



UNIVERSIDAD TECNOLÓGICA EQUINOCCIAL
Sede Santo Domingo

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y DESARROLLO RURAL

CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA Y GESTIÓN DE PROYECTOS

Tesis de grado previo a la obtención del título de:

INGENIERA AGROPECUARIA, MENCIÓN EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

**FITOHORMONA Y DOSIS DE FERTILIZANTES FOLIARES EN VIVERO DE
GUANÁBANA COLOMBIANA INJERTA (*Annona muricata*) LA MANÁ-
COTOPAXI.**

Estudiante:

SILVANA DE LOURDES MORALES YAGUANA

Director de Tesis:

ING. ENRRI O. JARAMILLO A, MsC.

Santo Domingo de los Tsáchilas – Ecuador

MAYO - 2015

**FITOHORMONA Y DOSIS DE FERTILIZANTES FOLIARES EN VIVERO DE
GUANÁBANA COLOMBIANA INJERTA (*Annona muricata*) LA MANÁ-
COTOPAXI.**

Ing. Enrri Oswaldo Jaramillo Arciniega, *MSc*

DIRECTOR DE TESIS

APROBADO

Ing. Miriam Natividad Recalde Quiroz *MSc*.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Ing. Francel Xavier López Mejía *MSc*.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Ing. Wilson Geovanny Rivas Pacheco *MSc*.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Santo Domingo de los Tsáchilas..... de del 2015

Autora : **SILVANA DE LOURDES MORALES YAGUANA**

Institución : **UNIVERSIDAD TECNOLÓGICA EQUINOCCIAL**

Título de Tesis: **FITOHORMONA Y DOSIS DE FERTILIZANTES FOLIARES
EN VIVERO DE GUANÁBANA COLOMBIANA INJERTA
(*Annona muricata*), LA MANÁ-COTOPAXI.**

Fecha : **MAYO, 2015**

El contenido del presente trabajo está bajo la responsabilidad de la autora.

**SILVANA DE LOURDES MORALES YAGUANA
C.I. 1724963796**

UNIVERSIDAD TECNOLÓGICA EQUINOCCIAL

Sede Santo Domingo

INFORME DEL DIRECTOR DE TESIS

Santo Domingo de los Tsáchilas,.....de..... del 2015

Ing. Miriam Natividad Recalde Quiroz *MsC.*

**COORDINADORA DE LA CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA
UTE, Sede – SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS**

Presente.

De mis consideraciones.-

Mediante la presente tengo a bien informar que el trabajo investigativo realizado por la estudiante: **SILVANA DE LOURDES MORALES YAGUANA**, cuyo tema es **“FITOHORMONA Y DOSIS DE FERTILIZANTES FOLIARES EN VIVERO DE GUANÁBANA COLOMBIANA INJERTA (*Annona muricata*) LA MANÁ-COTOPAXI”**, ha sido elaborado bajo mi supervisión y revisado en todas sus partes, por lo cual autorizo su respectiva presentación.

Particular que informo para los fines pertinentes.

Atentamente,

**Ing. Enrri Jaramillo *MsC.*
DIRECTOR DE TESIS**

DEDICATORIA

Esta investigación está dedicada a mi Padre el señor Milton Bilmar Morales quien con su amor, paciencia, apoyo y dedicación me ha demostrado que en la vida no se necesita de papeles ni leyes, para poder ser grandes seres humanos. Has sido tú mi mayor orgullo de hombre, quien tan solo con pensamientos libres, sin límites supiste conquistar el mundo.

La señora Bertha Yaguana Maza, quien con su infinito amor de madre es la motivación de todos mis días, para levantarme sin importar cuantas veces caiga al abismo. Me has enseñado lo importante que es ser mujer y aún más una luchadora.

A mis amados sobrinos, Valentina, Joyce, Mateo, Nicolás, Santiago y Sebastián quienes con sus sonrisas cada día llenan de alegría mi alma y corazón.

Mis hermanas Bristhan, Liz, Angelita y Claudia quienes han sido y serán mi eterna compañía aquí y en mi otra vida.

Una dedicatoria especial a todas esas personas que día a día forman parte de mi vida, que a pesar de muchos obstáculos que se presentaron, nunca se perdió la fe y esperanza. Gracias por creer en mí.

“No encuentro aun el significado exacto de felicidad, pero sé que ustedes son parte de ella”.

Silvana Morales

AGRADECIMIENTO

Agradezco al universo y a la perfección de la naturaleza, por permitirme ser parte de ella, en diferentes tiempos, formas y estados de vida.

A todas las personas que han formado parte, en este mi camino, sin ruta ni final, que con un pequeño granito de arena han ayudado que uno, de tantos propósitos en mi vida, haya culminado.

Deicy y Fernanda quienes han sido una gran evidencia de la sincera amistad y han permanecido a mi lado en todo momento.

Ing. Enrri Jaramillo le agradezco por su colaboración y dedicación en la culminación de esta investigación.

A todos los docentes de la Universidad quienes han compartido sus conocimientos, han dejado aprendizajes y buenas amistades llenas de sonrisas y recuerdos.

Don Hermes uno de los más grandes sabios que he conocido, gracias por sus enseñanzas de vida e historia.

Un profundo agradecimiento a Daniel Bear quien formo parte fundamental en la ejecución del documento.

No hay nada que tú quieras hacer, que no pueda ser hecho. "All you need is love"

El mejor día es hoy.

ÍNDICE DE CONTENIDO

TEMA	PÁG.
Portada.....	i
Hoja de sustentación y aprobación de los integrantes del tribunal.....	ii
Responsabilidad del autor.....	iii
Informe del director de tesis.....	iv
Dedicatoria.....	v
Agradecimiento.....	vi
Índice de contenido.....	vii
Índice de tablas.....	xii
Índice de figuras.....	xiii
Índice de anexos.....	xiv
Resumen.....	xv
Summary.....	xvii

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1.1.	Planteamiento del problema.....	1
1.2.	Justificación.....	1
1.3.	Alcance.....	2
1.4.	Objetivos.....	3
1.4.1.	Objetivo general.....	3
1.4.2.	Objetivos específicos.....	3
1.5.	Hipótesis.....	3
1.5.1.	Hipótesis alternativa (Ha).....	3
1.5.2.	Hipótesis nula (Ho).....	4

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1.	Antecedentes	5
2.1.1.	El injerto	6
2.1.2.	Citoquinina	7
2.2.	Fundamentaciones teóricos	8
2.2.1.	Semilleros.....	9
2.2.1.1.	Obtención y preparación de semilla	9
2.2.1.2.	Tipos de semilleros.....	11
2.2.1.3.	Sustratos y tratamientos.....	12
2.2.2.	Siembra	13
2.2.2.1.	Riego	13
2.2.3.	Viveros	14
2.2.3.1.	Sustrato a utilizar en bolsas	14
2.2.3.2.	Trasplante de semillero a bolsas.....	15
2.2.3.3.	Riego del vivero.....	16
2.2.3.4.	Control de malezas.....	17
2.2.3.5.	Fertilización	17
2.2.3.6.	Control fitosanitario.....	18
2.2.3.7.	Sanidad de un vivero	18
2.2.4.	Injertación en frutales	19
2.2.4.1.	Objetivos de la Injertación	19
2.2.4.2.	Herramientas y materiales para injertar.....	20
2.2.4.3.	Condiciones para el éxito del injerto.....	20
2.2.5.	Principales elementos minerales	21
2.2.5.1.	Nitrógeno	21
2.2.5.2.	Fósforo	21
2.2.5.3.	Potasio	22
2.2.5.4.	Magnesio.....	22
2.2.6.	Productos utilizados	23
2.2.6.1.	Fitohormona	23

2.2.6.2.	Fertilizante compuesto 10-30-10	24
2.2.6.3.	Kristalon verde.....	25
2.2.6.4.	Nitrofoska verde	25

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS27

3.1.	Sitio del ensayo	27
3.1.1.	Localización geográfica	27
3.1.2.	Características climáticas	28
3.2.	Análisis de suelo.....	28
3.2.1.	Físico*	28
3.2.2.	Químico**	29
3.3.	Materiales, instrumentos y recursos	29
3.4.	Factores, variables de estudio y diseño experimental	30
3.4.1.	Factores	30
3.4.1.1.	Hormona.....	30
3.4.1.2.	Fertilizantes químicos.....	30
3.4.1.3.	Dosis	31
3.4.2.	Variables de estudio	32
3.4.2.1.	Variables independientes	32
3.4.2.2.	Variables dependientes	32
3.4.3.	Métodos estadísticos y Diseño experimental	33
3.4.3.1.	Métodos estadísticos.....	33
3.4.3.2.	Diseño experimental.....	33
3.5.	Características de la parcela experimental.....	34
3.6.	Variables evaluadas	35
3.6.1.	Altura del brote	35
3.6.2.	Número de brotes.....	35
3.6.3.	Diámetro del tallo.....	36
3.6.4.	Número de hojas	36
3.6.5.	Latencia	36

3.6.6.	Prendimiento y mortalidad.....	36
3.6.7.	Tiempo de desarrollo comercial de la planta	36
3.7.	Manejo del experimento	37
3.7.1.	Muestreo de suelo y foliar	37
3.7.1.1.	Muestreo suelo.....	37
3.7.1.2.	Concentración de nutrientes en tejidos	37
3.7.2.	Adecuación de patrones.....	37
3.7.3.	Identificación de árboles madres.....	37
3.7.4.	Recolección de varetas	38
3.7.5.	Injerto de corona.....	38
3.7.6.	Aplicación de fitohormona	39
3.7.7.	Aplicación de fertilizantes al suelo y foliar	39
3.7.7.1.	Fertilización al suelo	39
3.7.7.2.	Fertilización foliar.....	40
3.7.8.	Control de malezas.....	40
3.7.9.	Control sanitario	40

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1.	Primera fase	41
4.1.1.	Número de brotes.....	41
4.2.	Segunda Fase	42
4.2.1.	Altura de brote (cm).....	42
4.2.2.	Número de brotes en el injerto de guanábana	45
4.2.3.	Diámetro de Tallo del patrón	48
4.2.4.	Número de hojas del injerto.....	49
4.2.5.	Número de chupones planta ⁻¹	51
4.2.6.	Latencia.....	52
4.2.7.	Prendimiento y mortalidad.....	52
4.2.8.	Desarrollo comercial del injerto.	52

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1.	Conclusiones.....	53
5.2.	Recomendaciones.....	55
	BIBLIOGRAFÍA	56
	ANEXOS.....	60

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	Análisis químico del sustrato utilizado en los patrones de guanábana	29
Tabla 2	Dosis de los productos a aplicar.....	31
Tabla 3	Tratamientos para aplicar los fertilizantes	31
Tabla 4	Análisis de varianza para probar el efecto de los fertilizantes foliares y sus dosis en el desarrollo de guanábana injerta	33
Tabla 5	Prueba T Students para medias de dos muestras emparejadas.....	41
Tabla 6	Análisis de varianza de altura de brote del injerto en cm	43
Tabla 7	Prueba de Tukey al 5%, de los diferentes tratamientos en estudio...	44
Tabla 8	Análisis de varianza de número de brotes injerto ⁻¹	46
Tabla 9	Prueba de Tukey al 5% de los diferentes tratamientos en estudio....	47
Tabla 10	Análisis de varianza del diámetro de tallo del patrón de guanábana.	48
Tabla 11	Tratamientos en evaluación diámetro de tallo del patrón de guanábana	48
Tabla 12	Análisis de varianza de número de hojas del injerto	49
Tabla 13	Prueba de Tukey al 5% de los diferentes tratamientos en evaluación	50
Tabla 14	Análisis de varianza de número de chupones planta ⁻¹	51
Tabla 15	Tratamientos en evaluación en la variable chupones planta ⁻¹	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Levantamiento planímetro de los viveros “Frutales Injertos Hawai” ..	27
Figura 2.	Croquis del experimento aleatorizado para la fase uno (t1 = con hormona, t2 = sin hormona)	34
Figura 3.	Croquis del experimento aleatorizado para la fase dos.....	35
Figura 4.	Número de brotes en proliferación bajo presencia de Citoquinina	42
Figura 5.	Interacción de los Fertilizantes foliares x dosis, en la altura de brote a los 35 días	45
Figura 6.	Dosis de fertilizantes foliares (Factor b), en el número de brotes a los 65 días	46
Figura 7.	Dosis de fertilizantes foliares (Factor b), en el número de hojas injerto ⁻¹ , a los 95 días	50

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1.	Costo de insumos utilizados en los tratamientos.	61
Anexo 2.	Costos de materiales y equipos.	61
Anexo 3.	Beneficio costo.	62
Anexo 4.	Costo total del ensayo.	62
Anexo 5.	Análisis de costo por hectárea.	62
Anexo 6.	Análisis de suelo terminado la investigación.	63
Anexo 7.	Análisis foliar del mejor tratamiento.	64
Anexo 8.	Análisis foliar del testigo.	65
Anexo 9.	Foto satelital del sitio del ensayo, viveros “Frutales Injertos Hawai”.	66
Anexo 10.	Adecuación de patrones.	67
Anexo 11.	Identificación de árbol madre.	67
Anexo 12.	Recolección de varetas.	67
Anexo 13.	Proceso de Injertación.	68
Anexo 14.	Desarrollo del brote del injerto.	68
Anexo 15.	Aplicación de fertilizantes.	68
Anexo 16.	Visita de Director de tesis.	69
Anexo 17.	Toma de muestra para análisis de suelo y foliar.	69
Anexo 18.	Finalización del ensayo.	69

RESUMEN

La investigación objeto del presente estudio se llevó a cabo en los viveros frutales injertos Hawai, ubicado en el Km 1 ½ de la vía La Maná - Quevedo. En el sector el Rocío, cantón La Maná, provincia de Cotopaxi.

La demanda de guanábana (*Annona muricata*) en el Ecuador ha ido creciendo significativamente durante los años por lo que los viveros deben aumentar su producción de plantas para poder satisfacer la necesidad del mercado nacional.

El objetivo general del estudio fue evaluar el desarrollo del injerto de guanábana colombiana (*Annona muricata*) en la etapa de vivero con la influencia de una fitohormona *Cytokin* y dos fertilizantes foliares con tres dosis. Se planteó determinar el efecto de la fitohormona en la estimulación de las yemas y brotes; identificar la dosificación del fertilizante foliar, que ayudó al desarrollo de la planta y establecer la dosis adecuada en vivero de guanábana.

La investigación se desarrolló en dos fases; la primera, constó en probar el efecto de la fitohormona (citoquinina $2,5 \text{ cm}^3 \text{ L}^{-1}$); la segunda, en experimentar la aplicación de fertilizantes foliares (Nitrofoska y Kristalon) en dosis baja, media y alta.

El ensayo se realizó de manera exitosa, pues mediante la aplicación de fertilizantes foliares y dosis probadas de los mismos, permitió que las plántulas de guanábana obtuvieran su desarrollo comercial a los dos meses de haber sido injertadas. Este resultado demuestra que el objeto de la presente investigación aceleró el proceso.

Durante el desarrollo del ensayo se observó significancia en el efecto de la fitohormona en la formación de nuevos brotes en el injerto. Así mismo la aplicación de dosis media de fertilizantes presentó excelentes resultados en

relación a las variables número de brotes y número de hojas. En cuanto a la variable altura de brote demostró que la aplicación de Nitrofoska (30-10-10) en dosis media (5 g L^{-1}) presentó superioridad en incremento vs al resto de tratamientos y testigo respectivamente.

De esta manera se puede recomendar que los resultados obtenidos, se difundan a nivel universitario y productores con el fin de presentar una alternativa para el incremento de producción de plantas injertadas, reduciendo el costo, tiempo y por consiguiente, incremento de utilidades por venta de plántulas injertadas.

SUMMARY

This research took place at Viveros Frutales Injertos Hawai. Located in El Rocio area, Town of La Maná, Cotopaxi Province, 1 ½ km on the route La Maná–Cotopaxi.

The demand of the guanabana (*Annona muricata*) in Ecuador has been increasing significantly during the last years and because of this nursery enterprises should increase production of plants in order to cover the supply of local markets.

The main goal of this study is evaluate the development of colombian guanabana grafted plants (*Annona muricata*) at nursery stage under the influence of the phytohormone Cytokin and three applications of two types of foliar fertilizers. The focus was to determine the effect of phytohormone on bud and sprouts growth stimulation and to identify the right amount of leaf fertilizers.

This research was developed in two stages. First stage was to prove the effect of application of phytohormone (citoquinina 2,5 cm³ L⁻¹); Second stage was to proof the application of foliar fertilizers (Nitrofoska y Kristalon) in low, medium and high amounts.

The test was successful due to application of experimental amounts of foliar fertilizers which allowed the plants to grow to commercial levels only two months after at being grafted. This result shows that the focus of this research reduced the time of the practice.

During the developing of this research were noticed clear differences in the application of phytohormone during the formation of new shoots in the graft. Also, the application of medium amounts of fertilizers presented excellent results related to number of shoots and leaves. As for the variable height of shoot, was

demonstrated that the application of Nitrofoska (30-10-10), medium dosage (5 g L⁻¹) presented higher rates in growth versus the other treatments.

It is recommend that the results of this experiment should be shared with universities and farmers in order to provide an alternative that increases the levels of productions of grafted plants, reduction of time of grafting and therefore increase income.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1.1. Planteamiento del problema

La demanda de guanábana en el Ecuador ha ido creciendo significativamente durante los años. Actualmente la venta de estas plantas tienen una notoria demanda a nivel nacional e internacional, por tal razón los viveros deben aumentar su producción de plantas para poder satisfacer la necesidad del mercado nacional.

El tiempo, que las plantas demoran en desarrollarse es un problema, pues los agricultores necesitan cada vez más en grandes cantidades, por esta razón debemos encontrar una respuesta de cómo reducir el tiempo de desarrollo comercial de la guanábana y poder entregar al consumidor final unas plantas con hojas vigorosas y de excelente calidad.

De tal manera se requiere investigar que dosis de fertilizante foliar ayuda en el crecimiento del brote y hojas del injerto. Además se desea probar si la aplicación de una fitohormona ayuda a estimular la formación de nuevos brotes y yemas en el injerto. Por tanto la aplicación conjunta de la fitohormona y fertilizantes foliares podría acelerar el proceso de desarrollo.

1.2. Justificación

La propagación de una planta por semilla permite tener una amplia variabilidad que da seguridad de soportar una plaga o enfermedad en un momento dado, pero esta misma variabilidad, produce árboles de poco rendimiento, diversas calidades de frutas que causan precios diferenciales en el mercado, mientras que plantaciones establecidas con árboles propagados por injerto, permiten tener una producción y calidad uniforme.

Injertar una planta ofrece y tiene muchas ventajas. Mantiene las características y mejora condiciones de la propia variedad, permite aprovechar la resistencia y rusticidad que aporta el patrón, se obtienen plantas precoces que acelera su producción y árboles pequeños lo cual hace que su cosecha sea más fácil.

La fertilización es indispensable en el desarrollo de la planta y pueda esta tener todos los nutrientes necesarios para realizar sus funciones fisiológicas. Lo recomendable es una fertilización completa cada 15 días (Bernal y Díaz, 2008).

En efecto el injerto de plantas juega un papel muy importante en la propagación comercial de árboles frutales, en especial en la guanábana para poder obtener las características deseadas de los arboles madres y así satisfacer las demanda del mercado (Pucha y Chicaiza, 2003).

Es así como se quiere evaluar dos fertilizantes foliares, aplicado en tres dosis para determinar la más eficiente en términos de costos, desarrollo del brote y follaje del injerto en la planta de guanábana. Además, se quiere comprobar el efecto de la aplicación al suelo de la hormona citoquinina en la formación de nuevos brotes, en la primera etapa de los 30 días de injerto.

1.3. Alcance

En esta investigación se identificó la propagación asexual por injerto, donde se realizó dos fases, la primera que consta en probar 50 plantas con y 50 sin aplicación de la hormona cytokin (citoquinina) al suelo, en la primera etapa de los 30 días en el injerto, observando si las plantas tuvieron un mayor número de brotes en cada vareta vs el testigo. Esto fue significativo pues se utilizó esta fitohormona en la segunda fase, donde se probó el desarrollo foliar de los brotes con fertilizantes químicos en dosis alta, media y baja (Figura 2).

Terminada la investigación se identificó la mejor dosis de fertilizante que ayudó acelerar el crecimiento del injerto en la plántula de guanábana, para finalmente entregar al consumidor final un producto de calidad.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo general

Evaluar el desarrollo del injerto de guanábana colombiana (*Annona muricata*) en la etapa de vivero con la influencia de una fitohormona y dosis de fertilizantes foliares

1.4.2. Objetivos específicos

- Determinar el efecto de la fitohormona en la estimulación de las yemas y brotes del injerto.
- Identificar el fertilizante foliar que incrementa el desarrollo del follaje del injerto en guanábana colombiana.
- Establecer la dosis adecuada de fertilizante foliar en vivero de guanábana.

1.5. Hipótesis

1.5.1. Hipótesis alternativa (Ha)

Experimento 1

- La fitohormona estimula la formación de yemas y brotes en el injerto de guanábana.

Experimento 2

- La fertilización foliar incrementa el follaje del injerto en la planta de guanábana.

1.5.2. Hipótesis nula (Ho)

Experimento 1

- La fitohormona no estimula la formación de yemas y brotes en el injerto de guanábana.

Experimento 2

- La fertilización foliar no incrementa el follaje del injerto en la planta de guanábana.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes

(Chicaiza, Pucha y Aguirre, 2003), en el Ecuador la guanábana (*Annona muricata*), en el año 1996 la superficie sembrada fue de 148 hectáreas, obteniendo una producción de 842 toneladas con un rendimiento de 5,69 t ha⁻¹. Al año siguiente la producción fue de 593 toneladas con un rendimiento de 7,41 t ha⁻¹. Para 1998 se incrementó a 817 toneladas con un rendimiento de 7,99 t ha⁻¹. En el año 2000 la producción decreció a 490 toneladas con un rendimiento de 7,40 t ha⁻¹.

Según el III CENSO NACIONAL AGROPECUARIO, hasta el año 2000 existieron 860 hectáreas sembradas de guanábana, encontrándose la mayor producción en la provincia de Esmeraldas. Nuestro país produjo 490,04 t de guanábana de las cuales se exportaron 263,40 t, originando un ingreso de \$ 213 600 y se determinó que 226,64 t, se asignó para el consumo interno.

(Moreira, 2010), indica que en Ecuador los últimos años la demanda de mercados internacionales se ha incrementado, principalmente para los mercados colombiano y estadounidense. Así, Colombia absorbía el 90% de la producción pero en los dos últimos años las exportaciones han tenido un repunte hacia el mercado norteamericano.

En el país el Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP, 2009) con su Estación Experimental del Litoral Sur (EELS) a través del Programa de Fruticultura posee una colección con 54 accesiones de guanábana, provenientes de diferentes provincias como Esmeraldas, Manabí, Guayas, Los Ríos, El Oro, Santo Domingo de los Tsáchilas, Azuay y Loja e incluso algunas

introducidas de Brasil, encontrándose al momento esta colección en la etapa de caracterización agro morfológica.

La organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, informa que el fruto ha adquirido una gran importancia en el mercado agroindustrial, despertando el interés para desarrollar el cultivo comercialmente. La guanábana produce un fruto con características de utilidad alimenticia e industrial, por tanto, es consumido en forma de jugos, postres, yogures y helados; también es apreciado en usos medicinales. Sus propiedades organolépticas hacen que su jugo sea muy apetecido por el consumidor, además de ser fuente de fibra, calcio, fósforo y vitamina C (FAO, 2006).

Por otro lado, la Guanábana se descubrió útil para usos médicos hace 25 años, pero en los últimos años ha llegado a ser ampliamente aclamada por sus propiedades nutricionales que aportan muchos beneficios al organismo. Se hicieron estudios, comparándola con el efecto de la adriamicina. Se demostró que es 10 000 veces más potente, y que mata las células cancerígenas sin ocasionar algún daño las células sanas, como ocurre con la quimioterapia, que además ocasiona náuseas, pérdida de peso y del cabello. Además el consumo de guanábana protege y eleva el Sistema inmunológico (Rodríguez y Cotto, 2011).

2.1.1. El injerto

Es una de las tecnologías agrícolas más importantes en la práctica de la horticultura, en propagación y mejoramiento de árboles frutales, hortalizas y flores. Es uno de los métodos y técnicas apreciadas en la investigación científica básica; sin embargo, el conocimiento de este estudio fundamental es parcial, existiendo serios impedimentos para la aplicación de los mismos.

El injerto en las plantas puede ser usado por una gran variedad de ventajas; como crear formas, regular el crecimiento, inducir resistencia a plagas y enfermedades

del suelo y del medio. Incrementar la precocidad y calidad de la fruta, mejorar la producción de madera y de plantas de ornato, entre otros (Alarcon, 2009).

Los porta injertos son utilizados para propagar caducifolios desde hace 2000 años. Muchos de los patrones sobresalientes, proporcionan material con buenas características genéticas para la propagación de árboles frutales selectos, sus efectos se reflejan en el crecimiento del tallo, vigor, hábito de crecimiento, precocidad, abundancia de la floración, relación de flores a frutos de la producción y adaptabilidad a diferentes condiciones ambientales y edáficas (González, 2004).

Investigaciones realizadas en Venezuela con injerto de corona en cámara húmeda han permitido producir plántulas que alcanzaron un prendimiento del 95% (Baraona y Sancho, 1992).

2.1.2. Citoquinina

Fitohormona que estimulan la división celular, el crecimiento de las yemas laterales, expansión de las hojas, síntesis de clorofila y es activador de las defensas de las plantas. Las citoquininas (CTS) son necesarias en las raíces para la división celular, liberación de la dominancia apical y movilización de nutrientes (Cardenas, 2014).

Aunque la dominancia apical está determinada principalmente por las auxinas, las CTS controlan la brotación de las yemas laterales. De tal manera contribuyen a determinar la arquitectura de una planta. En la actualidad, la utilización de CTS para regular y/o manipular eventos fisiológicos específicos en cultivos, está siendo más generalizada, ya que, la agricultura dispone de productos comerciales lo suficientemente específicos y eficientes para ejercerlos (Azcon y Talon, 1993).

Una característica especial de estas hormonas, es que las dosificaciones necesarias para obtener una respuesta adecuada en los vegetales a los que se

aplican, son muy bajas y que, adicionalmente a esta condición, se sabe que las plantas absorben una fracción aún mucho menor (Cardenas, 2014)

Las CTS pueden provocar la apertura de yemas laterales de ramas en diversas especies, aunque dicho efecto se obtiene con concentraciones más altas. En situaciones de excesiva dominancia de la yema terminal hacia las laterales, una aplicación de CTS puede reducir dicha influencia y parcialmente estimular la brotación lateral. Para este efecto se han manipulado vía citoquininas, la brotación de yemas laterales de algodón con excelentes resultados, en uvas, cerezos, manzanos, y demás frutales (Cardenas, 2014).

2.2. Fundamentaciones teóricas

Para el establecimiento de plantaciones frutícolas, el semillero y vivero es la etapa en que se deben desarrollar las plantas con excelente calidad, para ser trasplantadas al lugar definitivo en el campo.

Esta etapa se inicia con la selección de árboles productores con buenas características genéticas y fitosanitarias, cuya pureza, calidad agronómica y tratamiento sanitario, garanticen la producción de la planta con un potencial para obtener excelentes rendimientos por unidad de área.

Una fruticultura sostenible y competitiva, bajo el punto de vista agronómico, necesita de plantas con calidad, la cual comienza en las diferentes actividades que se realizan en la etapa del semillero, por ello es importante ponerle atención a la obtención de semillas, el desarrollo de buenos patrones y la selección de yemas genéticamente puras (IICA, 2005).

2.2.1. Semilleros

Se conoce como semillero: “El lugar donde se colocan la semilla de la fruta para que germinen, emerjan y crezcan hasta alcanzar el desarrollo adecuado para su trasplante”, por eso es importante tomar en cuenta ciertos aspectos como la ubicación, preparación y elaboración del semillero, para garantizar su eficacia (IICA, 2005).

2.2.1.1. Obtención y preparación de semilla

- **Obtención de la semilla**

(IICA, 2005) considera semilla a: “un fragmento o parte de un vegetal, provisto de yemas como: tubérculos, bulbos, esquejes, varetas”, entre otros.

La semilla es la “estructura inicial de una plantación”, por lo tanto, es necesario considerar algunos cuidados como:

- **Selección de las plantas donadoras de semillas.**

Conocer el origen de la planta, su historial productivo, estas deben ser sanas, tienen que presentar un sistema radicular resistente y vigoroso (IICA, 2005).

- **Cosecha de frutos completamente maduros.**

Garantizan que el embrión está totalmente desarrollado y apto para dar origen a la nueva planta.

- **Selección de frutos grandes**

Generalmente el fruto grande proporciona semillas grandes, estas a su vez darán plántulas más vigorosas.

- **Procesado de la semilla**

Acciones que se deben realizar para obtener una semilla lista a sembrar, como se menciona a continuación:

- a. **Despulpado**

Separar la pulpa de la semilla, para evitar problemas de sobre fermentación que puedan dañar el embrión y reducir la viabilidad de la semilla. Existen especies fáciles de despulpar, como: zapote, anona, aguacate, níspero, marañón, etc.

- b. **Lavado de la semilla**

La semilla se debe lavar con agua limpia, las veces que sea necesario, hasta eliminar todo el mucilago de la semilla.

- c. **Secado**

El secado de la semilla se realiza en dos etapas:

- **Oreado**

Se realiza exponiendo la semilla al sol, removiéndola ocasionalmente hasta eliminar el agua superficial de la semilla.

- **Secado a la sombra**

Se realiza a la sombra y en lugares bien ventilados, la semilla se coloca en capas delegadas sobre zarandas, esta se remueve al menos 2 veces por día, para uniformizar el secado.

- **Conservación de la semilla**

Para una mejor conservación de la semilla, se deben almacenar en depósitos de vidrio, en cuartos fríos a 18 °C, si el volumen de semilla a guardar es poco, esta se puede guardar en la parte baja del refrigerador. Hay algunas especies de semilla como la anona que se almacenan a temperatura ambiente y dura de 8 a 10 meses, sin afectar su poder germinativo, más bien este se incrementa (IICA, 2005).

- **Tratamiento de la semilla**

Consiste en la aplicación de productos que la preserven libre de hongos e insectos, que se pueden presentar en el almacenamiento (IICA, 2005).

Una vez seleccionada la semilla, se lava y se sumerge en una solución de Benomyl, Vitavax o calentada a 50 °C, durante quince minutos. Luego se dejan en el agua durante 24 horas. En esta etapa se deben eliminar las semillas que floten, para obtener mayor homogeneidad y vigor de las plántulas (MAGAP, 1991)

2.2.1.2. Tipos de semilleros

El semillero puede hacerse directamente en el suelo en hileras o en cajas de germinación, cuyo suelo haya sido previamente desinfectado con Basamid (Dazomet) o con algún fumigante del suelo (MAGAP, 1991).

2.2.1.3. Sustratos y tratamientos

- **Sustratos**, material de soporte que sirve para que la semilla germine adecuadamente y la plántula desarrolle un buen sistema radicular, puede ser simple o mezcla de varios materiales, ejemplo de sustrato:

Suelo, las características que debe tener son: franco, suelto, tamizado para eliminar cualquier material extraño que afecte el crecimiento de la raíz, como piedra, raíces y otros.

Arena, proporciona condiciones para un mejor crecimiento radicular, debe ser de río, lavada, colada y tamizada.

Fibras o residuos vegetales, son materiales que proporcionan ventajas para la germinación como: soltura, retención de humedad, asepsia; existen otros materiales como hojarasca de cafetales, granza de arroz, cascarilla de café, aserrín, entre otros. Habitualmente se acostumbra a realizar mezclas que dependerán de la semilla a germinar, del tipo de semillero, el propósito de la producción y de la disponibilidad del material.

Tratamientos de sustrato

El tratamiento del sustrato puede realizarse fuera del semillero o en el semillero, el propósito es tener una cama libre de cualquier patógeno, insecto, nematodo o maleza que pueda causar daño a la semilla que se pondrá a germinar.

- **Tratamiento químico**

Es el que se realiza a través de fumigantes como el Dazomet (Basamid), sin embargo existen otros métodos menos efectivos como son: la aplicación de

fungicidas más nematocidas, el uso de formalina al 10%, aplicar agua hirviendo, tratamiento con calor y uso de materiales orgánicos frescos.

- **Tratamiento por solarización**

Es una alternativa que consiste en cubrir el sustrato húmedo con una lámina plástica transparente, durante 4 a 6 semanas en la época seca, donde se da la mayor radiación solar y altas temperaturas, lo que es letal para muchos patógenos, insectos, malezas y alcanzar una eficiencia del 90 a 95% (IICA, 2005).

2.2.2. Siembra

Para la siembra se pueden utilizar diferentes métodos, el empleado depende de las características de la semilla, la cantidad de semilla a utilizar y el tipo de semillero. Se recomienda siempre sembrar adicionalmente un 10% más de semilla de la que se necesitará, para hacerle frente a cualquier pérdida (IICA, 2005).

La germinación ocurre entre los veinticinco y treinta días. Cuando las plántulas han alcanzado de 10 a 15 cm de altura deben ser trasplantadas, preferiblemente en fundas (MAGAP, 1991).

Siembra directa: que puede ser directa a la bolsa, bandeja, contenedor o tubete, en este caso no se desarrolla la etapa de semillero como tal (IICA, 2005).

2.2.2.1. Riego

La temperatura y el agua, son dos de los factores más importantes para que una semilla tenga una adecuada germinación, es a través del riego que se proporciona la humedad necesaria al semillero o germinador, esta humedad debe ser razonable, ya que encharcamientos causan pudrición de las semillas,

presencia de enfermedades fungosas en la plántula, y otros problemas. La falta de humedad, por el contrario disminuye la capacidad de germinación de la semilla y detiene el crecimiento de las plántulas (IICA, 2005).

2.2.3. Viveros

El vivero es el lugar donde se colocan las plántulas para que crezcan, se injerten y alcancen un desarrollo adecuado y luego ser llevadas al lugar definitivo. La importancia del vivero, igual que el semillero, es que son el fundamento de la futura plantación, dicho de otra manera, se constituye en la “materia prima” para la producción futura de frutas; un vivero sin calidad, dará origen a producciones sin calidad: baja productividad, frutos de mal sabor, producción desuniforme, lo que conduce al fracaso de la empresa frutícola (IICA, 2005).

2.2.3.1. Sustrato a utilizar en bolsas

La composición del sustrato es importante para tener plantas sanas y vigorosas, con buen crecimiento de raíces y follaje, además favorece la eficiencia de la fertilización y el riego.

Para lograr un buen desarrollo de las plantas, el sustrato debe contener los materiales en las proporciones siguientes:

- 60 a 70% del suelo suelto, o franco, tamizado. Si el suelo disponible es franco arenoso, se debe agregar un poco de suelo franco arcilloso, pero si el suelo es franco arcilloso, agregarle un poco de suelo franco arenoso, tratando de obtener al final un suelo “Franco Modificado”
- 30 a 40% de materia orgánica completamente descompuesta que puede ser pulpa de café, gallinaza o compost.

El uso de suelo pesado como sustrato, dificulta el crecimiento de la raíz, ya que tiende a compactarse, con ellos, se disminuye la absorción y afecta la nutrición y por consiguiente el crecimiento de la planta, lo que predispone a que la planta sea fácilmente atacada por enfermedades (IICA, 2005).

2.2.3.2. Trasplante de semillero a bolsas

El trasplante o repique en vivero, consiste en la siembra o traslado de las plántulas del semillero al vivero, cuando éstas han alcanzado un crecimiento y desarrollo adecuado.

El trasplante requiere de mucho cuidado, por ello se debe realizar con personal capacitado y/o calificado. La siembra debe asignarse por día, nunca por tarea y la supervisión debe ser constante.

Los cuidados más importantes que se deben tener al momento del trasplante son:

- Elaborar un hoyo amplio y de mayor profundidad que el largo de la raíz principal o pivotante. Para ello se auxilia de una espátula o trasplantador de madera de 15 a 20 centímetros de largo, con un diámetro mayor en la parte superior de 4 centímetros y la punta redondeada, de tal forma que el fondo del hoyo tenga cierta amplitud para un mejor acomodamiento de la punta de la raíz.
- Cuando el hoyo de trasplante se realiza al centro de la bolsa, el llenado se hace con un sustrato tratado. El hoyo se puede realizar de 1,5 a 2,0 cm separado del centro, después de colocar la plántula en el hoyo, se introduce la espátula a 5 centímetros atrás de ella, y se ejerce presión con la punta de la estaca en dirección de la raíz, para comprimir la raíz y evitar cámaras de aire (IICA, 2005).

- Si la raíz pivotante es muy larga, se puede cortar la parte terminal, para evitar la siembra de raíz doblada, teniendo el cuidado de no cortar más de un tercio de la raíz.
- Las plántulas a sembrar deben tener crecimiento uniformes (tamaño), sanas, vigorosas y bien formadas en su parte aérea y radicular.
- El trasplante se debe hacer cuando la planta tiene entre 5 y 10 centímetros de altura y que posean un buen sistema radicular.

El trasplante se omite cuando la semilla se siembra directamente en las bolsas. Cuando se usa este sistema de propagación, se recomienda sembrar de 1 a 2 semillas por bolsa, para luego hacer un raleo (IICA, 2005).

Las bolsas plásticas deben ser perforadas, de color negro, con las siguientes dimensiones 7 cm de ancho x 11 cm de largo y 0.25 mm de espesor (Vera, Zambrano y Loor, 2008).

Se recomienda efectuar la siembra en el vivero o el trasplante en horas frescas, de preferencia por las mañana, para reducir el estrés que puede ocasionar la alta transpiración y la plántula tiene la oportunidad de un mejor pegue (IICA, 2005).

2.2.3.3. Riego del vivero

El riego es importante, principalmente durante la época seca, ya que durante la estación lluviosa, el agua cubre un alto porcentaje o casi toda la necesidad. El riego se debe proporcionar en forma racional, pero suficiente para que la humedad persista por un buen tiempo, sin que llegue al encharcamiento o cause daño a las plantas.

La mejor forma de regar el vivero es bolsa por bolsa, pero esto sólo se puede hacer cuando los viveros son pequeños. Cuando son grandes, es necesario regar por aspersión, micro aspersión y goteo para reducir los costos; pero esto crea un ambiente favorable para el ataque de hongos, por lo que son necesarias aspersiones frecuentes con fungicidas. La forma más tecnificada en viveros certificadores es el riego por goteo (IICA, 2005).

2.2.3.4. Control de malezas

Tiene como objetivo disminuir la posibilidad de que las malezas sean refugio de plagas, también puede haber competencia por luz, nutrientes y aire. El control de malezas se debe realizar tanto en las calles, como en las bolsas, y se recomienda realizarlo en forma manual, ya que por las condiciones de concentración de plantas y del tamaño de las mismas, la aplicación de herbicidas es de alto riesgo (IICA, 2005).

2.2.3.5. Fertilización

Una correcta fertilización del vivero requiere de un análisis del sustrato, con el fin de aplicar el fertilizante adecuado, reducir costos y evitar el exceso de algún elemento.

La fertilización al sustrato de viveros frutales, se debe realizar por medio de programas de fertilización que favorezcan la nutrición de las plantas, garantizando con ello un buen crecimiento de los diferentes órganos.

Para el crecimiento radicular, incluir fertilizantes fosforados; engrose del tallo y resistencia algunas enfermedades, se deben usar fuentes potásicas. Para lograra buena altura de planta, buen desarrollo del follaje, mejorar el pegue de Injertación, incluir fuentes nitrogenadas.

Si se desea lograr un aprovisionamiento de elementos menores, incluir la aplicación de materia orgánica, esta ayudara también a mejorar la disponibilidad y absorción de los otros nutrientes.

Para completar la fertilización al sustrato y prevenir o corregir problemas de deficiencia, se recomienda de 6 a 8 fertilizantes foliares, usando productos, que contengan NPK en complejos orgánicos y elementos menores quelatados, principalmente Zinc (Zn), que ayudan a estimular el alargamiento de las células y por consiguiente ayuda al crecimiento de la planta, y otros elementos como Hierro (Fe), Cobre (Cu), Magnesio (Mg), Manganeso (Mn), Boro (B) (IICA, 2005).

2.2.3.6. Control fitosanitario

Las plagas como: nematodos, insectos, ácaros, pulgones, hongos, bacterias y virus, se deben manejar en forma integral, con base en la identificación correcta del problema existente a través de un diagnóstico fitopatológico correcto y de conocer el comportamiento del ciclo de vida de la plaga, así como por medio del uso de métodos eficientes de muestreos.

También se debe aprovechar el efecto que los factores naturales y agronómicos pueden ejercer en la disminución de las plagas y tener el cuidado de aplicar productos y técnicas de combate que no afecten al vivero.

Se recomienda realizar el combate de plagas en forma preventiva, mediante un programa fitosanitario que disminuya el apareamiento del problema patológico y reduzca considerablemente los perjuicios económicos (IICA, 2005).

2.2.3.7. Sanidad de un vivero

En viveros la comercialización de especies frutales según la legislación vigente del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), obliga a los viveristas a tomar una serie de medidas que les permita obtener plantas sanas. Entre estas, utilizar como plantas madres, material libre de enfermedades y plagas, es decir con fitosanidad

comprobada. Otra exigencia, es efectuar análisis de suelo previo en el terreno, para determinar o descartar la presencia de nematodos fitoparásitos que afecten el desarrollo y la sanidad de las plantas.

Si los resultados del análisis nematológico y fitopatológico de suelo o sustrato, proveniente del terreno a establecer el vivero de especies frutales, nos indica que contiene una alta carga de nematodos y hongos fitopatógenos, es inminente aplicar un tratamiento de desinfección del sustrato.

2.2.4. Injertación en frutales

(IICA, 2005), El injerto es la práctica de propagación vegetativa que consiste en unir dos plantas diferentes , que sean de la misma especie género y/o familia para que, una vez unidos sus tejidos, las dos partes del injerto se comporten como si se tratara de un solo y único individuo.

Las dos partes del injerto se conocen como patrón y yema.

- La parte de la planta que aporta el sistema radicular se llama “patrón” o “porta injerto”.
- Vareta es la parte terminal de una rama, de 10 a 15 centímetros de largo, la cual ha sido separada de la planta madre y contiene varias yemas latentes que se usarán en el proceso de injerto.
- Yema es la parte del injerto que cuando se une al patrón, forma la copa del árbol, generalmente se conoce como injerto.

2.2.4.1. Objetivos de la Injertación

Tiene los siguientes propósitos:

- Conservar las características genéticas de la planta a propagar.
- Reducir la altura de plantas.
- Lograr producciones tempranas, (precocidad de la producción).
- Aprovechar las ventajas del patrón.
- Suelos con condiciones limitantes.
- Transmite vigorosidad a la yema o injerto.
- Resistencia a plagas y enfermedades.

2.2.4.2. Herramientas y materiales para injertar

- Navaja de injertar: con bisel a un solo lado, debe ser de acero de alta calidad que mantenga el filo por suficiente tiempo de trabajo.
- Tijera de podar: se utilizan para la preparación y recolección de varetas, y para la poda apical del patrón, o “decapitado”.
- Cinta de amarre: se utilizan cintas de polietileno, las cuales son ligeramente elásticas y permiten cierto crecimiento del injerto. Cuando no es posible encontrar este tipo de cinta, se pueden utilizar bolsas plásticas, de las cuales se sacan las cintas con dimensiones de 1.5 a 2 centímetros de ancho por el largo que permita la bolsa.

2.2.4.3. Condiciones para el éxito del injerto.

- Los tejidos del cambium del patrón y la yema deben quedar en contacto.
- El patrón está listo para injertar cuando el diámetro sea igual o mayor que un lápiz.
- Las varetas deben tener las yemas en estado de reposo.
- Proteger el injerto de la deshidratación.
- El patrón y la yema deben ser compatibles (IICA, 2005).

2.2.5. Principales elementos minerales

2.2.5.1. Nitrógeno

Nutriente mineral que más contribuye al crecimiento de las plantas y rendimiento de los cultivos, debido a que también forma parte de las proteínas, ácidos nucleicos, clorofila y otras moléculas orgánicas (Campbell y Reece, 2007).

El Nitrógeno (N) se concentra en los tejidos más jóvenes de la planta y las hojas suelen ser los órganos más ricos en este nutriente (Khouri, 2006).

Es uno de los elementos mayores que se remueve del suelo en grandes cantidades por casi todos los cultivos, además la solubilidad de los abonos nitrogenados los hace muy susceptibles a pérdidas por lixiviación y volatilización.

Es considerado como el cuarto elemento más abundante en vegetales después del carbono, hidrógeno y oxígeno. Como componente de proteínas, coenzimas, nucleótidos y clorofila está implicado en todos los procesos de crecimiento y desarrollo vegetal (Vera, Zambrano y Loor, 2008).

2.2.5.2. Fósforo

Es absorbido e incorporado inmediatamente en compuestos orgánicos como la molécula de adenosina trifosfato (ATP), principal fuente de energía en los procesos metabólicos como la fotosíntesis, glucólisis, respiración, síntesis de proteínas y ácidos grasos, además el Fósforo (P) orgánico se encuentra mayormente presente en las hojas jóvenes, en forma de ácidos nucleicos (Arias, 2007).

Es un elemento mayor primordial en la vida de las plantas, es la base indispensable en los procesos de transformación de energía, además interviene en la formación de semillas, acelera la maduración de las frutas y estimula el desarrollo radicular (Vera, Zambrano y Loor, 2008).

2.2.5.3. Potasio

El Potasio (K) no es un componente estructural de la planta, pero sí es un regulador de procesos metabólicos, interviene en la osmoregulación, es un activador enzimático en la síntesis de proteínas, permite la distribución de almidón y azúcares en toda la planta, regula la hidratación y permeabilidad, así como también otorga resistencia a las plantas contra el ataque de plagas y enfermedades (Gliessman, 2002).

Este elemento regula la actividad fotosintética y de otros elementos minerales que requiere la planta, es el catalizador de la absorción del agua por la planta, ya que controla el movimiento de los estomas y la transpiración, permitiendo mayor resistencia a las sequías (Vera, Zambrano y Loor, 2008).

2.2.5.4. Magnesio

(Vexkul, 1993), Indica que es un nutriente esencial de los vegetales. Esto lo comprueba el hecho de ser uno de los contribuyentes de la clorofila. Además desempeña una serie de diversas funciones. La mayor parte del elemento se encuentra disuelto en el jugo celular, pudiendo trasladarse fácilmente por la planta. La clorofila que es el pigmento verde de la planta es rica en Magnesio (Mg). Participa en la formación y acumulación de reservas de azúcares e hidratos de carbono, proteína y vitaminas.

2.2.6. Productos utilizados

2.2.6.1. Fitohormona

Las hormonas vegetales o fitohormonas son compuestos orgánicos de bajo peso molecular que coordinan el crecimiento y desarrollo de las plantas (Saavedra, 2008).

(Bosques, 2010) Menciona que “Substancias reguladoras de crecimiento” es más general y abarca a sustancias tanto de origen natural como sintetizada en laboratorio que determinan respuestas a nivel de crecimiento, metabolismo o desarrollo en la planta. Regulan procesos de complementariedad, es decir que, recibido el estímulo en un órgano, lo amplifican, traducen y generan una respuesta en otra parte de la planta.

- **Citoquinina.** Es una hormona producida en las raíces vegetales, que controla la división y diferenciación celular, además de retrasar el envejecimiento foliar. La citoquinina cuando interactúa con otras hormonas vegetales provoca una serie rápida de divisiones y alargamientos celulares sucesivos, que mantienen un mayor número de células relativamente pequeñas e indiferenciadas, es decir meristemáticas en la planta (García, Roselló y Santamarina, 2006).

Se ha comprobado que tras la aplicación de citoquininas exógenas en las yemas axilares, se estimula la brotación. (Herrera, Alizaga, Guevara y Jiménez, 2006).

Las citoquininas se localizan en ambos sistemas conductores, floema y xilema y su presencia se considera como una posible señal vinculada con un déficit de nutrientes en el suelo. Experimentos con injerto de plantas, han tratado de demostrar el transporte de estas hormonas desde la raíz hacia las partes aéreas, aunque esta movilización ascendente aún no parece estar muy bien establecida (Howell, Lall y Che, 2003).

Efectos fisiológicos que producen las citoquininas (Peralta, 2012):

- División celular y formación de órganos.
- Retardo de la senescencia
- Desarrollo de yemas laterales.
- Inducen partenocarpia.
- Floración de plantas de día corto.
- Reemplazo de luz roja en germinación de semillas fotoblásticas.

Cytokin

Es un bioestimulante que promueve el crecimiento vegetal y facilita la nutrición de las plantas, promueve el brote y desarrollo de las yemas, espigas y flores, mejora el crecimiento de la raíz y sobre todo el vigor de la planta (Vademécum Agrícola, 2014).

2.2.6.2. Fertilizante compuesto 10-30-10

Es un producto obtenido mediante reacciones químicas en procedimientos industriales (Guerrero, 2004; Barioglio, 2006; Moya, 2009), que contiene dos o más nutrientes esenciales primarios para las plantas, declarados en una fórmula que indica la cantidad de cada nutriente en 100 kg de fertilizante, expresados en el orden nitrógeno (N), fósforo (P_2O_5) y potasio (K_2O) (IICA MAG-BID, 1986; IICA, 1989).

(Eguiguren, 2000), señala que está compuesto de:

- Nitrógeno 10% (N)
Nitrógeno amoniacal 7% (NH_4^+)
Nitrógeno nítrico 3% (NO)
- Fósforo asimilable 30% (P_2O_5)
- Potasio soluble 10% (K_2O)

2.2.6.3. Kristalon verde

Kristalon (18-18-18) es un abono NPK cristalino de alta solubilidad para fertirrigación. Con el fin de prevenir otras carencias también aporta niveles equilibrados de micronutrientes, algunos de ellos quelatados como EDTA. Fabricado dentro de los mayores estándares de calidad, se puede emplear en todo tipo de cultivos.

Forma parte de la gama de abonos cristalinos Kristalon, que aportan un abonado completo, equilibrado, rico en elementos nutritivos y exentos de urea. Las formulaciones suministran una relación óptima entre nitrógeno, fósforo y potasio para cada fase del ciclo de cultivo.

Se trata de un producto que se disuelve rápida y completamente en agua, está libre de insolubles, contiene valores muy bajos de sodio y cloro y cuenta con una baja conductividad. La calidad de la gama Kristalon se sustenta en más de 40 de años de experiencia fabricándolo y comprobando sus resultados (YARA, 2014)

2.2.6.4. Nitrofoska verde

Es un fertilizante foliar complejo producido con materias primas de alta calidad, contiene macronutrientes NPK y elementos menores en forma equilibrada, en una relación muy similar a los contenidos naturales de nutrientes en las hojas en condiciones de crecimiento rápido; por lo tanto es muy compatible y produce un efecto estimulante mayor que otras fórmulas, incluso más concentradas. Los elementos metálicos están quelatados con EDTA. Todos los elementos que contiene Nitrofoska, son altamente solubles, asegurando una óptima absorción de los nutrientes y seguridad para el cultivo.

La fertilización foliar con Nitrofoska se recomienda como parte importante de un plan de manejo agronómico para lograr altos rendimientos en frutales y cultivos. Complementa la fertilización al suelo, especialmente en la fase de crecimiento

donde la demanda de Nitrógeno es mayor a la tasa de absorción. Estimula los procesos de producción de cultivos de alto rendimiento. Ayuda a un cultivo sometido a condiciones adversas (sequía, exceso de humedad, ataque de plagas, exceso de dosis de fitosanitarios) (AGRO, 2014).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Sitio del ensayo

Esta investigación se realizó en los Viveros “Frutales Injertos Hawai”, ubicada en la ciudadela El Rocío km 1½ de la vía a Quevedo en el cantón La Maná, provincia de Cotopaxi.

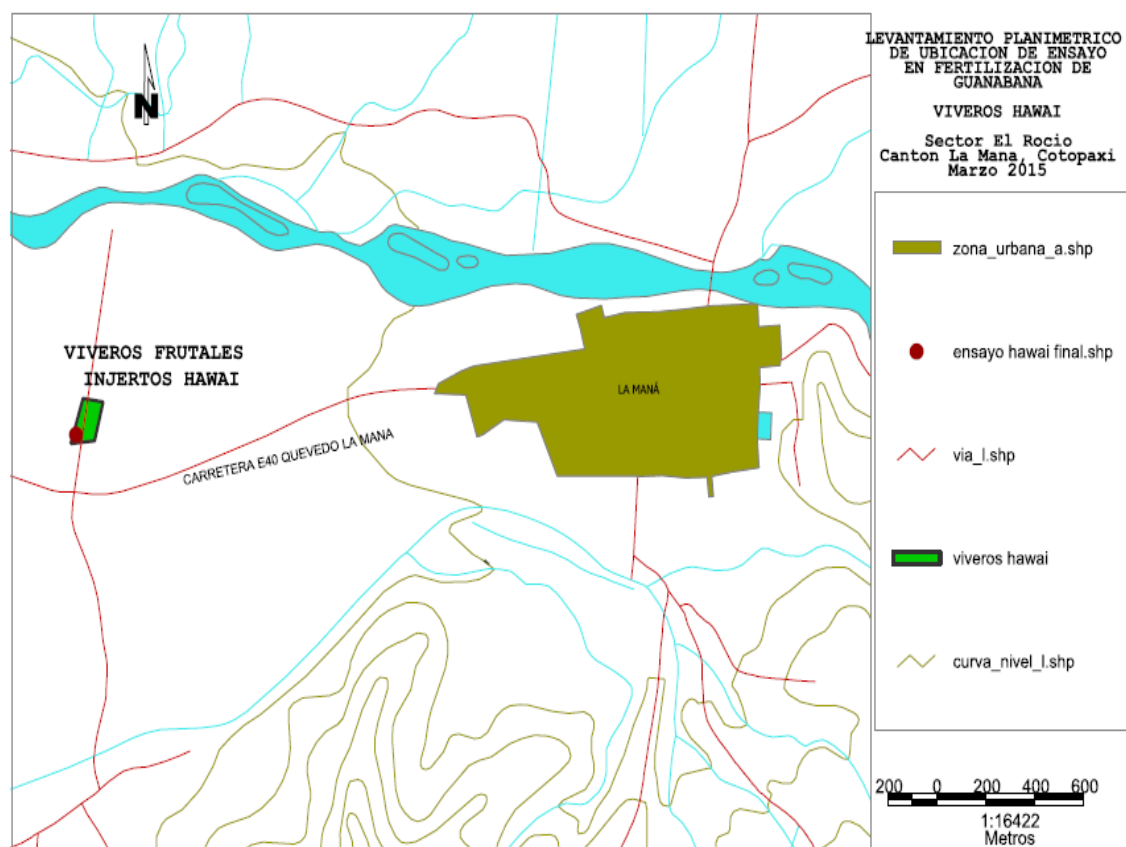


Figura 1. Levantamiento planímetro de los viveros “Frutales Injertos Hawai”

3.1.1. Localización geográfica

El Vivero Frutales Injertos Hawai, se encuentran ubicado en las siguientes coordenadas:

- Latitud : 0° 56' 34,6" S
- Longitud: 79° 14' 49,5" W
- Altitud : 198 msnm

El cantón La Maná está localizado en las estribaciones de la cordillera occidental de Los Andes, en la provincia de Cotopaxi. Morfológicamente se ubica sobre una llanura de pie de cordillera compuesta de depósitos aluviales cubiertos de cenizas y arenas volcánicas de origen desconocido.

3.1.2. Características climáticas

El área en donde se ubica el ensayo se encuentra en la Zona Subtropical de la provincia de Cotopaxi. La descripción de formación vegetal es bosque húmedo Pre-Montano.

La Temperatura media anual es de 18 a 24 °C y con una humedad relativa promedio anual de 60%. En cuanto a pluviosidad se destaca que los meses más secos están en el periodo de julio a noviembre, mientras que los meses de lluvia están entre diciembre y mayo, evidenciándose un comportamiento unimodal con un promedio de precipitación anual de 2500 a 3000 mm, sin embargo, en el periodo de menor precipitación (julio a noviembre) es común la presencia de lluvias de menor intensidad sin llegar nunca a ser absolutamente seco.

3.2. Análisis de suelo

3.2.1. Físico*

El análisis físico realizado al sustrato utilizado en los patrones de guanábana, tuvo un resultado de: arcilla 20%, limo 41%, arena 39%, con una textura franca.

*Análisis Físico de suelo, AGROLAB Santo Domingo de los Tsáchilas, 2015.

3.2.2. Químico**

Tabla 1. Análisis químico del sustrato utilizado en los patrones de guanábana

Elemento (ppm)	Valor	Interpretación
NH ₄ ⁺	14,14	Bajo
P	238,24	Alto
S	76,93	Alto
Cu	16,10	Alto
B	3,12	Alto
Fe	297,00	Alto
Zn	9,90	Alto
Mn	11,00	Medio
Elemento (meq 100 g ⁻¹ de suelo)		
K	3,58	Alto
Ca	12,00	Alto
Mg	1,70	Medio
pH	5,18	Ácido
C. Eléctrica (dS m ⁻¹)	1,08	No Salino
M. Orgánica (%)	4,96	Medio

**Análisis Químico de suelo, AGROLAB Santo Domingo de los Tsáchilas, 2015.

3.3. Materiales, instrumentos y recursos

Para esta investigación se utilizó los siguientes materiales

Injerto: navaja, alcohol, cinta plástica, fundas de bolo, franela, recipientes de plásticos, varetas, tijeras, largueros, sarán, asiento de madera.

Equipos: aspersor manual, carretilla, mangueras.

Fertilizantes: foliares nitrofoska (30-10-10); kristalon (18-18-18); radicular 10-30-10.

Manejo sanitario: basudin (diazinon) y oxithane (mancozeb y oxicloruro de cobre)

Hormona: cytokin (citoquinina)

3.4. Factores, variables de estudio y diseño experimental

3.4.1. Factores

3.4.1.1. Hormona

Durante la primera fase se utilizó el siguiente factor:

Cytokin: con y sin la hormona (Figura 2).

3.4.1.2. Fertilizantes químicos

En la segunda fase los factores fueron los siguientes:

Fertilizantes foliares: nitrofoska verde desarrollo (30-10-10) y kristalon verde desarrollo (18-18-18).

Dosis de fertilizantes foliares: alta, media y baja. (Tabla 2).

3.4.1.3. Dosis

Tabla 2. Dosis de los productos a aplicar

Producto	Dosis
Oxitane	1,5 g L ⁻¹ .
Basudin	1,25 cm ³ L ⁻¹
Nitrofoska alta	7,5 g L ⁻¹
Nitrofoska media	5,0 g L ⁻¹
Nitrofoska baja	2,5 g L ⁻¹
Kristalon alta	7,5 g L ⁻¹
Kristalon media	5,0 g L ⁻¹
Kristalon baja	2,5 g L ⁻¹
Cytokin	2,5 cm ³ L ⁻¹
10-30-10	5 g planta ⁻¹

3.1.1.1. Tratamientos

Tabla 3. Tratamientos para aplicar los fertilizantes

Tratamiento	Fertilizantes
T1	Nitrofoska 30-10-10 con dosis alta
T2	Nitrofoska 30-10-10 con dosis media
T3	Nitrofoska 30-10-10 con dosis baja
T4	Kristalon 18-18-18 con dosis alta
T5	Kristalon 18-18-18 con dosis media
T6	kristalon 18-18-18 con dosis baja
T7	Sin fertilizantes foliares

3.4.2. Variables de estudio

3.4.2.1. Variables independientes

- Fitohormona
- Fertilizantes

3.4.2.2. Variables dependientes

Después de 6 meses de permanecer las plántulas en el vivero, se procedió a injertar.

- **Primera fase**

A los 30 días después de haber injertado las pantas y aplicado la hormona cytokin se midió las siguientes variables:

- Número de brotes
- Latencia
- Prendimiento
- Mortalidad

- **Segunda fase**

Durante los 95 días se evaluó las siguientes variables:

- Altura de brotes
- Número de brotes
- Diámetro del tallo
- Número de hojas
- Número de chupones

Y al finalizar la investigación, se midió:

- Latencia
- Prendimiento
- Mortalidad
- Tiempo de desarrollo comercial del injerto

3.4.3. Métodos estadísticos y Diseño experimental

3.4.3.1. Métodos estadísticos

- **Esquema del análisis de varianza**

Tabla 4. Análisis de varianza para probar el efecto de los fertilizantes foliares y sus dosis en el desarrollo de guanábana injerta

Fuente de variación	Grados de libertad
Total	20
Fertilizantes foliares (A)	1
Dosis de los fertilizantes (B)	2
A x B	2
Testigo vs. Factores	1
Error	14

3.4.3.2. Diseño experimental

Este experimento se ejecutó en dos fases. La primera consistió en probar el efecto de la hormona cytokin (citoquinina) para estimular las yemas y promover el desarrollo de brotes en la vareta. Se evaluó 50 plantas con aplicación al suelo en la funda y 50 plantas sin aplicación. En la segunda fase se evaluó el efecto de las dosis (Tabla 2) de fertilizantes foliares con distintas formulaciones (Tabla 3).

A través de la prueba de t Student se comprobó el efecto de la hormona para muestras independientes. En la segunda fase se utilizó el diseño completamente

al azar con arreglo factorial $2 \times 3 + 1$ testigo relativo, con tres repeticiones. Se utilizó un análisis de varianza para el diseño indicado, con $\alpha = 0,05$. Para separar las medias se utilizó la prueba de significación de Tukey al 5%, en caso de no haber diferencias por los factores se reportó una media y error estándar de la variable correspondiente.

3.5. Características de la parcela experimental

- **Croquis del experimento**

El croquis del experimento de la fase uno es el siguiente:

t2	t1	t2	t1
t1	t1	t1	t1
t1	t2	t1	t1
t2	t2	t1	t2
t2	t2	t1	t2
t2	t2	t2	t1
t1	t2	t1	t2
t2	t1	t2	t2
t1	t1	t2	t1
t2	t1	t1	t2
t2	t1	t2	t1
t1	t1	t2	t2
t2	t1	t2	t2
t2	t1	t1	t1
t2	t2	t1	t2
t1	t1	t1	t1
t2	t1	t1	t1
t2	t2	t2	t2
t2	t2	t1	t2
t2	t1	t1	t1
t1	t1	t2	t2
t2	t2	t2	t1
t1	t2	t2	t1
t1	t1	t2	t2
t1	t1	t2	t1

Figura 2. Croquis del experimento aleatorizado para la fase uno (t1 = con hormona, t2 = sin hormona)

Para el experimento de la fase dos, el siguiente:

T1	T7	T1	T2	T7	T5	T6
T2	T7	T3	T4	T2	T1	T4
T4	T6	T5	T6	T5	T3	T3

Figura 3. Croquis del experimento aleatorizado para la fase dos

3.6. Variables evaluadas

Primera fase, se midió las variables siguientes: solo el primer mes (30 días)

- Número de brotes
- Latencia
- Prendimiento
- Mortalidad

Segunda fase, durante los 95 días se midieron las siguientes variables: cada mes durante la evaluación.

3.6.1. Altura del brote

Se midió cada mes con un flexómetro, tomándole en cuenta desde la base del injerto hasta el brote que tuvo sus hojas completamente formadas.

3.6.2. Número de brotes

Se contó cada mes los brotes nacidos en la vareta de cada planta.

3.6.3. Diámetro del tallo

Se midió dos veces durante el ensayo, al inicio y final, a 5 cm de la base del tallo, utilizando un calibrador pie de rey.

3.6.4. Número de hojas

Se contabilizó cada mes, todas las hojas presentes en las ramas de los brotes.

3.1.2. Número de chupones

La cantidad de chupones se contó en el patrón de cada planta y se eliminó inmediatamente.

Y al finalizar la investigación, se midió:

3.6.5. Latencia

Esta variable se midió contando las varetas que no brotaron ni murieron mediante el método de observación y se calculó el porcentaje de latencia.

3.6.6. Prendimiento y mortalidad

Se registró el número de plantas vivas y muertas al finalizar el proceso del injerto. Posterior a esto se calculó los porcentajes de plantas prendidas y muertas relacionando con el total de injertadas.

3.6.7. Tiempo de desarrollo comercial de la planta

Se realizó mediante el método de observación y registró el desarrollo del follaje de las plantas cada semana, desde la aplicación de los tratamientos hasta que tuvieron hojas maduras y abundante follaje.

3.7. Manejo del experimento

3.7.1. Muestreo de suelo y foliar

3.7.1.1. Muestreo suelo

Al inicio y final de la investigación se tomó un total de 12 submuestras de suelo, con un barreno a 20 cm de profundidad, con el propósito de conocer la fertilidad del mismo.

3.7.1.2. Concentración de nutrientes en tejidos

Al final de la investigación se tomó un total de 12 muestras, cogiendo la tercera hoja (ni tierna, ni madura) de la planta, de acuerdo a la metodología propuesta por (INIAP BOLICHE, 1984). Esto sirvió para determinar los porcentajes ideales, tanto de macro y micro nutrientes en la etapa de vivero guanábana.

3.7.2. Adecuación de patrones

Los patrones de guanábana fueron ingresados al invernadero, en un total de 940 plantas homogéneas. Las cuales se las distribuyeron de la siguiente manera; 100 plantas de acuerdo al croquis de la fase uno (Figura 2) y 840 para la fase dos (Figura 3) del diseño indicado.

Durante dos meses los patrones de guanábana no fueron fertilizados, sin embargo recibieron riego adecuadamente.

3.7.3. Identificación de árboles madres

La plantas madres provienen de una zona con similares características climáticas a las del objeto del estudio, con el propósito de procurar condiciones estables para el desarrollo del ensayo, garantizar el prendimiento y éxito del mismo. Los árboles madres que se eligieron para la recolección de varetas, son provenientes

de plantas injertas con características de rusticidad, ramas terminales resistentes, hojas sanas, y un historial de alta producción.

3.7.4. Recolección de varetas

El proceso de recolección de varetas provenientes de los árboles madres, se lo realizó durante las primeras horas de la mañana con el fin de evitar la excesiva transpiración de las hojas. Además las hojas de las ramas seleccionadas se eliminaron inmediatamente para controlar la deshidratación. Las varetas seleccionadas tuvieron una medida aproximada de entre 10 y 15 cm de largo, con diámetros variables. En total se recolectaron 940 varetas durante la práctica de campo específica.

3.7.5. Injerto de corona

- Para realizar el injerto de corona en el patrón se procede hacer un ligero corte con una navaja bien afilada la cual previamente está desinfectada con alcohol. El proceso de desinfección con alcohol se debe repetir antes de realizar cada injerto.
- Se realizó un corte en bisel a las varetas seleccionadas con una navaja previamente desinfectada. A continuación se realizó un corte en el tallo del patrón de manera que el diámetro del mismo sea similar al de la vareta. Posteriormente se efectuó un corte vertical en el patrón para facilitar el ingreso de la vareta. Se procede a colocar la vareta en la ranura y proteger esta unión con cinta plástica.
- Se colocó una funda plástica a manera de capucha para proteger el injerto de la afectación de los agentes climáticos y la potencial generación de enfermedades, plagas y muerte.

- A los 20 días de realizado el proceso de injerto se puede observar la emergencia de los brotes en la vareta. Se procede a retirar la cobertura de plástico.
- Las plantas objeto de este ensayo presentaron las características físicas apropiadas para la siembra de campo a tan solo dos meses de iniciado el proceso de este estudio.

3.7.6. Aplicación de fitohormona

Para este estudio se aplicó la hormona citoquinina en la presentación comercial Cytokin (0,01%) de acuerdo a las recomendaciones del fabricante, de esta manera se procedió a realizar la siguiente dilución: 96,25 cm³ Cytokin en un recipiente contenedor con 38,5 L⁻¹ agua. Dosificación aplicada 50 cm³ planta⁻¹ de la mezcla.

Este proceso se lo llevó a cabo a los cinco días de realizado el injerto en las plantas. La hormona fue aplicada para las 50 plantas en la fase 1 y 720 para la fase 2, dando un total de 770 plantas. Cabe señalar que a los testigos no se aplicó cytokin.

3.7.7. Aplicación de fertilizantes al suelo y foliar

3.7.7.1. Fertilización al suelo

En base a la experiencia realizada en vivero de palmito por (Espin, 2001) en Santo Domingo de los Tsáchilas, se procedió a realizar 3 aplicaciones de fertilizante completo 10-30-10, una por mes, con dosis de 5 g planta⁻¹ por aplicación. Se fertilizó mensualmente dando un total de 15 g planta⁻¹. Cabe señalar que los testigos no fueron fertilizados.

3.7.7.2. Fertilización foliar

En las plantas destinadas a la fase dos se realizó la primera fertilización foliar a los 20 días de injertar con sus respectivas dosis (Tabla 2). Esta fertilización se realizó cada 15 días para todos los tratamientos dando un total de cinco fertilizaciones durante los 95 días de la investigación. No se aplicó fertilizantes foliares a los testigos.

3.7.8. Control de malezas

Se procedió a realizar labores culturales manuales, para la erradicación de malezas presentes en el ensayo.

3.7.9. Control sanitario

Se hizo un manejo sanitario preventivo cada 15 días a partir de los 20 días de realizado el injerto para todos los tratamientos, dando un total de cinco aplicaciones durante la investigación.

Paralelo al manejo sanitario se efectuó el proceso de eliminación de chupones que no es parte del injerto para favorecer el desarrollo de la planta.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Primera fase

4.1.1. Número de brotes

En Tabla 5, se reporta los resultados de la prueba de T Students con el fin de evaluar el efecto de hormona Citoquinina (Cytokin), para la formación de nuevos brotes en el injerto de guanábana, en un ambiente semi controlado. En general las citoquininas estimulan la división celular, el crecimiento de las yemas laterales, la expansión de las hojas, la síntesis de clorofila y es activador de las defensas de las plantas. Lo que se detalla en la prueba de T Students que determina el efecto en la proliferación de brotes.

Tabla 5. Prueba T Students para medias de dos muestras emparejadas

	<i>con hormona</i>	<i>sin hormona</i>
Media	3,32	2,34
Varianza	0,630204082	0,677959184
Observaciones	50	50
Coeficiente de correlación de Pearson	-	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	49	
Estadístico t	6,01754386	
P(T<=t) una cola	1,0996E-07	
Valor crítico de t (una cola)	1,676550893	
P(T<=t) dos colas	2,19921E-07	
Valor crítico de t (dos colas)	2,009575199	

En la Figura 4, se observa el efecto de la aplicación de la hormona vegetal cytokin en el número de brotes, que es significativo de 3,32 brotes injerto⁻¹ en promedio, que difiere de las prueba sin hormona que reporta menor proliferación con 2,34 brotes injerto⁻¹. Según (Mok y Mok, 2001) señalan que las citoquininas son necesarias en las raíces para la división celular, liberación de la dominancia apical y movilización de nutrientes, lo que coincide con el análisis de la prueba de t de Students. La fitohormona estimula la formación de yemas y brotes en el injerto de guanábana.

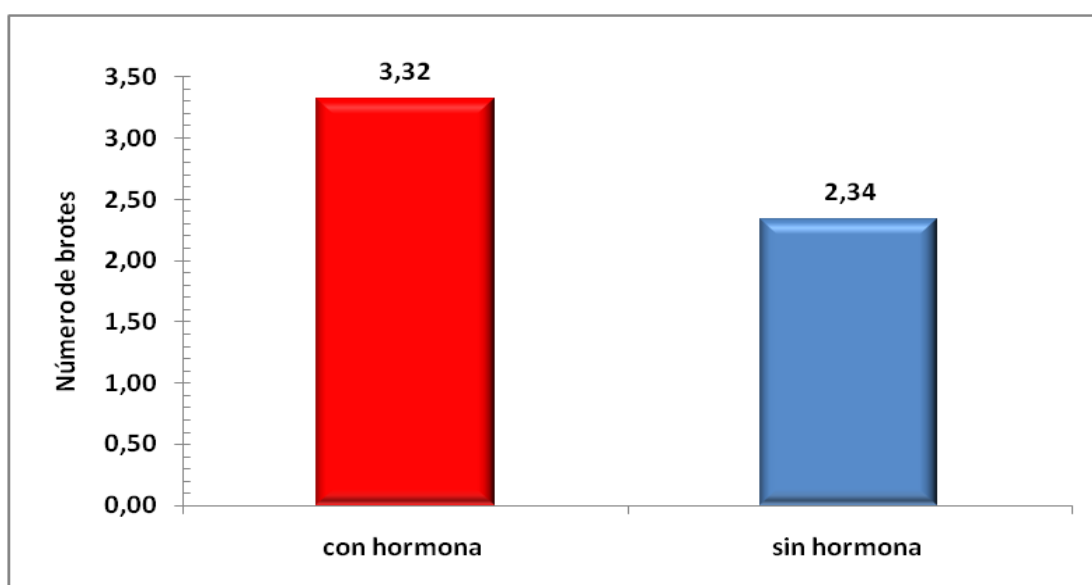


Figura 4. Número de brotes en proliferación bajo presencia de Citoquinina

4.2. Segunda Fase

4.2.1. Altura de brote (cm)

El análisis de Varianza en esta variable reporta diferencias altamente significativas entre los tratamientos en estudio a los 35 y 95 días de evaluación. Mientras que a los 65 días la diferencia entre tratamientos se mantuvo significativa. A los 35 días se reporta diferencias significativas entre los factores Fertilizantes foliares, dosis e interacción y las dosis que se observa en la Tabla 6.

Se acepta la hipótesis alternativa y se rechaza la nula. Los coeficientes de variación en esta variable fueron: 4,74% (a los 35 días), 7,62% (a los 65 días) y 6,84% (a los 95 días) que es aceptable en esta investigación.

Tabla 6. Análisis de varianza de altura de brote del injerto en cm

F.V.	GI	35 días	65 días	95 días
Total	20			
Tratamientos	6	12,10 **	3,11 *	9,06 **
Fertilizantes	1	8,39 *	0,61 ns	0,26 ns
Dosis	2	6,02 *	2,59 ns	3,57 ns
Fertilizantes*Dosis	2	5,09 *	1,41 ns	3,46 ns
Factores vs Testigo	1	41,96 **	10,03 **	40,02 **
Error	14			
Coeficientes de Variación (%):		4,74	7,62	6,84

En la Tabla 7, se observa los resultados de la prueba de Tukey al 5%, en los diferentes tratamientos durante la evaluación del ensayo de campo se presentan tres rangos de significancia que ubica a T2 (nitrofoska en dosis media) superior al resto con valores de altura de 32,26 cm (a los 35 días), a los 65 días la altura de brotes incrementó en 45,85 cm y en la evaluación final de 95 días la altura de brotes aumentó en 70,12 cm; en el último rango, se encuentra el T7 (Testigo) el cual presentó déficit de crecimiento en altura de brotes que fueron de 24,04 cm (a los 35 días), 35,46 cm (a los 65 días) y 47,11 cm (a los 95 días).

Tabla 7. Prueba de Tukey al 5%, de los diferentes tratamientos en estudio

Tratamiento	Factor A	Factor B	Altura de brotes (cm)		
	Fertilizantes	Dosis	35 días	65 días	95 días
1	Nitrofoska	alta	28,11 b	38,82 ab	58,18 bc
2	Nitrofoska	media	33,26 a	45,85 a	70,12 a
3	Nitrofoska	baja	30,07 ab	41,79 ab	64,14 ab
4	Kristalon	alta	28,27 b	40,70 ab	64,45 ab
5	Kristalon	media	28,58 b	41,71 ab	64,56 ab
6	Kristalon	baja	28,99 b	40,64 ab	60,42 ab
7	Testigo		24,04 c	35,46 b	47,11 c

A los 35 días se reporta interacción de los Fertilizantes foliares x dosis, que muestra que el Fertilizante foliar a1 (nitrofoska) presenta las mejores promedios de altura que a2 (kristalon) al interactuar con las dosis la media muestra los valores más altos de 45,85 cm (nitrofoska) y 41,71 cm (kristalon) que se observan en la (Figura 5). Los Fertilizantes foliares actúan incrementando determinadas expresiones metabólicas y/o fisiológicas de las plantas, tales como el desarrollo de diferentes órganos (hojas, raíces etc.), incentivando la fotosíntesis y a reducir los daños causados por stress (fitosanitarios, enfermedades, frío, calor, toxicidad, sequías, etc.), eliminando así las limitaciones del crecimiento y el rendimiento, de igual manera potenciando la defensa natural de las plantas antes y después del ataque de patógenos (Alban, 2014). Los resultados de altura de brotes de injerto de guanábana coinciden con lo expuesto en la cita.

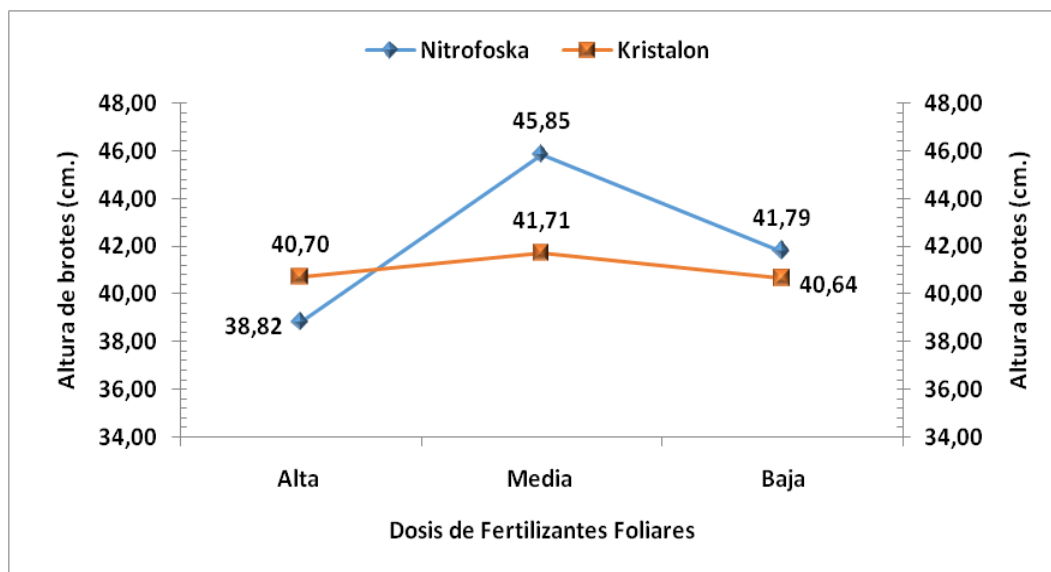


Figura 5. Interacción de los Fertilizantes foliares x dosis, en la altura de brote a los 35 días

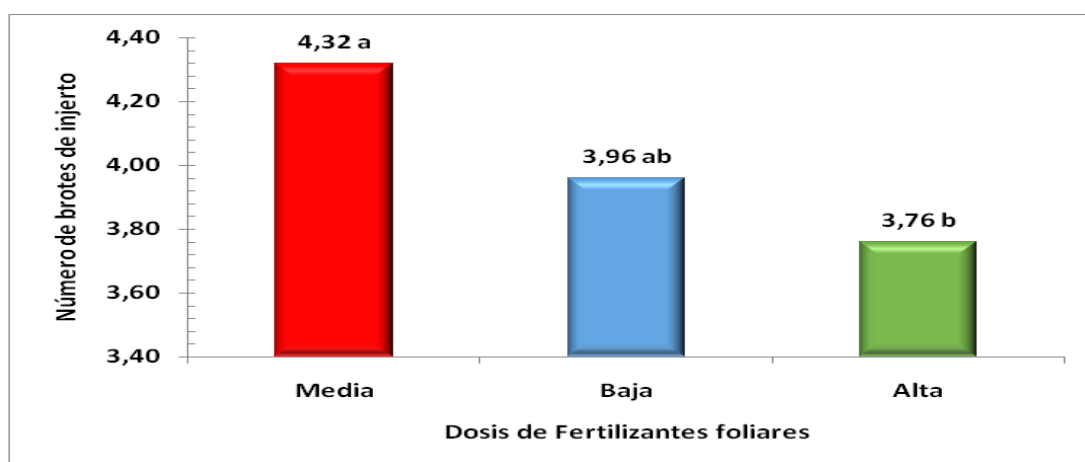
4.2.2. Número de brotes en el injerto de guanábana

De acuerdo la Tabla 8, el análisis de varianza indica que hay alta significancia estadística entre los tratamientos a los 65 días y ninguna significancia a los 35 y 95 días. El factor b (Dosis) presenta significancia esporádica a los 65 días mientras que el resto de fuentes no presenta relevancia estadística durante la evaluación de esta variable. Se reporta alta significancia entre los factores (Fertilizantes foliares y dosis) vs Testigo absoluto en este ensayo. Los coeficientes de variación en esta variable se mantuvo en 16,00% (35 días), 8,83% (65 días) y 12,72% (95 días) que son buenos de acuerdo con la experimentación de campo.

Tabla 8. Análisis de varianza de número de brotes injerto⁻¹

F.V.	GI	35 días	65 días	95 días
Total	20			
Tratamientos	6	2,09 ns	4,60 **	2,58 ns
Fertilizantes	1	0,15 ns	0,08 ns	0,17 ns
Dosis	2	0,41 ns	4,00 *	1,00 ns
Fertilizantes*Dosis	2	0,41 ns	1,25 ns	1,72 ns
Factores vs Testigo	1	10,79 **	16,85 **	9,91 **
Error	14			
Coefficiente de Variación (%):		16,00	8,83	12,72

De acuerdo con la prueba de Tukey al 5% en el Factor b (Dosis) a los 65 días reporta dos rangos de significancia estadística. La dosis media de los fertilizantes foliares presenta la mayor proliferación de brotes injerto⁻¹ con una media de 4,32 brotes que difiere de las otras dosis que mantuvieron inferiores en la proliferación de brotes que fueron con dosis baja 3,96 brotes injerto⁻¹. Mientras que con la dosis más alta de fertilizantes foliares se observa reducción en la producción de brotes del injerto de guanábana con una media de 3,76 brotes injerto⁻¹, que se observa en la Figura 6.

**Figura 6.** Dosis de fertilizantes foliares (Factor b), en el número de brotes a los 65 días

En la Tabla 9 se observa los valores de los tratamientos durante el ciclo de evaluaciones del injerto de guanábana de acuerdo con la prueba de Tukey al 5% se observa diferencias a los 65 días. Los tratamientos T2 (nitrofoska dosis media) y T5 (kristalon, dosis media) reportan los mejores resultados que fueron a los 35 días presentaron 4,00 brotes injerto⁻¹, a los 65 días la proliferación de brotes es de 4,47 brotes injerto⁻¹ y a los 90 días se mantuvo en 4,80 brotes injerto⁻¹. El Testigo presenta los valores inferiores en esta variable con resultados de 2,64 brotes injerto⁻¹ (35 días), 3,13 brotes injerto⁻¹ (65 días) y 3,36 brotes injerto⁻¹ (95 días) respectivamente.

Según (Guerrero, Moriana, y Couceiro, 2004) el éxito del injerto depende de numerosos factores como, entre otros, la temperatura, que determina el crecimiento de los tejidos de cicatrización, la humedad ambiental, que puede provocar estrés hídrico en la variedad injertada, la necesidad de oxigenación de los tejidos en cicatrización, la hiperactividad o hipoactividad del patrón que determina el flujo de savia y que no debe ser excesivo o reducido. Todos estos factores pueden ser la causa de la variabilidad en los resultados del injerto en el tiempo, ya que los factores ambientales se escapan a nuestro control.

Tabla 9. Prueba de Tukey al 5% de los diferentes tratamientos en estudio

Trat	Factor A	Factor B	Número de brotes		
	Fertilizantes	Dosis	35días	65 días	95 días
1	Nitrofoska	alta	3,66 a	3,69 ab	3,94 a
2	Nitrofoska	media	4,02 a	4,17 a	4,39 a
3	Nitrofoska	baja	4,00 a	4,11 a	4,78 a
4	Kristalon	alta	3,80 a	3,83 ab	4,41 a
5	kristalon	media	4,00 a	4,47 a	4,80 a
6	kristalon	baja	3,55 a	3,8 0 ab	4,22 a
7	Testigo		2,64 a	3,13 b	3,36 a

4.2.3. Diámetro de Tallo del patrón

El análisis de varianza en esta variable muestra que no se presenta ninguna significancia estadística durante la evaluación a los 35 y 95 días que se observa en la Tabla 10. La fertilización foliar no influye en el incremento de tallo del patrón en la plántula de guanábana. Los coeficientes de variación se mantuvieron en 15,83% (35 días) y 16,74% (95 días) que es aceptable dentro de la investigación.

Tabla 10. Análisis de varianza del diámetro de tallo del patrón de guanábana

F.V.	GI	35 días	95 días
Total	20		
Tratamientos	6	0,01 ns	2,31 ns
Fertilizantes	1	2,00 ns	1,00 ns
Dosis	2	0,13 ns	1,00 ns
Fertilizantes*Dosis	2	1,00 ns	0,17 ns
Factores vs Testigo	1	0,10 ns	8,21 *
Error	14		
Coeficiente de Variación (%):		15,83	16,74

En La Tabla 11, se reportan los valores del diámetro de tallo que se evaluaron a los 35 días los promedios van de 0,26 cm a 0,48 cm y a los 95 días las medias se mantuvieron en un rango de 0,44 cm a 0,58 cm.

Tabla 11. Tratamientos en evaluación diámetro de tallo del patrón de guanábana

Tratamiento	Factor A	Factor B	Diámetro de tallo injerto	
	Fertilizantes	Dosis	35 días	95 días
1	Nitrofoska	alta	0,36	0,47
2	Nitrofoska	media	0,48	0,58
3	Nitrofoska	baja	0,33	0,51
4	Kristalon	alta	0,32	0,44
5	Kristalon	media	0,26	0,51
6	Kristalon	baja	0,32	0,51
7	Testigo		0,32	0,36

4.2.4. Número de hojas del injerto

Los tratamientos en evaluación dentro de esta variable presentaron diferencias altamente significativas a los 35 y 95 días (Tabla 12). A los 65 días el análisis de varianza no muestra ninguna diferencia estadística. El factor b (Dosis de Fertilizantes foliares) reporta diferencias significativa presente a los 95 días. El resto de fuentes en estudio no presentan ninguna significancia durante el ciclo de evaluación de esta variable. Los coeficientes de variación en esta variable se reportaron en 15,96% (35 días), 9,82% (65 días) y 10,35% (95 días) que es aceptable

Tabla 12. Análisis de varianza de número de hojas del injerto

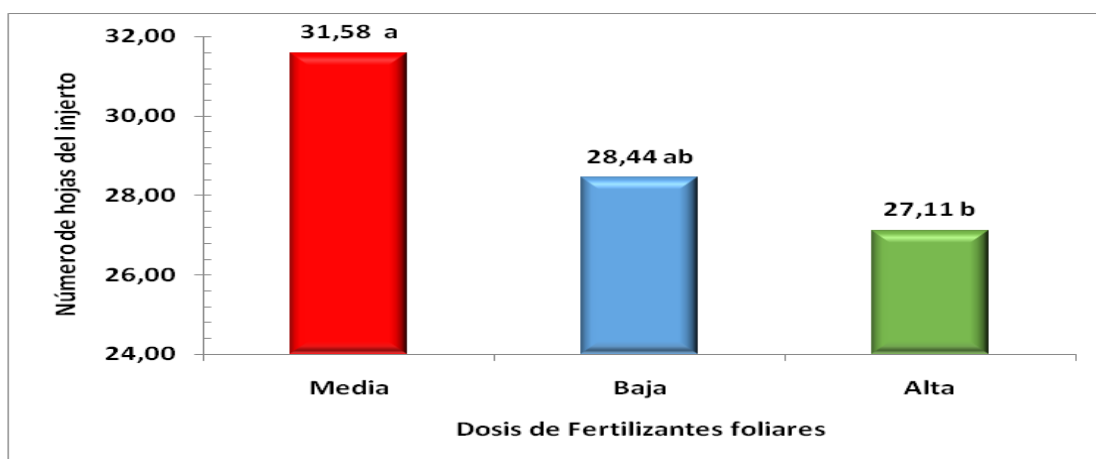
F.V.	Gl	35 días	65 días	95 días
Total	20			
Tratamientos	6	4,95 **	2,43 ns	8,93 **
Fertilizantes	1	0,89 ns	2,00 ns	0,84 ns
Dosis	2	0,05 ns	1,19 ns	3,94 *
Fertilizantes*Dosis	2	1,41 ns	0,95 ns	0,97 ns
Factores vs Testigo	1	25,87 **	8,29 *	42,89 **
Error	14			
Coeficiente de Variación (%):		15,96	9,82	10,35

De acuerdo con la Tabla 13, se reportan los valores de los tratamientos en evaluación a los 35 días según Tukey 5% los tratamientos T1, T2, T3, T4 y T5 son estadísticamente iguales y se mantiene en un rango de 8,58 hojas injerto⁻¹ a 9,94 hojas injerto⁻¹. En últimos rangos se establecieron T6 (kristalon dosis baja) y T7 el testigo con una media que va de 4,72 hojas injerto⁻¹ a 7,91 hojas injerto⁻¹. A los 65 días los tratamientos no presentan diferencias entre sí con medias en rango que fueron de 15,75 hojas injerto⁻¹ a 18,36 hojas injerto⁻¹. A los 95 días el tratamiento T7 (Testigo) se reporta en último lugar diferente al resto con un promedio de 17,47 hojas injerto⁻¹.

Tabla 13. Prueba de Tukey al 5% de los diferentes tratamientos en evaluación

Trat	Factor A	Factor B	Número de hojas de injerto		
	Fertilizantes	Dosis	35 días	65 días	95 días
1	Nitrofoska	alta	8,58 a	15,75 a	26,45 a
2	Nitrofoska	media	9,94 a	18,36 a	33,13 a
3	Nitrofoska	baja	9,16 a	17,61 a	29,39 a
4	Kristalon	alta	9,05 a	16,08 a	27,77 a
5	Kristalon	media	8,94 a	16,22 a	30,04 a
6	Kristalon	baja	7,91 ab	16,22 a	27,50 a
7	Testigo		4,72 b	13,83 a	17,47 b

A los 95 días se presenta en forma esporádica diferencias estadísticas en el factor b (Dosis de fertilizantes foliares). En la Figura 7, se observa que la dosis alta ocupa el último rango con un valor de 27,11 hojas injerto⁻¹, la dosis baja presenta un promedio de 28,44 hojas injerto⁻¹. La dosis media de los fertilizantes foliares se muestra superior al resto con 31,58 hojas injerto⁻¹, la técnica empleada aquí muestra unos resultados muy positivos, ya que nos ha permitido observar diferentes etapas de proliferación y diferenciación celular en la zona del injerto que podrán ser relacionadas con la evolución posterior, de manera que se pueda hacer una determinación precoz del prendimiento.

**Figura 7.** Dosis de fertilizantes foliares (Factor b), en el número de hojas injerto⁻¹, a los 95 días

4.2.5. Número de chupones planta⁻¹

El análisis de varianza en esta variable se observa en la Tabla 14, que no muestra significativa en las fuentes en estudio. La fertilización foliar no incrementa el número de chupones del patrón en la plántula de guanábana. La producción de chupones en el patrón tiene relación con la reserva de nutrientes y genética del injerto en la guanábana. Los coeficientes de variaciones en esta variable fueron: 25,42% (35 días), 16,14% (65 días) y 18,71% (95 días) que es aceptable en la investigación.

Tabla 14. Análisis de varianza de número de chupones planta⁻¹

F.V.	GI	35 días	65 días	95 días
Total	20			
Tratamientos	6	2,46 ns	0,63 ns	0,28 ns
Fertilizantes	1	0,81 ns	1,50 ns	0,82 ns
Dosis	2	2,77 ns	0,38 ns	0,18 ns
Fertilizantes*Dosis	2	1,89 ns	0,63 ns	0,09 ns
Factores vs Testigo	1	4,63 *	0,29 ns	0,29 ns
Error	14			
Coeficiente de Variación (%):		25,42	16,14	18,71

En la Tabla 15, se observa en los tratamientos que en esta variable no presenta diferencias significativas. A los 35 días se observa un promedio de chupones planta⁻¹, de 2,33 a 4,00 chupones; a los 65 días el rango se mantuvo en 2,33 a 3,67 chupones. A los 95 días el número de chupones se reportó en 2,67 a 3,67 chupones injerto⁻¹, estos datos determinan que no hay influencia de fertilizantes foliares la proliferación de chupones depende de la capacidad genética del injerto de guanábana.

Tabla 15. Tratamientos en evaluación en la variable chupones planta⁻¹

Trat	Factor A	Factor B	Número de chupones de injerto		
	Fertilizantes	Dosis	35 días	65 días	95 días
1	Nitrofoska	alta	3,00	3,33	3,67
2	Nitrofoska	media	2,33	3,67	3,67
3	Nitrofoska	baja	4,00	3,00	3,33
4	Kristalon	alta	3,33	3,33	2,67
5	Kristalon	media	2,33	2,33	3,33
6	Kristalon	baja	2,67	2,67	3,00
7	Testigo		4,00	3,33	3,67

4.2.6. Latencia.

Durante el ensayo de 940 plántulas injertas se presentaron 11 casos de latencia, plantas que permanecieron en un estado de dormancia, no prendieron pero tampoco murieron.

4.2.7. Prendimiento y mortalidad.

Durante el desarrollo del ensayo se observaron 859 plantas con éxito de prendimiento. Sin embargo se registraron 71 plantas muertas durante el mismo.

4.2.8. Desarrollo comercial del injerto.

Se estableció un proceso de observación semanal, coincidiendo siempre el mismo día de la semana para evaluar el desarrollo de las plantas en el ensayo, notándose que el periodo de desarrollo a nivel comercial alcanzo a los dos meses de iniciado el ensayo.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

La altura de brote para esta variable, a los 35 días se reportó que el fertilizante foliar nitrofoska (T2) presentó los mejores promedios de altura. Al interactuar con la dosis, la media muestra los valores más altos de 45,85 cm (nitrofoska) y 41,71 (kristalon) que se pueden observar en la Figura 5.

Se reportaron diferencias altamente significativas con la aplicación de nitrofoska en dosis media. En los 95 días, el efecto del fertilizante y su dosis produjo un incremento en la altura promedio de 70,12 cm, mientras que el testigo presentó un déficit de crecimiento con 47,11 cm (Tabla 7).

La fitohormona Cytokin en base a la prueba de T Students (Tabla 5) demostró que su aplicación durante el ensayo en ambas fases estimuló la formación de nuevos brotes en la vareta.

El número de brotes reportó alta significancia entre los factores (Fertilizantes foliares y dosis) que influyó en la proliferación de brotes en los tratamientos T1, T2, T3, T4, T5 y T6 vs T7 (Tabla 3). Así, T7 presentó valores inferiores, siendo testigo el absoluto.

Así mismo queda demostrado que las dosis media de los fertilizantes foliares nitrofoska T2 (5 g L^{-1}) y kristalon T5 (5 g L^{-1}), reportaron los mejores resultados en cuanto a la variable, con una media de 4,32 brotes injerto⁻¹, que difiere de las otras dosis baja ($2,5 \text{ g L}^{-1}$) con 3,96 brotes injerto⁻¹ y dosis alta ($7,5 \text{ g L}^{-1}$) con 3,76 brotes injerto⁻¹ (Figura 6).

En cuanto al diámetro de tallo del patrón el análisis de varianza mostro que no existió significancia alguna en esta variable, una vez aplicados los fertilizantes foliares (Tabla 10).

En relación al número de hojas, a los 35 días reporto que los tratamientos T1, T2, T3, T4, T5 (Tabla 3) son estadísticamente iguales con un rango de 8,58 hojas injerto⁻¹ a 9,94 hojas injerto⁻¹, demostrando que T7, a quien no se aplicó fertilizante foliares, obtuvo los rangos más bajos que van desde 4,72 hojas injerto⁻¹ a 17,47 hojas injerto⁻¹ (Tabla 13).

A los 95 días los fertilizantes foliares en dosis media (5 g L⁻¹) mostraron una gran superioridad con 31,58 hojas injerto⁻¹ en comparación a dosis baja (2,5 g L⁻¹) con 28,44 hojas injerto⁻¹ y dosis alta (7,5 g L⁻¹) con 27,11 hojas injerto⁻¹ (Figura 7).

El número de chupones en el análisis de varianza (Tabla 14) muestra, que no hay ninguna significancia en la fuente de estudio.

En la Tabla 15, se observa que los tratamientos no tienen diferencias en relación al número de chupones, lo que demuestra que no existe influencia de fertilizantes foliares en la formación de chupones en el portainjerto, esto nos indica que la variable tiene relación con el componente genético de la planta.

Como se puede observar la presente investigación se llevó de manera adecuada llegando a su feliz término, lo que permitió cumplir con los objetivos planteados.

Con los antecedentes presentados se puede concluir que la investigación se realizó de manera exitosa, pues mediante la aplicación de fertilizantes foliares y dosis probadas de los mismos, permitió que las plántulas de guanábana injerta obtuvieran su desarrollo comercial a los dos meses de haber sido injertadas. Lo que demuestro que el objeto de la presente investigación acelero el proceso.

5.2. Recomendaciones

Con la presentación de los resultados de este ensayo se recomienda que se difundan los mismos con el objetivo de mejorar la productividad de los viveros comerciales. La aplicación de la fitohormona (citoquinina) y el fertilizante foliar (nitrofoska) son una herramienta efectiva para mejorar el desarrollo de los injertos, reduce los costos de producción y por ende incrementar las utilidades por venta de plántulas.

Los vi veristas deben conocer que los fertilizantes foliares están relacionados directamente a la dosificación, en este caso en particular la dosis media (5 g L^{-1}) ha demostrado ser la mejor, ayudando al desarrollo de altura de brotes y número de hojas del injerto en guanábana colombiana.

Difusión de los resultados a través de programas de extensión universitaria.

BIBLIOGRAFÍA

Alban, e. (2014). "Evaluación de la eficacia de citoquinina (cytokin) y un inductor carbónico (*carboroot*) en tres dosis y en dos épocas en el rendimiento de banano de exportación, en una plantación en producción variedad gran enana, cantón Quinindé. Riobamba: Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

AGRO, C. (2014). Nitrofoska Foliar 30-10-10. Santiago - Chile: Ficha técnica.

Alarcón, J. E. (2009). "Efecto del Injerto Intermedio en la Producción de Plantas Enanizadas de Marañon (*Anacardium occidentale*); fase de vivero". El Salvador: Universidad De El Salvador - Facultad de Ciencias Agronómicas.

Arias, A. (2007). Fertilidad del suelo y la nutrición mineral de las plantas. En, Suelos tropicales (pp. 81-102). San José, Costa Rica: EUNED.

Azcon, B. y Talon, M. (1993). Fisiología y Bioquímica Vegetal. Madrid.: McGraw Hill.

Baraona, M. y Sacho, E. (1992). Guanábana y macadamia, fruticultura especial. San José, Costa Rica: EUNED.

Barioglio, C. (2006). Diccionario de las ciencias agropecuarias. Córdoba, Argentina: Encuentro Grupo Editor.

Bosques., H. D. (2010). Fisiología Vegetal. La Paz-Bolivia: Facultad de Agronomía U.M.S.A.

Campbell, N., y Reece, J. (Eds.), (2007). Forma y funcionamiento de las plantas. En Biología (pp. 710-812). Buenos Aires, Argentina: Medica Panamericana.

Cárdenas, E. E. (2014). Evaluación de la eficiencia de citoquinina (cytokin) y un inductor carbónico (Carboroot) en tres dosis y en dos épocas en el rendimiento de banano de exportación, en una plantación en producción variedad gran enana. En el cantón Quinindé. Riobamba-Ecuador: Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Chicaiza, G., Pucha, M., y Aguirre, P. (2003). Producción y exportación de la guanábana en la hacienda "Maria Dolores". El Guabo- Provincia de El Oro: Escuela Superior Politécnica (ESPOL).

Eguiguren, R. (2000). Vademécum Agrícola. Quito - Ecuador: Ediform.

Espin, G. P. (2001). Evaluación de varias dosis de fertilización química en vivero de palmito. Santo Domingo-Ecuador: Universidad Tecnológica Equinoccial.

FAO. (2006). Guanábana (*Annona muricata*). Fichas Técnicas. Productos frescos y procesados. Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la Agricultura.

García, F., Roselló, J., y Santamarina, M. (2006). Regulación del crecimiento y desarrollo: Las hormonas vegetales. En, Introducción al funcionamiento de las plantas (pp. 80-183). Valencia, España: Editorial de la Universidad Politécnica de Valencia.

Guerrero, R. (2004). Desinfecciones y conceptos. En, Propiedades generales de los fertilizantes sólidos (pp. 09-14). Barranquilla, Colombiana: Monómeros Colombo Venezolanos S. A (E.M.A.).

Guerrero, J., Moriana, a., y Couceiro, J. (2004). la operación de injerto en pistachero (*Pistacia vera l.*). Castilla la mancha: Fruticultura Profesional.

González, J. M. (2004). Catequinas y compatibilidad en hormoinjertos de *Calocarpum sapota* y heteroinjertos de *Calocarpum sapotal* *Achras sapota* L. en dos etapas fenológicas. Tecomán - México: Universidad de Colima.

Gliessman, S. (2002). Agroecología: procesos ecológicos en agricultura sostenible. Turrialba, Costa Rica: CATIE.

Herrera, J., Alizaga, R., Guevara, E., y Jiménez, V. (2006). Germinación y crecimiento de la planta. San José, Costa Rica: Editorial Universidad de Costa Rica.

Howell., Lall., y Che. (2003). Cytokinns and shoot development. Estados Unidos. : Trends Plant Science.

IICA. (2005). Guía técnica de semilleros y viveros frutales. El Salvador: Ministerio de Agricultura Ganadería.

IICA MAG-BID. (1986). Proyecto de tecnificación, tercera etapa, control y normalización de insumos y productos agropecuarios. Asunción, Paraguay: IICA.

IICA. (1989). Compendio de agronomía tropical. San José, Costa Rica: IICA.

Khouri, E. (2006). Dinámica de nutrientes en los suelos. En J. Oliveira, E. Khouri y M. López (Eds.), Análisis de suelo y plantas, y recomendaciones de abonado (pp. 31-58). Asturias, España: Ediciones de la Universidad de Oviedo.

MAGAP. (1991). Aspectos técnico sobre cuarentena y cinco cultivos agrícolas. San Jose- Costa Rica: Dirección General de Investigación y Extensión Agrícola.

Moreira, R. (2010). La tecnificación en la producción es el camino de la guanábana. líderes.

Mok, d., y Mok, m. (2001). Cytokinin metabolism and action. Annual review of plant physiology and plant molecular biology 5 (pp. 89-118). issn.

Moya, J. (2009). Riego localizado y fertirrigación (4da ed.). Madrid, España: Ediciones Mundi-Prensa.

Peralta, J. L. (2012). Propagación vegetativa de la cantuta con fitohormonas naturales y sintéticas. La Paz - Bolivia: Universidad Mayor de San Andres.

Rodríguez, F. y Cotto, J. (2011). La guanábana usos y beneficios en la cura contra el cáncer. Instituto Técnico Superior Tecnológico Babahoyo.

Saavedra, S. G. (2008). Estructuras hormonales vegetales. Concepcion-Chile: Facultad de Agronomía. Universidad Concepcion.

Vera, H., Zambrano, J., y Loor, A. (2008). Establecimiento de un Cultivo de Guanábana en una Área de 500 m² en el I.T.S.C. Santo Domingo-Ecuador: Instituto Tecnológico Superior Calazacón.

Vexkul, V. (1993). Fertilización, Nutrición y abonado de los cultivos tropicales y subtropicales. . México.

YARA. (2014). Kristalon Label 18-18-18. Quito - Ecuador.

ANEXOS

Anexo 1. Costo de insumos utilizados en los tratamientos.

COSTOS INSUMOS							
Nombre comercial	presentacion	costo de producto \$	dosis por tratamiento (ensayo)	unidad	costo por tratamiento \$	costo total de tratamientos \$	costo planta \$
Nitrofoska alta	1000	5	9	g	0,045	0,675	6,25000E-05
Nitrofoska media	1000	5	6	g	0,03	0,45	4,16667E-05
Nitrofoska baja	1000	5	3	g	0,015	0,225	2,08333E-05
Kristalon alta	1000	5	9	g	0,045	0,675	0,0000625
Kristalon media	1000	5	6	g	0,03	0,45	4,16667E-05
Kristalon baja	1000	5	3	g	0,015	0,225	2,08333E-05
Basudin	1000	11,35	1,5	cc	0,017025	0,255375	0,000304018
Oxithane	500	5,5	1,8	g	0,0198	0,297	0,000353571
Cytokin	250	7,5	96,25	cc	2,8875	2,8875	0,00375
10-30-10	50000	36	10800	g	7,776	7,776	0,0108
TOTAL						13,92	0,02

Anexo 2. Costos de materiales y equipos.

COSTOS MATERIALES Y EQUIPOS				
Descripcion	Cantidad	Precio \$	Total \$	Observacion
bomba de aspersion manual	1	4,50	4,50	marca rosda 2,0 Lt
navaja victorinox	1	20,00	20,00	navaja multiuso
asiento de madera	1	5,00	5,00	
cinta plastica	1	3,50	3,50	funda x 100 unidades
funda de bolo	10	0,25	2,50	funda x 100 unidades
patrones o porta injerto	940	1,00	940,00	patrones
varetas	940	0,03	31,02	
alcohol	1	0,50	0,50	frasco de 50 cc
recipiente	1	3,50	3,50	balde plastico
franela	1	1,00	1,00	
lija	2	0,25	0,50	
papeleria	1	10,00	10,00	cuadernos, lapices, marcadores
transporte	1	120,00	120,00	La Mana - Las Naves - Santo Domingo
logistica	1	20,00	20,00	
mano de obra	20	15,00	300,00	aplicación de citokin, fertilizantes foliar y radicular, deschupondas, manejo plantas, injertos. Etc.
TOTAL		204,53	1462,02	
COSTO POR PLANTA			1,56	

Anexo 3. Beneficio costo.

BENEFICIO COSTO	
COSTO INSUMOS	0,02
COSTO MATERIALES	1,56
TOTAL POR PLANTA	1,58
PRECIO DE VENTA	2,5
COSTO POR PLANTA	1,58
UTILIDAD NETA	0,92
BENEFICIO COSTO	1,58

Anexo 4. Costo total del ensayo.

COSTO TOTAL DEL ENSAYO	
COSTO TOTAL INSUMOS	13,92
COSTO TOTAL MATERIALES	1462,02
TOTAL	1475,94
TOTAL VENTA DE PLANTAS	2145
COSTO TOTAL ENSAYO	1475,94
UTILIDAD NETA	669,06

Anexo 5. Análisis de costo por hectárea.

ANALISIS POR HECTÁREA	
PLANTAS POR HECTAREA	117500,00
COSTO POR PLANTA	1,58
COSTO POR HECTAREA	185650,00
INGRESO POR PLANTA	2,50
INGRESO POR HECTAREA	293750,00
UTILIDAD POR HECTAREA	108100,00

Anexo 6. Análisis de suelo terminado la investigación.



RESULTADOS: ANÁLISIS DE SUELOS

Datos del cliente		Referencia	
Cliente:	Srta. Silvana Morales	Número Muestra:	5051
Propiedad:	Tesis - UTE	Fecha de ingreso:	07/02/2015
Cultivo:	vivero de Guanabana colombiana	Impreso:	20/02/2015
No. Lab.:	Desde: 001 Hasta:	Fecha de Entrega:	21/02/2015

Identificación del lote: **Lote 1 (terminando la investigación)**

Profundidad:

pH	C.E	M.O	NH ₄	P	S	K	Ca	Mg
	ds/m	%		ppm			meq/100 g	
5.06	0.18	6.00	26.45	343.52	24.75	3.08	14.00	1.10
Ac	N.S.	A	B	A	A	A	A	B

Na	Al+H	Al	Σ bases	TEXTURA (%)			Cu	B
	meq/100g			Arena	Limo	Arcilla	ppm	
	0.44		18.18				20.70	1.00
	B		M				A	A

Fe	Zn	Mn	Ca/Mg	Mg/K	(Ca+Mg)/K
	ppm		R1	R2	R3
307.0	13.30	103.80	12.73	0.36	4.90
A	A	A	A	B	B

INTERPRETACIÓN

Textura	Elementos	pH	Conductividad eléctrica
Fco. = Franco	B = Bajo	Ac. = Ácido	N.S.= No salino
Arc. = Arcilloso	M = Medio	Me.Ac. = Medianamente Ácido	L.S.= Ligeramente salino
Ar. = Arenoso	A = Alto	LAc. = Ligeramente Acido	S. = Salino
Li. = Limoso	O = Óptimo	P. N. = Practicamente Neutro	M.S.= Muy Salino

Determinación	Metodología	Extractante
P, NH ₄ ⁺	Colorimetría	Olsen
K, Ca, Mg	Absorción	Modificado
Zn, Cu, Fe, Mn	Atómica	pH 8.5
S	Turbidimetría	Fosfatos de Ca
B	Colorimetría	Monobásico
Cl	Volumetría	Pasta Saturada
M.O.	Walkley y Black	No Aplica

Determinación	Metodología	Extractante
pH	Potenciométrica	Suelo-Agua (1:25)
CE	Conductimetría	No Aplica
Textura	Modificado de Bouyoucos	No Aplica
Al		
Al + H	Volumetría	KCl 1N

Dra. Luz María Martínez
Dra. Luz María Martínez
LABORATORISTA



Dirección:

Calle Río Chambira N° 602 y Zamora. (A dos cuadras de la Clínica Araujo margen izquierdo)
Teléfono: 2752-607 Cel. 0993 095 309 / 0999 164 889

e-mail: lmartinez@ute.edu.ec
enjar6@yahoo.com

Anexo 7. Análisis foliar del mejor tratamiento.



RESULTADOS: ANÁLISIS FOLIAR

Datos del cliente		Referencia	
Cliente :	Srta. Silvana Morales	Numero de muestra:	4236
Empresa:	Tesis - UTE	Fecha de Ingreso:	07/02/2015
Identificación:	T2R1 (mejor tratamiento)	Fecha de impresión:	22/02/2015
Cultivo:	VIVERO DE GUANABANA COLOMBIANA	Fecha de Entrega:	23/02/2015
Edad :		No. Laboratorio	Desde 0 001
		Hasta:	

MATERIA SECA (%)												
VALORES	N		P		K		Ca		Mg		S	
Tiene	3.76		0.28		3.25		2.30		1.09		0.27	
	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max
Niv. Adec.												
Interpretación												

ppm										
VALORES	Cu		B		Fe		Zn		Mn	
Tiene	26.00		53.29		116.0		27.00		47.80	
	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max
Niv. Adec.										
Interpretación										

RELACIONES						BASES (%)
VALORES	N/k	N/P	Mg/k	Ca/B	(Ca+Mg)/k	(K+Ca+Mg)
	R4	R5	R2	R1	R3	SUMATORIA
Tiene	1.16	13.43	0.34	431.6	1.04	6.64

Interpretación

D: Deficiente

N: Normal

E: Exceso

Dra. Luz María Martínez
Dra. Luz María Martínez
LABORATORISTA



Dirección:

Calle Río Chambira N° 602 y Zamora. (A dos cuadras de la Clínica Araujo margen izquierdo)
Teléfono: 2752-607 Cel. 0993 095 309 / 0999 164 889

e-mail: lmartinez@ute.edu.ec
enjar6@yahoo.com

Anexo 8. Análisis foliar del testigo.



RESULTADOS: ANÁLISIS FOLIAR

Datos del cliente		Referencia	
Cliente :	Srta. Silvana Morales	Numero de muestra:	4235
Empresa:	Tesis - UTE	Fecha de Ingreso:	07/02/2015
Identificación:	T1R1 (Testigo)	Fecha de impresión:	22/02/2015
Cultivo:	VIVERO DE GUANABANA COLOMBIANA	Fecha de Entrega:	23/02/2015
Edad :		No. Laboratorio	Desde 0 001 Hasta:

VALORES	MATERIA SECA (%)											
	N		P		K		Ca		Mg		S	
Tiene	3.28		0.20		2.88		2.01		0.47		0.18	
	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max
Niv. Adec.												
Interpretación												

VALORES	ppm									
	Cu		B		Fe		Zn		Mn	
Tiene	22.00		39.34		101.0		25.00		29.10	
	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max	Min	Max
Niv. Adec.										
Interpretación										

VALORES	RELACIONES					BASES (%)
	N/k	N/P	Mg/k	Ca/B	(Ca+Mg)/k	(K+Ca+Mg)
	R4	R5	R2	R1	R3	SUMATORIA
Tiene	1.14	16.40	0.16	510.93	0.86	5.36

Interpretación

D: Deficiente
N: Normal
E: Exceso

Dra. Luz María Martínez
Dra. Luz María Martínez
LABORATORISTA

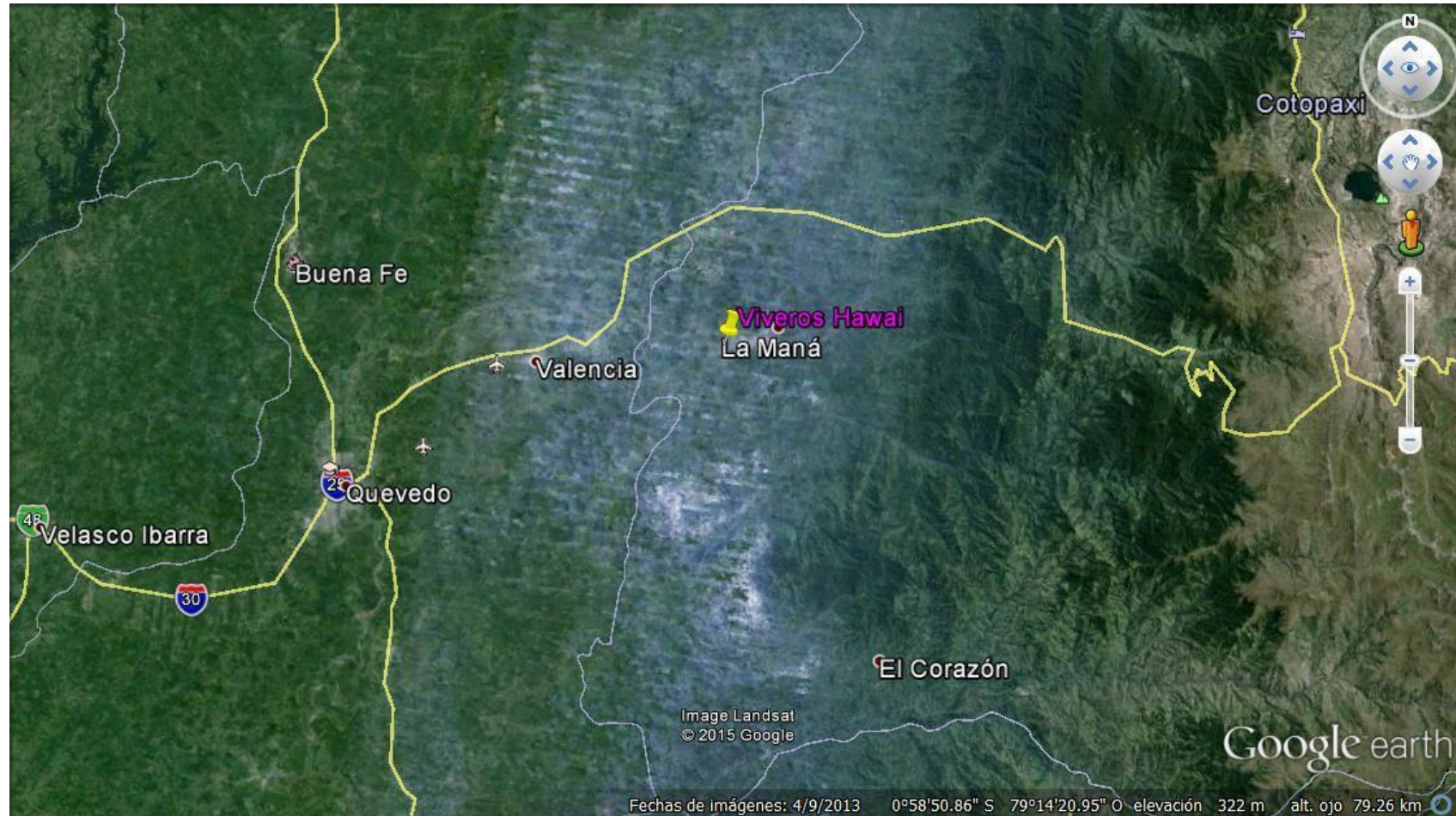


Dirección:

Calle Río Chambira N° 602 y Zamora. (A dos cuadras de la Clínica Araujo margen izquierdo)
Teléfono: 2752-607 Cel. 0993 095 309 / 0999 164 889

e-mail: lmartinez@ute.edu.ec
enjar6@yahoo.com

Anexo 9. Foto satelital del sitio del ensayo, viveros “Frutales Injertos Hawai”.



Anexo 10. Adecuación de patrones.



Anexo 11. Identificación de árbol madre.



Anexo 12. Recolección de varetas.



Anexo 13. Proceso de Injertación.**Anexo 14. Desarrollo del brote del injerto.****Anexo 15. Aplicación de fertilizantes.**

Anexo 16. Visita de Director de tesis.



Anexo 17. Toma de muestra para análisis de suelo y foliar.



Anexo 18. Finalización del ensayo.

