UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

Proyecto de Investigación previo a la obtención del título de Ingeniero Agrónomo

Título del Proyecto de Investigación

Evaluación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa

Autor:

José Miguel Guaycha Armijos

Directora del Proyecto de Investigación:

Dra. Marisol Rivero Herrada.

Quevedo – Los Ríos – Ecuador

2020

DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y CESIÓN DE DERECHOS

Yo**, José Miguel Guaycha Armijos,** declaro que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Universidad Técnica Estatal de Quevedo, puede hacer uso de los derechos correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normativa institucional vigente.

Atentamente;

José Miguel Guaycha Armijos
Autor

CERTIFICACIÓN DE CULMINACIÓN DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

La suscrita **Dra. Marisol Rivero Herrada**, Docente de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, certifica que la estudiante **José Miguel Guaycha Armijos**, realizó el Proyecto de Investigación titulado **"Evaluación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa"**, previo a la obtención del título de Ingeniero Agrónomo, bajo mi dirección, habiendo cumplido con las disposiciones reglamentarias establecidas para el efecto.

Atentamente;

Dra. Marisol Rivero Herrada
Directora del Proyecto de Investigación

REPORTE DE LA HERRAMIENTA DE PREVENCIÓN DE COINCIDENCIA Y/O PLAGIO ACADÉMICO

La suscrita **Dra. Marisol Rivero Herrada**, Docente de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, en calidad de Directora del Proyecto de Investigación titulado **"Evaluación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa"**, perteneciente a la estudiante de la carrera de Ingeniería Agronómica **José Miguel Guaycha Armijos**, CERTIFICA: el cumplimiento de los parámetros establecidos por el SENESCYT, y se evidencia el reporte de la herramienta de prevención de coincidencia y/o plagio académico (URKUND) con un porcentaje de coincidencia del 8 %.

URKUND

Documento	José Guaycha Armijos.docx (D79000658)
Presentado	2020-09-11 20:11 (-05:00)
Presentado por	cbermeo@uteq.edu.ec
Recibido	cbermeo.uteq@analysis.urkund.com
Mensaje	José Guaycha Armijos Mostrar el mensaje completo
	8% de estas 37 páginas, se componen de texto presente en 10 fuentes.

URKUND

Urkund Analysis Result

Analysed Document:	José Guaycha Armijos.docx (D79000658)
Submitted:	9/12/2020 3:11:00 AM
Submitted By:	cbermeo@uteq.edu.ec
Significance:	8 %

Sources included in the report:

Urkund Report - tesisss.docx (D11757325).pdf (D11821525)
MARTINEZ VILLACIS ALBERTO MANUEL.doc (D53637511)
Ronald_Freire_Proyecto_Investigacion.docx (D77299576)
ROMERO MORA CARLOS ALBERTO.docx (D24453640)
Tesis Urkund Guanabana Velasquez 2017.docx (D34083006)
RONALD RAMOS PROY. INVEST. 02.12.15.docx (D16517531)
Proy. Inv. Calero Jonathan 06.01.16.docx (D17022192)
http://www.visagro.org/presta/product.php?id_product=86.Yamarte,
https://fisiohorticola.files.wordpress.com/2008/12/resumen-fisiologia-horticola.doc
https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/13680/43321_51591.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Instances where selected sources appear:
55

Dra. Marisol Rivero Herrada
Directora del Proyecto de Investigación

UNIVERSIDAD TECNICA ESTATAL DE QUEVEDO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

Título:

Evaluación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa

Presentado a la Comisión Académica como requisito previo a la obtención del título de:

Ingeniero Agrónomo

Aprobado por:

Ing. Ramiro Gaibor Fernández, M.Sc.
Presidente del Tribunal

Ing. César Bermeo Toledo, M. Sc.
Miembro del Tribunal

Ing. Freddy Guevara Santana, M. Sc.
Miembro del Tribunal

Quevedo – Los Ríos – Ecuador

2020

AGRADECIMIENTOS

A Dios por estar a mi lado dándome sus bendiciones y no permitir que me rinda antes las pruebas que me pone la vida.

A mis padres por todas sus enseñanzas y haber guiado cada uno de mis pasos, inculcando en mí el deseo de superación personal y profesional.

A mi demás familia por sus diferentes consejos a lo largo de mi formación profesional.

A la Dra. Marisol Rivero Herrada por su colaboración y sugerencias en la presente investigación.

A mis amigos Rossalia Jiménez, Alex Arias, Joel Molina y Alejandro Bermeo, por su amistad incondicional y haber compartido conmigo la etapa de formación profesional.

A los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias de la UTEQ, que con sus enseñanzas he logrado obtener conocimientos que serán de gran ayuda en mi vida profesional.

José Miguel Guaycha Armijos

DEDICATORIA

A Dios por sus bendiciones, y no dejarme rendir en los momentos más difíciles, y permitir que mis padres, demás familiares, y mis amigos estén a mi lado.

A mis padres, por todo su amor, su guía, ejemplo y motivación y la confianza depositada en mí, es por ello que me siento orgulloso de dedicarles este logro de mi vida.

José Miguel Guaycha Armijos

RESUMEN

La inducción de la floración es una práctica importante en el cultivo de guanábana para de este modo asegurar un alto nivel de producción, por lo que es importante aplicar tecnologías de producción que permitan inducir la floración y a la vez disminuir el aborto de flores, que puede mermar la producción. Considerando lo anterior, la presente investigación tuvo como objetivo evaluar el efecto de la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa en la zona de Buena Fe. El experimento tuvo lugar en la hacienda San Eduardo, ubicada en el km 20.7 de la vía Buena Fe– Santo Domingo de los Tsáchilas. El ensayo se realizó bajo un diseño de bloques completos al azar (DCA) con cinco tratamientos en tres repeticiones. Los tratamientos evaluados fueron T_1: Eco-hormonas (0.75 L ha^{-1}), T_2: Cytokin (1.00 L ha^{-1}), T_3: Green master (1.5 L ha^{-1}), T_4: New gibb (45.00 g ha^{-1}) y T_5: Testigo. Los resultados obtenidos demostraron que con la aplicación de Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) se aceleró la producción de flores en 4 días y en 6 días la formación de los primeros frutos, respecto al testigo sin aplicación. La producción de flores fue mayor al aplicarse Eco-hormonas (0.75 L ha^{-1}), que superó en 28 flores al testigo (21 flores), registrando también mayor porcentaje de fecundación de flores (83.06 %). El aborto de flores fue significativamente menor cuando se aplicó Eco-hormonas (0.75 L ha^{-1}) (16.94%), representando una disminución de 25.26% en relación al testigo.

Palabras claves: aborto de flores, fecundación de flores, producción de flores.

ABSTRACT

Flowering induction is an important practice in soursop cultivation to ensure a high level of production, so it is important to apply production technologies that allow inducing flowering and at the same time reduce flower abortion, which can reduce production. Considering the above, the present research aimed to evaluate the effect of the application of commercial hormones for induction to flowering of the soursop (Annona muricata) crop in the Fumisa sector in the Buena Fe area. The experiment took place in the Hacienda San Eduardo, located at km 20.7 of the Buena Fe - Santo Domingo de los Tsáchilas road. The trial was conducted under a randomized complete block design (DCA) with five treatments in three replications. The treatments evaluated were T_1: Eco-hormones (0.75 L ha^{-1}), T_2: Cytokin (1.00 L ha^{-1}), T_3: Green master (1.5 L ha^{-1}), T_4: New gibb (45.00 g ha^{-1}) and T_5: Witness. The results obtained showed that with the application of Eco-hormones (750 mL ha^{-1}) the production of flowers was accelerated in 4 days and the formation of the first fruits in 6 days, compared to the control without application. Flower production was higher when Eco-hormones (0.75 L ha^{-1}) were applied, which exceeded the control (21 flowers) by 28 flowers, also registering a higher percentage of flower fertilization (83.06%). Flower abortion was significantly lower when Eco-hormones (0.75 L ha^{-1}) (16.94%) was applied, representing a decrease of 25.26% in relation to the control.

Keywords: flower abortion, flower fertilization, flower production.

TABLA DE CONTENIDOS

Declaración de autoría y cesión de derechos ii
Certificación de culminación del Proyecto de Investigación iii
Reporte de la herramienta de prevención de coincidencia y/o plagio académico iv
Certificación de aprobación por Tribunal de Sustentación v
Agradecimientos vi
Dedicatoria vii
Resumen viii
Abstract ix
Tabla de contenido x
Índice de Tablas xiii
Índice de Anexos xiv
Código Dublín xv
Introducción 1
CAPÍTULO I. MARCO CONTEXTUAL DE LA INVESTIGACIÓN
1.1. Problematización 3
1.1.1. Planteamiento del problema 3
1.1.2. Formulación del problema 3
1.1.3. Sistematización del problema 3
1.2. Objetivos 4
1.2.1. Objetivo general 4
1.2.2. Objetivos específicos 4
1.3. Justificación 5
CAPÍTULO II. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA DE LA INVESTIGACIÓN
2.1. Marco teórico 7
2.1.1. Generalidades del cultivo de guanábana 7
2.1.1.1. Descripción taxonómica 7
2.1.1.2. Descripción botánica 8
2.1.1.3. Requerimientos edafoclimáticos 8
2.1.2. Cultivo de guanaba en Ecuador 9
2.1.3. Floración 12

2.1.4. Biología y fisiología floral de la guanábana 13
2.1.4.1. Morfología floral 13
2.1.4.2. Desarrollo floral 13
2.1.4.3. Comportamiento sexual 14
2.1.5. Desarrollo vegetativo de la guanábana 15
2.1.6. Avances en el uso de inductores de floración 16
2.1.7. Fructificación 17
2.1.8. Fitohormonas 17
2.1.9. Eco-hormonas 19
2.1.10. Cytokin 19
2.1.11. Green master 20
2.1.12. 6.4.4. New gibb 20
CAPÍTULO III. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN
3.1. Localización de la investigación 22
3.2. Tipo de investigación 22
3.3. Métodos de investigación 22
3.4. Fuentes de recopilación de la información 23
3.5. Tratamientos estudiados 23
3.6. Diseño experimental y análisis estadístico 23
3.6.1. Especificaciones del experimento 24
3.7. Manejo del experimento 24
3.7.1. Marcado de plantas 24
3.7.2. Aplicación de los tratamientos 24
3.7.3. Riego 25
3.7.4. Fertilización 25
3.7.5. Control de malezas 25
3.7.6. Control de insectos plaga 25
3.7.7. Control de enfermedades 25
3.8. Variables evaluadas 26
3.8.1. Días a la floración 26
3.8.2. Días a la formación de los primeros frutos 26
3.8.3. Número de flores por planta 26

3.8.4. Número de flores abortadas por planta 26
3.8.5. Número de flores fecundadas por planta 26
3.8.6. Porcentaje de aborto de flores 26
3.8.7. Porcentaje de fecundación de flores 27
3.9. Recursos humanos y materiales 27
3.9.1. Recursos humanos 27
3.9.2. Recursos materiales 27
CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN
4.1. Resultados 29
4.1.1. Días a la floración 29
4.1.2. Días a la formación de los primeros frutos 29
4.1.3. Número de flores 30
4.1.4. Número de flores abortadas 31
4.1.5. Número de flores fecundadas 31
4.1.6. Porcentaje de aborto 32
4.1.7. Porcentaje de fecundación 33
4.2. Discusión 33
CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES
5.1. Conclusiones 36
5.2. Recomendaciones 36
CAPÍTULO VI. BIBLIOGRAFÍA
6.1. Referencias bibliográficas 38
CAPÍTULO VII. ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Características edafoclimáticas del sitio experimental..... 22

Tabla 2. Esquema del análisis de varianza utilizado en el ensayo 24

Tabla 3. Días a la floración. 29

Tabla 4. Días a la formación de los primeros frutos. 30

Tabla 5. Número de flores por planta..... 30

Tabla 6. Número de flores abortadas por planta 31

Tabla 7. Número de flores fecundadas por planta..... 32

Tabla 8. Porcentaje de flores abortadas..... 32

Tabla 9. Porcentaje de 33

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza de la variable días a la floración..... 44

Anexo 2. Análisis de varianza de días a la formación de los primeros frutos. 44

Anexo 3. Análisis de varianza de la variable número de flores 44

Anexo 4. Análisis de varianza de la variable número de flores abortadas..... 44

Anexo 5. Análisis de varianza de la variable porcentaje de aborto de flores..... 45

Anexo 6. Análisis de varianza de la variable número de flores fecundadas 45

Anexo 7. Análisis de varianza de la variable porcentaje de fecundación 45

Anexo 8. Identificación de las plantas a utilizar en el ensayo..... 46

Anexo 9. Aplicación de los tratamientos a base de hormonas comerciales. 46

Anexo 10. Conteo del número de flores por planta..... 47

CÓDIGO DUBLÍN

Título:	Evaluación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa
Autor:	José Miguel Guaycha Armijos
Palabras clave:	Aborto de flores, fecundación de flores, producción de flores
Fecha de publicación	
Editorial:	
Resumen:	La inducción de la floración es una práctica importante en el cultivo de guanábana para de este modo asegurar un alto nivel de producción, por lo que es importante aplicar tecnologías de producción que permitan inducir la floración y a la vez disminuir el aborto de flores, que puede mermar la producción. Considerando lo anterior, la presente investigación tuvo como objetivo evaluar el efecto de la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa en la zona de Buena Fe. El experimento tuvo lugar en la hacienda San Eduardo, ubicada en el km 20.7 de la vía Buena Fe–Santo Domingo de los Tsáchilas. El ensayo se realizó bajo un diseño de bloques completos al azar (DCA) con cinco tratamientos en tres repeticiones. Los tratamientos evaluados fueron T_1: Eco-hormonas (0.75 L ha^{-1}), T_2: Cytokin (1.00 L ha^{-1}), T_3: Green master (1.5 L ha^{-1}), T_4: New gibb (45.00 g ha^{-1}) y T_5: Testigo. Los resultados obtenidos demostraron que con la aplicación de Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) se aceleró la producción de flores en 4 días y en 6 días la formación de los primeros frutos, respecto al testigo sin aplicación. La producción de flores fue mayor al aplicarse Eco-hormonas (0.75 L ha^{-1}), que superó en 28 flores al testigo (21 flores), registrando también mayor porcentaje de fecundación de flores (83.06 %). El aborto de flores fue significativamente menor cuando se aplicó Eco-hormonas (0.75 L ha^{-1}) (16.94%), representando una disminución de 25.26% en relación al testigo.
Descripción:	
Url	

INTRODUCCIÓN

La guanábana (*Annona muricata*), es un pequeño árbol perteneciente a la familia Anonácea, género Annona que tiene una mayor aceptación para su consumo alimenticio tanto en jugos, como en postres y conservas que son apetecidas por su sabor, por diversas propiedades para el organismo, siendo considerada diurética, hipoglucemiante, antioxidante, antirreumática, anticancerígena, antiinflamatoria y antibacteriana

Entre los procesos fisiológicos que tienen lugar en las plantas, la floración es clave para el éxito reproductivo de las plantas y juega un papel determinante en su adaptación y distribución geográfica. También, debe producirse en un momento favorable de luz y temperatura, que permita el correcto desarrollo de flores y frutos; a la vez que la dispersión de las semillas.

Las hormonas son moléculas orgánicas que se producen en la planta y que se trasladan de una a otra región, ubicada a unas cuantas células de distancia, en la cual se encargan de iniciar, terminar, acelerar o desacelerar algún proceso vital. Entre los procesos en los que intervienen las fitohomonas se tiene a la floración, siendo uno de los procesos de mayor atención, puesto que este es el punto de partida para la obtención de mayor cantidad de frutos que pueden aportar a un mayor rendimiento.

La aplicación de hormonas para inducir la floración permite acelerar, inhibir, regularizar y uniformizar la floración, así como el amarre de frutos en los cultivos, lo cual ha fomentado la búsqueda de estrategias para lograr, aumentar la producción de frutos con tamaño comercial por hectárea, reducir costos de producción y aprovechar los atractivos precios del mercado.

En Ecuador, a la actualidad es poco lo que se ha trabajado en la inducción de la floración, y aunque en el mercado se comercializan diferentes productos que actúan sobre la producción de flores, no se han efectuado investigaciones sobre dicho aspecto. Esto torna importante la presente investigación ya que se busca identificar una hormona comercial que estimule la producción de flores en el cultivo de guanábana, para de este modo constituir una técnica de producción que se pueda difundir entre los productores de esta fruta que con el pasar del tiempo la superficie sembrada de ésta se ha ido incrementando debido a su demanda.

CAPÍTULO I

MARCO CONTEXTUAL DE LA INVESTIGACIÓN

1.1. Problematización

1.1.1. Planteamiento del problema

La baja productividad en el cultivo de guanábana es uno de los inconvenientes que más se presentan en este cultivo, en este problema está presente la poca cantidad de flores, la caída de estructuras florales, estas pérdidas pueden ser cuantiosas alrededor del 90% de las flores no llegan a completar su ciclo reproductivo.

La necesidad de producir más frutas por planta en contraste con la falta de información acerca de las técnicas de inducción floral, ha conllevado a un amplio desconocimiento sobre dicha estimulación. Esto hace necesario la ejecución de investigaciones a fin de mitigar dicho desconocimiento, mediante el estudio de alternativas que puedan ayudar a la generación de mayor número de flores y a la vez que acelera la producción de las mismas. De este modo de podría ayudar con información de primera mano a técnicos y productores.

1.1.2. Formulación del problema

¿Qué influencia tiene la aplicación de hormonas comerciales para la inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa en la zona de Buena Fe?

1.1.3. Sistematización del problema

¿Qué tratamiento estimula la formación de flores en el cultivo de guanábana?

¿Qué hormona comercial que produce la mayor fecundación de flores en el cultivo de guanábana?

¿Qué hormona disminuye el aborto de flores en el cultivo de guanábana?

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa en la zona de Buena Fe.

1.2.2. Objetivos específicos

- Determinar el tratamiento que estimule la formación de flores en el cultivo de guanábana.

- Identificar la hormona comercial que produzca la mayor fecundación de flores en el cultivo de guanábana.

- Establecer la hormona que disminuya el aborto de flores en el cultivo.

1.3. Justificación

La guanábana (*Annona muricata*) como cultivo, permite contribuir de manera conjunta al desarrollo económico de los agricultores del País, su valor comercial radica en la obtención de un fruto al cual se le agregan un sin número de propiedades médicas. El cultivo tiene una superficie sembrada de 250 ha^{-1} entre cultivos tecnificados y aislados, en su gran mayoría los que se dedican a este cultivo son los pequeños y medianos agricultores y muchos de ellos no cuentan con la información suficiente sobre el producto comercial que genere mayor inducción a la floración.

La floración en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) es un estado fisiológico asociado con la producción del cultivo. La aplicación de estos productos tiene varios efectos positivos en lo que se refiere a la floración y el fruto como son: adelantar la floración, obtener floración y frutos homogéneos, mejorar el amarre de frutos

Teniendo en consideración que el mercado se comercializa una amplia gama de productos que actúan sobre diferentes procesos fisiológicos de las plantas, la presente investigación se justifica mediante la evaluación de diferentes hormonas comerciales que aseguran inducir la floración a fin de identifica la que mejores resultados genere en términos de aceleración de la floración y producción de mayor volumen de flores por planta, para de este modo constituir una tecnología de producción que pueda ser aplicada en todas las unidades de producción de guanábana.

Con los resultados obtenidos en la investigación se pretende generar diversas alternativas a los agricultores sobre la mejor hormona comercial para la inducción floral en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en la zona de Fumisa, mejorando de esta manera la capacidad productiva del cultivo y la calidad de vida de los agricultores que se benefician por la venta de este fruto.

CAPÍTULO II

FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA DE LA INVESTIGACIÓN

2.1. Marco teórico

2.1.1. Generalidades del cultivo de guanábana

La guanábana tiene su origen en las regiones tropicales de Sudamérica, muy abundante en el norte de América del Sur, fue uno de los primeros frutales tropicales que fueron llevados a regiones tropicales y húmedas de todo el mundo y es una de las 14 frutas tropicales con potencial para la plantación y comercialización a gran escala, recomendado por el Instituto Latinoamericano de Mercadeo Agrícola (Medina, 2014).

El cultivo de guanábana es muy prometedor en el Ecuador por su atractivo precio en el mercado, las principales áreas en donde se encuentran cultivos comerciales tecnificados son en Santa Elena, Guayas y El Oro, además de encontrase en zonas rurales de Manabí, Santo Domingo de los Tsáchilas, Esmeraldas, Los Ríos, Pichincha, Carchi y algunas zonas de la región oriental distribuidas en plantaciones de dos a cinco hectáreas de acuerdo al Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP, 2017).

La principal propiedad de la guanábana es su principio activo conocido como Acetogenina, el cual es un ingrediente comúnmente utilizado en quimioterapia, capaz de inhibir el crecimiento de células cancerosas y tumorales, según estudios realizados en Estados Unidos, han encontrado una gran efectividad en el tratamiento de diversos tipos de cáncer (Veloz, 2019).

2.1.1.1. Descripción taxonómica

De acuerdo a Cobos (2009) la clasificación taxonómica de la guanábana es la siguiente:

Reino : Plantae
División : Magnoliophyta
Clase : Magnoliopsida
Orden : Magnoliales
Familia : Annonaceae
Género : *Annona*
Especie : *muricata*

2.1.1.2. Descripción botánica

- **Sistema radicular:** La guanábana presenta una raíz poco profunda (superficial) que se distribuye en los primeros 60 centímetros de profundidad del suelo. Este factor es variable y está relacionado con la profundidad efectiva del suelo. En los suelos con profundidades superiores a 60 cm, las raíces pueden penetrar en un 80% hasta los 80 cm en árboles de 7-8 años de edad (Barragan *et al.,* 2002).

- **El tallo:** Tallo de 3.5-5 m de alto; ampliamente ramificado. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, glabros, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, ruminados, 15-20 cm de diámetro en la base (Leiva *et al*., 2018).

- **La hoja:** Hojas alternas; peciolo ligeramente rollizo con un canal longitudinal en la superficie adaxial, verde claro, glabro, 0,8-0,9 cm de longitud; lámina oblonga a veces ligeramente obovada, suculenta a ligeramente coriácea, verde intenso y lustrosa la superficie adaxial, verde claro y opaca la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, entera y en los bordes, 8.5- 10.9 cm de largo por 4,8-5,7 cm de ancho (Cajamarca y Arias, 2019)

- **Flores:** Solitarias, trímeras, perfectas; pedúnculo filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde, curvado, rodeado por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes pequeñísimos, 17-20 mm de longitud (Leiva *et al*., 2018).

  - **El fruto:** El fruto es una baya colectiva o sin carpo, ampliamente ovoide o elipsoide, verde de 15-40 cm de largo en la base debido a la polinización deficiente, está recubierta por espinas suaves carnosas que miden de 0.3-0.5 cm de largo y están volteadas hacia el ápice; la cáscara es delgada y coriácea y la pulpa es blanca, cremosa, carnosa, jugosa y sub ácida (Leiva *et al*., 2018).

2.1.1.3. Requerimientos edafoclimáticos

- **Temperaturas:** Es una especie susceptible al frío, y es la anonácea cuyos requerimientos de clima más tropical, húmedo y cálido (23 a 30ºC), característico de altitudes inferiores a 1.000 msnm (Galeano, 2017).

- **Luz:** Mínima de 2000 horas de luz/año (Andrade, 2017).

- **Humedad relativa:** Este es un factor crítico en el cultivo de la Guanábana. La humedad relativa alta, aumenta la propensión a la Antracnosis. Una humedad relativa demasiado baja, dificulta la polinización, afectando, por esta vía, los niveles de producción (SEPHU, 2010).

- **Suelos:** Crece en suelos con buen drenaje, francos o franco-arenosos, de buena profundidad, ricos en materia orgánica y con pendientes máximas del 50% (Mora, 2020).

- **Altitud:** La Guanábana se puede cultivar desde el nivel del mar hasta los 1.000 m de altitud, pero su altitud óptima para el perfecto desarrollo está entre 400 y 600 m (Galeano, 2017).

- **Riego:** Es un árbol tolerante a la sequía, pero en caso de periodos secos mayores de 30 días, se requiere la aplicación de riego abundante antes y durante la floración por cualquier sistema de fertirrigación. Necesita una estación seca bien definida (SEPHU, 2010). Con una precipitación de 800 a 2000 mm (Mora, 2020).

- **Requerimiento nutricional:** El árbol de guanábana es exigente en Nitrógeno, Fósforo y Potasio principalmente, y a los micro elementos esenciales, y se desarrolla en suelos con un pH ligeramente ácido de 5,5 a 6,5 (SEPHU, 2010).

2.1.2. Cultivo de guanaba en Ecuador

Las exportaciones de productos agrícolas no tradicionales se presentan hoy como un reto frente a la demanda del mercado globalizado, sin embargo, iniciar con esta apertura al mercado tiene historia, que data desde el progreso de la parte rural hasta la transformación política, social y cultural de las ciudades (De León y Escorial, 2018).

En el Ecuador históricamente, el manejo de la tierra, cosecha y post cosecha de frutas y de hortalizas, incluye una producción agrícola con tradición de monocultivo, una población rural cada vez más escasa y un mercado interno y externo en crecimiento, exigente y tentado

por la apertura de mercados, lo cual obliga a los nuevos empresarios agrícolas e industriales a adoptar políticas que generen ventajas competitivas en los mercados nacionales e internacionales (Moreno *et al.*, 2019). La guanábana es una fruta tropical perteneciente a la familia Annonaceae y se encuentra distribuida en toda la América tropical; en efecto, se la puede observar en áreas cálidas de Ecuador, Brasil, Colombia, Venezuela, América central, Las Antillas y el Sur de México (Cajamarca y Arias, 2019).

Su cultivo ha empezado a desarrollarse en los últimos años, debido a la aceptación de nuevas generaciones de consumidores por productos no tradicionales que proporcionan nuevos sabores y variedad nutricional, sumado a cualidades terapéuticas de mucho beneficio para la salud. Uno de los países donde mayormente se ha notado un desarrollo de este frutal es Brasil, seguido por Colombia y Ecuador, donde es posible observar plantaciones tecnificadas que abastecen los mercados de las principales ciudades como Sao Paulo, Brasilia, Bogotá, Cali, Quito, Guayaquil entre otras (Mora, 2020).

Estudios realizados por el INIAP a través del Programa de Fruticultura, han evidenciado diversidad morfológica entre árboles silvestres en cuanto a forma y tamaño de árboles, en aspectos como tipo de crecimiento, forma y color de hojas y ramas; al igual que en frutos en donde se ha registrado diversidad en formas, entre ellas acorazonada, cilíndrica, aperada, redonda; variaciones en tamaño, porcentaje de pulpa, número de semillas, sabor, etc (Triviño, 2018).

En Ecuador constituye uno de los cultivos frutales más prometedores ya que el precio de mercadeo es muy atractivo. Las principales áreas de cultivo se ubican en la Península de Santa Elena y Guayas donde se encuentran lotes totalmente tecnificados y existen otras zonas donde este frutal crece en forma endémica como es la zona Sur de Manabí y áreas rurales de Santo Domingo de los Colorados, en donde los campesinos se dedican a la recolección de fruta totalmente orgánica. También se puede encontrar árboles dispersos a lo largo y ancho del litoral ecuatoriano hasta una altura de 800 msnm (Triviño, 2018).

Según datos del Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), en el Ecuador se producen cerca de 5.000 toneladas de Guanábana fresca anualmente, esta fruta se cosecha principalmente en las provincias del Guayas y Santa Elena, en donde se hasta el 2016 existían 220 ha sembradas con tendencia a incrementar el cultivo por la gran

demanda de la fruta tanto para consumo en fresco como para la industria, esto responde a una demanda holística por sus usos medicinales o propiedades curativas anticancerígenas (Triviño, 2018). Las plantaciones se registran también con éxito en otras provincias de la Costa como en Manabí, Esmeraldas y El Oro, aunque la producción de la provincia de Esmeraldas no es abundante, hoy busca ser ampliada por su vocación agrícola a este tipo de cultivos (Veloz, 2019).

En Timbre, una población que está a media hora de la ciudad de Esmeraldas existe una plantación modelo de cuatro hectáreas con 70 plantas, que producen hasta 50 Guanábanas cada una, con un peso promedio de 12.5 libras. A lo largo de la zona rural central de la provincia se produce la fruta que satisface el mercado local con una guanábana criolla. Sin embargo, según afirman productores, la fruta que se produce en Timbre está dirigida a la exportación por su tamaño de hasta 30 cm. En zona denominada de Lagarto al norte de la provincia de Esmeraldas, se registran 70 hectáreas sembradas, en donde mayormente hay plantaciones que buscan ampliar su participación en el mercado local y también para la exportación (Veloz, 2019).

En la Amazonía en la provincia de Pastaza, según datos del Instituto Ecuatoriano de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), en el país existen cerca 250 ha de Guanábana sembradas, entre cultivos tecnificados y aislados. De acuerdo con cifras del Banco Central del Ecuador (BCE), en el 2007 se exportaron 0.12 toneladas de la fruta; en el 2015, la cifra subió a 5.31 toneladas. En el 2009 la cifra bajó. A partir de ese año la iniciativa de los productores de Esmeraldas es que se garantice el mercado para producir más con fines de exportación (Herder, 2018). Cabe mencionar que la primera cosecha de Guanábana se da los meses de marzo y abril, en plena temporada invernal. Los meses de agosto y septiembre corresponden a la segunda cosecha anual de la Guanábana. La fruta es de buen tamaño, aroma atractivo, sabor agradable muy cotizada para la elaboración de jugos y helados. En los hoteles de lujo de la Sierra o la Costa los postres elaborados con Guanábana tienen un elevado valor; sin embargo, la oferta de fruta es muy limitada (Andrade, 2017).

Los agricultores de Santo Domingo tienen a la planta como un cultivo silvestre, generalmente son los intermediarios los que llegan a las fincas para cosecharlas, utilizando métodos rudimentarios de recolección. El embalaje se hace en costales y son transportadas en los mismos carros de pasajeros (Garcés, 2015).

Por varios sectores de Santo Domingo se produce Guanábana, se observa en la vía a San Jacinto del Búa en diversas localidades, Las plantas se encuentran en forma aisladas y nadie se ha interesado por un cultivo comercial y mucho menos, por uno manejado técnicamente, pese a que la calidad de los frutos depende de la condición del suelo y del clima, el descuido parece ser la característica de esta planta. Varios recintos ubicados a un costado de la vía a Él Carmen aparecen con la planta, igual hacia la vía a Quevedo, en los poblados ubicados desde la carretera que salen desde Brasilia del Toachi (Triviño, 2018).

2.1.3. Floración

El proceso de formación de yemas florales de tejidos adultos pasa por tres etapas: inducción, iniciación y diferenciación floral. La inducción floral se da como un estímulo probablemente de tipo hormonal, la cual parece ser estimulada a producirse en hojas y brotes de madurez adecuada. Los factores ambientales que parecen afectar más este proceso inicial de la floración son temperatura y humedad. Para la formación de yemas florales a partir de meristemos vegetativos básicamente se requiere de dos condiciones: 1) de un estado fisiológico adecuado del tejido, es decir de un tejido que posea las "células blanco" capaces de recibir el estímulo inductor y 2) de condiciones de inducción al cambio de un meristemo vegetativo a reproductivo. Es necesario para la inducción floral, que los árboles hayan pasado la etapa "juvenil" (Cobos, 2009).

La inducción floral parece ser regulada por una fitohormona. En algunos frutales esta sustancia parece ser el Etileno, ya que los trabajos realizados en piña y mango avalan esta hipótesis. La iniciación floral, es el primer sistema microscópico visible del proceso de la floración perceptible como una organización diferente del meristemo (Lobos y Yuri, 2006).

La diferenciación floral se inicia con la formación de sépalos, pétalos, estambres y pistilos en un proceso de duración variable que en el caso de frutales tropicales como el Guanábano es usualmente rápido (30 a 45 días) (Cobos, 2009). La floración es una fase crítica en la obtención de una cosecha de guanábana, ya que en ausencia de flores no hay posibilidad de que se formen frutos (García y García, 2017).

El inicio del desarrollo floral está relacionado con el período en que se detiene o reduce el crecimiento vegetativo y que es posible que las hojas maduras sean la fuente de compuestos hormonales estimulantes de la inducción – diferenciación, mientras que lo contrario ocurre

con hojas jóvenes, cuyo efecto negativo sobre la formación de flores está comprobado. Parece más probable la hipótesis de un control hormonal de la floración por parte del fruto, sugiriendo que la floración no depende tanto de un estímulo positivo proveniente de las hojas, sino de un control negativo por parte de un inhibidor que mantiene los meristemos en estado vegetativo. Otros investigadores sostienen que una posibilidad es que la floración dependa del balance existente entre hormonas y metabolitos, más que de una sustancia específica (Cobos, 2009).

2.1.4. Biología y fisiología floral de la guanábana

Se ha podido establecer que el conocimiento detallado de la flor (sus partes y su funcionamiento) son aspectos claves en el desarrollo del cultivo. A continuación, se describen con un poco más de detalle algunas de sus características, dado además que el tema de esta tesis de grado está muy relacionado con ella (Jiménez-Zurita *et al*, 2016).

2.1.4.1. Morfología floral

La flor del Guanábano es completa, hermafrodita e hipógina. Sus órganos se ordenan en la siguiente forma: un cáliz con tres sépalos libres, pequeños, verdes y coriáceos; una corola con seis pétalos dispuestos en dos hileras, tres exteriores más grandes de forma acorazonada, coriáceos verdes por la cara externa y cremosos por dentro y tres interiores más delgados, de forma cóncava redondeada y de color amarillo-verdoso (Cobos, 2009).

Tanto el cáliz como la corola ocupan la zona basal de un receptáculo carnoso, en donde se encuentra el androceo compuesto de numerosos estambres, los cuales en su parte superior presentan una zona ensanchada de tejido esponjoso, razón por la cual todos entre sí se muestran apretados formando un cuerpo compacto; el gineceo toma la forma de un cono redondeado que consta de muchos estigmas unidos cada uno a un ovario por medio de un estilo. Los estigmas son estructuras esponjosas y blanquecinas que producen una sustancia mucilaginosa cuando son receptivos. La parte baja del receptáculo carnoso está ocupada por el ovario el cual es súpero, pluricarpelar y uniovulado (Galeano, 2017).

2.1.4.2. Desarrollo floral

Inicialmente la yema floral tiene una forma redondeada, la cual se transforma posteriormente en un incipiente botón floral. El crecimiento de este botón no es uniforme, ya que en un

comienzo este es muy lento, pero se acelera cuando el botón alcanza un diámetro de alrededor de los 15 mm. En este momento sólo se diferencian sépalos y pétalos, aunque de manera rudimentaria. Posteriormente la flor continúa aumentando de tamaño hasta alcanzar un diámetro de entre 25 y 33 mm, después de lo cual ocurre la antesis. El tiempo transcurrido en esta etapa fluctúa entre 60 y 90 días (Galeano, 2017).

La antesis en el Guanábano sucede de manera sincronizada en varias etapas, a las cuales se les ha denominado Estados, que se numeran del I al IV dependiendo del grado de apertura de los pétalos externos, correspondiendo el Estado IV cuando la apertura floral finaliza (flor abierta), disminuye la viscosidad estigmática y ocurre la dehiscencia de las anteras. La antesis culmina con el desprendimiento de los pétalos, de los estambres y los estigmas, quedando solamente el cáliz, el receptáculo que sostiene y resguarda los ovarios, los estilos y el pedúnculo, a lo cual se le denomina flor desnuda o tabaco. A partir de este momento, si la flor ha sido fecundada, los ovarios se unen por sus bordes para formar una fruta llamada baya colectiva o sincarpio (Yamarte *et al*., 2006).

2.1.4.3. Comportamiento sexual

La receptividad floral se distingue por la secreción de un líquido viscoso sobre los estigmas de la flor. Este proceso se inicia con el comienzo de la apertura floral y persiste hasta la caída o desprendimiento de estos estigmas. Simultáneamente, pero con un margen de atraso ocurre la maduración del órgano masculino, pues el conjunto de estambres se presenta como una masa apretada y la liberación o disponibilidad del polen solamente se produce en las siguientes 12 a 24 horas durante el desprendimiento de las estructuras de la flor. Esta falta de sincronización en la maduración de los dos órganos que da origen al fenómeno conocido como dicogamia parcial de tipo protogínico de las anonáceas (Jiménez-Zurita *et al*., 2016)

En términos prácticos, esta disfunción sexual es la responsable de que alrededor de un 97% de las flores no sean fecundadas y por tanto en un lapso de tiempo de 6 a 24 días, las flores se secan y caen. Este escaso nivel de fecundación y consiguiente cuajamiento de frutos, se debe al bajo porcentaje de polinización natural y en donde la autopolinización está influida principalmente por la temperatura y la humedad relativa (Cobos, 2009).

La polinización de la flor de la guanábana se da de manera cruzada y puede efectuarse por medio de insectos o manualmente. En el caso de polinización entomófila se menciona que

un escarabajo del género *Cyclocephala* visita las flores durante la dehiscencia de las anteras y lleva en sus patas polen a otras flores. Sin embargo, la presencia de este insecto no es común en todas las zonas productoras de Guanábano, por lo cual en base a estas y otras observaciones se plantea el interrogante con respecto a la existencia de dos tipos de Guanábano: unos que dependen de la polinización cruzada y otros que se autopolinizan cuando las condiciones ambientales son favorables (Cobos, 2009).

2.1.5. Desarrollo vegetativo de la guanábana

En la guanábana, así como en otras especies existen dos períodos de desarrollo bien marcados. El primero de ellos es el vegetativo en donde según Roldán, y Martínez (2000), tras la germinación de la semilla, el meristemo apical inicia el desarrollo de la parte aérea de la planta. Este desarrollo es consecuencia de la producción repetitiva de primordios de órganos y de células del tallo. Como consecuencia, se repiten estructuras similares que algunos autores han denominado fitómeros. Durante el desarrollo vegetativo, estos fitómeros están compuestos por un segmento del tallo o entrenudo y un nudo en el que se inserta una hoja con un meristemo axilar. Este meristemo axilar tiene capacidad para generar una rama lateral con la misma estructura fitómerica.

Según Agustí (2003), al período vegetativo se le denomina también como juvenilidad en el cual la planta crece exponencialmente, es incapaz de inducir el proceso floracional y desarrolla diversas estructuras morfológicas. Durante este periodo, los tallos presentan una elevada tasa de crecimiento, lo que se ha relacionado con una ausencia de competencia entre puntos de desarrollo; cuando éstos son numerosos la competencia por nutrientes aumenta y aparece una gradual pérdida de dominancia apical y de orientación geotrópica de los tallos que marcan el final del periodo juvenil o vegetativo.

El segundo periodo según lo expresado por Roldán y Martínez (2000) se conoce como floración, y es la etapa de desarrollo con la que se inicia la fase reproductiva de la planta, en dónde el desarrollo de la hoja se inhibe para dar lugar a una bráctea o desaparecer totalmente, y el meristemo axilar se transforma en un meristemo floral que se diferencia en una flor en lugar de una rama lateral. Mientras que el meristemo apical y los meristemos axilares suelen presentar un patrón de crecimiento indeterminado produciendo indefinidamente estructuras fitómericas, el meristemo floral es de crecimiento determinado y se agota con el desarrollo de la flor.

Agusti (2003), afirma que las condiciones ambientales no solo determinan la época de brotación sino que son también responsables, en gran medida, de la intensidad y distribución de la floración. Es más, aspectos tales como las bajas temperaturas, insuficiencias hídricas y la luz, son algunos de los requisitos para que ésta tenga lugar. Los mecanismos receptor y efector de estos estímulos y su interacción con otros factores, exógenos y endógenos, son poco conocidos, pero aun así es posible modificarlos en distintas direcciones, lo que ha ayudado a profundizar en su conocimiento.

En frutales perennes, principalmente mango, cítricos, guanábano, se ha mencionado la existencia de problemas que afectan de manera drástica la productividad de los cultivos debido entre otros, a factores tales como poca o irregular fructificación y excesiva y prolongada frondosidad o desarrollo vegetativo. Se requiere aplicar procedimientos para balancear el crecimiento vegetativo y el reproductivo y que uno de ellos puede ser el de la poda para suprimir parte del follaje producido por el desarrollo vegetativo y estimular el desarrollo reproductivo (Aguilar, Escobar, y Pássaro, 2012).

2.1.6. Avances en el uso de inductores de floración

Además de los biorreguladores existen soluciones nutricionales que aun cuando no ejercen una acción similar a los bioreguladores, sin embargo, son precursores químicos que intervienen en reacciones de síntesis de fitohormonas o en el transporte de minerales y fotoasimilados. Este es el caso del Nitrato de Potasio (KNO_3) y el Nitrato de Amonio (NH_4NO_3), en dónde el ión NO_3 está relacionado en forma directa con la síntesis endógena del Etileno como una respuesta al estrés causado por la elevación súbita de la concentración de nitratos. A su vez la acción del ión K se da como activador de enzimas y transportador de fotoasimilados (García , 2011).

Uno de los primeros cultivos en los que se experimentó el KNO_3 fue el mango. En México, reportaron que el producto era efectivo para estimular la emergencia de inflorescencias y el rendimiento de fruta con relación al testigo. El NH_4NO_3 ha sido de experimentación más reciente, en mango resultó más eficiente que el KNO_3 aún a menores concentraciones (Cobos, 2009).

En Colombia, desarrollaron una investigación en guanábana para evaluar sustancias inductoras de floración en huertos con y sin disponibilidad de riego, encontrando que el

mejor resultado fue el KNO_3 al 4% en botón floral y GA_3 (5mg L^{-1}) a la caída de los pétalos, ya que fueron los tratamientos que presentaron mayor promedio de frutos cuajados por árbol. En la presente investigación y dentro de la lista de tratamientos se incluyó este resultado, con el fin de validarlo en el material genético y en las condiciones ambientales de Santo Domingo de los Tsáchilas (Cobos, 2009).

2.1.7. Fructificación

Se suele definir el fruto como el ovario desarrollado y maduro, una vez que se ha verificado la fecundación de los óvulos y que la semilla es el óvulo fecundado y maduro. Por tanto, la formación del fruto es la consecuencia directa de la fecundación (Leiva, Gayoso, y Chang, 2018). En el caso de la guanábana, es necesario tratar un tópico de gran importancia y es el que se denomina cuajado del fruto. El proceso que determina el tránsito del ovario de la flor a fruto en desarrollo es lo que se denomina cuajado y que dicho tránsito exige la reiniciación del crecimiento del ovario detenido durante la antesis. Esto está regulado por una serie de factores, fundamentalmente de tipo endógeno. Si dicho crecimiento no se reinicia o una vez reiniciado cesa, el ovario se desprende y por tanto no hay cuajamiento ni tampoco formación de fruto (Agusti, 2003).

El cuajado del fruto está influenciado por numerosos factores, unos de origen exógeno y otros endógenos. Entre los primeros están los factores climáticos y culturales y entre los segundos los genéticos, nutricionales y hormonales (Toapanta, 2014). Agusti (2003) señala la importancia de estos dos últimos por su correlación e incidencia en el proceso de cuajado de los cítricos. Con referencia a los factores hormonales agrega que, en los frutos con semillas, su desarrollo depende de estas y parece por tanto que son las fitohormonas producidas por las semillas las que regulan el crecimiento del fruto. En síntesis y de acuerdo con sus investigaciones y observaciones manifiesta que la disponibilidad de carbohidratos y el contenido endógeno hormonal que regula aquella, son los factores decisivos del desarrollo del fruto y por tanto de la producción (Miranda *et al*., 2016).

2.1.8. Fitohormonas

Las plantas tienen sustancias que son sintetizadas a partir de las mismas que intervienen en el crecimiento y desarrollo cuando tienen un normal crecimiento fisiológico, estas sustancias se conocen como fitohormonas, las cuales se conocen de 4 tipos como auxinas, citocininas,

giberelinas y etileno, producidas en diferentes órganos de la planta y son movilizados a otras partes o sitio de acción en bajas concentraciones para regular los procesos fisiológicos, estos compuestos orgánicos actúan en pequeñas cantidades que fomentan, inhiben o modifican cualquier proceso fisiológico en el vegetal para que pueda llevar todo su ciclo de vida con normalidad (Lira, 2013; Castillo *et al.*, 2007). Es función de las fitohormonas regular la velocidad de crecimiento de las diferentes partes de la planta, actúan de forma conjunta y no aislada de modo que, el desarrollo normal de una planta es el resultado del efecto neto de un equilibrio hormonal (Davies, 2013).

Una hormona vegetal o fitohormona es un compuesto producido internamente por una planta, que ejerce su función en muy bajas concentraciones y cuyo principal efecto se produce a nivel celular, cambiando los patrones de crecimiento de los vegetales y permitiendo su control. Es necesario tener en cuenta aspectos críticos como oportunidad de aplicación, dosis, sensibilidad de la variedad, condición de la planta, etc., ya que cada planta requerirá de unas condiciones específicas de crecimiento que pueden afectarse por la concentración de ellos en el medio (Alcantara *et al.*, 2019).

Las hormonas vegetales son capaces de controlar el desarrollo desde la diferenciación floral hasta la madurez del fruto. En particular, la etapa de fructificación y el tamaño final alcanzado dependen del contenido endógeno de estas sustancias, siendo posible manipular el establecimiento de los frutos por aplicación externa de hormonas (Castillo *et al*., 2005).

En la etapa fenológica de floración más del 40 % de la flor se pierde por aborto, generando grandes pérdidas económicas a los productores, por lo que resulta importante el uso de reguladores de crecimiento, que permitan disminuir dicho problema fisiológico (Ramirez *et al*., 2005).

La inducción floral es el proceso mediante el cual las yemas de los frutales, originalmente vegetativas, sufren cambios metabólicos que las preparan para transformarse en yemas florales. Este tipo de yemas tienen la característica de ser más voluminosas, a diferencia de las vegetativas que son pequeñas y puntiagudas (INTAGRI, 2013). Las principales hormonas de la floración son las giberelinas, sin embargo, las auxinas también pueden tener influencia en esta etapa. Las giberelinas modifican sustancialmente los procesos reproductivos de los vegetales, participando en el control de la inducción de la floración, en

el crecimiento y producción de flores, y en el cuajado y desarrollo de los frutos (Azcon y Talon, 2000; Gonzales *et al*., 2007).

2.1.9. Eco-hormonas

Complejo Tri Hormonal a base de citoquininas, giberalinas, y auxinas, es un bio activador fisiológico orgánico que puede ser utilizado en cualquier tipo de cultivo. Sus beneficios son muchos pero se lo utiliza principalmente para obtener un desarrollo vigoroso en las primeras etapas de vida de los cultivos, mejora el sistema radicular de las plantas, uniformiza la floración y cuajado de frutos, previene la caída de flores y botones florales (NEDERAGRO, 2015).

2.1.10. Cytokin

Es un Bioestimulante Natural del crecimiento vegetal que facilita la nutrición de las plantas; promueve el brote y desarrollo de las yemas, espigas y flores; mejora el amarre de las flores y el desarrollo de los frutos, crecimiento de la raíz y sobre todo el vigor de la productividad de la planta (Edifarm , 2016). Las citoquininas son esenciales para los cultivos para inducir la división celular, la diferenciación celular, ensanchamiento celular y también la movilización de nutrientes. Las citoquininas también provocan un retraso de la senescencia y son indispensables para vencer la dominancia apical de los cultivos en producción (Celuzag, 2017).

Es una hormona natural reguladora del crecimiento vegetal que facilita la nutrición de las plantas, promueve el brote y desarrollo de las yemas, espigas y flores, mejora el amarre de las flores y el desarrollo de los frutos, crecimiento de la raíz y sobre todo el vigor de la productividad de la planta. Su nombre común es citoquinina (Edifarm, 2016).

Las citoquininas son necesarias para el crecimiento de las plantas, son producidas en la punta de la raíz, posteriormente se dispersan a otras partes de la planta donde son necesarias para regular el proceso celular, incluyendo el crecimiento de la raíz. La aplicación de cytokin, provee una fuente suplementaria de citoquinina para la cosecha y de esta manera, se asegura que el crecimiento de la raíz continúe y que los niveles de citoquinina se mantengan durante los períodos críticos de florecimiento, de desarrollo y cuando sale el fruto (Edifarm, 2014).

2.1.11. Green master

Es un activador fisiológico de alta producción recomendado para todo tipo decultivo. Green Master ha sido desarrollado para estimular los principales procesos fisiológicos en los diferentes cultivos tanto de ciclo corto, como perennes, su composición a base de macro,micro nutrientes, vitaminas, ácidos húmicos y fitohormonas de origen natural, aseguran una equilibrada distribución nutricional dentro del vegetal. Los beneficios hacia los cultivos son muchos, entre los que se destacan: maximiza la absorción de la solución del suelo a través de las raices, mejora el vigor y desarrollo saludable de los cultivos, mejora los procesos de fructificación y llenado de frutos, es un producto amigable con el ambiente ya que es biodegradable (NEDERAGRO, 2019). Por su formulación líquida proporciona mejor absorción de nutrientes por parte del vegetal, su contenido de ácidos húmicos actúa como un quelatante natural, que asegura un buen desempeño de los macro y micro elementos traduciéndose esto en un eficiente desarrollo foliar y radicular, mejorando directamente el vigor y calidad de las cosecha (Ecured , 2019).

2.1.12. New gibb

Tiene una formulación como un polvo soluble en las formulaciones de 10%, 20% y 90%. El ingrediente activo (ácido giberélico) es una hormona respetuosa del medio ambiente, se encuentra naturalmente en las plantas. La función principal de NEWGIBB es promover el crecimiento y el alargamiento de las células y ayuda a las plantas a crecer, mejora la floración y producción de los frutos (Marketing Arm International, 2019). También actúa en la elongación y multiplicación celular de los vegetales, aumentando su biosíntesis, liberación y aumento del transporte de auxinas (Visagro, 2011).

Es un potente regulador de crecimiento vegetal a base del ácido giberélico, que es producido vía fermentación biológica del hongo *Gibberella fujikauroi*, el mismo que es biosintetizado en los tejidos apicales y transportados al resto de la planta vía floema.También se sugiere que pueden ser sintetizadas en las raíces y son transportadas vía xilema. Además, se pueden encontrar en órganos reproductores, semillas inmaduras y frutos, entrenudos (Veliz, 2010). El ácido giberélico, ingrediente activo de new gibb, produce los siguientes efectos en las plantas. New gibb 10% PS es compatible con los fungicidas, herbicidas, insecticidas, fertilizantes de uso común. Se recomienda mantener la solución alrededor del pH 5 - 6, regulando la preparación de la mezcla (Veliz, 2010).

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. Localización de la investigación

La investigación se llevó a cabo en la hacienda “San Eduardo”, perteneciente al Sr. Fabián Pico localizada en el km 20.7 de la vía Buena Fe – Santo Domingo de Los Tsáchilas, entra las coordenadas 0°43’50.3” latitud y 79°28’22.3” longitud, a una altitud de 110 m.s.n.m.

Las características edafoclimáticas del sitio experimental se presentan en la siguiente tabla:

Tabla 1. Características edafoclimáticas del sitio experimental

Característica	**Descripción**
Clima	Tropical húmedo
Precipitación media anual (mm)	2256.4
Temperatura media anual (ºC)	25.30
Humedad Relativa (%)	82.00
Heliofanía anual (horas luz/año)	840.9
pH del suelo	6.5
Topografía	Irregular
Drenaje	Regular
Pendiente (%)	3
Materia orgánica (%)	2.9

Fuente: Estación meteorológica Pichilingue, INAMHI, Serie 200-2019

3.2. Tipo de investigación

Se efectuó una investigación de tipo experimental, ya que se manipularon diferentes tratamientos a base de hormonas comerciales, a fin de cuantificar su efecto sobre las variables de respuesta para de este modo establecer la de mejor respuesta en términos de fecundación de fecundación y cuajado de frutos.

3.3. Métodos de investigación

En el proceso tanto de investigación, así como en la redacción del documento se hizo uso de los siguientes métodos:

- **Método inductivo:** en la delimitación de las variables de respuesta en base a los objetivos propuestos en la investigación.

- **Método deductivo:** para la determinación del efecto específico de las hormonas comerciales en estudio sobre la respuesta agronómico del cultivo de guanábana.

- **Método analítico:** este método fue la base para el análisis e interpretación de los datos obtenidos en la investigación para la posterior generación de resultados.

3.4. Fuentes de recopilación de la información

Se extrajo información de fuentes primarias, mediante la observación directa a través de las variables de respuesta la cual fue complementada con información de fuentes secundarias, es decir aquella proveniente de libros, folletos, boletines divulgativos, manuales técnicos, artículos científicos, y documentos en línea.

3.5. Tratamientos estudiados

Los 5 tratamientos estudiados, estuvieron conformados por 4 hormonas comerciales y un testigo (control), los mismos que se describen a continuación:

T_1: Eco-hormonas (0.75 l ha^{-1})
T_2: Cytokin (1.00 l ha^{-1})
T_3: Green master (1.5 l ha^{-1})
T_4: New gibb (45.00 g ha^{-1})
T_5: Testigo (Sin aplicación de fitohormonas)

3.6. Diseño experimental y análisis estadístico

En el ensayo se utilizó el Diseño de Bloques Completos al Azar (DBCA) con cinco tratamientos y tres repeticiones. Todas las variables fueron sometidas a un análisis de varianza de clasificación simple, para establecer la significancia estadística.

Para la comparación múltiple de medias se utilizó la prueba de Tukey al 95% de probabilidad. El análisis estadístico se realizó utilizando el paquete estadístico Infostat 2020 (Di Rienzo *et al.*, 2020)

El esquema del análisis de varianza a utilizarse en el ensayo se presenta en la Tabla:

Tabla 2. Esquema del análisis de varianza utilizado en el ensayo

Fuentes de variación	Grados de libertad
Repeticiones	2
Tratamientos	4
Error	8
Total	14

3.6.1. Especificaciones del experimento

Número tratamientos:	5
Número de repeticiones:	3
Número de unidades experimentales:	15
Número de plantas por parcela:	10
Total de plantas en el ensayo:	150
Distancia entre plantas:	6.0 m
Distancia entre hileras:	6.0 m
Ancho del ensayo:	84.0 m
Largo del ensayo:	102.0 m
Distancia entre tratamientos:	6.0 m
Distancia entre repeticiones:	6.0 m
Área total del ensayo:	8568.0 m^2
Área útil del ensayo:	4500.0 m^2
Densidad poblacional:	277 plantas ha^{-1}

3.7. Manejo del experimento

3.7.1. Marcado de plantas

Los árboles seleccionados para en ensayo se marcaron con etiquetas. Se consideró 10 árboles por unidad experimental, obteniendo un total de 45 árboles en el experimento.

3.7.2. Aplicación de los tratamientos

La aplicación de los inductores hormonales se llevó a cabo en las primeras horas de la mañana, 20 días previos a la emisión del brote de floración, utilizando una aspersora de

mochila CP3. Una segunda aplicación se la realizó después de la inducción manual. Las dosis de aplicación se fraccionaron en igual proporción para ambas aplicaciones.

Para la aplicación de los tratamientos, se mezcló la cantidad de cada producto correspondiente a 21.66 litros de agua para cada tratamiento (es decir para las 45 plantas), puesto que la dosis de estudio está expresada en base a la aplicación la mezcla del producto en 200 litros de agua. Por cada planta se realizó una aplicación de 722 mL de la mezcla de agua con el producto en estudio, la cual se fraccionó entre las dos aplicaciones.

3.7.3. Riego

El riego se lo realizó dos veces por semana de acuerdo a la capacidad de retención de agua del suelo. Esta labor siguió el régimen que habitualmente se sigue en la plantación comercial.

3.7.4. Fertilización

Se aplicó fertilizante compuesto de 10-30-10 en dosis de 20 g por planta con una frecuencia de 30 días.

3.7.5. Control de malezas

Se hicieron controles de malezas tanto químicos como mecánicos. El control químico se realizó mediante la aplicación dirigida de Secafol (Paraquat) en dosis de 1.5 L ha^{-1}, con una frecuencia de 30 días. El control mecánico se llevó a cabo utilizando una desmalezadora motorizada “moto guadaña” con el fin de hacer coronas alrededor de los árboles.

3.7.6. Control de insectos plaga

El control de insectos se lo realizó con Kohinor 350 SC (Imidacloprid) en dosis de 0.75 L ha^{-1} al follaje cada 30 días. Una vez formado el fruto se aplicó Absolute 60 SC (Spinetoram) en dosis de 0.1 L ha^{-1} para controlar el gusano taladro del fruto (*Dione sp.).*

3.7.7. Control de enfermedades

El control de enfermedades se lo realizó de forma preventiva a base de Koctel 720 (Mancozeb + Metalaxyl) en dosis de 250 g ha^{-1} cada 30 días.

3.8. Variables evaluadas

3.8.1. Días a la floración

En cada unidad experimental se registró el tiempo comprendido entre la primera aplicación de las fitohormonas en estudio y el momento en el que se apreció la aparición de las primeras flores.

3.8.2. Días a la formación de los primeros frutos

Se consideró el tiempo comprendido entre la primera aplicación de las hormonas y el instante en que se apreció la formación de los primeros frutos.

3.8.3. Número de flores por planta

Se contabilizó el total de flores observadas en las 10 plantas seleccionadas por tratamiento, una vez que estas se formaron por completo.

3.8.4. Número de flores abortadas por planta

Se registró el número de flores abortadas en cada una de las 10 plantas por unidad experimental, para luego promediar.

3.8.5. Número de flores fecundadas por planta

El número de flores fecundadas por planta se registró en las 10 plantas por unidad experimental, para posteriormente determinar el promedio.

3.8.6. Porcentaje de aborto de flores

Este porcentaje se estableció en base al número de flores abortadas por planta, utilizando la fórmula aplicada por Aponte y Jáuregui (2004):

$$PAF = [NFA/NFP] *100$$

Dónde:

PAF: Porcentaje de aborto de flores (%)

NFA: Número de flores abortadas

NFP: Número de flores por planta

3.8.7. Porcentaje de fecundación de flores

El porcentaje de fecundación se determinó considerando el número de flores fecundadas por planta, utilizando la siguiente fórmula (Aponte & Jáuregui, 2004):

$$PFF = [NFF/NFP] *100$$

Dónde:

PAF: Porcentaje de fecundación de flores (%)

NFF: Número de flores fecundadas

NFP: Número de flores por planta

3.9. Recursos humanos y materiales

3.9.1. Recursos humanos

Estudiante responsable de la investigación

Docente encargado de dirigir el Proyecto de Investigación

3.9.2. Recursos materiales

- Aspersora de mochila CP-3
- Baldes plásticos
- Cartulina
- Computadora
- Desbrozadora
- Fertilizante completo 10-30-10
- Hormonas comerciales en estudio
- Impresora
- Lápiz
- Libreta de campo
- Machete
- Tablero
- Vasos dosificadores

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Resultados hacer referencia a tratamiento T1- T2

4.1.1. Días a la floración

Los resultados del análisis de varianza de la variable días a la floración en el cultivo de guanábana (Tabla 3), mostraron que los tratamientos alcanzaron alta significancia estadística, con un coeficiente de variación de 17.25%.

El mayor número de días a la floración con 19 días, se observó en el testigo, sin diferir estadísticamente de Gren master (1.5 l ha^{-1}), Cytokin (1 L ha^{-1}) y New gib (45 g ha^{-1}) que presentaron valores entre 17 y 18 días a la floración, solo en el tratamiento con Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) se obtuvo el menor tiempo que fue de 15 días a la floración.

Tabla 3. Días a la floración en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales.

Tratamientos	**Días a la floración**
Eco-hormonas (750 mL ha^{-1})	15 b
Cytokin(1 L ha^{-1})	17 a
Green master (1.5 l ha^{-1})	17 a
New gibb (45 g ha^{-1})	18 a
Testigo (Sin aplicación)	19 a
Coeficiente de variación (%)	17.25

Medias con la misma letra en cada grupo de datos no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

4.1.2. Días a la formación de los primeros frutos

Las medias del número de días a la formación de los primeros frutos en el cultivo de guanábana, en respuesta a la aplicación de las hormonas comerciales se presentan en la Tabla 4.

Se encontraron diferencias significativas para los tratamientos. El tratamiento donde se aplicó la hormona Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) fue donde la formación de los frutos ocurrió en menor tiempo, a los 24 días, sin diferencias significativas con el tratamiento donde se aplicó la hormona Cytokin (1 L ha^{-1}), en el que las plantas formaron frutos dos días después (26 días). En el testigo se registró mayor número de días a la floración con 30 días.

El testigo fue el tratamiento que más tardó para la formación de los primeros frutos, con 30.00 días, sin diferir estadísticamente con el tratamiento Neg gibb (45 g ha^{-1}) que mostró un valor de 28 días. El coeficiente de variación fue de 4.04%.

Tabla 4. Días a la formación de los primeros frutos en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales.

Tratamientos	**Días a la formación de los primeros frutos**	
Eco-hormonas (750 mL ha^{-1})	24	c
Cytokin(1 l ha^{-1})	26	bc
Green master (1.5 L ha^{-1})	27	b
New gibb (45 g ha^{-1})	29	ab
Testigo (Sin aplicación)	30	a
Coeficiente de variación (%)	26.25	

Medias con la misma letra en cada grupo de datos no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

4.1.3. Número de flores

En la tabla 5 se presentan los promedios del número de flores por planta. El análisis de varianza determinó que los tratamientos alcanzaron alta significancia estadística, con un coeficiente de variación de 21.95%.

Con la aplicación de Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) se obtuvo mayor número de flores por planta, con 49 flores, estadísticamente superior a los demás tratamientos y testigo que presentaron promedios entre 21 y 33 flores por planta. El menor número de flores por planta se registró en el testigo.

Tabla 5. Número de flores por planta en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración en el sector de Fumisa

Tratamientos	**Número de flores por planta**	
Eco-hormonas (750 mL ha^{-1})	49	a
Cytokin(1 l ha^{-1})	33	b
Green master (1.5 L ha^{-1})	33	b
New gibb (45 g ha^{-1})	26	c
Testigo (Sin aplicación)	21	d
Coeficiente de variación (%)	21.95	

Medias con la misma letra en cada grupo de datos no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

4.1.4. Número de flores abortadas

En la Tabla 6 se presentan los promedios del número de flores abortadas por planta. De acuerdo al análisis de varianza, los tratamientos no alcanzaron significancia estadística, con un coeficiente de variación de 7.36%.

El mayor número de flores abortadas se obtuvo en el testigo, con 9 flores abortadas, sin diferir estadísticamente de los tratamientos con hormonas comerciales y testigo que registraron valores entre 7 y 8 flores abortadas por planta. El menor promedio se registró en al aplicarse New gibb (45 g ha^{-1}) y Green master (1.5 l ha^{-1}).

Tabla 6. Número de flores abortadas por planta en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración en el sector de Fumisa

Tratamientos	**Número de flores abortadas**
Eco-hormonas (750 mL ha^{-1})	8 a
Cytokin(1 l ha^{-1})	7 a
Green master (1.5 L ha^{-1})	8 a
New gibb (45 g ha^{-1})	7 a
Testigo (Sin aplicación)	9 a
Coeficiente de variación (%)	7.36

Medias con la misma letra en cada grupo de datos no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

4.1.5. Número de flores fecundadas

Los promedios del número de flores fecundadas por planta en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales se presentan en la Tabla 7. El análisis de varianza determinó alta significancia estadística para los tratamientos en estudio. El coeficiente de variación fue de 25.64%.

Con la aplicación de Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) se registró mayor número de flores fecundadas por planta, con 40 flores, estadísticamente superior a los demás tratamientos a base de fitohormonas y testigo que presentaron valores que oscilaron entre 12 y 26 flores fecundadas, siendo el testigo sin aplicación de fitohormonas el que menor número de flores fecundadas presentó.

Tabla 7. Número de flores fecundadas por planta en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración en el sector de Fumisa

Tratamientos	**Número de flores fecundadas**
T_1: Eco-hormonas (750 mL ha^{-1})	40 a
T_2: Cytokin(1 l ha^{-1})	26 b
T_3: Green master (1.5 l ha^{-1})	25 b
T_4: New gibb (45 g ha^{-1})	19 b
T_5: Testigo (Sin aplicación)	12 b
Coeficiente de variación (%)	25.64

Medias con la misma letra en cada grupo de datos no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

4.1.6. Porcentaje de aborto

En la Tabla 8 se presentan los valores del porcentaje de aborto de flores. Según el análisis de varianza, los tratamientos alcanzaron alta significancia estadística, con un coeficiente de variación de 22.45%.

En el testigo se registró el mayor porcentaje de aborto de flores, con 42.20%, estadísticamente superior a los tratamientos a base de hormonas comerciales, que presentaron valores entre 16.94 y 27.03%, correspondiendo el menor valor a Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}).

Tabla 8. Porcentaje de flores abortadas en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración en el sector de Fumisa

Tratamientos	**Porcentaje de flores abortadas**
Eco-hormonas (750 mL ha^{-1})	16.94 b
Cytokin(1 l ha^{-1})	22.45 b
Green master (1.5 L ha^{-1})	22.70 b
New gibb (45 g ha^{-1})	27.03 b
Testigo (Sin aplicación)	42.20 a
Coeficiente de variación (%)	22.45

Medias con la misma letra en cada grupo de datos no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

4.1.7. Porcentaje de fecundación

En la Tabla 9 se presentan los valores del porcentaje de fecundación de flores. De acuerdo al análisis de varianza, los tratamientos alcanzaron alta significancia estadística, con un coeficiente de variación de 22.45%. Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) registró mayor porcentaje de fecundación de flores, con 83.06%, estadísticamente superior a los demás tratamientos y testigo que presentaron valores entre 57.80 y 77.55%. El menor porcentaje se evidenció en el testigo.

Tabla 9. Porcentaje de flores fecundadas en el cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en respuesta a la aplicación de hormonas comerciales para inducción a la floración en el sector de Fumisa

Tratamientos	**Porcentaje de flores fecundadas**
Eco-hormonas (750 mL ha^{-1})	83.06 a
Cytokin(1 l ha^{-1})	77.55 a
Green master (1.5 L ha^{-1})	77.30 a
New gibb (45 g ha^{-1})	72.97 a
Testigo (Sin aplicación)	57.80 b
Coeficiente de variación (%)	77.55

Medias con la misma letra en cada grupo de datos no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

4.2. Discusión

Los resultados obtenidos mostraron que Eco-hormona produjo una reducción significativa de 4 días con respecto a los 19 días registrados en el testigo sin aplicación de tratamientos de hormonas, respecto al días de aplicación de los respectivos tratamientos. Esto se puede atribuir a una mayor asimilación por las plantas de dicho producto, lo que es respaldado por Sánchez (2019), quien en su estudio observó que al aplicar 0.75 L ha^{-1} al cultivo de arroz, el número de días a la floración disminuyó en 4 días con relación al testigo sin aplicación de bioestimulantes. Un efecto similar se evidenció en lo correspondiente al número de días a la formación de los primeros frutos cuyo lapso de tiempo se acortó en 6 días, siendo un efecto de la reducción del período a la floración (Córdova, 2019).

En lo correspondiente a la producción de flores, se pudo apreciar que ésta fue mayor cuando se aplicó Eco-hormonas, que presentó 28 flores más que el testigo, traduciendo en más de una duplicación de producción de flores. Lo anterior, demuestra un efecto positivo en la

generación de flores por planta, lo que a la vez podría desencadenar un mayor rendimiento por planta. Lo anterior, concuerda con los resultados obtenidos por Vicuña (2015), quien identificó un mayor efecto de generación de flores en pimiento (*C. annuum*) y a la vez un menor tiempo a la floración al aplicar Eco-hormonas, generando 28 flores más que su tratamiento control (sin aplicación de bioestimulante)

Eco-hormona registró 8 flores abortadas, que, a pesar de no haber sido el menor valor en cuanto a éste parámetro, si se considera el número de flores producidas, se traduce en un 16.94% de aborto de flores, el cual fue significativamente menor que los demás tratamientos y testigo, siendo un 25.56% menos de flores abortadas. Dicho efecto es fundamentado por lo expuesto por Sánchez (2019) y Cajamarca (2019) quienes coinciden en que este producto reduce el aborto de flores, por lo que puede ayudar a la obtención de mayor rendimiento, por efecto de una mayor producción al evitarse que las flores se desperdicien al ser abortadas.

La fecundación de las flores fue notablemente mayor al aplicare Eco-hormonas, registrando 40 flores fecundadas, que se traduce en un 83.06% de fecundación. Esto podría aportar a un mayor rendimiento por planta que a su vez representa un mayor rendimiento por hectárea, siendo este producto una alternativa tanto para inducir la floración, como para asegurar la obtención de menos aborto de flores (Córdova, 201; García, 2019).

Se puede puntualizar que existen pocos reportes de la eficiencia de Eco hormonas para la inducción de la floración en diferentes cultivos, por lo que es importante explorar los efectos de esta hormona comercial en diferentes tanto en guanábana, como otras especies a fin de determinan concretamente sus beneficios para los sistemas de producción agrícola en el país.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

- Con la aplicación de Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) se aceleró la producción de flores en 4 días y en 6 días la formación de los primeros frutos, respecto al testigo sin aplicación.

- La producción de flores fue mayor al aplicarse Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}), que superó en 28 flores al testigo, registrando también mayor porcentaje de fecundación de flores (83.06 %).

- El aborto de flores fue significativamente menor cuando se aplicó Eco-hormonas (16.94%), representando una disminución de 25.26% en relación al testigo.

5.2. Recomendaciones

- Difundir el uso de Eco-hormonas (750 mL ha^{-1}) en los sistemas de producción de guanábana, ya que en el presente estudio demostró disminuir significativamente el aborto de las flores.

- Evaluar los diferentes tratamientos del presente estudio en otros cultivos, para de este modo promover el uso de éstos para la estimulación de la floración de las plantas.

- Replicar el presente estudio en otra época del año a fin de identificar variaciones o similitudes en los resultados obtenidos.

CAPÍTULO VI

BIBLIOGRAFÍA

6.1. Referencias bibliográficas

Aguilar, P., Escobar, M., y Pássaro, C. (2012). Situación actual de la cadena de cítricos en Colombia: limitantes y perspectivas. En CORPOICA, Cítricos: cultivo, poscosecha e industrialización (págs. Corporación Universitaria Lasallista. Caldas-Colombia. 7-47).

Agusti, M. (2003). Citricultura. Segunda Edición. Mundi-Prensa. Madrid-España. 422 p.

Alcantara, J., Acero, J., Alcántara, J., y Sánchez, R. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. NOVA 17 (32): 109-129.

Andrade, J. (2017). Vivero en el cultivo de guanábana (Annona muricata L.) con tres sustratos de siembra. Universidad de Guayaquil. Guayaquil-Ecuador. 63 p.

Aponte, Y., y Jáuregui, D. (2004). Capacidad reproductiva: Formación de frutos y semillas en Passiflora edulis f. flavicarpa Degener y Passiflora cincinnata Mast. Revista de la Facultad de Agronomía 21(4): 354-362.

Azcon, N., y Talon, M. (2000). Fundamentos de fisiología vegetal. Mc Graw Hill Interamericana. Madrid-España. 210 p.

Barragan, E., Barreto, D., Caicedo, A., y Miranda, D. (2002). Manejo integrado del cultivo de guanábana (innovaciones tecnológicas). Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (PRONATTA) .Bogotá-Colombia. 103 p

Cajamarca, E. (2019). Determinación de la eficiencia de hormonas en la propagación por ramillas de cacao tipo Nacional. Universidad Ténica de Machala. Machala-Ecuador. 79 p.

Cajamarca, X., y Arias, G. (2019). Análisis de las Características Organolépticas de la Guanábana y la Chirimoya para la aplicación de técnicas y modos de cocción en recetas de sal y dulce. Universidad de Cuenca. Cuenca-Ecuador. 144 p.

Castillo, O., Barral, G., Rodriguez, G., Miguelisse, N., y Aguero, M. (2005). Establecimiento y desarrollo en el cultivo forzado de tomate. Efecto de fitorreguladores. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias 37(2): 83-92.

Celuzag. (2017). Cytokin: regulador de crecimiento vegetal. Obtenido de https://celuzag.mx/wp-content/uploads/2017/09/Cytokin-Ficha-Tecnica.pdf.

Cobos, S. (2009). Evaluación de técnicas y sustancias inductoras sobre la retención de las estructuras florales y productivas del guanábano (Annona muricata L.) en una

plantación de Santo Domingo de los Colorados. Escuela Superior Politécnica del Ejército. Santo Domingo-Ecuador. 100 p.

Córdova, R. (2019). Aplicación de extractos vegetales en la propagación asexual de estacas de valeriana (*Valeriana sp*). Universidad Técnica de Ambato. Ambato-Ecuador. 86 p.

De León, G., y Escorial, M. (2018). La globalización y su influencia en la agricultura. Anuario Jurídico y Económico Esculiarense 51: 389-410.

Di Rienzo, J., F, C., Balzarini, M., Gonzalez, L., Tablada, M., y Robledo, C. (2020). InfoStat versión 2020. Centro de Transferencia InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Obtenido de http://www.infostat.com.ar.

Ecured . (2019). Bioestimulante Green master. https://www.ecured.cu/Bioestimulante_Green_master.

Edifarm . (2016). Vademécum Agrícola, https://quickagro.edifarm.com.ec/pdfs/productos/CYTOKIN-20160808-104441.pdf.

Edifarm. (2014). CYTOKIN. Obtenido de http://www.edifarm.com.ec/edifarm_quickagro/pdfs/productos/CYTOKIN-20140821-115023.pdf

Edifarm. (2016). CYTOKIN. Obtenido de http://www.ecuaquimica.com/pdf_agricola/CYTOKIN.pdf

Galeano, C. (2017). Evaluación de la fenología floral de la guanábana (*Annona muricata* L.) en condiciones de la finca el Silencio en el municipio de Mariquita, Colombia. Obtenido de https://www.engormix.com/agricultura/articulos/evaluacion-fenologia-floral-guanabana-t40986.htm.

Garcés, A. (2015). La cadena de comercialización y su impacto en la rentabilidad de los pequeños productores de fresa de la provincia de Tungurahua. Universidad Técnica de Ambato. Ambato-Ecuador. 232 p.

García, B. (2011). Biorreguladores de crecimiento, fertilizantes químicos y orgánicos en tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL.) de invernadero. Universidad Autónoma de Nuevo León. Escobedo-México. 94 p.

García, D. (2019). Evaluación de bioestimulantes y fertilizantes foliares en el desarrollo del cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en la zona de Ventanas. Universidad Técnica de Babahoyo. Babahoyo-Ecuador. 60 p.

García, D., y García, R. (2017). Efecto de un biorregulador en el desarrollo inicial de varias especies frutales. Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López. Calceta-Manabí. 62 p.

Gonzales, M., Caycedo, C., Velasquez, M., Florez, V., y Ruby, M. (2007). Efecto de la aplicación del ácido giberélico sobre el crecimiento de coliflor (*Brassica oleraceae* L.) var. Botrytis DC. Agronomía Colombiana 25(1): 54-61.

Herder, K. (2018). Buenas expectativas para la exportación de guanábana fresca de Ecuador. Obtenido de https://www.freshplaza.es/article/9041530/buenas-expectativas-para-la-exportacion-de-guanabana-fresca-de-ecuador/.

Hernández, L., Moctezuma, H., Martínez, N., Bello, R., Rocha, D., y Contreras, R. (2014). La situación de las annonaceae en México: principales plagas, enfermedades y su control. Revista Brasileira de Fruticultura 36(1): 44-54.

INIAP. (2017). Cultivo de guanábana. Obtenido de http://tecnologia.iniap.gob.ec/index.php/explore-2/mfruti/rguanabana.

INTAGRI. (2013). Factores que intervienen en la inducción floral en frutales caducifolios. Obtenido de https://www.intagri.com/articulos/frutales/factores-enla-induccion-floral-en-frutales-caducifolios.

Jiménez-Zurita, J., Balois-Morales, R., Alia-Tejacal, I., Juárez-López, P., Sumaya-Martínez, M., y Bello-Lara, J. (2016). Caracterización de frutos de guanabana (*Annona muricata* L.) en Tepic, Nayarit, México. Revista mexicana de ciencias agrícolas 7(6): 1261-1270.

Leiva, S., Gayoso, G., y Chang, L. (2018). *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico. Arnaldoa 25 (1): 127-140.

Lobos, A., y Yuri, A. (2006). Inducción y diferenciación floral de cuatro cultivares de manzano en Chile. Agricultura Técnica, 66(2), 141-150.

Marketing Arm International. (2019). NewGibb Line . http://es.marketingarm.com/productos/Regulador-Crecimiento/NewGibb-Line.

Medina, M. (2014). Estudio de factibilidad para la creación de una empresa productora de guanábana, empacada al vacío y su comercialización en la ciudad de Loja. Universidad Nacional de Loja. Loja-Ecuador. 161 p.

Miranda, D., Arce, C., Gómez, L., Basto, D., Guzmán, J., y Bravo, A. (2016). Caracterización de cultivares. Agronet. Bogotá-Colombia. 252 p.

Mora, L. (2020). Perspectiva comercial de la Guanábana (*Annona muricata* L.) como cultivo frutícola no tradicional en el Ecuado. Universidad Técnica de Babahoyo. Babahoyo-Ecuador. 25 p.

Moreno, C., Moreno, R., Pilamala, A., Molina, J., y Cerda, L. (2019). El sector hortofrutícola de Ecuador: Principales características socio-productivas de la red agroalimentaria de la uvilla (*Physalis peruviana*) . Ciencia y Agricultura 16 (1): 31-51.

NEDERAGRO. (2015). Eco-Hormonas . Nederagro S.A, http://nederagro.com/Web Nederagro/wp-content/uploads/2015/08/EcoHormonas.pdf.

NEDERAGRO. (2019). Ficha técnica Nederagro. Inf 01. Nederagro, http://nederagro.com/ WebNederagro/?page_id=651.

Pérez, L. (2018). Inducción de la floración en fresa (*Fragaria x ananassa*) variedad Albión, mediante la aplicación de extracto de Sauce (*Salix humboldtiana*) y agua de coco (*Cocos nucifera* L). Universidad Técnica de Ambato. Ambato-Ecuador. 80 p.

Ramirez, E., Castillo, C., Aceves, E., y Carrillo, E. (2005). Efecto de productos con reguladores de crecimiento sobre la floracion y amarre de fruto en chile "Habanero". Revista Chapingo. Serie Horticultura 11(1): 93-98.

Roldan, M., y Martinez, J. (2000). Floración y su control ambiental. En: Fisiología Vegetal. Azcón-Bieto, et.al. (ed.). Edit. McGraw Hill. Madrid-España: 403-416.

Sánchez, J. (2019). "Evaluación de bioestimulantes en combinación con fertilizantes foliares, en la producción de arroz (*Oryza sativa* L.) bajo riego en la zona de Babahoyo, Los Ríos. Universidad Técnica de Babahoyo. Babahoyo-Ecuador. 60 p.

SEPHU. (2010). Cultivo de la guanabana. Recomendaciones para solucionar problemas de floracion, cuajado y aborto de flores. Obtenido de https://www.interempresas.net/ FeriaVirtual/Catalogos_y_documentos/81972/046---11.05.10---Cultivo-de-la-Guana--769-bana.pdf.

Toapanta, M. (2014). Estudio de factibilidad para la creación de una microempresa dedicada a la producción y comercialización de graviola (guanábana) en la parroquia Lita, cantón Ibarra, provincia de imbabura. Universidad Técnica del Norta. Ibarra-Ecuador. 216 p.

Triviño, D. (2018). Importancia de la producción y exportación de guanábana en el Ecuador y sus perspectivas. Universidad de Guayaquil. Guayaquil-Ecuador. 83 p.

Veliz, P. (2010). Evaluación a la aplicación de giberelina (New gibb 10%), para inducir a la brotación en tubérculos de la papa (*Solanum tuberosum*). Universidad Técnica de Ambato. Ambato-Ecuador. 86 p.

Veloz, D. (2019). Evaluación del efecto de dos tipos de cera en la conservación de guanábana *Annona muricata* L. a dos temperaturas de almacenamiento. Universidad Central del Ecuador. Quito-Ecuador. 113 p.

Vicuña, N. (2015). Efecto de la aplicación de tres bioestimulantes orgánicos enraizadores en el cultivo de pimiento. Universidad Técnica de Babahoyo. Babahoyo-Ecuador. 52 p.

Visagro. (2011). AGRI GIBB 10SP. http://www.visagro.org/presta/product.php?id_product=86.

Yamarte, M., Marín, M., Bautista, D., y Avilán, L. (2006). Características del crecimiento de las ramas del guanábano (*Annona muricata* L.) bajo las condiciones de un bosque muy seco tropical. Revista de la Facultad de Agronomía 23(1): 1-16.

CAPÍTULO VII

ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza de la variable días a la floración.

Fuentes de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F.	p-valor	
Bloque	3	36.0500	5.1500	12.2222	0.0006	**
Tratamientos	4	13.7500	4.5833	14.8667	0.0001	**
error	12	22.3000	5.5750			
Total	19	4.5000				

**: Altamente significativo; *: Significativo; N. S.: No significativo

Anexo 2. Análisis de varianza de la variable días a la formación de los primeros frutos.

Fuentes de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F.	p-valor	
Bloque	3	20.9500	6.9833	5.8601	0.0105	*
Tratamientos	4	75.7000	18.9250	15.8811	0.0001	**
error	12	14.3000	1.1917			
Total	19	110.9500				

**: Altamente significativo; *: Significativo; N. S.: No significativo

Anexo 3. Análisis de varianza de la variable número de flores

Fuentes de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F.	p-valor	
Bloque	3	86.5304	28.8435	0.5748	0.6424	N.S.
Tratamientos	4	1757.3675	439.3419	8.7549	0.0015	**
error	12	602.1854	50.1821			
Total	19	2446.0833				

**: Altamente significativo; *: Significativo; N. S.: No significativo

Anexo 4. Análisis de varianza de la variable número de flores abortadas

Fuentes de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F.	p-valor	
Bloque	3	23.8736	7.9579	2.8398	0.0826	N.S.
Tratamientos	4	6.3057	1.5764	0.5626	0.6944	N.S.
error	12	33.6270	2.8023			
Total	19	63.8063				

**: Altamente significativo; *: Significativo; N. S.: No significativo

Anexo 5. Análisis de varianza de la variable porcentaje de aborto de flores.

Fuentes de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F.	p-valor	
Bloque	3	215.6956	71.8985	2.2146	0.1391	N.S.
Tratamientos	4	1475.4297	368.8574	11.3617	0.0005	**
error	12	389.5814	32.4651			
Total	19	2080.7067				

**: Altamente significativo; *: Significativo; N. S.: No significativo

Anexo 6. Análisis de varianza de la variable número de flores fecundadas

Fuentes de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F.	p-valor	
Bloque	3	31.1693	10.3898	0.2794	0.8393	N.S.
Tratamientos	4	1738.0685	434.5171	11.6833	0.0004	**
error	12	446.2969	37.1914			
Total	19	2215.5347				

**: Altamente significativo; *: Significativo; N. S.: No significativo

Anexo 7. Análisis de varianza de la variable porcentaje de fecundación

Fuentes de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F.	p-valor	
Bloque	3	215.6956	71.8985	2.2146	0.1391	N.S.
Tratamientos	4	1475.4297	368.8574	11.3617	0.0005	**
error	12	389.5814	32.4651			
Total	19	2080.7067				

**: Altamente significativo; *: Significativo; N. S.: No significativo

Anexo 8. Identificación de las plantas a utilizar en el ensayo

Anexo 9. Aplicación de los tratamientos a base de hormonas comerciales.

Anexo 10. Conteo del número de flores por planta