UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMIA

EFECTO DE TRES FITORREGULADORES EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES DE GUANABANA (*Annona muricata* Lim.) EN CAMARA DE SUBIRRIGACIÓN EN PUCALLPA.

Tesis para optar el título de

INGENIERO AGRONOMO

GIOVANNA PATRICIA, GIURFA SEIJAS

Pucallpa, Perú

2024

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ANEXO 4

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN O TESIS

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos para estudiar y escuchar la sustentación de la tesis, presentado por **Giovanna Patricia Giurfa Seijas,** denominada: **"Efecto de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* Lim.) en cámara de subirrigación en Pucallpa"** para cumplir con el requisito de **TÍTULO PROFESIONAL**.

Teniendo en consideración los méritos del referido trabajo, así como los conocimientos demostrados por la sustentante lo declaramos: Aprobado por Unanimidad con el calificativo (*) Diecisiete (17)

En consecuencia, queda en condición de ser considerado Apto por el Consejo Universitario y recibir el: Título de **INGENIERO AGRÓNOMO**, de conformidad con lo estipulado en Art. 10 del reglamento general de grados académicos, título profesional y título de segunda especialidad profesional de la Universidad Nacional de Ucayali.

Pucallpa, 06 de Noviembre de 2024.

M. Sc. Jorge Raúl García Cavalié
Presidente

Ing. Isaías Gonzalez Ramírez
Primer Miembro

Mg. Luis Alberto Díaz Sandoval
Segundo Miembro

Dr. Fernando Pérez Leal
Asesor

(*) De acuerdo con el Art. 21 del Reglamento de Grados y Títulos de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, éstas deberán ser calificadas con términos de Sobresaliente, Aprobado por Unanimidad, Aprobado por Mayoría y Desaprobado.

ACTA DE APROBACION DE TESIS

Esta tesis fue aprobada por el Jurado Evaluador de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, como requisito para optar el Título de Ingeniero Agrónomo.

M. Sc. Jorge Raúl García Cavalié .....
PRESIDENTE

Ing. Isaías Gonzalez Ramírez .....
PRIMER MIEMBRO

Mg. Luis Alberto Díaz Sandoval .....
SEGUNDO MIEMBRO

Dr. Fernando Pérez Leal .....
ASESOR

Bach. Giovanna Patricia Giurfa Seijas .....
TESISTA

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

DIRECCIÓN DE PRODUCCIÓN INTELECTUAL

CONSTANCIA

ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

Nº **V/0576-2024**.

La Dirección de Producción Intelectual de la Universidad Nacional de Ucayali, hace constar por la presente, que el trabajo académico de investigación, titulado:

"**EFECTO DE TRES FITORREGULADORES EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES DE GUANABANA (Annona muricata Lim.) EN CÁMARA DE SUBIRRIGACIÓN EN PUCALLPA**"

Autor(es)	:	**GIURFA SEIJAS, GIOVANNA PATRICIA**
Facultad	:	**CIENCIAS AGROPECUARIAS**
Escuela	:	**AGRONOMÍA**
Asesor(a)	:	**Dr. FERNANDO PEREZ LEAL**

Presenta un **porcentaje de similitud de 10%,** verificado en el Sistema Antiplagio COMPILATIO,

De acuerdo a los criterios de porcentaje establecidos en el artículo 9 de la DIRECTIVA DE USO DEL SISTEMA ANTIPLAGIO, el cual indica que todo trabajo de investigación no debe superar el 10%. **En tal sentido, se declara, que el presente trabajo de investigación: SI Contiene un porcentaje aceptable de similitud,** procediéndose a emitir la presente Constancia de Originalidad de Trabajo de Investigación (COTI) a solicitud del asesor.

En señal de conformidad se firma y sella el presente documento.

Fecha: 17/10/2024

Mg. JOSÉ MANUEL CÁRDENAS BERNAOLA
Director de Producción Intelectual

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

DIRECCIÓN DE PRODUCCIÓN INTELECTUAL

AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN

Repositorio de la Universidad Nacional de Ucayali

Yo, Giovanna Patricia Giurfa Seijas

Autor de la tesis titulada : Efecto de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanabana (Annona muricata Linn.) en Camara de Subirrigación en Pucallpa.

Sustentada el año 06 de Noviembre del 2024

Asesor(a): Dr. Fernando Perez Leal.

Facultad: Ciencias Agropecuarias

Escuela Profesional: Agronomía

Autorizo la publicación:

PARCIAL [ ] TOTAL [X]

De mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Ucayali (www.repositorio.unu.edu.pe), bajo los siguientes términos:

Primero: Otorgo a la Universidad Nacional de Ucayali licencia no exclusiva para reproducir, distribuir, comunicar, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público en general mi tesis (incluido el resumen) a través del Repositorio Institucional de la UNU, en formato digital sin modificar su contenido, en el Perú y en el extranjero; por el tiempo y las veces que considere necesario y libre de remuneraciones.

Segundo: Declaro que la tesis es una creación de mi autoría y exclusiva titularidad, por tanto me encuentro facultado a conceder la presente autorización, garantizando que la tesis no infringe derechos de autor de terceras personas, caso contrario, me hago único(a) responsable de investigaciones y observaciones futuras, de acuerdo a lo establecido en el estatuto de la Universidad Nacional de Ucayali, la Superintendencia Nacional de Educación Superior Universitaria y el Ministerio de Educación.

En señal de conformidad firmo la presente autorización.

Fecha: 28/11/2024

Email: patriciagiurfa2004@hotmail Firma:

Teléfono: 980951155 DNI: 00909410

DEDICATORIA

En primer lugar, a Dios por ser el dador de la vida, quien, con su infinito amor, me sostuvo en pie, a pesar de las muchas dificultades de salud que tuve en este tiempo de estudios.

A mi amada familia empezando por mi hijo mayor Luis Angel quien fue el que me motivo para regresar a las aulas a terminar mi carrera, a Gustavo y Claudio por comprender pacientemente mi ausencia en casa y a mi amado esposo Luis Alberto por su amor en todo tiempo y su apoyo incondicional para culminar con esta meta.

A mi madre Lupe Seijas por todo el apoyo que me brindo en estos años de retorno a los estudios con el cuidado de mi hijo menor Claudio, a mi hermano Gino y a mi hermano Gerardo en especial por todo su apoyo en la culminación de esta Tesis.

Y de manera muy especial quiero honrar con este título a quien en vida fue , mi padre Ángel Giurfa Dávila que me pidió hace muchos años atrás antes que falleciera, que terminara la carrera y ahora estoy segura estaría muy de contento y feliz de verme hoy graduada con título de Ingeniero Agrónomo.

AGRADECIMIENTO

A mi alma mater, la Universidad Nacional de Ucayali, quien me abrió las puertas de la oportunidad y el conocimiento en mi formación profesional como Ingeniero Agrónomo.

Al Dr. Fernando Pérez Leal, asesor de este proyecto de investigación, quien, con su vasta experiencia y conocimiento, me brindo todo el apoyo para la realización de este proyecto de Tesis, en los ambientes de hidroponía de la Universidad Nacional de Ucayali.

A cada uno de los miembros de mi Jurado, como el Ing. Raúl García Cavalie, al Ing. Isaías Gonzales, al Ing. Luis Diaz Sandoval. A quien en vida fue, mi estimado profesor el médico Veterinario Víctor Fernández Delgado, y a mi amigo y promoción de ingreso Ing. Pablo Villegas Panduro, quienes como maestros fueron mis mentores en este camino de formación académica y científica para lograr el título profesional.

A un compañero de aula y amigo Luis Fernando Oliva Rojas, por su apoyo en la realización de este proyecto de Tesis, gracias por su acompañamiento, dedicación noble y humilde en todo momento.

Y no quiero dejar de mencionar a mis maestros que aún se encuentran en aulas y que en este tiempo me mostraron su aliento y apoyo moral para la culminación de mi carrera profesional, como son el Dr. Gustavo Celi Arévalo, Ing. Giraldo Almeida Villanueva, el Dr. Elías Cano Castillo, el Ing. Javier Amasifuén Vigo, el Ing. Eliel Sánchez Marticorena, y el Ing. Raúl Armando Pilco Panduro.

INDICE GENERAL

RESUMEN xi

ABSTRACT xii

INTRODUCCIÓN 1

CAPITULO I: PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA 3

1.1. Descripción y fundamentación del problema 3
1.2. Formulación del problema 4
1.2.1. Problema general 4
1.2.2. Problemas específicos 5
1.3. Objetivo general y objetivos específicos 5
1.3.1. Objetivo general 5
1.3.2. Objetivos específicos 5
1.4. Hipótesis y/o sistema de hipótesis 5
1.4.1. Hipótesis general 5
1.4.2. Hipótesis específicas 6
1.5. Operacionalización de las variables 6
1.5.1. Variable independiente: 6
1.5.2. Variable dependiente: 6
1.6. Justificación e importancia 7
1.7. Viabilidad 9
1.8. Limitaciones 10

CAPITULO II: MARCO TEORICO 12

2.1. Antecedentes de la investigación 12
2.1.1. Antecedentes internacionales 12
2.1.2. Antecedentes nacionales 13
2.1.3. Antecedentes locales 14
2.2. Bases teóricas 15
2.2.1. Origen 15
2.2.2. Clasificación taxonómica 15
2.2.3. Descripción morfológica 15
2.2.4. Valor nutricional 17

2.2.5. Propagación 17
2.2.6. Requerimiento edafoclimático 18
2.2.7. Usos de la guanábana 19
2.2.8. Métodos de propagación 20
2.2.9. Hormonas vegetales 23
CAPITULO III: METODOLOGIA 31
3.1. Método de investigación 31
3.2. Tipo y nivel de investigación 32
3.3. Población y muestra 32
3.3.1. Población 32
3.3.2. Muestra 33
3.4. Componentes en estudio 33
3.5. Tratamientos en estudio 33
3.6. Diseño experimental 34
3.7. Análisis de la varianza 35
3.8. Ejecución del experimento 37
3.8.1. Ubicación y duración del estudio 37
3.8.2. Condiciones ecológicas y climáticas 38
3.8.3. Proceso experimental 39
3.8.4. Variables evaluadas 42
3.8.5. Datos registrados 44
CAPÍTULO IV: RESULTADOS 45
4.1. Evaluación de enraizamiento 45
4.1.1. Porcentaje de enraizamiento 45
4.1.2. Porcentaje de sobrevivencia. 48
4.1.3. Longitud de raíz (cm). 50
4.1.4. Número de raíz 53
4.1.5. Volumen de raíces (cm^3) 56
4.2. Evaluación de crecimiento inicial 59
4.2.1. Número de brotes 59
4.2.2. Longitud de brotes (cm). 62
CAPÍTULO V: DISCUSIÓN DE RESULTADOS 66

5.1. Enraizamiento 66
5.1.1. Porcentaje de enraizamiento 66
5.1.2. Porcentaje de sobrevivencia 66
5.1.3. Número de raíces 67
5.1.4. Longitud de raíz 67
5.1.5. Volumen de raíces 68
5.2. Crecimiento inicial 68
5.2.1. Número de brotes 68
5.2.2. Longitud de brotes 69
CONCLUSIONES 70
RECOMENDACIONES 71
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 72
ANEXOS 78

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue evaluar el impacto de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* L.) en una cámara de subirrigación en Pucallpa. La investigación se llevó a cabo en el laboratorio de hidroponía de la Universidad Nacional de Ucayali, ubicado en el distrito de Callería, provincia de Coronel Portillo, Ucayali. Se empleó un diseño completamente al azar (DCA) 4x4, que incluyó tres fitorreguladores y un tratamiento testigo, con cuatro repeticiones. Los tratamientos fueron T1 (Testigo), T2 (Ácido naftalenacético a 3000 ppm), T3 (Ácido indo butílico a 3000 ppm) y T4 (Root -hor a 3000 ppm). La población está compuesta por 256 esquejes de guanábana de 20 cm de altura. Se evaluaron diversas variables como el porcentaje de enraizamiento, supervivencia, longitud y número de raíces, volumen de raíz, y el crecimiento inicial en términos de número y longitud de brotes. Los resultados mostraron que el tratamiento T2 obtuvo los mejores valores en casi todas las variables evaluadas. Logró el mayor porcentaje de enraizamiento (65,11%) y supervivencia (84,38%), además de la mayor longitud de raíz (7,15 cm) y el número más alto de raíces por esqueje (2,46), con diferencias estadísticamente significativas respecto a los otros tratamientos. También se destacó en el volumen radicular (1,47 cm^3), así como el número de brotes (1,88) y longitud de brotes (2,81 cm). En conclusión, el fitorregulador T2 (ANA a 3000 ppm) resultó ser el más eficiente para mejorar tanto el enraizamiento como el crecimiento inicial de esquejes de guanábana.

Palabras claves: Cámara de subirrigación, crecimiento inicial, enraizamiento, esquejes, fitorreguladores, guanábana.

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the impact of three plant growth regulators on the rooting of soursop (*Annona muricata* L.) cuttings in a subirrigation chamber in Pucallpa. The research was conducted in the hydroponics laboratory at the National University of Ucayali, located in the district of Callería, province of Coronel Portillo, Ucayali. A completely randomized design (CRD) 4x4 was used, which included three growth regulators and a control treatment, with four replications. The population consisted of 256 soursop cuttings, each measuring 20 cm in height. Several variables were evaluated, including rooting percentage, survival, root length, number of roots, root volume, and initial growth in terms of the number and length of shoots. The results showed that treatment T2 achieved the best values in almost all the variables evaluated. It had the highest rooting percentage (65.11%) and survival rate (84.38%), as well as the greatest root length (7.15 cm) and the highest number of roots per cutting (2.46), with statistically significant differences compared to the other treatments. It also showed the highest root volume (1.47 cm^3), as well as the number of shoots (1.88) and shoot length (2.81 cm). In conclusion, the plant growth regulator T2 (IBA at 3000 ppm) proved to be the most effective in enhancing both the rooting and initial growth of soursop cuttings.

Keywords: Subirrigation chamber, initial growth, rooting, cuttings, plant growth regulators, soursop.

INDICE DE TABLAS

Tabla 1 Tratamientos en el estudio de enraizamiento de guanábana..... 34

Tabla 2 Estructura del análisis de la variancia del estudio 35

Tabla 3 Dimensiones y cualidades del estudio..... 36

Tabla 4 Datos climatológicos durante los meses de estudio..... 39

Tabla 5 Datos registrados al momento del experimento..... 44

Tabla 6 Análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento. 45

Tabla 7 Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para el porcentaje de enraizamiento. 46

Tabla 8 Análisis de varianza para porcentaje de sobrevivencia. 48

Tabla 9 Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para porcentaje de sobrevivencia. 49

Tabla 10 Análisis de varianza para longitud de raíz. 51

Tabla 11 Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para longitud de raíces 52

Tabla 12 Análisis de varianza para peso de raíces. 54

Tabla 13 Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para número de raíces. 55

Tabla 14 Análisis de varianza para volumen de raíces. 57

Tabla 15 Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para volumen de raíces. 58

Tabla 16 análisis de varianza para número de brotes..... 60

Tabla 17 Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para número de brotes..... 61

Tabla 18 Análisis de varianza para longitud de brotes. 63

Tabla 19 Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para longitud de brotes. 64

ÍNDICE DE FIGURAS

En el texto:

Figura 1 Croquis de distribución de los tratamientos 36

Figura 2 Ubicación del área de estudio en el laboratorio de hidroponía de la UNU 38

Figura 3 Promedio del porcentaje de enraizamiento a los 45 días. 47

Figura 4 Promedio de porcentaje de sobrevivencia a los 45 días. 50

Figura 5 Promedio de longitud de raíz a los 45 días. 53

Figura 6 Promedio de número de raíz a los 45 días. 56

Figura 7 Promedio de volumen de raíz a los 45 días. 59

Figura 8 Promedio de número de brotes a los 45 días. 62

Figura 9 Promedio de longitud de brotes a los 45 días. 65

En el anexo:

Figura 1A Construcción de la cámara de subirrigación. 79

Figura 2A Pintado de la infraestructura. 79

Figura 3A Distribución de la primera capa de agregados en la cámara de subirrigación. 80

Figura 4A Desinfección del sustrato y la cámara de subirrigación 80

Figura 5A Colocación de los esquejes en las hormonas de acuerdo con los tratamientos. 81

Figura 6A Siembra de los esquejes. 81

Figura 7A Evaluación de la humedad de la cámara de subirrigación. 82

Figura 8A Evaluación de enraizamiento. 82

Figura 9A Evaluación del volumen de raíz. 83

Figura 10A Supervisión de jurados. 83

INTRODUCCIÓN

El cultivo de la guanábana (*Annona muricata* L.), originaria de las regiones tropicales de América, ha ganado importancia a nivel global debido a sus múltiples beneficios. Este árbol frutal produce frutos con un sabor distintivo y un alto valor nutritivo, que se utilizan en la preparación de jugos, helados y otros productos alimenticios. Además, la guanábana es conocida por sus propiedades medicinales, particularmente sus compuestos bioactivos que han demostrado tener efectos anticancerígenos, antioxidantes y antiinflamatorios (Yang et al., 2015). Estos atributos han incrementado la demanda y el interés en mejorar las técnicas de cultivo y propagación de esta especie.

Tradicionalmente, la guanábana se ha propagado a través de semillas. Sin embargo, este método presenta varias desventajas, incluyendo la alta variabilidad genética y el largo periodo requerido para que las plantas alcancen la madurez productiva (Nolasco et al., 2019). Los costos asociados con la producción han aumentado debido al aumento del costo de los insumos agrícolas, especialmente los fertilizantes, por lo que los agricultores están tratando de asegurar su producción y canalizarla al mercado. Desafortunadamente, este sigue siendo el caso incluso cuando se trata de cultivos de hortalizas. Los agricultores se centran principalmente en aumentar las ganancias y al mismo tiempo disminuir el uso de insumos sintéticos como pesticidas y fertilizantes. Desafortunadamente, este enfoque tiene impactos perjudiciales en la conservación del suelo, los ecosistemas y, lo que es más importante, en la salud de sus familias (Hartmann et al., 2011).

Al propagar guanábana vegetativamente, los esquejes enraizados son un obstáculo importante. El enraizamiento adecuado es crucial para el establecimiento exitoso de nuevas plantas y puede ser influenciado por varios factores, incluyendo la calidad de lao esquejes, las condiciones

ambientales y el uso de fitorreguladores. Las sustancias que, en concentraciones suficientemente bajas, pueden alterar la fisiología de las plantas para estimular o retrasar el desarrollo se conocen como fitorreguladores del crecimiento (Taiz & Zeiger, 2010). Entre los fitorreguladores más utilizados para promover el enraizamiento se encuentran el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenoacético (ANA).

El objetivo de este estudio, se enraizaron esquejes de guanábana en una cámara de subirrigación en Pucallpa, Perú, y se probaron los efectos de tres fitorreguladores distintos. Los parámetros importantes para el enraizamiento del corte incluyen la humedad y la temperatura, todas las cuales pueden regularse con precisión en la cámara de subirrigación. Debido a que garantiza una distribución uniforme de agua y nutrientes, esta técnica de riego tiene el potencial de ser más efectiva y eficiente que los enfoques convencionales (Saldaña, 2022).

CAPITULO I:

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción y fundamentación del problema

Guanábana (*Annona muricata* Lim.) es una fruta tropical altamente valorada tanto por sus propiedades nutricionales como medicinales, lo que la convierte en un cultivo de gran interés comercial en diversas regiones, incluyendo el Perú. Esta fruta es conocida por su contenido de vitaminas, minerales y antioxidantes, además de sus compuestos bioactivos que poseen propiedades anticancerígenas, antioxidantes y antiinflamatorias (Yang et al., 2015). Aunque la producción de plántulas de guanábana es prometedora, existen importantes obstáculos. Estos problemas son más evidentes cuando se trata de la propagación vegetativa y el enraizamiento de esquejes.

La propagación de guanábana mediante semillas, aunque tradicional, presenta varias desventajas. Las plantas obtenidas de semillas muestran una alta variabilidad genética y tardan más tiempo en llegar a la etapa productiva, lo que dificulta el establecimiento de cultivos uniformes y eficientes (Nolasco et al., 2019). Como alternativa, la propagación vegetativa mediante esquejes ha sido propuesta, porque permite la propagación de plantas genéticamente puras y de excelente calidad.

Pero conseguir que las plantas echen raíces -que son cruciales para su supervivencia y desarrollo- es uno de los mayores obstáculos de este método. (Hartmann et al., 2011).

La utilización de fitorreguladores ha sido explorada como una estrategia para mejorar el enraizamiento de esquejes en diversos cultivos. Estos compuestos, que incluyen el ácido

indolbutírico (AIB), el ácido naftalenoacético (ANA) y Root hor, han demostrado ser efectivos en la promoción del enraizamiento en diferentes especies (Luna, 2006). No obstante, la aplicación específica de estos compuestos en el cultivo de guanábana aún no ha sido suficientemente investigada, lo que resalta la necesidad de estudios más detallados en este contexto.

En la región de Ucayali, particularmente en la provincia de Coronel Portillo, el clima cálido y húmedo es favorable para el desarrollo de cultivos tropicales como la guanábana. Sin embargo, los productores locales enfrentan dificultades significativas en la propagación de este cultivo. La tasa de enraizamiento de los esquejes y la proporción de semillas que germinan están por debajo de la media, lo que limita la producción de plantas saludables y reduce la eficiencia del cultivo (Nolasco et al., 2019). Aunque el injerto es una técnica de propagación asexual comúnmente utilizada, el bajo porcentaje de éxito en la injertación subraya la necesidad de buscar alternativas más efectivas.

Una de las alternativas prometedoras es la implementación de cámaras de subirrigación, que proporcionan un ambiente controlado ideal para el enraizamiento de esquejes. La investigación sobre el uso de cámaras de subirrigación junto con la aplicación de fitorreguladores podría ofrecer soluciones innovadoras para mejorar el enraizamiento de esquejes de guanábana y, por ende, aumentar la tasa de éxito en la producción de plantones. Como resultado, se formulan las siguientes interrogantes de investigación:

1.2. Formulación del problema

1.2.1. Problema general

¿Cuál es el efecto de la aplicación de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* Lim.) en cámara de subirrigación en Pucallpa?

1.2.2. Problemas específicos

- ¿Cuál es el efecto de cada fitorregulador en el porcentaje de enraizamiento de esquejes de guanábana en cámara de subirrigación en Pucallpa?
- ¿Cuál es la respuesta de diferentes fitorreguladores en el crecimiento inicial de esquejes de guanábana (*Annona muricata*) en cámara de subirigación?

1.3. Objetivo general y objetivos específicos

1.3.1. Objetivo general

Determinar el efecto de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* Lim.) en cámara de subirrigación en Pucallpa.

1.3.2. Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de cada fitorregulador en el porcentaje de enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* L.) en cámara de subirrigación en Pucallpa.
- Determinar la respuesta de los fitorreguladores en el crecimiento inicial de esquejes de guanábana (*Annona muricata* L.) en cámara de subirrigación en Pucallpa.

1.4. Hipótesis y/o sistema de hipótesis

1.4.1. Hipótesis general

Si se utilizan diferentes fitorreguladores, se observará una respuesta positiva en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata*) en cámara de subirrigación en Pucallpa.

1.4.2. Hipótesis específicas

- Al menos uno de los fitorreguladores empleados mostrará resultados altamente significativos en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata*) en cámara de subirrigación.
- Al menos uno de los fitorreguladores empleados tendrá un efecto significativo en el crecimiento inicial de los esquejes de guanábana (*Annona muricata*) en cámara de subirrigación.

1.5. Operacionalización de las variables

1.5.1. Variable independiente:

a. Fitorreguladores

T1 = Testigo (sin fitorregulador)

T2 = Ácido naftalenacético a 3000 ppm

T3 = Ácido indo butílico a 3000 ppm

T4 = Root -hor a 3000 ppm

1.5.2. Variable dependiente:

a. Enraizamiento

- Porcentaje de enraizamiento (%)
- Porcentaje de sobrevivencia (%)
- Longitud de raíz (cm)
- Número de raíz
- Volumen de raíz (cm3)

b. Crecimiento inicial

- Número de brotes

- Longitud de brotes (cm)

1.6. Justificación e importancia

Las plantas de guanábana tienen una gran demanda en este momento, por lo tanto, los científicos necesitan encontrar formas de propagarlas sin dañar la información genética para que puedan iniciar granjas nuevas y tecnológicamente sofisticadas. Como tal, el objetivo general de este estudio es analizar la relación entre la eficacia de la proliferación asexual (a través de esquejes) y la aplicación de hormonas de enraizamiento. Las cualidades organolépticas, el valor nutricional, la resiliencia y la productividad de la guanábana la convierten en un cultivo socioeconómicamente significativo (Hartmann et al., 2011).

a. Justificación teórica

El enraizamiento de esquejes permite la generación rápida y extensa de material vegetativo, por lo que es un método esencial en la propagación de plantas. La investigación de hormonas enraizantes y su efecto en la inducción de raíces es crucial para mejorar los métodos de propagación de especies frutales. La guanábana, siendo una fruta de creciente demanda internacional, requiere métodos eficientes para su producción en viveros.

Según Hartmann et al. (2011), el uso de fitorreguladores, como las auxinas, giberelinas y citoquininas, puede mejorar significativamente la tasa de enraizamiento de esquejes. La investigación de estos reguladores en el cultivo de guanábana contribuirá a la comprensión de su efectividad en esta especie específica y permitirá la optimización de técnicas de propagación.

b. Justificación práctica

La metodología propuesta para la propagación de guanábana mediante esquejes y el uso de fitorreguladores permitirá a los productores y viveristas locales obtener plantas de manera más

eficiente. La disponibilidad de estos reguladores en la región facilita la implementación práctica de las técnicas. La investigación tiene como objetivo reducir los costos de producción y mantenimiento al generar material vegetativo propio en lugar de depender de injertos más costosos y menos eficientes. Como indican Taiz y Zeiger (2010), el uso de fitorreguladores accesibles en la región asegura que la metodología sea viable y escalable, promoviendo su adopción por los productores locales.

c. Justificación ambiental

La adopción de métodos de propagación más eficientes tiene beneficios ambientales al reducir la necesidad de prácticas menos sostenibles, como el uso extensivo de injertos que pueden generar residuos adicionales. Además, la propagación mediante esquejes y fitorreguladores puede disminuir la presión sobre los recursos naturales al permitir una producción más eficiente de plantas en viveros. Según Altieri (2009), la investigación también promueve la guanábana como cultivo alternativo en regiones con condiciones edafoclimáticas favorables, lo cual puede fomentar la diversificación de cultivos y reducir la dependencia de monocultivos menos sostenibles.

d. Justificación económica

La guanábana ha demostrado un alto potencial de rentabilidad en el mercado internacional debido a sus excelentes precios de venta. La implementación de técnicas eficientes de propagación puede aumentar la producción y reducir los costos, mejorando la rentabilidad para los productores. La investigación sobre fitorreguladores podría llevar a una reducción significativa en los costos asociados con la obtención de material vegetal, lo cual es esencial para mejorar la viabilidad económica del cultivo de guanábana. De acuerdo con la FAO (2022), la optimización de prácticas agrícolas a través de nuevas tecnologías contribuye a una mayor rentabilidad en la agricultura.

e. Justificación social

La expansión del cultivo de guanábana puede tener un impacto positivo en las comunidades locales al crear nuevas oportunidades económicas y mejorar la seguridad alimentaria. Al proporcionar a los productores técnicas más eficientes para la propagación de esta fruta, se fomenta la generación de empleo y se promueve el desarrollo económico regional. Chambers y Conway (1992) argumentan que la investigación y la implementación de estas técnicas no solo benefician a los productores al reducir los costos y aumentar la producción, sino que también fortalecen la capacidad de las comunidades para participar en el mercado internacional, mejorando su posición en la cadena de valor agrícola.

1.7. Viabilidad

El proyecto "Efecto de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* L.) en cámara de subirrigación en Pucallpa" demostró ser viable, sustentado por los siguientes aspectos:

Importancia del Tema: La guanábana es una fruta de alta demanda en mercados internacionales debido a sus beneficios nutricionales y medicinales. En Pucallpa, las condiciones climáticas son favorables para su cultivo, y la investigación sobre fitorreguladores contribuyó significativamente a mejorar la eficiencia del enraizamiento de esquejes. Como resultado, los agricultores locales pudieron aumentar sus rendimientos y beneficios, lo que a su vez estimuló el crecimiento económico de la zona.

Necesidad de Optimización: Antes de este estudio, había pocos datos sobre qué fitorreguladores eran los mejores para enraizar esquejes de guanábana. El proyecto abordó esta carencia, proporcionando datos valiosos que optimizaron las prácticas de propagación y garantizaban un mejor rendimiento en los viveros.

Potencial de Aplicación Práctica: Los productores y viveristas locales se beneficiaron enormemente del descubrimiento de los fitorreguladores más eficientes para enraizar esquejes de guanábana. Al poner en práctica estos hallazgos, los agricultores pudieron aumentar las tasas de éxito del enraizamiento, la productividad y las ventajas económicas.

Impacto Ambiental: La investigación sobre fitorreguladores condujo a prácticas de cultivo más sostenibles al reducir la necesidad de métodos menos eficientes y potencialmente dañinos para el medio ambiente. La optimización del enraizamiento llevó a una menor demanda de recursos y promovió prácticas agrícolas más ecológicas, beneficiando la conservación de recursos naturales y la biodiversidad local.

1.8. Limitaciones

Durante la ejecución del proyecto, se identificaron varias limitaciones que influyeron en los resultados y su aplicabilidad:

Disponibilidad de Recursos: Hubo restricciones significativas en la adquisición de ciertos fitorreguladores debido a la limitada disponibilidad en la región. Además, el acceso a equipos y materiales específicos para la cámara de subirrigación presentó desafíos, lo que afectó la implementación completa del estudio.

Escala del Estudio: El estudio se realizó en un entorno controlado y específico de Pucallpa, lo que limitó la generalización de los resultados a otras regiones con diferentes condiciones ambientales o de manejo agronómico. La aplicabilidad de los fitorreguladores identificados puede

variar según las condiciones locales, por lo que se recomendó realizar investigaciones adicionales en otras ubicaciones para validar y ampliar los hallazgos.

Condiciones Ambientales Controladas: Para realizar el estudio se utilizaron las condiciones de la cámara de subirrigación, que no replicaron completamente las condiciones naturales del campo.

Las diferencias entre las condiciones controladas del estudio y el ambiente real de cultivo pudieron haber afectado la transferencia de los resultados al terreno real.

Variabilidad en los Esquejes: La calidad y origen de los esquejes utilizadas introdujeron variabilidad en los resultados. Las diferencias en las características del material vegetativo influyeron en la respuesta al tratamiento con fitorreguladores, afectando la consistencia de los resultados obtenidos.

CAPITULO II:

MARCO TEORICO

2.1. Antecedentes de la investigación

2.1.1. Antecedentes internacionales

López (2019), llevó a cabo un estudio titulado "*Enraizamiento de esquejes de Guanábana (Annona muricata Linn.) utilizando adyuvantes de ácido naftalenacético (ANA) y ácido indolbutírico (AIB).”*, con el objetivo de analizar cómo las hormonas sintéticas ANA y AIB impacto en la capacidad de los tejidos meristemáticos para producir raíces. Los factores ambientales se regularon utilizando cámaras de enraizamiento durante el periodo de enraizamiento. Las dosis de ANA y AIB que se consideraron para los tratamientos T1, T2, T3 y T4, junto con un grupo de control que no recibió terapia (T0), fueron de 2500, 3000, 3500 y 4000 mg/kg, respectivamente. Se evaluaron varios parámetros, como el porcentaje de enraizamiento (PE), la longitud de los brotes (LB), el porcentaje de formación de callo (FC) y el número de raíces (NR). A todos los efectos, la terapia T2 fue la opción más económica y también produjo los mejores resultados generales.

Ramos (2019), en su investigación titulada "*Propagación de Guanábana (Annona muricata) utilizando ANA (Ácido Naftalenacético) y AIB (Ácido Indolbutírico) en el Cantón Quevedo*", se propuso establecer el impacto de ANA y AIB en la propagación por esquejes para acelerar el proceso y mejorar la calidad del material vegetativo. Se analizaron dos factores: las hormonas enraizadoras (ANA y AIB) y las dosis utilizadas. El tratamiento con ANA a 4000 ppm mostró el mejor promedio en cuanto al número de raíces por brote (3,71%), seguido por AIB a

3000 ppm (3,23%) y AIB a 1000 ppm (2,87%). En términos de longitud de raíz, el tratamiento con ANA a 4000 ppm también destacó, con un promedio de 2,40 cm.

Zamora (2019), realizó un estudio titulado "*Hormonas de crecimiento vegetativo (ácido giberélico, ecklonia máxima) en injertos de guanábana (Annona muricata L.)*" con el fin de evaluar cómo el ácido giberélico y Ecklonia máxima afectan el desarrollo vegetativo en injertos de guanábana. En este ensayo controlado aleatorio, se administraron cinco tratamientos, dos de los cuales fueron ácido giberélico y uno de los cuales fue Ecklonia maxima. Se registraron indicadores agronómicos como % de rendimiento de injerto, diámetro de yemas, altura total de brotes, recuento de yemas y recuento de hojas. El tratamiento con Ecklonia maxima a una concentración de 5 ml/L de agua condujo al agarre completo del injerto y produjo los mejores resultados en términos de diámetro de yemas (3,20 mm), altura de brotes (23,13 cm) y recuento total de yemas y hojas.

2.1.2. Antecedentes nacionales

Román (2019), investigando "*El impacto de la hormona AIB en el proceso de enraizamiento de esquejes jóvenes de Croton lechleri (Arg.) Muell*" Su estudio se centró en determinar el impacto de tres dosis de ácido 3-indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de esquejes juveniles. Se ensayaron cuatro tratamientos (0, 1000, 2000 y 3000 ppm) por triplicado utilizando un diseño totalmente aleatorizado en una cámara de subirrigación. En términos de porcentaje de enraizamiento (96,67%), número de raíces (3,73) y longitud de raíces (3,47 cm), los resultados demostraron que el resultado más favorable se obtuvo con una dosis de 2000 ppm de AIB. Aunque no todos los tratamientos fueron estadísticamente diferentes, la dosis de 2000 ppm fue la que más mejoró en general, lo que sugiere un desarrollo saludable en el vivero y más allá.

Ríos (2022), llevó a cabo un estudio titulado "*Respuestas de las plántones cultivadas de Annona muricata (guanábana) a dos fertilizantes orgánicos*" con el propósito de determinar la

eficacia de dos tratamientos diferentes de materia orgánica líquida sobre el desarrollo de plantas de guanábana en un ambiente controlado, y sopesar los pros y los contras de cada tratamiento. Utilizando el programa InfoStat a un nivel de significancia del 5%, se utilizó un diseño experimental totalmente aleatorizado (DCA). Mientras que el AVIBIOL estimuló el crecimiento máximo en volumen de raíces, peso fresco y peso seco, el CODAHUMUS - 20 fue más beneficioso para el número, diámetro y altura de las hojas. Hubo variaciones notables en los resultados entre las diferentes dosis, y las dosis más altas produjeron los resultados más favorables. Las concentraciones más efectivas de CODAHUMUS - 20 fueron de 30 ml / L y AVIBIOL de 150 ml / L. A estas concentraciones se registraron los valores correspondientes de altura de la planta (64,38 cm) y diámetro del tallo (60,54 cm), número de hojas (44 y 42), volumen radicular (70 y 80 m3), peso fresco (274,80 y 277,96 g) y peso seco (95,10 y 98,12 g). La altura alcanzada por el grupo control fue de 33,94 cm, por otro lado. Con un diámetro de 8,51 mm y 19 hojas, un volumen radicular de 20 m3, un peso fresco de 109,11 g y un peso seco de 46,38 g.

2.1.3. Antecedentes locales

Pérez et al. (2019). realizaron una "*Investigación sobre las raíces de esquejes de 'enraizamiento' de Annona muricata en una cámara de subirrigación utilizando cantidades variables de ácido indolebutírico".* Su objetivo fue evaluar cómo distintas concentraciones de AIB afectan el enraizamiento de esquejes en una cámara de subirrigación. Los esquejes de guanábana, se aplicaron varias soluciones de AIB a estas probetas, cuyo tamaño oscilaba entre 10 y 12 cm de longitud y 0,5 cm de diámetro (0 ppm, 1000 ppm, 2000 ppm y 3000 ppm). Los resultados mostraron que; en cuanto al número medio de raíces, tanto el tratamiento de control como el de 2000 ppm de AIB obtuvieron buenos resultados. En el tratamiento con 1000 ppm de AIB, el 41%

de las estaquillas enraizaron, pero en el tratamiento con 2000 ppm de AIB, el 99,33% de las estaquillas sobrevivieron.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Origen

Lima (2019), afirmó que las especies *Annona* reticulata L., *Annona* purpurea Moc. & Sessé, y *Annona muricata* L. muestran una notable capacidad de adaptación a diferentes tipos de suelos, lo que las convierte en frutales cosmopolitas. Narciso (2020), específicamente dijo que los valles andinos de Perú albergan guanábana, una planta que tiene sus raíces en Centroamérica. Los conquistadores españoles llevaron muchos tipos diferentes de guanábana silvestre a las áreas tropicales del mundo.

2.2.2. Clasificación taxonómica

Según Guaycha (2020), la guanábana se clasifica según los siguientes grupos taxonómicos:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Magnoliales

Familia: *Annona*ceae

Género: *Annona*

Especie: *Annona muricata* L.

2.2.3. Descripción morfológica

Castro (2018), el cultivo de guanábana dijo, no es adecuado para climas fríos. Se

pueden cosechar de diez a quince frutos cada temporada, ya que pequeños insectos ayudan a polinizar las flores.

El árbol: Predominantemente De crecimiento pronunciado, en su mayoría verde, y se vuelve verde mientras las flores están en flor; madura a una altura de 3-7 metros. Hojas enteras, alternas, unifoliadas, de color verde claro y aspecto coriáceo. Un tronco gris, recto y bajo.

Las flores: Presentan tres sépalos, de tres a seis pétalos, numerosos estambres y varios pistilos. Las semillas, negras y brillantes, están dispersas en la pulpa.

Raíces: Pueden atravesar grandes extensiones de terreno y soportar sequías gracias a su enorme sistema radicular. Su capacidad para alcanzar profundidades de hasta un metro las hace ideales para su uso en plantaciones comerciales.

Narciso (2020), la guanábana, según él, es un miembro de la familia *Annona*ceae, con hojas delicadas de hoja perenne que miden de 6 a 20 cm de largo y de 2 a 7 cm de ancho, y pueden crecer hasta una altura de 5 a 9 metros. Unas pocas manchas en el tallo y las ramas harán crecer las diminutas flores, que miden alrededor de 4,5 cm de largo. Temperaturas entre 25 y 28 grados Centígrados y precipitaciones anuales superiores a los 1000 milímetros indican el inicio de esta estación seca, que ocurre al menos a 1000 metros sobre el nivel del mar. Puede asfixiarse fácilmente, aunque no es quisquilloso con la tierra. Los diferentes tipos se clasifican según su acidez o dulzor.

Pérez (2022), el autor señaló que las semillas de guanábana tienen una forma elipsoidal, son de color marrón o crema y tienen un arilo primitivo, así como un hilo delgado que rodea el micropilo en un patrón circular. Una capa de semilla bastante gruesa y duradera. A una profundidad de aproximadamente 30 centímetros del tallo, se encuentra su sistema radicular fibroso y poco profundo.

Soplin (2015), señaló que el período óptimo para que florezcan las flores es en septiembre, que resulta ser el mes más lluvioso. Además, dijo que los árboles de guanábana, particularmente los más viejos, florecen y producen frutos durante todo el año.

Yamarte et al. (2014), señalaron que, en Colombia, la floración se presenta de manera bimodal, con picos de floración de junio a agosto y en menor intensidad en diciembre. En México, la brotación es más intensa en julio y septiembre, con una fuerte floración en octubre (Solórzano, 2007).

2.2.4. Valor nutricional

Bautista et al., (2024) reportó que la guanábana posee propiedades medicinales anticancerígenas, destacándose por su capacidad para atacar células cancerosas sin afectar las células sanas. Este beneficio se encuentra en toda la planta, incluyendo raíces y pulpa, lo que hace que su consumo sea altamente recomendable.

2.2.5. Propagación

La reproducción de la guanábana se realiza mayormente por semillas, aunque también es posible por injerto o acodo. Andrade (2017) recomienda que los árboles utilizados para las semillas estén en excelentes condiciones, no superen los 5 metros de altura y tengan un historial de prolífica producción de fruta.

La guanábana y otras anonáceas locales se pueden usar para la propagación de injertos, pero solo se deben considerar los patrones y brotes de plantaciones de alto rendimiento. Estos se cosechan de plantas sanas, luego se secan a la sombra durante tres o cuatro días antes de usarse para la multiplicación de semillas.

La germinación ocurre 15-20 días después de la siembra, y retienen un 70% de germinación incluso cuando se mantienen. Los rendimientos de frutos oscilan entre 30 y 40 kg por kilogramo de semillas (2800 semillas por kilogramo) (Pérez, 2022).

El semillero debe desinfectarse con fungicida o herbicida y las semillas lavarse y remojarse en agua caliente a 50°C por 15 minutos, seguidas de un remojo de 24 horas en agua para descartar las semillas flotantes y asegurar la uniformidad de las plántulas (Castro, 2018).

El suelo, los desechos orgánicos, la grava de arroz o la arena de río son componentes del sustrato sobre el que se colocan las plántulas antes de colocarlas en bolsas de polietileno. Una zona semisombreada con riego es ideal para el vivero (Castro, 2018).

Es mejor esperar de cinco a ocho meses después de que la planta maestra haya comenzado a crecer antes de injertar. Si desea que su injerto lateral se vea lo mejor posible, fertilice el patrón con 5 gramos de una mezcla 10-30-10 un mes antes del procedimiento. Las cañas elegidas deben coincidir en diámetro con los patrones y provenir de árboles jóvenes (Castro, 2018).

2.2.6. Requerimiento edafoclimático

Pérez (2022) detalló los siguientes requerimientos edafoclimáticos para el cultivo de guanábana:

Luz: Mínimo de 2000 horas de luz al año.

Temperatura: Temperaturas que oscilan entre los 23 y los 30 grados centígrados y una elevación mínima de 1000 metros sobre el nivel del mar son necesarias para que esta planta prospere.

Humedad relativa: Cuando la humedad es alta, es más probable que aparezca la antracnosis, y cuando es baja, tanto la polinización como el rendimiento se ven afectados.

Suelos: Las condiciones ideales de cultivo son suelos arcillosos o limosos ligeramente ácidos, ricos en materia orgánica y bien drenados (pH 5.5 a 6.5). Crece mejor entre los 400 y 600 metros sobre el nivel del mar.

Riego: Aunque tolera la sequía, es necesario el riego abundante o fertiirrigación en épocas secas prolongadas.

2.2.7. Usos de la guanábana

El Para hacer refrescos, helados, ensaladas, postres y batidos, las amas de casa utilizan la pulpa de algodón de la fruta, que es excepcionalmente jugosa. La fruta fresca es otra forma de comerla.

Como cataplasma, la pulpa ayuda con los moretones, mientras que las raíces son útiles en la batalla contra la epilepsia. Como supurativo, antiinflamatorio y antipirético, las hojas tienen usos medicinales en algunas regiones. Los usos tradicionales de las semillas incluyen como astringente, cebo de pesca y pesticida; hoy en día, su aceite encuentra uso en los sectores culinario, farmacéutico y cosmético. sectors.as sedantes y un remedio para el resfriado elaborado con frutas maduras cocidas. Los compuestos taninos y astringentes de las frutas verdes secas y en polvo las hacen insecticidas y catárticas. Los frutos pueden usarse en el sector alimentario como fuente extra de pectina para mermeladas y jaleas debido a su alta concentración de pectina.

Muchos compuestos bioactivos y fitoquímicos se han encontrado en corteza, hojas, semillas, raíz y tallo de *Annona muricata*, presentando actividades hipotensiva, antipasmódica, anticonvulsiva, vasodilatadora, relajante de músculo liso, cardiodepresivas, antibacterial, antifúngica, antiparasitaria como el caso de la malaria, insecticida (alcaloides como anonina, muricina y muricinina), antidepresiva y citotoxicidad contra células cancerígenas (acetogeninas) (Castro, 2018).

Las pipas hechas de esta madera son ideales para inhalar. De la pulpa se elaboran mermeladas, concentrados, néctares, vinos y otros dulces (Bautista et al., 2014).

2.2.8. Métodos de propagación

Según Montejo (2020), los sustratos se definen como materiales sólidos distintos del suelo que, cuando se colocan en un recipiente, parcial o completamente, permiten que el sistema radicular de la planta se adhiera. Estos materiales pueden ser de origen natural o artificiales, y pueden tener una composición orgánica o mineral. La planta usa estos elementos como apoyo, y podrían o no participar en la alimentación de la planta.

Robles (2023), menciona que los sustratos se han utilizado cada vez más como medio de cultivo en sistemas agrícolas más intensivos en todo el mundo, particularmente en el cultivo de invernadero, teniendo en cuenta las condiciones óptimas de producción. Los sustratos son muy apreciados en el cultivo de plantas por su capacidad para mejorar la absorción de nutrientes, agua y oxígeno por parte del sistema radicular.

2.2.8.1. Sexual

Las Para obtener las mejores semillas, use frutas que estén completamente maduras y de árboles que gocen de excelente salud. Deben enjuagarse y dejarse secar a la sombra durante tres o cuatro días después de la cosecha. La tasa de germinación de estas semillas permanece alrededor del 70% incluso después de más de un año de almacenamiento, lo que ocurre entre quince y veinte días después de la siembra. Para obtener 1 kg de semillas (que equivale a unas 2800 semillas), se necesitan entre 30 y 40 kg de fruta. Una vez secas, las semillas deben someterse a un control de calidad, seleccionando solo aquellas que estén libres de contaminación y que presenten una coloración negra (Nolasco et al., 2019).

Con el fin de identificar los diferentes tipos de germinación retrasada y encontrar una manera de superarlos, los científicos realizaron experimentos de germinación y latencia en semillas de chirimoya y guanábana. No se observó latencia exógena mediante el proceso de imbibición de las semillas.

Las pruebas de viabilidad con tetrazolio mostraron que aproximadamente el 20% de las semillas aparentemente normales en cada grupo no eran viables (Nolasco et al., 2019).

Además, se analizaron las características de crecimiento vegetativo y reproductivo de la guanábana, evaluando variables como brotes vegetativos, brotes florales y sus períodos de aparición. Se observó que la brotación coincidía con las temporadas de lluvia (de enero a mayo y de julio a diciembre). La ramificación es acrótona y el crecimiento tiene una orientación plagiotrópica (Nolasco et al., 2019).

Además, probamos cómo remojar las semillas en agua y la escarificación química con ácido sulfúrico afectaron la germinación y el eventual brote de plántulas de guanábana (Nolasco et al., 2019).

2.2.8.2. Asexual

Para asegurarse de que las plantas comerciales tengan un buen desempeño, se injertan utilizando patrones que se adaptan a los entornos donde se producirán. Los esquejes, estacas o brotes son secciones de tallo que se quitan de los árboles una vez que se han elegido. Se administra un baño hormonal a las raíces antes de plantarlas en bancos de enraizamiento. Para hacer un techo a dos metros del suelo, cubra estos asientos con algo que bloquee los rayos del sol hasta en un cuarenta por ciento. Los esquejes eventualmente se convierten en una nueva planta cuando establecen raíces adventicias en la base (Pérez, 2022).

Esta técnica garantiza que la descendencia mantendrá todos los rasgos de la planta madre, madurará más rápido y comenzará a dar frutos antes que las plantas cultivadas a partir de semillas, todo mientras permanece de menor estatura. Después de desarrollar raíces adventicias, los brotes en un sistema de capas crecen en un anillo alrededor del tallo de la planta madre. La fruta cosechada comparte muchos rasgos con la planta madre. (Tinco, 2013).

La propagación clonal o asexual utiliza partes vegetativas para multiplicar la planta. La tecnología de cultivo de tejidos, que abarca tanto procedimientos básicos como sofisticados, garantiza que el material sea genéticamente homogéneo, mejorado y libre de plagas y enfermedades. El uso de tejidos vegetales ayuda a mantener las propiedades del material (Pérez, 2022).

Los enraizadores se emplean para acelerar y uniformizar el proceso de enraizamiento, mejorando la calidad de las raíces en términos de número, distribución y tamaño. La hormona ANA, por ejemplo, inicia la proliferación celular, controla la diferenciación y división celular y fomenta el desarrollo de raíces adventicias (Tinco, 2013)

2.2.8.3. Esquejes

El uso de estacas o esquejes para la multiplicación asexual se encuentra entre las formas más rápidas y fáciles de crear nuevas plantas con material genético idéntico. De lo que se trata es de reproducir un organismo a partir de los tallos y hojas de otra planta. Las especies frutales de la familia *Annona*ceae, incluidas *Annona* cherimola y *Annona* squamosa, se han propagado con éxito utilizando esta estrategia. La cría de estacas tiene varias ventajas, pero también exige una cuidadosa atención a los detalles, como elegir la rama correcta para cosechar y colocar la estaca con precisión en la rama (López, 2019).

Un beneficio de enraizar esquejes es que pueden producir brotes rápidamente que se convertirán en ramas. Lo que esto implica es que un pequeño número de plantas madre puede generar una abundancia de plantas sin variación alguna en sus genes. La longitud ideal para los esquejes es de 35 cm, y deben derivarse de tallos fuertes y robustos que tengan un promedio de 1 cm de diámetro y tres o cuatro yemas activas. (López, 2019).

Lo que se planta determina cuánto y qué tan buena cosecha obtiene una plantación. El desarrollo y la producción de plantas producidas sexualmente pueden ser impredecibles, por lo tanto, un método más confiable es la propagación vegetativa (López, 2019).

2.2.9. Hormonas vegetales

Las hormonas, Las plantas producen estos compuestos para regular su propio crecimiento, metabolismo y desarrollo, entre otros muchos procesos fisiológicos. Estas sustancias se agrupan en varias clases: hormonas como auxinas, giberelinas, citoquininas, etileno, ácido abscísico, jasmonatos y brasinoesteroides. Las etapas de maduración y floración de los frutos están influenciadas por las auxinas, las citoquininas influyen en la división celular, el alargamiento de los órganos y la creación de estróbilos, y las giberelinas inducen el crecimiento del tallo, la brotación de nuevos brotes, el desarrollo de frutos y estróbilos y la producción de estróbilos (López, 2019).

Algunas partes de la planta producen estas hormonas y luego van a otras partes de la planta para controlar el crecimiento, el desarrollo y el metabolismo en cantidades bajas (López, 2019).

2.2.9.1. Auxinas

Al promover la elongación celular, las auxinas regulan el crecimiento de las plantas como una especie de fitohormona. Crean un gradiente de concentración a medida que pasan

de las zonas meristemáticas de los nodos a otras áreas de la planta, especialmente la base. Para llegar a los haces vasculares, estas hormonas primero deben pasar a través de un canal en el parénquima. Las auxinas regulan la supresión lateral de las yemas, la caída de frutos y hojas, y el desarrollo de raíces y tallos, entre otros impactos fisiológicos en el crecimiento de las plantas (López, 2019).

Tanto la concentración de auxinas como la de hormonas influyen en los efectos de las auxinas sobre los tejidos vegetales. Entre los efectos más notables se encuentra la modificación de la fisiología genética normal de los tejidos vegetales mediante la inducción de tejido calloso. Las células indiferenciadas que responden a la auxina comienzan a proliferar. El 2,4-D es la auxina más utilizada para inducir la producción de tejido calloso en los cultivos. Muchos investigadores optan por emplear ANA o AIA en lugar de cultivos derivados de 2,4-D debido a la heterogeneidad genética que puede observarse en este tipo de cultivos (López, 2019).

2.2.9.2. Uso de hormonas sintéticas en la agricultura

Los árboles frutales injertados vienen en una amplia variedad de variedades, cada una con su propio conjunto de características que los hacen resistentes a las plagas y adecuados para crecer en una variedad de suelos. Las estacas de enraizamiento con diversos grados de lignificación proporcionan la mayoría de estos portainjertos, mientras que la germinación de las semillas también contribuye significativamente. Al crear estas plantas a partir de semillas, es práctica habitual utilizar técnicas de cultivo in vitro. Estos procedimientos necesitan cantidades particulares de auxinas y citoquininas sintéticas (López, 2019).

En muchas plantas, el enraizamiento ocurre de forma natural, pero en especies que son más difíciles de propagar, se ha demostrado que el uso de ácido indolacético (AIA) y

auxinas sintéticas como el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA) puede estimular este proceso (López, 2019).

Aunque otros productos químicos como el ácido fenilacético, algo de cloroindol y, más recientemente, el AIB, también se han identificado como auxinas, la única auxina de origen natural es el AIA. Anteriormente se creía que el AIB solo se encontraba en auxinas sintéticas activas; sin embargo, tras una investigación adicional, se descubrió en las hojas del maíz y otras plantas dicotiledóneas, lo que sugiere su presencia en varias especies de plantas más. Durante mucho tiempo se pensó que el aminoácido triptófano era el predecesor del AIA debido a su similitud molecular con el AIA. Sin embargo, actualmente se sabe que el triptófano no es el único precursor que puede usarse para generar AIA (López, 2019).

2.2.9.3. Filosofía del enraizamiento

Si desea que sus estacas arraiguen correctamente, necesita optimizar una serie de parámetros anatómicos, fisiológicos y ambientales. Sin embargo, reducir el estrés hídrico en las estacas es un componente esencial. Cuando el agua escasea, las plantas cierran sus estomas, lo que ralentiza el crecimiento, la división celular, la fotosíntesis, producir glucosa y transportar metabolitos a los primordios que aún están en proceso de desarrollo. Las auxinas promueven el desarrollo radicular adventicio, aunque el estrés hídrico probablemente disminuya la disponibilidad de cofactores necesarios para este proceso (López, 2019).

El rendimiento del cultivo está influenciado por la calidad inherente de los tallos, así como por los tratamientos que mejoran la capacidad de sus raíces y el potencial de floración. La razón es que hacer que las plantas echen raíces es crucial para una siembra y un rendimiento exitosos. Al elegir estacas, asegúrese de que las plantas madre estén cultivadas y en buenas condiciones (López, 2019).

El proceso de multiplicación vegetativa puede verse afectado por factores genéticos, fisiológicos o ambientales. Una consideración importante es la capacidad inherente de enraizamiento, que difiere no solo entre especies sino también dentro de individuos de la misma especie. Los porcentajes de enraizamiento son inversamente proporcionales a la edad de los árboles; es decir, los porcentajes de enraizamiento tienden a disminuir con la edad de los árboles, por lo que la edad de la madre del árbol es un factor adicional a considerar al enraizar estacas (López, 2019).

Si bien la reproducción vegetativa ya está presente en muchas especies de plantas, puede mejorarse y expandirse mediante la intervención humana. Para que la propagación vegetativa sea exitosa depende de una serie de variables, incluidas las especies en consideración, la técnica elegida, las propiedades fisiológicas del material, el genotipo y la estrategia de manejo utilizada en varias etapas del proceso (López, 2019).

Cuatro fases distintas componen la rizogénesis: (1) diferenciación celular cerca del anillo de tejido vascular, típicamente en células parenquimatosas cercanas al xilema y floema inmaduros o secundarios;(2) formación celular inicial en nuevas áreas meristemáticas;(3) organización celular en primordios radicales; y (4) crecimiento y emergencia de las raíces. El alargamiento de la raíz se ve afectado principalmente por variables externas, mientras que el desarrollo de la raíz está controlado por la composición genética y el estado fisiológico de la planta (Román, 2019).

2.2.9.4. Fitorreguladores

Los fitorreguladores, también conocidos como reguladores de crecimiento vegetal o fitohormonas, estas sustancias tienen un efecto químico en las plantas, afectando la forma en que se desarrollan y florecen. La germinación, la floración, la senescencia y las raíces son solo

algunos de los muchos procesos fisiológicos que dependen de estos reguladores, que pueden ocurrir de forma natural o producirse artificialmente (Taiz & Zeiger, 2010).

2.2.9.5. Ácido naftalenacético (ANA)

La familia de las auxinas incluye la molécula química ácido naftalenoacético (ANA), que tiene características hormonales. Un diluyente químico para frutas, un agente para estimular el enraizamiento de estacas y un estimulante para el crecimiento de raíces en explantes estériles (en cultivo de tejidos vegetales) se encuentran entre sus muchos usos en la agricultura (Dardon et al., 2015).

Este regulador de crecimiento es muy común en la horticultura, donde su función es activar el crecimiento y mejorar la producción al aumentar el número de frutos, su cuajado y tamaño. La optimización del crecimiento vegetativo y las características de producción contribuyen a elevar la productividad del cultivo (Dardon et al., 2015).

El ácido naftalenacético (ANA) es un tipo de auxina sintética, que es una clase de fitorreguladores que promueven el crecimiento celular y la elongación. Las auxinas naturales, como el ácido indolacético (AIA), se producen en las zonas de crecimiento activo, como los meristemos apicales de las raíces y los brotes (Dardon et al., 2015).

El ANA, es bien conocido por estimular el desarrollo de raíces adventicias en plántulas y esquejes, así como por alargar las células y facilitar la diferenciación celular. Además, el ANA favorece el desarrollo de frutos y previene la caída prematura de hojas y frutos (Dardon et al., 2015).

2.2.9.6. Ácido Indol butírico (AIB)

El ácido indolbutírico (IBA) es un compuesto natural que, a temperatura y presión estándar (25 °C y 1 atm), se presenta como un sólido cristalino de color blanco a amarillo claro, que se descompone antes de alcanzar su punto de ebullición. Este regulador del crecimiento pertenece a la familia de las auxinas y se utiliza en numerosos productos comerciales destinados a promover el enraizamiento de estacas de plantas hortícolas y frutales (Báez et al., 2015).

A nivel mundial, se han llevado a cabo numerosos estudios experimentales sobre el uso de AIB para el enraizamiento de esquejes. Este compuesto, que se comercializa comúnmente en forma de polvo blanco, está disponible en concentraciones que varían entre 100 ppm y 1000 ppm o más. El AIB suele tener una pureza del 99%, y su concentración óptima puede variar según la especie. En ausencia de información específica sobre la concentración adecuada de auxinas para una especie particular, es recomendable experimentar con distintas concentraciones y comparar los resultados con estacas que no reciban auxinas como grupo de control (Abanto et al., 2013).

El ácido indolbutírico influye en varias funciones vegetales, actividades como el desarrollo del tallo, el establecimiento de raíces, la supresión lateral de yemas, la caída de frutos y hojas y la activación de células de cambium (Hartmann & Kester, 2000). Su efecto principal es estimular el alargamiento celular, aunque también puede provocar una depresión del crecimiento celular dependiendo de la concentración utilizada (Dardon et al., 2015).

El ácido indolbutírico (AIB) es otra auxina sintética ampliamente utilizada en la agricultura y la horticultura. Comparado con el ANA, el AIB es especialmente efectivo en la inducción de raíces adventicias (Dardon et al., 2015).

El AIB se caracteriza por su alta efectividad en la promoción del enraizamiento, su estabilidad química que permite su uso en diferentes condiciones ambientales y su menor toxicidad en comparación con otras auxinas sintéticas (Abanto et al., 2009). Estas propiedades hacen del AIB un regulador de crecimiento preferido en numerosos procedimientos agrícolas.

Las aplicaciones del AIB incluyen la propagación vegetativa mediante esquejes, el tratamiento de semillas para mejorar la germinación y el desarrollo inicial, y la inducción de raíces en plantas difíciles de enraizar (Dardon et al., 2015). Estas aplicaciones resaltan la versatilidad y eficacia del AIB en diversos contextos agrícolas y hortícolas.

2.2.9.7. Root hor

ROOT HOR es un fitorregulador comercial que combina diferentes auxinas, principalmente ANA y AIB, para maximizar la eficiencia en la inducción de raíces. Esta formulación optimizada permite su uso en una amplia variedad de plantas y condiciones de cultivo (Mendoza, 2019).

ROOT HOR combina las ventajas del ANA y el AIB, presentando una alta eficacia en la promoción del enraizamiento en condiciones controladas y de campo. Además, su formulación es fácil de aplicar en diferentes métodos, como inmersión de esquejes o aplicación directa en el sustrato (Mendoza, 2019).

Las aplicaciones de ROOT HOR incluyen su uso en viveros para la producción masiva de plantas, la propagación de especies ornamentales y forestales, y la mejora de la supervivencia y el vigor de las plantas trasplantadas. Estas aplicaciones destacan la importancia de ROOT HOR en la mejora de las prácticas de cultivo y propagación (Mendoza, 2019).

2.2.9.8. Mecanismos de acción de los fitorreguladores

Los fitorreguladores como el ANA, el AIB y ROOT HOR actúan principalmente mediante la alteración de la expresión génica y la modulación de los procesos hormonales en las plantas. Estas sustancias químicas activan o silencian genes implicados en el desarrollo y el crecimiento cuando se unen a determinados receptores de las células vegetales, desencadenando una cascada de señales (Mendoza, 2019).

En la etapa de enraizamiento, las auxinas estimulan la división celular y la diferenciación de las células de la raíz en células que se originan en el cambium. Además, regulan la producción de otras fitohormonas, como las citoquininas y las giberelinas, que también influyen en el desarrollo de las raíces (López, 2019).

CAPITULO III:

METODOLOGIA

3.1. Método de investigación

El método utilizado en este estudio es de naturaleza aplicada, centrado en resolver problemas prácticos y generar conocimientos útiles para la implementación en el campo de la agricultura. Esta investigación experimental se ha desarrollado con el objetivo de determinar las relaciones de causa y efecto de manera confiable y precisa, específicamente en el contexto del enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* Lim.) en cámaras de subirrigación en Pucallpa, utilizando tres diferentes fitorreguladores.

En este enfoque metodológico, las variables independientes, en este caso, los tres tipos de fitorreguladores son aplicados a los esquejes de guanábana para observar y medir su impacto en la variable dependiente, que es el éxito y la calidad del enraizamiento. Los tratamientos experimentales implican la aplicación controlada de cada fitorregulador bajo condiciones específicas de subirrigación, diseñadas para optimizar el proceso de enraizamiento.

Para evaluar el efecto de estos tratamientos, los resultados obtenidos de los esquejes tratados con los fitorreguladores son comparados con los resultados de un grupo control. Este grupo control consiste en esquejes de guanábana que no reciben ningún tratamiento con fitorreguladores, lo que permite establecer una línea base o punto de referencia para evaluar los cambios observados. La comparación entre los grupos experimentales y el grupo control ayuda a determinar si los fitorreguladores tienen un efecto significativo en el enraizamiento de los esquejes de guanábana.

3.2. Tipo y nivel de investigación

La investigación sobre el efecto de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* Lim.) en cámaras de subirrigación en Pucallpa se desarrolló bajo un enfoque cuantitativo, utilizando variables numéricas y técnicas estadísticas para validar la hipótesis planteada (Hernández et al., 2014). Este enfoque permitió recopilar datos precisos sobre la efectividad de los fitorreguladores en el enraizamiento de los esquejes.

Se adoptó un enfoque explicativo, buscando comprender las razones subyacentes a los fenómenos observados y la relación entre las variables independientes (los tres fitorreguladores) y la variable dependiente (el enraizamiento). El diseño experimental fue esencial para manipular las variables independientes y observar sus efectos directos, generando respuestas diferenciadas respecto a la variable dependiente y controlando factores externos para asegurar la validez interna del experimento.

Este estudio se sitúa en un nivel de investigación aplicada, con el objetivo principal de determinar cómo diferentes fitorreguladores afectan el enraizamiento de esquejes de guanábana en condiciones controladas de subirrigación en Pucallpa. La metodología experimental permitió manipular intencionalmente los fitorreguladores y analizar sus efectos en un entorno controlado, proporcionando datos confiables aplicables en la práctica agrícola para el desarrollo de técnicas de propagación más eficientes y sostenibles.

3.3. Población y muestra

3.3.1. Población

La población estuvo constituida por un total de 256 esquejes de guanábana (*Annona muricata*), cada una con una altura de 20 cm, las cuales fueron distribuidas en 16 unidades

experimentales, cada una con un área de 0.2 m². En cada unidad experimental, se dispusieron 16 esquejes de guanábana, manteniendo un distanciamiento de 10 cm entre ellas.

3.3.2. Muestra

La muestra se determinó de manera homogénea para cada una de las unidades experimentales. Se seleccionaron 4 esquejes de guanábana de cada una de las 16 unidades experimentales, resultando en una muestra total de 64 esquejes representativas de la población.

3.4. Componentes en estudio

Se investigaron los esquejes de guanábana (*Annona muricata* Lim.) junto con tres tipos de fitorreguladores, explorando su capacidad para el enraizamiento en cámaras de subirrigación en Pucallpa. Esta investigación se centró en determinar con precisión el tiempo requerido y la efectividad de estos fitorreguladores para que los esquejes desarrollen raíces en condiciones controladas de vivero. Por lo tanto, tanto los esquejes de guanábana como los fitorreguladores utilizados fueron los componentes principales en este estudio.

3.5. Tratamientos en estudio

Este estudio abarca cuatro tratamientos, que incluyen tres fitorreguladores distintos y un testigo sin tratamiento. Los fitorreguladores seleccionados fueron los componentes principales en este estudio. Los esquejes de guanábana se enraizaron en una cámara de subirrigación y se estudiaron los efectos de cada tratamiento. Con el fin de aumentar la tasa de éxito de la formación de raíces, los fitorreguladores que se eligieron se consideraron cuidadosamente por su capacidad para mejorar el enraizamiento. Las terapias que formaron parte de la investigación fueron:

Tabla 1

Tratamientos en el estudio de enraizamiento de guanábana

Tratamiento	Código	Descripción
1	**T1**	Sin fitohormonas (Testigo)
2	**T2**	Ácido naftalenacético a 3000 ppm
3	**T3**	Ácido indo butílico a 3000 ppm
4	**T4**	Root -hor a 3000 ppm

Los fitorreguladores empleados en este experimento fueron cuidadosamente seleccionados teniendo en cuenta su fácil accesibilidad y sus bajos costos. Se priorizó la elección de fitorreguladores que fueran fácilmente accesibles en la ciudad donde se desarrolló la investigación, garantizando así su disponibilidad y facilitando su adquisición para llevar a cabo el estudio de manera efectiva. Esta consideración estratégica no solo aseguró la viabilidad logística del proyecto, sino que también permitió el uso de productos locales, promoviendo así la sostenibilidad y la integración con el entorno.

3.6. Diseño experimental

La investigación se desarrolló siguiendo un Diseño Estadístico Completo al Azar (DCA), un enfoque meticuloso que garantizó la imparcialidad en la asignación de tratamientos. Se exploraron cuatro tratamientos diferentes, cada uno representando un tipo específico de fitorregulador, los cuales fueron replicados varias veces para asegurar la consistencia de los resultados. Este diseño proporcionó un total de 16 unidades experimentales, lo que permitió un análisis detallado de la influencia de los fitorreguladores en el enraizamiento de los esquejes de guanábana. La elección cuidadosa de este diseño estadístico resaltó la precisión y la confiabilidad

en la obtención de conclusiones significativas sobre el efecto de los fitorreguladores en el enraizamiento de guanábana.

Modelo matemático:

$Yij = \mu + Ti + Eij$

En donde:

Yij: Variable respuesta de la ij-esima unidad experimental.

μ: Efecto de la media general.

Ti: Efecto del i-esimo tratamiento.

Eij: Efecto del error experimental asociado a la i-esima experimental.

3.7. Análisis de la varianza

Se utilizó el análisis de la varianza (ANOVA) para evaluar los factores determinantes de la variabilidad e identificar los tratamientos con diferencias estadísticamente significativas. La significación estadística de estas diferencias se determinó mediante la prueba de comparaciones múltiples de Tukey, con un umbral de significación de $\alpha = 0,05$, teniendo en cuenta los grados de libertad adecuados para el análisis.

Tabla 2

Estructura del análisis de la variancia del estudio

Fuentes de Variabilidad	Grados de libertad
Tratamiento	4 – 1 = **3**
Error	(4 - 1) (4) = **12**
Total	(4 x 4) -1 = **15**

Figura 1

Croquis de distribución de los tratamientos

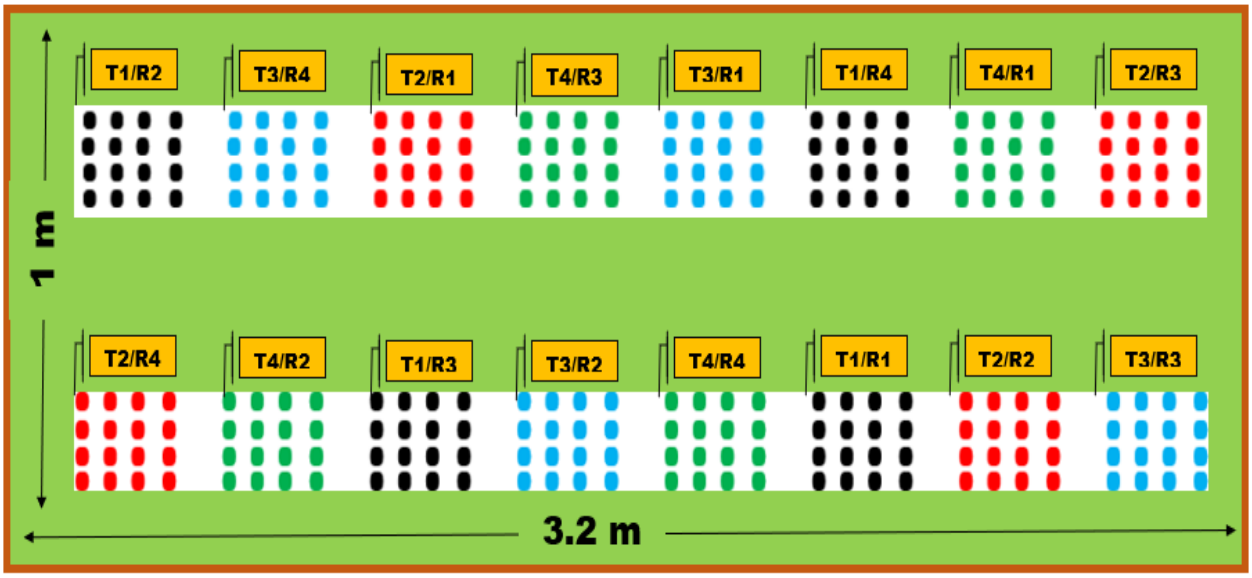


Tabla 3

Dimensiones y cualidades del estudio

Área total del estudio (Cámara de subirrigación)	
Largo neto	3.20 m
Ancho neto	1.00 m
Área total	3.20 m^2
Número de tratamientos	4
Número de repeticiones	4
Número de plantas totales (población)	256
Área de las unidades experimental	
Largo neto	0.4 m
Ancho neto	0.4 m

Área total	0.16 m^2
Número de unidades experimentales (U/E)	16
N° de plantas/UE	12
N° de plantas netas	4
Distanciamiento entre planta	0.07 m

3.8. Ejecución del experimento

3.8.1. Ubicación y duración del estudio

El estudio se realizó en el laboratorio de hidroponía de la Universidad Nacional de Ucayali, el cual se encuentra ubicado en el distrito de Callería, provincia de Coronel Portillo, zona de Ucayali. A una altura de 156 metros sobre el nivel del mar, el laboratorio se encuentra en la carretera Federico Basadre Km 6.200, con las coordenadas geográficas de latitud sur 08º23'40« y longitud oeste 74°34'40” (Figura 2).

Figura 2

Ubicación del área de estudio en el laboratorio de hidroponía de la UNU.



3.8.2. Condiciones ecológicas y climáticas

El estudio se llevó a cabo durante los meses de febrero y marzo de 2024. Durante estos meses, el clima en el distrito de Callería se caracterizó por ser cálido y húmedo. En febrero, la temperatura máxima promedio fue de 34.2 °C, con una mínima de 23.1 °C. En marzo, la

temperatura máxima promedio fue de 33.8 °C, con una mínima de 23.4 °C. La radiación solar fue alta en ambos meses, y la precipitación registrada fue de aproximadamente 162 mm en febrero y 148 mm en marzo. La precipitación anual promedio en la región es de 1773 mm, con un período seco notable en los meses de junio, julio y agosto (Aybar et al., 2017).

Tabla 4

Datos climatológicos durante los meses de estudio

Parámetros evaluados	Periodo del estudio	
	Febrero	**Marzo**
Temperatura Máxima	34.2 °C	33.8 °C
Temperatura mínima	23.1 °C	23.4 °C
Humedad relativa	85%	84%
Precipitación (mm)	162	148
Horas luz	12.00	12.05
Viento (km/h)	3.5	3.6
Días de lluvia	8	7

Fuente: Estación meteorológica de la Universidad Nacional De Ucayali

3.8.3. Proceso experimental

3.8.3.1. Implementación y construcción de la cámara de subirrigación.

Se inició la preparación de la cámara de subirrigación desinfectándola minuciosamente con una solución de hipoclorito de sodio al 5% (lejía) en el área designada para su construcción. Posteriormente, se desinfectó de manera exhaustiva todo el sustrato que se utilizaría para asegurar un ambiente libre de contaminantes. Se aplicó Benomyl a una dosis de 500

mg/Kg en todas las capas que formaron la cámara para prevenir el desarrollo de enfermedades. La estructura de la cámara, con dimensiones de 1 x 3.2 m, se construyó utilizando madera y se revistió con mica translúcida de polietileno para una mejor visibilidad interna. En su interior se dispusieron capas sucesivas de piedra, grava y arena, y se añadieron aproximadamente 30 litros de agua para asegurar una adecuada irrigación de los esquejes. Este diseño facilitó una distribución uniforme de la humedad y garantizó un entorno óptimo para el enraizamiento, mientras que la cámara se mantuvo sellada herméticamente para evitar la pérdida de agua y mantener condiciones estables.

3.8.3.2. Recolección del material genético.

En las mañanas iniciando a las 6 a.m. para la recolección de material vegetativo, tomando esquejes de la sección media y la punta de la planta. Una vez cortado los esquejes procedimos a dividimos las hojas por la mitad con un bisturí estéril para crear esquejes de unos 20 cm de largo y 1 cm de diámetro. Para preservar la calidad del material recolectado y evitar la deshidratación, los esquejes se colocaron en hileras dentro de una caja de Tecnopor. Este proceso de recolección y desinfección de los esquejes tomó alrededor de 3 horas.

3.8.3.3. Preparación y aplicación de los tratamientos.

Se prepararon soluciones con concentraciones de 3000 ppm para ANA, AIB y Root-Hor, disueltas en una solución de alcohol al 96%. Previamente, los esquejes fueron desinfectadas con una solución fungicida denominada Benomyl y se dejaron en reposo y ventilación durante 10 minutos. Posteriormente, se sumergió aproximadamente 1 cm de la base de cada estaca en las soluciones hormonales durante 5 segundos. Después de este tratamiento, los esquejes se instalaron en la cámara de subirrigación de acuerdo con el esquema de tratamientos establecido.

3.8.3.4. Monitoreo.

Cada 15 días, se realizó una inspección minuciosa de los esquejes para detectar signos visibles de enfermedades, plagas o descomposición. Se observó el desarrollo de brotes y se evaluó su crecimiento. Se midieron con precisión la longitud y el número de raíces formadas, registrando estos datos para un análisis comparativo. Se verificó el nivel de agua en la cámara de subirrigación, asegurando que estuviera dentro del rango óptimo y añadiendo agua si fue necesario para mantener la humedad adecuada. Además, se ajustó la ventilación para prevenir la acumulación excesiva de humedad y mantener un ambiente saludable. Todas las observaciones y medidas se documentaron detalladamente en un registro. Basado en esta información, se realizaron ajustes en los sistemas de irrigación o ventilación para garantizar condiciones ideales para el enraizamiento y el crecimiento de los esquejes.

3.8.3.5. Evalauaciones y toma de datos.

A los 45 días desde la siembra, se realizó una evaluación exhaustiva del experimento. Esta evaluación incluyó la determinación del porcentaje de enraizamiento (%), que refleja la proporción de esquejes que lograron desarrollar raíces. También se calculó el porcentaje de sobrevivencia (%) para medir la viabilidad de los esquejes a lo largo del tiempo. Se midió la longitud de las raíces (cm) y se contaron el número de raíces desarrolladas en cada estaca. Además, se evaluó el volumen de las raíces (cm^3) para obtener una medida de su desarrollo y biomasa.

En cuanto al crecimiento inicial, se registró el número de brotes emergidos y se midió la longitud de los brotes (cm). Estos datos proporcionaron una visión completa del crecimiento general de las esquejes , permitiendo un análisis detallado de la efectividad de los tratamientos y las condiciones experimentales aplicadas. Esta

información facilitó la interpretación de los resultados y la planificación de futuros ajustes o experimentos.

3.8.4. Variables evaluadas

3.8.4.1. Enraizamiento

a. Porcentaje de enraizamiento

Se contabilizó el número de esquejes que habían emitido raíces al final del periodo de evaluación. El número total de esquejes plantados en cada tratamiento se comparó con esta cifra. Se usó la siguiente fórmula para calcular el porcentaje de enraizamiento:

$$PE(\%) = \frac{Número\ de\ esquejes\ con\ raíz}{Total\ deesquejes\ sembrados}\ x\ 100$$

Se contabilizaron los esquejes con raíces de manera meticulosa para asegurar una evaluación precisa. Se incluyó en el cálculo solo aquellos esquejes que mostraron raíces visibles y desarrolladas. Este porcentaje proporcionó una medida clara del éxito del proceso de enraizamiento para cada tratamiento, permitiendo comparar la eficacia de diferentes tratamientos y ajustar futuras estrategias experimentales en función de los resultados obtenidos.

b. Porcentaje de sobrevivencia

La fase de evaluación concluyó con un recuento de los esquejes vivos. El número total de cortes de cada tratamiento se comparó con esta cifra. Siguiendo este enfoque, pudimos determinar el % de supervivencia:

$$PS(\%) = \frac{Número\ de\ esquejes\ vivos}{Total\ deesquejes\ sembrados}\ x\ 100$$

El resultado representó el porcentaje de esquejes que sobrevivieron dentro de cada unidad experimental. Para asegurar la precisión, se llevó a cabo una revisión minuciosa de todos

los esquejes, identificando claramente aquellas que mostraban signos de vida, tales como brotes o crecimiento activo. Este porcentaje proporcionó una medida crítica de la viabilidad de los esquejes bajo diferentes tratamientos, permitiendo la evaluación comparativa de la efectividad de cada tratamiento en mantener la salud y el crecimiento de los esquejes.

c. Número de raíces.

Se contó el número total de raíces que se habían desarrollado en cada estaca. Esto incluyó tanto la raíz principal como las raíces secundarias. La contabilización se realizó de manera meticulosa para asegurar la exactitud de los datos.

d. Longitud de raíce.

Para medir la longitud de las raíces, se extrajeron cuidadosamente los esquejes del sustrato, asegurándose de no dañar las raíces. Se utilizó una regla para medir la longitud de la raíz principal desde su base hasta la punta. Cada medición se registró en centímetros (cm).

a. Volumen de raíz.

Se utilizó el método volumétrico. Este método consistió en introducir las raíces de cuatro esquejes en una probeta con una cantidad conocida de agua. Se registró el aumento en el nivel de agua, que correspondió al volumen total de las raíces sumergidas. El resultado obtenido se promedió para obtener el volumen promedio de las raíces por unidad experimental, medido en centímetros cúbicos (cm^3).

3.8.4.2. Crecimiento inicial

a. Número de brotes.

Se contabilizó el número de brotes emergidos en cada estaca. Se observó cada estaca y se registró el número total de brotes visibles. Este conteo permitió evaluar la capacidad de los esquejes para producir nuevos brotes bajo los diferentes tratamientos.

b. Longitud de brotes.

Al finalizar el experimento, Se midió la longitud de los brotes desde su base hasta la punta utilizando una regla o cinta métrica. Cada medición del crecimiento inicial de los brotes se registró en centímetros (cm). Esto determinó la efectividad de los tratamientos.

3.8.5. Datos registrados.

Tabla 5

Datos registrados al momento del experimento.

Enraizamiento	**Crecimiento inicial**
Porcentaje de enraizamiento (%)	Número de brotes
Porcentaje de sobrevivencia (%)	Longitud de brotes (cm)
Número de raíces	
Longitud de raíz (cm)	
Volumen de raíz (cm^3)	

Nota. Elaboración propia.

CAPÍTULO IV:

RESULTADOS

4.1. Evaluación de enraizamiento

4.1.1. Porcentaje de enraizamiento

La evaluación del porcentaje de enraizamiento se realizó al finalizar el estudio a los 45 días. Se contabilizó el número de esquejes que habían emitido raíces al final del periodo de evaluación. Este número se comparó con el total de esquejes sembrados en cada tratamiento específico. Los datos obtenidos en campo nos permitieron realizar un análisis de varianza y determinar si hay diferencia significativa entre los tratamientos en estudio mediante la prueba de Tukey (α=0.05).

Tabla 6

Análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento.

Origen	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	42.639a	3	14.213	.586	.636
Intersección	63403.240	1	63403.240	2612.894	.000
Tratamiento	42.639	3	14.213	.586	.636
Error	291.186	12	24.266		
Total	63737.065	16			
Total, corregido	333.825	15			

CV= 7.49 %

R^2 = 0.924

Tras llevar a cabo el análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento, no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos estudiados. Esto sugiere que, estadísticamente, ninguno de los fitorreguladores ni el testigo presentó una diferencia notable en el porcentaje de enraizamiento de los esquejes de guanábana. Este resultado indica que los diferentes fitorreguladores utilizados no tuvieron un impacto significativo en la mejora del enraizamiento comparado con el testigo. Además, se registró un coeficiente de variabilidad del 7.49%, lo cual indica una consistencia notable en los resultados experimentales. Este hallazgo fue respaldado por un coeficiente de determinación (R^2) de 0.924, lo que refleja una alta fiabilidad de los datos obtenidos.

Tabla 7

Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para el porcentaje de enraizamiento.

Tratamiento	Descripción	Subconjunto
		1
T2	ANA a 3000 ppm	65.11 [a]
T3	AIB a 3000 ppm	63.56 [a]
T4	Root hor a 3000 ppm	62.50 [a]
T1	Testigo (sin fitorregulador)	60.63 [a]
Sig.		.587

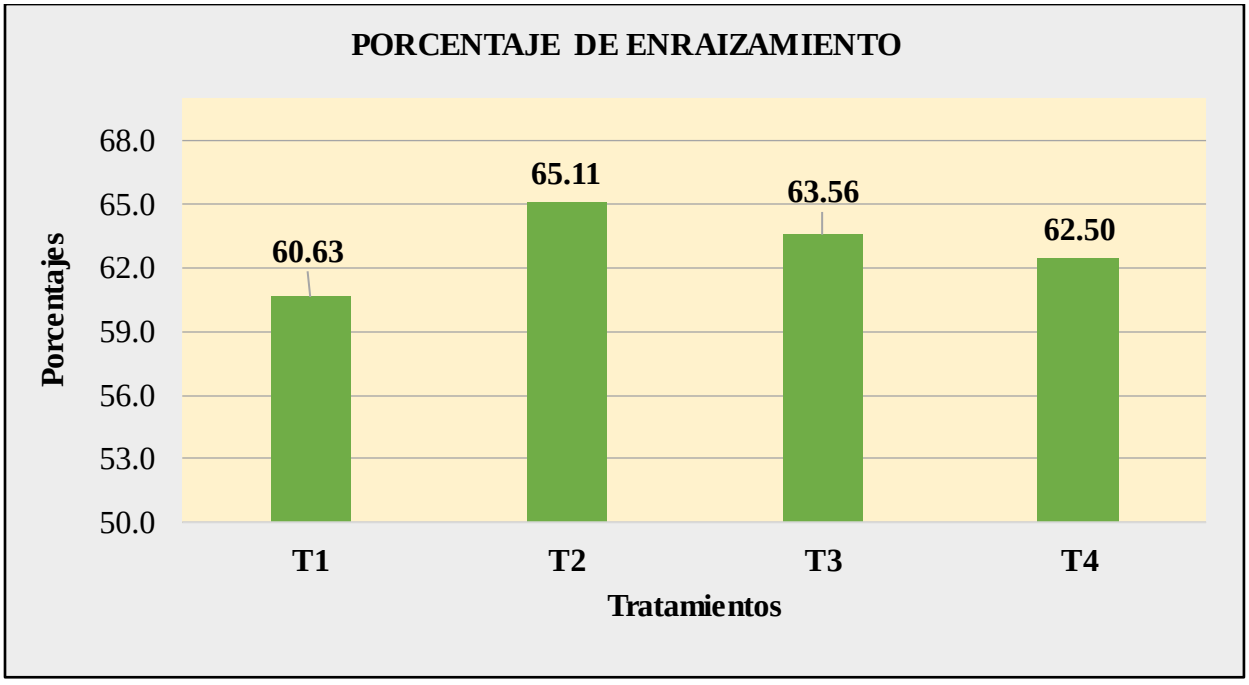
La Tabla 7 y la Figura 3 muestran los resultados de la prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para el porcentaje de enraizamiento. Los análisis no revelaron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos con diferentes fitorreguladores, lo que indica que ninguno de los tratamientos se destacó significativamente en comparación con los demás en términos de promover el enraizamiento de los esquejes de guanábana. Sin embargo, las diferencias numéricas

observadas son notables: el tratamiento T2 registró el mayor porcentaje de enraizamiento con un 65.11%, seguido de cerca por el tratamiento T3 con un 63.11% y el tratamiento T4 con un 62.50%. En contraste, el tratamiento T1 mostró el menor porcentaje de enraizamiento con un 60.63%.

Estas diferencias numéricas, aunque no alcanzaron significancia estadística, sugieren que algunos fitorreguladores pueden tener un efecto más favorable en el enraizamiento, lo que podría ser relevante en aplicaciones prácticas. La ausencia de diferencias significativas podría ser atribuida a la variabilidad inherente del proceso de enraizamiento o a otros factores no controlados en este experimento.

Figura 3

Promedio del porcentaje de enraizamiento a los 45 días.



4.1.2. Porcentaje de sobrevivencia.

La evaluación del porcentaje de sobrevivencia se realizó al finalizar el estudio, a los 45 días. Para ello, se contabilizó el número de esquejes que habían sobrevivido al final del periodo de evaluación y se comparó con el total de esquejes sembrados en cada tratamiento específico. Los datos obtenidos en campo permitieron realizar un análisis de varianza y determinar si había diferencias significativas entre los tratamientos mediante la prueba de Tukey (α=0.05), como se muestra en la Tabla 8.

Tabla 8

Análisis de varianza para porcentaje de sobrevivencia.

Origen	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	97.656a	3	32.552	1.333	.310
Intersección	105625.000	1	105625.000	4326.400	.000
Tratamiento	97.656	3	32.552	1.333	.310
Error	292.969	12	24.414		
Total	106015.625	16			
Total, corregido	390.625	15			

CV= 6.28 %

R^2 = 0.970

Tras llevar a cabo el análisis de varianza para el porcentaje de sobrevivencia, no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos estudiados. Esto sugiere que, estadísticamente, ninguno de los fitorreguladores ni el testigo presentó una diferencia notable en el porcentaje de sobrevivencia de los esquejes de guanábana. Este resultado indica que los diferentes fitorreguladores utilizados no tuvieron un impacto significativo en la mejora de la

sobrevivencia comparado con el testigo. Además, se registró un coeficiente de variabilidad del 6.28%, lo cual indica una consistencia notable en los resultados experimentales. Este hallazgo fue respaldado por un coeficiente de determinación (R^2) de 0.970, lo que refleja una alta fiabilidad de los datos obtenidos.

Tabla 9

Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para porcentaje de sobrevivencia.

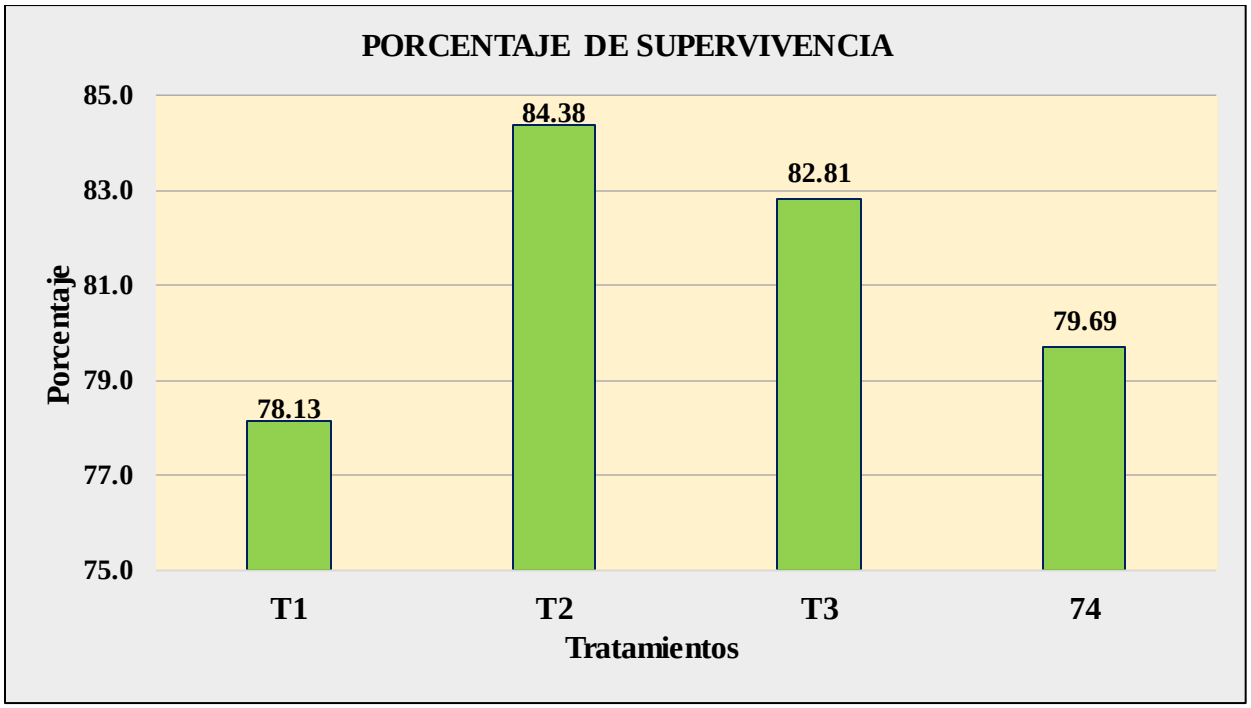
Tratamiento	Descripción	Subconjunto
		1
T2	ANA a 3000 ppm	84.38 [a]
T3	AIB a 3000 ppm	82.81 [a]
T4	Root hor a 3000 ppm	79.69 [a]
T1	Testigo (sin fitorregulador)	78.13 [a]
Sig.		.325

La Tabla 9 y la Figura 4 muestran los resultados de la prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para el porcentaje de sobrevivencia. Los análisis no revelaron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos con diferentes fitorreguladores, lo que indica que ninguno de los tratamientos se destacó significativamente en comparación con los demás en términos de promover la sobrevivencia de los esquejes de guanábana. Sin embargo, las diferencias numéricas observadas son notables: el tratamiento T2 registró el mayor porcentaje de sobrevivencia con un 84.38%, seguido de cerca por el tratamiento T3 con un 82.81% y el tratamiento T4 con un 79.69%. En contraste, el tratamiento T1 mostró el menor porcentaje de sobrevivencia con un 78.13%.

Estas diferencias numéricas, aunque no alcanzaron significancia estadística, sugieren que algunos fitorreguladores pueden tener un efecto más favorable en la sobrevivencia, lo que podría ser relevante en aplicaciones prácticas.

Figura 4

Promedio de porcentaje de sobrevivencia a los 45 días.



4.1.3. Longitud de raíz (cm).

La evaluación de la longitud de raíz se realizó al finalizar el estudio, a los 45 días. Para ello, se midió la longitud de las raíces emitidas por los esquejes al final del periodo de evaluación y se comparó con el total de esquejes sembrados en cada tratamiento específico. Los datos obtenidos en campo permitieron realizar un análisis de varianza y determinar si había diferencias significativas entre los tratamientos mediante la prueba de Tukey (α=0.05), como se muestra en la Tabla 10.

Tabla 10

Análisis de varianza para longitud de raíz.

Origen	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	.086a	3	.029	1.590	.243
Intersección	791.297	1	791.297	43981.301	.000
Tratamiento	.086	3	.029	1.590	.243
Error	.216	12	.018		
Total	791.599	16			
Total, corregido	.302	15			

CV= 2.02 %

R^2 = 0.981

El análisis de varianza para la longitud de raíz no reveló diferencias significativas entre los tratamientos, indicando que ninguno de los fitorreguladores ni el testigo mostró una mejora sustancial en la longitud de raíz de los esquejes de guanábana. Esto sugiere que, en términos de promover el crecimiento de las raíces, los fitorreguladores utilizados no ofrecieron ventajas sobre el tratamiento de control. Además, el coeficiente de variabilidad del 2.02% refleja una alta consistencia en los resultados obtenidos, y el coeficiente de determinación (R^2) de 0.981 subraya la fiabilidad de los datos recopilados.

Tabla 11

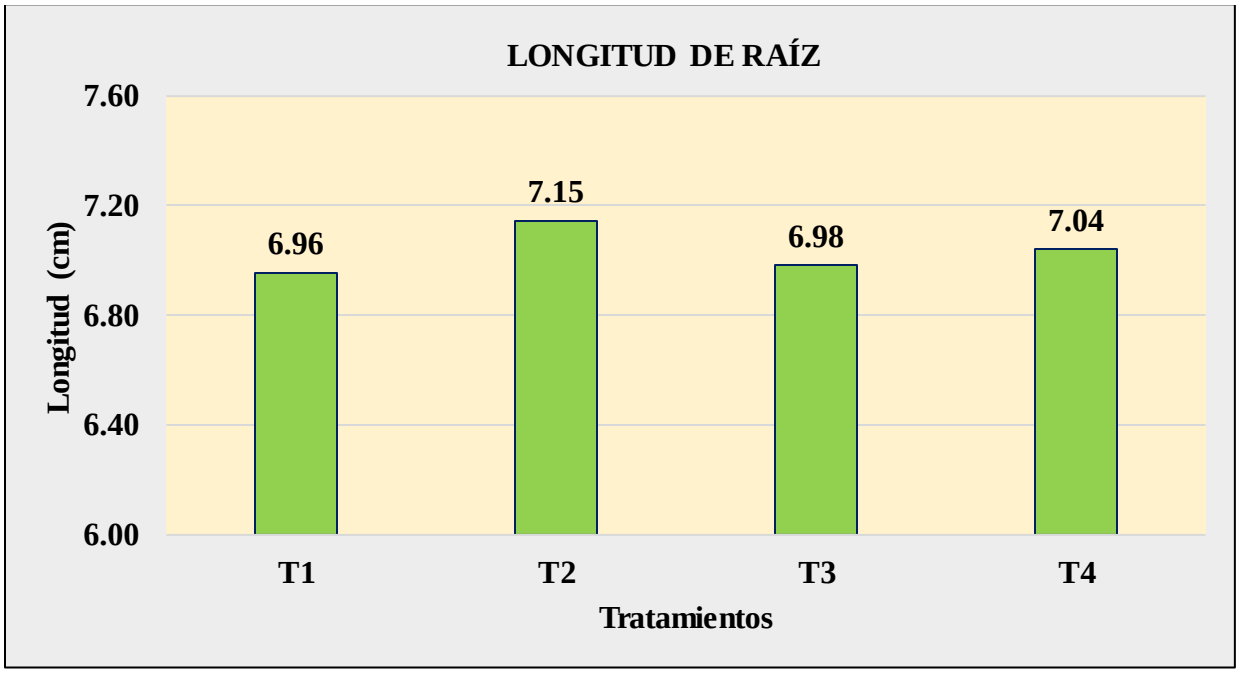
Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para longitud de raíces

Tratamiento	Descripción	Subconjunto
		1
T2	ANA a 3000 ppm	7.15 [a]
T3	AIB a 3000 ppm	7.04 [a]
T4	Root hor a 3000 ppm	6.98 [a]
T1	Testigo (sin fitorregulador)	6.96 [a]
Sig.		.240

La Tabla 11 y la Figura 5 presentan los resultados de la prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para la longitud de raíz. Los análisis no mostraron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos con distintos fitorreguladores, lo que sugiere que ninguno de los tratamientos sobresalió significativamente en comparación con los demás en términos de promoción de la longitud de raíz de los esquejes de guanábana. No obstante, las diferencias numéricas observadas son destacables: el tratamiento T2 alcanzó la mayor longitud de raíz con 7.15 cm, seguido del tratamiento T4 con 7.04 cm y el tratamiento T3 con 6.98 cm. En contraste, el tratamiento T1 registró la menor longitud de raíz con 6.96 cm. Estas diferencias numéricas, aunque no estadísticamente significativas, sugieren que algunos fitorreguladores pueden tener un efecto más positivo en la longitud de raíz, lo cual podría ser relevante para aplicaciones prácticas. La ausencia de diferencias significativas podría deberse a la variabilidad inherente del proceso de enraizamiento o a otros factores no controlados en este experimento.

Figura 5

Promedio de longitud de raíz a los 45 días.



4.1.4. Número de raíz

La evaluación del número de raíces se realizó al finalizar el estudio, a los 45 días. Para ello, se contabilizó el número de raíces emitidas por cada esqueje al final del periodo de evaluación y se comparó con el total de esquejes sembrados en cada tratamiento específico. Los datos obtenidos en campo permitieron realizar un análisis de varianza y determinar si había diferencias significativas entre los tratamientos mediante la prueba de Tukey (α=0.05), como se muestra en la Tabla 12.

Tabla 12

Análisis de varianza para peso de raíces.

Origen	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	.162a	3	.054	6.891	.006
Intersección	83.640	1	83.640	10667.976	.000
Tratamiento	.162	3	.054	6.891	.006
Error	.094	12	.008		
Total	83.896	16			
Total, corregido	.256	15			

CV= 5.72 %

R^2 = 0.961

Tras realizar el análisis de varianza para determinar el número de raíces, se evidenciaron diferencias significativas entre los tratamientos estudiados. Uno de los fitorreguladores mostró un número de raíces significativamente mayor en el enraizamiento de guanábana comparado con los demás tratamientos. Además, se observó un coeficiente de variabilidad del 5.72%, lo que sugiere una consistencia notable en los resultados experimentales. Este hallazgo fue respaldado por un coeficiente de determinación (R^2) de 0.961, indicando una alta correlación y fiabilidad en los datos obtenidos.

Tabla 13

Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para número de raíces.

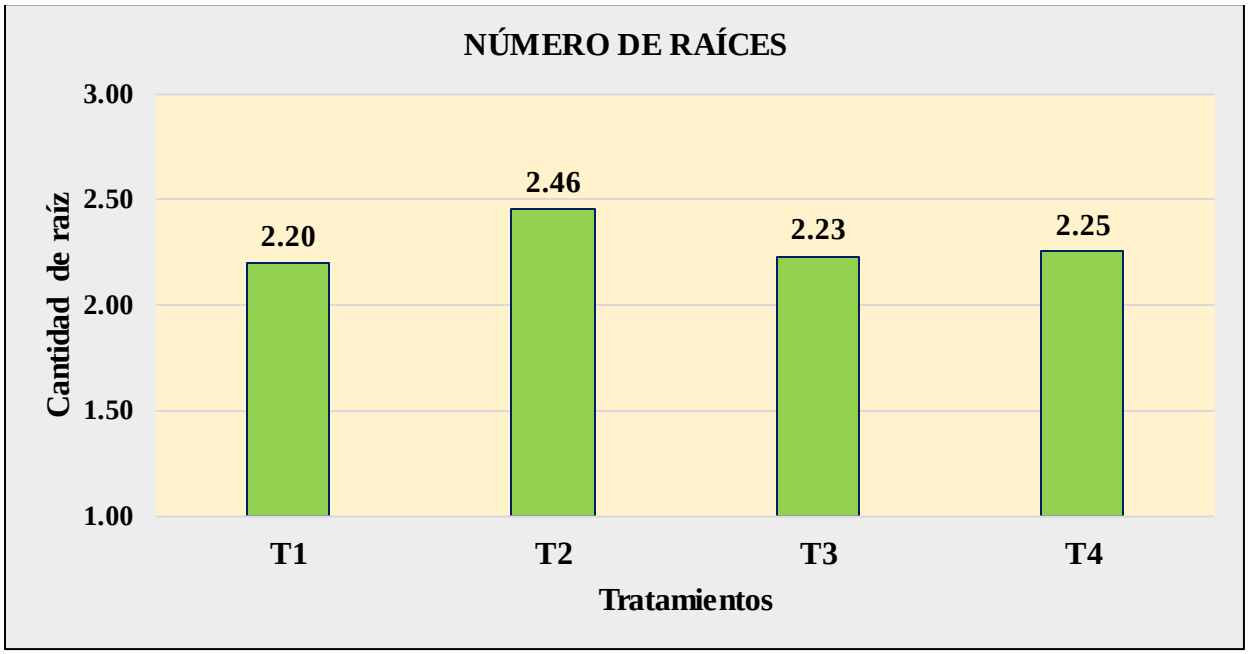
Tratamiento	Descripción	Subconjunto	
		1	2
T2	ANA a 3000 ppm	2.46 [a]	
T4	Root hor a 3000 ppm		2.25 [b]
T3	AIB a 3000 ppm		2.23 [b]
T1	Testigo (sin fitorregulador)		2.20 [b]
Sig.		1.00	.827

La Tabla 13 y la Figura 6 muestran los resultados obtenidos mediante la prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para evaluar el número de raíces. Los análisis estadísticos revelan que el tratamiento T2, con un promedio de 2.46 raíces por estaca, presenta una diferencia significativa en comparación con los tratamientos T1, T3 y T4, cuyos promedios son 2.20, 2.23 y

2.25 raíces por estaca, respectivamente. Este hallazgo indica que el tratamiento T2 es considerablemente más efectivo para promover el desarrollo de raíces en comparación con los otros tratamientos evaluados. En contraste, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos T1, T3 y T4, sugiriendo que estos tratamientos tienen un impacto similar en la formación de raíces. La superioridad del tratamiento T2 en la promoción del número de raíces subraya su potencial para aplicaciones prácticas en el enraizamiento de esquejes de guanábana, lo que podría tener implicaciones significativas para mejorar las técnicas de cultivo y manejo de esta especie.

Figura 6

Promedio de número de raíz a los 45 días.



4.1.5. Volumen de raíces (cm^3)

Después de 45 días, se midió el volumen total de raíces de cada esqueje por tratamiento para realizar la evaluación del volumen de raíces. Para encontrar cambios significativos entre tratamientos, los datos se examinaron mediante la prueba de Tukey (α=0,05) y el análisis de varianza, como se muestra en la Tabla 16. Este método proporcionó una evaluación más completa del crecimiento de las raíces al permitirnos determinar qué tratamiento condujo a un desarrollo más extenso del sistema radicular en términos de volumen total.

Tabla 14

Análisis de varianza para volumen de raíces.

Origen	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	.072a	3	.024	6.915	.006
Intersección	29.808	1	29.808	8577.487	.000
Tratamiento	.072	3	.024	6.915	.006
Error	.042	12	.003		
Total	29.922	16			
Total, corregido	.114	15			

CV= 6.38 %

R^2 = 0.802

Tras realizar el análisis de varianza para determinar el volumen de raíz, se evidenciaron diferencias significativas entre los tratamientos estudiados, indicando que al menos uno de los sustratos empleados en el enraizamiento de guanábana mostró mayor volumen de raíz. Además, se observó un coeficiente de variabilidad del 6.38%, lo que sugiere una consistencia notable en los resultados experimentales, respaldado por un coeficiente de correlación (R2) de 0.802.

Tabla 15

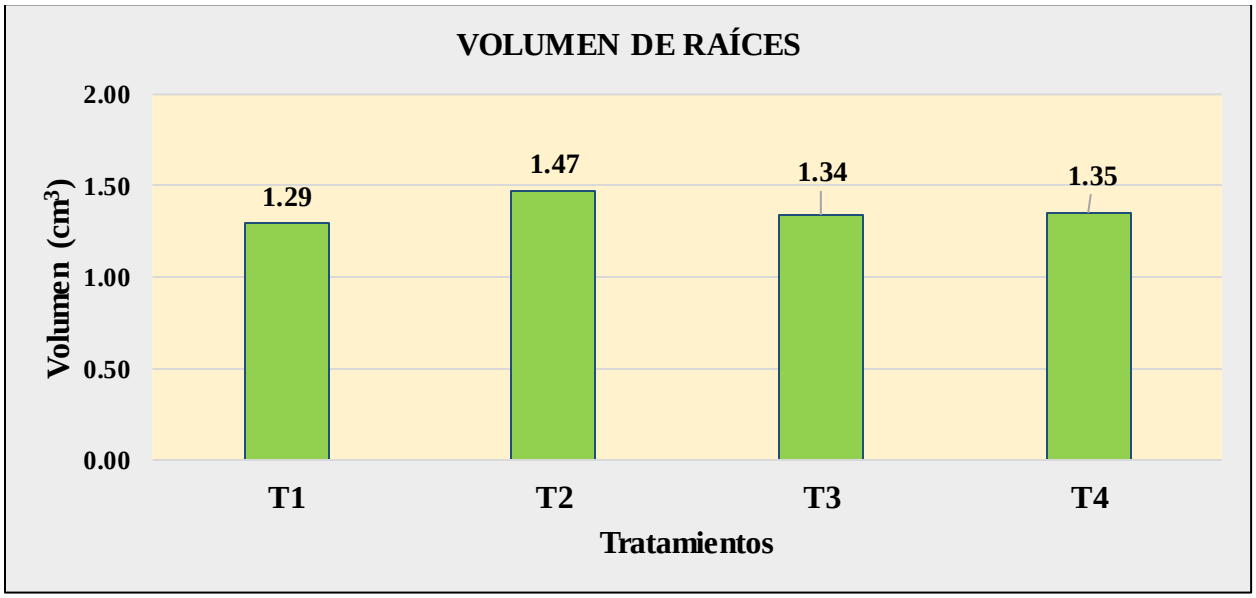
Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para volumen de raíces.

Tratamiento	Descripción	Subconjunto	
		1	2
T2	ANA a 3000 ppm	1.47 [a]	
T4	Root hor a 3000 ppm	1.35 [a]	1.35 [ab]
T3	AIB a 3000 ppm		1.34 [b]
T1	Testigo (sin fitorregulador)		1.29 [b]
Sig.		.053	.503

La Tabla 15 y la Figura 7 presentan los resultados obtenidos mediante la prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para evaluar el volumen de raíces. Los análisis estadísticos revelan que el tratamiento T2 (ANA a 3000 ppm), con un promedio de 1.47, muestra una diferencia significativa en comparación con los tratamientos T1 (testigo, 1.29) y T3 (AIB a 3000 ppm, 1.34). Sin embargo, no se observa una diferencia significativa entre T2 y el tratamiento T4 (Root hor a 3000 ppm), cuyo promedio es de 1.35. Esto indica que el tratamiento T2 es considerablemente más efectivo que T1 y T3 para promover un mayor desarrollo del volumen de raíces, mientras que su efecto sobre el volumen de raíces no difiere significativamente del de T4. La superioridad del tratamiento T2 en comparación con T1 y T3 destaca su potencial para aplicaciones prácticas en el desarrollo radicular, aunque los resultados sugieren que T4 también tiene un efecto positivo, aunque no tan pronunciado como el de T2. Estos hallazgos podrían tener implicaciones importantes para mejorar las técnicas de cultivo y manejo en futuras investigaciones.

Figura 7

Promedio de volumen de raíz a los 45 días.



4.2. Evaluación de crecimiento inicial

4.2.1. Número de brotes

La evaluación del enraizamiento de esquejes de guanábana se realizó al finalizar el estudio, a los 45 días. Los datos obtenidos en campo permitieron realizar un análisis de varianza (Tabla 16) para determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos en estudio, utilizando la prueba de Tukey (α=0.05).

Tabla 16

análisis de varianza para número de brotes.

Origen	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	.137[a]	3	.046	3.182	.063
Intersección	48.129	1	48.129	3360.273	.000
Tratamiento	.137	3	.046	3.182	.063
Error	.172	12	.014		
Total	48.438	16			
Total, corregido	.309	15			

CV= 8.27 %

R^2 = 0.914

Tras llevar a cabo el análisis de varianza para el número de brotes, no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos estudiados. Esto sugiere que, estadísticamente, ninguno de los fitorreguladores ni el testigo presentó una diferencia notable en el número de brotes de los esquejes de guanábana. Este resultado indica que los diferentes fitorreguladores utilizados no tuvieron un impacto significativo en la mejora del número de brotes comparado con el testigo. Además, se observó un coeficiente de variabilidad del 8.27%, lo que sugiere una consistencia notable en los resultados experimentales, respaldado por un coeficiente de correlación (R^2) de 0.914.

Tabla 17

Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para número de brotes.

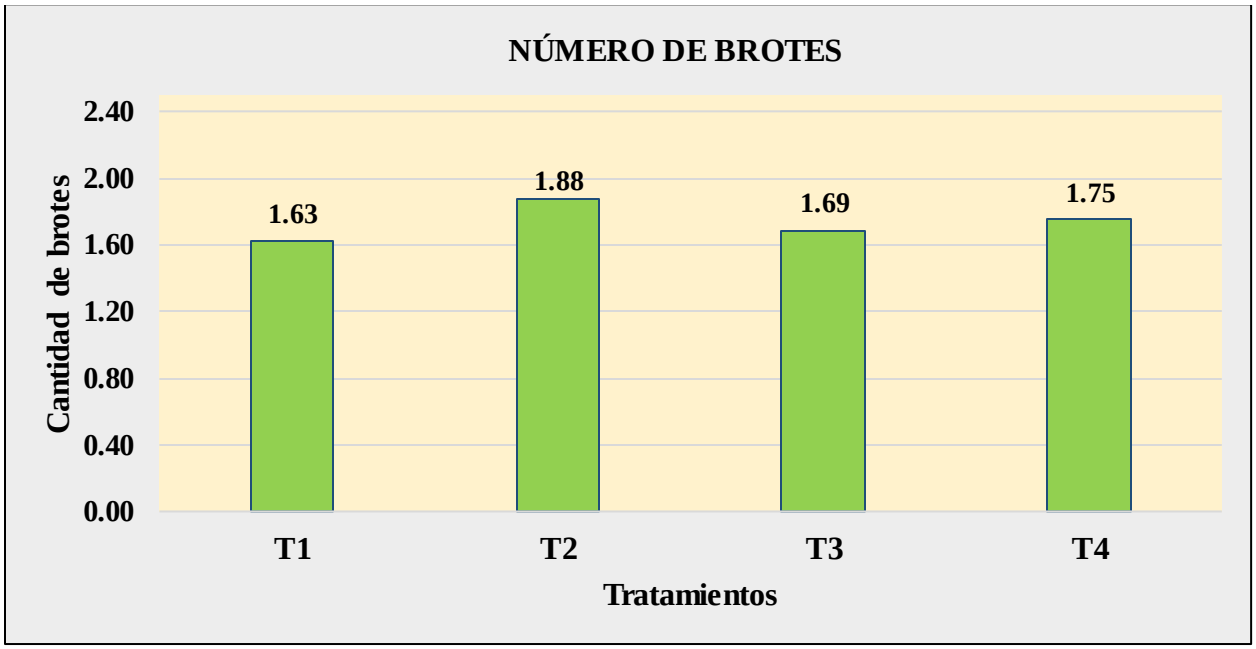
Tratamiento	Descripción	Subconjunto
		1
T2	ANA a 3000 ppm	1.88 [a]
T4	Root hor a 3000 ppm	1.75 [a]
T3	AIB a 3000 ppm	1.69 [a]
T1	Testigo (sin fitorregulador)	1.63 [a]
Sig.		.005

La Tabla 17 y la Figura 8 muestran los resultados de la prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para el número de brotes. Los análisis no revelaron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos con diferentes fitorreguladores, lo que indica que ninguno de los tratamientos se destacó significativamente en comparación con los demás en términos de promover el número de brotes en los esquejes de guanábana. Sin embargo, las diferencias numéricas observadas son notables: el tratamiento T2 registró el mayor número de brotes con un promedio de 1.88, seguido por el tratamiento T4 con 1.75 y el tratamiento T3 con 1.69. En contraste, el tratamiento T1 mostró el menor número de brotes con un promedio de 1.63.

Estas diferencias numéricas, aunque no alcanzaron significancia estadística, sugieren que algunos fitorreguladores pueden tener un efecto más favorable en la promoción de brotes, lo que podría ser relevante en aplicaciones prácticas. La ausencia de diferencias significativas podría ser atribuida a la variabilidad inherente del proceso de enraizamiento o a otros factores no controlados en este experimento.

Figura 8

Promedio de número de brotes a los 45 días.



4.2.2. Longitud de brotes (cm).

La evaluación de la longitud de brotes en los esquejes de guanábana se realizó al finalizar el estudio, a los 45 días. Los datos obtenidos en campo permitieron realizar un análisis de varianza (Tabla 20) para determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos en estudio, utilizando la prueba de Tukey (α=0.05).

Tabla 18

Análisis de varianza para longitud de brotes.

Origen	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	.198a	3	.066	3.339	.056
Intersección	110.934	1	110.934	5621.930	.000
Tratamiento	.198	3	.066	3.339	.056
Error	.237	12	.020		
Total	111.368	16			
Total, corregido	.434	15			

CV= 6.46%

R^2 = 0.887

Tras llevar a cabo el análisis de varianza para la longitud de brotes, no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos estudiados. Esto sugiere que, estadísticamente, ninguno de los fitorreguladores ni el testigo presentó una diferencia notable en la longitud de los brotes de los esquejes de guanábana. Este resultado indica que los diferentes fitorreguladores utilizados no tuvieron un impacto significativo en la mejora de la longitud de brotes comparado con el testigo. Además, se observó un coeficiente de variabilidad del 6.46%, lo que sugiere una consistencia notable en los resultados experimentales, respaldado por un coeficiente de correlación (R^2) de 0.887.

Tabla 19

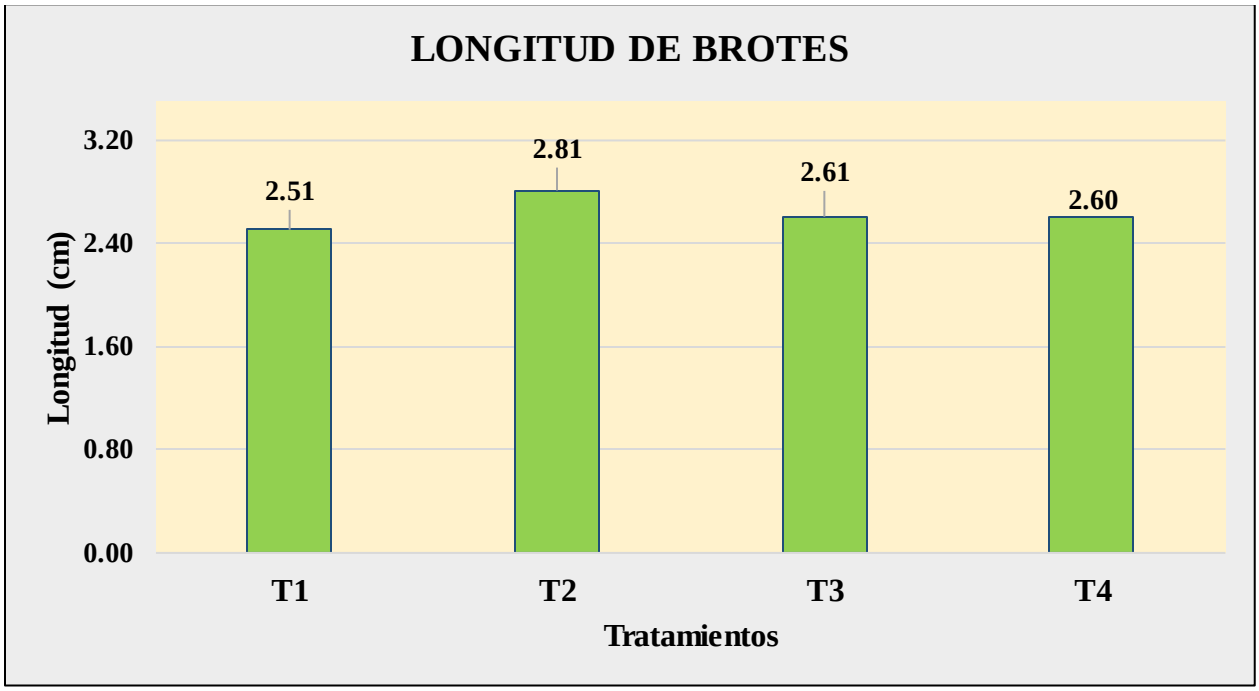
Prueba de significancia de Tukey (α=0.05) para longitud de brotes.

Tratamiento	Descripción	Subconjunto	
		1	2
T2	ANA a 3000 ppm	2.81 [a]	
T3	AIB a 3000 ppm	2.61 [a]	2.61 [ab]
T4	Root hor a 3000 ppm	2.60 [a]	2.60 [ab]
T1	Testigo (sin fitorregulador)		2.51 [b]
Sig.		.207	. 742

La Tabla 19 y la Figura 9 presentan los resultados de la prueba de Tukey (α=0.05) para la longitud de brotes en esquejes de guanábana. Los datos muestran que el tratamiento T2, con una longitud promedio de 2.81 cm, fue significativamente más efectivo en promover el crecimiento de brotes en comparación con el tratamiento T1, que tuvo una longitud promedio de 2.51 cm. El tratamiento T4, con un promedio de 2.60 cm, y el tratamiento T3, con un promedio de 2.61 cm, no exhibieron diferencias significativas entre sí, pero ambos resultaron ser menos efectivos que T2. Además, el tratamiento T1 no presentó diferencias significativas con respecto a T2 o T3, aunque su desempeño fue inferior. Estos hallazgos indican que T2 es claramente superior en la promoción de la longitud de brotes, mientras que T4 y T3 son comparables entre sí pero menos efectivos que T2. La información obtenida proporciona una visión clara sobre la efectividad relativa de los fitorreguladores, lo que puede ser crucial para optimizar las prácticas de cultivo y mejorar los resultados en futuros experimentos con guanábana.

Figura 9

Promedio de longitud de brotes a los 45 días.



CAPÍTULO V:

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

5.1. Enraizamiento

5.1.1. Porcentaje de enraizamiento

El tratamiento T2 (ANA 3000 ppm) resultó en un porcentaje de enraizamiento del 65.11%, lo que sugiere una respuesta positiva de las estacas de guanábana a la aplicación de ácido indol butírico en esta concentración. Sin embargo, estos resultados son inferiores a los reportados por Román (2019), quien observó un 96.67% de enraizamiento con AIB a 2000 ppm, lo que indica que la concentración utilizada en su estudio pudo haber sido más efectiva en promover el enraizamiento; Así mismo, López (2019), por su parte, obtuvo un porcentaje de enraizamiento del 75% con AIB a 3000 ppm, un valor cercano al alcanzado en nuestro estudio, pero que refleja cierta variabilidad en los resultados, posiblemente debido a diferencias en el manejo de las estacas o las condiciones de los experimentos. Esta variabilidad sugiere la importancia de estandarizar condiciones ambientales y agronómicas que puedan influir en el enraizamiento.

Finalmente, los resultados obtenidos superan los reportados por Pérez et al. (2019), quien alcanzó un 41% de enraizamiento al utilizar estacas más cortas (10-12 cm). Esto podría indicar que el tamaño de las estacas influye en su capacidad de enraizar, siendo las estacas más largas, como las utilizadas en nuestro estudio, más efectivas para promover el desarrollo radicular.

5.1.2. Porcentaje de sobrevivencia

Los resultados muestran que los esquejes de guanábana mostraron un mayor porcentaje de sobrevivencia con 84.38 % sometidos al T2 (ANA 3000 ppm) lo que sugiere una respuesta positiva

de las estacas de guanábana a la aplicación de ácido indol butírico en esta concentración. Sin embargo, estos resultados son inferiores a los reportados por Román (2019), quien observó un 99.33% de enraizamiento con AIB a 2000 ppm, lo que indica que la concentración utilizada en su estudio pudo haber sido más efectiva en promover la sobrevivencia de las estacas. En resumen, aunque el tratamiento con AIB a 3000 ppm resultó en un alto porcentaje de sobrevivencia, los estudios previos sugieren que concentraciones más bajas podrían ser más efectivas.

5.1.3. Número de raíces

Los resultados muestran que los esquejes de guanábana mostraron mayor número de raíces sometidos al T2 (ANA 3000 ppm) reflejando un valor de 2.46 raíces, lo que sugiere una respuesta positiva de las estacas de guanábana a la aplicación de ácido indol butírico en esta concentración. Sin embargo, estos resultados son inferiores a los reportados por Pérez et al. (2019), quien muestra un promedio de número de raíces de 3.55 empleando 2000 ppm, lo que indica que la concentración utilizada en su estudio pudo haber sido más efectiva en promover la sobrevivencia de las estacas. Así mismo, Román (2019), muestra un promedio de 3.73 raíces empleando ácido indol butírico a 2000 ppm, lo que indica que la concentración utilizada en su estudio pudo haber sido más efectiva en promover el número de raíces las estacas.

Finalmente, los resultados obtenidos superan los reportados por López (2019), quien alcanzó un promedio de 2.22 raíces por estaca, empleando un tratamiento de 3000 mg/kg de ácido naftalenacético y ácido indol butírico.

5.1.4. Longitud de raíz

El tratamiento T2 (ANA 3000 ppm) mostro una longitud mayor con 7.15 cm, lo que sugiere una respuesta positiva de las estacas de guanábana a la aplicación de ácido indol butírico en esta

concentración. Estos resultados superan a los reportado por Román (2019), quien muestra una longitud promedio de raíces de 3.47 cm empleando ácido indol butírico a una dosis de 2000 ppm. Así mismo, los resultados mostrados por Ramos (2019) indica que empleado ácido naftalenacético a una dosis de 4000 ppm obtuvo raíces con un promedio de 2.40 cm de longitud, esto indica que la concentración utilizada en este estudio pudo haber sido más efectiva en promover el desarrollo de las raíces de estaca de guanábana.

5.1.5. Volumen de raíces

Los resultados revelan que el T2 (ANA a 3000 ppm) muestra un volumen de raíces superior con un promedio de 1,47 cm^3. Sin embargo, otros estudios han reportado volúmenes de raíces notables mayores. Por ejemplo, Ríos (2022) encontró un volumen de raíces de 80 cm^3 en plantones de guanábana al utilizar Avibiol a una dosis de 150 ml/l. Estos resultados son destacables ya que se obtuvieron en plantones establecidos de 4 meses de edad en vivero, lo que sugiere que el mayor desarrollo radicular en su estudio puede atribuirse a la combinación de enmiendas agrícolas y a la edad de las plantas.

5.2. Crecimiento inicial

5.2.1. Número de brotes

Los resultados obtenidos en este estudio revelan que los esquejes de guanábana muestran un mayor número de brotes cuando se emplea ANA a 3000 ppm, mostrando un promedio de 1.88 brotes por esqueje. Estos hallazgos son menores a lo reportado en estudios previos, como el realizado por, López (2019), en su investigación obtuvo un promedio de 2.143 brotes al utilizar AIB y ANA a 3000 mg/kg. Estos hallazgos resaltan la variabilidad en los resultados obtenidos en

diferentes estudios y sugieren la importancia de seleccionar cuidadosamente los fitorreguladores para obtener el mejor rendimiento en el número de brotes en esquejes de guanábana.

5.2.2. Longitud de brotes

Los resultados obtenidos en este estudio revelan que los esquejes de guanábana muestran una mayor longitud de brotes cuando se emplea ANA a 3000 ppm, con un promedio de 2.81 cm. Este hallazgo es mayor reportado a estudios previos, como el realizado por López (2019), en su investigación obtuvo un promedio de 2.48 cm al utilizar AIB y ANA a 3000 mg/kg.

Los resultados obtenidos en este estudio son inferiores a los reportados por Zamora (2019), quien reportó un promedio de 23.13 cm al utilizar ANA a una concentración de 4000 ppm. Esta diferencia se debe a que Zamora (2019) trabajó con injertos de guanábana, un factor que influyó en una mayor efectividad del fitorregulador en comparación con el uso de estacas como el de este estudio.

CONCLUSIONES

El uso de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* L.) en cámara de subirrigación permite llegar a las siguientes conclusiones:

- Se determinó el efecto de tres fitorreguladores en el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata* Lim.) en cámara de subirrigación en Pucallpa, indicando que (ANA) a 3000 ppm (T2) mostró mejores resultados.
- Los resultados indican que, no existe diferencias estadísticas significativas en el porcentaje de enraizamiento entre los tratamientos. Sin embargo; el tratamiento con ácido naftalenacético (ANA) a 3000 ppm (T2) mostró un mejor desempeño global. T2 alcanzó el mayor porcentaje de enraizamiento (65,11%), el índice de supervivencia más alto (84,38%) y las raíces más largas (7,15 cm). Además, sí presentó diferencias estadísticas significativas en el número de raíces por esqueje (2,46), superando a los demás tratamientos.
- En el crecimiento inicial, no se encontraron diferencias estadísticas significativas en el número de brotes; sin embargo, el tratamiento T2 (ANA a 3000 ppm) destacó numéricamente con un promedio de 1,88 brotes por esqueje. Por otro lado, T2 sí mostró una diferencia estadísticamente significativa en la longitud de brotes, alcanzando un promedio de 2,81 cm.

RECOMENDACIONES

- Para optimizar el enraizamiento de esquejes de guanábana (*Annona muricata*) en condiciones de cámara de subirrigación, se recomienda aplicar ácido naftalenacético (ANA) a una concentración de 3000 ppm.
- En las fututas investigaciones se recomienda utilizar diferentes tipos de estacas de guanábana para evaluar resultados en estacas de tipo leñoso y semi leñoso.
- Se considera importante que los esquejes tengan un tamaño adecuado de 20 cm, y estén en una época adecuada para su extracción, especialmente en época de crecimiento.
- Se recomienda utilizar una cámara de subirrigación para propagar esquejes de guanábana (*Annona muricata*), ya que este método proporciona un ambiente controlado que favorece el enraizamiento eficiente de las estacas.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abanto Rodríguez, C., Cardoso Chagas, P., Alves Chagas, E., Rengifo Pérez, C., Pérez Flores, W., Rosello Tamani, E., Villacorta Tuesta, L., & Jaymes Vásquez, M. (2015). Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estacas en el enraizamiento de copoazú en cámaras de subirrigación. Ciencia Amazónica (Iquitos), 5(2), 104-109. https://doi.org/10.22386/ca.v5i2.95

Andrade Robledo, J. (2017). Vivero en el cultivo de guanábana (*Annona muricata* L.) con tres sustratos de siembra. [Tesis Ing. Agrónomo, Universidad de Guayaquil]. http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/15581/1/Andrade

Báez Pérez, A., González Molina, L., Solís Moya, E., Bautista Cruz, Á., & Bernal Alarcón, M. de los A. (2015). Efecto de la aplicación del ácido indol-3-butírico en la producción y calidad de trigo (Triticum aestivum L.). Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 6(3), 1-12. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342015000300007

Bautista Flores, A., Alvarado Mayor, P. N., & Lovera Arellano, A. A. (2024). Propiedades medicinales de la *Annona muricata*: una revisión de la literatura. Revista Peruana De Medicina Integrativa, 9(2): 6-15. https://rpmi.pe/index.php/rpmi/article/view/773

Chambers, R., & Conway, G. (1992). Medios de vida rurales sostenibles: Conceptos prácticos para el siglo XXI (Documento de discusión No. 296). Instituto de Estudios del Desarrollo. https://www.researchgate.net/publication/248535825_Sustainable_rural_livelihoods_practical_concepts_for_the_21st_century

Dardon Zunun, J. D., Aguirre Medina, J. F., Iracheta Donjuan, L., Solís Guzmán, B. F., & Mina Briones, F. O. (2015). Evaluación de diferentes concentraciones de auxinas en el

enraizamiento de estacas de Jatropha curcas L. Agro Productividad, 8(2), 26. https://revista-agroproductividad.org/index.php/agroproductividad/article/view/645

Guaycha, J. (2020). Evaluación de hormonas comerciales para inducción a la floración del cultivo de guanábana (*Annona muricata*) en el sector de Fumisa. [Tesis ing. agrónomo, Universidad Técnica Estatal de Quevedo]. https://repositorio.uteq.edu.ec/handle/43000/6009

Hartmann, H. T., Kester, D. E., Davies, F. T., & Geneve, R. L. (2011). Plant propagation: Principles and practices (8th ed.). Compañía Editorial, S.A. de C.V. México. https://montevideo.gub.uy/sites/default/files/biblioteca/propagaciondeplantas1hartmankester2.pdf

Hartmann, H., & Kester, D. (2000). Propagación de plantas: principios prácticos (8.ª ed.). Editorial Continental.

Laguna Ibarra, Y., Cueva López, J., Tamariz Angeles, C., & Olivera Gonzales, P. (2019). Efecto de los reguladores de crecimiento vegetal en la multiplicación y enraizamiento in vitro de Senecio calvus (Asteraceae), planta medicinal altoandina, endémica del Perú. Revista de Investigaciones Altoandinas, 21(2), 155-167. http://dx.doi.org/10.18271/ria.2019.455

Lima Burgos, A. J. (2019). Aprovechamiento de hongos micorrízicos arbusculares para la producción de portainjertos de guanábana (*Annona muricata* L.). [Tesis de maestría en Ciencias en Horticultura Tropical, Tecnológico Nacional de México]. Recuperado de https://conkal.tecnm.mx/images/POSGRADO_NEW/GEN_2017-2019/Armando%20Jes%C3%BAs%20Lima%20Burgos.pdf

López Loor, Mariana Katherine. (2019). Enraizamiento de esquemas de guanábana (*Annona muricata* Lim.) mediante la aplicación de ácido naftalenacético (ANA) y ácido indolbutírico (AIB). [Tesis de ing. Agropecuaria, Universidad Técnica Estatal de Quevedo]. https://repositorio.uteq.edu.ec/handle/43000/4712

Luna Duval, R. (2006). Hormonas vegetales: crecimiento y desarrollo de la planta. Recuperado de https://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Reguladores%20general.pdf

Montejo Silvestre, M.E. (2020). Evaluación del efecto de sustratos y enraizadores en la propagación vegetativa de la pitahaya; Jacaltenango, Huehuetenango. [Tesis Ingeniero agrónomo, Universidad Rafael Landívar]. http://recursosbiblio.url.edu.gt/tesiseortiz/2021/06/14/Montejo-Marvin

Narciso Nieto, K. G. (2020). Producción de plantones de guanábana (*Annona muricata* L.) con dos tipos y cinco métodos de injertos a nivel de vivero en Tingo María. [Tesis ing. agrónomo, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. https://hdl.handle.net/20.500.14292/1803

Nolasco González, Y., Hernández Fuentes, L. M., & Montalvo González, E. (2019). Caracterización morfológica y fisicoquímica de frutos de accesiones de guanábanas seleccionadas en Nayarit. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, publicación especial (23), 223. https://doi.org/10.29312/remexca.v0i23.2023

Pérez Gallardo, M. (2022). Evaluación de diferentes fuentes orgánicas de nutrición (gallinaza, cuyaza y vacaza) para la propagación de plántulas de guanábana en vivero. [Tesis Ingeniero agrónomo, Universidad Nacional De San Martín]. https://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/9383951

Pérez Ortiz, V. R., Panduro Tenazoa, N. M., Sánchez Choy Sánchez, J. G., Chuyma Tomaylla, M. M., & Villegas Panduro, P. P. (2019). Efecto de diferentes concentraciones de ácido indolbutírico en el enraizamiento de estaquillas de *Annona muricata* «guanábana» en cámara de subirrigación. Folia Amazónica, 28(1), 33-41. https://www.researchgate.net/publication/336497530

Ramos Saltos, R. S. (2019). Propagación de guanábana (*Annona muricata*) utilizando ANA (Ácido Naftalenacético) y AIB (Ácido Indolbutírico) en el Cantón Quevedo. [Tesis de ing. Agrónomo, Universidad Técnica Estatal de Quevedo]. https://repositorio.uteq.edu.ec/handle/43000/4314

Ríos Ríos, P. (2022). Efecto de dos enmiendas orgánicas en plantones de *Annona muricata* (guanábana) en vivero. [Tesis Ingeniero agrónomo, Universidad Nacional Agraria De La Selva]. https://hdl.handle.net/20.500.14292/2491

Robles Sánchez, A.I. (2023). Efectos de sustratos en propagación asexual de pitahaya (Hylocereus undatus) variedad roja - Illanya – Abancay. [Tesis Ing. agrónomo, Universidad Tecnológica de Los Andes]. https://repositorio.utea.edu.pe/handle/utea/630

Román Clemente, G.E. (2019). Efecto de la hormona AIB en el enraizamiento de estacas juveniles de Croton lechleri Muell. Arg. [Tesis de ing. forestal, Universidad Nacional Agraria La Molina]. https://repositorio.lamolina.edu.pe/items/1f28dce5-2483-4894-8905-f3878b153e6a

Saldaña Ríos, G. (2022). Efecto de diferentes concentraciones de ácido indolbutírico y accesiones de Malpighia emarginata L. en el enraizamiento de estacas en cámaras de subirrigación en Yarinacocha, Ucayali. [Tesis de ing. Agroforestal acuícola, Universidad Nacional

Intercultural de la Amazonía]. https://repositorio.unia.edu.pe/items/cdc73e97-31c7-48e5-a47f-afd17a7c2b1b

Solórzano Vega, E. (2007). Guías fenológicas para cultivos básicos. Trillas. https://catalogosiidca.csuca.org/Record/URACCAN.26418

Soplín Trigoso, H. (2015). Propagación botánica de *Annona muricata* L. guanábana bajo cuatro sustratos en Iquitos - Perú [Tesis de Ing. Agrónomo, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana]. http://repositorio.unapiquitos.edu.pe/handle/20.500.12737/3370

Taiz, L., & Zeiger, E. (2010). Fisiología vegetal (5.ª ed.). Sinauer Associates Inc.

Tinco Mamani, E. (2013). Evaluación de tres tipos de esquejes de Veronica (Hebe x andersonii) bajo el efecto de dos enraizadores naturales para la producción de plantines en Cota Cota. [Tesis de Lic. Agrónomo, Universidad Mayor de San Andrés]. http://hdl.handle.net/123456789/4303

Yamarte, M., Avilán, L., Marín, M., Rendiles, E., Tales, M. J., Solarte, J., & Maldonado, R. (2014). Fenología floral del guanábano (*Annona muricata* L.) injertado sobre combinaciones de patrones y a pie franco. Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ), 204(1), 91-101. https://produccioncientificaluz.org/index.php/agronomia/article/view/26524/27150

Yang, C., Gundala, S. R., Mukkavilli, R., Vangala, S., Reid, M. D., & Aneja, R. (2015). Synergistic interactions among flavonoids and acetogenins in Graviola (*Annona muricata*) leaves confer protection against prostate cancer. Carcinogenesis, *36(6):* 656–665. https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25863125/

Zamora, M. (2019). Hormonas de crecimiento vegetativo (ácido giberélico, ecklonia máxima) en injertos de guanábana (*Annona muricata* L.). [Tesis de ing. Agropecuaria, Universidad Técnica Estatal de Quevedo]. https://repositorio.uteq.edu.ec/handle/43000/4693

ANEXOS

Anexo 1. Fotos del proceso experimental.

Figura 1A

Construcción de la cámara de subirrigación.



Figura 2A

Pintado de la infraestructura.



Figura 3A

Distribución de la primera capa de agregados en la cámara de subirrigación.



Figura 4A

Desinfección del sustrato y la cámara de subirrigación



Figura 5A

Colocación de los esquejes en las hormonas de acuerdo con los tratamientos.



Figura 6A

Siembra de los esquejes.

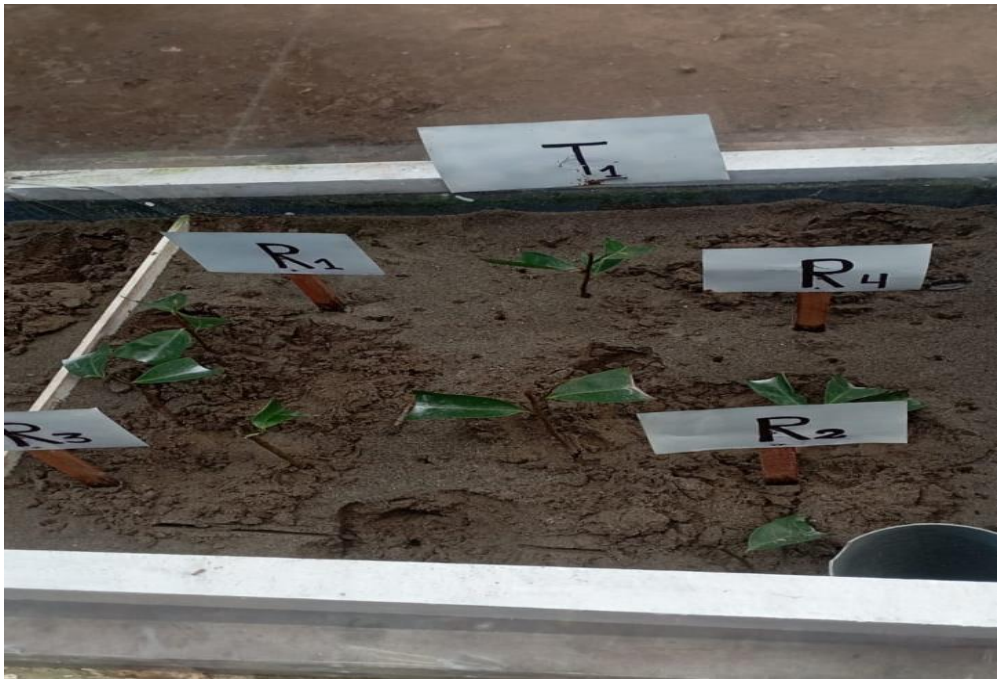


Figura 7A

Evaluación de la humedad de la cámara de subirrigación.



Figura 8A

Evaluación de enraizamiento.



Figura 9A

Evaluación del volumen de raíz.

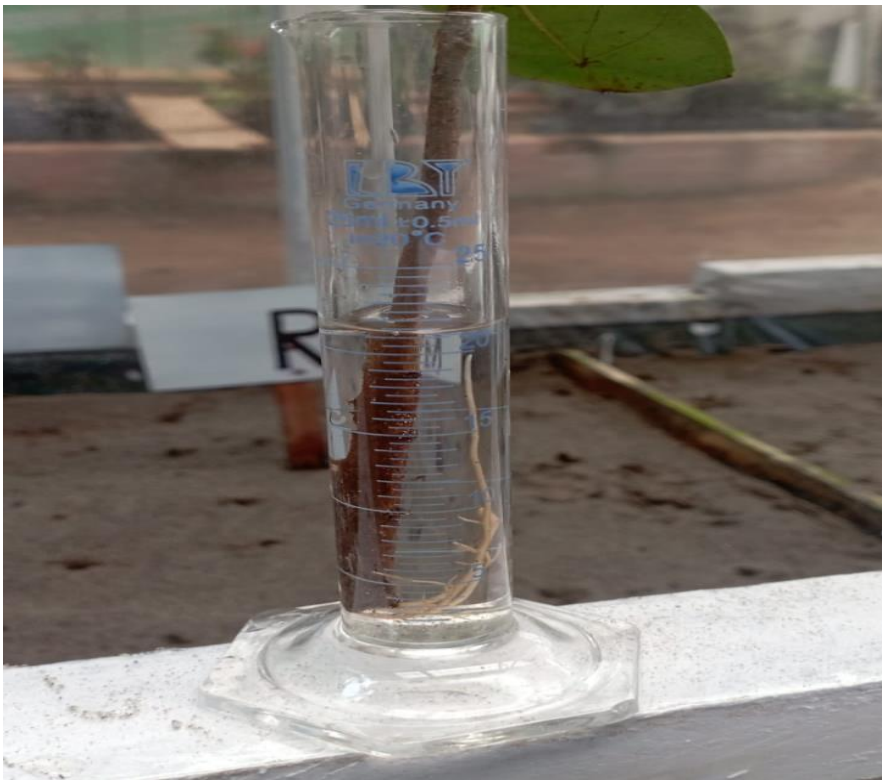


Figura 10A

Supervisión de jurados.

