



**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA AGROPECUARIA DE MANABÍ
MANUEL FÉLIX LÓPEZ**

DIRECCIÓN DE CARRERA: AGRÍCOLA

**INFORME DE TRABAJO DE TITULACIÓN PREVIA LA
OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERO AGRÍCOLA**

MODALIDAD: PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

TEMA:

**EFFECTO DE VARIOS SUSTRATOS SOBRE LA PROLIFERACIÓN
DE PLÁNTULAS DE PLÁTANO PROPAGADO EN CÁMARA
TÉRMICA.**

AUTORES:

**COBEÑA VERA CRISTHIAN EDUARDO
LOPÉZ SANTANA LUIS RODOLFO**

TUTOR:

ING. GALO CEDEÑO GARCÍA. M.Sc.

CALCETA, NOVIEMBRE 2018

DERECHO DE AUTORÍA

CRISTHIAN EDUARDO COBEÑA VERA Y LUIS RODOLFO LÓPEZ SANTANA declaramos bajo juramento que el trabajo aquí descrito es de nuestra autoría, que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional, y que hemos consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

A través de la presente declaración cedemos los derechos de propiedad intelectual a la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual y su reglamento.

CRISTHIAN E. COBEÑA VERA

LUIS R. LÓPEZ SANTANA

CERTIFICACIÓN DE TUTOR

ING. GALO ALEXANDER CEDEÑO GARCÍA certifica haber tutelado el trabajo de titulación **EFFECTO DE VARIOS SUSTRATOS SOBRE LA PROLIFERACIÓN DE PLÁNTULAS DE PLÁTANO PROPAGADO EN CÁMARA TÉRMICA**, que ha sido desarrollada por **CRISTHIAN EDUARDO COBEÑA VERA Y LUIS RODOLFO LÓPEZ SANTANA**, previa la obtención del título de Ingeniero Agrícola, de acuerdo al **REGLAMENTO PARA LA ELABORACIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN DE TERCER NIVEL** de la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López.

ING. GALO A. CEDEÑO GARCÍA

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL

Los suscritos integrantes del tribunal correspondiente, declaran que han APROBADO trabajo de titulación **EFFECTO DE VARIOS SUSTRATOS SOBRE LA PROLIFERACIÓN DE PLÁNTULAS DE PLÁTANO PROPAGADO EN CÁMARA TÉRMICA**, que ha sido propuesta, desarrollada y sustentada por Crithian Eduardo Cobeña Vera y Luis Rodolfo López Santana, previa la obtención del título de Ingeniero Agrícola, de acuerdo al **REGLAMENTO PARA LA ELABORACIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN DE TERCER NIVEL** de la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López

Ing. **ÁNGEL F. CEDEÑO SACÓN**
MIEMBRO

Ing. **SERGIO VÉLEZ ZAMBRANO**
MIEMBRO

ING. GONZALO CONSTANTE TUBAY
PRESIDENTE

AGRADECIMIENTO

A la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López que me dio la oportunidad de una educación superior de calidad y en el cual hemos forjado nuestros conocimientos profesionales día a día;

A Dios nuestro padre y rey celestial, por habernos dado la vida y permitirnos haber llegado hasta este momento tan importante de nuestra profesión;

A mis padres, mis hermanos/as y a mi sobrino por estar siempre a mi lado dándome palabras de aliento, ayudándome en cuanto han podido y siendo una motivación constante para superarme día a día;

A mi tía Kathy por estar conmigo por darme una mano cuando más lo necesitaba, acompañarme y guiándome en el camino correcto como si fuera una segunda madre y amado como si fuera tu propio hijo;

Al Ingeniero Galo Cedeño García por su apoyo como tutor en esta investigación;

A los miembros del tribunal por su cooperación y el aporte brindado;

A nuestros profesores por entregar su dedicación y tiempo en nuestra ayuda y enseñarnos a crecer como profesionales exitosos.

CRISTHIAN E. COBEÑA VERA

DEDICATORIA

Este trabajo lo dedico con mucho cariño a mi madre Milena del Roció Vera Loor, por ser la persona importante de mi vida, haber luchado y vivido conmigo cada obstáculo que se presentaron en el transcurso de mi duración estudiantil de la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí “Manuel Félix López”, por su gran sacrificio he culminado un tercer nivel como Ingeniero Agrícola.

A mí querida abuela Rosa Elena Loor Falcones que ha sido como mi segunda madre y ha estado acompañándome y motivándome a conseguir mis metas planeadas de mi vida.

CRISTHIAN E. COBEÑA VERA

AGRADECIMIENTO

Este proyecto es el resultado del esfuerzo constante para aquellos que hicieron posible de alguna u otra manera que este trabajo se realizará con éxito. Por esto mis sinceros agradecimientos están dirigidos hacia mis padres, hermanos, y demás familiares quienes a lo largo de toda mi vida han apoyado y motivado mi formación académica, creyeron en mí en todo momento y no dudaron de mis habilidades. A mis profesores a quienes les debo gran parte de mis conocimientos, gracias a su paciencia y enseñanza y finalmente un eterno agradecimiento a esta prestigiosa universidad la cual abrió abre sus puertas a jóvenes como nosotros, preparándonos para un futuro competitivo y formándonos como personas de bien.

LUIS R. LÓPEZ SANTANA

DEDICATORIA

Dedico este trabajo en primer lugar a Dios, por darme la oportunidad de vivir y por estar conmigo en cada paso que doy, por fortalecer mi corazón e iluminar mi mente y por haber puesto en mi camino a aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante todo el periodo de estudio.

A mis padres, por darme la vida, por ser el pilar fundamental en todo lo que soy, en toda mi educación, tanto académica, como de la vida, por su incondicional apoyo perfectamente mantenido a través del tiempo, todo este trabajo ha sido posible gracias a ellos.

A mis hermanos por estar conmigo y apoyarme siempre, los quiero mucho.

LUIS R. LÓPEZ SANTANA

CONTENIDO GENERAL

DERECHO DE AUTORÍA	ii
CERTIFICACIÓN DE TUTOR	iii
APROBACIÓN DEL TRIBUNAL	iv
AGRADECIMIENTO	v
DEDICATORIA	vi
AGRADECIMIENTO	vii
DEDICATORIA	viii
CONTENIDO GENERAL	ix
CONTENIDO DE CUADROS	x
CONTENIDO DE GRÁFICOS	x
CONTENIDO DE FOTOS	xi
CONTENIDO DE FIGURA	xi
RESUMEN	xii
ABSTRACT	xiii
CAPÍTULO I: ANTECEDENTES	1
1.1. PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	1
1.2. JUSTIFICACIÓN	3
1.3. OBJETIVOS	3
1.3.1. OBJETIVO GENERAL	3
1.3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	3
1.4. HIPÓTESIS	3
CAPÍTULO II. MARCO TEÓRICO	4
2.1. SITUACIÓN ACTUAL DE LAS MUSÁCEAS EN EL MUNDO, AMÉRICA LATINA Y ECUADOR	4
2.2. MÉTODOS DE PROPAGACIÓN EN MUSÁCEAS	5
2.2.1. PROPAGACIÓN TRADICIONAL	6
2.2.2. PROPAGACIÓN POR DIVISIÓN DE CORMOS	6
2.2.3. PROPAGACIÓN POR DIVISIÓN DE BROTES	7
2.2.4. PROPAGACIÓN POR RUPTURA Y ELIMINACIÓN DE LA YEMA CENTRAL	7
2.2.5. PROPAGACIÓN A TRAVÉS DEL USO DE HIJUELOS O CORMITOS	8
2.2.6. PROPAGACIÓN A TRAVÉS DE "VITROPLANTAS"	8
2.2.7. PROPAGACIÓN POR INDUCCIÓN DE BROTEACIÓN DE YEMAS ..	9

2.2.8. PROPAGACIÓN DE PLÁTANO EN CÁMARAS TÉRMICAS.....	9
2.3. USO DE SUSTRATOS EN LA PROPAGACIÓN DE MUSACEAS..	9
CAPÍTULO III. DESARROLLO METODOLÓGICO	11
3.1. LOCALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN.....	11
3.2. MATERIAL VEGETAL	11
3.3. CÁMARA TÉRMICA.....	12
3.4. TRATAMIENTOS	13
3.5. DISEÑO Y UNIDAD EXPERIMENTAL.....	13
3.6. ANÁLISIS DE DATOS.....	13
3.7. VARIABLES RESPUESTA	14
CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	15
CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	21
5.1. CONCLUSIONES.....	21
5.2. RECOMENDACIONES.....	21
BIBLIOGRAFÍA	22
ANEXOS	28
ANEXO 1. BALIZADA DE TERRENO	29
ANEXO 2. REALIZACIÓN DE LOS CABALLETES	30
ANEXO 3. DISTRIBUCIÓN DE LOS DISTINTOS SUSTRATOS	31
ANEXO 4. INSTALACIÓN DEL SISTEMA DE RIEGO	32
ANEXO 5. EXTRACCIÓN DE LOS HIJUELOS DE PLÁTANOS.....	33
ANEXO 6. CORMO LIMPIO	34
ANEXO 7. INHIBICIÓN DE LA DOMINANCIA APICAL	35
ANEXO 8. PLÁNTULAS FORMADAS DE CALLOS	36
ANEXO 9. PLANTAS COSECHADAS	37

CONTENIDO DE CUADROS

Cuadro 1. Significancia estadística de las variables evaluadas durante el desarrollo del experimento. Calceta, Manabí 2018.	15
---	----

CONTENIDO DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Efecto de varios sustratos sobre la producción de brotes primarios R1 en cormos de plátano propagado en cámara térmica.	16
Gráfico 2. Efectos de varios sustratos sobre la producción de plántulas procedentes de callo en cormos de plátano propagados en cámara térmica.	17

Gráfico 3. Efecto de varios sustratos sobre la tasa de multiplicación de cormos de plátanos propagados en cámara térmica.....	17
Gráfico 4. Efecto de varios sustratos sobre la producción total de plántulas de plátano por m ² bajo condiciones de cámara térmica.....	18

CONTENIDO DE FOTOS

Foto 1 Corte del brote R1.....	12
Foto 2. Eliminación de brotes con la finalidad de inducir nuevos callos.....	12

CONTENIDO DE FIGURA

Figura 1. Medidas de la Cámara Térmica	13
---	----

RESUMEN

La investigación tuvo como objetivo evaluar el efecto de sustratos y combinaciones de sustratos sobre la proliferación del plátano propagado en cámara térmica. El experimento se desarrolló en la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí “Manuel Félix López”. Se evaluaron los sustratos cascarilla de arroz, cascara de maní, aserrín de balsa y compost. Adicionalmente, se evaluaron mezclas de sustratos a base de cascarilla de arroz + aserrín de balsa, cascarilla de arroz + cascara de maní, cascarilla de arroz + compost, cascarilla de maní + compost y aserrín de balsa + compost. Se utilizó un diseño completamente aleatorizado, con nueve tratamientos y cuatro replicas, con un total de 36 unidades experimentales. Los datos fueron sometidos a análisis de varianza y la separación de medias se hizo con la prueba de Tukey al 0.05 de probabilidades de error. Las principales variables evaluadas fueron tasa de multiplicación y número de plantas por m². Previo al análisis de datos, el tratamiento a base de cascarilla de arroz fue eliminado, dado que se visualizó muerte de brotes y plántulas. Los resultados obtenidos evidenciaron que los sustratos a base de aserrín de balsa + compost y cascarilla de arroz + compost mostraron la mayor tasa de multiplicación con 10.70 y 18.81 plántulas por cormo. Así mismo, los mencionados sustratos mostraron el mayor número de plántulas obtenidas por m², con 257 y 403 plántulas en los 90 días que duro el experimento. El uso de compost fue determinante en la mayor tasa de multiplicación de plántulas, independientemente del sustrato con el que se mezcle.

Palabras clave: Macropropagación de plátano, Cámaras de propagación, Sustratos

ABSTRACT

The objective of the research was to evaluate the effect of substrates and combinations of substrates on the proliferation of plantain propagated in a thermal chamber. The experiment was carried out at the Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí "Manuel Félix López". Substrates rice husk, peanut husk, balsa sawdust and compost were evaluated. Additionally, mixtures of substrates based on rice husk + balsa sawdust, rice husk + peanut peel, rice husk + compost, peanut husk + compost and balsa sawdust + compost were evaluated. A completely randomized design was used, with nine treatments and four replicates, with a total of 36 experimental units. The data was subjected to analysis of variance and the separation of means was made with the Tukey test at 0.05 error probabilities. The main variables evaluated were multiplication rate and number of plants per m². Prior to the data analysis, the treatment based on rice husk was eliminated, since death of shoots and seedlings was visualized. The results obtained showed that substrates based on balsa sawdust + compost and rice husk + compost showed the highest multiplication rate with 10.70 and 18.81 seedlings per corm. Likewise, the aforementioned substrates showed the highest number of seedlings obtained per m², with 257 and 403 seedlings in the 90 days that the experiment lasted. The use of compost was determinant in the higher rate of seedling multiplication, independently of the substrate with which it is mixed.

Key words: Macropropagation, chambers of propagation, substrates

CAPÍTULO I: ANTECEDENTES

1.1. PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

La musáceas comerciales como el banano y plátano (*Musa spp.*), son el cuarto cultivo en importancia a nivel mundial luego del trigo, arroz y maíz. En el ámbito comercial, ambas musáceas constituyen las frutas de mayor exportación en términos de volumen y la segunda en términos de valor comercial luego de los cítricos (Singh *et al.*, 2011). Internacionalmente, el banano y plátano representan importantes rubros en términos económicos para muchos países productores, más aún, en países en desarrollo donde son el sostén de la seguridad y soberanía alimentaria, dado que se consumen diariamente por millones de personas, como alimento fresco, cocinado e industrializado, junto a las raíces y tubérculos aportan en promedio el 40% de la oferta de alimentos ricos en energía (Arias *et al.*, 2004; Ruíz y Ureña, 2009; Loeillet, 2012).

En los últimos diez años se ha venido iniciando un proceso de renovación de plantaciones en avanzado estado de deterioro. Sin embargo, una limitante que actualmente enfrentan los productores al momento de renovar o establecer nuevas áreas de cultivo, es la escasez de semilla de buena calidad disponible para la siembra. Tradicionalmente el tipo de semilla más utilizada por los productores, han sido los cormos o hijuelos de espada que se obtienen directamente de las plantaciones en producción, los cuales son arrancados de las plantas madres sin ningún criterio de selección (Soto, 2008; Armijos, 2012).

Esto ha conducido a que las nuevas plantaciones tengan graves problemas de tipo sanitario (BSV (*Banana streak virus*), Nemátodos (*Radopholus similis* Thorne), Picudo negro (*Cosmopolites sordidus* Germar)) y por ende pérdidas en producción. Además, con la utilización de los cormos directamente extraídos de la planta madre, se aprovecha un bajo número de hijuelos y por último la extracción de la mayoría de estos trae como consecuencia el debilitamiento de las plantas madres en estado de producción, lo cual también contribuye de manera significativa a la obtención de bajos rendimientos (Díaz *et al.*, 2007; Álvarez *et al.*, 2013).

Actualmente, el uso de cámaras térmicas está siendo recomendado como medio de limpieza del material de siembra en banano y plátano, donde las temperatura alcanza rangos de promedio desde 50 – 70 °C, lo que garantiza la limpieza de las semillas a través de la termoterapia (Rodríguez *et al.*, 2013). Se ha demostrado que termoterapia es eficaz en la eliminación de virus, dado que estos se degradan a temperaturas por debajo del umbral térmico soportado por los vegetales (Lassois *et al.*, 2013; Panattoni *et al.*, 2013). Dentro de la cámara térmica la temperatura y humedad además de garantizar semillas libres de plagas y patógenos, incrementa significativamente la tasa de proliferación (Álvarez *et al.*, 2013; Dzomeku *et al.*, 2014).

Tradicionalmente, se ha venido utilizando como sustrato en el interior de las cámaras térmicas la cascarilla de arroz, lo cual ha dado muchos éxitos en el eje cafetero colombiano (Álvarez *et al.*, 2013). En África, además, de la cascarilla de arroz, también se usan mucho los aserrines de maderas blancas y cascarillas de café y otros cultivos (Njukwe *et al.*, 2010). Debido a lo anteriormente expuesto se plantea la siguiente pregunta de investigación:

¿Las mezclas de sustratos pueden potencializar la tasa de multiplicación de plántulas de plátano en cámara térmica?

1.2. JUSTIFICACIÓN

La aplicación de nuevas prácticas agrícolas en los cultivos, tienden a mejorar su productividad y rentabilidad. En plátano, la investigación ha desarrollado nuevas tecnologías de propagación masiva del material de siembra, que deben ser validadas localmente, con la finalidad de valorar su impacto productivo y económico. En este sentido, la evaluación de sustratos como medio para la propagación de plátano en cámara térmica no ha sido estudiado profundamente en Manabí, por lo que no se dispone de información suficiente relacionada a la temática, razón por la cual la propuesta de investigación se fundamenta y justifica.

1.3. OBJETIVOS

1.3.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de varios sustratos y mezclas de sustratos sobre la proliferación del plátano propagado en cámara térmica.

1.3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar el efecto de varios sustratos y mezclas sobre la tasa de multiplicación de cormos de plátano en cámara térmica.
- Establecer la mezcla optima de sustratos para propagar plátano en cámara térmica.

1.4. HIPÓTESIS

Los sustratos y sus combinaciones influyen de manera diferenciada en la proliferación de plántulas de plátano en cámara térmica.

CAPÍTULO II. MARCO TEÓRICO

2.1. SITUACIÓN ACTUAL DE LAS MUSÁCEAS EN EL MUNDO, AMÉRICA LATINA Y ECUADOR

A nivel mundial, el banano y el plátano representan importantes rubros en términos económicos para la mayoría de países productores, puesto que generan ingresos de divisas y constituyen fuentes permanentes y transitorias de trabajo para una parte de la población. Además, contribuyen con la seguridad y soberanía alimentaria de países en vía de desarrollo, ya que son alimentos básicos en la dieta diaria de millones de personas, tanto como alimento fresco, de cocción y procesado, ya que junto a las raíces y tubérculos aportan alrededor del 40% de la oferta de alimentos ricos en energía (Arias *et al.*, 2004; Ruíz y Ureña, 2009; Loeillet, 2012).

Los plátanos y bananos (*Musa spp*) se encuentran entre las principales plantas que se cultivan en las zonas tropicales y subtropicales de América Latina, Asia y África, donde predominan temperaturas y humedad relativas altas (Ramos, *et. al.* 2016). Los mismos autores detallan que la mayor parte de la producción mundial del plátano está destinada a suplir el consumo interno de los países productores y sólo una pequeña fracción es comercializada en los mercados internacionales. En el año 2011, se produjeron casi 38 millones de toneladas métricas de plátano en el mundo, de los cuales el 25 % se originó en América Latina.

En América Latina y el Caribe, según cifras oficiales, existen un total de 1'224.707 y 937.203 hectáreas de banano y plátano, respectivamente, con una producción de 27'859.203 toneladas para banano y 8'531.308 toneladas para plátano (FAOSTAT, 2013). Por su parte, Ecuador cuenta actualmente con 210.110 ha de banano, las cuales representan el 10% de superficie agrícola nacional, con un volumen de producción de 7'427.776 toneladas, siendo junto con Brasil los mayores productores de banano en el continente Americano (MAGAP, 2013; FAOSTAT, 2013). Por otra parte, Ecuador hasta el año 2012 exportó un total de 2'078.239.38 millones de dólares por concepto de divisas y 5'196.065.09 millones de toneladas ubicando al banano como el primer

producto de exportación del sector privado del país y uno de los principales contribuyentes al fisco (PRO ECUADOR, 2013).

En cuanto a la estructura productiva del banano en Ecuador, el cultivo se encuentra distribuido entre pequeños, medianos y grandes productores, donde el 79% de los mismos son pequeños, cuyas fincas van desde 0.5 a 30 ha y conforman el 25% de la superficie nacional. Los medianos productores por su parte representan el 16%, cuya superficie va desde las 30 a 100 ha, lo cual representa el 36% de la tenencia del cultivo. Finalmente, los grandes productores solo representan el 5% del total, sin embargo, poseen superficies mayores a 100 ha, lo cual significa el 38% de la superficie total bananera del país (MAGAP, 2013; PRO ECUADOR, 2013).

En el Ecuador, el plátano forma parte de la canasta básica familiar, al ser la materia prima de deliciosos platos tradicionales sobre todo de la región costa, las plantaciones de plátano se pueden divisar por todo el territorio ecuatoriano, gracias a que el clima de Ecuador es beneficioso para el cultivo de plátano, banano y otras frutas exóticas. Ecuador al estar situado en la mitad del mundo cuenta con una zona tropical húmeda que con un óptimo sistema de riego le permite producir de manera constante durante todo el año (PRO ECUADOR, 2015).

2.2. MÉTODOS DE PROPAGACIÓN EN MUSÁCEAS

Existen varios métodos para obtener material de siembra para el establecimiento de nuevas plantaciones de musáceas. Cada método tiene requerimientos específicos, en términos de facilidades y equipos; una tasa de multiplicación característica y ciertos riesgos de contaminación de plagas y enfermedades. Los métodos varían desde la extracción de pocos hijos de una parcela, a pequeños viveros de unos pocos cientos de plántulas distribuidas a nivel local, y la propagación masiva *in vitro* (Staver y Lescot, 2010).

La obtención de plántulas de plátano es posible mediante varios métodos de multiplicación, siendo la regeneración natural, la micropropagación y la macropropagación los más utilizados (Souza *et al*, 2006; Singh *et al*, 2011).

2.2.1. PROPAGACIÓN TRADICIONAL

La regeneración natural es el método de propagación más utilizado por pequeños productores, y consiste en utilizar hijos de espada, hijos de agua y retoños (Soto, 2008; Robinson y Galán, 2011).

Se caracteriza por la escasa o nula aplicación de prácticas culturales básicas, de manera que las plantas se encuentran bajo libre crecimiento, lo que provoca un alto índice de competencia entre ellas. El material de propagación usado en este sistema proviene generalmente de la misma plantación, siendo la eficiencia del mismo baja, existiendo, además, riesgo de diseminación de plagas y enfermedades (Staver y Lescot, 2010).

2.2.2. PROPAGACIÓN POR DIVISIÓN DE CORMOS

Puede ser aplicada a cormos procedentes de plantas jóvenes o recién cosechadas. Para su aplicación es necesario ubicar e identificar las yemas presentes en el cormo, lo que hace que el sistema sea altamente eficiente. Las principales etapas para su aplicación son las que describen Staver y Lescot (2010).

Selección del material: se recomienda el uso de cormos sanos y vigorosos. El número de plantas a generar dependerá del tamaño del mismo, por lo que los cormos pequeños no son recomendables.

Limpieza y lavado: a los cormos seleccionados se les eliminan los restos de tierra, las raíces, aquellas partes que se encuentren afectadas por diversos daños y la parte aérea.

Desinfección: se prepara una solución de agua y cloro a razón de 5 mL · L⁻¹ de agua, en la cual se sumergen los cormos durante tres minutos para su desinfección.

Exposición de las yemas: se corta la base de la hoja más externa hasta llegar a la siguiente, quedando expuesta una yema lateral en un punto en forma de "V" formado por la intercepción de las bases de las hojas.

Corte: una vez descubiertas todas las yemas posibles en el cormo, se procede a realizar cortes en secciones, tratando en lo posible de dejar en cada sección una yema visible.

Siembra: se realiza en canteros previamente preparados o directamente en bolsas de plástico tratando que la yema se encuentre cubierta por tierra o por el sustrato y cercana a la superficie.

2.2.3. PROPAGACIÓN POR DIVISIÓN DE BROTES

Se utilizan cormos provenientes de plantas jóvenes o recién cosechadas. El cormo se divide en 4-8 porciones (cada porción debe tener al menos una yema), que son sembradas en canteros, los cuales deberán emitir nuevos brotes. En ese momento, los brotes son divididos cada uno en cuatro partes, que son tratados y sembrados exactamente como el conjunto del cormo original. En muchos casos, algunos de estos brotes divididos producen meristemas múltiples, que pueden ser separados y sembrados. A través de este sistema se pueden obtener más de 500 retoños de un solo cormo en un periodo de ocho meses (Staver y Lescot, 2010).

La división de brotes es considerada una variante del método anterior, con la diferencia de que una vez emergidos los brotes primarios, estos se vuelven a dividir con la finalidad de generar brotes secundarios, y así mismo deben ser sembrados en bolsas o canteros, cubriéndolos totalmente con el sustrato (Njukwe *et al*, 2010).

2.2.4. PROPAGACIÓN POR RUPTURA Y ELIMINACIÓN DE LA YEMA CENTRAL

Consiste en eliminar la yema apical con el fin de "romper" la dominancia apical para inducir la activación de las yemas laterales y producir mayor número de hijos por cormo, tanto en plantas cosechadas como en plantas jóvenes. El número de hijos generados dependerá de varios factores como el tipo de clon, las condiciones fisiológicas de la planta y las condiciones climáticas (Meza, 2013).

La propagación por separación de la yema central consiste en eliminar la yema apical con el fin de “romper” la dominancia apical para inducir la activación de las yemas laterales y producir mayor número de hijos por cormo, tanto en plantas cosechadas como en plantas jóvenes, que pueden permanecer en el campo o llevadas a vivero (sometidas a una selección previa) para mejor control (Martínez *et al*, 2004).

La decapitación e inhibición de la dominancia apical consiste en estimular el desarrollo de yemas laterales y aumentar la tasa de multiplicación. La tecnología puede ser implementada directamente en campo (*in situ*) o en propagadores (*ex situ*) donde la implementación de cámaras de crecimiento con alta temperatura (termoterapia) y humedad garantiza una rápida brotación y limpieza del material de siembra (Singh *et al*, 2011; Álvarez *et al*, 2013).

2.2.5. PROPAGACIÓN A TRAVÉS DEL USO DE HIJUELOS O CORMITOS

El peso no debe ser menor de 150 g, y para reducir el riesgo de diseminar plagas a otras áreas se recomienda pelarlos antes de la siembra con el cuidado de remover solo las raíces y la capa superficial de la corteza, tratando de mantener la conformación original del mismo. El momento de ser llevadas a campo, estará determinado por la presencia de cuatro hojas verdaderas y una altura de 20 a 25 cm. A través de esta técnica se obtiene una reducción en los costos de aquellos productores que deseen renovar o incrementar su área de siembra, sobre todo aquellos que se encuentran en áreas de difícil acceso (Grisales, 1994).

2.2.6. PROPAGACIÓN A TRAVÉS DE "VITROPLANTAS"

Este sistema presenta gran ventaja cuando se desea realizar intercambio de plantas (germoplasma) o siembra de musáceas en áreas relativamente nuevas. Pero el tipo, cantidad de insumos e infraestructura necesaria para garantizar un ambiente aséptico, incrementan los costos operativos y, consecuentemente, los costos del producto (plántulas) en relación con los sistemas de propagación antes mencionados. Ello constituye una de las principales desventajas para su

uso masificado, principalmente entre los pequeños y medianos productores (Grisales, 1994).

El sistema basado en el uso de vitroplantas, se caracteriza por tener la capacidad de generar gran cantidad de plantas para la siembra en corto plazo, en estado fitosanitario relativamente óptimo (en relación con algunas enfermedades). A partir de un ápice es posible lograr en el lapso de un año, varios centenares de plantas libres de nematodos, hongos, y de algunos virus y bacterias en comparación con el sistema tradicional (Sandoval *et al*, 1991).

2.2.7. PROPAGACIÓN POR INDUCCIÓN DE BROTAÇÃO DE YEMAS

La propagación vegetativa por yemas o brotes permite producir yemas axilares con orientación vertical en los tallos de algunas plantas y de su posterior desprendimiento y caída al suelo se producen estructuras de propagación vegetativa tales como: cormos, bulbos, etc.; estas estructuras una vez liberadas se establecen de manera subterránea para formar nuevas plantas (Martínez, 2004; Manzanilla y Pargas, 1999).

2.2.8. PROPAGACIÓN DE PLÁTANO EN CÁMARAS TÉRMICAS

De acuerdo al INIA “Instituto Nacional de Innovación Agraria” (2013) la técnica consiste en colocar cormos tratados en una cámara tubular cubierta de plástico transparente, que luego se colocan en aserrín y son regadas con micro aspersores. Dentro de las cámaras térmicas, la labor más importante es la limpieza del material de siembra a través de la termoterapia por efecto de las elevadas temperaturas que se generan por efecto del plástico, donde es posible alcanzar entre los 50 a 70°C (Rodríguez *et al*, 2013; Álvarez *et al*, 2013).

2.3. USO DE SUSTRATOS EN LA PROPAGACIÓN DE MUSACEAS

El uso de sustrato tiene gran importancia en el desarrollo inicial del cultivo ya que el sistema radicular se desarrolla en esta fase. Como la plántula proviene directamente de la planta madre tiene una gran exigencia nutricional que no

será suplida por el sustrato, pero este debe presentar característica estructurales y químicas que facilite el desarrollo de la plántula. Si se tiene un buen sustrato la planta tendrá un buen desarrollo radical y aproximadamente 8 semanas estarán listas para la siembra.

El suelo que se utilice como sustrato, debe estar preferiblemente esterilizado o proveniente de lugares libres de plantas de la Familia Musaceae para evitar problemas de plagas, y además debe permitir un buen drenaje y óptimo desarrollo radicular. Con frecuencia se preparan mezclas (1:1:1) de suelo, arena y fibra vegetal (Bures, 1997).

De acuerdo a la investigación realizada por Tchoa *et al.* (2016) y Mensah *et al.* (2017) con el manejo de distintas mezclas de sustrato a base de cascarilla de arroz, aserrín y materiales orgánicos como fuente de carbono, se logró mayor desarrollo de yemas, proliferación de raíces y vigor de plántulas de musáceas.

De la misma manera, Adriano *et al.* (2013) alcanzo mayor desarrollo de plántulas de banano y plátano en fase de aclimatación en vivero, usando Boscachi y compost mezclado con el suelo agrícola.

CAPÍTULO III. DESARROLLO METODOLÓGICO

3.1. LOCALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

La investigación se realizó durante los meses septiembre-agosto de 2018, en la Carrera de Ingeniería Agrícola de la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí “Manuel Félix López” situada en el sitio El Limón, parroquia Calceta, cantón Bolívar, provincia de Manabí, geográficamente localizada en las siguientes coordenadas: Latitud Sur: 0° 49´27.9”, y 80°10´27” Longitud Oeste, y una altitud de 15 m.s.n.m.

3.2. MATERIAL VEGETAL

El material utilizado fueron hijuelos tipo espada de 1 a 1.5 m de altura del cultivar de plátano Dominicó. Los cormos se limpiaron mediante la remoción las raíces y la parte cortical hasta que quede completamente blanco. Esto con la finalidad de eliminar restos de nemátodos fitoparásitos (*Radopholus similis*, *Helicotylenchus multincinctus* y *Meloidogyne sp*), así como también huevos, larvas, pupas y adultos de picudo negro (*Cosmopolites sordidus*) y cochinillas (*Dysmicoccus texensis*). Con esta labor se garantizó que las plántulas obtenidas sean de alta calidad sanitaria. Posteriormente se desinfectaron en una solución insecticida/nematicida compuesta por oxamil (metil N’N’-dimetil-N-[(metilcarbamoil)-oxi]-1-tiooxamimidato) de formulación comercial líquida a dosis de 13 ml por cada diez litros de agua, sumergiéndolos por un tiempo mínimo de veinte minutos tal como lo sugieren Díaz *et al.* (2007).

Una vez limpios los cormos, se les extirpo el meristemo apical con la ayuda de un cuchillo a una profundidad de 4 cm, con el objetivo de inhibir la dominancia apical y estimular la rápida brotación de yemas laterales. Seguidamente se procedió a disectar transversalmente el pseudotallo en forma de asterisco, profundizando los cortes hasta el cuello del rizoma, con la finalidad de que el agua que gotea producto de la condensación del plástico en la cámara térmica, drene hacia el exterior, y así evitar que se acumule agua en la cavidad dejada en el centro del cormo. Finalmente, cuando los brotes de primera generación

(R1) comenzaron a emerger, fueron extirpados nuevamente con la finalidad de inducir la producción de callos.



Foto 1 Corte del brote R1.



Foto 2. Eliminación de brotes con la finalidad de inducir nuevos callos.

3.3. CÁMARA TÉRMICA

La cámara térmica fue diseñada con las siguientes dimensiones: longitud 10 m, ancho 2 m, altura de costados 1 m y altura de caballete 1.5 m. La construcción se realizó, para lo cual se empleó caña guadua. La estructura fue cubierta con plástico transparente de 8 x 100 m (800 m²), con la finalidad de inducir altas temperaturas y termoterapia. Adicionalmente, la cámara térmica fue cubierta con malla sarán al 50% con la finalidad de evitar la quema de plantas. El piso de la cámara fue llenado con los sustratos evaluados, a una profundidad de 25 cm en relación al nivel del suelo.

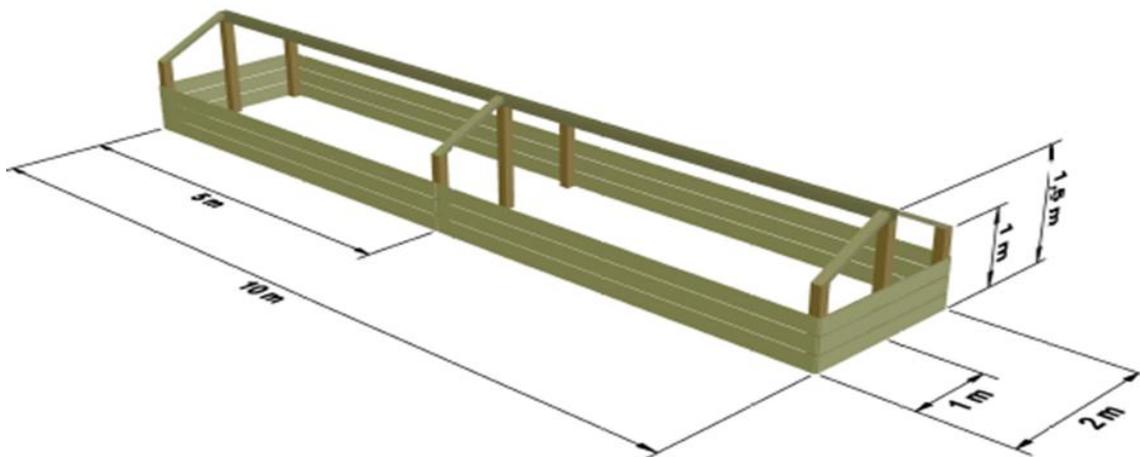


Figura 1. Medidas de la Cámara Térmica

3.4. TRATAMIENTOS

- T1: Cascarilla de arroz
- T2: Aserrín de balsa
- T3: Cascarilla de maní
- T4: Compost
- T5: Cascarilla de arroz + cascarilla de maní
- T6: Cascarilla de arroz + aserrín de balsa
- T7: Cascarilla de arroz + compost
- T8: Cascarilla de maní + compost
- T9: Aserrín de balsa + compost

3.5. DISEÑO Y UNIDAD EXPERIMENTAL

El ensayo se estableció bajo un diseño completamente al azar (DCA) con nueve tratamientos y cuatro repeticiones, con un total de 36 unidades experimentales. La unidad experimental fue constituida de cuatro cormos.

3.6. ANÁLISIS DE DATOS

Los datos fueron analizados a través del ANOVA (Análisis de varianza) y la separación de medias con la prueba de Tukey al 5% de probabilidades de error.

ESQUEMA DE ADEVA

Fuente de Variación	Grados de Libertad
Total	35
Tratamientos	8
Error	27

3.7. VARIABLES RESPUESTA

- **Número de brotes primarios (R1):** se registró contabilizando el número total de brotes primarios producidos por cada cormo.
- **Número de brotes primarios que formaron callo:** se determinó contabilizando el número de brotes primarios que lograron formar tejido calloso.
- **Número de plántulas provenientes de callo:** se determinó al final del experimento, contabilizando la cantidad de plántulas totales procedentes de tejido calloso en cada cormo evaluado.
- **Número de plántulas adventicias:** se determinó al final del experimento, contabilizando la cantidad de plántulas totales adventicias producidas en cada cormo evaluado.
- **Tasa de multiplicación:** se obtuvo mediante la fórmula siguiente:

$$TM = \frac{\text{N}^\circ \text{ de plántulas totales (adventicias + procedentes de callo)}}{\text{N}^\circ \text{ de cormos iniciales (unidad experimental)}}$$

- **Número de plantas por m²:** esta variable se determinó a los 90 días del experimento, para lo cual primeramente se cuantificó el número de cormos por m² y luego se multiplicó por el promedio obtenido de plantas/cormo.

CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el cuadro 1, se muestra el análisis de varianza aplicado a las variables registradas durante el desarrollo del experimento. Se puede apreciar significancia estadística ($p < 0.05$) en las variables Número de brotes R1, plántulas procedentes de callos cormo⁻¹, tasa de multiplicación y número de plantas por m², lo cual evidencia que los sustratos en estudio influenciaron positivamente estas variables. Por el contrario, la variable número de callos cormo⁻¹ y número de plántulas adventicias cormo⁻¹ no fueron afectadas estadísticamente por los sustratos evaluados ($p > 0.05$). Estos resultados coinciden a los reportados por Tchoa *et al.* (2016), Esakkimuthu y Shakila (2017) y Mensah *et al.* (2017) quienes encontraron respuestas significativas de brotación y proliferación de plántulas a partir de cormos de banano y plátano macropropagados bajo diferentes sustratos.

Cuadro 1. Significancia estadística de las variables evaluadas durante el desarrollo del experimento. Calceta, Manabí 2018.

Variables respuestas	F	<i>p</i> -valor	Significancia	CV (%)
Nº Brotes primarios R1	3,23	0,0173	*	11,44
Nº de callos/cormo	1,09	0,4064	NS	17,78
Nº de plantas procedentes de callo	4,41	0,0038	**	18,70
Nº de plantas adventicias	0,78	0,4167	NS	12,26
Tasa de multiplicación	4,01	0,0062	**	14,32
Nº plantas (m ²)	4,01	0,0062	**	14,32

En el gráfico 1, se muestra que los sustratos que mostraron mayor cantidad de brotes R1 por cormo fueron cascarilla de arroz + compost y aserrín de balsa + compost con 3.81 y 4.13 brotes R1 cormo⁻¹, en comparación con la cascarilla de arroz + aserrín de balsa con valores promedios significativamente menores. Los demás sustratos evaluados mostraron un comportamiento intermedio. Estos resultados son cercanos a los reportados por Esakkimuthu y Shakila (2017) quienes obtuvieron hasta 4.20 brotes R1 con el sustrato a base estiércol de corral + micorrizas en contraste a los sustratos a base de arena y cascarilla de arroz. Así mismo, los resultados se asemejan a los obtenidos Mensah *et al.*

(2017) quienes produjeron mayor cantidad de brotes R1 con la mezcla de sustrato a base de aserrín y estiércol de pollo. De igual manera, Korblah (2011) reportó que la mezcla de sustratos a base de aserrín, carbonato y cascarilla de arroz produjo mayor cantidad de brotes en comparación a los sustratos utilizados separadamente.

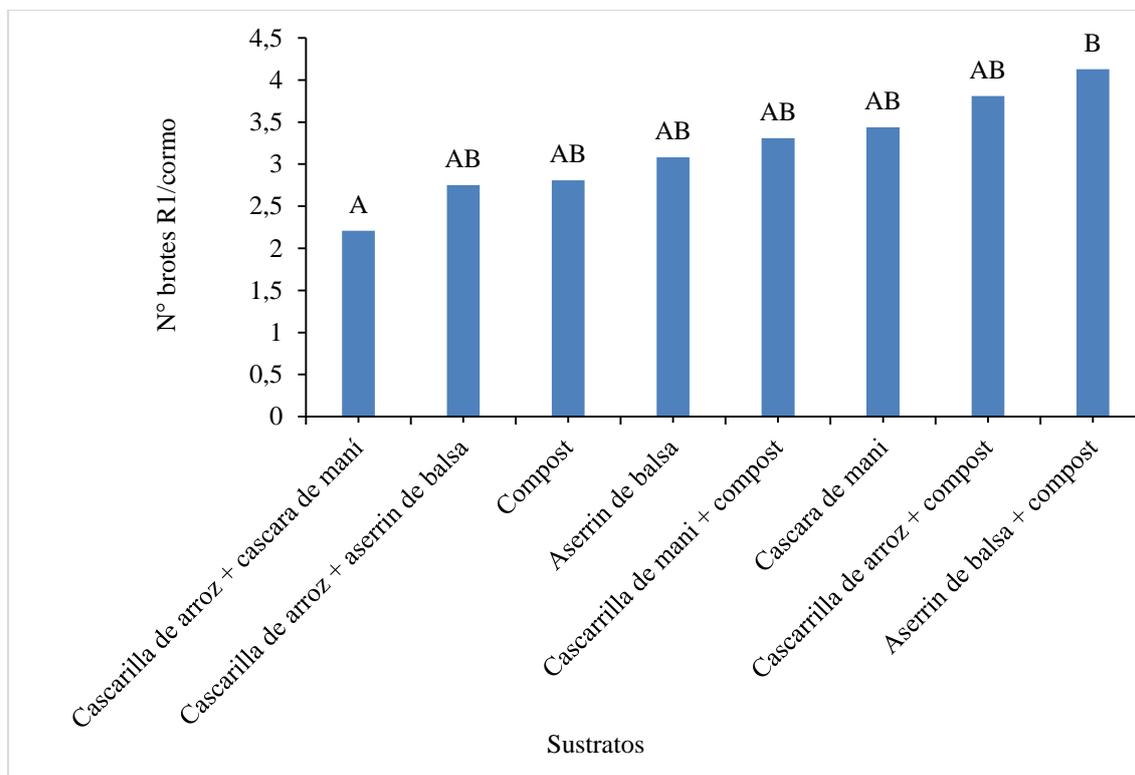


Gráfico 1. Efecto de varios sustratos sobre la producción de brotes primarios R1 en cormos de plátano propagado en cámara térmica.

En el gráfico 2 y 3, evidencian que las mezclas de sustratos aserrín de balsa + compost y cascarilla de arroz + compost, mostraron mayor cantidad de plántulas procedentes de tejido calloso por corno con 9.29 y 15.19 plántulas, y las tasas de multiplicación más elevadas con 10.7 y 16.81 plantas totales por corno. En contraste, los sustratos evaluados de manera aislada o combinados con cascara de maní, mostraron menor cantidad de plántulas procedentes de callos y por ende menores tasas de multiplicación (En el gráfico 2 y 3). Resultados similares fueron alcanzados por Tchoa *et al.* (2016), que obtuvieron mayor número de plantas con sustratos a base de mezclas de aserrín y fibra de coco, en comparación a la cascarilla de arroz sola. Por su parte, Esakkimuthu y Shakila (2017) reportaron mayores tasas de multiplicación con sustratos a base estiércol de corral en comparación a sustratos simples a base de aserrín y

cascarilla de arroz. De forma similar Mensah *et al.* (2017) y Chom *et al.* (2017) obtuvieron tasas de multiplicación mayor con el uso de estiércoles, aserrín y fibra de coco utilizados como sustratos.

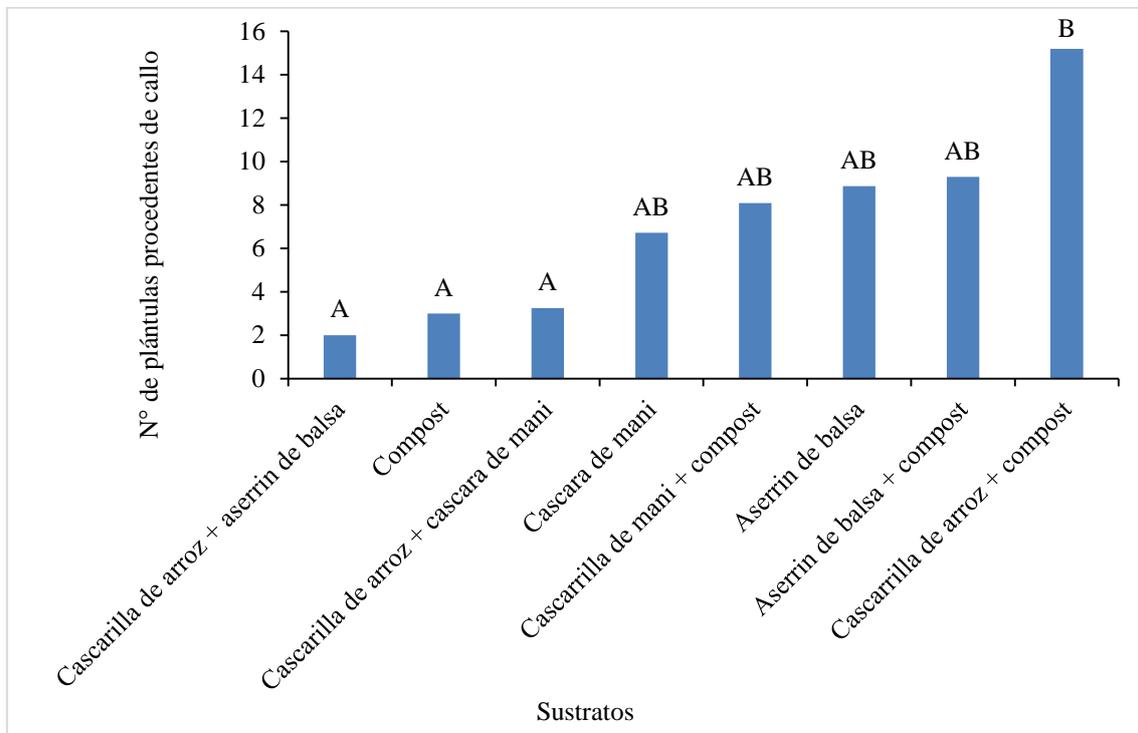


Gráfico 2. Efectos de varios sustratos sobre la producción de plántulas procedentes de callo en cormos de plátano propagados en cámara térmica.

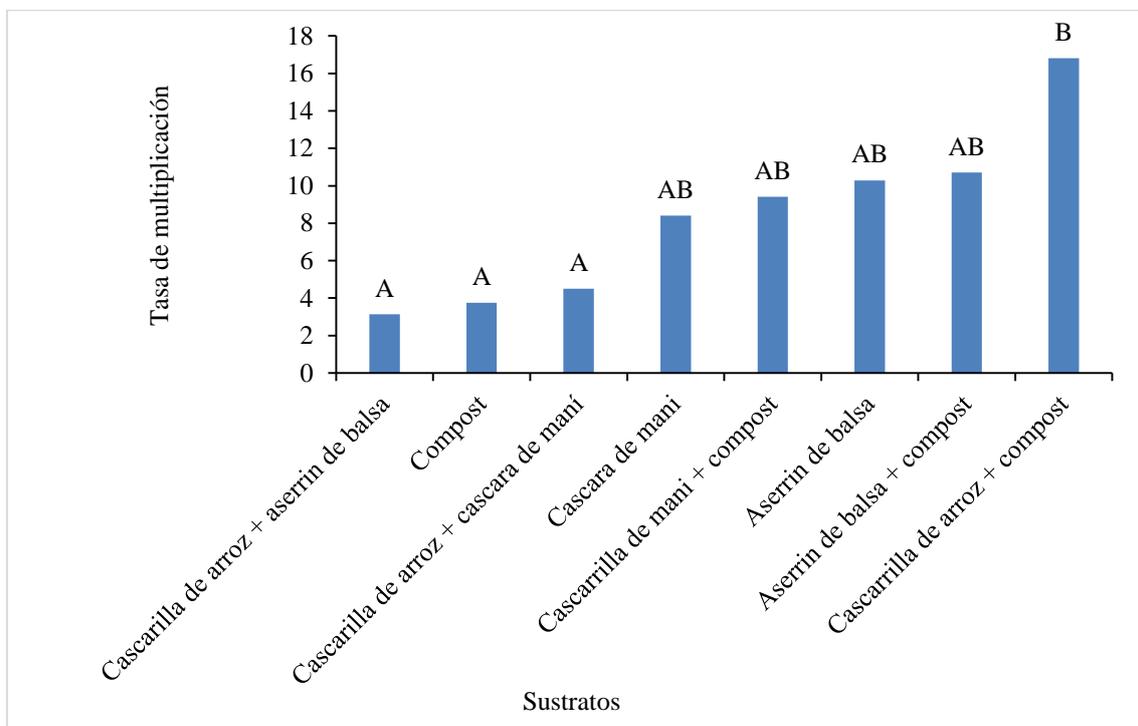


Gráfico 3. Efecto de varios sustratos sobre la tasa de multiplicación de cormos de plátanos propagados en cámara térmica.

El mayor número de brotes R1, plantas procedentes de callo y tasa de multiplicación por cormo que se produjo con la mezcla de sustratos cascarilla de arroz + compost y aserrín de balsa + compost, hizo posible una producción promedio de 257 y 403 plántulas por m^2 durante los 90 días que duró el experimento (En el gráfico 4), lo cual significa una producción promedio mensual de 86 y 134 plántulas por $m^2 \text{ mes}^{-1}$ con las mezclas de sustratos en mención.

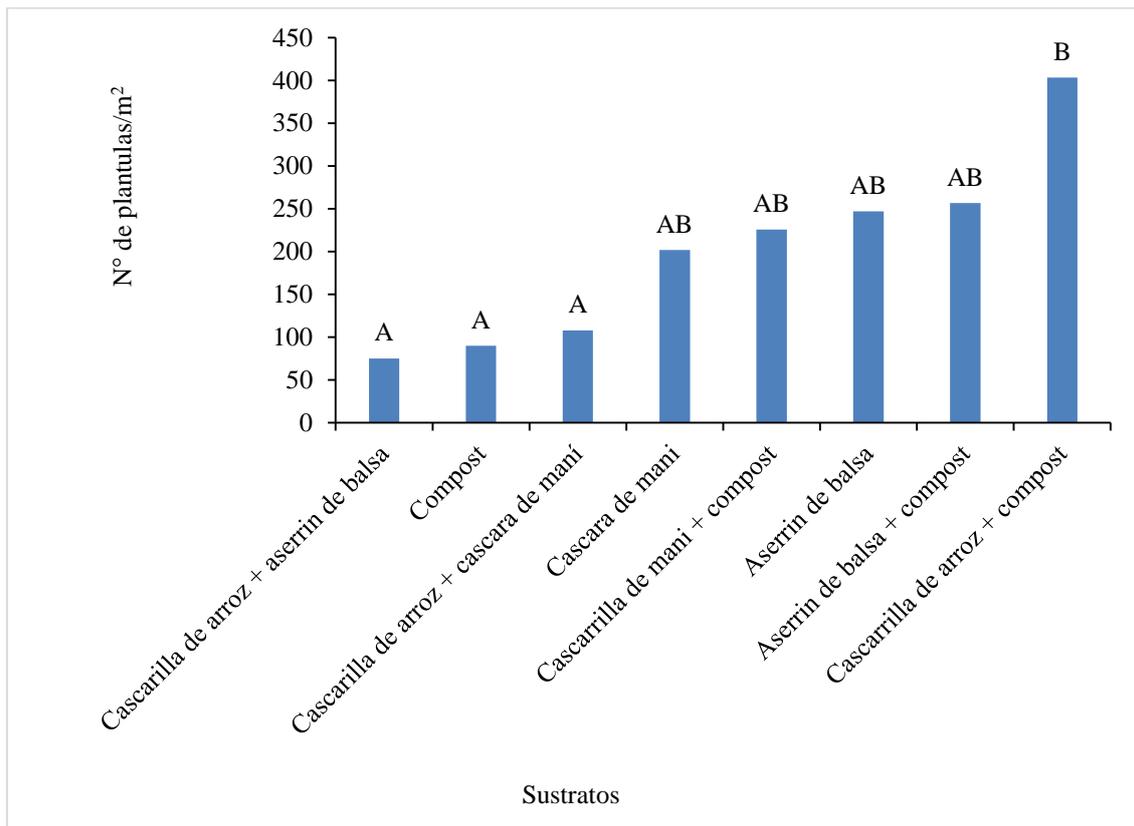


Gráfico 4. Efecto de varios sustratos sobre la producción total de plántulas de plátano por m^2 bajo condiciones de cámara térmica.

Los resultados alcanzados demuestran que las mezclas de sustratos a base de cascarillas de arroz, aserrín y compost, inducen mayores tasas de multiplicación de plántulas de plátano a partir cormos en cámara térmica. En contraste, estos mismos sustratos utilizados de manera aislada produjeron menores tasas de multiplicación. El efecto positivo que se evidenció con la mezcla de los mencionados sustratos sobre la mayor tasa de proliferación de plantas, puede estar relacionado a que se dan condiciones adecuadas de porosidad, aireación, humedad y disponibilidad de nutrientes para el sistema radical de los cormos, lo cual conlleva a un desarrollo más vigoroso de las

yemas vegetativas, que finalmente se manifiesta con la mayor capacidad de proliferación.

En este sentido, varios autores han demostrado que la mezcla de sustratos a base de cascarillas de arroz, aserrín, compost y estiércoles promueve una densidad adecuada al sustrato, que permite condiciones óptimas de aireación, humedad y disponibilidad de carbono orgánico y nutrientes para el desarrollo vigoroso y proliferación de brotes y plántulas a partir de cormos (Baiyeri y Aba, 2005; Baiyeri, 2005). En este mismo contexto, Tchoa *et al.* (2016), Mensah *et al.* (2017) y Chom *et al.* (2017) obtuvieron mayor desarrollo de yemas, proliferación de raíces y vigor de plántulas de musáceas, con mezclas de sustratos a base de cascarilla de arroz, aserrín y materiales orgánicos como fuente de carbono. Del mismo modo, Adriano *et al.* (2013) y Ramos *et al.* (2016) lograron mayor desarrollo de plántulas de banano y plátano en fase de aclimatación en vivero, utilizando Boscachi y compost mezclado con el suelo agrícola, en contraste a los tratamientos testigos con tan solo suelo agrícola.

El tipo de sustrato utilizado en la propagación *in vivo* de musáceas influencia marcadamente la proliferación de raíces y brotes por unidad de cormo, dado que cada tipo de sustrato provee de condiciones específicas para el desarrollo de raíces y yemas vegetativas, donde los materiales orgánicos basados en compost y estiércoles muestran los mejores resultados (Tchoa *et al.*, 2011; Tchoa *et al.*, 2016; Mensah *et al.*, 2017; Chom *et al.*, 2017). Posiblemente, los sustratos a base de mezclas con materiales orgánicos induzcan mayor proliferación de raíces y por ende de yemas vegetativas debido a que producen sustancias bioquímicas que estimulan el desarrollo de nuevo tejido a partir de cormos que han sufrido lesiones por la limpieza fitosanitaria y la inhibición de la dominancia apical.

En este sentido, Steffens y Rasmussen (2016) describen que la formación de raíces adventicias en plantas puede ser estimulado por lesiones o heridas que las plantas las perciben como un estrés, por lo que responden al mismo con la inmediata proliferación de raíces adventicias.

Una mayor proliferación de raíces incrementa significativamente la absorción de nutrientes y por ende un mayor desarrollo y vigor vegetativo (Wang *et al.*, 2006). En este contexto, utilizar sustratos que provean condiciones adecuadas para el desarrollo radical y vegetativo de cormos de plátano, se vuelve muy imprescindible.

CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. CONCLUSIONES

- Los sustratos compuestos a base de mezclas de cascarilla de arroz + compost y aserrín de balsa + compost mostraron la mayor tasa de multiplicación en plátano propagado bajo condiciones de cámara térmica.
- Los sustratos a base de cascarilla de arroz, maní y aserrín de balsa utilizados de forma separada o en mezclas, mostraron las menores tasas de multiplicación.
- El uso de compost fue determinante en la mayor proliferación de plántulas de plátano en cámara térmica, independientemente de las mezclas utilizadas.

5.2. RECOMENDACIONES

- Utilizar el compost en la mezcla con sustratos a base de cascarilla de arroz y aserrín de balsa para promover mayores tasas de multiplicación de plátano bajo condiciones de cámara térmica.
- Evaluar otros sustratos solos y en mezclas con compost de diverso origen en la perspectiva de potenciar las tasas de proliferación de plátano bajo condiciones de cámara térmica.

BIBLIOGRAFÍA

- Adriano, M., Lara, Y., Vázquez, A., Ramos, D., y Salvador, M. 2016. Uso de compost durante la etapa de aclimatación de vitroplantas de banano clon "Gran Enano" (Musa AAA). Vol. 37, no. 2 Quehacer Científico en Chiapas 8(2): 61 – 68.
- Álvarez, E., Pantoja, A., Gañán, L., y Ceballos, G. 2013. Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la Sigatoka negra en América Latina y el Caribe. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, COL. Recuperado de <http://www.fao.org/3/a-as124s.pdf>.
- Álvarez, JM., y Vargas, A. 2008. Guía práctica para la producción de plátano con altas densidades. Experiencias de América Latina y El Caribe (FE Rosales, ed.). Bioversity International, Montpellier, Francia. 24 p.
- Arias, P., Dankers, P., Liu, P., y Pilkauskas, P. 2004. La economía mundial del banano 1985-2002. Roma, Italia. Organización de la Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). 104 p.
- Armijos, F. 2012. Principales tecnologías generadas para el manejo del cultivo de banano, plátano y otras musáceas. Guayaquil, Ecuador. INIAP. 64 p. (Boletín Técnico no. 131).
- Baiyeri, K. 2005. Response of Musa species to macro-propagation. I: Genetic and initiation media effects on number, quality and survival of plantlets at prenursery and early nursery stages. African Journal of Biotechnology 4 (3): 223-228.
- Baiyeri, K., and Aba, S. 2005. Response of Musa species to macro-propagation. II: The effects of genotype, initiation and weaning media on sucker growth and quality in the nursery. African Journal of Biotechnology 4 (3): 229-234.
- Bures, S. 1997. Sustratos. Madrid, España. Ediciones Agrotécnicas. 342 p.
- Chom, S., Hazarika, D., Langthasa, S., and Goswami, R. 2017. Standardization of Growing Media for Macropropagation of Malbhog (AAB) banana.

International Journal of Agriculture Innovations and Research 5(4): 2319 – 1473.

Díaz, F., Rivera, J., y Durán, L. 2007. Cómo proteger de las plagas del suelo los cormos-semilla de plátano y banano. Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA), La Lima, Cortez, HON. Recuperado de http://www.fhia.org.hn/downloads/proteccion_veg_pdfs/proteccion_de_plagas_enfermedades_cormos_de_banano_platano.pdf.

Dzomeku, D., Darkey, J., Wünsche J., and Bam, R. 2014. Response of selected local plantain cultivars to PIBS (Plants issus de bourgeons secondaires) technique. J. Plant Develop. 21:117-123.

Esakkimuthu, D., and Shakila, A. 2017. Studies on the effect of media on sucker production of banana cv. POOVAN. The Asian Journal of Horticulture 12(1): 55 – 58.

FAO. 2013. Manejo de viveros y aclimatación de plántulas. Recuperado de <http://www.fao.org>

FAOSTAT | © FAO Dirección de Estadística 2013. Situación en Ecuador. Recuperado de <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>

FHIA, (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2009. Guía para la multiplicación rápida de cormos de plátano y banano. Recuperado de http://www.fhia.org.hn/downloads/proteccion_veg_pdfs/multiplicacion_rapida_de_cormos_de_platano_y_banano.pdf

Grisales, F. 1994. Técnica rápida de multiplicación de plátano en Colombia. Recuperado de https://docgo.net/philosophy-of-money.html?utm_source=563manual-tecnico-propagacion-musaceas.

INIA (Instituto Nacional de Innovación Agraria). 2013. Técnica de propagación para banano orgánico. Recuperado de <http://www.portalfruticola.com/noticias/2013/04/19/peru-inia-liberara-nueva-tecnica-de-propagacion-para-banano-organico/>

- Korblah, H. 2011. Effect of type of initiation and growing media on growth and nutrient uptake of plantain (musa aab) at the nursery stage. Thesis M.Sc. in Crop Science. University of Ghana, Legon, Ghana. 150 p.
- Lassois, L., Lepoivre, P., Swennen, R., Houwe, I., and Panis, B. 2013. Thermo-therapy, chemotherapy, and meristem culture in banana. In: M. Lambardi et al., editors, Protocols for micropropagation of selected economically-important horticultural plants, methods in molecular biology. Springer Science+Business Media, New York, USA. p. 419-433.
- Loeillet, D. 2012. Mercado bananero internacional: De un mundo al otro. En: II Conferencia del Foro Mundial bananero celebrado en Guayaquil, Ecuador, 28-29 febrero 2012. 1 – 5 pp.
- MAGAP (Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca) 2013. Sistema de Información Nacional de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (SINAGAP). Cultivo de banano: Superficie, Producción y Rendimiento. Recuperado de <http://servicios.agricultura.gob.ec/sinagap/index.php/superficie-produccion-yrendimiento> .
- Martínez, G., Manzanilla, E., y Pargas, E. 1999. Modelo de un sistema de propagación y Producción Simultánea (SPPS) en musáceas. Caracas, VE. TAI FONAIAP. Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Recuperado de: <http://www.ceniap.gov.ve/publica/divulga/fdivul.html>
- Martínez, G., Tremont, O., y Hernández, J. 2004. Manual Técnico para la Propagación de Musáceas. Maracay, Aragua, VE. CENIAP/INIA, UNEFM, INIA/CIAE. Recuperado de: www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy/articulos/n4/texto/gmartinez.htm
- Mensah, E., Dzomeku, W., Amoako, P., Owusu, S., and Dapaah, H. 2017. Sucker multiplication in plantain using chicken manure as a substrate supplement. African Journal of Plant Science 11(5): 168-173.
- Meza, J.2013. Propagación Vegetativa De Plátano Dominique (Musa paradisiaca) Bajo Dos Porcentajes De Sombra Con La Aplicación De Cuatro Dosis De Benzilaminopurina (Bap) En El Cantón El Empalme Provincia Del Guayas.

Propagación por ruptura y eliminación de la yema central. Recuperado de: <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/2551/1/T-UTC-00088.pdf>

Njukwe, E., Tenkouano, A., Amah, D., Sadik, K., Perez, M., Nyine, M., and Dubois, T. 2010 Training manual. Macro-propagation of banana and plantain. USAID/ IITA/CRS, Kampala, Uganda. 23 p.

Panattoni, A., Luvisi, A., and Triolo, E. 2013. Elimination of viruses in plants: twenty years of progress. Spanish J. Agric. Res. 11: 173-188. doi:10.5424/sjar/20131113201.

PRO ECUADOR (Instituto de Promoción de Exportaciones e Inversiones). 2013. Análisis del sector bananero. Quito, EC. 28 p.

PRO ECUADOR (Instituto de Promoción de Exportaciones e Inversiones). 2015. Análisis del sector bananero. http://www.proecuador.gob.ec/wp-content/uploads/2015/06/PROEC_AS2015_PLATANO1.pdf

Ramos, D., Terry, E., Soto, F., Cabrera, A., Martín, G., y Fernández, L. 2016. Respuesta del cultivo del plátano a diferentes proporciones de suelo y bocashi, complementadas con fertilizante mineral en etapa de vivero. Vol.37. Cultivos Tropicales 37(2):165-174.

Robinson, J., Galán, V. 2011. Plátanos y Bananas (2da ed.). Madrid, España. Ediciones Mundi-Prensa. 321 p.

Rodríguez, M., y Guerrero, M. 2002. Guía técnica cultivo de plátano. Recuperado de <http://www.centa.gob.sv/docs/guias/frutales/Platano.pdf>

Rodríguez, S., E. Ferreira, P. Rocha, A., Magalhães, D., Rocha, M., y Mara, P. 2013. Ecofisiología e eficiencia de uso da agua en bananeira. In: Memórias XX reunião de ACORBAT. Fortaleza, Ceará, Brasil, 2013. 58 – 72 pp.

Ruíz, M., y Ureña, M. 2009. Situación actual y perspectivas del mercado del plátano. Economic Research Service (ERS) – USAID – MIDAS. 16 p.

- Sandoval, J., Brenes, G., y Pérez, L. 1991. Micropropagación de plátano y banano en el CATIE. CATIE. Serie Técnica. Informe Técnico 186.22 p.
- Singh, H., Selvarajan, R., Uma, S., and Karihaloo, J. 2011. Micropropagation for production of quality banana planting material in Asia-Pacific. New Delhi, India. Asia-Pacific Consortium on Agricultural Biotechnology (APCoAB). 92 p.
- Soto, M. 2008. Renovación de plantaciones bananeras, un negocio sostenible, mediante el uso de umbrales de productividad, fijados por agricultura de precisión. En: E. Soprano et al., editores, Memorias de XVII reunión internacional de ACORBAT, vol. 1. ACORBAT/ACAFRUTA, Joinville, Brasil. p. 178-189.
- Souza, A., Ledo, S., Silveira, G., Souza, D., Faria, A., Neto, S., Santos, S., Silva, M., Costa, C., Soares, L., Junghans, G., y Almeida, B. 2006. Introdução à micropropagação de plantas. Cruz das Almas, Brasil. EMBRAPA Mandioca e Fruticultura. 151 p.
- Staver, C y Lescot, T. 2010. La propagación de material de siembra de calidad para mejorar la salud y productividad del cultivo. Prácticas clave para las musáceas. Guía ilustrada Guía ilustrada. Recuperado de https://www.bioversityinternational.org/fileadmin/user_upload/online_library/publications/pdfs/multiplication_guide_Spanish_bookmarked_opt.pdf
- Steffens, B., and Rasmussen, A. 2016. The Physiology of Adventitious Roots. *Plant Physiology* 170:603–617.
- Tchoa, K., André, S., Zana, C., Siaka, T., Daouda, K., and Mongomaké, K. 2016. Effects of substrates, weight and physiological stage of suckers on massive propagation of plantain (*Musa paradisiaca* L.). *International Journal of Research – GRANTHAALAYAH* 4(1): 1-13.
- Tchoa, K., Mongomaké, K., Teixeira, J., Daouda, K., and Kouadio, Y. 2011. Effect of Substrate Type and Bulb Size on in Vivo Production of Seedlings in Three Cultivars of Plantain (*Musa* spp.). *The African Journal of Plant Science and Biotechnology* 5(1): 50-55. Wang, H., Inukai, Y., y Yamauchi,

A. 2006. Desarrollo de raíces y absorción de nutrientes. *Críticas Críticas en Ciencias de Plantas* 25:279–301.

Wang, H., Inukai, Y. and Yamauchi, A. 2006. Root Development and Nutrient Uptake. *Critical Reviews in Plant Sciences* 25:279–301.

ANEXOS

ANEXO 1. BALIZADA DE TERRENO



Balizado del terreno.



Traslado de balsa de caña del área de corte hasta la de trabajo.



Corte de cañas para el levantamiento de las cámaras.



Partir las cañas.

ANEXO 2. REALIZACIÓN DE LOS CABALLETES



Realización del caballete.



Colocación del caballete para ubicar el plástico térmico.



Ubicación de latones de 2m de ancho y 10m de largo.



Distribución de los sustratos.

ANEXO 3. DISTRIBUCIÓN DE LOS DISTINTOS SUSTRATOS



Colocación de compost.



Cámara con sus diferentes sustratos.



Colocación de pega para la unión de tubos.



Ubicación de filtro de agua.

ANEXO 4. INSTALACIÓN DEL SISTEMA DE RIEGO



Instalación del sistema de riego.



Ubicación de cintas para el riego por micro pulverización.



Colocación del plástico de invernadero.



Soporte con ladrillos para impedir que se alce el plástico.

ANEXO 5. EXTRACCIÓN DE LOS HIJUELOS DE PLÁTANOS



Construcción de la cámara térmica.



Extracción de hijuelos de plátano.



Selección de los hijuelos de plátano y limpieza.



Decorticación del pseudotallo.

ANEXO 6. CORMO LIMPIO



Cormo limpio.



Inhibición de dominancia apical.



Cormos listos para la siembra.



Siembra de cormos en los diferentes sustratos.

ANEXO 7. INHIBICIÓN DE LA DOMINANCIA APICAL



Evaluación de brotación e Inhibición de la dominancia apical.



Formación de callos.



Formación de yemas.



Plántulas de plátano originadas a partir de tejido calloso.

ANEXO 8. PLÁNTULAS FORMADAS DE CALLOS



Plántulas formadas a los 60 días.



Toma de datos de planta adventicia.



Cosecha y contabilización de las plántulas extraída de los cormos.

ANEXO 9. PLANTAS COSECHADAS



Plántulas extraídas de los cormos con diferentes medidas