNDIE, A E (1940) The Small Hive Beetle: *Aethina tumida*. Union of South Africa Department of Agriculture and Forestry, Entomological Science Bulletin 220 Series 3. 30 pp.

NEUMANN, P; ELZEN, P J (2004) The biology of the small hive beetle *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae): Gaps in our knowledge of an invasive species. *Apidologie*, 35, 229-247.

SAGARPA-SDR-DGEPDR. 2011. Sequía.

SANTANA, G P (2011) Estudio preliminar de la trampa Narro para el diagnóstico y manejo del pequeño escarabajo de las colmenas *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae) y seguimiento de esta familia y plaga en Coahuila. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coahuila, México.

SCHMOLKE, M D (1974) A study of *Aethina tumida*: The small hive beetle. Project Report, University of Rhodesia, Zimbabwe, pp. 178.

SPIEWOK, S; NEUMANN, P (2006) The impact of recent queen loss and colony phenotype on the removal of small hive beetle (*Aethina tumida* Murray) eggs and larvae by african honeybee colonies (*Apis mellifera capensis* Esch.). *Journal of Insect Behavior*, 19: 601-611.

SPIEWOK, S; PETTIS, J S; DUNCAN, M; SPOONER-HART, R; WESTERVEL, T D; NEUMANN, P (2007) Small hive beetle *Aethina tumida*, populations I: infestation levels of honeybee colonies, apiaries and regions. *Apidologie*, 38: 595-605.

SPIEWOK, S; DUNCAN, M; SPOONER-HART, R; PETTIS, J S; NEUMANN, P (2008) Small hive beetle, *Aethina tumida* populations II: dispersal of small hive beetle. *Apidologie*, 39: 683-693.

SUAZO, A; TORTO, B; TEAL, P E; TUMLINSON, J H (2003) Response of the small hive beetle *Aethina tumida* to honey bee *Apis mellifera* and beehive produced volatiles. *Apidologie*, 34: 525–533.

TORTO, B; SUAZO, A; ALBORN, H; TUMLINSON, J H; Teal, P E A (2005) Response of the small hive beetle *Aethina tumida* to a blend of chemicals identified from honey bee *Apis mellifera* volatiles. *Apidologie*, 36: 523–



Figure 1.-Location of experiment.

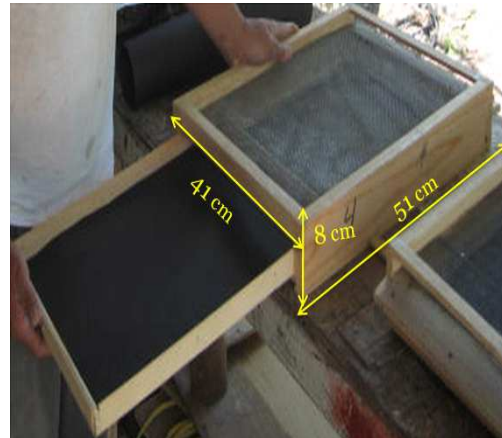


Figure 2 A. Narro trap.



Figure 2 B. Fabric type mosquito net



Figure 2 C. Location of the Narro trap in hive.



Figure 2 D. Placement of adhesive SEHU-TAK



Figure 2 E. Attracting.

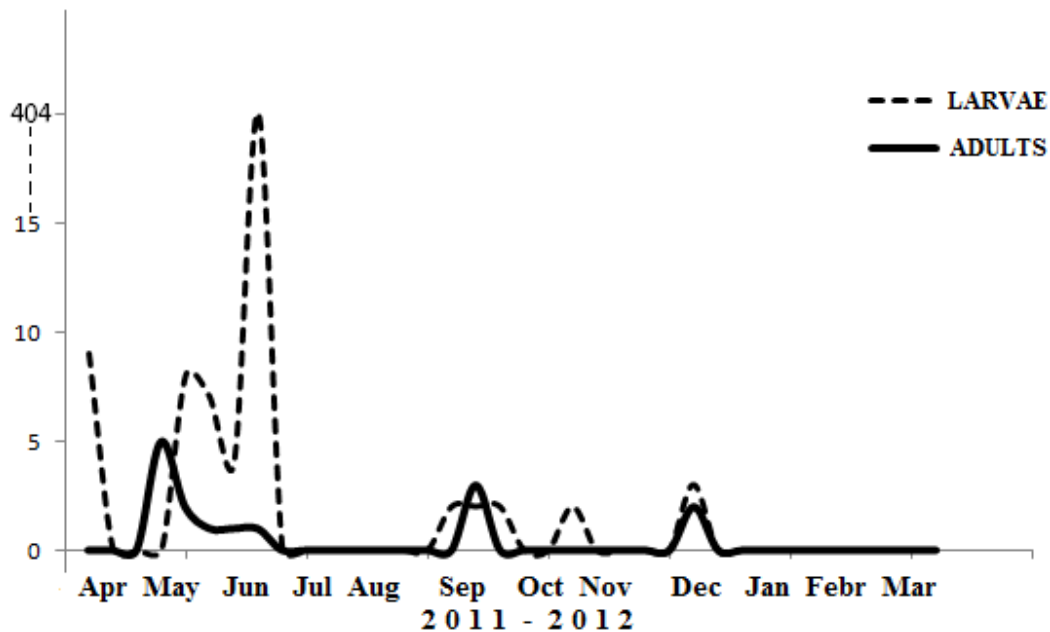
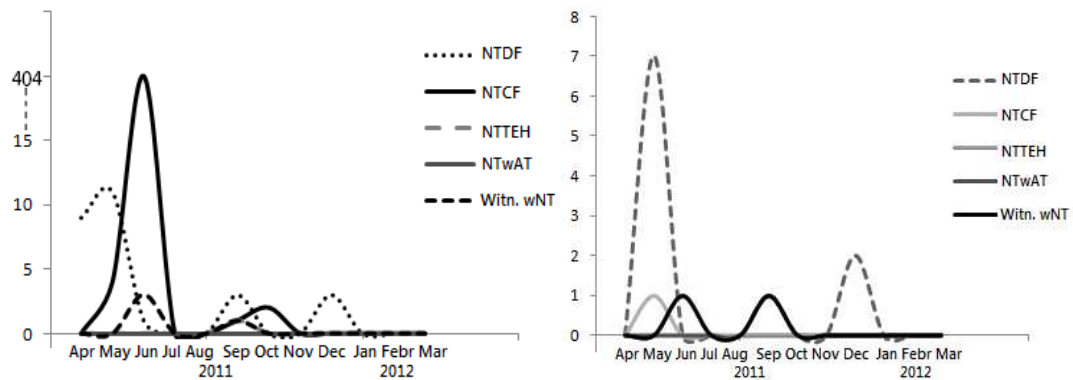


Figure 3. Population curves of larvae and adults of *A. tumida* derivative from catches the Narro trap in San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Population curves of larvae and adults of *A. tumida*



NTDF=Narro Trap and a Dirty Floor; NTCF=Narro Trap with Clean Floor; NTTEH=Narro Trap and Trap with Entrance Hole; NTwAT=Narro trap and without *A. tumida*; Witn. wNT= Witness, without Narro trap.

Figure 4 A. Population curves of larvae of *A. tumida* captured in the different treatments of the Narro trap in San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Figure 4 B. Population curves of adults of *A. tumida* captured in the different treatments of the Narro trap in San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Table 1. Number of larvae and adults of *A. tumida* caught in Narro traps in 15 hives of *A. mellifera* in San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Date	No. of hive	Sampling	Number	
		No.	Adults	Larvae
05 April 2011	15	1	0	9
15 April 2011	15	2	0	0
22 April 2011	15	3	0	0
05 May 2011	15	4	5	0
16 May 2011	15	5	2	8
26 May 2011	15	6	1	7
06 June 2011	15	7	1	4
17 June 2011	15	8	1	404
28 June 2011	15	9	0	0
05 July 2011	15	10	0	0
15 July 2011	15	11	0	0
26 July 2011	15	12	0	0
05 August 2011	15	13	0	0
15 August 2011	15	14	0	0
25 August 2011	15	15	0	0
05 September 2011	15	16	0	2
14 September 2011	15	17	3	2
24 September 2011	15	18	0	2
05 October 2011	15	19	0	0
14 October 2011	15	20	0	0
25 October 2011	15	21	0	2
04 November 2011	15	22	0	0
15 November 2011	15	23	0	0
25 November 2011	15	24	0	0
05 December 2011	15	25	0	0
15 December 2011	15	26	2	3
25 December 2011	15	27	0	0
05 January 2012	15	28	0	0
13 January 2012	15	29	0	0
25 January 2012	15	30	0	0
05 February 2012	15	31	0	0
16 February 2012	15	32	0	0
23 February 2012	15	33	0	0
05 March 2012	15	34	0	0
15 March 2012	15	35	0	0
25 March 2012	15	36	0	0
Total	15	36	15	443

Table 2. Monthly captures of larvae and adults of *A. tumida* per treatment using the Narro trap in hives of *A. mellifera* in San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Month	NTDF		NTCF		NTTEH		NTwAt		Witn. wNT	
	L	A	L	A	L	A	L	A	L	A
April 2011	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0
May 2011	11	7	4	1	0	0	0	0	0	0
June 2011	1	0	404	0	0	1	0	0	3	1
July 2011	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
August 2011	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
September 2011	3	1	1	0	1	0	0	1	1	1
October 2011	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
November 2011	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
December 2011	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0
January 2012	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
February 2012	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
March 2012	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TOTAL	27	10	411	1	1	1	0	1	4	2

NTDF=Narro Trap and a Dirty Floor; NTCF=Narro Trap with Clean Floor; NTTEH=Narro Trap and Trap with Entrance Hole; NTwAt=Narro trap and without *A. tumida*; Witn. wNT= Witness, without Narro trap; L=Larvae; A=Adults.

Table 3. Mean squares of analysis of variance in larvae of *A. tumida* for treatments of the Narro trap evaluated in hives of *A. mellifera* in San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Sources of variation	Degrees of freedom	Mean squares				
		NTDF	NTCF	NTTEH	NTwAt	Witn. wNT
Treatments	4	243.213**	79.346*	9.957 NS	6.0163 NS	51.269 *
Error	12	82.304 **	21.932	4.567	2.489	16.378
Total	14	41.042	16.478	3.006	0.216	12.048
CV (%)		3.29	10.56	23.68	25.79	14.95

*=significant 0.05, **= significant 0.01, NS= no significant; NTDF=Narro Trap and a Dirty Floor; NTCF=Narro Trap with Clean Floor; NTTEH=Narro Trap and Trap with Entrance Hole; NTwAt=Narro trap and without *A. tumida*; Witn. wNT= Witness, without Narro trap.

Table 4. Mean squares of analysis of variance in adults of *A. tumida* for treatments of the Narro trap evaluated in hives of *A. mellifera* in San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Sources of variation	Degrees of freedom	Mean squares				
		NTDF	NTCF	NTTEH	NTwAt	Witn. wNT
Treatments	4	275.752**	79.346*	76.965*	78.0163*	82.675*
Error	12	82.304 **	21.932	21.167	21.489	36.378
Total	14	41.042	8.478	0.096	2.228	12.048
CV (%)		2.684	16.897	20.432	18.79	15.06

*=significant 0.05, **= significant 0.01, NS= no significant; NTDF=Narro Trap and a Dirty Floor; NTCF=Narro Trap with Clean Floor; NTTEH=Narro Trap and Trap with Entrance Hole; NTwAt=Narro trap and without *A. tumida*; Witn. wNT= Witness, without Narro trap.

Table 5. Mean values in catches of larvae and adults of *A. tumida* in the Narro trap en San Carlos, Jimenez, Coahuila, México. 2011-2012.

Treatments	Larvae (%)	Adults (%)
NTDF	72.973 A	66.666 A
NTCF	13.513 B	6.667 C
NTTEH	2.703 C	6.667 C
NTwAt	0 CD	6.667 C
Witn.wNT	10.801 B	13.333 B

NTDF=Narro Trap and a Dirty Floor; NTCF=Narro Trap with Clean Floor; NTTEH=Narro Trap and Trap with Entrance Hole; NTwAt=Narro trap and without *A. tumida*; Witn. wNT= Witness, without Narro trap.