

**Tecnológico Nacional de México
Instituto Tecnológico de la Zona Maya**

**EVALUACIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES A BASE DE
MELIACEAS EN EL CONTROL DEL GUSANO BARRENADOR
DE LA CAÑA DE AZÚCAR**

**Informe Técnico de Residencia Profesional
que presenta el C.**

Javier Mejía Soto

N° de control: 12870121

Ingeniería en Agronomía

Asesor Interno: Dr. Fernando Casanova Lugo

Juan Sarabia, Quintana Roo Diciembre 2016

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE LA ZONA MAYA

El Comité de revisión para Residencia Profesional del estudiante de la carrera de INGENIERÍA EN AGRONOMÍA, **Javier Mejía Soto**; aprobado por la Academia del Instituto Tecnológico de la Zona Maya integrado por el asesor interno Dr. Fernando Casanova Lugo, el asesor externo el Ing. Benjamín Vela Domínguez, habiéndose reunido a fin de evaluar el trabajo titulado: **EVALUACIÓN DE EXTRACTOS VEGETALES A BASE DE MELIÁCEAS EN EL CONTROL DEL GUSANO BARRENADOR DE LA CAÑA DE AZUCAR**, que presenta como requisito parcial para acreditar la asignatura de Residencia Profesional de acuerdo al Lineamiento vigente para este plan de estudios, dan fe de la acreditación satisfactoria del mismo y firman de conformidad.

ATENTAMENTE

Asesor Interno



Dr. Fernando Casanova Lugo

Asesor Externo



Ing. Benjamín Vela Domínguez

Juan Sarabia, Quintana Roo, diciembre, 2016.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. JUSTIFICACIÓN.....	4
III. DESCRIPCION DEL LUGAR DON DE SE DESARROLLÓ EL PROYECTO ...	5
3.1 Localización.....	5
IV. OBJETIVOS	6
4.1. Objetivo general	6
4.2. Objetivos específicos	6
V. MARCO TEÓRICO	7
5.1. El cultivo de la caña de azúcar	7
5.2. Importancia económica del gusano barrenador (<i>Diatraea saccharalis</i>)	7
5.3. Ciclo biológico del gusano barrenador (<i>Diatraea saccharalis</i>).....	8
5.3.1. Estado de larva	9
5.4. Comportamiento	10
5.5. Daños que ocasiona el gusano barrenador (<i>Diatraea saccharalis</i>).....	12
5.5.1. Daños Directos.....	12
5.5.2. Daños Indirectos.....	12
5.6. Métodos de control	13
5.6.1. Buenas Prácticas Agrícolas y Medidas Fitosanitarias (BPAyMF) ..	13
5.6.2. Métodos etológicos	14
5.6.3. Control biológico	14
5.6.4. Control químico	15
5.6.5. Aplicación de la Fitogenética.....	15
5.7. Usos de extractos vegetales en el control plagas	16
5.8. Métodos para la elaboración de extractos vegetales	17
5.9. Importancia de los metabolitos secundarios	18
5.10. Efectos de los bio-insecticidas vegetales	20
5.10.1. Nim (<i>Azadirachta indica</i>).....	22
5.10.2. Cedro (<i>Cedrela odorata</i>).....	24
5.10.3. Caoba (<i>Swietenia macrophylla</i>).....	26

VI. MATERIALES Y MÉTODOS	28
6.1. Sitio experimental	28
6.2. Colecta de gusanos barrenadores en campo.....	28
6.3. Crianza y alimentación del gusano en condiciones in vitro.....	28
6.4. Elaboración de extractos vegetales (etanólicos)	29
6.5. Diseño experimental	30
6.6. Mortalidad y eficacia de los extractos vegetales	30
6.7. Análisis de datos.....	32
VII. RESULTADOS	33
VIII. PROBLEMAS RESUELTOS Y LIMITANTES	36
IX. COMPETENCIAS APLICADAS O DESARROLLADAS	37
X. CONCLUSIONES	38
XI. RECOMENDACIONES.....	39
XII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	40
XIII. ANEXOS	49

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Metabolitos secundarios reportados en el Nim (<i>Azadiracta indica</i>).....	24
Cuadro 2. Metabolitos secundarios reportados en el Cedro (<i>Cedrela odorata</i>)....	25
Cuadro 3. Metabolitos secundarios reportados en la Caoba (<i>Swietenia macrophylla</i>).....	26
Cuadro 4. Mortalidad acumulada del gusano barrenador de la caña de azúcar (<i>D. saccharalis</i>) por los extractos etanólicos en condiciones <i>in vitro</i>	33
Cuadro 5. Alteraciones nutricionales del consumo de alimento del gusano barrenador de la caña de azúcar (<i>D. saccharalis</i>) en condiciones <i>in vitro</i>	35

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Sitio experimental, Laboratorio de control biológico del ITZM	5
Figura 2. Larva de <i>D. saccharalis</i>	9
Figura 3. Pupa de <i>D. saccharalis</i>	9
Figura 4. Polilla y huevesillos de <i>D. saccharalis</i>	10
Figura 5. Ciclo biológico del barrenador de la caña de azúcar (<i>D. saccharalis</i> Fabricius) (García, 2011).....	11
Figura 6. Tallo de caña de azúcar dañado por <i>D. saccharalis</i>	13
Figura 7. Oviposición de <i>Trichogramma pretiosum</i>	15
Figura 8. Diferentes partes del árbol de Nim	23
Figura 9. Diferentes partes del árbol de <i>C. odorata</i>	25
Figura 10. Diferentes partes de <i>S. macrophylla</i>	27
Figura 11. Diseño del bioensayo.	30
Figura 12. Eficacia de extractos vegetales etanólicos de tres especies meliáceas. Medias seguidas de literales distintas indican que son diferentes en cada columna de acuerdo a la prueba de Tukey.	34

I. INTRODUCCIÓN

En la actualidad las plagas y enfermedades son una de las principales problemáticas que vive la agricultura a nivel mundial. Lo anterior es debido a que estas generan grandes daños a los cultivos y una considerable disminución en los rendimientos de producción por hectárea que repercute en fuertes pérdidas económicas, aunado a esto su control o prevención ha incrementado los costos de producción. Además, actualmente las alternativas de control están basadas en los productos químicos que empleados de manera irracional ocasionan graves daños al medio ambiente, la salud humana y el suelo (Sweetmore *et al.*, 2001).

Las plagas se encuentran entre los factores limitantes más importantes de los sistemas de productividad, debido a que estos organismos son responsables del 37 hasta el 50% de las pérdidas reportadas en la agricultura mundial (Sweetmore *et al.*, 2001).

En México, dentro de las principales plagas que impactan negativamente la agricultura, está el gusano barrenador de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), que año con año origina grandes pérdidas en los rendimientos en dicho cultivo. Los daños y pérdidas provocadas por los barrenadores dependen de las especies, región y de diversos factores ambientales y de manejo del cultivo. En México se han estimado pérdidas en el rendimiento de hasta 50% en caña de azúcar (Hernández, 1994). Este insecto plaga se encuentra confinado a los cañaverales de los Estados de Campeche, Chiapas, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas y Veracruz. Sin embargo, se ha reportado en Guerrero, Nuevo León y Yucatán; en los cuales no se tiene caña de azúcar y está de forma esporádica en otros hospederos (Rodríguez, 2009).

El gusano barrenador (*Diatraea saccharalis*) es una de las principales plagas que afectan al cultivo de caña de azúcar en el estado de Quintana Roo. No obstante, esto es debido a la falta de control y escasas alternativas para la disminución de sus poblaciones, lo que ha llevado a la baja en la producción y detrimento en la calidad del cultivo de caña de azúcar en la zona sur del estado.

El esfuerzo por evitar las pérdidas económicas en la producción dicho cultivo por la infestación de insectos plaga ha conducido al uso indiscriminado de insecticidas sintéticos (i.e. carbamatos, organoclorados, organofosforados y piretroides), lo que ha ocasionado serios problemas de contaminación al suelo y medio ambiente, así como, un aumento potencial de la resistencia de insectos plaga, como es el caso del género *Diatraea* en el cultivo de caña de azúcar (Zapata *et al.*, 2009).

Lo anterior ha obligado a buscar nuevas alternativas que sean eficaces en el control de dicha plaga de una forma económica y amigable con el medio ambiente. Entre las estrategias se plantea el uso de extractos vegetales, dado que algunas especies han demostrado tener un alto potencial para ser utilizadas como herramientas en el manejo integrado de plagas. No obstante, los estudios al respecto son escasos y se han evaluado una mínima cantidad de especies vegetales con resultados alentadores. En este sentido, en las zonas tropicales la diversidad de especies vegetales es amplia comparado con otras regiones del mundo por lo que es urgente evaluar nuevas especies que puedan poseer los atributos para ser empleadas como bioinsecticidas. Al respecto, los extractos vegetales de nim (*Azadirachta indica* A. Juss.), han mostrado buena eficacia en el control de insectos plaga, no obstante, otras meliáceas como el cedro (*Cedrela odorata* L.), y caoba (*Swietenia macrophylla* King), que han sido escasamente evaluados a pesar de que poseen una cantidad importante de metabolitos secundarios con actividad insecticida (Campbell *et al.*, 2002).

Por lo anteriormente expuesto el propósito del presente trabajo fue elaborar y evaluar diferentes extractos de vegetales de tres especies arbóreas de la familia de

las Meliáceas como *C. odorata*, *A. indica* y *S. macrophylla*, en el control del gusano barrenador (*Diatraea saccharalis* Fabricius), en el cultivo de caña de azúcar en condiciones *in vitro*, como una alternativa ecológicamente viable para la producción agrícola.

II. JUSTIFICACIÓN

El uso intensivo e indiscriminado de insecticidas sintéticos ha ocasionado contaminación en suelo y agua, causando efectos tóxicos sobre organismos benéficos, personas y otros vertebrados, además ha generado el desarrollo de resistencia en los insectos plaga que se pretendía controlar (Rossetti *et al.*, 2008). Por otra parte, el uso de compuestos naturales presenta un espectro de toxicidad más estrecho y tienen un impacto ambiental menor. Estos compuestos, cuando se biosintetizan son fácilmente degradados por vías enzimáticas (Regnault-Roger *et al.*, 2004).

Este estudio nos permitirá evaluar y determinar el efecto bioinsecticida de cedro (*Cedrela odorata*), nim (*Azadiracta indica*) y caoba (*Swietenia macrophylla*), lo que reduciría significativamente el impacto ambiental, por ser de origen natural. De hecho, los compuestos botánicos constituyen una alternativa para el control de insectos plaga ya que cuentan con la ventaja de degradarse rápidamente en el ambiente y de ser más específicos que los insecticidas sintéticos; además disminuyen la probabilidad de generar especies resistentes (Rossetti *et al.*, 2008). Son más confiables, biodegradables y no residuales en comparación con los pesticidas sintéticos (Regnault-Roger *et al.*, 2004).

III. DESCRIPCION DEL LUGAR DON DE SE DESARROLLÓ EL PROYECTO

3.1 Localización

El presente proyecto de residencia se realizó en el laboratorio de control biológico del Instituto Tecnológico de la Zona Maya, ubicado en la carretera Chetumal–Escárcega km. 21.5, el ejido Juan Sarabia, Othón P. Blanco, Quintana Roo, México, con coordenadas geográficas $18^{\circ} 30' 58''$ latitud norte y $88^{\circ} 29' 19''$ longitud oeste.

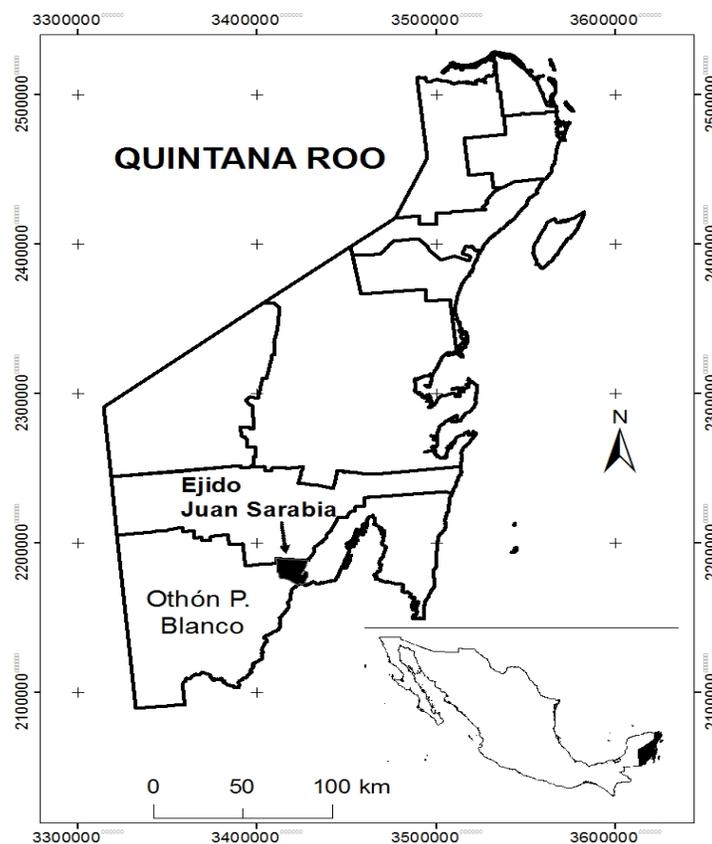


Figura 1. Sitio experimental, Laboratorio de control biológico del ITZM

IV. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Evaluar diferentes extractos de vegetales de tres especies arbóreas de la familia de las Meliáceas como Cedro (*Cedrela odorata* L.), Nim (*Azadirachta indica* A. Juss.) y Caoba (*Swietenia macrophylla* King), en el control del gusano barrenador (*Diatraea saccharalis* Fabricius), en el cultivo de caña de azúcar en condiciones *in vitro*.

4.2. Objetivos específicos

- Determinar la mortalidad del gusano barrenador con la aplicación de diferentes extractos vegetales de Meliáceas en condiciones *in vitro*.
- Estimar la eficacia de los extractos vegetales de Meliáceas en condiciones *in vitro*.
- Determinar las alteraciones nutricionales del gusano barrenador con la aplicación de extractos vegetales en condiciones *in vitro*.

V. MARCO TEÓRICO

5.1. El cultivo de la caña de azúcar

Según [\(Banko 2005\)](#), la historia de la caña de azúcar en México y América Latina data de la mitad del siglo XVI, donde su cultivo comenzó a difundirse bajo un sistema de haciendas, con un proceso que abarcaba desde la producción agrícola hasta la elaboración de piloncillo y azúcar mascabada, además de la destilación de aguardiente. La caña de azúcar se trajo al América española desde 1493 cuando colon realizo su segundo viaje plantando en santo domingo las primeras cañas que pronto se multiplicaron. Antes de difundir du cultivo en la nueva España, la caña de azúcar se propago en puerto rico, Jamaica y cuba, y fue hasta alrededor de 1523 cuando se introdujo por primera vez a México atribuyéndosele gran mérito a Hernán Cortes quien fue además el fundador de los primeros ingenios del país.

Las principales explotaciones cañeras surgieron en Morelos, Michoacán, Veracruz y la principal mano de obra para este cultivo eran los indios. [\(López-Rosado, 1977\)](#) En México la superficie cultivada de caña es de 677 mil ha con un rendimiento promedio de 67.99 ton/ha. Solo en Quintana Roo cuenta con 33 mil ha cultivadas de caña de azúcar.

5.2. Importancia económica del gusano barrenador (*Diatraea saccharalis*)

[Peairs y Saunders \(1980\)](#), afirman que *D. saccharalis* originalmente era una especie ribereña y que sus hospederos primitivos probablemente eran pastos acuáticos y semiacuáticos como *Paspalum*, *Echinochloa*, *Leptochloa* e *Hymenachne*. También afirman que a este insecto se le ha citado en 65 especies de plantas. Ataca a 30 pastos de importancia económica. En México está limitado casi exclusivamente a caña de azúcar, maíz y sorgo. En los cuales causa grandes daños como barrenador; siendo su principal hospedero caña de azúcar [\(CPC, 2011\)](#).

La cantidad de azúcar que se pierde debido al ataque del barrenador puede variar dependiendo de factores tales como la variedad que se use y su etapa fenológica en la que es atacada. La correlación entre el daño y la pérdida por el barrenador de la caña de azúcar o la producción de azúcar se han estimado de diferentes maneras: de cada tonelada de sacarosa se pierde 1.86 kg, 1% de azúcar se pierde con cada aumento del 1% de entrenudos perforados y por tonelada de caña se pierde el 2.6 kg de azúcar (CPC, 2011).

Respecto al jugo de caña para la fermentación, un promedio estimado de 62 litros de alcohol por hectárea se perdió por cada 1% de entrenudos perforados (CPC, 2011).

Las pérdidas ocasionadas son cuantiosas: en Colombia, en 1945, se estimaron en 800 mil pesos anuales en Estados Unidos se considera que causa una pérdida anual que oscila entre el 4 y 30%, lo que representa un valor de 10 millones de dólares. En Venezuela las pérdidas causadas por varias especies de *Diatraea*, en 1956, ascendieron a 18 millones de bolívares (Bioagro, 2011).

El umbral económico ha sido en general en el rango de 2 a 8 larvas de barrenadores por cada 100 tallos (CPC, 2011). *D. saccharalis* causa estragos económicos importantes, ya que México es un importante productor de caña de azúcar. Secundariamente ataca al maíz, sorgo y arroz.

5.3. Ciclo biológico del gusano barrenador (*Diatraea saccharalis*)

En laboratorio con dieta modificada, a una temperatura promedio de 26 °C, 65% de humedad relativa y un fotoperiodo de 14:10 h (luz: oscuridad); el ciclo biológico completo de *D. saccharalis* fue de 33 días en promedio (rango = 28 a 39 días). El huevo tardó en eclosionar 5 días (rango = 4 a 6 días); la larva 21 días (rango = 19 a 24 días); la pupa, 5 días (rango = 4 a 6 días) y el adulto 2 días (rango = 1 a 3 días) (Rosas *et al.*, 2005). Sin embargo, mencionan que bajo condiciones de 26 a 27 °C, una humedad relativa del 80% y un fotoperiodo de 12/12 horas; el ciclo biológico completo es de 36 a 40 días.

5.3.1. Estado de larva

Las larvas pasan a través de seis instares, de los cuales el primero ocurre sobre las hojas y los demás dentro del tallo de la planta hospedera. La prepupa dura 1 día (Bioagro, 2011).



Figura 2. Larva de *D. saccharalis*



Figura 3. Pupa de *D. saccharalis*

Las hembras tienen una marcada tendencia a ovipositar en el lugar de alimentación además lo hacen en masas de 25 huevos algunos reportes indican que los huevos que deposita cada hembra va de los 250 (Bioagro, 2011).



Figura 4. Polilla y huevesillos de *D. saccharalis*

5.4. Comportamiento

Los adultos de *D. saccharalis* ovipositan en las hojas de las plantas hospederas (CPC, 2011). Tras la eclosión (6-9 días) las larvas de primer estadio se alimentan de las hojas, a veces perforan el nervio central de la hoja para alimentarse de este; poco a poco la migración hacia el tronco o tallo de la planta se da. Las larvas se alimentan del cogollo de la hoja, causando daño significativo a la planta; ya que generan un sin número de perforaciones del grosor de un alfiler, siendo esto lo característicos de una infestación de *D. saccharalis*. Dentro del tallo son muy móviles y pueden desplazarse hacia arriba o abajo, ocasionalmente pueden salir del tallo y crear una nueva perforación en otro lugar del mismo tallo.

La larva mantiene su túnel lo más abierto posible, a menudo empuja excremento (heces fibrosas) hacia el orificio de entrada. Una sola larva puede crear un túnel a través de dos o tres entrenudos. En regiones frías, las larvas pueden entrar en diapausa y pasan el invierno en sus túneles. La etapa larval puede durar de 28 a 35 días, por lo que, antes de finalizar esta prepara un orificio de salida de adultos y luego se convierte en pupa dentro de la galería. El estado de pupa dura de 6 a 8 días, después las palomillas emergen y dejan el tallo (CPC, 2011). Una larva puede perforar hasta cuatro agujeros por caña. No se conoce que las larvas entren en diapausa en los ecosistemas tropicales de Latinoamérica (Bioagro, 2011).

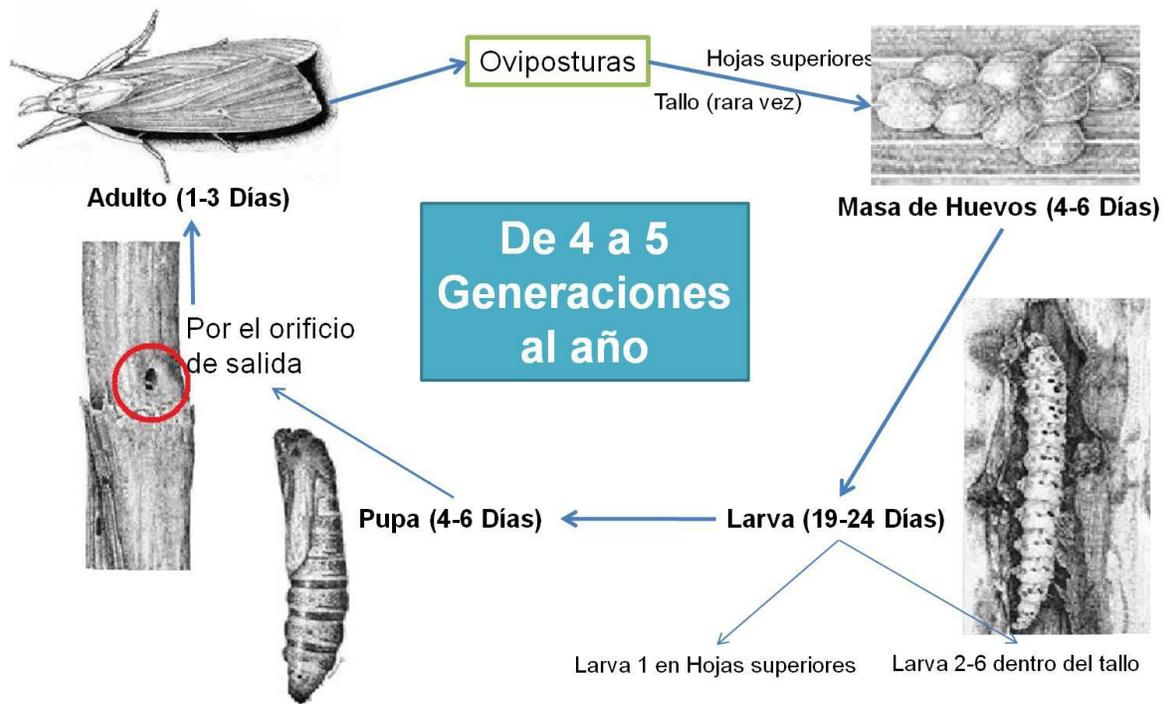


Figura 5. Ciclo biológico del barrenador de la caña de azúcar (*D. saccharalis* Fabricius) (García, 2011).

Los adultos permanecen ocultos, en reposo, sobre el envés de las hojas secas de la caña de azúcar durante el día, mostrando un marcado mimetismo. Son activos durante la noche, mostrando fuerte atracción hacia las luces fluorescentes ultravioleta (F15T8BL). Terminan su oviposición en 3 a 4 días después de que salen de la pupa. Las hembras fecundadas depositan sus huevos en grupos imbricados o masas sobre o en el envés de las hojas o sobre el tallo de la planta hospedera. Las larvas después de emerger de los huevos se alimentan de la epidermis de las hojas o de las lígalas. En sus primeros estadíos muestran hábitos de canibalismo (Bioagro, 2011).

Al emerger las hembras comienzan a emitir un atrayente sexual que puede durar hasta por 3 días aproximadamente, aunque después de la cópula este decrece rápidamente. La cópula es nocturna o crepuscular y la inician las hembras. El comportamiento antes de la cópula se distingue en ambos sexos por el movimiento de las alas y la posición del abdomen. Las hembras ovipositaron huevos fértiles a

las 7 u 8 horas después de la cópula y generalmente ovipositan los huevos antes del amanecer, en la misma noche de la copulación (Peairs y Saunders, 1980).

Las épocas de mayor incidencia son entre mayo y septiembre. Dependiendo de la región donde se localice, se pueden presentar 4 o 5 generaciones por año (Rosas et al., 2005). Los huevos y las larvas jóvenes sufren mortandad ante las fuertes lluvias. El tiempo seco también puede aumentar la mortalidad de huevos y larvas jóvenes. En las zonas cálidas, donde el barrenador no se somete a una diapausa invernal, todas las etapas de este pueden presentarse en la caña de azúcar al mismo tiempo todo el año (CPC, 2011).

5.5. Daños que ocasiona el gusano barrenador (*Diatraea saccharalis*)

Las larvas dañan diferentes partes de la planta, hacen galerías o túneles en el interior del tallo de caña de azúcar, lo que disminuye el flujo de agua y nutrientes en la planta (Serra y Trumper, 2006). Este daño en plantas jóvenes causa una coloración amarillenta o tejido seco en el cogollo, el cual es llamado “corazón muerto”.

5.5.1. Daños Directos

- Muerte del punto de crecimiento del tallo (meristemo primario).
- Perforación del tallo formando galerías longitudinales y transversales.
- Destrucción de yemas (Álvarez y Pérez, 2004).
- Pérdida del contenido de sacarosa y disminución de °Brix.
- Daño de “corazón muerto”.
- Reducción del valor germinativo de los colmos o semillas vegetativas (Bioagro, 2011).

5.5.2. Daños Indirectos

- Muerte de tallos y planta.
- Acame.
- Reducción del tamaño del tallo (Álvarez y Pérez, 2004).

- Invasión secundaria de hongos como el Muermo rojo (*Physalospora tucumanensis*), el cual reduce el contenido de sacarosa e incrementa el porcentaje de acame. También de *Colletotrichum falcatum*, *Physalospora* sp., *Ceratostomella* sp.; los que producen fermentaciones, coloraciones rojas y negras dentro de las galerías y que invierten la sacarosa, dificultando los procesos industriales.
- Invasión de insectos secundarios (*Metamasius*, *Rhynchophorus*, *Podischnus* y *Xyleborus*) atraídos por la exposición de jugos (Bioagro, 2011).
- Los tallos muy dañados por los barrenadores no son aptos para su uso como semilla. en forma de cuernos cortos en la cabeza, y de varias en forma de dientes en la extremidad abdominal miden alrededor de 1.7 cm de largo y 0.4 cm de ancho (CPC, 2011).



Figura 6. Tallo de caña de azúcar dañado por *D. saccharalis*

5.6. Métodos de control

5.6.1. Buenas Prácticas Agrícolas y Medidas Fitosanitarias (BPAyMF)

- Buena preparación del terreno.
- Destruir los residuos de la cosecha anterior antes de preparar el suelo.
- Hacer una buena fertilización y regar lo suficiente en periodos de sequía (CVCA, 2010).

- Seleccionar adecuadamente la semilla vegetativa para siembra y enterrarlos completamente.
- Evitar cultivos mixtos con otras gramíneas (particularmente con maíz).
- Hacer los cortes de las cañas a ras del suelo.
- No practicar la quema indiscriminada.
- Destruir las malezas hospederas cercanas al cultivo (Bioagro, 2011).
- Entresacado de cogollos con “corazón muerto” entre marzo y abril en parcelas en “pelillo” o en junio. En parcelas “soca” durante la primera quincena de abril.
- Instalar trampas de luz negra (detección de adultos) en parcelas con planta y soca (Álvarez y Pérez, 2004).
- Remojar las semillas de caña durante 72 horas en agua a 25.6 ° C, esto no incide en la germinación; además, esto tiende a producir un soporte mejor en la planta.
- Destrucción rápida los residuos de cosecha mediante incineración o arado de disco, o incluso inundación por varios días (CABI, 2007).

5.6.2. Métodos etológicos

Uso de trampas luminosas (tipo ultravioleta), utilizando la feromona sexual de la hembra (Bioagro, 2011).

5.6.3. Control biológico

Es el método más efectivo y que más se ha utilizado tradicionalmente en los ingenios azucareros (Bioagro, 2011). Sin embargo, la evaluación del parasitismo natural en los cañaverales es la piedra angular que define el empleo de uno u otro parasitoide, depredador o entomopatógeno en el combate de barrenadores (Rodríguez, 2011).

En parcelas en pelillo y soca se pueden realizar aplicaciones de *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* y de hongos entomopatógenos (*Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*) a mediados de abril (Álvarez y Pérez, 2004).

Uno de los métodos de control es la liberación de avispa *trichograma pretiosum* durante el ciclo de desarrollo del cultivo, la cual pone sus huevesillos dentro de los huevesillos de los insectos plaga realizando todo su desarrollo (ciclo biológico) en el interior del huevesillo del insecto eliminándolo de esta manera (INIFAP 2006).

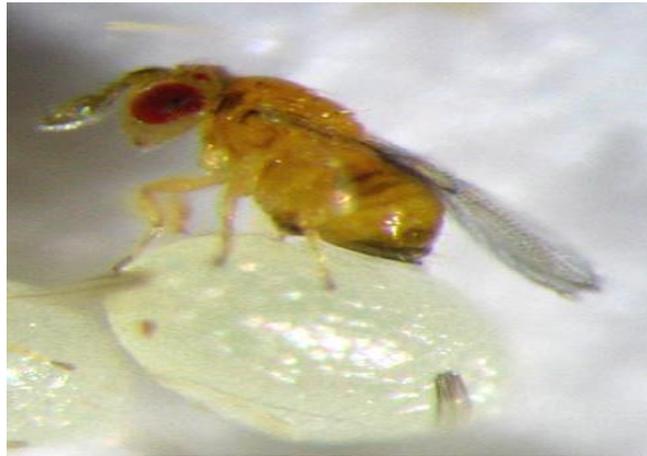


Figura 7. Oviposición de *trichograma pretiosum*

5.6.4. Control químico

Algunos productos químicos que se aplican a la siembra y sobre el follaje para el combate de barrenadores son:

- Monocrotofos (Nuvacrón 50 LS) 1.2-1.8L/ha.
- Diazinon (Basudin 25E, Diazinon 25) 1-1.5 L/ha (CVCA, 2010).
- Azinfós metílico.
- Ciflutrina (Meagher, 1996).
- Carbofurán.
- Endosulfán.
- Paratión metílico (Rodríguez, 2011).

5.6.5. Aplicación de la Fitogenética

- Uso de plantas transgénicas con Bt (Rodríguez, 2009).
- Sembrar variedades resistentes o tolerantes al insecto (Bioagro, 2011).

- Entre los caracteres de las plantas que pueden ayudar a difundir la resistencia son la pubescencia de las hojas y tallo y la dureza de la corteza ([CABI, 2007](#)).
- Se recomienda usar la variedad CP 70-321, ya que en reportes sobre infestaciones de barrenadores en Jalisco, ha presentado ser la menos susceptible. En sugerencia de la revisión de sus requerimientos agronómicos (adaptación, tipos de suelos, fertilización, rendimiento) ([Álvarez y Pérez, 2004](#)).

5.7. Usos de extractos vegetales en el control plagas

Dentro de la agricultura orgánica se emplea extractos de plantas vegetales, en forma de infusiones, decocciones, macerado, extractos de hojas o flores, los cuales son empleados como bio-plaguicidas, plaguicidas botánicos, por lo que son aplicados para controlar plagas, se descomponen rápidamente, no causan resistencia a la plaga y reducen el impacto ambiental y enfermedades humanas causadas por el empleo de productos químicos ([Alfonso, 2002](#)).

La investigación y el desarrollo de su aplicación práctica en el campo se enfocan a mitigar la contaminación ambiental causada por residuos de plaguicidas químicos, aunque por su naturaleza biológica también promueven el desarrollo sustentable de la agricultura. El desarrollo de nuevos bio-plaguicidas estimula la modernización de la agricultura y reemplazará gradualmente a una cantidad de los plaguicidas químicos en la producción agrícola, promoviendo ambientes libres de contaminación ([Leng et al., 2011](#)).

La aplicación de varios productos de plantas medicinales ha llamado mucho la atención como alternativas efectivas a los pesticidas sintéticos. Estos productos vegetales son muy eficaces, menos costosos, biodegradables y más seguros que sus equivalentes sintéticos, los cuales son altamente persistentes en el medio ambiente y tóxico para los organismos no blanco, incluidos los humanos a los cuales

le causan muchas de las enfermedades no identificadas después de la bioacumulación (Leng *et al.*, 2011).

La agricultura orgánica promueve el equilibrio entre el desarrollo agrícola y los componentes del agroecosistema, y por esto los plaguicidas botánicos, aplicados tanto preventivamente como para controlar un ataque severo de plagas, respetan este principio, porque además de su efecto tóxico y/o repelente, se descomponen rápidamente y no causan resistencia (Leng *et al.*, 2011).

5.8. Métodos para la elaboración de extractos vegetales

Etanólicos: Es un proceso de extracción mediante ultrasonido con un porcentaje del 80% de etanol y 20% de agua destilada en promedio como disolventes, posteriormente el extracto obtenido se pasa a un rotoevaporador para separar el disolvente del extracto y obtener un material puro.

Decocción: Se remojan las hierbas frescas o secas en agua por un día, luego se ponen a hervir a fuego lento por 20 a 30 minutos y se deja enfriar el líquido en la misma olla, estando tapada.

Infusión: En un recipiente colocar 2 libras de plantas más agua hirviendo. Tapar el recipiente y dejar en reposo por 12 a 24 horas para luego filtrar el líquido antes de aplicar.

Zumo: Se lo obtiene machacando, moliendo o licuando las partes frescas de las plantas. La papilla obtenida se la exprime para obtener el jugo o líquido.

Maceración: Se coloca en un recipiente las partes de las plantas, luego se le añade agua fría y se lo deja por espacio de 1 a 2 días, transcurrido este tiempo se filtra y se usa.

Purín fermentado: En un recipiente de cerámica o madera se colocan las plantas frescas con agua y se lo tapa de tal manera que entre aire. Se lo debe remover diariamente por dos semanas aproximadamente hasta que se oscurezca y cese de espumar señal de que está listo para ser usado.

Hidrolatos: En un recipiente se coloca 2 libras de la planta picada a usar, se adicionan 10 litros de agua, se tapa la olla y se coloca al fuego por 30 minutos, luego se deja enfriar sin retirar la tapa y reposar durante 3 días ([Ramón A. 2008](#)).

5.9. Importancia de los metabolitos secundarios

Los compuestos químicos sintetizados por las plantas realizan determinadas funciones, como dispersión de semillas, defensa frente a determinadas agresiones o la captación de los insectos polinizadores, son un elemento importante y necesario ya que en el reino vegetal representan una ventaja competitiva. Cada familia de plantas utiliza precursores químicos comunes originando diferentes resultados. También son importantes para los humanos, pues presentan incontables aplicaciones en los campos de la farmacología, industria agrícola, de alimentos y la cosmética. La diversidad del metabolismo vegetal es el origen de varias decenas de millares de estructuras que pueden agruparse en tres grandes categorías: compuestos fenólicos, terpenos y alcaloides. Proceden principalmente de varias rutas biosintéticas: ácido shikímico, acetyl-CoA, ácido mevalónico y de algunos aminoácidos, por lo que existen lazos estrechos entre las grandes funciones fisiológicas de los vegetales (fotosíntesis y respiración) y la producción de metabolitos secundarios potencialmente alelopáticos ([Regnault-Roger et al., 2004](#)). La biosíntesis de los metabolitos secundarios parte del metabolismo primario de las plantas, en la Figura 8 se presentan las vías generales de sus rutas biosintéticas.

Vías generales del metabolismo secundario de las plantas, que producen los 3 tipos generales de compuestos secundarios: Productos nitrogenados, compuestos fenólicos y terpenoides ([Taiz y Zeiger., 2002](#)).

Las plantas son capaces de sintetizar una amplia gama de compuestos químicos diferentes que proporcionan nuevas fuentes de insecticidas naturales (Isman, 2006).

En la actualidad, se han realizado estudios con diversas familias vegetales: *Meliaceae*, *Annonaceae*, *Rutaceae*, *Labiataeae*, *Cannellaceae*, *Phytolaccaceae*, *Sapindaceae*, *Solanaceae*, *Astereaceae*, *Piperaceae* entre otras (De Souza *et al.*, 2009) que pueden suministrar información de sustancias con acción insecticida, fungicida o herbicida.

Los metabolitos secundarios vegetales, también conocidos como compuestos secundarios, se han utilizado para describir un diverso grupo de moléculas involucradas en la adaptación de las plantas al ambiente y que no son parte de las vías metabólicas primarias del crecimiento y la reproducción celular (Mc Sweeney *et al.*, 2003).

Existen varios miles de estos compuestos (Krueger *et al.*, 2003), que suelen ser agrupados según las sustancias químicas que los constituyen en: fenólicos (taninos, fitoestrógenos y cumarinas); toxinas nitrogenadas (alcaloides, glicósidos cianogénicos, glucosinolatos, aminoácidos tóxicos, lectinas e inhibidores de las proteasas); terpenos (lactonas sesquiterpénicas, glicósidos cardíacos, saponinas); hidrocarburos poliacetilénicos y oxalatos (Ramos *et al.*, 1998).

Existen gran cantidad de metabolitos secundarios en plantas y se pueden clasificar según su origen bio-sintético. De hecho, diversos autores concuerdan que existen tres grandes grupos de metabolitos secundarios más importantes en las plantas: los terpenoides (o isoprenoides), fenilpropanoides (o compuestos fenólicos) y los alcaloides (este último grupo lleva nitrógeno en su estructura) (Valle, 2008; Leng *et al.*, 2011).

En estudios recientes se determinó que la mayoría de los metabolitos secundarios de las plantas cumplen funciones de defensa contra predadores y patógenos, actúan como agentes alelopáticos (que son liberados para ejercer efectos sobre otras plantas), o para atraer a los polinizadores o a los dispersores de las semillas (Valle, 2008).

El reconocimiento de propiedades biológicas de muchos metabolitos secundarios ha alentado el desarrollo de este campo, por ejemplo, en la búsqueda de nuevas drogas, antibióticos, insecticidas y herbicidas. Además, la creciente apreciación de los altamente diversos efectos biológicos de los metabolitos secundarios ha llevado a reevaluar los diferentes roles que poseen en las plantas, especialmente en el contexto de las interacciones ecológicas (Mc Sweeney *et al.*, 2003).

A pesar de lo anterior, se sabe muy poco sobre los efectos de sinergia o antagonismo entre dichos compuestos debido su gran variedad en el ambiente, además su concentración en las plantas varía de acuerdo a diversos factores bióticos y abióticos, mismos que afectan al crecimiento de las plantas.

5.10. Efectos de los bio-insecticidas vegetales

Los metabolitos de algunas plantas producen efectos tóxicos al ser ingeridos por los insectos, varios documentos han reportado propiedades entomotóxicas de extractos crudos en diferentes especies vegetales (Ulrichs *et al.*, 2008).

Los extractos actúan de varias maneras, ya sea paralizando el sistema nervioso o deteniendo la respiración del insecto; una de las características importantes de estos insecticidas, es que penetran la cutícula y no necesitan ser ingeridos; por otro lado, tienen una vida muy corta (horas o días), por lo que es indispensable que el insecto sea tocado por las gotas del insecticida (Lagunes y Villanueva, 1999).

Para que un compuesto cause un efecto adverso es necesario que penetre en el organismo. La exposición depende de la cantidad y tipo de compuestos, periodo de

desarrollo en el cual éste afecta al receptor de la exposición (plaga y/o bacteria). Aunque los productos naturales aplicados de manera exógena deben considerarse como no naturales desde el momento en que la concentración a la que se utiliza es un biotopo determinado que supera la concentración en el estado natural. Es imperativo que un pesticida natural se someta a numerosos estudios bioquímicos (estudios del modo de acción) y químicos (síntesis total y modelización de análogos sintéticos) (Regnault-Roger *et al.*, 2004).

Se ha estudiado numerosos metabolitos secundarios con actividad antialimentaria en insectos (Vivanco *et al.*, 2005). La mayor parte de estos metabolitos presentan otras propiedades biológicas, entre las que aparecen con frecuencia la actividad insecticida o, incluso, alteraciones hormonales. Algunos compuestos se reconocen generalmente al nivel de los receptores gustativos por ello han sido una herramienta ideal para comprender los mecanismos moleculares de reconocimiento de las señales químicas por las papilas gustativas de los insectos y comprender los fenómenos de reconocimiento de la planta hospedante (Regnault-Roger *et al.*, 2004).

La ingestión de metabolitos secundarios puede afectar la nutrición de los insectos, que pueden medirse utilizando diferentes índices nutricionales tales como el consumo relativo, tasas y eficiencia en crecimiento (Ulrichs *et al.*, 2008).

Rossetti *et al.* (2008) evaluaron la actividad de los extractos de *Melia azedarach* L. en larvas de *Spodoptera eridania* Cramer (Lepidoptera: Noctuidae), los resultados indicaron que estos presentaron actividad antialimentaria y se han incorporado en programas de manejo integral de plagas.

Los metabolitos que inducen en los insectos una disminución en la ingesta alimentaria, o inhibición del reflejo de esta ingesta, no debe considerarse en forma general como pesticida. La inhibición de la ingesta alimentaria, incluso aunque sea fácilmente observable y cuantificable, probablemente sea la traducción o la

consecuencia de una actividad biológica ampliamente más compleja que una simple emisión de un mensaje de alerta como consecuencia del reconocimiento de una molécula a nivel de los receptores gustativos del insecto, por lo que un efecto antialimentario está presente. Aunque la mayoría de los extractos de especies vegetales que se utilizan como insecticidas no eliminan al insecto por intoxicación, sino que generalmente inhiben el desarrollo normal de estos al actuar como repelentes o disuasivos de alimentación u ovoposición (Ulrichs *et al.*, 2008).

5.10.1. Nim (*Azadirachta indica*)

El árbol de *A. indica* es de la familia Meliaceae, es una especie tropical y subtropical de la India y Sudeste de Asia. Varias partes del árbol del *A. indica* han sido utilizadas por indígenas en la cocina, medicina tradicional y como pesticida natural. Los frutos maduros y semillas de *A. indica* presentan un aceite que emiten un fuerte aroma a ajo, algunos atribuyen eficacia y reputación medicinal del aceite de *A. indica* a los compuestos sulfurosos que contiene (Kurose y Yatagai, 2005).

Clasificación taxonómica

Reino: Vegetal.

División: Spermatophyta.

Subdivisión: Angiospermae.

Clase: Geraniales.

Familia: Meliaceae.

Género: *Azadirachta*.

Especie: *Azadirachta indica* A. Juss.



Figura 8. Diferentes partes del árbol de Nim.

El árbol de *A. indica* es originario de la india. El empleo de los extractos de hojas y frutos del nim se dan desde el año 1900 y a partir de ese entonces se aprovecha para el control de diferentes plagas agrícolas, repelentes de insectos entre otros usos (Gutiérrez *et al.*, 2010).

El efecto insecticida es atribuido una sustancia que se llama Azadiractina que detiene la alimentación del insecto y no lo deja reproducirse o desarrollar metamorfosis completa, los extractos de *A. indica* actúan en los insectos como efecto antialimentario, inhibidor de crecimiento, prolonga las etapas inmaduras ocasionando la muerte, disminuye la fecundidad y la oviposición, disminuye los niveles de proteínas y aminoácidos en la hemolinfa e interfiere en la síntesis de quitina (Mordue, 2004).

Cuadro 1. Metabolitos secundarios reportados en el Nim (*Azadiracta indica*).

País	Metabolito(s)	Fuente
Colombia (Municipio Medellín)	Azadiractina, Salanin, Meliantrol Azadiractina, Fenoles, Talcaloides	Orozco et al.,2007
México (Texcoco de Mora)	Terpenoides Azadiractina, Tetranortriterpenoide	Gutiérrez et al., 2010

Fuente: elaboración propia

5.10.2. Cedro (*Cedrela odorata*)

El cedro americano *C. odorata* es un árbol de la familia de las Meliáceas de la zona intertropical americana. Sus nombres comunes son: cedro español, cedro de las barbares, cedro de Guayana o cedro amargo.

Se encuentra en la vertiente del Golfo, desde el sur de Tamaulipas y sureste de San Luis Potosí hasta la Península de Yucatán y en la vertiente del Pacífico, desde Sinaloa hasta Guerrero y en la Depresión Central y la costa de Chiapas. Altitud: 0 a 1,000 (1,700) m.

Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

División: Fanerógama / Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Sapindales

Familia: Meliaceae

Género: Cedrela

Especie: *C. odorata* L. 1753

Cuadro 2. Metabolitos secundarios reportados en el Cedro (*Cedrela odorata*).

Lugar	Metabolito(s)	Fuente
Calakmul, Campeche, México	Fenoles	Pérez-Flores et al., 2012
Cárdenas, Tabasco	Flavonoides	Rosales-Castro et al., 2012
Papantla, Veracruz	Limonoides	Kipassa et al., 2008
Tuxtlas, Veracruz	Azadirachtina	Céspedes et al., 2000

Elaboración propia



Figura 9. Diferentes partes del árbol de *C. odorata*.

5.10.3. Caoba (*Swietenia macrophylla*)

Nombres comunes en México. Caoba, Caobo, Cóbano (Tabasco.); Kanak-ché, Punab (l. maya, Yucatán.); Rosadillo, Tsulsul, Tutzul (l. tzeltal, Chiapas.); Tzopilocuáhuatl (l. náhuatl); Tzulzul (Chiapas.); Zopílotl, Macchochuc-quiui (l. totonaca, Veracruz.). Forma. Árbol exótico, perennifolio o caducifolio, de 35 a 50 m (hasta 70 m) de altura con un diámetro a la altura del pecho de 1 a 1.8 m (hasta 3.5 m). Se extiende del norte de Veracruz a Yucatán en México y a lo largo de la costa Atlántica de Centroamérica a Venezuela. También en Colombia, Perú y Bolivia y el extremo occidental del Brasil. Ha sido introducida al sur de Florida, Puerto Rico e Islas Vírgenes, Cuba, Trinidad y Tobago, La India y otros países tropicales. Altitud: 200 a 1,500 m. ([Parraguirre Lezama, Conrado.1993](#)).

Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

División: Spermatophyta

Clase. Magnoliophytina

Orden: Sapindales

Familia: Meliaceae

Género: *Swietenia*

Especie: *Swietenia macrophylla*

King 1886

Cuadro 3. Metabolitos secundarios reportados en la Caoba (*Swietenia macrophylla*).

Lugar	Metabolito(s)	Fuente
Calakmul, Campeche y Cárdenas Tabasco	Alcaloides, Coumarinas, Saponinas, Anticianidinas, Quinonas, Fenoles, Musilago	Guerra-Sánchez, 2011

Elaboración propia



Figura 10. Diferentes partes de *S. macrophylla*.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Sitio experimental

El presente proyecto de residencia se realizó en el laboratorio de control biológico del Instituto Tecnológico de la Zona Maya, ubicado en la carretera Chetumal–Escárcega km. 21.5, el ejido Juan Sarabia, Othón P. Blanco, Quintana Roo, México, con coordenadas geográficas 18° 30' 58' latitud norte y 88° 29' 19' longitud oeste.

6.2. Colecta de gusanos barrenadores en campo

Para reproducir en el laboratorio el gusano barrenador de la caña se realizó una colecta de forma manual con pinzas entomológicas de las hojas y tallos de la caña en una parcela de caña de azúcar ciclo 2 de 10 meses de edad de una variedad temprana CP-72-2086 con diagnóstico de infestación del insecto plaga en la comunidad de Pucté Municipio de Othón P. Blanco Quintana Roo.

6.3. Crianza y alimentación del gusano en condiciones in vitro

Posteriormente se colocaron en cajas de Petri (10 gusanos por caja Petri) y seguidamente trasladados al laboratorio de control biológico del ITZM.

Una vez en el laboratorio los gusanos fueron colocados individualmente en cajas de Petri y alimentados cada 2 días con trocitos de caña de azúcar de 0.5 g y dejados en el laboratorio para la reproducción de su ciclo biológico en un periodo de 7 días hasta llegar al estadio de pupa.

Para la fase adulta y reproducción de estadios adultos se seleccionaron 15 pupas y fueron introducidos en vasos de cristal de 10 ml aproximadamente y llenados con tierra, posteriormente se colocaron en cajones forrados con tul, dichos cajones fueron elaborados en el laboratorio. Una vez que emergieron las palomillas se alimentaron con azúcar diluida (10 ml + 10 g de azúcar) hasta llegar a la fase de

ovoposición. Después de un lapso de 3 días las larvas de primer instar (jóvenes) eclosionaron, posteriormente se seleccionaron 60 individuos (15 individuos para cada tratamiento), con peso similares ($0.03 \pm 0.01\text{g}$) en mismo estado larval, los cuales fueron colocados de manera similar a los anteriores (0.5g alimento).

6.4. Elaboración de extractos vegetales (etanólicos)

Para la elaboración de los extractos se realizó previamente una colecta de hojas frescas de *Azadirachta indica*, *Cedrela odorata*, *Swietenia macrophylla* (10 kg en fresco) por cada especie en el área verde del ITZM.

Posteriormente se secaron a temperatura ambiente 24 horas, seguidamente se introdujeron a estufa eléctrica a 60° por 72 h. Para completar el proceso de secado después las especies por separado se molieron a un tamaño de partícula de 3 mm, en un molino eléctrico tipo Thomas Whiley.

Se utilizó 400 g de material vegetal de cada especie, 800ml de etanol y 200 ml de agua destilada como disolvente, en un frasco de vidrio de 2 litros aproximadamente, seguidamente se metieron al ultrasonido por 1 hora para extraer el concentrado vegetal, este proceso se llevó a cabo 3 veces para cada especie, posteriormente el extracto obtenido se vertió en matraz de 1 litro y fue llevado a un roto vapor para iniciar un proceso de separación del etanol y obtener el extracto puro, este proceso tardó en promedio 12 horas por cada especie y se obtuvo 250 gramos de extracto concentrado de forma viscosa, seguidamente se sometió a un proceso de secado en una estufa eléctrica hasta quedar completamente seco. Obteniendo un peso final de 40 gramos de extracto puro por cada especie. Se elaboraron 3 extractos puros y un control (solo agua destilada) (Shirsatha S.R. 2011).

6.5. Diseño experimental

El diseño que se realizó, consistió en cuatro tratamientos en una sola concentración de extracto vegetal, cada uno con 3 repeticiones con 5 individuos por repetición con total n=60.

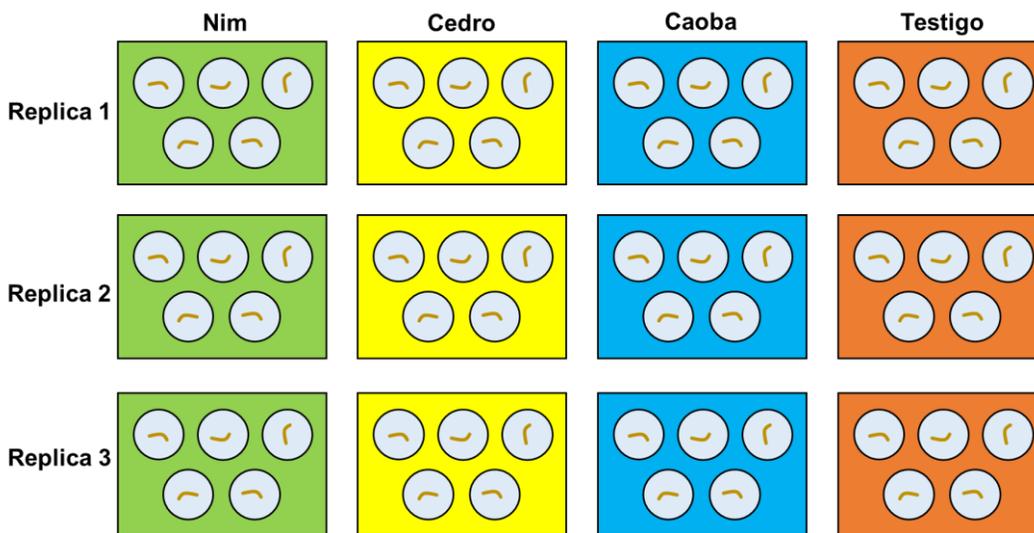


Figura 11. Diseño del bioensayo.

6.6. Mortalidad y eficacia de los extractos vegetales

Se utilizaron 60 cajas Petri una para cada insecto, a las que se le colocó un papel filtro en la base, mismas que se etiquetaron de acuerdo al tratamiento y a número de repetición e insecto a evaluar, cada tratamiento tuvo un total de 15 repeticiones dividido en tres filas de 5 individuos para una mejor identificación y evaluación, posteriormente se seleccionaron 60 gusanos con características similares, peso y misma fase larval y fueron colocados en las cajas Petri, seguidamente se les colocó 5 gramos de caña de azúcar como alimento.

Para la aplicación de los extractos etanólicos se utilizaron 5 gramos de extracto puro y seco por 1 litro de agua destilada debidamente diluido en un vaso de precipitado para cada tratamiento seguidamente inicio el proceso de aplicación en este caso fue por inmersión durante por un tiempo de 1 un minuto por insecto de cada unidad

experimental, es decir de cada caja Petri esta metodología se aplicó para cada uno de los tratamientos, cabe mencionar que el periodo de evaluación fue de 7 días, se realizó una sola inmersión el día del inicio del experimento.

Diariamente se contabilizó la mortalidad de los gusanos por un periodo de 7 días, cada segundo día se removía el alimento y se le agregaba alimento nuevo y se pesaba el sobrante para determinar el consumo de cada individuo, así mismo se registró el peso final del gusano barrenador al momento de su muerte. La eficacia se calculó para los 3 tratamientos y así determinar quien obtuvo el mejor control en el gusano barrenador con la siguiente fórmula reportada por (Álvarez *et al.*, 2006). La eficacia de los cuatro tratamientos se calculó empleando la fórmula descrita por Álvarez *et al.* (2007) que a continuación se describe:

$$Eficacia (\%) = \frac{A - B}{A} \times 100$$

Donde A, es el grupo de control y B, es el grupo tratado.

Por otra parte, las alteraciones nutricionales de *D. saccharalis* se calcularon de acuerdo con las ecuaciones descritas por Álvarez *et al.* (2007):

$$\text{Índice de consumo} = D / Bt$$

$$\text{Índice de crecimiento} = (A - B) / Bt$$

$$\text{Índice de utilización del alimento: } D / At$$

Donde A, peso final larval, B = es peso inicial larval, t = es periodo del experimento y D = es alimento ingerido durante el periodo de experimentación.

6.7. Análisis de datos

Los datos de mortalidad y eficacia fueron analizados con estadística descriptiva en cada época. Además, se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA) para determinar el efecto de la época de colecta de las hojas sobre la eficacia de los extractos vegetales etanólicos. Del mismo modo los datos de alteraciones nutricionales y eficacia fueron sometidos a un ANOVA de una vía para determinar diferencias entre los tratamientos. Cuando se encontraron diferencias se aplicó una prueba de tukey al 5 % de error tipo 1. Cabe señalar que todos los análisis se realizaron con el paquete estadístico Sigmaplot® versión 11.0 para Windows®.

VII. RESULTADOS

En el cuadro 4 se presenta la mortalidad de los gusanos barrenadores expuestos a diferentes extractos vegetales etanólicos elaborados con material vegetal de hojas secas de tres especies arbóreas colectadas en la época lluviosa. Los resultados muestran que al final del periodo experimental los extractos de *A. indica* y *S. macrophila* mostraron la mejor mortalidad con el 93.3% y 80.0%, respectivamente, comparados con el extracto de *C. odorata* 66.7% y el testigo 6.7%. Cabe señalar que en todos los casos los extractos inician su actividad insecticida desde el día dos de evaluación.

Cuadro 4. Mortalidad acumulada del gusano barrenador de la caña de azúcar (*D. saccharalis*) por los extractos etanólicos en condiciones *in vitro*.

Tratamientos	Mortalidad (%)						
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7
Nim	0.0 a	13.3 a	13.3 a	33.3 a	46.7 a	80.0 a	93.3 a
Cedro	0.0 a	20.0 a	26.7 a	26.7 a	33.3 a	53.3 b	66.7 b
Caoba	0.0 a	13.3 a	26.7 a	40.0 a	66.7 a	73.3 a	80.0 a
Testigo	0.0 a	0.0 a	0.0 a	0.0 a	6.7 a	6.7 c	6.7 c
E.E.M.	0.0	5.75	5.94	7.01	9.36	10.24	10.57
Valor – P	N.A.	0.723	0.363	0.196	0.125	0.015	0.001

Medias seguidas de literales distintas indican que son diferentes en cada columna de acuerdo a la prueba de Tukey. N.A. No analizado.

La figura 1 representa la eficacia de los extractos vegetales estudiados sobre la mortalidad del gusano barrenador expuesto a diferentes extractos etanólicos elaborados con material vegetal de hojas secas de tres especies arbóreas colectadas en época de lluvias. Los resultados muestran que el extracto con mayor

eficacia fue el de *A. indica* con el 92.8%, seguido por *S. macrophila* y en menor proporción de *C.odorata* con valores de 78.0% y 64.3%.

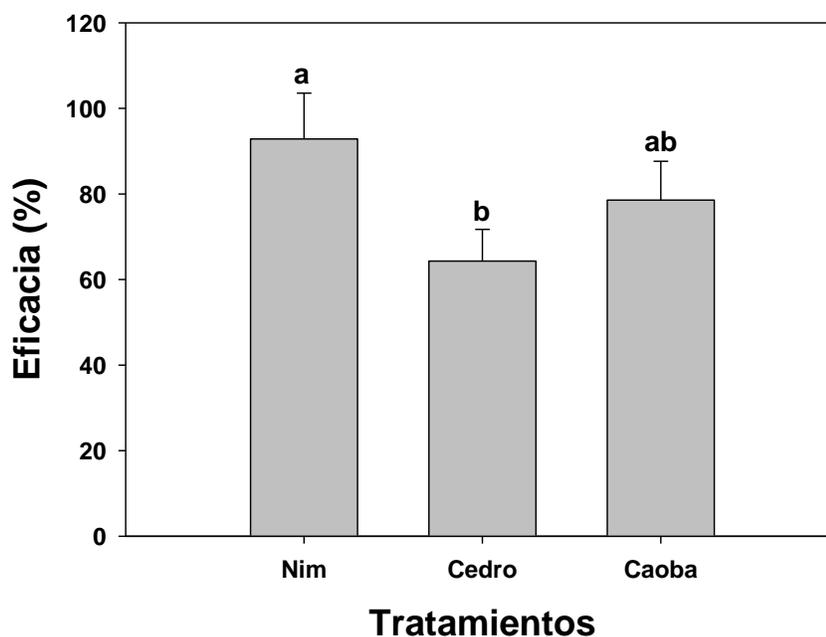


Figura 12. Eficacia de extractos vegetales etanólicos de tres especies meliáceas en condiciones *in vitro* al final del periodo experimental. Medias seguidas de literales distintas indican que son diferentes en cada columna de acuerdo a la prueba de Tukey.

En el cuadro 5 se presenta las alteraciones nutricionales promedio del gusano barrenador (*D. sacharalis*) después de la aplicación de los extractos etanólicos elaborados con material vegetal de hojas secas de tres especies arbóreas. Los resultados indican que las larvas expuestas a los extractos etanólicos de *A. indica*, *S. macrophylla* presentaron un índice de consumo similar con relación al testigo. En contraste, el índice de crecimiento en el gusano barrenador fue altamente significativo dado que los extractos etanólicos de *A. indica*, *S. macrophylla* y *C. Odorata* presentaron menores valores en comparación con el testigo. Por otra parte, el índice de utilización del alimento por el gusano barrenador no mostró diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos.

Cuadro 5. Alteraciones nutricionales del consumo de alimento del gusano barrenador de la caña de azúcar (*D. saccharalis*) en condiciones *in vitro*.

Tratamientos	Índice de Consumo	Índice de Crecimiento	Índice de Utilización del Alimento
Nim	0.61 a	-0.03 b	0.81 a
Cedro	0.87 a	-0.03 b	1.11 a
Caoba	0.67 a	-0.02 b	0.78 a
Testigo	0.80 a	0.01 a	0.75 a
E.E.M.	0.14	0.01	0.18
Valor – <i>P</i>	0.604	<0.001	0.587

Medias seguidas de literales distintas indican que son diferentes en cada columna de acuerdo a la prueba de Tukey.

VIII. PROBLEMAS RESUELTOS Y LIMITANTES

La principal limitante en el presente proyecto fue la falta de equipo de laboratorio en el Instituto para la elaboración de los extractos etanólicos. Lo anterior nos llevó a establecer un convenio de colaboración con el Instituto Tecnológico Superior de Felipe Carrillo Puerto, quienes nos brindaron amablemente las facilidades para llevar a cabo el presente estudio.

Otra de los principales problemas en el desarrollo de este proyecto fue la colecta del material biológico para el ensayo, dado que los gusanos por su ciclo biológico se encuentran normalmente dentro de los tallos de la caña, lo que implica un proceso más tardado para su colecta.

IX. COMPETENCIAS APLICADAS O DESARROLLADAS

Durante mi proceso de formación en la carrera de Ingeniería en Agronomía, al elaborar mi proyecto de investigación para la residencia profesional aplique varias competencias específicas de las materias cursadas las cuales me permitieron llevar a cabo dicho trabajo de una manera más fácil.

- Desarrollar los elementos del protocolo en un documento de forma estructurada y de forma escrita
- Me permitió profundizar el diseño de la investigación estructurando los informes mediante una teoría científica que le da sustento a la investigación
- Comprender y entender las principales técnicas del manejo agrícola así como los diversos métodos de producción, control de plagas con un enfoque sustentable y amigable con el medio ambiente.
- Apreciar la relación del sector agropecuario con el ecosistema y todo nuestro entorno.
- Comprender el papel vital que tiene la agricultura a nivel mundial para el desarrollo social y seguridad alimentaria.
- Aplicar técnicas adecuadas para el manejo del sector agrícola y para la elaboración de bioinsecticidas amigables con el ecosistema.

X. CONCLUSIONES

Los extractos etanólicos de especies meliáceas presentaron una mortalidad que va del 66.7 y 93.3% para el gusano barrenador de la caña de azúcar.

La eficacia de los extractos etanólicos de especies meliáceas está en el rango del 64.3% y 92.8% para cedro y nim, respectivamente.

Los extractos etanólicos de especies meliáceas sólo afectaron el índice de crecimiento del gusano barrenador.

Se concluye que los extractos etanólicos de especies meliáceas representan una buena alternativa para el control biológico del gusano barrenador de la caña de azúcar.

XI. RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar más investigación que contribuya para identificar y evaluar nuevas especies vegetales con potencial bio-insecticida y determinar la eficacia para tener una comparación con el presente trabajo.

Se recomienda realizar un perfil de metabolitos secundarios y sus concentraciones en las especies estudiadas, y con ello desarrollar nuevos estudios que permitan identificar las mejores concentraciones para cada especie vegetal.

XII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alfonso, M. 2002. Bioplaguicidas: una opción para el control biológico de plagas ra ximhai vol. 8, núm 3, p 18-19.

Álvarez M. C. Pérez J. F. D. 2004. Ficha técnica Barrenador de la caña de azúcar Sistema Potosino de Vigilancia Epidemiológica p 5 – 14.

Álvarez y Pérez, 2003. Álvarez, M. C. y Pérez, J. F. D., 2004. Daños indirectos del gusano barrenador. Ficha técnica del gusano barrenador. P5.

Álvarez O. 2006. Anonáceas Plantas antiguas, estudios recientes. Modificación del entorno de los grupos funcionales de membranas lipídicas artificiales por interacción con acetogeninas de anonáceas p 155.

Aragon P. 1996.Ficha técnica Barrenador de la caña de azúcar Sistema Potosino de Vigilancia Epidemiológica P4.

Arceo-Medina, G.N. 2014. Eficacia de extractos vegetales acuosos de especies arbóreas en el control de Spodoptera frugiperda. p5

Banko, C. 2005. Factores que explican el rendimiento de caña de azúcar a nivel municipal en México. Vol.6 Núm.6, p 1346.

Batabyal I. 2009. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de azadirachta indica, piper auritum y petiveria alliacea para el control de Spodoptera exigua p2.

Bautista N. M. 2006. Ficha técnica Barrenador de la caña de azúcar Sistema Potosino de Vigilancia Epidemiológica P2.

Bioagro, 2011. Ficha técnica Barrenador de la caña de azúcar. Sistema Potosino de Vigilancia Epidemiológica. P 5 - 14.

Buchanan, Jones.; Croteau, T. M.; Kutchan, Lewis. n. g. 2000. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de azadirachta indica, piper auritum y petiveria alliacea para el control de spodoptera exigua. Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola p11.

CAB International, 2007. Crop Protection Compendium. Wallingford, UK: CAB International. Ficha técnica del gusano barrenador. P 12 – 14.

Campbell J. 2002; Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de azadirachta indica, piper auritum y petiveria alliacea para el control de spodoptera exigua p 1

Céspedes, L. C., Calderón, S. J., Lina, L., & Aranda, E. (2000). Evaluación de fenoles y limonoides en hojas de Cedrela odorata (Meliaceae) de una plantación experimental establecida en Tezonapa Veracruz, México. Vol 63 (2): p 545-558.

Correa, F.M. y A.M. Ruge. 2004. Determinación de la dl50 y tl50 de extractos etanólicos de suspensiones celulares de Azadirachta indica sobre Spodoptera frugiperda. Rev.Fac.Nal.Agr.Medellín. 61 (2): P.4567.

Crop Protection Compendium CPC. 2011. Ficha técnica Barrenador de la caña de azúcar. Sistema Potosino de Vigilancia Epidemiológica p 2 - 11

CVCA, 2010. Ficha técnica del gusano barrenador. P 12 - 14.

De Luna, E. S. 2003. Ficha técnica del gusano barrenador. P9.

De souza, T. W.; Cruz, I.; Petacci, F.; De souza, F. S.; Cola, Z. J.; Serrão, J. E. 2009. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de azadirachta indica, piper auritum y petiveria alliacea para el control de spodoptera exigua. Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola p 1 - 13.

García, F. J. M., 2011.ciclo biológico del gusano barrenador. Ficha técnica del gusano barrenador. p10.

Gazim Z.G. 2010. Eficacia de extractos vegetales acuosos de especies arbóreas en el control de Spodoptera frugiperda, p 10.

Guerra-Sánchez, D. 2011. Revista Química Viva - Número 1, p 42-45.

Gutiérrez G. S. C., Sánchez E.J., Pérez D. J. F., Carballo C. A., Berguinson D.,Guilera P M. M. 2010. Evaluación de extractos acuosos a base de Azadirachta indica, Gliricidia sepium y Leucaena leucocephala, sobre la mortalidad de gusano cogollero (Spodoptera Frugiperda).P1

Hernández L. 1994. Manejo integrado para el control de gusano barrenador en caña de azúcar en el estado de Morelos. p 1

Inderjit m. 1999. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de azadirachta indica, piper auritum y petiveria alliacea para el control de spodoptera exigua p 1

INIFAP 2006. Manejo integrado para el control del gusano barrenador en caña de azúcar en el estado de morelos. P11

Isman, M. B. 2006. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *Azadirachta indica*, *Piper auritum* Y *Petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua*. Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola p13.

Jaramillo, L.F. 1996.y National Research Council. 1992. . Determinación de la dl50 y tl50 de extractos etanólicos de suspensiones celulares de *Azadirachta indica* sobre *Spodoptera frugiperda*. Vol 61(2): P.4567.

Kipassa, N. T., Iwagawa, T., Okamura, H., Doe, M., Morimoto, Y., & Nakatani, M. (2008). Evaluación de fenoles y limonoides en hojas de *Cedrela odorata* (Meliaceae) de una plantación experimental establecida en Tezonapa Veracruz, México. Vol. 63 (2): P 545-548.

Krueger, C. G.; M. M. Vestling y J. D. Reed , 2003. Redimio M. P. O. Metabolitos secundarios no fenólicos en el follaje de árboles y arbustos. Efecto en la fisiología digestiva de rumiantes. Vol 20 (2): p 98

Kurose, K.; Yatagai, M. 2005. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *Azadirachta indica*, *Piper auritum* Y *Petiveria alliacea* para el control de *Spodoptera exigua*. Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola. P18

Lagunes, T.A.; Villanueva, J.J. 1999. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *Azadirachta indica*, *Piper auritum* Y *Petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua* Universidad Autónoma Chapingo Departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola. p 1 - 14

Lannacone, J. y G. Lamas. 2003. Determinación de la dl50 y tl50 de extractos etanólicos de suspensiones celulares de *Azadirachta indica* sobre *Spodoptera frugiperda*. Rev.Fac.Nal.Agr.Medellín. 61(2): P.4567

Leng, P. 2011. Bioplaguicidas: una opción para el control biológico de plagas ra ximhai vol. 8, número 3, P18 – 19

Liydon J. 1997. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de Azadirachta indica, Piper auritum Y Petiveria alliacea para el control de Spodoptera exigua p1

Matos Neto F. C. 2004. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de azadirachta indica, piper auritum y petiveria alliacea para el control de spodoptera exigua p 1.

Meagher, R. L., 1996. Control químico. Ficha técnica del gusano barrenador. P14.
Mc Sweeney C. S.; H. P. S. Makkar y J. D. Reed 2003. Redimio M. P. O. Metabolitos secundarios no fenólicos en el follaje de árboles y arbustos. Efecto en la fisiología digestiva de rumiantes Rev. prod. anim ., 20 (2): P 97.

Modak B. 2011. Eficacia de extractos vegetales acuosos de especies arbóreas en el control de Spodoptera frugiperda. P8.

Mordue, A.J. 2004. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de Azadirachta indica, Piper auritum Y Petiveria alliacea para el control de Spodoptera exigua Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola. p2 - 18

Orozco F. 2007. Cultivos de células en suspensión de azadirachta indica para la producción de un bioinsecticida revista mexicana de ingeniería química Vol. 6, No. 3. P 252.

Parraguirre C.1993 Switenia macrophila King Publicado en: Icones Plantarum Indiae Orientalis ser. P 2

Pavela, R. 2009. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *azadirachta indica*, *piper auritum* y *petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua*. Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola. p2

Peairs, F. B. y Saunders, J. L., 1980. Ficha técnica del gusano barrenador. P2 -10.

Pérez-Flores, J., Eigenbrode, S. D., & Hilje-Quiroz, L. H. (2012). Evaluación de fenoles y limonoides en hojas de *Cedrela odorata* (Meliaceae) de una plantación experimental establecida en Tezonapa Veracruz, México. Vol 63 (2): p 545-548

Ramón A. 2008. Evaluación de extractos acuosos a base de *Azadirachta indica*, *Gliricidia sepium* y *Leucaena leucocephala*, sobre la mortalidad de gusano cogollero (*Spodoptera Frugiperda*). P20.

Ramos, G.; P. Frutos.; F. J. Giráldez. y A. R. Man-tecón 1998. Metabolitos secundarios no fenólicos en el follaje de árboles y arbustos. Efecto en la fisiología digestiva de rumiantes. Vol. 20 (2): P 98.

Ramos, R.S. 1999. Determinación de la dl50 y tl50 de extractos etanólicos de suspensiones celulares de *Azadirachta indica* sobre *Spodoptera frugiperda*. Vol. 61(2): P.4565.

Reed e. Majumdar s. k. 1998. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *azadirachta indica*, *piper auritum* y *petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua*. Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola p2

Regnault-Roger C. J.R. Philogene B. Vincent C. 2004. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *azadirachta indica*, *piper auritum* y *petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua* p 1 – 14

Rodríguez L. A. D. 2009. Ficha técnica Barrenador de la caña de azúcar Sistema Potosino de Vigilancia Epidemiológica P2 – 14.

Rosales-Castro, M., González-Laredo, R. F., Rocha-Guzmán, N. E., Gallegos-Infante, J. A., Rivas-Arreola, M. J., & Karchesy, J. J. (2012). Evaluación de fenoles y limonoides en hojas de *Cedrela odorata* (Meliaceae) de una plantación experimental establecida en Tezonapa Veracruz, México. Vol. 63 (2): P 545-548.

Rosas, N. M. G., De Luna, E. J. S., Arévalo K. N., Galán, L. J. W. y Morales, L. H. R., 2005. Ciclo biológico del gusano barrenador. Ficha técnica del gusano barrenador. P9 - 11

Rossetti M.R. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *Azadirachta indica*, *Piper auritum* Y *Petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua* p11 – 15.

Serra G. y Trumper E. 2006. Ficha técnica Barrenador de la caña de azúcar. Sistema Potosino de Vigilancia Epidemiológica P4

Shirsatha S.R. 2011. Intensificación de la extracción de productos naturales mediante irradiación ultrasónica. P 2.

Sosa, 1990; CPC, 2011 Comportamiento del gusano barrenador. Ficha técnica del gusano barrenador. P9

Sweetmore, A. 2001. Manejo holístico de plagas: Hacia un nuevo paradigma de la protección fitosanitaria El cafetal del futuro: Realidades y Visiones. Aachen, Shaker Verlag, 2006. p 1.

Taiz, L.; Zeiger, E. 2002. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *Azadirachta indica*, *Piper auritum* Y *Petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua* universidad autónoma chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola p 1 - 12

Ulrichs, c 2008. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *azadirachta indica*, *piper auritum* y *petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua* p 1 – 15.

Valle P. C. 2008. Nancy Ruiz-Lau, Fátima Medina Lara y Manuel Martínez Estévez El chile habanero: su origen y usos. P 73 - 74.

Vergara, R.R. 2005. Determinación de la dl50 y tl50 de extractos etanólicos de suspensiones celulares de *Azadirachta indica* sobre *Spodoptera frugiperda*. Vol. 61(2): P.4567.

Vivanco, M. J.; Cosio, E.; Loyola, V.M.; Flores, H. E. 2005. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *Azadirachta indica*, *Piper auritum* Y *Petiveria alliacea* para el control de *Spodoptera exigua* Universidad Autónoma Chapingo departamento de fitotecnia posgrado en biotecnología agrícola. P14

Viveros, F. J. y J. Castaño. 2006. Efecto de extractos etanólicos de ruda y neem sobre el control de bacterias fitopatógenas del género *Erwinia*1. Vol. 61 N° 2. P. 144.

Wink m. 2003. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de *azadirachta indica*, *piper auritum* y *petiveria alliacea* para el control de *spodoptera exigua* p 1

Yessica Salvadores U. Gonzalo Silva A. 1 Maritza Tapia V. y Ruperto Hepp G.
Polvos de especias aromáticas para el control del gorgojo del maíz, *Sitophilus*
zeamais motschulsky, en trigo almacenado agricultura técnica - Vol. 67 - No 2 - 2007
P148

Zapata N. 2009. Propiedades entomotóxicas de los extractos vegetales de
Azadirachta indica, *Piper auritum* Y *Petiveria alliacea* para el control de *Spodoptera*
exigua p1

XIII. ANEXOS



Colecta del gusano barrenador



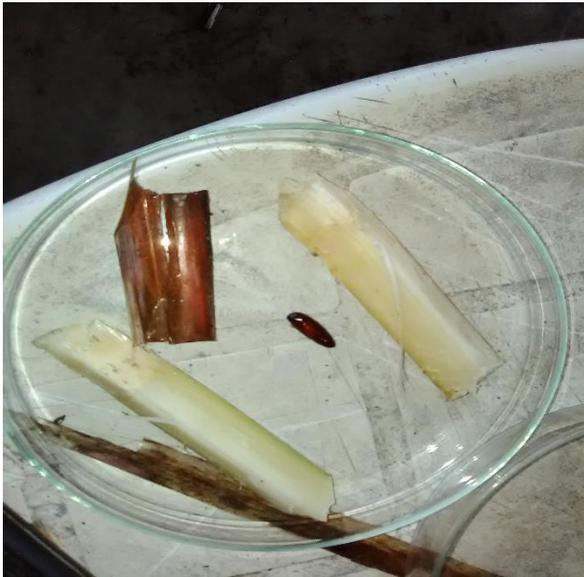
Individualización del gusano barrenador para su reproducción



Alimentación del gusano
con trocitos de caña



Reproducción del gusano



Pupa del gusano



Palomilla del gusano barrenador



Colecta de las diferentes especies meliáceas



Secado de las hojas a temperatura ambiente, y estufa



Molida de hojas con molino eléctrico



Material vegetal molido de las 3 especies



Pesado del material vegetal para la elaboración del extracto



Preparación del extracto etanolico



Agregado de 800 ml de etanol y 200 ml de agua destilada



Material vegetal listo para proceso en ultrasonido



Asistencia por ultrasonido para obtener el extracto etanólico



Extracto obtenido mediante ultrasonido listo para pasar a roto evaporador



Proceso en rotoevaporador para separación del disolvente



Extracto puro obtenido mediante rotoevaporador



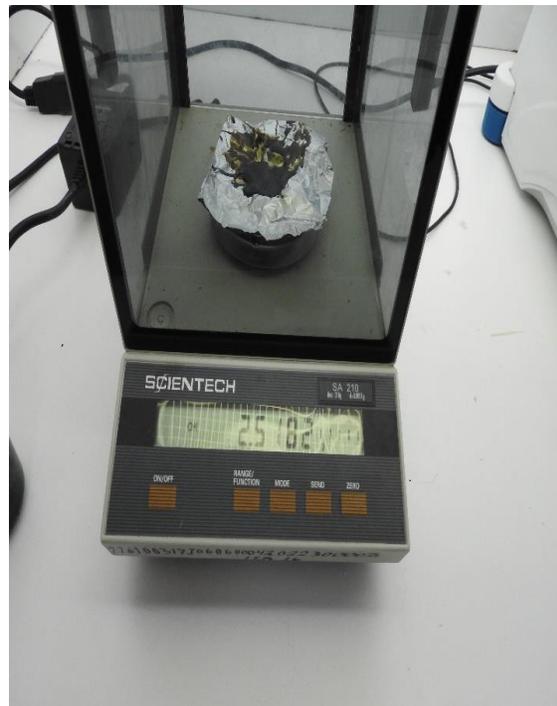
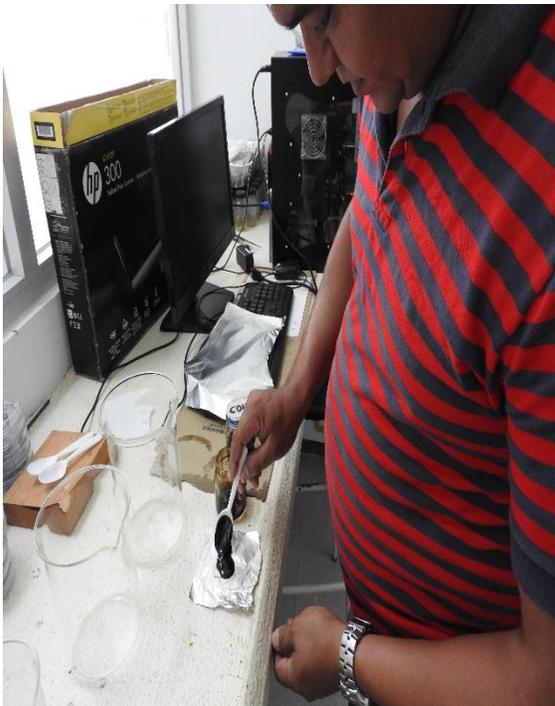
Proceso de secado del extracto puro en estufa eléctrica a 45°



Peso del gusano para el bioensayo



Pesaje del alimento



Pesado del extracto puro para elaboración 2.5 g de extracto en 500 ml de agua destilada



Preparación de los extractos para la aplicación



Extractos listos para la aplicación



Aplicación por inmersión del gusano barrenador en extracto etanólico de Nim durante 1 minuto



Aplicación por inmersión en extractos etanolicos de cedro y caoba durante 1 minuto



Observación microscópica de los gusanos muertos con los extractos etanólicos por día



Gusanos observados en microscopio muertos por extracto de Nim



Gusanos observados en microscopio muertos por extracto de Cedro



Gusanos observados en microscopio muertos por extracto de Caoba