



**UNIVERSIDAD
NACIONAL DE LOJA**

**FACULTAD AGROPECUARIA Y DE RECURSOS
NATURALES RENOVABLES**

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

“Producción intensiva de *Diatraea Saccharalis* en dietas artificiales, para cría de su parasitoide *Cotesia Flavipes*, en condiciones de laboratorio”

**TESIS DE GRADO PREVIA A LA
OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO**

Autor: Ismael Alexander Gómez Criollo

Directora: Dra. Marina Mazón Morales Ph.D

Loja – Ecuador

2022

CERTIFICACIÓN DE TESIS

Dra. Marina Mazón Morales Ph.D

DIRECTORA DE TESIS

CERTIFICA:

Que he revisado y orientado todo el proceso de elaboración de tesis de grado titulado: **“Producción intensiva de *Diatraea saccharalis* en dietas artificiales, para cría de su parasitoide *Cotesia flavipes*, en condiciones de laboratorio”** de autoría del estudiante Ismael Alexander Gómez Criollo, previa a la obtención de título de Ingeniero Agrónomo, una vez que el trabajo cumple con todos los requisitos exigidos por la Universidad Nacional de Loja para el efecto, autorizo la presentación para la perspectiva sustentación y defensa.

Loja, 16 de agosto 2021

MARINA
MAZON
MORALES

Firmado digitalmente
por MARINA MAZON
MORALES
Fecha: 2021.08.16
19:46:09 -05'00'

Marina Mazón Morales, PhD.

DIRECTORA DE TESIS

Ci: 0151669991

AUTORÍA

Yo, Ismael Alexander Gómez Criollo, declaro ser el autor del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes Jurídicos de posibles reclamos o acciones legales por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional-Biblioteca Virtual.”



Firmado electrónicamente por:
**ISMAEL
ALEXANDER GOMEZ
CRIOLLO**

Firma:

Cédula de identidad: 1104348279

Fecha: 18/02/2022

Correo electrónico: ismael.gomez@unl.edu.ec

Celular: 0992358538

CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS POR PARTE DEL AUTOR PARA LA CONSULTA DE PRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL, Y PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO.

Yo, Ismael Alexander Gómez Criollo, declaro ser el autor de la tesis titulada “**Producción intensiva de *Diatraea saccharalis* en dietas artificiales, para cría de su parasitoide *Cotesia flavipes*, en condiciones de laboratorio**” como requisito para optar por el título de Ingeniero Agrónomo, autorizo al sistema bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos muestre la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RI, en las redes de información del país y del exterior con los cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja no se responsabiliza por el plagio de tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los dieciocho días del mes de febrero del dos mil veintidós.

Firma  Firmado electrónicamente por:
**ISMAEL
ALEXANDER GOMEZ
CRIOLLO**

Autor: Ismael Alexander Gómez Criollo

Cédula de identidad: 1104348279

Dirección: Loja

Correo electrónico: ismael.gomez@unl.edu.ec

Celular: 0992358538

DATOS COMPLEMENTARIOS

Director de tesis: Dra. Marina Mazón Morales PhD.

Tribunal de grado: Ing. Edmigio Valdivieso Caraguay

PhD. Ángel Rolando Robles

PhD. Alex Eduardo Salazar

DEDICATORIA

Con mucho amor dedico este trabajo de investigación en primer lugar a Dios todopoderoso y benévolo por llenar mi vida de dicha y bendiciones a diario, por la oportunidad de existir, por su amor, porque sin su bendición no hubiera sido posible la culminación de mi carrera profesional, al mismo tiempo me es grato dedicarles este trabajo de investigación a mi madre, padre, hermanos y amigos por que sin el apoyo de ellos y amor no hubiese hecho este logro tan importante para mí.

Ismael Alexander Gómez Criollo

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de Loja por formarme como Ingeniero Agrónomo gracias por el apoyo, tiempo y sabiduría prestada. A ustedes que me brindaron su apoyo en los momentos difíciles y me alentaron a seguir adelante, hoy se ven cumplidos nuestros esfuerzos y mis deseos; iniciándose una etapa en mi vida en la que siempre estarán en mi corazón. Agradezco a mis docentes por sus conocimientos, disposición y ayuda brindada. No es fácil llegar, se necesita esfuerzo, lucha y deseos, pero sobre todo el apoyo como el que he recibido durante todo este tiempo. Ahora más que nunca se acredita hacia ustedes admiración y respeto, además agradezco a la Dra. Marina Mazón Morales, por haberme guiado en este trabajo y haberme enseñado a ser paciente hasta alcanzar mi meta deseada.

Ismael Alexander Gómez Criollo

ÍNDICE

PORTADA.....	i
CERTIFICACIÓN DE TESIS.....	ii
AUTORÍA	iii
CARTA DE AUTORIZACIÓN.....	iv
DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTO.....	vi
ÍNDICE	vii
ÍNDICE DE TABLAS	x
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xi
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xii
1. TÍTULO	1
2. RESUMEN	2
2.1. ABSTRACT.....	3
3. INTRODUCCIÓN	4
3.1. Objetivo general	6
3.2. Objetivos específicos.....	6
4. REVISIÓN DE LITERATURA	7
4.1. Generalidades del Cultivo de Caña de Azúcar.....	7
4.2. Clasificación Taxonómica	7
4.3. Insectos que atacan al cultivo de caña de azúcar	8
4.4. Barrenador de tallo (<i>Diatraea saccharalis</i>)	8
4.4.1. Clasificación taxonómica.....	8
4.4.2. Características biológicas	8
4.4.3. Tipo de daño.....	10
4.4.4. Importancia Económica.....	11
4.5. Técnicas para la cría de insectos.....	11
4.5.1. Cría de insectos con dieta artificial.....	12
4.5.2. Componentes de las dietas de los insectos.....	12
4.6. Clasificación de los agentes de control.....	14
4.6.1. Parasitoides.....	14
4.6.2. Depredadores.....	14
4.6.3. Patógenos	15
4.7. Parasitoides de <i>Diatraea saccharalis</i>	15
4.7.1. <i>Cotesia flavipes</i>	16

5.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	17
5.1.	Área del estudio.....	17
5.2.	Diseño experimental y modelo matemático.....	18
5.2.1.	Tratamientos.....	18
5.2.2.	Características del ensayo.....	19
5.3.	Metodología general.....	20
5.3.1.	Recolección de larvas de <i>Diatraea saccharalis</i> en el campo.....	20
5.3.2.	Obtención de crisálidas para el pie de cría.....	21
5.3.3.	Ubicación de las crisálidas en la jaula y postura de huevos.....	21
5.3.4.	Manejo de posturas.....	22
5.3.5.	Dietas artificiales.....	22
5.3.6.	Preparación de las dietas.....	22
5.3.7.	Envasado de tubos de ensayo.....	22
5.4.	Metodología para el primer objetivo.....	23
5.4.1.	Calidad nutricional.....	23
5.4.2.	Sobrevivencia de larvas alimentadas con las dietas.....	23
5.4.3.	Peso y longitud de las larvas.....	23
5.4.4.	Sobrevivencia de adultos (<i>Diatraea</i>).....	24
5.4.5.	Capacidad de parasitismo (<i>Cotesia</i>).....	24
5.5.	Metodología para el segundo objetivo.....	25
5.5.1.	Ciclo de vida de <i>D. saccharalis</i>	25
5.5.2.	Ciclo de vida de <i>Cotesia flavipes</i> en larvas de <i>Diatraea saccharalis</i>	26
5.6.	Análisis estadístico.....	26
6.	RESULTADOS.....	27
6.1.	Calidad nutricional de las dietas.....	27
6.1.1.	Sobrevivencia de larvas alimentadas con dietas.....	27
6.1.2.	Peso y longitud de las larvas alimentadas con dietas.....	28
6.1.3.	Sobrevivencia de adultos de <i>Diatraea</i>	29
6.1.4.	Capacidad de parasitismo.....	30
7.	DISCUSIÓN.....	33
7.1.	Calidad nutricional de las dietas.....	33
7.2.	Capacidad de parasitismo.....	34
7.3.	Ciclo de vida de <i>D. saccharalis</i>	34
7.4.	Ciclo de vida de <i>C. flavipes</i> en larvas de <i>D. saccharalis</i>	35
8.	CONCLUSIONES.....	36
9.	RECOMENDACIONES.....	37

10.	BIBLIOGRAFÍA.....	38
11.	ANEXOS	42

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Descripción de los componentes utilizados para la realización de cada una de las dietas artificiales para alimentación de las larvas de <i>Diatraea saccharalis</i> en laboratorio.	18
Tabla 2. Duración promedio (días) del ciclo de vida de <i>Diatraea saccharalis</i> en tres dietas.....	32
Tabla 3. Duración promedio (días) del ciclo de vida de <i>Cotesia flavipes</i> en larvas de <i>D. saccharalis</i> , en tres dietas.....	32

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación del laboratorio de entomología de la empresa AGROCTSA, en el cantón Catamayo, provincia de Loja.....	17
Figura 2. Esquema de disposición del ensayo en laboratorio.	20
Figura 3. Porcentajes promedio de la sobrevivencia de larvas de <i>D. saccharalis</i> alimentadas en dietas.	27
Figura 4. Promedios de peso de las larvas de <i>D. saccharlis</i> después de ser alimentadas con cada uno de los tratamientos.....	28
Figura 5. Promedios de longitud de las larvas de <i>Diatraea</i> después de ser alimentadas con cada uno de los tratamientos.....	29
Figura 6. Porcentajes promedio de sobrevivencia de adultos de <i>Diatraea</i> con cada uno de los tratamientos.....	30
Figura 7. Promedios de parasitoides por larva de <i>D. saccharalis</i> con cada uno de los tratamientos.	31

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Colectas de larvas de <i>D. saccharalis</i> para obtención de pie de cría en laboratorio	42
Anexo 2. Manejo de posturas de <i>D. saccharalis</i>	42
Anexo 3. Preparación de dietas	43
Anexo 4. Introducción de larvas de <i>D. saccharalis</i> en tubos con dieta	43
Anexo 5. Supervivencia de larvas alimentadas con dieta	43
Anexo 6. Alimentación de larvas de <i>D. saccharalis</i> con choclo tierno	44
Anexo 7. Peso y longitud de las larvas	44
Anexo 8. Supervivencia de adultos (<i>Diatraea</i>)	44
Anexo 9. Parasitismo	45
Anexo 10. Número de <i>Cotesias</i> adultos	45
Anexo 11. Cuadro total de desarrollo de <i>D. saccharalis</i> y <i>C. flavipes</i>	46

**PRODUCCIÓN INTENSIVA DE *Diatraea saccharalis* EN DIETAS
ARTIFICIALES, PARA CRÍA DE SU PARASITOIDE *Cotesia flavipes*, EN
CONDICIONES DE LABORATORIO**

2. RESUMEN

Mediante la elaboración de 3 dietas artificiales se busca incrementar la producción de larvas de *Diatraea saccharalis* en condiciones de laboratorio, con el fin de ser utilizados para cría masiva como hospederos del controlador biológico *Cotesia flavipes*. La investigación se realizó en la empresa Agrícola y Comercial Catamayo AGROCATSA, localizada en la provincia de Loja, cantón Catamayo, con el objetivo evaluar la calidad nutricional de 3 diferentes dietas artificiales para la producción de *Diatraea saccharalis* y determinar el ciclo de vida del gusano barrenador *Diatraea saccharalis* y su parasitoide *Cotesia flavipes* sometidas a las dietas artificiales en condiciones de laboratorio. Se empleó un diseño experimental completamente al azar (DCA) con tres tratamientos y diez repeticiones. Los resultados indicaron que, la dieta 1 fue la que mejor alternativa mostro al momento de incrementar el número de larvas de *D. saccharalis*, debido a su composición por proteínas, carbohidratos y vitaminas que actúan como factores de crecimiento, estos cubren las necesidades nutricionales y disminuye los riesgos de enfermedades por contaminación de patógenos en larvas de *D. saccharalis*, de igual manera en el porcentaje de parasitismo de *C. flavipes* en larvas de *D. saccharalis* la dieta 1 presento mejor comportamiento ya que se obtuvo un número total de 4730 individuos adultos de *C. flavipes*. La dieta 1 influyó de manera positiva en cuanto al ciclo de vida de los individuos reduciendo de una manera rápida el desarrollo en cuanto al ciclo de vida de *D. saccharlis* (30 días) como también de *C. flavipes* (11 días) en larvas de *D. saccharlis*, lo cual nos permite realizar diferentes estudios de una manera más rápida y eficaz.

Palabras clave: *Diatraea saccharalisse*, *Cotesia flavipes*.

2.1.ABSTRACT

Through the elaboration of 3 artificial diets, the aim is to increase the production of *Diatraea saccharalis* larvae under laboratory conditions, in order to be used for mass breeding as hosts of the biological controller *Cotesia flavipes*. The research was carried out at the Catamayo Agricultural and Commercial Company. AGROCATSA, located in the province of Loja, canton Catamayo, with the objective of evaluating the nutritional quality of 3 different artificial diets for the production of *Diatraea saccharalis* and determining the life cycle of the screwworm *Diatraea saccharalis* and its parasitoid *Cotesia flavipes* subjected to the diets artificial under laboratory conditions. A completely randomized experimental design (DCA) with three treatments and ten repetitions was used. The results indicated that diet 1 was the one that showed the best alternative when increasing the number of *D. saccharalis* larvae, due to its composition of proteins, carbohydrates and vitamins that act as growth factors, these cover the nutritional needs and decreases the risks of diseases due to contamination of pathogens in *D. saccharalis* larvae, in the same way in the percentage of parasitism of *C. flavipes* in *D. saccharalis* larvae, diet 1 presented better behavior since a total number of 4730 individuals was obtained *C. flavipes* adults. Diet 1 had a positive influence on the life cycle of the individuals, rapidly reducing the development of the life cycle of *D. saccharalis* (30 days) as well as *C. flavipes* (11 days) in larvae of *D. saccharalis*, which allows us to carry out different studies in a faster and more efficient way.

Key words: *Diatraea saccharalis*, *Cotesia flavipes*.

3. INTRODUCCIÓN

La caña de azúcar es uno de los cultivos más importantes en la agricultura ecuatoriana. Su actividad representa el 8,7 % del PIB agrícola nacional, siendo la principal fuente de materia prima para la producción de azúcar, etanol, alcohol y panela (CINCAE, 2017).

La producción azucarera en el ingenio “Monterrey” en los últimos años se ha visto afectada por el ataque del lepidóptero *Diatraeae saccharalis*, una plaga de la caña de azúcar que se encuentra distribuida en todas las zonas productoras del país, potencialmente importante por los perjuicios que ocasiona al cultivo y al rendimiento industrial (Argueta, 2010). Este insecto disminuye el peso de los tallos y en algunos casos genera la muerte de los mismo, lo que afecta a la producción y calidad de sus cosechas (Polonio, 2014).

Se estima que por cada unidad de intensidad de infestación de la plaga se pierden 5.8 kg de azúcar por hectárea, lo que significa una disminución de 1.6 % del rendimiento que producen las cañas sanas. Las pérdidas estimadas tienen una correlación de 0.70 % de azúcar/t de caña para un 1 % de intensidad de infestación de la plantación (Alban, 2018).

El manejo integrado de plagas (MIP) es uno de los mecanismos de control donde se complementan todas las técnicas y métodos más apropiados de la manera más compatible para poder mantener la plaga en niveles bajos, donde no pueda causar daños económicos y lograr una cosecha sostenible (Alban, 2018). Típicamente existen tres estrategias que son utilizadas para mitigar el problema de infestación por *Diatraea saccharalis*, la implementación de cultivos de variedades resistentes, la aplicación de insecticidas y el control biológico. Este último ha sido el método más efectivo de lucha contra varias plagas en caña de azúcar (Aguirre, 2012).

Para la aplicación de técnicas de control biológico aumentativo (es decir incrementar la población de enemigos naturales mediante crías en laboratorio, para luego liberarlos en gran cantidad varias veces al año), se hace necesario el desarrollo de dietas artificiales

eficientes para alimentar los estadios inmaduros de *Diatraea saccharalis*, con el fin de ser utilizados para cría masiva como hospederos del controlador biológico *Cotesia flavipes*. Esto debido a que la composición de la dieta artificial o natural influye sobre parámetros del ciclo de vida, tales como la fertilidad, tamaño de las larvas, proporción de sexos y la supervivencia (Aguirre, 2012).

En el Ecuador, los ingenios azucareros Valdez, La Troncal y San Carlos, han mantenido desde hace mucho tiempo programas de cría y multiplicación de *B. claripalpis*, *L. minense* y *Cotesia flavipes*, para el control biológico de *D. saccharalis*, que constituye una de las grandes alternativas para la producción de sus enemigos naturales en forma eficiente y con menores costos (Castillo, 2012). La propagación de estos insectos benéficos a través de esta técnica y su posterior liberación en el campo, es una forma eficiente de control biológico de esta plaga lo que permite mantenerla a niveles poblacionales bajos (Aguirre, 2012).

Con este trabajo de investigación se busca establecer un control biológico para *Diatraeae saccharalis* mediante la elaboración de dietas artificiales, que ayudarán a obtener una reproducción masiva de su parasitoide *Cotesia flavipes*, quien se alimenta del estado larval de esta plaga, con el fin de promover su control biológico y así mejorar los niveles de producción del cultivo de la caña de azúcar y elevar así sus niveles de rendimiento y calidad en sus cosechas.

3.1. Objetivo general

- Evaluar la producción del gusano barrenador *Diatraea saccharalis* con 3 dietas artificiales, en beneficio de su parasitoide *Cotesia flavipes*.

3.2. Objetivos específicos

- Evaluar la calidad nutricional de tres diferentes dietas artificiales para la producción de *Diatraea saccharalis*.
- Determinar el ciclo de vida del gusano barrenador *Diatraea saccharalis* y su parasitoide *Cotesia flavipes* sometidas a las dietas artificiales en condiciones de laboratorio.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Generalidades del Cultivo de Caña de Azúcar

El cultivo de la caña de azúcar representa una actividad agrícola de gran importancia socioeconómica en el mundo (Osorio, 2007), es actualmente cultivada por más de 100 países en más de 20 millones de ha en el mundo, en donde se producen 1.300 millones de tn de caña (Viejó, 2013).

En el Ecuador este cultivo es de alta importancia, ya que de este se extrae el azúcar que es un producto que forma parte de la canasta básica de los ecuatorianos y es ingrediente fundamental de muchos alimentos elaborados y semi-elaborados de consumo masivo. Adicionalmente, puede producirse alcohol como carburante y proporciona el bagazo para cogeneración. Es una fuente importante de mano de obra en forma directa o indirecta a través de los ingenios azucareros, los cultivadores de caña y las industrias o pequeñas empresas que basan su producción en el azúcar y coproductos, en todas las regiones del Ecuador (Castillo y Silva, 2004).

El sector productor de caña de azúcar ha sido un pilar importante de la economía ecuatoriana desde hace varios años, cuando las condiciones favorables de la costa provocaron la expansión del cultivo. El Ecuador es un buen productor de este cultivo el cual se está exportando en pequeños volúmenes a Perú (Viejó, 2013).

4.2. Clasificación Taxonómica

Según Argueta y Hernández (2011), la caña se ubica en la siguiente clasificación botánica:

- **Reino:** Plantae
- **División:** Magnoliophyta
- **Clase:** Liliopsida
- **Subclase:** Commelinidae

- **Orden:** Poales
- **Familia:** Poaceae
- **Subfamilia:** Panicoideae
- **Tribu:** Andropogoneae
- **Género:** *Saccharum*

4.3. Insectos que atacan al cultivo de caña de azúcar

El cultivo de la caña de azúcar, es un agroecosistema que alberga una relativa gran diversidad de especies de insectos y algunos de estos, en dependencia de la zona y la época del año, causan daños de importancia económica en el cultivo (Portela, 2010). En Ecuador se destacan plagas como los saltahojas (*Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy), el áfido amarillo (*Sipha flava* Forbes), el barrenador del tallo (*Diatraea saccharalis* Fabricius), el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J. E. Smith) y los salivazos (*Mahanarva andigena* Jacobi) (Mendoza, 2013).

4.4. Barrenador de tallo (*Diatraea saccharalis*)

4.4.1. Clasificación taxonómica

SAGARPA (2015), describe la clasificación del barrenador del tallo de la caña de azúcar de la siguiente forma:

- **Phylum:** Arthropoda
- **Clase:** Insecta
- **Orden:** Lepidoptera
- **Familia:** Crambidae
- **Género:** *Diatraea*
- **Especie:** *Diatraea saccharalis*

4.4.2. Características biológicas

Según CINCAE (2017). *Diatraea saccharalis*, reportada en caña de azúcar en el Ecuador, en todas las zonas productoras. Es una plaga potencialmente importante por los perjuicios

que ocasiona al cultivo y al rendimiento industrial. El periodo de desarrollo de estos insectos está determinado por las características biológicas inherentes a las especies que conforman esta clase; no obstante, para cualquier especie, las condiciones en que ocurre el desarrollo influyen notablemente. Estas pueden aumentar o disminuir el tiempo de ocurrencia de los fenómenos vitales, pues la temperatura, humedad relativa, cantidad y calidad de los alimentos, así como otros factores ecológicos pueden variar, en mayor o menor grado, la duración del desarrollo de todo el ciclo de vida. En cualquier caso, esta especie como el resto de los lepidópteros, tiene desarrollo holometábolo, por lo que pasa por los estadios de huevo, larva, pupa y adulto.

4.4.2.1. *Huevo.*

Las hembras colocan los huevos sobre las hojas o adheridos al tallo, en grupos de 5 a 50 huevos, colocados en forma imbricada. El periodo de incubación tarda de 4 a 5 días. Los huevos son de forma ovalada y aplanada, recién puestos son de color blanco cremoso y cuando están próximos a la eclosión se toman rojizos o anaranjados, con una puntuación negra (CINCAE 2017).

4.4.2.2. *Larva.*

La fase larval comprende cinco instares, con una duración total de 18 a 25 días. Su coloración es blanca cremosa, con numerosas puntuaciones de color castaño a lo largo del cuerpo y la cabeza marrón oscuro. En los primeros instares se alimentan de los tejidos tiernos en el cogollo y posteriormente descienden hacia la axila de las hojas para convertirse en barrenador del tallo. La larva completa su desarrollo dentro del tallo y antes de empupar abre un orificio en la pared del tallo para facilitar la emergencia de la mariposa (Flores, 2010).

4.4.2.3. *Pupa.*

La pupa del barrenador es de tipo adéctica, caracterizada porque los órganos bucales no son móviles, los apéndices corporales se pueden observar, pero están fuertemente pegados al cuerpo mediante una secreción especial. Las pupas recién formadas son casi blancas, pero a las pocas horas toman una coloración marrón. En este periodo permanece de 10 a 14 días, al final del cual emerge la mariposa (Flores, 2010).

4.4.2.4. *Adulto.*

El adulto del barrenador es una pequeña polilla de color pajizo, que mide un poco más de 1 cm de longitud y de ancho de alas de 2 a 2,5 cm. En estado de reposo, une las alas y forma un ángulo obtuso con el vértice, hacia la parte dorsal.

Los machos son, generalmente, más pequeños que las hembras, tienen el abdomen más fino y las alas más oscuras. Los adultos constituyen el estado de mayor movilidad del insecto. Las antenas son dilatadas, pubescentes y poliformes. Las alas anteriores son reflectadas, alargadas y subtriangulares, en algunos casos presentan líneas transversales sobre las alas o líneas más oscuras a lo largo de las venas.

Las patas son cortas, con el par medio más largo y de tarso pentámero, el fémur es alargado. Las tibia de las patas anteriores y medias presentan dos espuelas y el par posterior cuatro. La tibia del macho generalmente lleva numerosas escamas alargadas en forma de pelos, en el margen interior. La genitalia del macho es bien desarrollada, en tanto que la genitalia de la hembra tiene una papila anal ancha. La bolsa copulatoria abre ventralmente en el séptimo esternito abdominal. Para que ocurra la reproducción, es necesario que se efectúe la maduración sexual de las polillas (CINCAE, 2017).

4.4.3. **Tipo de daño**

Los adultos de *D. saccharalis* son polillas de hábitos nocturnos, las que depositan sus huevos sobre las hojas del cultivo. Las larvas al salir de los huevos se trasladan hacia los nudos donde roen la superficie del tallo para posteriormente perforar el tallo y penetrar en él. Estas larvas van originando unos túneles dentro de los entrenudos, donde toman una coloración roja por la invasión secundaria de microorganismos saprófitos que inician una descomposición de los tejidos (Gómez, 2014).

En tallos con entrenudos, las larvas dejan unas galerías transversales que causan el volcamiento de las cañas. Esto causa la pérdida de peso, activación de brotes laterales, enrizamiento aéreo y pérdida de azúcares en el tallo; sin embargo, los daños indirectos son los más considerables ya que a través de los orificios y galerías horizontales penetran insectos secundarios, tal es el caso del picudo rayado *Metamasius hemipterus* L., y los

hongos *Colleterotrichum falcatum* Wentt y *Fusarium moniliforme* Sheldon, que son los causantes de la pudrición roja. Estos hongos son los responsables de la inversión de la sacarosa, ya que disminuye la cantidad y pureza del jugo que se extrae de la caña de azúcar, el cual tiene bajo contenido de sacarosa, como del 10 % a 20 %, por tanto, es menor el rendimiento de azúcar y alcohol.

La pérdida de cualquier porcentaje de daños debido a esta plaga, por pequeño que sea, equivale a grandes pérdidas económicas e impide elevar los rendimientos y mantener la cosecha en niveles altos y estables, por lo que, influye de forma directa en todo el proceso productivo (Enrique., 2011).

4.4.4. Importancia Económica

El gusano barrenador causa daños importantes en la caña de azúcar tanto en forma directa como indirecta. En primer caso, las larvas barrenan el interior del tallo formando túneles y ocasionado la muerte del cogollo, por lo tanto, los tallos se vuelven frágiles y cualquier viento los puede tumbar. Con respecto al daño indirecto, al alimentarse las larvas en el interior facilitan la propagación de enfermedades, siendo la principal el “muermo rojo” ocasionado por el hongo *Colleterotrichum falcatum*, el cual disminuye la cantidad de sacarosa y tiñe de rojo el interior de los tallos. Lo anterior dificulta el proceso de extracción de azúcar en la fábrica. (Gómez, 2014).

4.5. Técnicas para la cría de insectos

Los métodos de cría de insectos se caracterizan principalmente por el tipo de alimento suministrado a las larvas durante su desarrollo. Este puede ser natural, cuando se usan plantas o partes de ellas que son hospedantes del insecto en la naturaleza y artificial, cuando el alimento suministrado ha sido elaborado previamente por el hombre. (Reguilón, 2014).

4.5.1. Cría de insectos con dieta artificial

Se denomina alimento artificial a toda preparación fabricada por el hombre y diferente al alimento disponible en la naturaleza por la presentación, características físicas y composición química.

Entre los alimentos artificiales proporcionados para los lepidópteros fitófagos, se distinguen los medios sintéticos, constituidos por sustancias químicas definidas (aminoácidos, glúcidos, sales minerales, vitaminas, etc.) y los medios semi- sintéticos que contienen una proporción variable de componentes conocidos y sustancias complejas cuyas estructuras químicas están más o menos definidas (materiales vegetales, proteínas, levadura de cerveza, etc.). Son estos precisamente, los que han permitido criar el mayor número de especies insectiles (Reguilón, 2014).

4.5.2. Componentes de las dietas de los insectos.

- **Carbohidratos.** - Puesto que muchos alimentos naturales de larvas contienen alguna forma de carbohidratos, la mayoría de las dietas artificiales para larvas requieren de este componente como una fuente de energía. Los insectos sobreviven mejor con carbohidratos, aunque lípidos y proteínas pueden ser usados como fuentes alternas de energía. Dependiendo de las enzimas digestivas necesarias para degradar las moléculas grandes de azúcares complejos para su absorción intestinal, los azúcares pueden ser utilizados en un número variable de formas, desde polisacáridos hasta monosacáridos y algunos azúcares-alcohol. Polisacáridos como dextrinas, almidón y glucógeno son adicionados como componentes semipuros o puros. Comúnmente los carbohidratos son incorporados en las dietas al agregar productos que contienen otros nutrientes como germen de trigo, harina de soya, polvo de zanahoria, harina de maíz y harina de frijol (Cibrian, 2010).

- **Lípidos.** - Los insectos pueden usar una amplia variedad de lípidos como fuente alternativa de energía; sin embargo, existe una clase que es esencial para todos: los esteroides. Los insectos utilizan los esteroides de la dieta como componentes estructurales de las células y para la síntesis de reguladores del crecimiento (ecdisona) ya que son incapaces de sintetizarlos. Aunque los síntomas patológicos relacionados con la deficiencia de lípidos aparecen usualmente durante los estados inmaduros (incapacidad para mudar, malformaciones, incapacidad para desprenderse de la exuvia) los adultos también pueden presentar deformaciones en alas y patas y requerir esteroides (Cibrian, 2010).
- **Proteínas.** - Los insectos adquieren los aminoácidos a partir de las proteínas ingeridas, las cuales son degradadas enzimáticamente a aminoácidos y estos se absorben a través de la pared intestinal. De los 20 aminoácidos incluidos en nutrición, los siguientes (L-isómeros) son considerados esenciales y deben ser parte de la dieta: arginina, histidina, isoleucina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina, triptófano y valina. (Cibrian, 2010).
- **Vitaminas.** - Hay un consenso sobre la necesidad de incluir vitaminas en las dietas artificiales para insectos, sin embargo se carece de datos precisos acerca de cuánto es esencial para el desarrollo del insecto. Se tiene establecido que insectos representativos de Diptera, Coleoptera, Lepidoptera, Hemiptera, Hymenoptera, Orthoptera y Siphonaptera, requieren las vitaminas siguientes del complejo B: timina, riboflavina, niacina, ácido pantoténico, piridoxina, ácido fólico y biotina. Las necesidades varían dependiendo del insecto. Como fuente de vitamina B se utiliza la mezcla de vanderzant, el jarabe Clusivol y otras marcas comerciales, levaduras y germen de trigo (Cibrian, 2010).
- **Geles.** - En una dieta artificial la formación de un gel es el estado ideal para que se mantenga hidratada y firme a la vez, para soportar el peso del insecto durante la alimentación. El producto más popular para esto es el agar, un éster sulfúrico de un polisacárido complejo extraído de *Gelidium* y otras algas. El agar se combina ordinariamente con otros iones metálicos tales como sodio, potasio,

calcio y magnesio que interaccionan con los grupos sulfúricos de la molécula de agar y causan gelificación. Usualmente se considera el agar un componente no nutricional de la dieta y es el agente preferido para solidificar dietas de lepidópteros (Cibrian, 2010).

- **Agua.** - Mantener un contenido apropiado de agua en dietas es causa de dificultades en la cría de insectos. Las dietas hidratadas tienden a perder agua por evaporación lo que causa 35 diferentes concentraciones de agua dentro de la dieta y cambios en la textura y el sabor. El cubrir con una delgada capa de parafina la superficie de la dieta es un medio para impedir que el agua se pierda por evaporación y la dieta se seque demasiado rápido, prolongando así su vida útil (Cibrian, 2010).

4.6. Clasificación de los agentes de control

Cuando se menciona el control biológico convencional, se mencionan a los organismos que se usan como agentes de control biológico y estos se clasifican según Nicholls, (2010), de la siguiente forma:

4.6.1. Parasitoides

Los insectos parasitoides tienen un ciclo de vida inmaduro que se desarrolla dentro o fuera de su hospedero (un único hospedero a lo largo de su ciclo), pero siempre alimentándose de él, el cual finalmente muere, de ahí el valor de los parasitoides como enemigos naturales. Son más pequeños que su hospedero y solamente la hembra es quien los busca. Los adultos son de vida libre. Suplementariamente, los adultos pueden consumir polen y néctar para completar su dieta alimenticia.

4.6.2. Depredadores

Generalmente son de mayor tamaño que su presa, matan o se alimentan de un gran número de individuos. Atacan presas inmaduras y adultas. Indistintamente los individuos

inmaduros como adultos pueden ser depredadores. Necesitan de polen y néctar como recurso alimenticio adicional.

4.6.3. Patógenos

Son los hongos, bacterias, virus y nemátodos. Matan, reducen la reproducción, detienen el crecimiento o acortan la vida de las plagas. Son generalmente específicos de las plagas. Su efectividad puede depender de las condiciones ambientales y de la abundancia del hospedero. El grado de control de los patógenos que ocurren naturalmente es impredecible. Son relativamente lentos en su acción, por eso puede llevar varios días o más alcanzar un control efectivo. Son ambientalmente seguros.

4.7. Parasitoides de *Diatraea saccharalis*

Los organismos que viven a expensas de otros denominan parásitos. Un insecto que parasita a otro y le causa la muerte se denomina parasitoide. Los parasitoides llevan a cabo el parasitismo durante sus estados larvales y matan al hospedero antes de llegar a su madurez (ICA, 2011). La mayoría de los parasitoides son específicos, es decir, atacan sólo una o unas cuantas especies muy relacionadas entre sí. A diferencia de los depredadores, que se caracterizan porque cada individuo puede matar varias presas, los parasitoides eliminan un individuo por cada una de sus posturas estas condiciones convierten a los parasitoides en enemigos naturales muy efectivos (ICA, 2011).

Uno de los agentes de control biológico de *D. saccharalis*, lo constituye *Cotesia flavipes*, un parasitoide gregario con una alta perspectiva para control de este barrenador y otros barrenadores de tallos (Liniarés y Ferrer 1990). Los antecedentes indican que de un solo hospedero parasitado por *C. flavipes* es posible obtener de 30 a 110 adultos aproximadamente (Muirhead et al., 2010), razón por la cual puede ser producido eficientemente en masa; sin embargo, para la producción en masa son necesarios varios factores, entre los que destacan, asepsia, esterilidad, temperatura, humedad y el manejo en el laboratorio, para que no se vea afectada la producción del parasitoide (Fajardo y Mendoza, 1993).

4.7.1. *Cotesia flavipes*

Cotesia flavipes es un insecto holometábolo, o sea presenta una metamorfosis completa, (huevo, larva, pupa y adulto). Los estados inmaduros (huevo, larva y pupa), difieren marcadamente de los adultos, en estructura, comportamiento y necesidades alimenticias. Los huevos son puestos por las hembras en la regio ventrolateral del cuerpo de las larvas. El periodo de incubación es de 3 a 4 días, la larva madura se forma en 8-10 días. Esta emerge haciendo presión en la cutícula de las larvas, después de lo cual tejen un capullo y pasan a pupa. El periodo pupal dura de 6-7 días. De un solo hospedero pueden emerger hasta 70 larvas. El adulto tiene una duración de 2-3 días, estos copulan inmediatamente después del nacimiento. Las hembras, fertilizadas comienzan a colocar los huevos después de 4-6 horas. Estas presentan antenas más cortas que el macho. La sobrevivencia de las hembras puede ser incrementada, cuando son alimentadas con sustancias azucaradas y mantenidos en la oscuridad, con una humedad entre 50-60% (Muirhead *et al.*, 2010).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Área del estudio

El estudio se realizó en la empresa Agrícola y Comercial Catamayo AGROCATSA, localizada en la provincia de Loja, cantón Catamayo (Figura 1). La ubicación geográfica corresponde a 3°59'S 79°21'O, con una altitud de 1238 msnm. El cantón Catamayo tiene un clima tropical de sabana, semiárido. La temperatura promedio es de 24 °C, con máxima promedio de 31 °C y mínima promedio de 17 °C, aunque las temperaturas más altas llegan hasta 35 °C. Durante el año la precipitación promedio es de 500 mm, pero el régimen de lluvias se concentra entre enero y abril, pasando por un periodo de sequía entre abril y diciembre.



Figura 1. Ubicación del laboratorio de entomología de la empresa AGROCATSA, en el cantón Catamayo, provincia de Loja

Fuente: Operación y Mantenimiento del área de Almacenamiento de Combustibles de las empresas MALCA C.A. y AGROCATSA S.A

5.2. Diseño experimental y modelo matemático

Se empleó un diseño experimental completamente al azar (DCA) con tres tratamientos y diez repeticiones (Figura 2). El modelo matemático del diseño estadístico es el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

- Y_{ij} . Variable de respuesta
- μ . Media general.
- τ_i . Efecto del tratamiento (i: 1, 2, 3).
- ε_{ij} . Error experimental

5.2.1. Tratamientos

Los tratamientos fueron tres tipos de dieta artificial, cuyos componentes se especifican en la Tabla 1

Tabla 1. Descripción de los componentes utilizados para la realización de cada una de las dietas artificiales para alimentación de las larvas de *Diatraea saccharalis* en laboratorio.

N ^a	Símbolo	Descripción	Cantidad / Dosis
1	T1	Agua para los ingredientes	333,33 ml
		Agua para el Agar	333, 33 ml
		Hoja de Maíz	13,3 g
		Salt Mix, Wesson	1,5 g
		Ácido Metil Parabeno	1 g
		Ácido Benzoico	1 g
		Ácido Ascórbico	3,33 g
		Tetraciclina	0,13 g
		Germen de Trigo	23,3 g
		Levadura de Cerveza	23,3 g
		Maíz Sabrosa	93,3 g
		Agar (Bacto Agar)	10 g
		Germen de trigo	38, 3 g
Levadura de cerveza	13,3 g		

2	T2	Azúcar	6,66 g
		Maíz molido	26,6 g
		Ácido ascórbico	5,3 g
		Caseína	2,6 g
		Vitamix	4,6 g
		Agar	11,66 g
		Agua para Agar	333,3 ml
		Agua para mezclar	333,3 ml
3	T3	Bagazo de caña	24 g
		Germen de trigo	35 g
		Harina de Maíz	70 g
		Levadura de cerveza	22 g
		Ácido ascórbico	4.66 g
		Ácido sórbico	1.43 g
		Metilparaben	2 g
		Agar	15 g
Agua para el agar	333,3 ml		
Agua para mezclar	333,3 ml		

5.2.2. Características del ensayo

Cada unidad experimental constituyó de un tubo de ensayo con 20 larvas de *D. saccharalis*

Cada tratamiento se aplicó a 10 unidades experimentales, quedando el diseño de la siguiente manera (Figura 2):

- Número de larvas de *D. saccharalis* por tubo de ensayo: 20 larvas.
- Distancia entre tubos de ensayo: 2 cm.
- Distancia entre tratamientos: 10 cm.
- Unidades experimentales: 30 tubos de ensayo (10 repeticiones para cada dieta).
- Número total de larvas de *D. saccharalis*: 600 larvas.

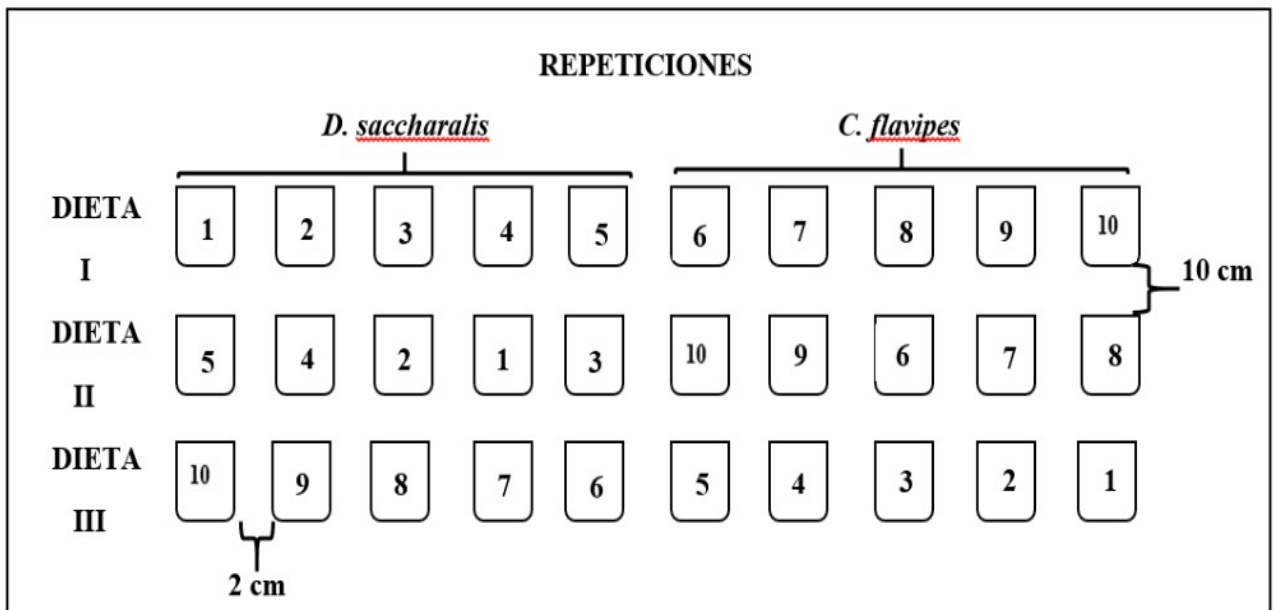


Figura 2. Esquema de disposición del ensayo en laboratorio. Se muestran los tubos de ensayo de las larvas de *Diatraea saccharalis* que se dejaron crecer hasta adulto para mantener el pie de cría (“*D. saccharalis*”) y los tubos de ensayo de las larvas de *Diatraea saccharalis* que se utilizaron para la cría de *Cotesia flavipes* (“*C. flavipes*”).

5.3. Metodología general

5.3.1. Recolección de larvas de *Diatraea saccharalis* en el campo

En el laboratorio de entomología de la empresa Agrícola y Comercial Catamayo AGROCATSA; se encontró establecido el pie de cría de larvas de *D. saccharalis*, mismo que fue obtenido a partir de la colecta de larvas en los lotes de la zona cañera Catamayo (Anexo 1), para lo cual se tomaron como referencia lotes con alto nivel de infestación, preferiblemente cañas juveniles donde se evidencie el síntoma de ataque denominado “corazón muerto”. Para extraer los especímenes de *Diatraea sacharraliss* del tallo de caña, se utilizó un machete tipo espátula para facilitar el corte y obtener las larvas con buena apariencia y sanas. Una vez colectadas, fueron colocadas individualmente en cajas de petri pequeñas para evitar el canibalismo.

5.3.2. Obtención de crisálidas para el pie de cría

Luego que las larvas fueron recolectadas en los canteros se las seleccionó en el laboratorio y solo las que presentaron un buen desarrollo son las que se colocaron en las cajas plásticas de 45 mm de diámetro por 17 mm de alto, las mismas que estuvieron previamente lavadas y esterilizadas; Se colocó una larva de *Diatraea* por caja y se las alimentó con rodajas de choclo tierno.

Una vez que las larvas se encontraron en la caja con el alimento, estas fueron trasladadas al cuarto de desarrollo donde permanecieron alrededor de 9 a 10 días. Se les cambió de alimento y caja cada 3 o 4 días para mantener la higiene dentro de la colonia y así evitar que proliferen los microorganismos y puedan contaminar al resto de las cajas. Este proceso se lo realizó periódicamente hasta que las larvas se transformen en crisálidas.

5.3.3. Ubicación de las crisálidas en la jaula y postura de huevos

Se ubicaron las crisálidas en la jaula y al quinto día empezaron a emerger los adultos. Al día siguiente de la emergencia se trasladaron a los tubos o cámaras de oviposición, separando los adultos que no tuvieron un desarrollo normal, es decir aquellos que no consiguieron extender totalmente las alas dos horas más tarde de haber emergido o posean el abdomen encorvado o anormal.

El tubo de oviposición tiene 15 cm de diámetro por 20 cm de altura. El interior del tubo se envolvió con papel periódico previamente desinfectado. En la parte superior del tubo se colocó un pedazo de tela porosa que envuelva completamente el diámetro del tubo y se aseguró con una liga de goma. En el interior del tubo se introdujeron alrededor de 20 a 30 parejas de mariposas adultas, donde permanecieron dos noches; luego de la primera noche, se retiraron las hojas con las posturas por la mañana y se repitió el proceso para la segunda noche.

5.3.4. Manejo de posturas

Luego que se retiraron las posturas del tubo de oviposición fueron cuantificadas. El papel periódico con las posturas se ubicó en cordeles (sujetos con pinzas) a una temperatura entre los 26 °C y 29°C y humedad del 75% (Anexo 2), hasta que lograron obtener el desarrollo adecuado. Al cuarto o quinto día las posturas debían poseer un desarrollo parejo. Cuando las posturas tomaron un tono oscuro estuvieron listas para emerger.

5.3.5. Dietas artificiales

Se utilizaron 3 dietas para la crianza de las larvas de *D. saccharalis*, las mismas que fueron obtenidas de Ludeña (2014), AGROCATSA (2020) y Katiuska, (2015), cuyos ingredientes se indican en las Tabla 1.

5.3.6. Preparación de las dietas

En la preparación de las dietas se utilizó el siguiente protocolo:

1. Colocamos en la licuadora todos los ingredientes (excepto el agar) más 333,3 ml de agua, licuamos hasta obtener una consistencia homogénea.
2. En un recipiente aparte, mezclamos el agar con 333, 3 ml de agua y llevamos a ebullición por 3 minutos.
3. Una vez obtenido el agar, añadimos a la mezcla obtenida en la licuadora, para ser licuada nuevamente por 2 minutos.
4. Finalmente, la dieta está lista para ser colocada en los tubos de ensayo (Anexo 3).

5.3.7. Envasado de tubos de ensayo

A partir de cada dieta se llenaron 10 tubos de ensayo, es decir, se obtuvo un total de 30 tubos. Con ayuda de un pincel fino, se colocaron 20 huevos extraídos de posturas de *Diatraea* (Anexo 4), en cada tubo. Los huevos debían tener un desarrollo uniforme en el estado conocido como “cabeza negra”, ya que si no presentaban esta apariencia no estaban listos para eclosionar.

5.4. Metodología para el primer objetivo

Evaluar la calidad nutricional de tres dietas artificiales para la producción de *Diatraea saccharalis*.

5.4.1. Calidad nutricional

Para la calidad nutricional de las dietas se evaluaron cinco parámetros: sobrevivencia, peso, longitud de las larvas, sobrevivencia de adultos (*Diatraea*) y tasa de parasitismo (*Cotesia*).

5.4.2. Sobrevivencia de larvas alimentadas con las dietas

La evaluación de este parámetro inició cuando eclosionaron los huevecillos, introduciendo en el tubo de ensayo 20 larvas por cada réplica de dieta y terminó cuando las larvas habían consumido toda la dieta, alrededor de 20 a 24 días. Durante ese tiempo se revisaron diariamente los tubos de ensayo de cada una de las réplicas de dietas para contabilizar las larvas vivas y muertas. Una vez terminada esta fase se procedió a retirar las larvas de cada tubo de ensayo, para luego ser contabilizadas y determinar el porcentaje de sobrevivencia (Anexo 5). Después las larvas vivas se colocaron en cajas Petri individualmente para ser alimentadas con choclo tierno hasta que llegaran a su estado de crisálida (Anexo 6). Cada 2 días se eliminaron las heces fecales para evitar la contaminación.

5.4.3. Peso y longitud de las larvas

Se pesó cada una de las larvas a los 20 - 24 días después de la eclosión de los huevecillos, ya que a este tiempo se tiene el último instar de la larva; cada larva se colectó con un pincel en un pequeño pedazo de papel, para luego ser colocada en una balanza analítica y registrar su peso en gramos. Previamente se eliminaron las heces fecales o residuos de

dieta que se encontraban sobre la larva con agua destilada. Para medir su tamaño, se utilizó una regla milimetrada y se registró la longitud en centímetros (Anexo 7).

5.4.4. Supervivencia de adultos (*Diatraea*)

Después de haber extraído las larvas de la dieta, se dividió el número de réplicas, disminuyendo a cinco réplicas por cada dieta, con el fin de que las larvas de *Diatraea* fueran parasitadas por *Cotesia* y así seguir su ciclo de desarrollo.

Las larvas sobrevivientes de *Diatraea* que fueron extraídas de las dietas, se colocaron en cajas Petri individuales para ser alimentadas con cholo tierno, mismo que se cambió cada dos días. Seguidamente se llevó a cabo una observación todos los días para determinar el cambio de estadios: de larva a crisálida y de crisálida a adulto. En el estadio de crisálidas se mantuvo una temperatura de 25°C y una humedad del 80%. Finalmente se contabilizó el número de adultos sanos que emergieron (Anexo 8).

5.4.5. Capacidad de parasitismo (*Cotesia*)

Después de haber alimentado las larvas de *D. saccharalis* con las tres diferentes dietas se seleccionaron cinco réplicas por cada dieta donde retiramos de los tubos las larvas de estadio V, valorizando principalmente su coloración brillante y excelente movilidad como también su desarrollo óptimo, mayor tamaño y peso. Todos los grupos de larvas de las cinco réplicas de cada tratamiento fueron ovipositadas con diferentes hembras de *C. flavipes* una para cada larva en este caso el laboratorio ya contaba con un pie de cría de este parasitoide lo cual fue fácil obtener cotesias hembras adultas. Con nuestra ayuda se escogía una por una a cada larva para ponerla en presencia de una hembra de *C. flavipes* una para cada larva (Anexo 9), En este caso el laboratorio ya contaba con un pie de cría de este parasitoide, por lo cual fue fácil obtener hembras de *Cotesia* adultas. Se utilizaron hembras de *Cotesia flavipes* previamente apareadas de dos días de edad, las cuales fueron mantenidas individualmente en viales de 5 cm de capacidad y alimentadas diariamente con una solución de miel al 50 % colocadas en motas de algodón. Al ubicar cada hembra de *C. flavipes* en el mismo recipiente que la larva de *Diatraea*, la hembra detectaba la

presencia de la larva e inmediatamente insertaba su ovipositor, generalmente en los últimos segmentos abdominales. La larva reaccionaba de varias maneras como una sacudida en todo su cuerpo vomitando un líquido, que si caía sobre el parasitoide, lo inmovilizaba temporalmente. En ocasiones la larva logró morder al parasitoide, evitando el parasitismo, en tal caso se repetía todo el procediendo hasta que ocurriera una excelente oviposición del parasitoide.

Una vez ovipositadas las larvas, se colocaron en cajas petri individualmente con rebanadas de mazorca de maíz como alimento. Durante 10 a 13 días, las larvas fueron revisadas, para extraer las masas de cocones. Aquellas masas de cocones que presentaron una coloración oscura, se depositaron en vasos plásticos individualmente, los cuales fueron tapados con celofán hasta la emergencia de los adultos de *C. flavipes*. Finalmente para determinar la capacidad de parasitismo de *C. flavipes* en larvas de *D. saccharalis* se contaba el número de individuos adultos de *C. flavipes* que emergían por cada larva parasitada (Anexo 10).

5.5. Metodología para el segundo objetivo

Determinar el ciclo de vida del gusano barrenador *D. saccharalis* y su parasitoide *C. flavipes* en larvas de *D. saccharalis* sometidas a las dietas artificiales en condiciones de laboratorio.

5.5.1. Ciclo de vida de *D. saccharalis*

Para la determinación de ciclo de vida de *D. saccharalis* se llevó una cronología de todos los días desde la eclosión de los huevecillos hasta la fase de adultos de *D. saccharalis*, determinando así cada cambio de estadios, el cual constó de 2: fase larval y crisálidas, así de esta manera se determinó cuál de las tres dietas presentó un menor número de días en cada fase del ciclo de vida.

5.5.2. Ciclo de vida de *Cotesia flavipes* en larvas de *Diatraea saccharalis*

Las larvas de *D. saccharalis* ovipositadas por *C. flavipes* fueron revisadas y observadas diariamente hasta el parasitoide llegó a la fase adulta, determinando cada cambio de estadios. Se consideraron 2: fase de larva (desde la oviposición hasta la aparición de los cocones) y fase de pupa (desde la aparición de los cocones hasta la emergencia del primer adulto). Se contabilizó la duración de cada una de las fases (en días) para cada dieta de *D. saccharalis*.

5.6. Análisis estadístico

El procesamiento estadístico de las variables evaluadas se realizó con el paquete estadístico InfoStat. En todos los casos se comprobaron los supuestos de normalidad por la prueba de Shapiro Wills y homogeneidad de varianzas por análisis de varianza poniendo los residuos absolutos de las variables dependientes. Se aplicó un análisis ANOVA paramétrico para saber cómo influyen las dietas con respecto a las variables evaluadas de las larvas de *Diatraea saccharalis* y de su parasitoide con un nivel de confianza del 95%. Al encontrar diferencias significativas se hicieron comparaciones entre las dietas utilizando la prueba de Tukey.

6. RESULTADOS

6.1. Calidad nutricional de las dietas

6.1.1. Supervivencia de larvas alimentadas con dietas

Con respecto a la supervivencia de las larvas de *Diatraea* (Figura 3), se encontraron diferencias significativas, teniendo a las dietas 1 y 2 con el mayor porcentaje de larvas viables (98.5 % y 93 %, respectivamente).

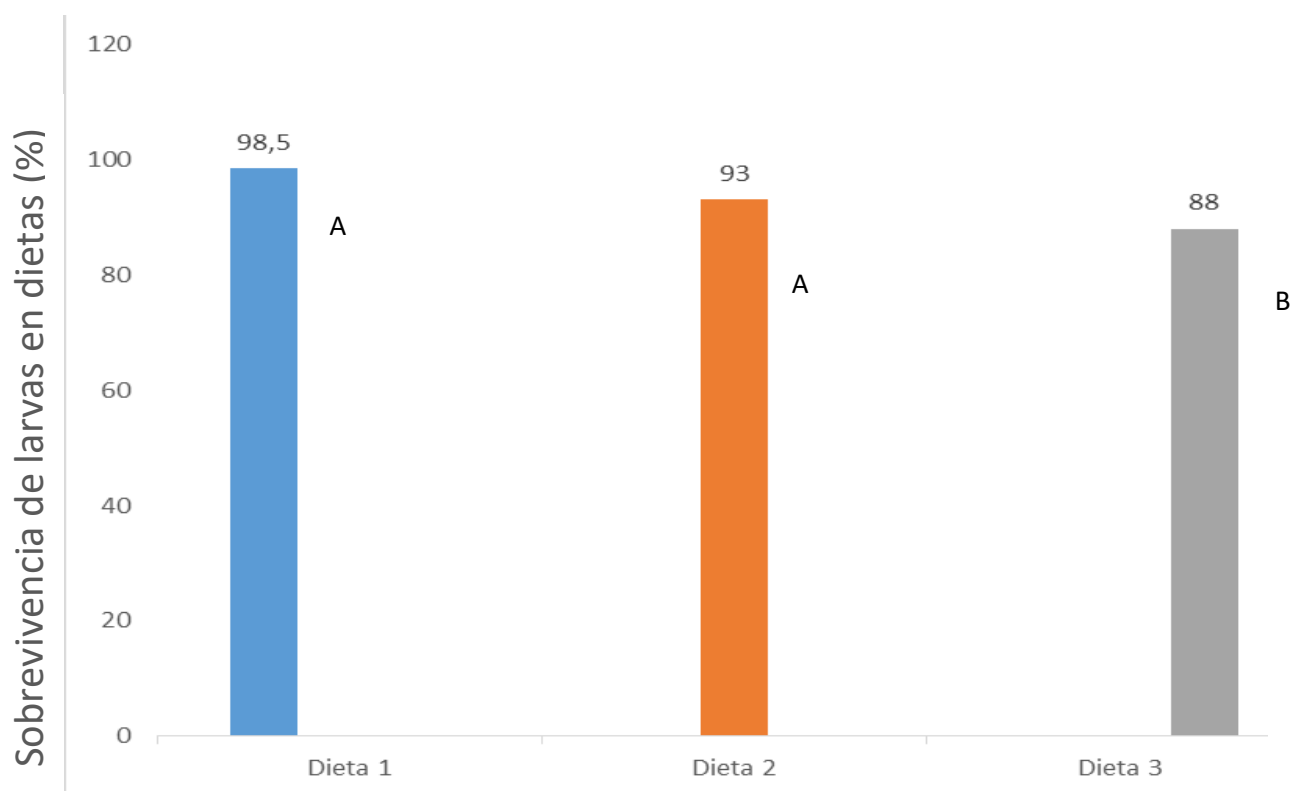


Figura 3. Porcentajes promedio de la supervivencia de larvas de *Diatraea saccharalis* alimentadas en cada dieta evaluada.

Porcentajes con una letra en común no son significativas diferentes ($p > 0,05$)

6.1.2. Peso y longitud de las larvas alimentadas con dietas

En las Figuras 4 y 5 se observa que sí existieron diferencias significativas entre dietas en relación al peso y longitud de larvas, teniendo a la dieta 1 con el significativamente mejor resultado tanto para peso como para longitud (0,31g y 2,81cm, respectivamente), mientras que la dieta 3 presentó los valores significativamente más bajos en relación a las demás dietas (0,17g y 1,84cm).

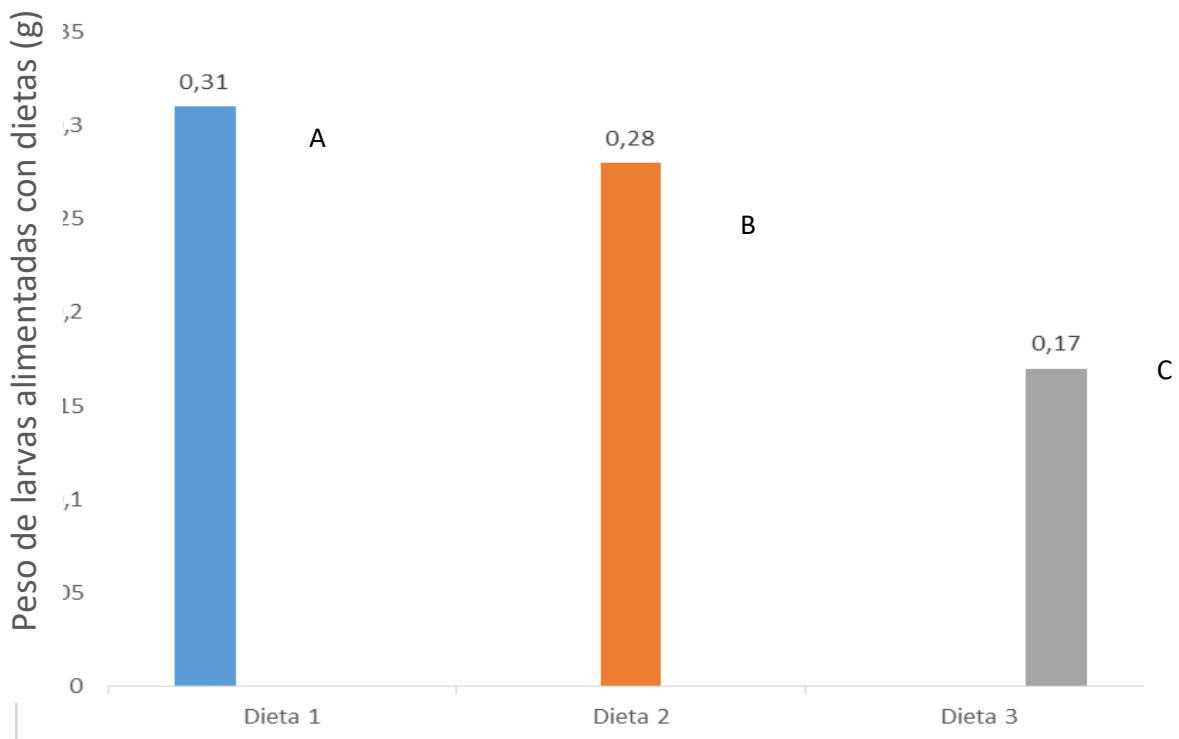


Figura 4. Promedios de peso de las larvas de *D. saccharlis* después de ser alimentadas con cada una de las dietas.

Promedios con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

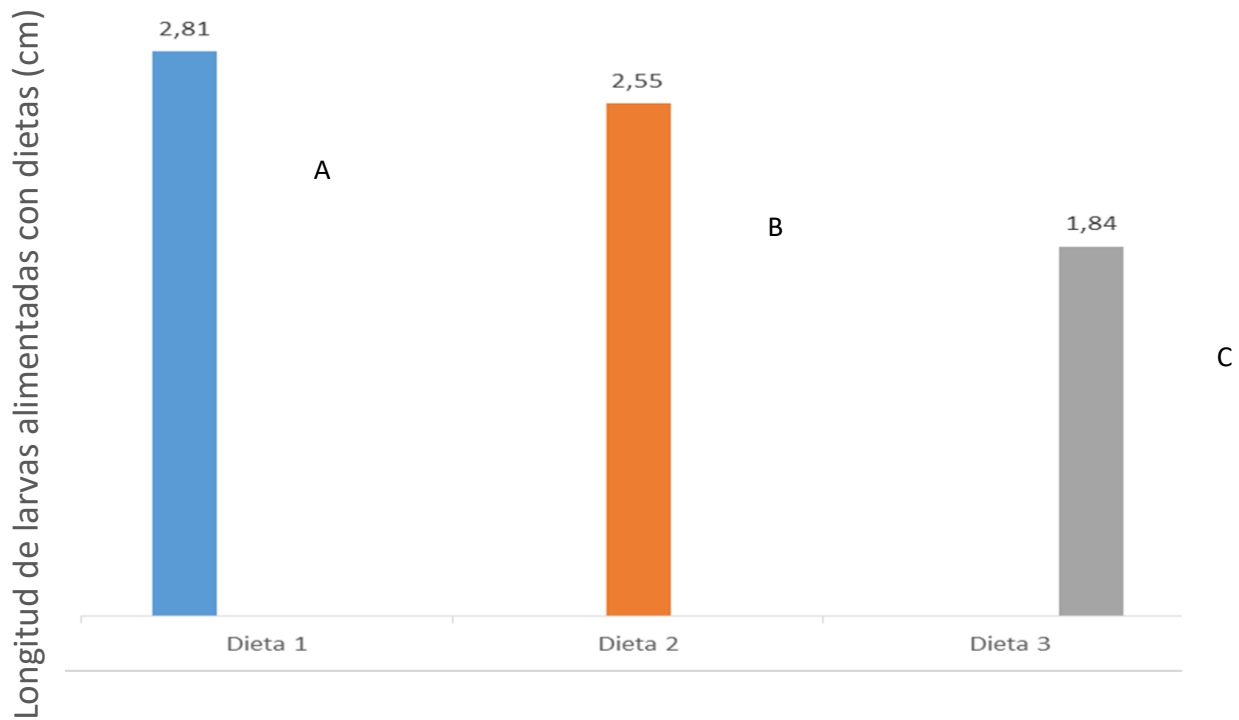


Figura 5. Promedios de longitud de las larvas de *Diatraea* después de ser alimentadas con cada una de las dietas.

Promedios con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

6.1.3. Supervivencia de adultos de *Diatraea*

Las dietas 1 y 2 no mostraron diferencias significativas en relación al porcentaje de supervivencia de adultos de *Diatraea*, al contrario de la dieta tres que sí mostró diferencias, ya que presentó menor porcentaje de supervivencia de adultos (82 %), (Figura 6).

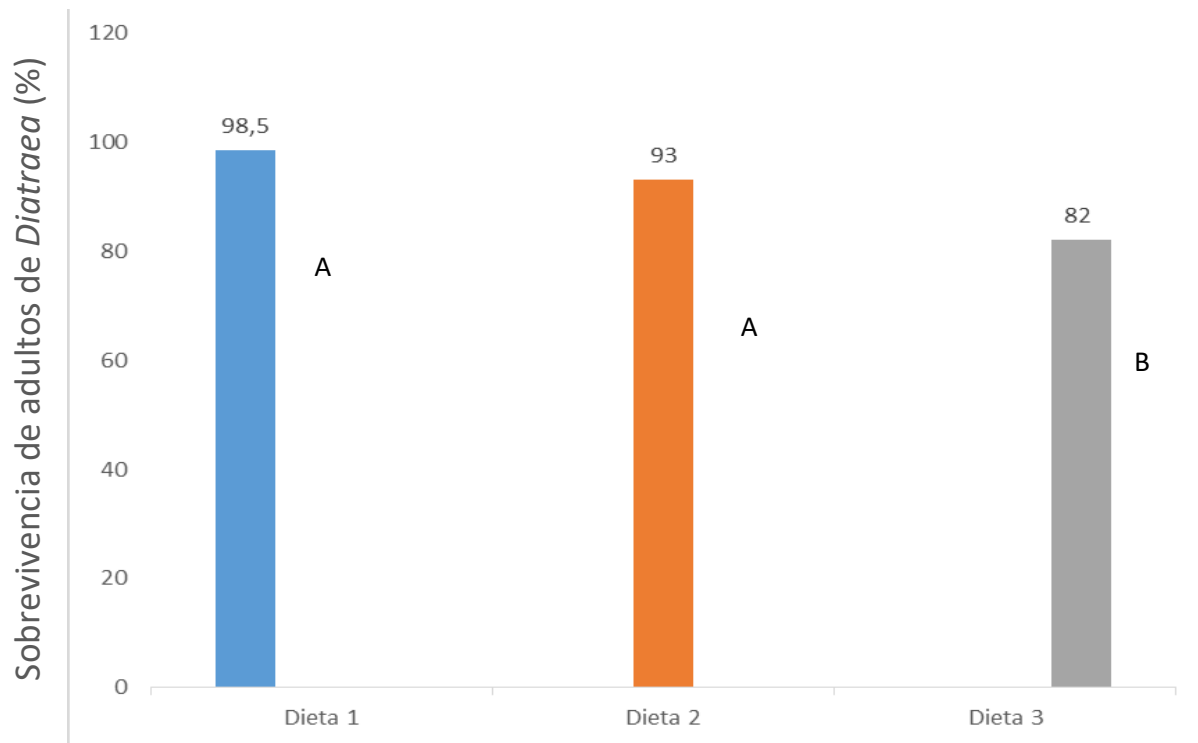


Figura 6. Porcentajes promedio de sobrevivencia de adultos de *Diatraea* con cada una de las dietas.

Porcentajes con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

6.1.4. Capacidad de parasitismo

Todas las larvas que entraron en contacto con el parasitoide fueron efectivamente parasitadas, y de todas emergieron parasitoides. En relación al número de parasitoides obtenidos de cada larva, no existieron diferencias significativas entre las tres dietas (Figura 7), determinando así que la capacidad de parasitismo de *C. flavipes* en larvas de *D. sacchralis* es eficaz, con un promedio de individuos adultos de *C. flavipes* de 49 a 51 por larva.

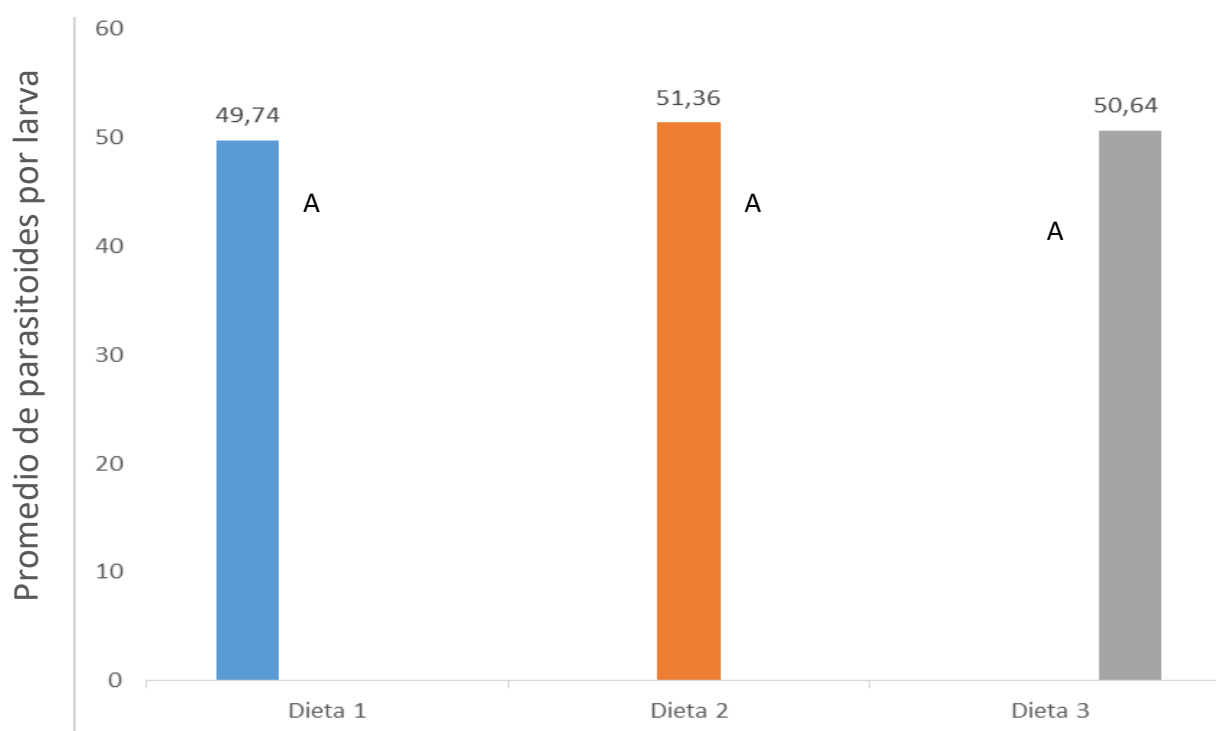


Figura 7. Promedios de parasitoides por larva de *D. saccharalis* con cada una de las dietas.

Promedios con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

6.1.5. Ciclo de vida de *Diatraea saccharalis*.

La tabla 2, muestra la duración promedio en días de las diferentes fases en el ciclo de vida de *Diatraea saccharalis* para tres dietas diferentes. Se observó que en la primera fase larval se encontraron diferencias significativas, teniendo a la dieta 1 con menor promedio de duración (20,7 días) con respecto a la dieta 2 22,6 días y la dieta 3 (24,7 días). Para la siguiente fase (crisálida o pupa), las tres dietas no presentaron diferencias significativas. En lo que respecta al total del ciclo de vida de *Diatraea saccharalis* todas las dietas presentaron diferencias significativas, siendo la dieta 1 la que significativamente dio lugar a un ciclo de vida más corto.

Tabla 2. Duración promedio (días) del ciclo de vida de *Diatraea saccharalis* en tres dietas

Promedios con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
Larva	20,7a	22,6b	24,7c
Crisálida	9,6a	9,8a	9,9a
Adulto	30,3a	32,4b	34,6c

6.1.6. Ciclo de vida de *Cotesia flavipes* en larvas de *Diatraea saccharalis*

La tabla 3, muestra la duración promedio en días de las diferentes fases en el ciclo de vida de *C. flavipes* en larvas de estadio V de *D. saccharalis* alimentadas en tres dietas diferentes. La duración del ciclo de vida desde oviposición hasta emergencia del adulto osciló entre 11 y 15 días en las tres dietas. La duración promedio en días entre las tres dietas para las distintas fases del parasitoide fueron: fase de larva 9,3 días, fase de pupa 2,6 días.

Tabla 3. Duración promedio en días del ciclo de vida de *Cotesia flavipes* en larvas de *D. saccharalis*, en las tres dietas evaluadas.

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

	Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
Incubación larval	9.2a	9.5a	9.4a
Masa de cocones	1.8a	2.3b	2.7b
Adulto	11a	11.8a	12.1b

7. DISCUSIÓN

7.1. Calidad nutricional de las dietas

Para alimentar los estadios inmaduros de *D. saccharalis* es muy necesario la utilización de dietas artificiales, ya que son utilizadas para la cría masiva como hospederos de controladores biológicos (Gómez y Lastra 2006). Con respecto a ello se aplicaron tres diferentes dietas, las cuales presentaron diferencias significativas con respecto a la longitud, peso y sobrevivencia de las larvas.

Las tres dietas tuvieron el mismo manejo en condiciones de laboratorio, se tomó en cuenta mucho la asepsia para así evitar la contaminación y mortalidad, aplicando ácido ascórbico dentro de sus componentes. Murúa, Virla, & Defago (2003) señalan que con la ayuda de ácido ascórbico disminuyen la mortalidad en los finales del estado larval. Además, se tomó en cuenta lo que menciona Cohen A. (2003), que para tener un desarrollo óptimo de larvas de *D. saccharalis*, es necesario la incorporación de estabilizantes que modifiquen el pH como ácido benzoico y el gelificante como agar que le dan consistencia a la dieta, estos tienen un papel muy importante en la sobrevivencia de larvas y en el aprovechamiento de los componentes nutritivos.

También se utilizaron fuentes de proteínas, carbohidratos y vitaminas las mismas que actúan como factores importantes de crecimiento larval, Vacari, Souza Genovez, Laurentis, & De Bortoli, (2012), mencionan que dichas fuentes cubren las necesidades nutricionales de larvas y evitan los riesgos de enfermedades por contaminación de patógenos en las larvas. De hecho, las proteínas consideradas como el ingrediente principal de las dietas, generando insectos benéficos de buen tamaño y buena calidad (Posso, 1984).

Es por ello que para la crianza de larvas de lepidópteros se utilizaron fuentes de proteínas como caseína, germen de trigo, maíz molido, bagazo de caña, levadura de cerveza, maíz sabroso y harina de maíz, las cuales permitieron obtener larvas de alta supervivencia mayor al 80%, con una excelente apariencia y rigurosidad.

De acuerdo a los resultados obtenidos, la dieta 1 mostró el mayor peso y tamaño promedio de larvas (0,31 g y 2,82 cm), con respecto a las demás dietas. Estos valores fueron mejores

a los obtenidos por Ayquipa (1995), Mostacero (2003) quienes registraron una longitud promedio de 1 a 2,12 cm y un peso de 0,14 a 0,22 g. Esto debido a que la dieta 1 tiene mayor contenido de levadura de cerveza como también es la única dieta que presenta sales minerales es por esta razón que la apariencia de estas larvas es rigurosa lo que quiere decir que cumple con todas las necesidades requeridas al momento de que la larva consume su alimento, confirmando a lo que menciona Toledo Perdomo, (1999) en su estudio ha utilizado sal mineral en sus dietas obteniendo resultados satisfactorios.

7.2. Capacidad de parasitismo

Según Muirhead et al, (2010), de un solo hospedero parasitado por *C. flavipes* es posible obtener de 30 a 110 adultos aproximadamente, lo cual concuerda con los resultados obtenidos en la presente investigación, ya que se obtuvieron de 50 a 60 adulto. Wiedenmann & Smith (1995) mencionan que el mejor hospedero para producción masiva de *C. flavipes*, son las larvas de *D. Saccharalis*.

El mejor estadio para la parasitación larval es el estadio V, la larva se encuentra en sus óptimas condiciones, tomando en cuenta lo que menciona Wiedenman & Smith (1995) sugieren que las diferencias encontradas en relación con el número de individuos desarrollados de *C. flavipes* en los diferentes estadios larvales no son muy amplias, pero el V estadio larval *D. saccharalis*, presentó un aumento en el número de la progenie obtenida de *C. flavipes*, a pesar del riesgo de una mayor mortalidad por el sistema de defensa del hospedero, el parasitoide lo compensa al lograr parasitar la larva con un gran éxito reproductivo, ya que las larvas de los parasitoides disponen de suficiente alimento con estas larvas de mayor tamaño y de mayor peso.

7.3. Ciclo de vida de *D. saccharalis*

Según los resultados obtenidos en la duración del ciclo de vida del insecto, el periodo más corto se representó en la dieta 1, con una media de 37,4 días en total. El ciclo de vida más prolongado lo presentó la dieta 3, con una media de 42 días. Estos resultados son similares a los reportados por Aquino (2008), quien manifiesta una duración de 35.9 días. Para fines de propagación del insecto es una diferencia de tiempo bastante grande, porque lo que se

busca es lograr propagación de insectos en el menor tiempo posible. De igual manera Gómez y Lastra (2006) evaluaron el ciclo de vida del insecto, reportando un promedio de 50 días. Flores S. (2010) reportan un rango entre 38 y 62 días de duración. Rodríguez del Bosque (2011) menciona que el ciclo de vida de *D. saccharalis* en campo es de 72 días. Con estos acontecimientos la utilización de dietas artificiales son las más óptimas para el desarrollo de *D. saccharalis*.

7.4. Ciclo de vida de *C. flavipes* en larvas de *D. saccharalis*

Se apreció que la utilización de larvas en estadio V de *D. saccharalis* alimentadas con tres dietas diferentes, fueron favorables para la propagación de *C. flavipes* ya que, el periodo de ciclo de vida desde la ovoposición hasta emergencia del adulto, osciló entre 11 y 15 días, obteniendo mayor cantidad de parasitoides en un menor tiempo. (Muirhead et al., 2012) encontró que *D. saccharalis* es la especie más susceptible al parasitoide, debido a su epidermis suave, tranquilidad y color brillante. Esto nos lleva a afirmar que *D. saccharalis* es la especie que mejor se adapta a la producción masiva del parasitoide en el laboratorio, de igual manera Wiedenmann & Smith (1995) corroboraron que el mejor hospedero para ser utilizado en la producción masiva del parasitoide son larvas de *D. saccharalis*, ya que el ciclo de vida es más corto (15.93 ± 0.41 días). Asimismo, la duración del ciclo fue inferior a la detectada en otras investigaciones (Jiang et al., 2004; Hernandez 2010) y semejante a lo reportado por Astola y Narrea (2019). Lo expuesto en las líneas anteriores, revela las variaciones en las duraciones de fases y del ciclo total, en las investigaciones realizadas sobre la biología de *C. flavipes*.

8. CONCLUSIONES

- A nivel de laboratorio *D. saccharalis* se adapta aceptablemente a las dietas artificiales, la dieta 1 se mostró como la mejor alternativa para incrementar el número de larvas de *D. saccharalis*, por otra parte las dietas 2 y 3, en su orden demostraron buen comportamiento en cuanto a este requerimiento, ya que presentaron fuentes de proteínas, carbohidratos y vitaminas que actúan como factores de crecimiento, estos cubren las necesidades nutricionales y disminuye los riesgos de enfermedades por contaminación de patógenos en larvas de *D. saccharalis*.
- El porcentaje de parasitismo de *C. flavipes* en larvas de *D. saccharalis* presento mejor comportamiento con las larvas alimentadas con la dieta 1, individuos alimentados con esta dieta son los más aptos para la propagación de sus parasitoides ya que se obtuvo un número total de 4730 individuos adultos de *C. flavipes*, lo cual demuestra un alto valor de parasitismo como controlador de *D. saccharalis*, debido a su corto ciclo de desarrollo y producción, factores que sin duda demuestran la necesidad de continuar su crianza en condiciones controladas.
- La dieta 1 presento mejores resultados en cuanto al ciclo de vida de *D. saccharlis* (30 días) como también de *C. flavipes* (11 días) en larvas de *D. saccharlis*, lo que permite reproducir a estos dos individuos de una manera rápida y en gran cantidad ahorrando recursos y tiempo lo cual nos permite realizar diferentes estudios de una manera más rápida y eficaz

9. RECOMENDACIONES

- Utilizar la dieta 1, para la cría masiva de larvas de *D. saccharalis*, considerando la asepsia, la temperatura optima dentro del cuarto de desarrollo y así evitar mortalidad y contaminación.
- Al momento de parasitar las larvas de *D. saccharalis*, realizar solo dos picaduras de las hembras de *C. flavipes* a cada larva, debido a que mayores picaduras las larvas podrían morir.
- Utilizar el parasitoide *C. flavipes* en larvas de *D. saccharalis* por su eficiencia, como también por su reproducción masiva que se obtiene solo de una larva.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Alban, K. A. (2018). Manejo Integrado de *Diatraea saccharalis* en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*). Babahoyo-Los Ríos-Ecuador: UNIVERSIDAD TÉCNICA DE BABAHOYO FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
- Argueta, A., & Hernández, W. (2011). Parasitoidismo y control microbiano del barrenador (*Diatraea saccharalis* F.) de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), en el departamento de Sonsonate, El Salvador, 2009. Tesis de Ingeniería Agronómica. Universidad de El Salvador. San Salvador-El Salvador. 51 p.
- Agrocatsa. (2015). Manual práctico de caña de azúcar. Loja-Ecuador: Agrocatsa.
- Aguirre, D. C. (2012). Evaluación del daño de los barrenadores de brotes y tallos de caña de azúcar: *Elasmopalpus lignosellus* y *Diatraea saccharalis* y evaluación del efecto de micorrizas bajo dos niveles de fertilización en caña de azúcar en el Ingenio Tres Valles. Honduras: ZAMORANO.
- Ayquipa, G y Sirlopú, J (1995). Cria masiva de *Diatraea saccharalis* Fabr. En dieta artificial, para propagación de su parasitoide *Paratheresia claripalpis* Wulp. Rev. Per. Ent., 21 (1): 55-56
- Aquino, M. P. R. y De la Rosa, Z. A. (2009). Análisis de la productividad del maíz en el estado de México. Análisis de Medio Rural Latinoamericano. 52: 33-47
- Argueta, A. y. (2010). Parasitoidismo y control microbiano del barrenador (*Diatraea saccharalis* F.) de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.),. San Salvador-El Salvador. 51 p.: Universidad de El Salvador.
- Astola, S., & Narrea, M. (2019). Biología y comportamiento de *Cotesia flavipes* Cameron (Braconidae) parasitoide de *Diatraea saccharalis* Fabricius (Crambidae). Ecología Aplicada, 18(1), 77–83.
- Castillo, R. y. (2012). Fisiología, floración y mejoramiento genético de la caña de azúcar en Ecuador. Guayaquil-Ecuador. 17 p.: Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador (CINCAE).
- Castillo, Raúl, & Silva, E. (2004). Fisiología , Floración y Mejoramiento Genetico de la Caña de Azúcar. (Publicación Técnica No. 3), 27
- Cibrian, T. (2010). Cria de insectos plagas y organismos benéficos. El control de la calidad en la cría de insectos. CIIDIR-Oaxaca, Instituto Politécnico Nacional; EENY-323.
- CINCAE. (2017). Los primeros 20 años. Centro de investigación de caña de Azúcar del Ecuador. Guyaquil: Centro de investigación de caña de Azúcar del Ecuador.
- Cohen, A. (2003). Science and technology. En A. Cohen, Insect diets (pág. 324). Arizona. USA: CRC Press

- Enrique., A. (2011). Parasitoidismo y control microbiano del barrenador (*Diatraea saccharalis* F.) de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), en el departamento de Sonsonate. El Salvador: Universidad de el Salvador, Facultad de ciencias 51 agronómicas. p. 16-20.
- ESPAC. (2017). Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua. INEC.
- Fajardo, J. y Mendoza, J. (1993). Biología, multiplicación y liberación de *Cotesia* (=Apanteles) flavipes para el control del barrenador del tallo *Diatraea saccharalis* en maíz. Comunicación Técnica no. 24. Quevedo, EC: INIAP, Estación Experimental Tropical Pichilingue, Departamento de Entomología
- Flores, F. (2007). Manejo de plagas en el cultivo de maíz. http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta-manejo_de_plagas_en_el_cultivo_de_maz.pdf.
- Katuska Ninoska.(2015). Comparación de cinco dietas artificiales y una natural para la cría de larvas del barrenador del tallo, *Diatraea saccharalis* Fabr. Quevedo. UTEQ. 58p
- Gómez, J. (2014). Los barrenadores de la caña de azúcar, *Diatraea* spp.; en el valle del río Cauca: Investigación participativa con énfasis en el control biológico. CENICAÑA. Centro de Investigaciones de la Caña de Azúcar en Colombia. Santiago de Cali.
- Gomez, L., & Lastra, L. (2006). Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia, Cali, Colombia. CENICAÑA, 237-263.
- Gómez, L. A.; Ramírez, D.; Lastra, L. A. (2003). Las crisopas: Una alternativa potencial para el control biológico del pulgón amarillo de la caña de azúcar. En Memorias VI Congreso TECNICAÑA. 24-26 Septiembre de 2003. pp. 166-173.
- (ICA). (2011).Proyecto caña panelera. Manejo fitosanitario del cultivo de la caña panelera, medidas para la temporada invernal. Bogotá. DC, COLOMBIA: Autor. Pp 7, 21 y 25-34.
- Jiang, Z.-P., Li, Y.-R., Wei, G.-P., Liao, Q., Su, T.-M., Meng, Y.-C., Zhang, H.-Y. y Lu, C.Y. 2012. Effect of Long-Term Vinasse Application on Physico-chemical Properties of Sugarcane Field Soils. An International Journal of SugarCrops and Related Industries, 14, 412-417.
- Linares, B y F. R. Ferrer. 1990. Introducción de *Cotesia flavipes* Cameron (Hymenoptera: Braconidae) Para El Control de *Diatraea* Spp. (Lepidoptera: Pyralidae) en Venezuela. Caña De Azúcar Vol. 08 (1): 5-11.
- Ludeña, V. (2014). Producción intensiva de *Diatraea saccharalis* en dieta artificial, para difusión de sus parasitos *Cotesia flavipes* y *Billaea claripalpis*. [Tesis de pregrado, Universidad de Guayaquil]

- Mendoza, J. (2013). Guía para el reconocimiento y manejo de insectos plagas y roedores de la caña de azúcar en el Ecuador. El Triunfo-Ecuador.: Tercera Edición. CINCAE.
- Mostacero, M. (2003). Jefa del area de Sanidad Vegetal de la Empresa azucarera Caña Brava del grupo Romero. Comunicación personal.
- Murúa, M., Virla, E., & Defago, V. (2003). Evaluación de cuatro dietas para la cría de *Spodoptera frugiperda* (Lep.: Noctuidae) destinadas a mantener poblaciones experimentales de himenóptera parasitoides. Bol. San. Veg. Plagas, 27, 43-51.
- Muirhead, K. A., Sallam, N. y Austin, A. D. (2010) Life history traits and foraging behaviour of *Cotesia nonagriæ* (Olliff) (Hymenoptera: Braconidae), a newly recognised member of the *Cotesia flavipes* complex of stemborer parasitoids. Australian Journal of Entomology 49, 56–65.
- Nicholls, E. (2010). Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Medellín: Universidad de Antioquia. Ciencia y Tecnología. Primera edición: septiembre de 2010. Editorial Universidad de Antioquia.
- Osorio, G. (2007). Manual: Buenas Prácticas Agrícolas -BPA- y Buenas Prácticas de Manufactura -BPM-en la Producción de Caña y Panela. Medellín- Colombia. 200p.
- Polonio, V. M. (2014). PRODUCCION INTENSIVA DE *Diatraea saccharalis* EN DIETA ARTIFICIAL, PARA DIFUSION DE SUS PARASITOS *Cotesia flavipes* y *Billaea claripalpis*. Guayaquil - Ecuador: UNIVERSIDAD DE GUAYAQUIL.
- Portela, G. (2010). Flutuação populacional de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera - Crambidae) em cana-de-açúcar no Município de União-PI. Revista Brasileira de Ciências Agrárias Vol. 5(3): 303-307 pp.
- Posso Gómez, C. E. 1984. Evaluación de cinco dietas artificiales comparadas con la natural para la cría masiva de *Diatraea saccharalis* Fabricius. Memorias Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar. TECNICAÑA. Cali, Colombia. p. 145-160
- Reguilón, C., Medina, P., & Ordano, M. (2014). Evaluación de los efectos de la composición de la dieta artificial para la cría de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) y *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae). Tucumán, Argentina: FCA UNCUYO. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias.
- Rodríguez-del-Bosque, L. A., R. Loredó, H. Mata, and J. Avila. (2011). Competitive displacement among sugarcane stalkborers (Lepidoptera: Crambidae) in southern Tamaulipas, Mexico. Southwest. Entomol. 36: 467-469.
- SAGARPA. (2015). Comité nacional para el desarrollo sustentable de la caña de azúcar. Obtenido de Ficha técnica del cultivo de la caña de azúcar :https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/141823/Ficha_Tecnica_Ca_a_de.

- Toledo Perdomo C. (1999). Evaluacion de cinco dietas artificiales para la crianza en laboratorio del barrenador de la caña de azucar *Diatraea crambidoides* n Grote. Universidad de san Carlos de Guatemala. Instituto de investigaciones Agronomicas.
- Vacari, A., Souza Genovez, G., Laurentis, V., & De Bortoli, S. (2012). Fonte proteica na criação de *Diatraea saccharalis* e seu reflexo na produção e no controle de qualidade de *Cotesia flavipes*. *Bragantia*, 71(3), 355-361.
- Viejó, K. (2013). Estudio de la cadena de valor de la caña de azucar (*Saccharum officinarum*) en el recinto tres postes de la provincia del Guayas. . Milagro-Ecuador.: Universidad Agraria del Ecuador.
- Wiedenmann, R. N. & J. W. Smith, Jr. (1995). Parasitization of *Diatraea saccharalis* by *Cotesia chilonis* and *Cotesia flavipes*. *Environ. Entomol.*, 24: 950-9

11. ANEXOS

Anexo 1. Colectas de larvas de *D. saccharalis* para obtención de pie de cría en laboratorio



Anexo 2. Manejo de posturas de *D. saccharalis*



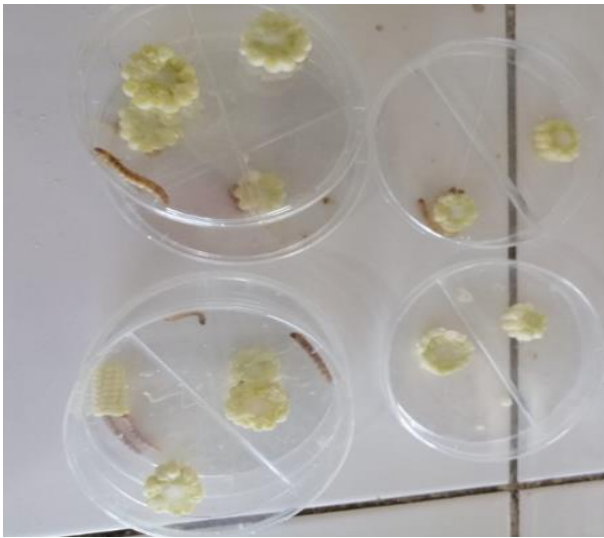
Anexo 3. Preparación de dietas



Anexo 5. Supervivencia de larvas alimentadas con dieta



Anexo 6. Alimentación de larvas de *D. saccharalis* con choclo tierno



Anexo 8. Supervivencia de adultos (*Diatraea*)



Anexo 9. Parasitismo



Anexo 10. Número de *Cotesias* adultos



Anexo 11. Cuadro total de desarrollo de *D. saccharlis* y *C. flavipes*

Variables Independientes	Variables Dependientes											
Dietas	Replicas	Larvas iniciales	Sobrevivencia de larvas en dietas	Porcentaje de peso de larvas	Porcentaje de tamaño de larvas	Número de Crisalidas obtenidas	Número de Diatraeas obtenidas	Porcentaje de supervivencia de Diatraea	Paracitación de Cotesia a Diatraea	Numero de Cocones obtenidos	Número de Cotesias totales	Porcentaje de parasitismo
1	1	100	100	0,3	2,72	18	18	0,18				
1	2	100	100	0,31	2,92	20	18	0,18				
1	3	100	95	0,3	2,77	19	19	0,19				
1	4	100	100	0,31	2,87	18	18	0,18				
1	5	100	95	0,31	2,97	19	19	0,19				
1	6	100	100	0,31	2,63				19	18	935	0,9
1	7	100	95	0,31	2,82				19	16	990	0,8
1	8	100	100	0,31	2,91				19	17	935	0,9
1	9	100	100	0,3	2,81				19	17	990	0,9
1	10	100	95	0,3	2,73				18	17	880	0,9
2	1	100	90	0,25	2,64	18	18	0,18				
2	2	100	85	0,28	2,81	17	17	0,17				
2	3	100	100	0,26	1,49	20	19	0,19				
2	4	100	90	0,29	2,61	18	18	0,18				
2	5	100	95	0,24	2,63	19	17	0,17				
2	6	100	100	0,31	2,72				18	17	990	0,9
2	7	100	90	0,27	2,67				18	16	880	0,9
2	8	100	95	0,3	2,63				18	17	935	0,9
2	9	100	100	0,27	2,58				19	17	935	0,9
2	10	100	85	0,28	2,62				17	16	880	0,9
3	1	100	85	0,15	1,80	16	15	0,15				
3	2	100	85	0,2	1,80	17	15	0,15				
3	3	100	85	0,17	2,00	16	15	0,15				
3	4	100	90	0,17	1,80	17	16	0,16				
3	5	100	80	0,14	1,80	16	15	0,15				
3	6	100	75	0,13	1,80				15	13	715	0,9
3	7	100	80	0,15	2,00				15	14	770	0,9
3	8	100	75	0,19	2,00				15	14	770	0,9
3	9	100	85	0,19	1,80				16	14	770	0,9
3	10	100	80	0,14	2,00				16	15	825	0,9