

2002 - A

394207576

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

**CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS
BIOLÓGICAS Y AGROPECUARIAS**



**“EFECTIVIDAD DE INSECTICIDAS QUÍMICOS Y
BIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DEL COMPLEJO
“GALLINA CIEGA” EN ÁRBOLES DE NAVIDAD”**

TRABAJO DE TITULACIÓN EN LA MODALIDAD DE:

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

PRESENTA

GLORIA CAROLINA BAYARDO PLATAS

Las Agujas, Zapopan, Jalisco. Enero del 2004



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y AGROPECUARIAS

COORDINACIÓN DE CARRERA DE LA LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

COMITÉ DE TITULACIÓN

**C. GLORIA CAROLINA BAYARDO PLATAS
PRESENTE.**

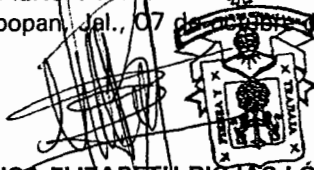
Manifestamos a Usted que con esta fecha ha sido aprobado su tema de titulación en la modalidad de **TESIS E INFORMES** opción **Tesis** con el título: "EFECTIVIDAD DE INSECTICIDAS QUÍMICOS Y BIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DEL COMPLEJO "GALLINA CIEGA" EN ÁRBOLES DE NAVIDAD", para obtener la Licenciatura en Biología.

Al mismo tiempo le informamos que ha sido aceptado/a como Director de dicho trabajo el/la **DR. GUSTAVO MOYA RAYGOZA** y como Asesor/a **DRA. RAQUEL ALATORRE ROSAS**.

ATENTAMENTE

"PIENSA Y TRABAJA"

Las Agujas, Zapopan, Jal., 07 de noviembre del 2003



DRA. MÓNICA ELIZABETH RIOJAS LÓPEZ
PRESIDENTE DEL COMITÉ DE TITULACIÓN

Leticia Hernández López
M.C. LETICIA HERNÁNDEZ LÓPEZ
SECRETARIO DEL COMITÉ DE TITULACIÓN

c.c.p. **DR. GUSTAVO MOYA RAYGOZA**.- Director del Trabajo
c.c.p. **DRA. RAQUEL ALATORRE ROSAS**.- Asesor del Trabajo
c.c.p. Expediente del alumno

MERL/LHL/mam

**C. DRA. MÓNICA ELIZABETH RIOJAS LÓPEZ
PRESIDENTE DEL COMITÉ DE TITULACIÓN
DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y AMBIENTALES
DE LA UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
P R E S E N T E :**

Por medio de la presente, nos permitimos informar a usted, que habiendo revisado el trabajo de Titulación en la modalidad TESIS que realizó el (la) pasante: GLORIA CAROLINA BAYARDO PLATAS código 394207576 con el título: "EFFECTIVIDAD DE INSECTICIDAS QUÍMICOS Y BIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DEL COMPLEJO "GALLINA CIEGA" EN ÁRBOLES DE NAVIDAD" consideramos que ha quedado debidamente concluido, por lo que ponemos a su consideración el escrito final para autorización de impresión y, en su caso, programación de fecha de examen respectivo.

Sin otro particular, agradecemos de antemano la atención que se sirva brindar a la presente y aprovechamos la ocasión para enviarle un cordial saludo.

A T E N T A M E N T E

Las Agujas, Zapopan, Jal., Noviembre 2003.

EL DIRECTOR DEL TRABAJO



Dr. GUSTAVO MOYA-RAYGOZA


EL ASESOR

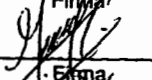

Dra. RAQUEL ALATORRE ROSAS


SINODALES

1. M. C. J. JESÚS RUÍZ MORENO
Nombre completo
2. M. C. ÁNA LILIA VIGUERAS GUZMÁN
Nombre completo
3. Dr. GIL VIRGEN CALLEROS
Nombre completo
4. M. C. HILDA CUEVAS CONTRERAS
Nombre completo


Firma


Firma


Firma


Firma

El presente Trabajo de Tesis consta de tres partes, la primera se realizó bajo la tutela de la **Dra. Raquel Alatorre Rosas**, Profesor Investigador Titular del Área de Patología de Insectos y del **M. C. Marco A. Hernández García**, Investigadores del **Laboratorio de Patología de Insectos, del Instituto de Fitosanidad, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México.**

La parte experimental se llevó a cabo en las plantaciones de árboles de navidad del Rancho Tres Encinos, ubicado en Los Saucos, Valle de Bravo, Estado de México, propiedad administrada por **Agros Navidad, S. A. de C. V.** bajo la dirección del **Ing. Luciano Zárate Zúñiga.**

Finalmente, este trabajo se concluyó gracias a la dirección del **Dr. Gustavo Moya Raygoza**, Investigador Entomólogo de la División de Ciencias Biológicas y Ambientales, del **Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias de la Universidad de Guadalajara.**

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de Guadalajara, por la oportunidad de superación. Al CUCBA.

Con especial reconocimiento al Dr. Gustavo Moya-Raygoza, a la Dra. Mónica E. Riojas López, a la Dra. Martha Georgina Orozco Medina, por todas sus atenciones y sugerencias, por sus consejos y su apoyo incondicional. Por ese ejemplo de personas y profesionales que son.

A mis Tutores en este trabajo, Dr. Gustavo Moya-Raygoza, Dra. Raquel Alatorre Rosas y Sinodales por su dirección y asesoría en este trabajo.

Especialmente a la Dra. Raquel Alatorre, Marco Hernández, Karla Ibarra y todos los que hicieron posible esta experiencia de vida.

Al Laboratorio de Patología de Insectos del IFIT-Colegio de Postgraduados, por el material e instalaciones prestadas. A la Dra. Raquel Alatorre, Mario Zúñiga, Marco Hernández (Susy y Esau), Edgar Canul (C. B.), Karla Ibarra (y mi nueva sobrina), Greta Rosas (Juanjo y Namiko), Francisco Rosas, por todos sus conocimientos, enseñanzas y experiencias compartidas.

Al Rancho Tres Encinos, por las facilidades y atenciones prestadas, al Ing. Luciano Zárate Zúñiga y su equipo de trabajo por el apoyo e interés para la realización de este trabajo.

A Magali, Claudio, Jacinta (familia Balbontin Odi), Hugo Herrera, Lilia, Palemón y todos los que hicieron que Texcoco apareciera en el mapa de mi memoria.

A todos mis amigos y compañeros de generación: Miriam (y familia), Sara, Karla I., Gloria R., Marcela, Juanito, GabyLonda, Noemí, Angélica, Bar, Gema, Clara y demás, por compartir un pedacito de su vida y su corazón.

DEDICATORIA

A mis papás:

LORENZO BAYARDO y GLORIA PLATAS

Por su apoyo siempre, su confianza y libertad de decisión que siempre nos han brindado.

A mis hermanos:

**LORE (PACO, ITZTOK e ISAÍAS), CRIS (JESÚS), MARTÍN, TOÑO, JULIO Y
LUIS**

Por ser como son y compartir esta vida conmigo. Por todas sus enseñanzas en todos los momentos que hemos compartido y los que faltan.

A mi compañero:

EDGAR CANUL

Por existir y compartir conmigo tu esencia, tu ser y pensamientos. Con el mismo cariño a toda tu familia.

Al creador(a) de toda esencia y pensamiento de vida.

CONTENIDO

RESUMEN	x
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	2
2.1. PLANTACIONES DE ÁRBOLES DE NAVIDAD	2
2.1.1. <i>Pseudotsuga menziesii</i>	2
2.1.2. Plagas rizófagas en árboles de navidad	2
2.2. COMPLEJO "GALLINA CIEGA"	3
2.2.1. Taxonomía y distribución	4
2.2.2. Descripción morfológica	6
2.2.3. Ciclo biológico	7
2.2.4. Función ecológica y hábitos de "gallina ciega"	8
2.2.5. Principales hospederos y cultivos afectados por "gallina ciega"	9
2.2.6. Daños ocasionados por "gallina ciega"	10
2.3. MÉTODOS DE CONTROL PARA "GALLINA CIEGA"	10
2.3.1. Control químico	10
2.3.2. Control microbiano	11
2.3.3. Hongos entomopatógenos	12
2.3.4. <i>Metarizhium anisopliae</i>	13
2.3.5. <i>Beauveria bassiana</i>	14
3. JUSTIFICACIÓN	15
4. HIPÓTESIS	15
5. OBJETIVOS	15
6. MATERIALES Y MÉTODOS	16
6.1. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO	16
6.1.1. Sitio del experimento	16
6.2. FASE DE LABORATORIO	16
6.2.1. Concentración de conidios	17
6.2.2. Viabilidad	17
6.2.3. Calidad del producto biológico	18
6.3. FASE DE CAMPO	18
6.3.1. Establecimiento de parcelas	18
6.3.2. Aplicación de los tratamientos	19
6.3.3. Toma de datos	20
6.3.4. Análisis estadístico	20
7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	21
7.1. Efecto de los insecticidas químicos y biológicos sobre la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" a través del tiempo	21
7.1.1. Químicos	21
7.1.2. Biológicos	24
7.2. Comparación de la efectividad de los insecticidas químicos y biológicos sobre la densidad de larvas de "gallina ciega"	26
8. CONCLUSIONES	27
9. LITERATURA CITADA	28

ÍNDICE DE CUADROS Y FIGURAS

CUADRO	Pág.
1 Principales géneros de "gallina ciega" (Borror <i>et al.</i> , 1992)	4
2 Especies presentes en el Estado de México (Morón, 1988)	5
3 Hongos Entomopatógenos e insectos plaga que controlan	12
4 Tratamientos utilizados para el control de "gallina ciega" en campo	18
5 Efectividad de los tratamientos sobre la densidad de larvas de "gallina ciega"	26

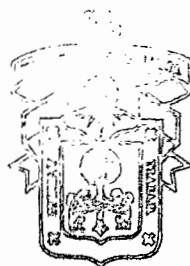
FIGURA

1 Esquema de una parcela experimental	19
2 Efectividad de Bifentrina sobre la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" a través del tiempo	21
3 Efectividad de Carbofuran sobre la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" a través del tiempo	22
4 Efectividad de Terbufos sobre la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" a través del tiempo	22
5 Efectividad de <i>Metarhizium anisopliae</i> sobre la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" a través del tiempo	24
6 Efectividad de <i>Beauveria bassiana</i> sobre la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" a través del tiempo	25

RESUMEN

Se determinó en campo la efectividad de cinco insecticidas; tres químicos (Brigadier .20G®, Furadan 350L® y Lucater 5G®) y dos biológicos (Fitosan-M® y Sehu-Biocop Bb®), además de un Testigo sin aplicación, para el control de "gallina ciega" (Coleoptera: Scarabaeidae) en una plantación de árboles de navidad (*Pseudotsuga menziesii*). Se establecieron tres parcelas experimentales en un diseño de bloques completos al azar, cada parcela representa una repetición. En cada parcela se aplicaron los cinco insecticidas y el testigo. La densidad de las larvas de "gallina ciega" en el suelo, se determinó antes de aplicar los productos y cada siete días durante dos meses una vez aplicados los productos. De los productos químicos, terbufos obtuvo un mejor control sobre las larvas al mantener la población a niveles bajos por 35 días; mientras que en los biológicos *M. anisopliae* también mantuvo baja la densidad poblacional de "gallina ciega". Ambos productos se recomiendan para el control de larvas dentro de un manejo integrado de plagas.

CUUBA



BIBLIOTECA CENTRAL

1. INTRODUCCIÓN

La producción de árboles de navidad es una industria importante en las regiones de los Grandes Lagos, el noroeste del Pacífico, Carolina del Norte y otras áreas del noreste en Estados Unidos; y aquí en México principalmente en localidades del Estado de México, del Eje Neovolcánico Transversal. Cada año se producen aproximadamente 10 000 000 de árboles en más de 20 000 hectáreas de plantaciones en los estados de los lagos de Michigan, Wisconsin y Minnesota (McCullough y Koelling, 1996). Estas plantaciones ocupan un nicho único pues incorporan aspectos de la producción forestal. El control de insectos es una parte fundamental en la producción de árboles de navidad (McCullough y Koelling, 1996), pero se conoce poco sobre sus insectos plaga y su control, aunque éstos organismos juegan un papel primordial en el establecimiento y sobrevivencia de las especies forestales (Morón, 1993). Los coleópteros son el grupo más importante por su abundancia, cantidad de especies y daños ocasionados (Rodríguez, 1993) principalmente algunos de los géneros que pertenecen a las subfamilias Melolonthinae, Rutelinae, Dynastinae y Cetoniinae que integran el "complejo gallina ciega", ya que sus larvas frecuentemente se asocian a los daños ocasionados a las partes subterráneas de los árboles de navidad (Morón, 2001a; Morón, 2001b). Los organismos adultos de "gallina ciega" también ocasionan daño al follaje de los árboles de navidad, ya que se alimentan de los nuevos brotes vegetativos (Dominguez *et al.*, 1989) ocasionando una mala estética para su venta comercial (McCullough y Koelling, 1996). Es importante saber cuando los insecticidas químicos y biológicos disminuyen la densidad de las larvas de "gallina ciega". Si lo hacen inmediatamente después de su aplicación y si esta disminución es persistente en el tiempo.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. PLANTACIONES DE ÁRBOLES DE NAVIDAD

Las plantaciones de árboles de navidad requieren de un proceso a largo plazo para el manejo de plagas, malezas y enfermedades durante todo el año como cualquier otro cultivo, ya que estos factores tienen efectos importantes sobre el crecimiento de los árboles, su apariencia y valor (McCullough y Koelling, 1996). El daño ocasionado por insectos plaga y enfermedades pueden ocasionar la muerte de ramas o guías terminales y algunas hasta matar a los árboles; el daño más común causado por plagas es en lo estético ya que el valor de un árbol se basa en su apariencia y atractivo para los clientes (McCullough y Koelling, 1996). No todas las especies usadas para este tipo de plantaciones crecen igualmente bien en todos los sitios, la fertilidad y textura del suelo, la disponibilidad de agua, aireación y drenaje afectan la calidad de los árboles creando mayor probabilidad a ser atacados por insectos plagas o enfermedades y tengan menor tolerancia o recuperación del daño (McCullough y Koelling, 1996). Aunque varias especies de coníferas se han usado para árboles de navidad, la mayor parte de la producción comercial involucra a los géneros de pinos, píceas, abies y abetos, específicamente *Abies balsamea*, *Abies fraseri*, *Abies procera*, *Abies nordmanniana*, *Pseudotsuga menziesii*, *Picea abies*, *Pinus sylvestris* (McCullough y Koelling, 1996; Hansen y Lewis, 1997).

2.1.1. *Pseudotsuga menziesii*

Pseudotsuga menziesii es conocido como "abeto Douglas", "Douglas Fir" o "Pino de Oregón" (Jones, 1988; McCullough y Koelling, 1996; Andenmatten y Letorneau, 1998; USDA, 1998). Pertenece al orden Coniferales, familia Pinaceae (Jones, 1988) su distribución geográfica se ubica hacia la parte del oeste norteamericano y en las zonas semihúmedas y montañosas de México, con afinidades holárticas en altitudes superiores a 1500 m, siendo los bosques de coníferas y de *Quercus* su exponente ecológico más común (Jones, 1988; Rzedowski, 1994; McCullough y Koelling, 1996). Las pináceas son plantas monoicas, poseen microsporangios en pequeños estróbilos

herbáceos, los estróbilos son ovulados con escamas en espirales con dos óvulos que nacen sobre la superficie superior, la escama tiene brácteas subyacentes y permanece cerrada hasta que las semillas maduran, poseen conos leñosos y semillas aladas o sin alas (Jones, 1988). El abeto Douglas se da bien en suelos con buen drenaje, francos a arenosos y crece rápidamente una vez que se establece, no tolera los suelos pesados que tienen mal drenaje (McCullough y Koelling, 1996, USDA, 1998).

2.1.2. Plagas rizófagas en árboles de navidad

Las principales plagas son aquéllas pertenecientes al complejo "gallina ciega", se tiene registrado que en 1961 fueron destruidos por *Phyllophaga rubella* Bates 100 000 plantas de *Pinus patula* en San Cayetano, Estado de México (Rodríguez, 1990), las especies más importantes incluyen a larvas de *Phyllophaga* spp; que dañan a viveros forestales (Cibrián e Iñiguez, 2002) y plantaciones jóvenes y son en realidad plagas del césped (Coulson y Witter, 1990). Muchas especies de "gallina ciega" se hacen más abundantes y perjudiciales en plantaciones comerciales o bosques con manejo silvícola que en bosques naturales (Rivera, 1993). Estas larvas se alimentan de la parte viva de las raíces de árboles de navidad, que descortezan, matando plántulas de semilleros y retrasando su crecimiento (USDA, 1998; Romanyk y Cadahia, 2001). Los daños generalmente ocurren durante las dos primeras etapas de crecimiento después de la plantación y son más severos en ranchos abandonados que recientemente son convertidos en plantaciones de árboles de navidad (USDA, 1998). Las plantas cuyas raíces han sido dañadas no crecen bien, muestran síntomas de deficiencia de agua y nutrientes (Coto, 1993), se toman pardo rojizas, al tirar suavemente de ellas salen con facilidad por estar cortada su parte subterránea que muestra el extremo roído (Romanyk y Cadahia, 2001). El umbral tolerable para este tipo de plantaciones es muy inferior al que puede aceptarse en ecosistemas forestales naturales debido al elevado valor del producto (Coulson y Witter, 1990).

2.2. COMPLEJO "GALLINA CIEGA"

Está formado por larvas de coleópteros que cumplen funciones ecológicas importantes (Ramírez y Castro, 2000); las larvas del género *Phyllophaga* constituyen uno de los principales elementos de este complejo de insectos edafícolas-rizófagos que causan pérdidas económicas en los cultivos básicos (Morón, 1988; Borror *et al.*, 1992). Dentro de este complejo también se incluyen a los géneros *Cyclocephala*, *Diplotaxis*,

Macroductylus, *Anomala*, *Isonychus*, *Ligyris*, *Oxygryllus*, *Dyscinetus* y *Golofa* (Morón, 1997b; Morón, 2001a; Morón, 2001b; Morón *et al.*, 1996; Sifuentes y Villalpando, 1979; Pérez y Maya, 1993). Estos géneros se han encontrado en comunidades vegetales como bosques tropicales perennifolios, bosques tropicales caducifolios, bosque mesófilo de montaña, encinares y pinares (Morón, 2001b). Las larvas que no se alimentan de las raíces de los cultivos, sino de estiércol, humus y materia orgánica en descomposición encontradas en parcelas son *Hoplia mexicana*, *Diplotaxis hirsuta* y *Anomala denticollis* (Ramírez y Castro, 2000). Es importante señalar que la composición específica de los géneros varía de una localidad a otra, de un período anual a otro y de un cultivo a otro, por lo que se ha designado a estas comunidades como "complejo gallina ciega" (Morón, 1988; Nájera, 1996; Morón, 1997a; Morón, 1997b; Morón *et al.*, 1997; Morón, 2001a; Morón, 2001b).

2.2.1. Taxonomía y distribución de "gallina ciega"

Los géneros que forman el complejo "gallina ciega" pertenecen al orden Coleóptera, familia Scarabaeidae y las subfamilias Melolonthinae, Rutelinae, Dynastinae y Cetoniinae (Borror *et al.*, 1992) principalmente (cuadro 1). Los adultos de las especies de estos géneros son conocidos popularmente como "mayates de mayo", "mayates de junio", "escarabajos sanjuaneros" o "escarabajos de junio", "frailecillos", "chimayates", "pipioles", "temoles", "chochos", "chonchudos", "ronrones" y sus larvas como "gallinas ciegas", "gusanos blancos" o "nixticulies" (Morón, 1986; Borror *et al.*, 1992; Morón *et al.*, 1997).

Cuadro 1. Principales géneros de "gallina ciega" (Borror *et al.*, 1992).

SUBFAMILIA	GÉNERO
Melolonthinae	<i>Phyllophaga</i> , <i>Diplotaxis</i> , <i>Macroductylus</i> , <i>Isonychus</i> , <i>Hoplia</i>
Rutelinae	<i>Anomala</i>
Dynastinae	<i>Cyclocephala</i> , <i>Ligyris</i> , <i>Oxygryllus</i> , <i>Dyscinetus</i> , <i>Golofa</i>
Cetoniinae	<i>Euphoria</i>

Las subfamilias de Scarabaeidae tienen amplia distribución mundial, sus patrones permiten ubicar a sus géneros como elementos característicos de alguna región o subregión zoogeográfica (Morón, 2001a); las especies de Melolonthinae representadas en el territorio mexicano tienen una distribución geográfica y ecológica heterogénea, derivada de la complejidad orográfica, climatológica y vegetal del país (Morón, 2001a; Morón, 2001b) aunque se aprecian ciertas diferencias en su diversidad para tres grandes regiones fisiográficas-ecológicas del país: Pacífico, Golfo y Altiplanos

(Morón, 2001b). Los Dynastinae están mejor representados en la región Neotropical (Morón, 2001a) y al igual que las especies de Rutelinae y Cetoniinae están más diversificadas en la región del Golfo de México, mientras que los Melolonthinae están mejor representados en la región de los Altiplanos; su diversidad muestra un incremento desde el noroeste hacia el sureste (Morón, 2001b).

La mayoría de las especies edafícolas tropicales o subtropicales de Melolonthinae, Rutelinae, Cetoniinae y Dynastinae tienen ciclos vitales anuales o univoltinos con adultos activos durante tres a ocho meses (Morón, 1997a); pueden existir especies bivoltinas que les permite mantener adultos ~~activos~~ casi todo el año (Morón, 1997a; Morón, 1997b) y algunas pueden presentar ciclos bianuales (Rodríguez, 1996); en ambientes templados y fríos son comunes las especies bianuales y hasta trianuales, con ciclos sobrepuestos que permiten la actividad de adultos reproductivos cada año, por lo que las larvas están presentes y son activas dentro del suelo de seis a ocho meses cada año (Morón, 2001a; Morón, 2001b), los adultos pueden ser encontrados al menos durante seis meses al año, dependiendo de las características de la región (Morón, 1997a). Las etapas del ciclo vital están asociadas con las condiciones climatológicas locales, que pueden variar de un año a otro (Morón *et al.*, 1998).

El Estado de México es uno de los estados que muestra mayor diversidad de especies edafícolas registradas (144) y la mayor parte corresponde a la subfamilia Melolonthinae (cuadro 2) (Morón, 2001b).

Cuadro 2. Especies presentes en el Estado de México (Morón, 1988).

Espece	Municipio o localidad	Observaciones
<i>Phyllophaga ravid</i>	Villa de Allende, Valle de Bravo,	Colectado en bosques naturales, zonas agrícolas y frutícolas entre 500 y 2,600 m de altitud; también se le asocia a maíz.
<i>Phyllophaga blanchard</i>	Sin localidad reportada	Los adultos consumen el follaje de pinos y encinos; las larvas se alimentan con raíces de pasto y maíz, en localidades ubicadas entre 2,000 y 2,600 m de altitud.
<i>Phyllophaga rubella</i>	Toluca, Bosencheve	Se le encuentra en bosques abiertos, matorrales, pastizales, cultivos entre los 1,500 y 3,000 m de altitud; se han observado sus larvas consumiendo raíces de pino y maíz.
<i>Phyllophaga brevidens</i>	Temascaltepec	Se localizan en bosques subtropicales y templados, en zonas agrícolas ubicados entre 900 y 2,100 m de altitud. También se le ha encontrado en cultivos de caña de azúcar, cebolla, cacahuete y maíz.
<i>Phyllophaga vetula</i>	Sin localidad de reportada	Los adultos se alimentan del follaje de <i>Quercus</i> , <i>Senecio</i> , <i>Rhus</i> , <i>Crataegus</i> , <i>Athrus</i> y otros géneros propios de bosques ubicados entre 800 y 2,400 m de altitud. También se ha colectado en maíz y pastos ornamentales.

El género *Phyllophaga* es el que presenta mayor predominancia como plaga edafícola por lo que se comentará su descripción morfológica y un ciclo biológico anual de las especies pertenecientes a este género.

2.2.2. Descripción morfológica de *Phyllophaga*

Huevo: son de color blanco aperlado (Metcalf y Flint, 1962), color blanco lechoso mate u opacos (Rodríguez, 1990; Coto, 1993) y miden de 2 a 3 mm de longitud (Rodríguez, 1990) puede ser de forma ovoide, esférica o elongados (Coto, 1993; CESAVEG, 2001e).

Larva: Las larvas de los dos primeros estadios son de color blanco grisáceo con la parte terminal del abdomen con tierra, se alimentan de materia orgánica y de algunas raicillas; las larvas de terceros estadios son de color blanco o cremoso en forma de "c" o "u" con la cabeza grande, hipognata, de color café, café amarillento o rojiza, tienen mandíbulas grandes y fuertes y tres pares de patas torácicas bien desarrolladas (Metcalf y Flint, 1962; Morón, 1986; Borrer *et al.*, 1992; Coto, 1993; Morón *et al.*, 1997; CESAVEG, 1998; Ramírez y Castro, 2000) muy reducidas con relación a su volumen corporal, carecen de apéndices abdominales (Morón, 2001a; Morón, 2001b); la parte posterior del cuerpo es tersa y brillante, con los contenidos oscuros del cuerpo mostrándose a través de la piel (Metcalf y Flint, 1962); son de tipo escarabeiforme, cilíndrico-deprimidas en sentido dorso-ventral y más gruesas en los extremos (Rodríguez, 1990); su talla corporal alcanza entre 3 y 90 mm de longitud, de acuerdo con la especie y la etapa de desarrollo (Coto, 1993; Morón, 2001a) con un promedio cercano a los 20 mm de longitud (Morón, 1986; Morón, 2001b) y un ancho torácico de 3 a 10 mm (Morón, 1986); el cuerpo es encorvado con muchos pliegues transversales, de cuya piel se puede ver tierra dentro del intestino (Flores, 1994).

Pupa: Las pupas son de tipo exarada adéctica, con la cabeza inclinada hacia abajo con la frente convexa de superficie irregular, miden 16.5 a 20 mm de longitud total y de 8 a 9 mm de ancho al nivel de los élitros; son de color blanco lechoso mate, amarillo brillante, con detalles anaranjados o rojizos en los bordes de las extremidades (Morón, 1986; Rodríguez, 1990; Morón *et al.*, 1997).

Adulto: son escarabajos que varían en coloraciones café claro a rojizo y oscuro, pardo-amarillento o pardo-rojiza, castaño oscuro, castaño rojizo, amarillo pajizo, negro (Coto, 1993; Morón, 1986; Morón *et al.*, 1997; CESAVEG, 1998); miden entre 19 y 25 mm de largo según la especie (Coto, 1993; Crocker *et al.*, 1995; CESAVEG, 1998); la forma del cuerpo varía en un contorno ovalado-alargado con sección subcilíndrica a más robustos, redondeados o piriformes (Borrer *et al.*, 1992; Crocker *et al.*, 1995; Morón, 1986); las superficies dorsales pueden ser convexas, el abdomen es robusto y convexo (Morón, 1986).

2.2.3. Ciclo biológico de “gallina ciega”

El ciclo biológico comprende cuatro estados: huevo, larva con tres estadios (I, II, III), pupa y adulto.

Huevo: Los huevos son depositados en suelos húmedos y cubierta vegetal de talla corta (Morón *et al.*, 1996) de 5-10 cm de profundidad dependiendo de la suavidad del suelo, en grupos, alrededor de las raíces jóvenes (Islas, 1964; Coto, 1993) durante los meses de mayo a julio y agosto, su incubación dura aproximadamente 15 días (Morón *et al.*, 1996; CESAVEG, 1998).

Larva: El estado larvario pasa por tres etapas o estadios; las dos primeras duran 45 días y comienzan a alimentarse de las raíces de las plantas (Coto, 1993), la tercera dura otros 45 días; las larvas plenamente desarrolladas miden de 20 a 45 mm de largo y es cuando más daño causan (CESAVEG, 1998); el estado larvario tarda nueve meses (Flores, 1994) se encuentran desde principios de junio a febrero del siguiente año (Rodríguez, 1990). Las de primer estadio están presentes entre julio y septiembre, las de segundo predominan entre agosto y octubre, y las de tercer estadio son dominantes en el período de noviembre a marzo (Morón *et al.*, 1996). Conforme va disminuyendo la humedad superficial del suelo las larvas se profundizan y forman unas celdillas de tierra que les sirve de protección antes de transformarse en pupas (Flores, 1994).

Pupa: Las larvas cuando van a pupar se entierran profundamente en el suelo y construyen un cocón de tierra o una celda y forman una pupa, permanecen así de 15 a 21 días (Rodríguez, 1990; CESAVEG, 1998), se les encuentra desde principios de febrero hasta finales de mayo (Rodríguez, 1990) e incrementan su representatividad en abril (Morón *et al.*, 1996).

Adulto: Desde abril hasta junio los adultos permanecen dentro de sus celdas pupales en espera del incremento de humedad que les indicará el momento de emerger (Morón *et al.*, 1996; CESAVEG, 1998) para reiniciar el ciclo (Morón *et al.*, 1996). Los adultos se encuentran en el campo desde principios de mayo a mediados de julio (Rodríguez, 1990; Flores, 1994), las fechas de emergencia de los adultos depende de la humedad acumulada en el suelo (Morón *et al.*, 1998), aumentan su presencia entre mayo y junio (Morón *et al.*, 1996); el comportamiento de los adultos al salir de la tierra dependerá de la cobertura vegetal existente (Ramírez y Castro, 2000), la mayoría de los adultos al salir de la tierra se dirigen a los hospederos para alimentarse o copular, para después regresar al suelo y depositar sus huevos (Ramírez y Castro, 2000). Luego que las

hembras son fecundadas ponen sus huevos en la parte superficial del suelo (Flores, 1994); ponen más huevos en suelos cubiertos por gramíneas que en suelos limpios (Ramírez y Castro, 2000). Las hembras tienen la capacidad de detectar el suelo más adecuado para el desarrollo de sus crías, asegurando su sobrevivencia (Ramírez *et al.*, 2001). Después de los meses de emergencia no se encuentran adultos vivos, sólo algunos vestigios, después de ovipositar los adultos mueren y son atacados por organismos desintegradores (Ramírez y Castro, 2000).

2.2.4. Función ecológica y hábitos de “gallina ciega”

Se han citado más de 560 especies que constituyen el complejo “gallina ciega” cuyas larvas pueden ser edafícolas, rizófagas, saprófagas estrictas o facultativas (Morón, 1986; Borror *et al.*, 1992; Morón *et al.*, 1996; Morón *et al.*, 1997; Morón, 2001a; Morón, 2001b; Ramírez *et al.*, 2001) y quizá plagas vigentes o potenciales (Morón, 1986). Los adultos y las larvas de este grupo ocupan niveles tróficos de consumidores primarios y secundarios, productores secundarios y degradadores como las saprófagas estrictas (Morón, 1986), generalistas y especializados, y en algunos casos son depredadores; son capaces de habitar con mayor o menor éxito en todos los tipos de suelos conocidos (Morón, 1997a; Morón, 2001a; Morón, 2001b). El mayor número de especies se registran en bosques tropicales perennifolios y caducifolios, bosque mesófilo de montaña, encinares y pinares húmedos donde también existen comunidades secundarias derivadas de ellos como pastizales inducidos, plantaciones y cultivos de gramíneas (Morón, 2001a). Las especies edafícolas de Scarabaeidae son uno de los elementos más importantes de las redes tróficas en los suelos de México, por sus hábitos, abundancia, biomasa, diversidad y distribución geográfica y ecológica (Morón, 2001a). Las larvas viven dentro del suelo y se alimentan de las raíces de diversas plantas herbáceas (Rodríguez, 1990, Ramírez *et al.*, 2001), a pesar que presentan movimientos torpes, tienen gran capacidad para excavar y desplazarse en sentido horizontal y vertical, con sucesiones de contracciones corporales y el apoyo de sus patas, ráster y piezas bucales desplazan el suelo y abren galerías que favorecen la circulación del aire y del agua (Morón, 2001a; Morón, 2001b). Se desarrollan en el suelo consumiendo raíces, estiércol seco o humus, así como dentro o debajo de troncos podridos ingiriendo la madera descompuesta para procesarla en su cámara de fermentación proctodeal (Morón, 1997a). Las larvas presentan migración vertical en el suelo hacia arriba cuando comienza la primavera, y descienden cuando las

temperaturas comienzan a bajar, principalmente cuando comienza el otoño (Glocoza *et al.*, 1998). Los adultos se alimentan con las hojas, tallos, raíces, exudados, flores, frutos y tubérculos de angiospermas, así como del follaje y las raíces de gimnospermas, y en algunos casos depredan a otros insectos (Morón, 1997a; Morón *et al.*, 1997; Ramírez *et al.*, 2001). Los adultos de algunas especies parecen tener relaciones estrechas con sus huéspedes vegetales; algunos géneros o subtribus han evolucionado en el bosque mesófilo de montaña y en gran medida sus integrantes son exclusivos de esta formación vegetal (Morón, 1997a). Los adultos machos manifiestan un período de actividad mayor que las hembras atribuido a sus hábitos de oviposición, a sus hábitos sedentarios después de emerger del suelo y a su menor habilidad de vuelo (Rodríguez, 1988).

2.2.5. Principales hospederos y cultivos afectados por “gallina ciega”

Las especies de *Phyllophaga* spp. se asocian con más de 80 especies vegetales cultivadas y silvestres como maíz, pastos, zacates, cultivos de grano, caña de azúcar, arroz, cafeto, pinos, sorgo, fresa, papa, fíjol, rosal, chile, jícama, cacahuete, material de viveros, hortalizas, flores ornamentales, pastos, calabaza, algodón, cultivos frutícolas, florícolas y casi todas las plantas cultivadas (Metcalf y Flint, 1962; McLemore, 1973; Morón, 1986; Crocker, 1988; Morón, 1988; Rodríguez, 1988; Borror *et al.*, 1992; Aragón y Morón, 1993; Coto, 1993; Urías, 1993; Flores, 1994; Crocker *et al.*, 1995; Morón, 1997b; Glocoza *et al.*, 1998; Morón *et al.*, 1998; Flanders *et al.*, 2000; Lozano *et al.*, 2000; Morón *et al.*, 2000; Ramírez y Castro, 2000; Ramírez *et al.*, 2000; CESAVEG, 2001a; Ramírez *et al.*, 2001). También se han encontrado especies rizófagas asociadas con más de 50 familias de angiospermas y gimnospermas (Morón, 1986; Morón *et al.*, 1996; Morón, 2001a). Se les puede encontrar en las raíces del zacate guinea y otras malezas diversas comunes en los lotes baldíos y los bordes de los callejones, caminos y carreteras locales (Morón *et al.*, 1998). La abundancia de las especies de *Phyllophaga* con larvas de hábitos rizófagos sugiere que se pueden desarrollar a expensas de las gramíneas silvestres establecidas en las grietas del suelo rocoso y de una gran diversidad de arvenses presentes en los sistemas de cultivo (Morón *et al.*, 2000; Ramírez y Castro, 2000). Los melolonthidos que se alimentan del follaje o de las raíces de especies arbustivas o arbóreas pueden ocasionar un gran impacto en la ecología de los hábitats forestales (Rivera, 1993).

2.2.6. Daños ocasionados por "gallina ciega".

No existe cultivo que no sea atacado por plagas, puede ser leve o puede ocasionar pérdidas significativas (Aragón y Morón, 1993). Las "gallinas ciegas" se encuentran entre los insectos del suelo más destructores y problemáticos (Metcalf y Flint, 1962), siendo una de las principales plagas entomológicas (Ramírez y Castro, 2000). Su importancia económica radica en las pérdidas que producen a los cultivos sobre todo en su estado larvario ocasionados a las partes subterráneas de las plantas cultivadas (Coto, 1993; Crocker *et al.*, 1995; Flanders *et al.*, 2000; Aragón *et al.*, 2001; Morón, 2001a). El daño es severo cuando se antecedió a un cultivo de gramíneas, el nuevo cultivo germina y muestra un crecimiento nulo o poco uniforme con áreas de tamaño variable en campo, donde las plantas están muertas o secándose (Metcalf y Flint, 1962), pero los daños más intensos ocurren cuando la "gallina ciega" alcanza su máximo desarrollo o tercer estadio larvario ya que interactúa más tiempo con su entorno (Rodríguez, 1988; Coto, 1993; Shannon *et al.*, 1993; Morón, 1997a; Morón *et al.*, 1998; Flanders *et al.*, 2000). La "gallina ciega" daña generalmente por "manchones" debido a que no presentan un patrón de oviposición definido, pues las hembras buscan condiciones propicias para el desarrollo de su progenie (Coto, 1993; Crocker *et al.*, 1995; Glocoza *et al.*, 1998; Ramírez y Castro, 2000), este hábito de las hembras de ovipositar grupos de huevos es el factor responsable de la distribución agregada en los primeros estadios (Rodríguez, 1993).

2.3. MÉTODOS DE CONTROL PARA "GALLINA CIEGA"

Distintos métodos y estrategias han sido utilizados para disminuir las poblaciones de insectos y reducir su daño (Borror *et al.*, 1992) pero aún no existe un método que sea práctico y eficiente que incluya la totalidad de los insectos del complejo "gallina ciega" (CESAVEG, 2001e) por lo que para solucionar las pérdidas por el ataque de insectos rizófagos se han utilizado varios métodos de control: químico, mecánico, cultural, biológico, integrado y la introducción de variedades resistentes (Moya *et al.*, 1988) entre otros. Una plaga como "gallina ciega" es de difícil control, por eso es mejor "prevenir que curar" (Flores, 1994).

2.3.1. Control químico

Para efectuar control químico de estos insectos se han empleado varios tipos de insecticidas en varias dosis, formulaciones y aplicaciones (Morón, 1986; Rodríguez,

1988; Morón, 1997b; CESAVERG, 2001e), pero sus efectos en el ambiente, en organismos no blanco como depredadores, parasitoides y polinizadores, y las sustancias de residuos nocivos en los alimentos hicieron que dejaran de ser atractivos para la agroindustria (Borror *et al.*, 1992). Sin embargo, este método ha sido el más utilizado (Moya *et al.*, 1988), ya que se propone como una herramienta "eficaz" para el manejo a corto plazo de la mayoría de las especies de "gallina ciega" (Crocker, 1988). Los resultados indican que solo se logra abatir temporal y regionalmente las poblaciones de "gallina ciega" que afectan a los cultivos (Morón, 1986). Los adultos pueden ser controlados mediante espolvoreos o pulverizaciones con productos aplicados en los árboles donde se alimentan, las larvas pueden ser destruidas durante el tiempo en que se encuentren cerca de la superficie del suelo o aplicando al suelo insecticidas en forma de microgránulos, algunas formulaciones líquidas y polvos mojables (De Liñán, 1998).

Los insecticidas químicos comerciales pueden ser clasificados según la naturaleza de su ingrediente activo (Romanyk y Cadahia, 2001) en:

Organofosforados: actúan por contacto, ingestión e inhalación, separada o simultánea; son muy eficaces, su persistencia es escasa y su toxicidad aguda, en general es alta (Romanyk y Cadahia, 2001). Presenta como mecanismo de acción la inhibición de la enzima acetilcolinesterasa en la sinapsis (Segura, 1985).

Carbamatos: también actúan por contacto, ingestión e inhalación. Son poco persistentes, se degradan rápidamente una vez aplicados, su toxicidad es baja (Romanyk y Cadahia, 2001). Actúan como inhibidores de la acetilcolinesterasa en forma similar a los insecticidas organofosforados (Segura, 1985).

Piretroides de síntesis: presentan una elevada toxicidad para los insectos y animales de sangre fría en general, tienen amplio espectro de acción; actúan por contacto y tienen un rápido efecto de inmovilización sobre los insectos. No tienen acción sistémica y su persistencia es escasa; se aplican a dosis muy bajas (Romanyk y Cadahia, 2001). Afectan el sistema nervioso central y el periférico de los insectos de manera similar a la del DDT (Segura, 1985).

2.3.2. Control microbiano

El desarrollo de resistencia a los plaguicidas por parte de los insectos y la preocupación por el medio ambiente han generado la necesidad de nuevos

mecanismos de control resaltando el control biológico (Morón, 1986; Shannon *et al.*, 1993; Klein, 1995; CESAVEG, 2001d). Se ha sugerido dividir al control biológico en control macrobiológico donde se incluye a los parásitos y depredadores y control microbiano para los patógenos (Alatorre, 1994). Las infestaciones naturales por hongos juegan un papel importante en el control de muchas plagas insectiles, y en ocasiones alcanzan niveles que producen una alta mortandad natural en las poblaciones de insectos (Lagunes y Villanueva, 1994).

2.3.3. Hongos Entomopatógenos

Se ha registrado enfermedades y mortandad de larvas, pupas y adultos de distintas especies de coleópteros debido principalmente a los hongos *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* (Steinhaus, 1968; Morón, 1986; Klein, 1995; De Liñán, 1998; Flexner y Belnavis, 2000; Ramírez y Castro, 2000). El control biológico para *Phyllophaga* se presenta de manera natural por entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* (cuadro 3) (Nájera, 1996; Lozano *et al.*, 2000; Castro y Ramírez, 2001).

Cuadro 3. Hongos entomopatógenos y algunos insectos plaga que controlan.

Hongo entomopatógeno	Plaga(s) que controla
<i>Beauveria bassiana</i>	Plagas de suelo, chinches, chapulín, <i>Diabrotica balteata</i> , <i>D. undecimpunctata</i> , <i>Empoasca fabae</i> , <i>E. solanae</i> (chicharritas), conchuela, <i>Apion</i> sp. <i>Bemisia tabaci</i> , <i>Trialeurodes vaporariorum</i> , <i>Hypothenemus hampei</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i> , <i>Blissus leucopterus</i>
<i>Metarhizium anisopliae</i>	Plagas de suelo, chapulín, <i>Ephestia cautella</i> , <i>Plodia interpunctella</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i>

De acuerdo con Steinhaus, (1968); Andrade *et al.* (1992); Díaz *et al.* (1992); Valenzuela *et al.* (1992); CESAVEG (2001b); CESAVEG (2001c); CESAVEG (2001d); Torres *et al.* (2001).

Para que la manifestación epizootica de los hongos se realice los factores ambientales como las radiaciones, la temperatura, la humedad relativa y la presión atmosférica influyen en la expresión de su actividad biológica (Hernández, 2002) ya que requieren de condiciones de temperatura y humedad adecuadas (Steinhaus, 1968). La susceptibilidad y asociación con los hospedantes se relacionan con nutrientes presentes en los insectos, así como un medio para su propagación, dispersión y persistencia (Tanada y Kaya, 1993; Hernández, 2002). La mayoría de los hongos que infectan a insectos penetran a la cavidad del cuerpo a través del integumento y de

cavidades del cuerpo (Steinhaus, 1968; Alatorre, 2001). Una vez dentro el hongo prolifera, invade los tejidos y llena el cuerpo del insecto con una gran cantidad de hifas o cuerpos hifales (Steinhaus, 1968; Alatorre, 2001), este proceso inicia con la adhesión y penetración del tubo germinativo a través de una presión mecánica y una degradación enzimática en la cutícula del insecto (Steinhaus, 1968; Alatorre, 2001; Torres *et al.*, 2001). El hongo emite sus conidióforos al exterior, donde emerge el micelio y la formación de estructuras reproductoras que dará origen a nuevas unidades infectivas (Alatorre, 2001; Hernández, 2002) capacitando al organismo para hacer contacto con nuevos huéspedes (Steinhaus, 1968) a través de las esporas o conidias (Alatorre, 2001; Hernández, 2002). Cada insecto infectado constituye un nuevo foco de infección para otros individuos de la población (Alatorre, 2001). El insecto infectado se pone rígido y momificado, el contenido del cuerpo es blando y polvoso (Steinhaus, 1968).

Existen productos hechos a base de los hongos entomopatógenos *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* que actúan por medio de epizootias en el control de muchas plagas de insectos.

2.3.4. *Metarhizium anisopliae*

Se ubica en la Subdivisión Deuteromycotina, clase Hyphomycetes en el orden Moniliales y familia Moniliaceae (Steinhaus, 1968; Tanada y Kaya, 1993). Fue descubierta por Metchnikoff, en 1879, infectando a larvas de *Anisoplia austriaca* (Steinhaus, 1968; Tanada y Kaya, 1993). Posee características como variedad de hospedantes y viabilidad de los conidias en el suelo por largos períodos de tiempo (Tanada y Kaya, 1993; Lozano *et al.*, 2000), estas cualidades lo convierten en una alternativa de control eficiente en el control de insectos plaga (Torres *et al.*, 2001). Presenta esporas hidrofóbicas (Hernández, 2002), sus colonias son de color blanco cuando son jóvenes y se toman de un color verde oscuro cuando maduran (Tanada y Kaya, 1993) por lo que también es llamado "muscardina verde" (Steinhaus, 1968). Las esporas son alargadas, ovoides o cilíndricas dispuestas en cadena; el conidio más joven es la base del conidióforo, sus conidioforos son simples o agregados, (Tanada y Kaya, 1993), los conidioforos ampliamente ramificados presentan forma de candelabro (Humber, 1997).

2.3.5. *Beauveria bassiana*

La "muscardina blanca" pertenece también a la familia Moniliaceae (Tanada y Kaya, 1993). Presenta micelio blanco algodonoso con esporulación abundante color crema; se ramifica en conidióforos simples con un raquis alargado, los conidios son hialinos, unicelulares, globosos y ovals dispuestos en zig-zag sobre el esterigma; pueden agruparse en racimos densos (Steinhaus, 1968; Hernández, 1993; Tanada y Kaya, 1993). Se manifiesta por un típico crecimiento blanco, algodonoso o harinoso, aplanado y pulverulento (Steinhaus, 1968). *B. bassiana* se encuentra en todo el mundo (Tanada y Kaya, 1993).

3. JUSTIFICACIÓN

Se requieren realizar estudios sobre la susceptibilidad que muestran las larvas de "gallina ciega" ante los insecticidas químicos y biológicos. No existen estudios que documenten la efectividad de insecticidas biológicos sobre las larvas de "gallina ciega" que dañan el sistema radicular de los árboles de navidad, por lo que este trabajo tiene como propósito principal evaluar un método de control alternativo contra las especies plaga de "gallina ciega", mediante la aplicación de hongos entomopatógenos, ya que su presencia en el ambiente favorece a que se establezcan epizootias hacia los insectos plaga disminuyendo su densidad poblacional. Se evalúa también la efectividad de insecticidas químicos para esta localidad, ya que aún se considera un buen método para el control de "gallina ciega" en plantaciones de árboles de navidad.

4. HIPÓTESIS

1. El uso de un control químico y biológico reducirá la densidad poblacional de "gallina ciega" establecida en una plantación de árboles de navidad.
2. Los químicos tendrán un efecto inmediato en la densidad de las larvas, y los entomopatógenos un efecto más tardío sobre la densidad.

5. OBJETIVO

1. Evaluar la efectividad de tres insecticidas químicos comerciales y dos biológicos para el control de "gallina ciega" presente en una plantación de árboles de navidad.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

El Estado de México representa el 1.1% de la superficie del país (INEGI, 1994), se encuentra localizado en la parte central, en la provincia fisiográfica del Eje Volcánico Transversal (Rzedowski, 1994). En esta parte de la Meseta Central del país predominan suelos derivados de cenizas volcánicas, andosoles y vertisoles sobre los aridisoles; en esta zona se tiene registrado un promedio de 78 especies con larvas edafícolas, que podrían tener relación con el tipo de suelo de cada región (Morón, 2001a; Morón, 2001b). El trabajo de campo se realizó en el municipio de Valle de Bravo, Estado de México, ubicado entre las coordenadas 19° 12' latitud norte y 100° 08' longitud oeste, a una altura entre los 2000 y 3000 msnm y un clima tipo C(w) (templado subhúmedo con lluvias en verano) (INEGI, 1994). El tipo de vegetación predominante es Bosque de Pino-Encino (BPE) (Rzedowski, 1994).

6.1.1. Sitio del experimento

El establecimiento de las áreas experimentales se realizó en el Rancho Tres Encinos ubicado en el km 12, carretera Toluca-Valle de Bravo, vía Los Saucos, en el municipio de Valle de Bravo, Estado de México.

Este rancho dedica 20 hectáreas aproximadamente de su superficie a la plantación de árboles de navidad. Actualmente, utiliza para su producción dos géneros de pináceas, *Pinus ayacahuite*, que corresponde a un bosque de característica más mesófila pero menos resistente al fuego y *Pseudotsuga menziesii* (Rzedowski, 1994).

6.2. FASE DE LABORATORIO

Para determinar la calidad del producto biológico Fitosan-M®, hecho a base de *Metarhizium anisopliae* elaborado en el CESAVEG (Tamez *et al.*, 2001), se realizaron pruebas de concentración y viabilidad al producto, en el Laboratorio de Patología de Insectos, del Instituto de Fitosanidad, Colegio de Postgraduados (IFIT, CP), Montecillo, Texcoco, Estado de México.

6.2.1. Concentración de conidios

Esta prueba se realizó en tres muestras por kilo de producto granulado de Fitosan-M®. El procedimiento fue el siguiente: se pesó un gramo del producto, se colocó en un matraz con capacidad de 150 ml, y se agregó 10 ml de agua destilada con Tween 80® al 0.1%, manteniendo esta solución con agitador magnético por dos minutos, para desprender la mayor cantidad posible de esporas. Se tomó 1 ml de esta solución con una pipeta Pasteur y se depositó en una cámara de Neubauer; en un microscopio compuesto se realizaron las observaciones y se hicieron seis conteos por muestra de producto para obtener un promedio; se calculó la concentración mediante fórmula, propuesta por Lipa y Slizynky, 1973 (Camargo, 2000):

$$C = \frac{(\text{promedio de conidios})(4 \times 10^6)(FD)}{80}$$

donde:

C = Concentración expresada en conidios/ml

Promedio = Promedio del número de conidios contados
en cinco o más repeticiones con la cámara de Neubauer

FD = Factor de dilución

$(4 \times 10^6 / 80)$ = Constante de la fórmula para convertir conidios/mm² a conidios/ml

Para obtener el número de conidios/gr se multiplica el número de conidios/ml por el número de ml preparados, en este caso 10; con estos datos se determinó la dosis de Fitosan-M® para aplicar en campo.

6.2.2. Viabilidad

Para determinar la cantidad de conidios viables, se utilizó una caja de Petri con un triángulo de vidrio dentro, se le colocó un portaobjetos, y sobre éste tres discos de medio de cultivo sólido ADS (Agar Dextrosa Saboraud) de 1 mm de diámetro; a cada disco se le depositó una gota de la solución de esporas (conteo de conidios) con una micropipeta; se vertió glicerina al 1% en el fondo de la caja para mantener humedad para la germinación del hongo; se selló la caja y se mantuvo en incubación a una temperatura de $\pm 25^\circ$ C. Todo el proceso se realizó en condiciones estériles. Se revisaron las cajas a las 18, 20 y 24 horas para cuantificar el porcentaje de esporas germinadas. Para determinar si la espora germinó se tomó en cuenta la existencia del tubo germinativo.

6.2.3. Calidad del producto biológico

Los conidios de Fitosan-M® utilizados en este estudio presentaron una concentración de 5.4×10^8 con/gr, y una germinación de 95% a las 24 hrs.

6.3. FASE DE CAMPO

6.3.1. Establecimiento de las parcelas

Se establecieron tres parcelas experimentales en un diseño de bloques completamente al azar dentro de las plantaciones de *Pseudotsuga menziesii* del Rancho Tres Encinos, considerando las planicies para evitar efecto de ladera o pendiente y la presencia de "gallina ciega" registrada por previos muestreos mensuales realizados por empleados del lugar. Cada parcela comprende seis unidades experimentales de 16 árboles. En cada parcela se aplicaron seis tratamientos, tres insecticidas químicos comerciales, Brigadier .20G®, piretroide, i. a. bifentrina (FMC, 2002); Furadan 350L®, carbamato, i. a. carbofuran (FMC, 2002) y Lucater 5G®, organofosforado, i. a. terbufos (Química Lucava, 2002); dos bioinsecticidas, Fitosan-M®, hecho a base de esporas de *Metarhizium anisopliae* (Tamez et al., 2001); y Sehu-Biocop Bb®, elaborado con esporas de *Beauveria bassiana* (Sehusa, 2002) y un testigo sin aplicación (cuadro 4). Cada parcela representa una repetición.

Cuadro 4. Tratamientos utilizados para el control de "gallina ciega" en campo.

Tratamientos químicos	Ingrediente activo	Formulación	Dosis	Dosis aplicada ¹
1. Brigadier .20G®	Bifentrina	Granulado	20 kg/ha	4.4 gr/árbol
2. Furadan 350L®	Carbofuran	suspensión acuosa	7 L/ha	1.5 ml/5L H ₂ O/árbol
3. Lucater 5G®	Terbufos	Granulado	25 kg/ha	5.5 gr/árbol
Tratamientos biológicos				
4. Fitosan-M®	<i>M. anisopliae</i>	granos de arroz	20 kg/ha (1×10^{13})	4.1 gr/árbol ²
5. Sehu-Biocop Bb®	<i>B. bassiana</i>	tierra de diatomita	15 kg/ha (1×10^{13})	3.3 gr/árbol
6. Testigo sin aplicación	sin aplicación	sin aplicación	sin aplicación	Sin aplicación

¹De acuerdo a la dosis máxima recomendada en cada producto. El cálculo se realizó en un promedio de 4,500 árboles/ha. ²De acuerdo a los resultados del conteo de conidios.

Cada parcela se integró por 16 hileras de árboles de largo por 11 hileras de árboles de ancho, después se dividió en seis segmentos, designando 16 árboles dispuestos en 4x4 para cada tratamiento. Las hileras de árboles entre los tratamientos y las orillas se dejaron sin aplicar para evitar efecto de orilla y traslape entre ellos (Figura 1).

En cada parcela se hicieron treinta muestras de suelo, con el objeto de cuantificar la densidad poblacional inicial de "gallina ciega" antes de aplicar los productos químicos y biológicos. Las muestras se distribuyeron una al centro y cuatro dirigidas hacia los cuatro puntos cardinales (Tapia *et al.*, 2002) entre las hileras de los árboles designados para cada tratamiento (Figura 1). Cada muestra representó un cepellón de 30x30x30cm, se tomó con una pala de punta, y se depositó en un plástico de polietileno negro donde se separaron manualmente (Aragón y Morón, 1993) y contaron huevos, larvas, pupas y adultos de "gallina ciega" encontrados en cada muestra. Los organismos encontrados se conservaron en frascos entomológicos cuidadosamente fijados (Valdés, 2002; com. pers.) y etiquetados (Bland y Jaques, 1978; Borror *et al.*, 1992; Romero *et al.*, 2000). Estas muestras se llevaron al Laboratorio de Patología de Insectos, del Instituto de Fitosanidad, Colegio de Postgraduados (IFIT, CP), Montecillo, Texcoco, Estado de México para posterior identificación taxonómica por expertos.

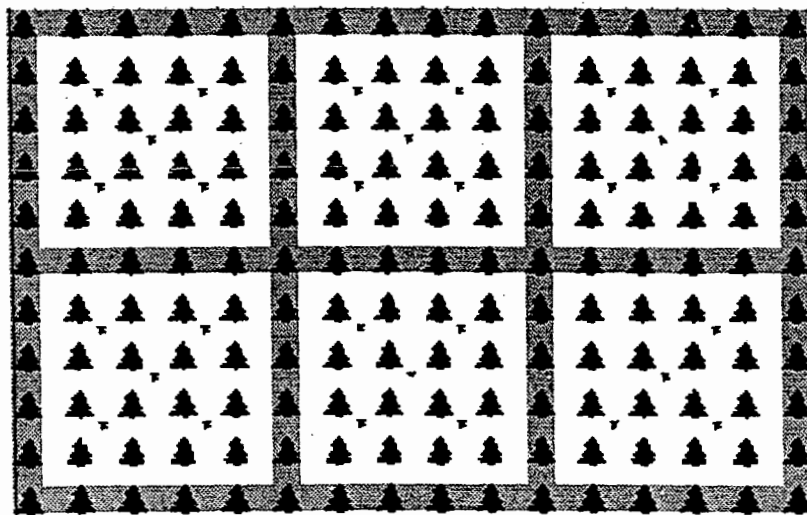


Fig. 1. Esquema de una parcela experimental. Las hileras sombreadas indican las áreas sin aplicación. Las X indican los sitios del primer muestreo.

6.3.2. Aplicación de los tratamientos

Después de este muestreo inicial, se aplicaron los tratamientos de acuerdo al diseño experimental. Para los insecticidas químicos granulados, se limpió la maleza del área radicular o de goteo de los árboles, se aplicó el producto y se incorporó al suelo con

una pala o azadón, cerca de las raíces para protegerlo por más tiempo y que coincida con larvas de primeros estadios. La solución del producto químico líquido se aplicó en el área radicular sin necesidad de limpiar. Los insecticidas biológicos se aplicaron igual que los químicos granulados, ya que también presentan formulación granulada.

6.3.3. Toma de datos

Para evaluar el efecto de los insecticidas químicos y biológicos se realizaron muestreos en cada parcela a los 7, 14, 21, 28, 35, 42, 49 y 56 días después de su aplicación en el área radicular de los árboles, ya que junto a las raíces dañadas es fácil encontrar a la larva o larvas atacantes (Romanyk y Cadahia, 2001). En total fueron seis muestras por tratamiento en cada fecha de muestreo. Estas muestras se tomaron en forma de cepellones que contuvieran el sistema radicular completo del árbol; se siguió el procedimiento descrito para el muestreo anterior. Cada árbol revisado se sumergió en una solución de agua con Raizal 400® (i. a. nitrógeno; 2.5gr/L) y Prozycar 50%® (i. a. carbendazim; 1.5gr/L) (Solís, 2002) antes de ser plantados nuevamente. Los árboles de los tratamientos 4 y 5 no se trataron con Prozycar 50%® por ser un funguicida (Solís, 2002).

6.3.4. Análisis estadístico

Se aplicó un ANAVA para comparar el promedio de larvas vivas encontradas por muestra de suelo (Bautista, 2001) en cada tratamiento en las fecha de muestreo, y se utilizó la prueba de Tukey; con nivel de significancia de 0.05, para comparar las medias entre los tratamientos, mediante el programa estadístico diseñado por Olivares (1994).

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Efecto de los insecticidas químicos y biológicos sobre la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" a través del tiempo.

7.1.1. QUÍMICOS

La densidad de larvas en el tratamiento con bifentrina se mantuvo con un promedio menor de siete larvas por cepellón (Figura 2), excepto los días 49 y 56 que registraron un aumento de más del 100% en las fechas de muestreo anteriores; mientras que en el testigo se encontraron hasta 20 larvas desde el día siete.

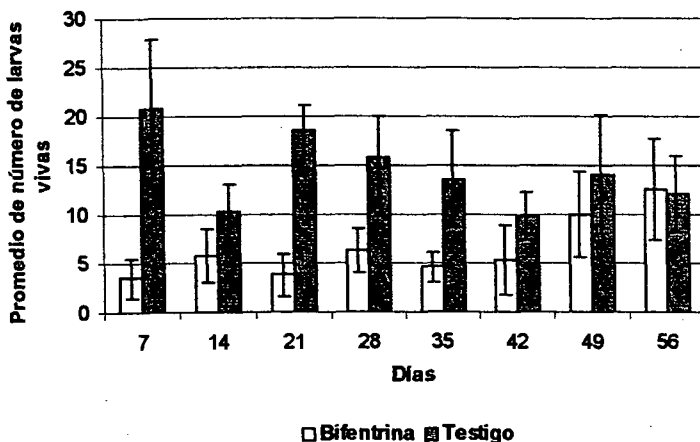


Fig. 2. Efectividad de BIFENTRINA

Carbofuran presentó su mayor efecto sobre la densidad de larvas el día 14 después de su aplicación, número casi 90% menor al registrado en el testigo para la misma fecha (Figura 3). A partir del día 14 carbofuran perdió gradualmente su efecto, y en el día 42 los datos observados no difieren estadísticamente con en el testigo. Después del día 42 el promedio de larvas por cepellón fue menor en el tratamiento con carbofuran que en el testigo.

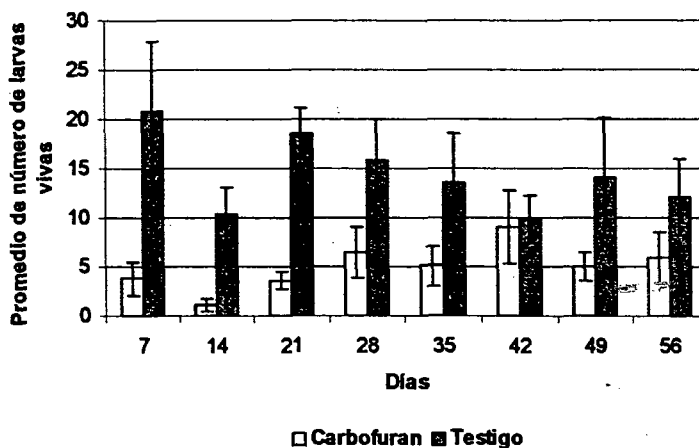


Fig. 3. Efectividad de CARBOFURAN

Por otra parte terbufos mostró su menor efecto en la densidad de larvas el día siete después de su aplicación, descendiendo gradualmente el número de larvas hacia el día 21, en el que se observó su mayor efecto comparado con el testigo (Figura 4). El efecto de control se mantiene alto los días 28 y 35, pero en los días 42 y 56 terbufos muestra una marcada disminución en el control, ya que la densidad de larvas en estas dos fechas se mantiene similar con el testigo.

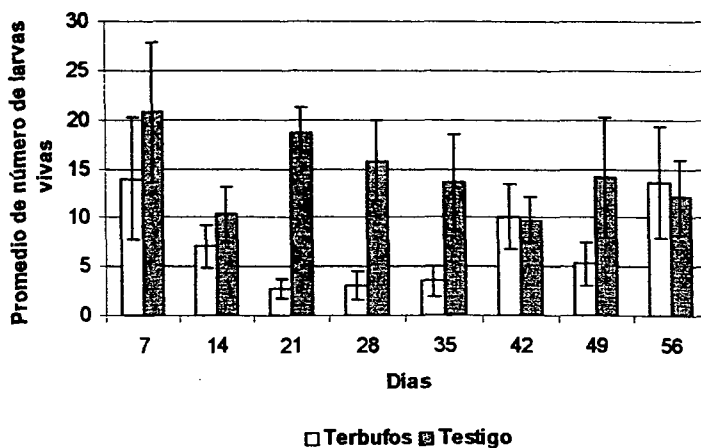


Fig. 4. Efectividad de TERBUFOS

La disminución de la densidad de larvas por los insecticidas químicos se puede deber a que éstos son eficientes en larvas jóvenes. Rodríguez (1988) y Morón *et al.* (1998) reportan que las larvas de los dos primeros estadios son más susceptibles al insecticida, mientras que el control químico en larvas completamente desarrolladas es menos eficaz, pues las larvas de tercer estadio presentan gran capacidad para evadir o protegerse de tóxicos a base de terbufos y carbofuran. Aparentemente la efectividad de los tres insecticidas químicos es por un mes después de su aplicación como se muestra en los resultados, por ejemplo en el caso de los granulados, bifentrina y terbufos, se aplicaron cerca de las raíces de las plantas, donde se pueden proteger mas o menos un mes (Morón *et al.*, 1998) de factores ambientales. El mismo período de efectividad para un mes puede ocurrir con la solución líquida de carbofuran.

Ninguno de los tres insecticidas eliminó completamente la población de "gallina ciega". Sin embargo, Rodríguez (1988) menciona que carbofuran y terbufos han mostrado un control aceptable de "gallina ciega" en diferentes cultivos y localidades. En este estudio, terbufos mostró una buena eficacia en el control de la densidad de larvas, contrario a lo que menciona Morón *et al.* (1998) que atribuyen los resultados obtenidos al manejo inadecuado del producto, incluida la aplicación en momentos no adecuados o a condiciones de baja humedad. Comparando la efectividad mostrada por carbofuran y terbufos, éste último controló mejor la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega", datos similares a los registrados por Urías (1993) en maíz de temporal. Por otro lado, en un estudio realizado en camote, carbofuran protegió al cultivo en contra de larvas de "gallina ciega" (Vázquez *et al.*, 2003). Experimentos en contra de *Maladera castanea* en invernadero, muestran que los carbamatos no son efectivos en su control, mientras que los organofosforados presentan un 71-83% de control en huevos y larvas jóvenes (Koppenhofer y Fuzy, 2003). Carbofuran persiste en la rizósfera del suelo por cortos períodos de tiempo, nueve días aproximadamente (Das *et al.*, 2003).

7.1.2. BIOLÓGICOS

Metarhizium anisopliae registró un efecto progresivo contra la densidad de larvas a partir de su aplicación, siendo los días 21 y 28 cuando se observó su mayor efecto (Figura 5); a partir de esta fecha aumenta gradualmente la población de "gallina ciega", rebasando incluso, la densidad de larvas encontradas en el testigo el día 56.

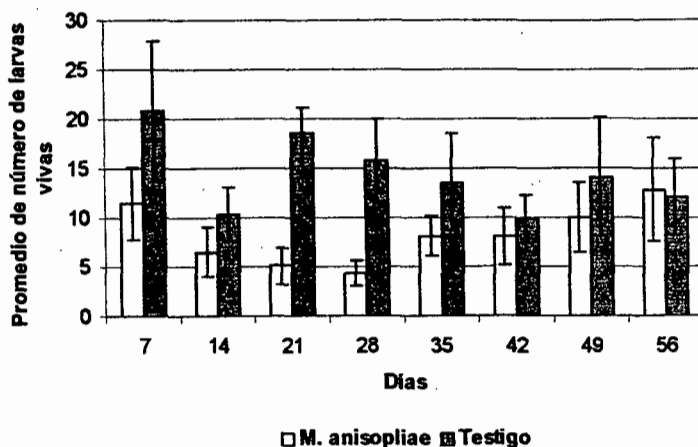


Fig. 5. Efectividad de *Metarhizium anisopliae*

Beauveria bassiana registra a los siete días después de su aplicación un buen efecto sobre "gallina ciega"; sin embargo, al día 14 aumenta tanto su densidad que incluso sobrepasa los datos observados por el testigo en esa fecha (Figura 6). Las larvas de "gallina ciega" sometidas a *B. bassiana* muestran densidades menores que en testigo los días 21 y 56. Mientras que en los días 28, 35 y 49 la densidad de larvas fue menor en el tratamiento de *B. bassiana* que en el testigo.

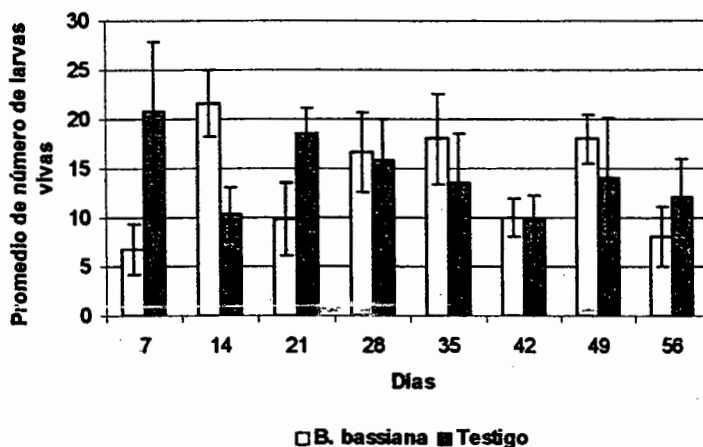


Fig. 8. Efectividad de *Beauveria bassiana*

La efectividad que mostró *M. anisopliae* sobre la densidad de larvas fue mayor que la registrada por el tratamiento de *B. bassiana* a lo largo del tiempo, manteniendo una densidad promedio de 8.3 y 13.6 larvas por muestra, respectivamente. Por otro lado, Vázquez *et al.*, (2003) muestran que *B. bassiana* ejerció un mejor control sobre larvas de "gallina ciega" que *M. anisopliae*, obteniendo una densidad de 8.5 y 9.9 larvas por muestra. Miranda y Guerreo (2003) encontraron que *M. anisopliae* realiza un control ligeramente mejor que *B. bassiana* en condiciones de campo sobre larvas de "gallina ciega" y Posos *et al.* (2003) registraron una mayor susceptibilidad de larvas de *Cyclocephala comata* a *M. anisopliae*. Neves y Alves (2000) coinciden en que *M. anisopliae* es más virulento que *B. bassiana* en el control de *Comitermes cumulans*. Sin embargo, en otro estudio se encontró que aislamientos de *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin causaron el 70% de mortalidad en contra de larvas de tercer instar de *Diabrotica speciosa* (Consolo *et al.*, 2003). Uno de seis aislamientos de *M. anisopliae* fueron altamente patogénicos en contra de mosca de la fruta, presentando una mortalidad del 90% en 3-4 días después de la inoculación, que dos aislamientos de *B. bassiana* bajo condiciones de laboratorio (Dimbi *et al.*, 2003). *Metarhizium anisopliae* actuó mejor que *B. bassiana*, al originar mejores epizootias en termitas, mostrando alta virulencia y una rápida y total esporulación (Sun *et al.*, 2003)

7.2. Comparación de la efectividad de los insecticidas químicos y biológicos sobre la densidad de larvas de "gallina ciega".

En el día antes de la aplicación (día 0) y en el día siete, los seis tratamientos mostraron promedios significativamente similares (cuadro 5). Sin embargo, en el día 14 el promedio de larvas por cepellón fue significativamente mayor en el tratamiento con *B. bassiana*. Los tres insecticidas químicos y *M. anisopliae* comenzaron a disminuir significativamente la densidad de las larvas el día 21 después de su aplicación. El día 28 y 35 solamente el insecticida químico terbufos disminuye la densidad de las larvas significativamente. Mientras que los insecticidas bifentrina y carbofuran y el hongo *M. anisopliae* tuvieron un efecto significativo similar los días 28 y 35. En las últimas tres fechas de evaluación (días 42, 49 y 56) no existió una diferencia significativa entre el testigo, los insecticidas químicos y los biológicos. Los resultados anteriores muestran que los insecticidas químicos tienen una duración efectiva por los primeros 35 días después de aplicarlos como lo indican Sears y Chapman (1979). Aunque los hongos entomopatógenos, especialmente *M. anisopliae*, también muestran un efecto a corto plazo, éstos pueden reinfectar nuevas larvas por medio de sus esporas.

Cuadro 5. Efectividad de los tratamientos sobre la densidad de larvas de "gallina ciega"

día	Testigo			Bifentrina			Carbofuran			Terbufos			<i>M. anisopliae</i>			<i>B. bassiana</i>		
	\bar{X}	EE	Tukey	\bar{X}	EE	Tukey	\bar{X}	EE	Tukey	\bar{X}	EE	Tukey	\bar{X}	EE	Tukey	\bar{X}	EE	Tukey
0*	5.1	0.7	A	4.4	1.4	A	5.4	1.4	A	3.3	1	A	6.4	1.5	A	7	1.2	A
7	20.8	7.1	A	3.5	2	A	3.8	1.7	A	14	6.2	A	11.5	3.7	A	6.8	2.6	A
14	10.3	2.8	B	5.8	2.7	B	1.1	0.6	B	7.1	2.2	B	6.5	2.5	B	21.6	3.4	A
21	18.6	2.6	A	3.8	2.2	B	3.6	0.9	B	2.8	1	B	5.1	1.8	B	9.8	3.7	AB
28	15.8	4.2	A	6.3	2.3	AB	6.5	2.6	AB	3.1	1.4	B	4.3	1.3	AB	16.6	4.1	A
35	13.6	4.9	AB	4.6	1.6	AB	5.1	2	AB	3.5	1.6	B	8.1	2	AB	18	4.6	A
42	9.8	2.4	A	5.3	3.5	A	9	3.7	A	10.1	3.3	A	8.1	2.9	A	10	2	A
49	14.1	6.1	A	10	4.4	A	5	1.4	A	5.3	2.2	A	10	3.6	A	18	2.5	A
56	12.1	3.8	A	12.6	5.2	A	6	2.6	A	13.6	5.7	A	12.8	5.2	A	8.1	3.1	A

\bar{X} = Promedio de número de larvas por fecha evaluación.

EE = Error estandar

0* = datos tomados antes de la aplicación, n=15; para las demás evaluaciones n=6.

Tratamientos con la misma letra en la misma hilera son estadísticamente iguales de acuerdo con Tukey al 0.05%.

8. CONCLUSIONES

- El uso de un control químico y biológico redujo la densidad poblacional de larvas de "gallina ciega" en los primeros 35 días después de la aplicación de los productos.
- Los insecticidas químicos y biológicos presentaron un efecto a los 21 días después de su aplicación en la densidad poblacional de "gallina ciega".
- De los insecticidas químicos terbufos fue más eficiente, mientras que de los biológicos fue *M. anisopliae*, por lo que se sugiere usar primero el químico terbufos para reducir la población de larvas y después el biológico *M. anisopliae* para mantener una densidad baja de larvas.
- Se recomienda aplicar los insecticidas granulados, tanto químicos como biológicos, cerca de las raíces de los árboles para protegerlos por más tiempo de las condiciones ambientales, y tratar de hacerlos coincidir con los estadios más susceptibles de las larvas.

9. LITERATURA CITADA

- Alatorre, R. R. 1994. Desarrollo del Control Biológico. En: *Memorias V Curso de Control Biológico*. Alatorre, R. R. y A. Guzmán F. (eds.) Sociedad Mexicana de Control Biológico. Instituto Tecnológico Agropecuario. Oaxaca. pp 1-5.
- Alatorre, R. R. 2001. Hongos Entomopatógenos. En: *Memorias XII Curso Nacional de Control Biológico*. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Chihuahua, México. pp 169-179.
- Andenmatten, E. y F. Letoumeau. 1998. Curvas de índice de sitio y crecimiento en altura para Pino Oregón (*Pseudotsuga menziesii*) (Mirb.) Franco de aplicación en la región andino patagónica de las provincias de Río Negro y Chubut, Argentina. *Revista de la Facultad de Agronomía, La Plata* 103: 69-75.
- Andrade, B. D., Alatorre, R. R. y P. M. Aguilera. 1992. Entomopatógenos asociados a *Ephestia cautella* (Walker) y *Plodia interpunctella* (Hubner)(Lepidoptera: Pyralidae) en el sur y sureste de México. En: *Memorias XV Congreso Nacional de Control Biológico*. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Cuautitlán Izcalli, Estado de México. pp. 61-62.
- Aragón G. A. y M. A. Morón. 1993. Las especies de *Cyclocephala* y *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae) asociadas con la rizósfera de la caña de azúcar en la zona cañera de Atencingo, Puebla. En: *Diversidad y Manejo de Plagas Subterráneas*. M. A. Morón (comp.). Publicación Especial de la Sociedad Mexicana de Entomología e Instituto de Ecología, Xalapa, Veracruz, México. pp. 155-161.
- Aragón, A., M. A. Morón, A. M. Tapia-Rojas y R. Rojas-García. 2001. Fauna de Coleoptera Melolonthidae en el rancho "La Joya", Atlixco, Puebla, México. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.) 83: 143-164.
- Bautista, M, N. y O. Díaz G. 2001. Estudios de efectividad biológica con insecticidas. En: *Bases para Realizar Estudios de Efectividad Biológica de Plaguicidas*. Bautista, M, N. y O. Díaz G. (eds.) Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México. pp. 29-42.
- Bland, R.G. and H.E. Jaques. 1978. How to Know the Insects. Third edition. Brown Company Publishers. 409 pp.
- Borror, D.J., C A. Triplehorn and N.F. Johnson. 1992. An Introduction to the study of Insects. Sixth edition. Saunders College Publishing. 875 pp.
- Camargo, L. M. 2000. Efectividad biológica de los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. y *Metarhizium anisopliae* (Metsch) para el control del

- gorgojo de frijol *Acanthoscelides obtectus* (Say). Tesis Profesional Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 63 pp.
- Castro-Ramírez, A. E. y C. Ramírez-Salinas. 2001. Enemigos naturales de *Phyllophaga obsoleta* en San Cristóbal de las Casas, Chiapas. En: *Resúmenes XXXVI Congreso Nacional de Entomología*. pp. E-103.
- CESAVEG, 1998. Campaña Fitosanitaria contra Plagas del Suelo. Manual Técnico. Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato. Directiva 1998-2000.
- CESAVEG, 2001a. Contingencia de Manejo Fitosanitario de la Fresa 2001. Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato. Directiva 2000-2002.
- CESAVEG, 2001b. Contingencia Fitosanitaria contra el Chapulín 2001. Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato. Directiva 2000-2002.
- CESAVEG, 2001c. Contingencia del Manejo Fitosanitario del Frijol 2001. Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato. Directiva 2000-2002.
- CESAVEG, 2001d. Contingencia de Manejo Fitosanitario de Crucíferas 2001. Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato. Directiva 2000-2002.
- CESAVEG, 2001e. Contingencia Fitosanitaria contra Plagas del Suelo 2001. Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato. Directiva 2000-2002.
- Cibrián, T. D. y G. Iñiguez H. 2002. Plagas Forestales del estado de Jalisco. *Entomología Mexicana*. Sociedad Mexicana de Entomología. pp. 427.
- Consolo, V. F., G. L. Salerno y C. M. Beron. 2003. Pathogenicity, formulation and storage of insect pathogenic hyphomycetous fungi tested against *Diabrotica speciosa*. *Biocontrol* 48: 705-712.
- Coto, D. 1993. Gallinas ciegas como plagas de cultivos anuales y perennes. CATIE, Turrialba, Costa Rica. En: <http://www.catie.ac.cr/informacion>
- Coulson, R. N. y J. Witter. 1990. Entomología Forestal. Ecología y Control. Editorial Limusa, S. A. de C. V. 751 pp.
- Crocker, R. L. 1988. Control químico de "gallinas ciegas" (Coleóptera: Scarabaeidae) en zacates ornamentales. En: *III Mesa Redonda Sobre Plagas del Suelo*. Sociedad Mexicana de Entomología. Morelia, Michoacán, México. pp. 103-114.
- Crocker, R. L., W. T. Nailon, Jr. and J. A. Reinert. 1995. May and June Beetles. En: *Handbook of Turfgrass Insect Pest*. Branderburg, R. L. y M. G. Villani (eds). The Entomological Society of America. pp. 72-75.
- Das, A. C., A. Chakravarty, P. Sukul y D. Mukherjee. 2003. Influence and persistence of phorate and carbofuran insecticides on microorganisms in rice field. *Chemosphere* 53: 1033-1037.

- De Liñán, C. V. 1998. Entomología Agroforestal: Insectos y Ácaros que dañan montes, cultivos y jardines. Ediciones Agrotécnicas, S. L. España. 1309 pp.
- Díaz, V. M., V. M. Pinto y I. Méndez. 1992. Efecto del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill en el control de la broca del grano de café *Hypothenemus hampei* Ferr. en Cacahoatan, Chiapas. En: *XV Congreso Nacional de Control Biológico*. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Cuautitlán Izcalli, Estado de México. pp. 63-71.
- Dimbi, S., N. K. Maniania, S. Lux, S. Ekesi y J. K. Mueke. 2003. Pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin and *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin to three adult fruit fly species: *Ceratitis capitata* (Weidemann), *C. rosa* var. *fasciventris* (Karsch) and *C. cosyra* (Walker) (Diptera: Tephritidae) *Mycopathologia* 156: 375-382.
- Domínguez, M. V., A. Equihua M. y R. Reyna R. 1989. Plagas de un bosque de *Pinus* spp. en la región norte del estado de Guerrero. En: *Memorias XXIV Congreso Nacional de Entomología*. pp. 216.
- Flanders, K. L., Z. D. DeLamar and P. K. Lago. 2000. *Phyllophaga* and related species (Coleoptera: Scarabeidae) collected in black-lighttraps in Alabama pastures. *Journal Entomology Science*. 35: 311-326.
- Flexner, J. L. and D. L. Belnavis. 2000. Microbial Insecticides. En: *Biological and Biotechnological Control Of Insect Pest*. Rechcigl, J. E. and N. A. Rechcigl (eds). Lewis Publishers. 373 pp.
- Flores, C. S. 1994. Las plagas de la caña de azúcar en México. Editado por el autor. México. pp. 226-233.
- FMC. 2002. Fichas Técnicas. FMC Agroquímica de México, S. de R. de C. V. Zapopan, Jalisco.
- Glocoza, P. A., M. J. Weiss y M. B. Rao. 1998. Spatial distribution of *Phyllophaga implicita* (Horn) (Coleoptera: Scarabeidae) larvae in relation to distance from the adult food source. *Journal of Economic Entomology* 91: 457-463.
- Hansen, E. M. y K. J. Lewis. 1997. Compendium of Conifer Diseases. The American Phytopathological Society (eds). Press USA. 101 pp.
- Hernández, R. F. 2002. Caracterización fisiológica y genética de aislamientos multiespóricos y monoespóricos de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. Tesis Profesional Doctorado. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México.
- Humber, R. A. 1997. Fungi: Identification. En: *Biological Techniques. Manual of Techniques in Insect Pathology*. Lacey, L. A. (ed). Academic Press, Inc. pp. 153.
- Islas, S. F. 1964. Biología y combate de la gallina ciega *Phyllophaga rubella* Bates. Boletín Técnico No. 13. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. México. pp.1-21.

- INEGI. 1994. Anuario Estadístico del Estado de México. Edición 1994. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática.
- Jones, S. B. Jr. 1988. Sistemática Vegetal. 2da. Edición. McGraw-Hill. México. 536 pp.
- Klein, M. G. 1995. Microbial Control of Turfgrass Insects. En: *Handbook of Turfgrass Insect Pest*. Branderburg, R. L. y M. G. Villani (eds). The Entomological Society of America. pp. 95-100.
- Koppenhofer, A. M. y E. M. Fuzy. 2003. Biological and chemical control of the asiatic garden beetle *Maladera castanea* (Coleoptera: Scarabaeidae) *Journal of Economic Entomology* 96: 1076-1082.
- Lagunes-Tejeda, A. y J. A. Villanueva-Jiménez. 1994. Toxicología y Manejo de Insecticidas. Colegio de Postgraduados. México. 264 p.
- Lipa, J. J. y K. Slizynski. 1973. Wskazówki metodyczne I. Terminología do wyznaczenia sredniej dawki smiertelnej (DL₅₀) W Patologia Owadów I Tksykologia. Prace Navkowe Instytutu Ochrony Roslin. Tom. XV. Seszyt I. Polonia. 59-83.
- Lozano, T. M., M. Rodríguez S., N. Vásquez A. y G. Sánchez G. 2000. Efecto de *Metarhizium anisopliae* sobre plagas rizófagas de arracacha (*Arracacia xanthoriza*) en Colombia. *Manejo Integrado de Plagas*. 56: 58-64.
En: <http://www.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rmip56/tc56.htm>
- McCullough, D. G. y Koelling, M.R. 1996. Manejo Integrado de Plagas en Producción de Árboles de Navidad. Universidad de Minnessota.
En: <http://ipmwordl.umn.edu/ipmsite.htm>
- McLemore, B. F. 1973. Loblolly pine flowers damaged by *Phyllophaga* beetles. *Journal Economic Entomology* 66: 541-542.
- Metcalf, C. L. y W. P. Flint. 1962. Insectos destructivos e insectos útiles. 4ta. Edición. Mc-Graw-Hill, N. Y. 1087 pp.
- Miranda, L. R. y J. Guerrero L. 2003. Control biológico de gallina ciega (*Phyllophaga* sp.) con hongos entomopatógenos (*Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*) en el cultivo de maíz (*Zea mays*). En: *Memorias XXVI Congreso Nacional de Control Biológico*. Vázquez G. M., J. F. Pérez D., K. Ibarra C., C. Balpuesta L., J. Vázquez R., J. Cervantes R. y N. Ibarra F. (eds) Guadalajara, Jal., Noviembre 2003. pp. 295-299.
- Morón, M. A. 1986. El género *Phyllophaga* en México: Morfología, distribución y sistemática supraespecífica (Insecta: Coleoptera). Instituto de Ecología, A. C. México. 441 pp.
- Morón, M. A. 1988. Las especies de *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae) con mayor importancia agrícola en México. En: *III Mesa Redonda Sobre Plagas del Suelo*. Sociedad Mexicana de Entomología. Morelia, Michoacán, México. pp 81-102.

- Morón, M. A. 1997a. Inventarios faunísticos de los Coleoptera Melolonthidae Neotropicales con potencial como bioindicadores. *Giornale Italiano di Entomologia* 8: 265-274.
- Morón, M. A. 1997b. White grubs (Coleoptera: Melolonthidae: *Phyllophaga* Harris) in Mexico and Central America. A brief review. *Tend in Entomology* Vol. 1: 117-128.
- Morón, M. A. 2001a. Larvas de escarabajos del suelo en México (Coleoptera: Melolonthidae). *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.) Número especial 1:111-130.
- Morón, M. A. 2001b. Los Coleópteros Melolonthidae que habitan el suelo en México. En: *Tópicos sobre Coleoptera de México*. Navarrete-Heredia, J. L., H. E. Fierros-López y A. Burgos-Solorio (eds.). 2001. Universidad de Guadalajara-Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Guadalajara, México. pp. 23-34.
- Morón, M. A., S. Hernández-Rodríguez y A. Ramírez-Campos. 1996. El complejo "gallina ciega" (Coleoptera: Melolonthidae) asociado con la caña de azúcar en Nayarit, México. *Folia Entomológica Mexicana* 98: 1-44.
- Morón, M. A., B. C. Ratcliffe y C. Deloya. 1997. Atlas de los escarabajos de México: Coleoptera: Lamellicornia. Vol. 1 Familia Melolonthidae. CONABIO. 280 pp.
- Morón, M. A., S. Hernández-Rodríguez y A. Ramírez-Campos. 1998. Las especies de *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae) con importancia agrícola en Nayarit, México. En: *Avances en el estudio de la Diversidad, Importancia y Manejo de los Coleópteros Edafícolas Americanos*. M. A. Morón y A. Aragón (eds.) Publicación Especial de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla y la Sociedad Mexicana de Entomología, A. C. Puebla, México. pp. 79-98.
- Morón, M. A., A. Aragón, A. M. Tapia-Rojas y R. Rojas-García. 2000. Coleoptera Lamellicornia de la Sierra del Tentzo, Puebla, México. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.) 79: 77-102.
- Morón-Ríos, A. 1993. La composición de la comunidad de macroartrópodos rizófagos de un bosque de pinos en Zoquiapan, Edo. de México. En: *Resúmenes XXVIII Congreso Nacional de Entomología*. Sociedad Mexicana de Entomología. Universidad de las Américas, Cholula, Puebla. 23-26 mayo, 1993. pp. 52-53.
- Moya-Raygoza, G., E. Santana C. y Plaza-López P. 1988. Búsqueda de resistencia en *Zea diploperennis* (Gramineae) para disminuir el daño por plagas de suelo en maíz. En: *III Mesa Redonda Sobre Plagas de Suelo*. Sociedad Mexicana de Entomología. Morelia, Michoacán, México. pp. 179-196.
- Nájera-Rincón, M. 1996. Labranza de conservación, elemento básico del manejo sostenible de plagas rizófagas en maíz. Caso Indaparapeo, Michoacán, México. En: *VI Congreso Internacional de Manejo Integrado de Plagas*. Acapulco, Guerrero, México. pp. 234.
- Neves, P. J. y S. B. Alves. 2000. Selection de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. and *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. Strains for control of *Comitermes cumulans* (Kollar). *Brazilian Archives of Biology and Technology* 43: 373-378.

- Olivares, S. E. 1994. Paquete de Diseños Experimentales FAUANL. Versión 2.5. Facultad de Agronomía, UANL, Nuevo León.
- Pérez-Domínguez, J. F. y J. B. Maya-Lozano. 1993. Estudios sobre búsqueda de resistencia en germoplasma de maíz al ataque de plagas de la raíz en el centro de Jalisco, México. En: *Diversidad y Manejo de Plagas Subterráneas*. M. A. Morón (comp.). Publicación Especial de la Sociedad Mexicana de Entomología e Instituto de Ecología, Xalapa, Veracruz, México. pp. 193-202.
- Posos, P. P., J. Carreón A., E. Guerrero R., J. Serratos A., J. Martínez R. 2003. Susceptibilidad de *Cyclocephala comata* Bates (Coleoptera: Scarabaeidae) a diferentes agentes de control biológico. En: *Memorias XXVI Congreso Nacional de Control Biológico*. Vázquez G. M., J. F. Pérez D., K. Ibarra C., C. Balpuesta L., J. Vázquez R., J. Cervantes R. y N. Ibarra F. (eds.). Guadalajara, Jal., Noviembre 2003. pp. 292-294.
- Química Lucava, 2002. Fichas Técnicas. Química Lucava, S. A de C. V. Tultitlán, Estado de México.
- Ramírez-Salinas, C. y A. E. Castro-Ramírez. 2000. El complejo "gallina ciega" (Coleoptera: Melolonthidae) en el cultivo de maíz en El Madronal, municipio de Amatenango del Valle, Chiapas, México. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.) 79: 17-41.
- Ramírez-Salinas, C., M. A. Morón y A. Castro-Ramírez. 2000. Descripción de los estados inmaduros de seis especies de *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae) de la región Altos de Chiapas, México. *Folia Entomológica Mexicana*. 109: 73-106.
- Ramírez-Salinas, C., A. Castro-Ramírez y M. A. Morón. 2001. Descripción de la larva y pupa de *Euphoria basalis* (Gory & Percheron, 1833) (Coleoptera: Melolonthidae: Cetoniinae) con observaciones sobre su biología. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.) 83: 73-82.
- Rivera-Cervantes, L. E. 1993. Observaciones preliminares de los Coleópteros Melolonthidae y Elateridae presentes en el Suelo de un Bosque Mesófilo de Montaña, en la Reserva de la Biosfera, Sierra de Manantlán, Jalisco, México. En: *Diversidad y Manejo de Plagas Subterráneas*. M. A. Morón (comp.). Publicación Especial de la Sociedad Mexicana de Entomología e Instituto de Ecología. Xalapa, Veracruz, México. pp. 29-37.
- Rodríguez del Bosque, L. A. 1988. *Phyllophaga crinita* Burmeister (Coleoptera: Melolonthidae): Historia de una plaga del suelo (1885-1988). En: *III Mesa Redonda Sobre Plagas del Suelo*. Sociedad Mexicana de Entomología. Morelia, Michoacán, México. pp. 53-80.
- Rodríguez del Bosque, L. A. 1993. Abundancia estacional y ecología de coleópteros rizófagos: un estudio durante 15 años en agroecosistemas del norte de Tamaulipas. En: *Diversidad y Manejo de Plagas Subterráneas*. M. A. Morón (comp.). Publicación Especial de la Sociedad Mexicana de Entomología e Instituto de Ecología. Xalapa, Veracruz, México. pp. 7-15.

- Rodríguez del Bosque, L. A. 1996. Pupaion and adult longevity of *Phyllophaga crinita*, *Anomala flavipennis* and *A. foraminosa* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Southwest Ent.* 21: 21-26.
- Rodríguez L. R. 1990. Plagas forestales y su control en México. 2da. Edición. Universidad Autónoma Chapingo. pp. 153-154.
- Romanyk, N. y D. Cadahia. 2001. Plagas de Insectos en las masas Forestales.. Ediciones Mundi-Prensa, México. 336 pp.
- Romero, N. J., J.C. García y M. I. Cuevas. 2000. Insectos. Familias de Importancia Económica. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México y Universidad Autónoma del Estado de Morelos. 174 pp.
- Rzedowski, J. 1994. Vegetación de México. 6ta reimpresión. Editorial Limusa. México. 432 pp.
- Sears, M. L. and R. A. Chapman. 1979. Persistence and movement of four insecticide applied to turfgrass. *Journal Economic Entomology.* 72: 272-274.
- Segura, M. A. 1985. Plaguicidas Agrícolas. Una introducción a su conocimiento. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de Parasitología Agrícola. 360 pp.
- Sehusa, 2002. Fichas Técnicas. Sehusa, S. A. de C. V. Zapopan, Jalisco.
- Shannon, P. J., S. M. Smith y E. Hidalgo. 1993. Evaluación en el laboratorio de aislamientos costarricenses y exóticos de *Metarhizium* spp. y *Beauveria* spp. contra larvas de *Phyllophagaspp.* (Coleoptera: Scarabeidae). En: *Diversidad y Manejo de Plagas Subterráneas*. M. A. Morón (comp.) Publicación Especial de la Sociedad Mexicana de Entomología e Instituto de Ecología. Xalapa, Veracruz, México. pp. 203-215.
- Sifuentes, J. A. y J. F. Villalpando. 1979. Plagas del suelo en el centro de Jalisco y su control (Inédito) INIA. SARH. México.
- Solís, S. J. 2002. Diccionario de Especialidades Agroquímicas. Fertilizantes, agroquímicos y productos orgánicos. 12ª edición. Ediciones PLM, S. A. de C. V. 680 p.
- Steinhaus, E. A. 1968. Enfermedades microbianas de los insectos. En: *Control Biológico de Plagas de Insectos y Malas Hierbas*. De Bach, P. Compañía Editorial Continental, S. A. pp. 607.
- Sun, J. Z., J. R. Fuxa y G. Henderson. 2003. Effects of virulence, sporulation and temperature on *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* laboratory transmission in *Coptotermes formosanus*. *Journal of Invertebrate Pathology* 84: 38-46.

- Tamez G. P., L.J. Galán W., H. Medrano R., C. García G., C. Rodríguez P., R. Gómez F. y R. Tamez G. 2001. Bioinsecticidas: su empleo, producción y comercialización en México. *Ciencia UANL* 4: 143-152.
- Tanada, Y. and H. Kaya. 1993. *Insect Pathology*. Academic Press, Inc. 666 pp.
- Tapia, R. A., M. A. Morón, A. Aragón, M. Valera y F. Pérez-Olguín. 2002. Determinación de Melolonthidos (Insecta: Coleoptera) en algunos suelos forestales del estado de Puebla, México. *Entomología Mexicana*. Sociedad Mexicana de Entomología. pp. 395.
- Torres, G. J. C., C. Morales, H., L. Román R., J. Gutiérrez C., E. Salazar y G. González H. 2001. Tipificación de cepas nativas de *Metarhizium anisopliae*. En: <http://www.conacyt.mx/daic/proyectos/congresos/naturales/pdf>
- Urías, L. M. 1993. Distribución de plagas rizófagas del maíz de temporal en el estado de Nayarit. En: *Diversidad y Manejo de Plagas Subterráneas*. M. A. Morón (comp.) Publicación Especial de la Sociedad Mexicana de Entomología e Instituto de Ecología. Xalapa, Veracruz, México. pp. 163-174.
- USDA. 1998. Christmas Tree Pest Manual. Second edition. Michigan State. University Extension. En: <http://www.nafs.fed.us/spfo/pubs/misc/xmastree/htm>
- Valenzuela, C. P., A. A. Álvarez, E. J. López y V. R. Mason. 1992. Entomopatógenos: una opción en el control del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*. En: *XV Congreso Nacional de Control Biológico*. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Cuautitlán Izcalli, Estado de México. pp. 82-87.
- Vázquez, G. M, D. Gil M., R. Torres B., J. M. Becerra Lizardi y K. H. Ibarra Cortés. 2003. Evaluación de bioinsecticidas para el control de gallina ciega en camote morado en Vista Hermosa, Mich. En: *Memorias XXVI Congreso Nacional de Control Biológico*. Vázquez G. M., J. F. Pérez D., K. Ibarra C., C. Balpuesta L., J. Vázquez R., J. Cervantes R. y N. Ibarra F. (eds.). Guadalajara, Jal., Noviembre 2003. pp. 288-291.