

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL**

**ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



**TESIS**

**PROPAGACIÓN DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.) MEDIANTE EL  
ENRAIZAMIENTO DE REBROTOS UTILIZANDO CINCO  
DOSIS DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO Y CUATRO  
SUSTRATOS, EN AMBIENTES CONTROLADOS**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR:  
WELLINGTON RUIZ QUIÑE**

**TARAPOTO - PERÚ**

**2015**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL  
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



**TESIS**

**PROPAGACIÓN DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.) MEDIANTE EL  
ENRAIZAMIENTO DE REBROTOS UTILIZANDO CINCO  
DOSIS DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO Y CUATRO  
SUSTRATOS, EN AMBIENTES CONTROLADOS**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR:  
WELLINGTON RUIZ QUIÑE**

**TARAPOTO – PERÚ  
2015**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL  
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**

**ÁREA DE MEJORAMIENTO GENÉTICO**

**TESIS**

**PROPAGACIÓN DE CAFÉ (*Coffea arabica* L.) MEDIANTE EL  
ENRAIZAMIENTO DE REBROTOS UTILIZANDO CINCO  
DOSIS DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO Y CUATRO  
SUSTRATOS, EN AMBIENTES CONTROLADOS**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:  
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR:  
WELLINGTON RUIZ QUIÑE**

**Comité de Tesis**



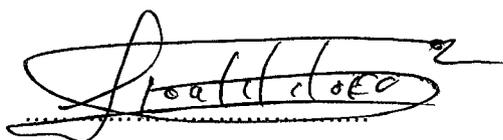
.....  
Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez

**PRESIDENTE**



.....  
Ing. Jorge Luis Peláez Rivera

**SECRETARIO**



.....  
Ing. Roaldo López Fulca

**MIEMBRO**



.....  
Ing. María Emilia Ruiz Sánchez

**ASESOR**

## DEDICATORIA

La presente investigación está dedicado a mis queridos padres, quienes con esfuerzo y sacrificio han logrado que hoy me consolide como tal, han velado por mi bienestar, educación y me han apoyado en cada paso y meta trazada, siendo motor para poder seguir adelante.

Wellington Ruiz S. y Noyolith Quiñe R.

A mis abuelos quienes han formado parte de mi crecimiento tanto humano como profesional y han hecho que me sienta su hijo, demostrándome en todo momento cariño, enseñándome cosas que me sirven para enfrentar la vida.

Juan Paima Y Nelit Rojas.

A mis hermanas y hermano con quien he compartido la vida, las experiencias universitarias y constantemente me han apoyando.

Mónica, Ivon, Melany, Amanda y Ulises

Quizás en estos momentos no puedan entender el cariño que siento, desde que llegaron alegraron los días de mi vida, es muy grande poder compartir con ustedes.

Norbil S., Mathias J. y Naáman

## AGRADECIMIENTO

Al instituto de investigaciones de la amazonia peruana (IIAP-SM) y al proyecto Innovación Tecnológica para la Clonación de Plantas Matrices de café (*coffea arabica*) con alta productividad y tolerancia a roya en la Región San Martín, financiado por Fincyt, según contrato 193-Fincyt-IA-2013.

A la ing. María Emilia Ruiz Sánchez por haber contribuido asesorando la presente investigación guiarme en este proceso.

Ing. M.Sc. Luis Alberto Arévalo López Gerente Regional del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana-San Martín, por haber permitido que ingrese a la institución prestigiosa el cual dirige, aceptado que pueda desarrollar la investigación.

Ing. M.Sc. Diana Ayala Montejo Investigador principal del proyecto INNOVATE-CAFÉ por su apoyo en la conducción, desarrollo del proceso investigativo y por el apoyo incondicional en la redacción de tesis.

Al ing. M.Sc. Herry Ruiz Solsol por su apoyo, orientación al momento de establecer y dar pautas de inicio de la presente tesis.

Al coordinador del proyecto ing. Geomar Vallejos Torres quien nos dio pautas del proyecto.

Al ing. Marco García parte del equipo técnico principal del proyecto.

Al equipo de tesis: María de los Ángeles, Liliana, Elías, lady, Karen y Anthony con quienes compartimos varios momentos en el desarrollo de mi tesis y apoyo al proyecto.

## INDICE

RESUMEN	
I. INTRODUCCIÓN	01
II. OBJETIVOS	03
2.1. Objetivo General	03
2.2. Objetivos Específicos	03
III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	04
3.1. Propagación vegetativa	04
3.1.1. Importancia de la propagación vegetativa	05
3.1.2. Métodos de propagación vegetativa	06
3.2. Factores condicionantes que afectan la capacidad de enraizamiento.	06
3.2.1. Temperatura ambiental	06
3.2.2. Luz	06
3.2.3. Selección del material para rebrotes	07
3.2.4. Factor juvenil	07
3.2.5. Antecedentes de tamaño y diámetro	08
3.2.6. Reguladores de crecimiento	09
3.2.7. Ácido indol-3-butírico (AIB)	10
3.3. Propagación vegetativa a través de brotes	11
3.3.1. Manejo de rebrotes	11
3.3.2. Principales factores que condicionan el enraizamiento	12
3.3.3. Condiciones nutricionales de la planta madre	12
3.3.4. Cámaras de enraizamiento	13

3.4.	Sistema de riego	14
3.5.	Sustratos	14
3.5.1.	Los pellets o jiffy	15
3.5.2.	Arena	15
3.5.3.	Cascarilla de arroz carbonizado	16
3.6.	Antecedentes De Enraizamiento	17
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS	19
4.1.	Materiales utilizados en el acopio de datos	19
4.2.	Ubicación del experimento	19
4.3.	Condiciones ambientales de la zona de estudio	20
4.4.	Material vegetativo	21
4.5.	Descripción de procedimientos	21
4.5.1.	Acondicionamiento de los microtúnel	22
4.5.2.	Preparación de sustratos	22
4.5.2.1.	Arena	22
4.5.2.2.	cascarilla carbonizada	23
4.5.2.3.	jiffy	24
4.5.2.4.	sin sustrato	24
4.5.3.	Obtención de estacas de rebrotes	25
4.5.4.	Preparación y aplicación de la hormona AIB	27
4.5.5.	Siembra y Establecimiento de los rebrotes dentro de microtúnel	29
4.5.6.	Cuidados durante el periodo de propagación	30
4.6.	Diseño experimental	31
a).	Factores y niveles que se estudiaron	31

b).	Tratamientos que se estudio	32
c)	Evaluación De Las Variables	33
V.	RESULTADOS	38
5.1.	Porcentaje de sobrevivencia	38
5.2.	Porcentaje de enraizamiento	40
5.3.	Número de raíces	41
5.4.	Longitud de raíces	43
5.5.	Porcentaje de callosidad	45
5.6.	Crecimiento de Longitud	46
5.7.	Crecimiento en diámetro	49
VI.	DISCUSIONES	51
6.1.	Porcentaje de sobrevivencia	51
6.2.	Porcentaje de enraizamiento	53
6.3.	Número de raíces	56
6.4.	Longitud de raíces	58
6.5.	Porcentaje de callosidad	61
6.6.	Crecimiento de Longitud	64
6.7.	Crecimiento en diámetro	65
VII:	CONCLUSIÓN	69
VIII.	RECOMENDACIÓN	70
IX.	BIBLIOGRAFÍA	71
	ANEXOS	

## INDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 01:</b> Formato de registro meteorológico del propagador de microtúnel / Invernadero para café ( <i>coffea arábica</i> ) por día.	20
<b>Cuadro 02:</b> Descripción de tratamientos estudiados en el experimento.	32
<b>Cuadro 03:</b> Modelo del cuadro utilizado para el registro de datos de la evaluación del experimento para un sustrato con sus dosis.	
<b>Cuadro 04:</b> Análisis de varianza para el porcentaje de sobrevivencia	38
<b>Cuadro 05:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el porcentaje de sobrevivencia.	38
<b>Cuadro 06:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el porcentaje de sobrevivencia.	38
<b>Cuadro 07:</b> ANVA para número de raíces	41
<b>Cuadro 08:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el número de raíces	41
<b>Cuadro 09:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el número de raíces	41
<b>Cuadro10:</b> ANVA para la Longitud de raíces (mm)	43
<b>Cuadro 11:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en la longitud de raíces	43
<b>Cuadro 12:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en la longitud de raíces	43
<b>Cuadro13:</b> ANVA para el Porcentaje de callosidad	45

<b>Cuadro 14:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el porcentaje de callosidad.	45
<b>Cuadro 15:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el porcentaje de callosidad.	45
<b>Cuadro 16:</b> ANVA para el crecimiento en longitud.	47
<b>Cuadro 17:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el crecimiento en longitud.	47
<b>Cuadro 18:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el crecimiento en longitud	47
<b>Cuadro 19:</b> ANVA para el crecimiento en diámetro.	49
<b>Cuadro 20:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el crecimiento en diámetro.	49
<b>Cuadro 21:</b> Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el crecimiento en diámetro.	49

## ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

<b>Fotografía 1:</b> de ubicación del invernadero en el instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana.	19
<b>Fotografía 2:</b> Toma de datos de las condiciones ambientales.	20
<b>Fotografía 3:</b> Material vegetativo: Planta madre y material vegetativo de obtención.	22
<b>Fotografía 4:</b> Acondicionamiento del microtúnel: forrado del microtúnel y microtúnel habilitado.	22
<b>Fotografía 5:</b> acondicionamiento de la arena como sustrato.	23
<b>Fotografía 6:</b> acondicionamiento de la cascarilla como sustratos.	24
<b>Fotografía 7:</b> acondicionamiento de los jiffys o pelles.	24
<b>Fotografía 8:</b> acondicionamiento de las bandejas.	24
<b>Fotografía 9:</b> Proceso de colecta de los rebrotes en campo.	26
<b>Fotografía 10:</b> proceso de los rebrotes en el invernadero.	27
<b>Fotografía 11:</b> proceso de la preparación de las dosificaciones de la hormona.	28
<b>Fotografía 12:</b> proceso de aplicación de la hormona a los rebrotes.	29
<b>Fotografía 13:</b> siembra de los rebrotes en su respectivo sustrato.	29
<b>Fotografía 14:</b> cuidados durante la propagación	31
<b>Fotografía 15:</b> porcentaje de enraizamiento.	34
<b>Fotografía 16:</b> número de raíces	34
<b>Fotografía 17:</b> longitud de raíces.	35
<b>Fotografía 18:</b> Porcentaje de callosidad.	35
<b>Fotografía 19:</b> crecimiento en longitud.	36

<b>Fotografía 20:</b> crecimiento de diámetro.	37
<b>Fotografía 21:</b> diferencia del enraizamiento en cada sustrato.	55
<b>Fotografía 22:</b> diferencia de numero de raíces	58
<b>Fotografía 23:</b> diferencia de callosidad de los rebrotes	63

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

<b>Gráfico 1:</b> Interacción de la temperatura y humedad del invernadero.	20
<b>Gráfico 2:</b> Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el porcentaje de sobrevivencia.	39
<b>Gráfico 3:</b> Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato sobrevivencia.	39
<b>Gráfico 4:</b> Promedios de porcentaje de enraizamiento en unci3n o aplicaci3n a las dosis de hormonas.	40
<b>Gráfico 5:</b> promedios de porcentaje de enraizamiento en unci3n a los tipos de sustrato.	40
<b>Gráfico 6:</b> interacci3n para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el n3mero de ra3ces.	42
<b>Gráfico 7:</b> Interacci3n para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el n3mero de ra3ces.	42
<b>Gráfico 8:</b> Interacci3n para los niveles del Factor A: Sustrato dentro los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en la longitud de ra3ces.	44
<b>Gráfico 9:</b> Interacci3n para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en la longitud de ra3ces.	44
<b>Gráfico 10:</b> Interacci3n para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el porcentaje de callosidad	46

<b>Gráfico 11:</b> Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el porcentaje de callosidad	46
<b>Gráfico 12:</b> Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en la longitud del brote.	48
<b>Gráfico 13:</b> Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en la longitud del brote.	48
<b>Gráfico 14:</b> Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el crecimiento en diámetro.	50
<b>Gráfico 15:</b> Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el diámetro.	50

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación intitulado propagación de café (*coffea arabica* l.) mediante el enraizamiento de rebrotes utilizando cinco dosis de ácido indolbutírico y cuatro sustratos, en ambientes controlados , fue planteado para definir la dosis óptima de ácido indol - 3 - butírico (AIB) y los sustratos, en el enraizamiento de estaquillas de rebrotes de *Coffea arabica* L.; el cual consistió en seleccionar 240 estaquillas de rebrotes a partir de plantas matrices con alto índice de productividad. El diseño estadístico empleado es un DCA, cuyos tratamientos son 0, 2000, 4000, 8000, 10 000 ppm de ácido indol - 3 - butírico (AIB) y sin sustrato, jiffy, cascarilla de arroz carbonizada y arena combinados estos hacen 20 tratamientos con 3 repeticiones, las estaquillas permanecieron 65 días en el micro túnel con una frecuencia de riego de 2 veces por día y las evaluaciones consistieron en medir: el porcentaje de sobrevivencia, porcentaje de enraizamiento, número de raíces, longitud de raíces, callosidad, longitud de brote y diámetro del brote. Los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis de varianza y a la prueba de Duncan, cuyos resultados indican que la dosis de 2000 ppm de AIB y el sustrato jiffy sobresalieron entre las demás otorgando mayor porcentaje de sobrevivencia (100%), porcentaje de enraizamiento (93%), que lo categoriza como un enraizamiento muy alto.

**Palabras claves:** ácido indol - 3 – butírico, ambientes controlados, estaquillas de rebrotes, dosis, plantas matrices.

## SUMMARY

This research paper entitled spread of coffee (*Coffea arabica* L.) by the rooting of shoots using five doses of indole butyric acid and four substrates, in controlled environments, was raised to define the optimal dose of indole - 3 - butyric acid (AIB ) and substrates in the rooting of cuttings of outbreaks of *Coffea arabica* L .; which consisted of selecting 240 volunteers cuttings from parent plants with high productivity rate. The statistical design used is a DCA, whose treatments are 0, 2000, 4000, 8000, 10 000 ppm of indole - 3 - butyric acid (AIB) without substrate, jiffy, carbonized rice husks and sand combined these make 20 treatments 3 repetitions, the cuttings remained 65 days in the tunnel with a frequency micro irrigation 2 times per day and evaluations consisted of measuring the percentage of survival, rooting percentage, number of roots, length of roots, callus length Bud and Bud diameter. The data were submitted to analysis of variance and Duncan test, the results indicate that the dose of 2000 ppm of AIB and jiffy substrate stood out among the other giving greater survival rate (100%), rooting percentage (93 %), which categorizes it as a very high rooting.

**Keywords:** indole - 3 - butyric, controlled environments, cuttings of volunteers, dose, matrices plants.

## I. INTRODUCCIÓN

El Perú produce alrededor del 3% de granos de café a nivel mundial, la caficultura es la principal actividad agrícola en los valles de la selva del país, los mayores rendimientos se obtienen en departamentos de Amazonas, San Martín y Cajamarca, donde el café se posesiona como el cultivo alternativo más importante frente a la coca, este es uno de los principales productos de exportación, generador de divisas, fuente de empleo y sustento económico de las familias.

Un reporte da a conocer que el café en el año 2011 registro 12.84, en el 2012 10.71, en el 2013 7.40, quintales promedio por hectárea y la proyección en el 2014 fue 6.11 quintales por hectárea por problemas fitosanitarias (Guzmán 2013).

La disminución de la producción en el año 2014, se debe a que el cuidado de las plantaciones en campo no son suficientes frente a la susceptibilidad de algunas variedades, lo que se necesita en campo son plantas que tengan resistencia a enfermedades y adaptación a la zona. En esta investigación el objetivo fue determinar el efecto de dosis de ácido indolbutírico y sustratos en el enraizamiento de rebrotes de café variedad catuai para generar conocimiento acerca del proceso de enraizamiento, como punto de partida frente a posteriores investigaciones que completen el ciclo de clonación de los rebrotes de café en nuestra región y el país.

La investigación se ha desarrollado en el marco del proyecto “Innovación tecnológica para la clonación de plantas matrices de café (*Coffea arabica* L.) con alta productividad y tolerancia a Roya en la Región San Martín”, cuyos aliados estratégicos son el Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP-SM),

Fondos Para La Innovación, Ciencia Y Tecnología (FINCYT), Universidad Nacional De San Martín (UNSM-T) Y ORO VERDE. Desarrollado en el Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana.

## **II. OBJETIVOS**

### **2.1. Objetivo General**

Determinar el efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) y sustratos en el Enraizamiento de rebrotes de Café variedad catuai en micro túnel del Invernadero del IIAP-Morales-SM

### **2.2. Objetivos Específicos**

- a) Determinar el efecto de las dosis de ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de rebrotes de café variedad catuai en micro túnel.
- b) Establecer cuál de los tipos de sustratos facilitará el enraizamiento de rebrotes de café variedad catuai en microtúnel del IIAP-Morales-SM.

### III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1. Propagación vegetativa

Quijada (1980) dice que la propagación vegetativa, es la obtención de nuevos individuos a partir de partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que posean estas partes (rama, fuste, retoño, hijuelos, inclusive trocitos o tejidos celulares) cuando se colocan en condiciones favorables. Coincidiendo con Vekhov (1941), al estudiar varias especies de árboles y arbustos, llego a la conclusión de que es posible propagar en cierto grado todas las especies difíciles, siempre que se determinen las condiciones óptimas que rigen la emisión de raíces que permiten sobrevivir al propagarlo.

La propagación vegetativa o asexual se realiza con las partes de una planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos. Esta técnica asegura rápidas ganancias genéticas ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales. Además la propagación vegetativa captura ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masas de poblaciones altamente uniformes y productivas (Easley, 1989), lo cual es más difícil de lograr por vía sexual.

Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual y constituye un clon. Todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre, esto es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características de origen denominado clon (Sevilla y Holle,

2004); es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental, pero si es claro que el nuevo individuo es génicamente idéntico al original. Coincidiendo con Hartmann y Kester (1992), manifestaba que la propagación vegetativa o asexual se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) y esto es posible porque todas las células de una planta poseen la información necesaria y/o suficiente para reproducir la planta entera. Esta técnica comprende desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesinos de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy avanzados basados en la tecnología de cultivos de tejidos vegetales, mediante los cuales se puede lograr la propagación masiva, genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos.

### **3.1.1. Importancia de la propagación vegetativa**

La propagación vegetativa es importante por las siguientes razones: en el establecimiento de huertos semilleros clonales, establecimientos de bancos clonales en propagación de plantas clonales a gran escala y en la producción de productos especiales de mejora (Quijada, 1980). Este tipo de reproducción en la rama forestal se usa para multiplicar árboles seleccionados con base a características deseables que se quieren perpetuar como: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, resistencia a plagas y enfermedades, etc. Es decir, permite conservar genotipos valiosos (Carrera, 1997).

### **3.1.2. Métodos de propagación vegetativa**

Gispert (1984), describe cuatro métodos de propagación vegetativa: la primera es por estacas que consiste en secciones de tallos o ramas, puestos en condiciones permite el enraizamiento. La segunda es por injerto, consiste en propagar las plantas por medio de soldaduras de una yema con otro llamado patrón. La tercera es por acodo, que son secciones de una planta que son sometidos a un proceso provocado de enraizamiento, responde positivamente al tratamiento. Luego de lograr la nueva plántula se le separa de la planta madre. Finalmente se tiene el tejido de cultivo, cuando se logra nuevos vástagos en función a la utilización de tejidos, células o protoplastos del vegetal.

## **3.2. Factores condicionantes que afectan la capacidad de enraizamiento.**

### **3.2.1. Temperatura ambiental**

Hartmann y Kester (1992) menciona que las temperaturas excesivas de aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas más bien las temperaturas entre 21°C y 27°C son satisfactorias para lograr el enraizamiento en la mayoría de las especies, algunas enraizan mejor a temperaturas bajas y se debe evitar la temperatura del aire demasiado alta. En zonas frías recomienda utilizar un instrumento que proporcione calor constantemente permitiendo un mayor porcentaje de enraizamiento.

### **3.2.2. Luz**

Cuculiza (1956) sustenta que con poca luz, la emisión de raíces se realiza antes que la hojas; además disminuye la evaporación de agua de constitución que llevan

las estacas, evitando así su desecación; sin embargo la falta de luz no debe ser exagerada pues no se realizaría la función fotosintética, que es de vital importancia para el desarrollo de las plantas, además es recomendable que para el desarrollo normal de la actividad fotosintética debe proporcionarse por lo menos un 30% de luz a las estacas teniendo cuidado que esta luz no eleve la temperatura óptima.

### **3.2.3. Selección del material para rebrotes**

Hartmann (1988), existe evidencia que la nutrición de la planta madre influye sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas tomadas de ellas; el material adecuado de estacas que está en función a la riqueza de carbohidratos y pueden determinarse por la firmeza del tallo. Sin embargo, puede confundirse con la firmeza debida a la maduración de los mismos.

Quijada (1980), menciona que las estacas muy lignificadas brotan con dificultad y enraízan muy difícilmente, por lo tanto deberá tomarse una condición intermedia. Una guía para el tiempo de recolección en el estado de la actividad de la planta y es favorable cuando comienza la mayor actividad de desarrollo de las yemas del árbol.

### **3.2.4. Factor juvenil**

El factor de juvenilidad es uno de los aspectos más relevantes para el éxito del enraizamiento de estacas. En muchas especies forestales es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estacas que es la más importante para el éxito del enraizamiento. Esto se efectúa en distintas fases tales como juvenil y

adultas, separadas por una fase de transición. En casi todas las especies se han enraizado con éxito estacas tomadas de plantas procedentes de semilla de 1-2 años de edad (Hartmann y Kester, 1995).

### **3.2.5. Antecedentes de tamaño y diámetro**

Díaz (1991) en la propagación vegetativa de *Cedrela odorata*, con tres longitudes de estacas juveniles (4, 6 y 8 cm.), se obtuvo los siguientes resultados: el análisis de varianza detectó diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0,05$ ) en el porcentaje de enraizamiento, en estacas de diferentes longitudes. El mejor enraizamiento se obtuvo con las longitudes de 6cm (65%) y 8cm (57%). Las longitudes de 6 y 8 cm. superaron en 28% y 27% respectivamente a la longitud de 4cm en porcentaje de brotación. En contraste, el promedio del número de raíces de estacas de 4cm de longitud, superó a las otras dos longitudes en un 43%. Estos resultados concuerdan con (Baggio 1982), quien mostró que existe una longitud de estacas óptimas para el enraizamiento. Este efecto podría relacionarse con el contenido de sustancias de reserva en la estaca que intervienen en la formación de raíces.

Hartmann y Kester (1977), afirman que, al igual que el diámetro, la longitud de estaca, es un factor determinante para favorecer el enraizamiento; por lo que recomiendan utilizar estacas de 7 a 15 cm de largo, con 2 a más nudos. Mesén (1998) menciona que, las estacas deben ser cosechadas de brotes ortrónicos, sanos y vigorosos, de 30-50 cm. de longitud; de los cuales se utilizan,

generalmente estaquitas de 4-6 cm. de longitud, con diámetros centrales de 3-6mm.

Por otro lado, (Hartmann y Kester 1983) sostiene que es evidente que las concentraciones nutricionales son mayores cuando mayor sea el grosor de la estaca. De igual modo la rigidez de una estaca está en relación directa con el diámetro. Así los delgados son generalmente suaves y flexibles, mientras que los más gruesos son firmes y rígidos y al doblarlos se rompen con facilidad. Las estacas delgadas se flexionan por tener tallo succulento y los gruesos tienen tallos leñosos. El enraizamiento por tanto está relacionado con el grosor del diámetro de la estaca.

### **3.2.6. Reguladores de crecimiento**

El fin de toda aplicación de sustancias promotoras o reguladoras de crecimiento de las raíces es incrementar el porcentaje de enraizamiento, reduciendo el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radicular originada (Hartmann y Kester 1983); por ejemplo, el ácido indol - 3 - butírico (AIB ), es una auxina sintética químicamente similar al ácido indol - acético (AIA) que en la mayoría de las especies ha demostrado su efectividad frente a otras auxinas como el ácido naftalenacético (ANA); la hormona AIB, ofrece muchas ventajas, el cual no se degrada fácilmente por la luz o microorganismos, es insoluble en agua, no es tóxico y permanece por más tiempo en el sitio de aplicación (Mesén, 1998).

Los reguladores vegetales son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de cualquier otro modo cualquier proceso fisiológico de las plantas y la más importante es la

auxina. Las auxinas, son sustancias naturales que son promotores de la aparición de raíces, en tal sentido el empleo de estos reguladores del crecimiento favorece la iniciación de raíces, mejorando el sistema radicular, aumentando el porcentaje de enraizamiento. (Hartmann y Kester, 1983; Mesén, 1998).

El tratamiento con reguladores de crecimiento se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin la ayuda de productos químicos pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento han revelado superioridad a los tratamientos sin hormona. Aunque los reguladores de crecimiento pueden mejorar ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces puede estar más relacionada ciertos factores inherentes de las especies (Wright, 1964).

### **3.2.7. Ácido indol-3-butírico (AIB)**

Producto de síntesis, tiene una débil actividad auxínica en general pero una excelente acción rizógena. Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es tóxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas. Los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta, además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación y es foto estable (Hartmann y Kester, 1983). La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% a 0.3% de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Mesén, 1998).

### **3.3. Propagación vegetativa a través de brotes**

Los brotes que dan origen al nuevo monte se originan en yemas latentes, que están ubicadas en la corteza del tocón o de yemas ubicadas en los lignotubérculos (tejido de reserva) que presentan algunas especies. Cuando el árbol está creciendo, estas yemas están inhibidas por la acción de unos reguladores de crecimiento que reproduce el árbol que se llaman auxinas, cuando el tronco es cortado, el flujo de auxinas se interrumpe, y las yemas latentes se activan. La capacidad de rebrotar y las veces que un tocón puede hacerlo, se ven afectadas por una serie de factores, por lo que es necesario conocerlos para evitar sus efectos negativos. Entre estos factores se encuentran los coherentes al tipo de monte, su edad, diámetro de los tocones, sanidad, características del corte, los factores ambientales, y los relacionados con el aprovechamiento o la cosecha de la madera (Villaseñor 1942).

La misma fuente indica que existen tres tipos de brotes: los que se forman a partir de yemas alojadas en la corteza en la parte superior del tocón, llamados brotes adventicios, los originados en el exterior, llamados proventicios, y los originados en los lignotubérculos.

#### **3.3.1. Manejo de rebrotes**

Muchas especies se regeneran naturalmente por rebrotes de los tocones después del corte. Un crecimiento de hasta 20 a 30 rebrotes es común en los tocones y es necesario reducir esta gran cantidad hasta dejar solamente 3 ó 5. Es preferible hacer el manejo en dos etapas, así se logra dejar más fuerza de crecimiento para

los demás y permitir que desarrollen más rápido. Si la cantidad de hijos es abundante, sólo crecen fustes delgados, y con pocos usos. Por eso la ganancia grande en el manejo, es la obtención de fustes con tamaños comerciales en menos tiempo, con lo cual se obtiene más biomasa (Colindres *et al.*, 1995).

### **3.3.2. Principales factores que condicionan el enraizamiento**

Los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estacas son: el manejo de la planta madre con el fin de obtener brotes juveniles, en buen estado nutricional, en la época y edad apropiada; la longitud y diámetro de las estacas, la presencia de hojas y yemas, tratamientos hormonales y las condiciones ambientales (iluminación, temperatura, humedad relativa, medio de enraizamiento) propicias que induzcan al enraizado. Además, la capacidad de la estaca ya enraizada, a prosperar después del trasplante para conseguir plantas de calidad (Gárate 2010).

### **3.3.3. Condiciones nutricionales de la planta madre**

La nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Los factores internos, tales como el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de las raíces de las estacas (Hartmann y Kester, 1995).

En cuanto a los requerimientos nutricionales durante el enraizamiento de las estacas, la aplicación de nutrientes no es necesario durante la fase de inducción, en vista que las estacas utilizan los nutrientes endógenos transportados

basipetamente a partir de los brotes (Mori da cunha *et. al.*, 2009), esto es un aspecto relevante de la importancia del óptimo estado nutricional de la planta madre.

Asimismo, cualquier nutriente que esté presente en los procesos metabólicos, asociados a la diferenciación y formación del sistema radicular es considerado esencial para la iniciación de raíces; a modo de ejemplo, un contenido moderado de nitrógeno en los tejidos es mejor para lograr un enraizamiento óptimo; debe existir un equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos en la planta madre (Sadhu, 2005); sin embargo para que pueda efectuarse la iniciación de raíces, el nitrógeno es importante para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas, debajo de ese nivel mínimo de disponibilidad de nitrógeno se detiene la iniciación de raíces; asimismo, la cosecha de los brotes para la propagación debe realizarse en las mañanas cuando el material vegetal es turgente (Hartmann y Kester, 1995).

#### **3.3.4. Cámaras de enraizamiento**

Tiene por objeto mantener la humedad relativa cerca del 98% y mantener la temperatura más o menos constante, además en la Amazonia sirve para evitar el exceso de agua lluvia que ocasiona pudrición a las estacas recién plantadas, la cámara se construye utilizando plástico transparente o de invernadero colocado sobre una estructura de arcos de caña guadua o tiras flexibles cuyos extremos se

entierran para ofrecer firmeza. De este modo se forma una especie de túnel o techo con dos aguas, a una altura de 0.80 a 1m del suelo, entre los arcos situados a 1m se colocan latillas en sentido horizontal para evitar hundimiento del plástico. (Chiguano y Játiva, 1998).

### **3.4. Sistema de riego**

El riego en el invernadero debe ser preferiblemente nebulizado y automático. Si se trabaja con bandejas plásticas y un sustrato de tierra: arena, un programa de riego adecuado debe mojar unas 3 veces al día, con una duración de 30 segundos a un minuto cada vez. En días muy soleados, calurosos o ventosos, el riego deberá aumentar su frecuencia (máximo 5 veces al día). En los días lluviosos y con una alta humedad relativa, el riego debe disminuir su frecuencia a una vez al día o quizá cada dos días. Con esto se busca eliminar un exceso de humedad en el medio de enraizamiento. En caso de no contarse con un sistema de riego, se aplica en forma manual con ayuda de una bomba de espalda. Esto implica una importante dedicación de horas/hombre al día en los días calurosos. Si se realiza el enraizamiento en pellets, entonces el riego debe disminuir considerablemente, hasta 1 mojada/día con una duración de 30 segundos a 1 minuto. Se ha observado en la Zona Norte de Costa Rica, que durante períodos de mal tiempo con alta pluviosidad y humedad relativa, los pellets pueden inclusive mojarse cada 2-3 días. Mientras que en días muy soleados y calurosos puede mojarse hasta 2 veces. En caso de tener fallas con el sistema de riego automático, una posibilidad es la de utilizar una bomba de espalda mojando por unos 10-20 segundos cada bandeja (Murillo *et. al.*, 2001).

### **3.5. Sustratos**

Vozmediano (1982), manifiesta que el sustrato actúa de simple soporte, indispensable para mantener el calor y la humedad; el objetivo fundamental del sustrato parece ser el de asegurar, además del soporte, un buen drenaje para que no permanezca el agua a nivel de las raíces.

#### **3.5.1. Los pellets de jiffy**

Los Pellets o jiffy son unidades compuestas de fibra de coco con musgo, comprimidas en una malla fina, suave y biodegradable; posee cal y un abono especial con un bajo contenido de amonio, con 5.3 de pH. Se presentan en varios tamaños y al humedecerlos se expanden verticalmente. Una vez enraizada la planta en el pellet, ésta se trasplanta directamente al suelo con todo el elemento. Durante el tiempo en vivero, las raíces de la plántula tienden a salir fuera del comprimido ocurriendo así una autopoda de raíces. Esto obliga a la planta a desarrollar, principalmente, el sistema radicular lateral secundario, proveyendo un mayor volumen de raíces que, al momento del trasplante, brindarán a la planta un mayor crecimiento y desarrollo en comparación con cualquier método (Jiffy Products, 2009).

#### **3.5.2. Arena**

La arena está formada por pequeños granos de piedra de alrededor de 0.05 a 2.00 mm de diámetro que se originan por la intemperización de diversas rocas, dependiendo su composición mineral de la que tenga la roca madre. En propagación de plantas generalmente se emplea arena de cuarzo, que es en forma predominante un complejo de sílice. La arena de grado más satisfactorio para el

enraizamiento de estacas es la que en albañilería se usa para enlucir. La arena es el medio más usado para enraizamiento. Cuando seca pesa alrededor de 1.7 kg x dm<sup>3</sup> de preferencia debe fumigarse o tratar con calor antes de usarla, ya que puede contener semillas de malezas y algunas especies de hongos que producen agotamientos. La arena virtualmente no contiene nutrientes minerales y no tienen capacidad amortiguadora (buffer). Respecto a sustancias químicas. Casi siempre se usa en combinación con material orgánica (Hartmann y Kester, 1980).

Los medios de enraizamiento más convenientes son la arena fina, la vermiculita y la turba (Wright, 1964). Pero, la arena es el medio de enraice más ampliamente utilizado, porque es relativamente barato y fácil de esterilizar.

### **3.5.3. Cascarilla de arroz carbonizado**

Para tratar de mejorar las propiedades físico-químicas de la cascarilla de arroz se ha recurrido desde hace unos años a la quema parcial o total de la misma. Esta es la alternativa más usada en la actualidad. Con este fin, se coloca la cascarilla en montones y se le enciende fuego por un costado. Simultáneamente se va revolviendo con cascarilla cruda hasta obtener el grado de quemado deseado. Luego se apaga por medio de un chorro de agua. Usualmente la intensidad del quemado que se pretende varía entre un 50 % y un 100 % según el grado de carbonización. No se debe dejar llegar nunca hasta cenizas. Esta práctica aumenta la retención de agua fácilmente disponible, según el grado de quemado, pudiendo llegar a valores muy elevados (Calderón, 2001).

Según Ramírez (2000), la cascarilla de arroz en su forma carbonizada como sustrato, aporta principalmente fósforo y potasio, al mismo tiempo que ayuda a corregir la acidez de los suelos y es un material completamente esterilizado por haber sido sometido a altas temperaturas en el proceso de carbonizado. El carbón de cascarilla de arroz como sustrato presenta las siguientes características físicas y químicas: densidad seca de 150g/l; capacidad de retención de agua de 53.9 %; capacidad de intercambio catiónico 5.5 meq/dl; pH en el agua de 7.4; contenido de sales solubles de 0.7 g/l; nitrógeno 0.7 %; fósforo 0.2 % y potasio 0.32 % (Souza, 1993).

### **3.6. Antecedentes de enraizamiento**

Mata (2006), menciona que en la propagación del cultivo de cacao con aplicación de AIB (6 000 ppm) en la base y propagadas en tubetes y un propagador de cemento con plástico tipo túnel se determinó que las condiciones que más favorecen la propagación del cacao mediante ramillas son: un nivel de sombra cercano al 50% complementado con un régimen de riego de poca intensidad y de alta frecuencia. Por su parte, el sustrato no tuvo ningún efecto en la efectividad del método, mientras que la concentración de AIB utilizada fue efectiva para favorecer la formación de raíces adventicias. Los resultados prueban que la propagación vegetativa por medio de ramillas es un método confiable y efectivo para la obtención de plantas de cacao, donde se obtiene un enraizamiento de 66,7% a dos meses de haber colocado a propagar además brinda la posibilidad de conservar los caracteres de interés de los genotipos seleccionados.

Cordova (2000), manifiesta que en la investigación sobre la evaluación de 10 clones de café Robusta (*Coffea canephora*) y su capacidad de enraizamiento en tres sustratos aplicando el estimulante alfa-naftalenacetico (Hormonagro 1) en el cantón Shushufindi, provincia de Sucumbíos se concluyó que el enraizamiento fue más precoz en ausencia del estimulante alfa naftalenacetico (Hormonagro 1); la cantidad y longitud de raíces, fue superior cuando no estuvo presente el bioestimulante. El bioestimulante alfa naftalenacetico (Hormonagro 1), no presentó efectos positivos sobre las características evaluadas; existió mucha variación inherente en el material genético.

Vallejos y Gonzales (2014), indican que en *Cedrelinga catenaeformis*, comúnmente llamada “tornillo”, se evaluó el enraizamiento de estaquillas bajo el efecto de tres dosis de ácido indol- 3-butírico (2000, 3000 y 4000 ppm) y dos cantidades de foliolos (tres y cuatro foliolos), utilizando microtúneles como estructura de protección. El estudio se realizó en el vivero de la empresa Reforesta Perú S.A.C. ubicado en la Región San Martín. Al término de 15 días, los brotes de tres foliolos y con dosis de AIB de 3000 ppm mostraron enraizamientos de 94.88% teniendo a los pellets Jiffy como sustrato. Se concluye que es posible propagar *C. catenaeformis* (94.88% de enraizamiento) si se aplica la dosis adecuada de AIB en brotes con tres foliolos.

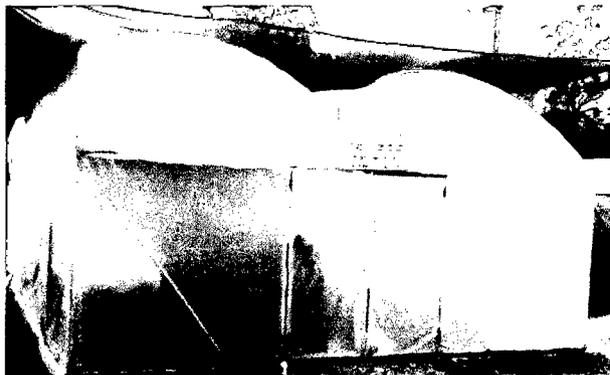
## IV. MATERIALES Y MÉTODO

### 4.1. Materiales utilizados

Para la instalación de la investigación se utilizaron los siguientes materiales: soluciones hormonales de diferentes dosis, de Ácido Indol-3-Butirico (AIB), sustratos (sin sustrato, jiffy o pellets, cascarilla de arroz carbonizada y arena de 0.98 mm) tijeras de podar y de oficina, alcohol 96%, hieleras, mascarillas, guantes quirúrgicos, papelotes, lejía, fungicida "propineb 70% PM ", bandejas planas, carretilla, palas, etiquetas, matraz, probetas, espátulas, placas petri, papel aluminio, aspersores, plásticos de polietileno, nebulizadores, costales, microtúnel. Como equipos se utilizaron lo siguiente: vernier, balanza analítica, termo-higrómetro, ventilador.

### 4.2. Ubicación del experimento

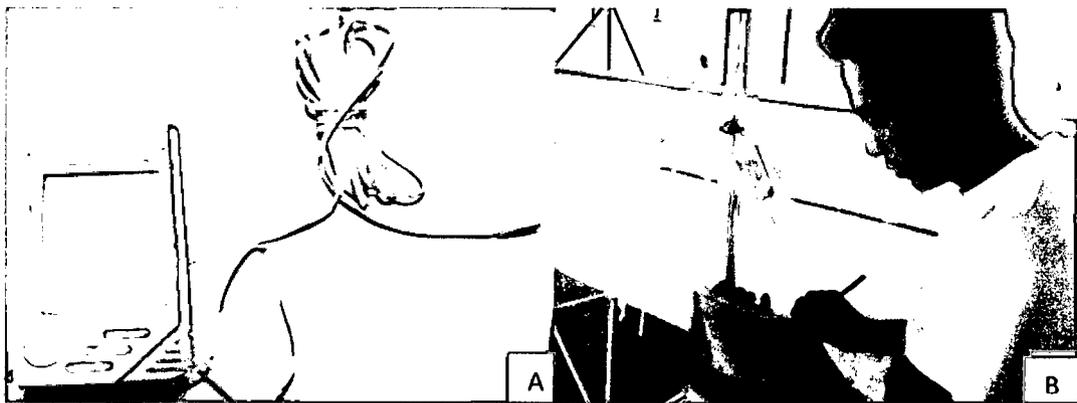
El experimento se desarrolló en el invernadero de propagación vegetativa del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP-San Martín), el que se ubica en el departamento y provincia San Martín, distrito Morales cuyas coordenadas son: longitud 6°28' 44.87" S y latitud 76° 22' 36.68" W a una altitud de 332 m.s.n.m.m.



Fotografía 1: Ubicación del invernadero en el instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana.

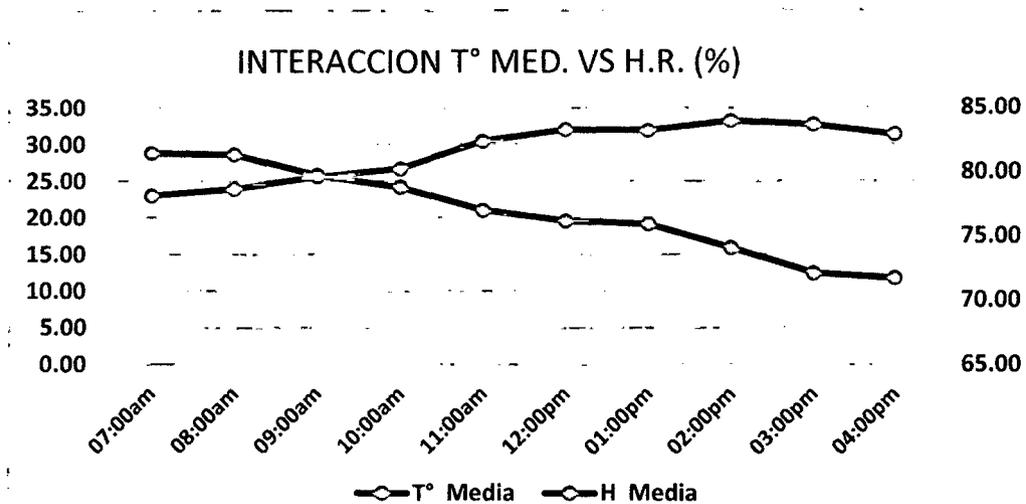
### 4.3. Condiciones ambientales de la zona de estudio

Se logró tener referencia de las condiciones ambientales del invernadero para las cuales se realizaron evaluaciones durante los 10 primeros días de haber instalado el experimento, desde las 7 am hasta las 4 pm. Estos datos fueron registrados en una tabla como se muestra en el anexo 1, cuadro 1, las medidas de humedad y temperatura fueron tomadas con un termo-higrómetro el cual fue colocado dentro del invernadero con su respectivo sensor en la parte céntrica y a una altura media dentro del micro túnel.



**Fotografía 2:** Toma de datos de las condiciones ambientales: Termo higrómetro(A) y toma de datos de temperatura y humedad (B).

Los datos obtenidos con el termo higrómetro permitieron realizar las curvas que ese muestran en el grafico 1, estos indican que la humedad se encuentra entre los 72 y 82 % y la temperatura entre los 24 y 32°C condiciones meteorológica óptimas para el proceso de enraizamiento en micro túnel Badilla y Gamboa (2005) mencionan que la temperatura óptima para el enraizamiento está en el rango de 30 y 35°C.



**Grafico 1:** Interacción de la temperatura y humedad del invernadero.

Fuente: Elaboración en el Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana agosto 2014.

#### 4.4. Material vegetativo

Se utilizaron estacas de rebrotes de plantas de 10 años de establecidas en campo, las misma que fueron producidas a partir de semilla botánica, estas plantas estaban ubicadas en la localidad de chirapa, las cuales se encontraban inducidas mediante una técnica de resepa o poda severa a unos 40 cm. La cosecha de las estacas de rebrotes se realizó a los 60 días de haber sido inducidas las plantas, ya que en este período de tiempo se presentaba el mayor número con características deseadas: (fotografía 3).

- Plantas que se encuentren en periodo de producción.
- Que presenten antecedentes de buena producción.
- Que tengan alta tolerancia a roya, con un grado dos, es decir el número de lecciones en las hojas con esporas de roya es de uno a diez y la frecuencia de las hojas con esporas de roya es entre uno y diez por ciento, según la escala de Orozco-Miranda *et al.*, (2011).

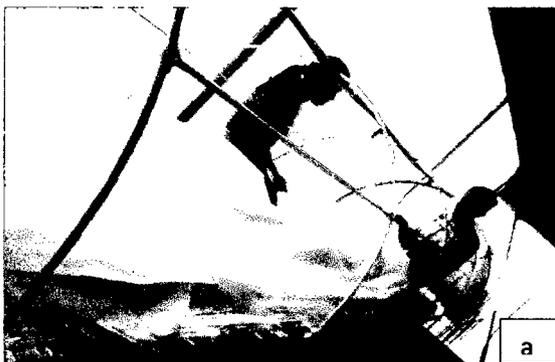


**Fotografía 3:** Material vegetativo: Planta madre (a) y material vegetativo de obtención (b).

#### **4.5. Descripción de procedimientos**

##### **4.5.1. Acondicionamiento de los micro túnel**

Una vez armado la estructura de hierro dentro del invernadero se colocó una malla metálica la cual dio soporte para colocar las bandejas; seguidamente se procedió a forrar con mica de polietileno semitransparente, el sistema de riego se instaló tres aspersores internos para el suministro de agua a los rebrotes del micro túnel.



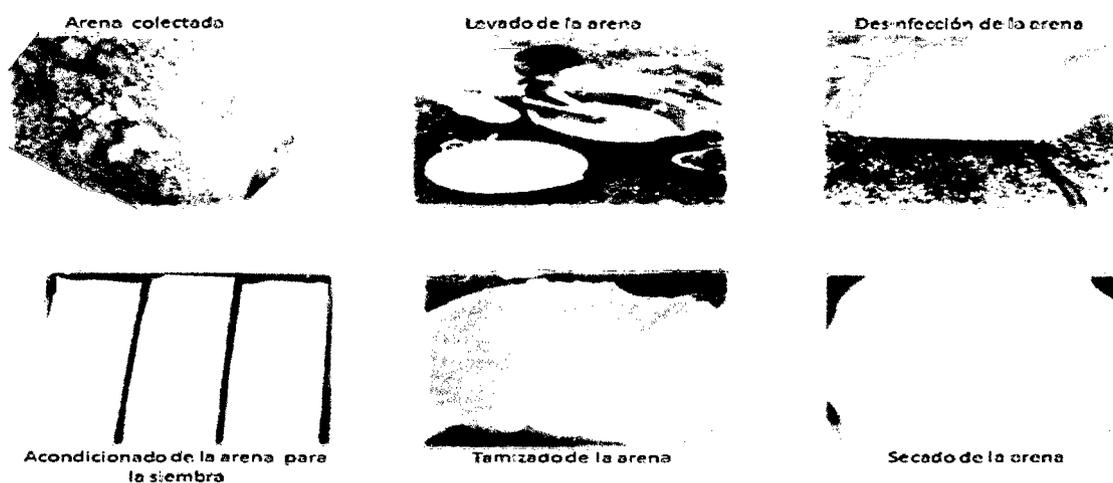
**Fotografía 4:** Acondicionamiento del micro túnel: forrado del micro túnel (a) y micro túnel habilitado (b).

##### **4.5.2. Preparación de sustratos**

###### **4.5.2.1. Arena**

Para limpiar y dejar apto el sustrato se realizó lo siguiente:

- La arena se lavó con abundante agua hasta que quede libre de impurezas (hojas, raíces, bolsas, piedras)
- La arena se desinfectó con hipoclorito de sodio (NaClO) a 45 ml en 4 litros de agua y esto fue aplicado a un aproximado de 15 kg, el cual se hizo por un periodo de 30 minutos.
- se dejó orear la arena durante 1 día, expuesto al sol a fin de homogenizar el secado del sustrato.
- se tamizó para tener una uniformidad, el tamiz fue de 0.98 mm obteniendo una granulometría entre 0.05 a 0.98 mm.



**Fotografía 5:** acondicionamiento de la arena como sustrato.

#### 4.5.2.2. Cascarilla carbonizada

La cascarilla luego de ser incinerada se colectó en un saco para trasladarlo al almacén, luego humedecido y colocado en bandejas, se consideró llenar las bandejas a una altura de 7 cm de forma uniforme.

Humedecimiento de la cascarilla carbonizada



Cascarilla carbonizada para la siembra



Fotografía 6: acondicionamiento de la cascarilla como sustratos.

#### 4.5.2.3. Jiffy

Los pellet o jiffy son productos elaborados y comercializados por empresas que aún no han revelado el contenido exacto de este ya que mantienen la patente del producto y de esa manera evitan su competencia ya que este producto es ampliamente utilizado en otros países para la propagación de plantas, estos se obtienen en el mercado con 2.3 cm de espesor y para ser utilizados se colocaron en una bandeja, se adicionó agua y se dejó humedecer durante 10 minutos, hasta que se hidratan, esta hidratación permitió obtener jiffys con una altura de 9 cm.

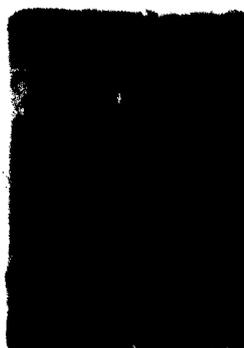
Jiffy en estado normal



Humedecimiento



Acomodo de los Jiffys



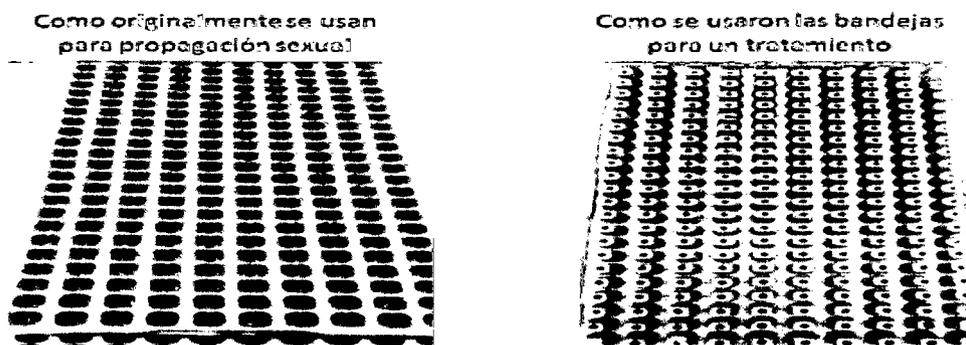
Jiffy listo para usarse



Fotografía 7: Acondicionamiento de los jiffy o pelles.

#### 4.5.2.4. Sin sustrato

Para el tratamiento sin sustrato se utilizó bandejas germinadoras al revés, donde se colocaron los rebotes tal y como se muestra en la fotografía 8, las bandejas brindaron soporte a los rebotes.



Fotografía 8: acondicionamiento de las bandejas.

#### 4.5.3. Obtención de estacas de rebotes

- Se evaluaron las estacas de rebotes en campo, con la finalidad de proyectar la colecta.
- La colecta, se realizó a las 6:30 de la mañana, para evitar el estrés de las estacas de rebotes por causa del calor provocado por el sol, ya que en esas horas el ambiente aún está fresco, la colecta consistió en :
  - Colectar estacas de rebotes de la parte apical de la planta inducida de alrededor de 15 cm parte superior de la resepa.
  - colectar estacas de rebotes que no presentaron lignificación.
  - Las estacas de rebotes colectados tuvieron apariencia de sanidad con hojas que presentaban una coloración uniforme y tallos uniformemente.
  - Se colectaron estacas de rebotes de 4 centímetros de longitud.
- Selección de estacas de rebotes en campo, se realizó una selección más minuciosa que en la colecta ya que este fue el material que se trasladó al

invernadero, donde se observaron las hojas, tallos sin deformaciones, presencia de insectos y síntomas de planta enferma.

- Empaquetado y traslado, se colocó a las estacas de rebrotes sobre papelotes, para almacenarlo en las cajas térmicas, humedeciéndolos con agua corriente almacenando un total de 300 estacas de rebrotes. Las cajas térmicas fueron trasladadas desde la localidad de chirapa hacia el invernadero donde se trabajó e instaló el experimento.

Proceso de colecta de las estacas de rebrotes

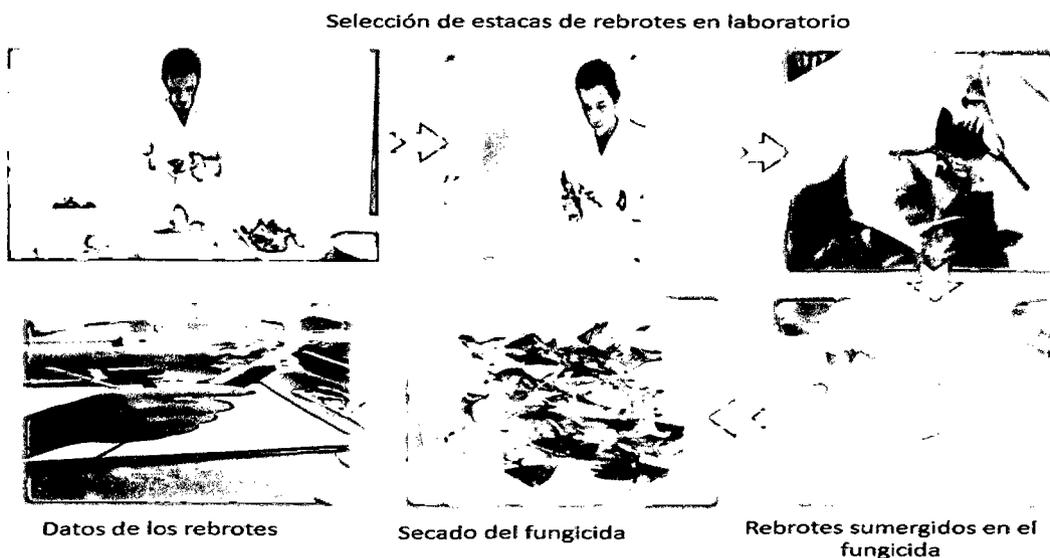


**Fotografía 9:** Proceso de colecta de los rebrotes en campo.

- Acondicionamiento de materiales, se preparó el fungicida, se desinfectaron las tijeras, mesas, bandejas micro pipeta, se conectó el ventilador y se realizó la calibración del vernier.
- Preparación de rebrotes para su desinfección, consistió en eliminar hojas del rebrote dejando un par de hojas con la mitad de área foliar, para evitar el

contacto directo con el sustrato y la pérdida de energía por el proceso fotosintético.

- Desinfección, los rebrotes fueron sumergidos en una solución de fungicida, compuesta de 15 g de Propineb al 70% disueltas en 5 litros de agua por el lapso de 10 minutos, pasado este tiempo se sacaron los rebrotes y se colocaron sobre una bandeja que contenía papel absorbente y se tomaron datos biométricos (diámetro y altura) a fin de mantener un registro, este proceso se muestra en la fotografía 10.

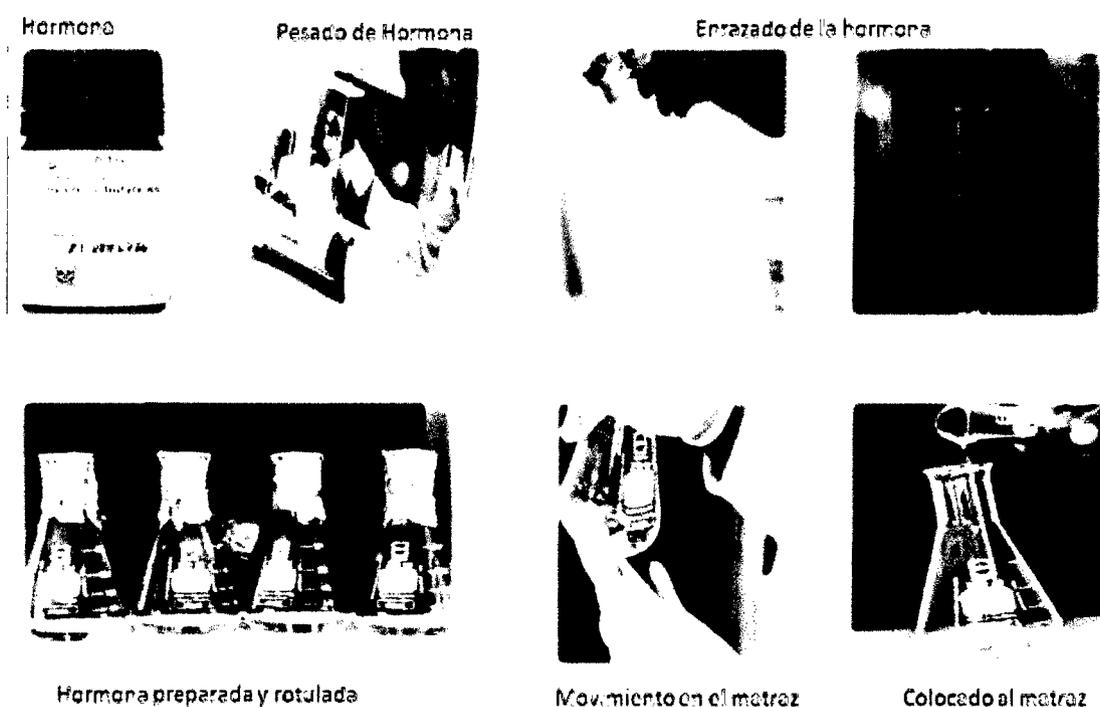


**Fotografía 10:** proceso de los rebrotes en el invernadero.

#### **4.5.4. Preparación y aplicación de la hormona AIB**

- Cálculo: se hizo una regla de tres simple donde se indica que para la aplicación de partes por millón de una concentración de 2000 ppm, se disuelve 0.2g de AIB en 100 ml de alcohol, realizando la misma operación para cada una de las demás concentraciones de AIB en el cual se pesó 0.4, 0.8 y 1g respectivamente para las dosis de: 4000ppm, 8000ppm, y 10000ppm.

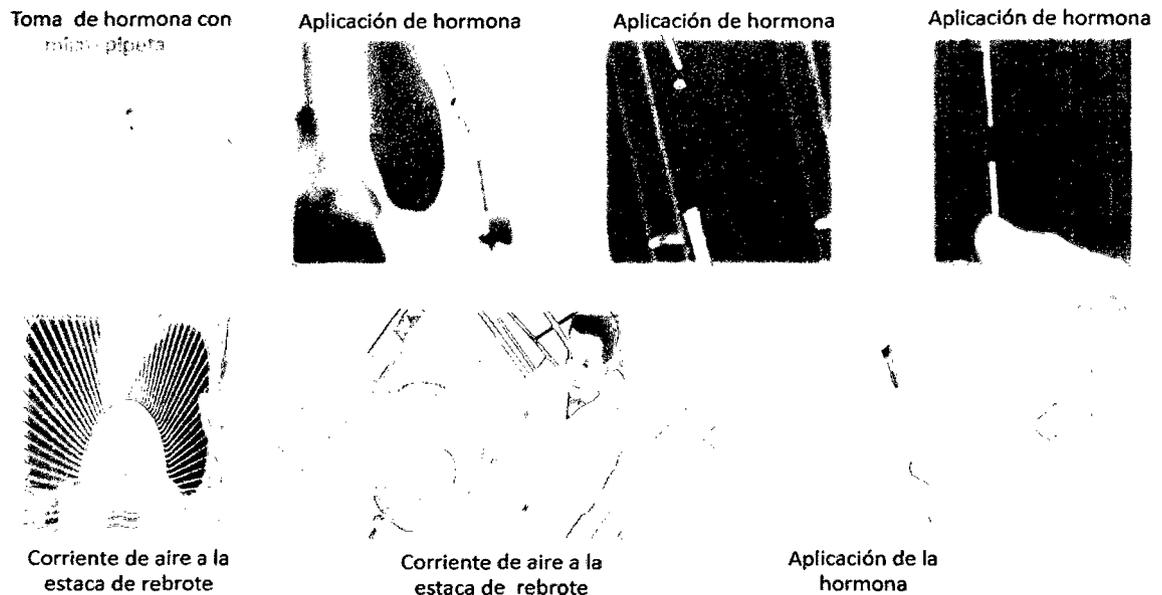
- Pesado, la hormona se pesó en una balanza analítica a fin de precisar bien la cantidad de hormona.
- Mezcla: la hormona pesada se colocó en una probeta de 100 ml y se procedió a enrazar con alcohol de 96% y esto se colocó en un matraz donde se realizó movimiento a fin de obtener una solución homogénea.
- Rotulado y sellado, se procedió a rotular los matraces a fin de no confundir las dosificaciones, paralelamente se fueron sellando los matraces y guardando en congelación. Mencionar que la preparación de la hormona fue un día antes de la siembra debido al tiempo en que toma la preparación.



**Fotografía 11:** proceso de la preparación de las dosificaciones de la hormona.

- Aplicación: se tomó con micro pipeta, 10 micro litros de solución, la cual fue inoculado en cada rebote, se realizaron dos inoculaciones: la primera fue en la parte basal de la estacas del rebrote y la segunda en la parte lateral. Luego se expusieron los rebrotes a una corriente de aire, para evaporar el alcohol de la

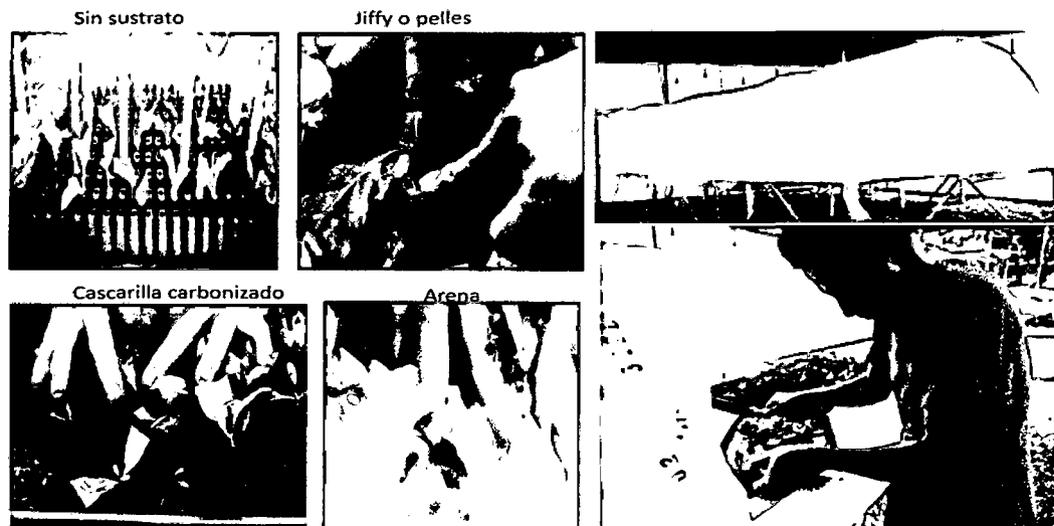
estaca del rebrote, durante un periodo de 30 a 40 segundos, seguidamente estos rebrotes fueron sembrados en los diferentes sustratos del experimento.



**Fotografía 12:** proceso de aplicación de hormona a estacas de rebrotes.

#### **4.5.5. Siembra y Establecimiento de los rebrotes dentro de microtúnel**

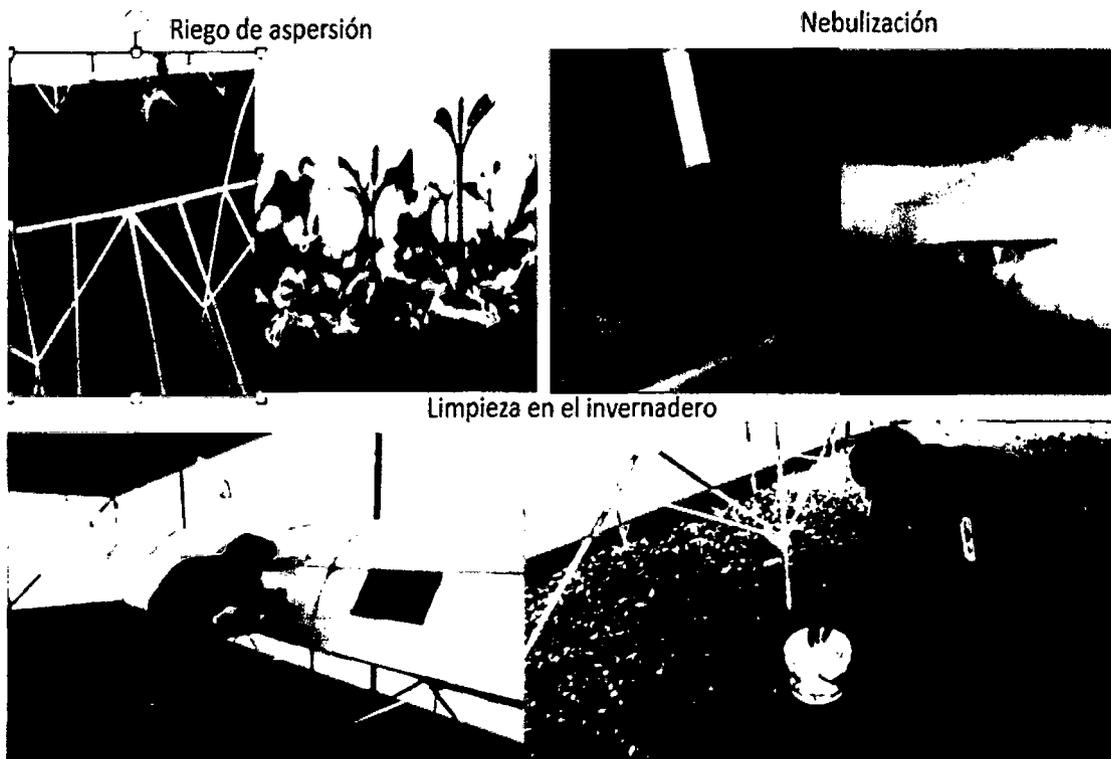
- La siembra se realizó según la distribución del experimento (cuadro 1), previamente se hizo hoyos en cada uno de los sustratos para evitar que las estacas de rebrotes se lastimen, luego se presionó al sustrato en la base de las estacas de rebrote para evitar que este se caiga y se colocaron en el micro túnel tal y como se muestra en (Anexo1, figura 1).



**Fotografía 13:** siembra de estacas de rebrotes en su respectivo sustrato.

#### **4.5.6. Cuidados durante el periodo de propagación**

- Riego por aspersión, los micro túneles estuvieron habilitados con tres micro aspersores, cada uno proporciona 700 ml de agua, generando un abastecimiento total de 2.10 litros por minuto de riego, se realizaron dos riegos al día, es decir 4.20 litros/ día. Fueron consumidos durante el proceso de enraizamiento.
- Nebulización, el invernadero proporciona 24 litros por minuto, durante el experimento se realizaron tres nebulizaciones diarias, es decir se aplicaron 72 litros por día. La nebulización se realizaba con la finalidad de mantener la temperatura del micro túnel entre 28 y 33°C.
- Limpieza en el invernadero: se desarrolló dos veces por semana para evitar que proliferen malas yerbas dentro del invernadero, así mismo, se realizó la limpieza del micro túnel para evitar la contaminación con algas.



**Fotografía 14:** cuidados durante la propagación

#### **4.6. Diseño experimental**

Se utilizó, un Diseño Completamente al Azar (DCA) con tres repeticiones por tratamiento. Los datos obtenidos del experimento pasaron a ser sistematizados y sometido a un análisis de varianza con el programa estadístico SPSS19. A continuación se describen los factores del experimento:

##### **A). Factores y niveles que se estudiaron**

##### **Factor A: Sustratos:**

a1= sin sustrato

a2= jiffy

a3= cascarilla de arroz carbonizado

a4= arena media

**Factor B: Dosis de Hormona de AIB.**

b1= 0 ppm

b2= 2000 ppm

b3= 4000 ppm

b4= 8000 ppm

b5= 10000ppm

**B). Tratamientos que se estudio****Cuadro 1: Descripción de tratamientos estudiados en el experimento**

<b>N°</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Código</b>	<b>Tipo sustrato (a)</b>	<b>Dosis de AIB</b>
1	T1	a1b1	Sin sustrato	0 ppm AIB
2	T2	a1b2	Sin sustrato	2000 ppm AIB
3	T3	a1b3	Sin sustrato	4000ppm AIB
4	T4	a1b4	Sin sustrato	8000ppm AIB
5	T5	a1b5	Sin sustrato	10000ppm AIB
6	T6	a2b1	Jiffy	0 ppm AIB
7	T7	a2b2	Jiffy	2000 ppm AIB
8	T8	a2b3	Jiffy	4000ppm AIB
9	T9	a2b4	Jiffy	8000ppm AIB
10	T10	a2b5	Jiffy	10000ppm AIB
11	T11	a3b1	Cascarilla de arroz carbonizado	0 ppm AIB
12	T12	a3b2	Cascarilla de arroz carbonizado	2000 ppm AIB
13	T13	a3b3	Cascarilla de arroz carbonizado	4000ppm AIB
14	T14	a3b4	Cascarilla de arroz carbonizado	8000ppm AIB

N°	Tratamiento	Código	Tipo sustrato (a)	Dosis de AIB
15	T15	a3b5	Cascarilla de arroz carbonizado	10000ppm AIB
16	T16	a4b1	Arena 0.98 mm	0 ppm AIB
17	T17	a4b2	Arena 0.98 mm	2000 ppm AIB
18	T18	a4b3	Arena 0.98 mm	4000ppm AIB
19	T19	a4b4	Arena 0.98 mm	8000ppm AIB
20	T20	a4b5	Arena 0.98 mm	10000ppm AIB

### C) Evaluación De Las Variables

Los datos de las variables que a continuación se describen fueron registrados en el formato que se muestra en (anexo 1, cuadro 3):

- **Porcentaje de Supervivencia**

Esta variable se evaluó 2 veces por semana, consistió en identificar las plantas muertas, las cuales se retiraron y la información levantada fue sistematizada para realizar el cálculo del porcentaje de supervivencia por tratamiento al finalizar el experimento.

- **Porcentaje de Enraizamiento**

Se evaluó al final del experimento, se contabilizó el número de rebrotes enraizados, considerándose una estaca de rebrote enraizado a aquel con al menos una raíz de 5 mm o más de longitud (Santelices, 1998).

Así mismo, se consideró la categoría de enraizamiento propuesta por Del Río y Caballero (2005), quien establece las siguientes categorías:

1 – Enraizamiento muy alto	: 80-100%
2 – Enraizamiento alto	: 60-80%
3 – Enraizamiento medio	: 40-60%
4 – Enraizamiento bajo	: 20-40%
5 – Enraizamiento muy bajo	: 1-20%



Fotografía 15: Porcentaje de enraizamiento.

- **Número de raíces**

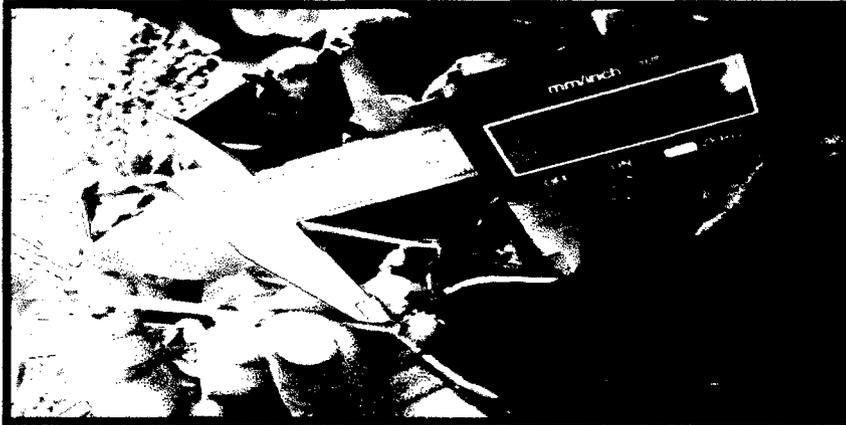
Esta variable se evaluó al finalizar el experimento, contándose directamente el número de raíces en cada estaca de rebrote enraizado.



Fotografía 16: Número de raíces.

- **Longitud de raíz**

Se evaluó al final del experimento, midiéndose con un vernier todas las raíces que presentaba la estaca de rebrote, estos datos se sistematizaron para luego obtener un promedio de raíces.



**Fotografía 17:** Longitud de raíz.

- **Porcentaje de callosidad**

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de callos en la parte basal de estacas de rebrote. Se consideró un callo completo, a aquellas protuberancias en forma de “roseta atrofiada” de 1 mm como mínimo (Mesén, 1993).



**Fotografía 18:** número de callos.

- **Crecimiento en longitud**

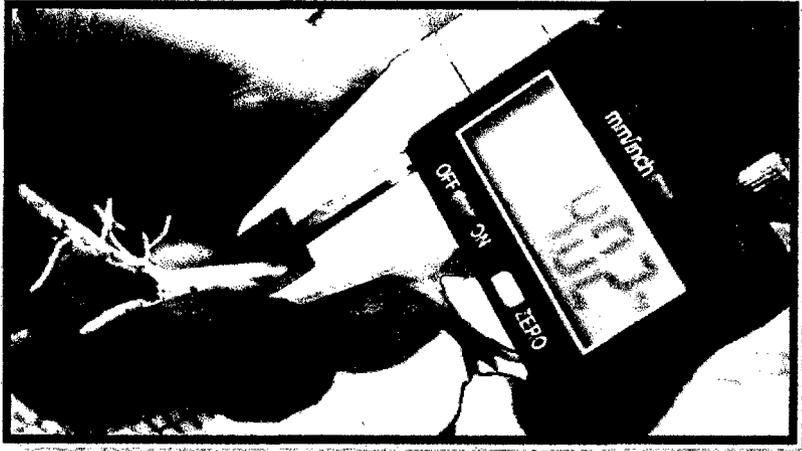
Se evaluó en dos momentos: el primero fue antes de la siembra (longitud inicial) y el segundo momento se realizó al finalizar el experimento (longitud final). La diferencia de estas dos longitudes constituye el crecimiento en longitud.



**Fotografía 19:** toma de datos de longitud del rebrote: (a) longitud inicial (b) longitud final.

- **Crecimiento en diámetro**

Fue evaluado en dos momentos: uno es el diámetro inicial el cual se evaluó al momento de instalar el experimento y el otro se evaluó al finalizar el experimento definiéndolo como diámetro final, la diferencia de la longitud final menos la inicial constituye el crecimiento en diámetro.



**Fotografía 20:** toma de datos de diámetro del rebrote.

## V. RESULTADOS

### 5.1. Porcentaje de sobrevivencia

**Cuadro 4: ANVA para el Porcentaje de sobrevivencia (transformado  $Vx$ )**

F.V.	Suma de cuadrados	GL	Media cuadrática	F.C.	P-valor Sig.
FA: Sustrato	17,925	3	5,975	6,553	0,001 **
FB: Dosis hormona	10,899	4	2,725	2,989	0,030 *
FA * FB	38,801	12	3,233	3,546	0,001 **
Error experimental	36,470	40	0,912		
Total	104,095	59			

C.V. = 10.1%

Promedio = 9.46

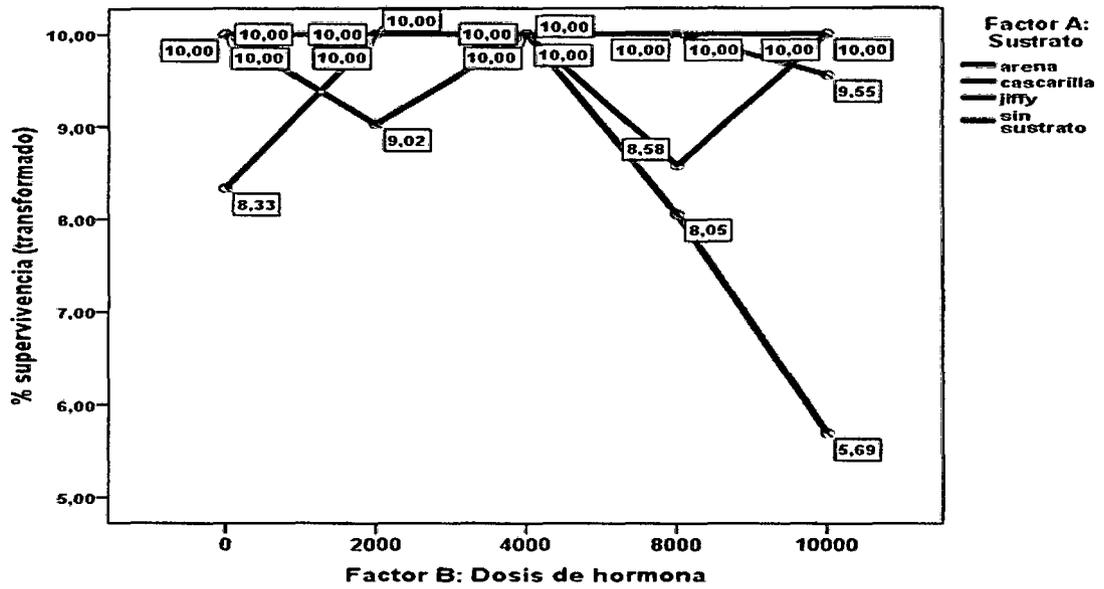
$R^2 = 65.0\%$

**Cuadro 5: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el porcentaje de sobrevivencia**

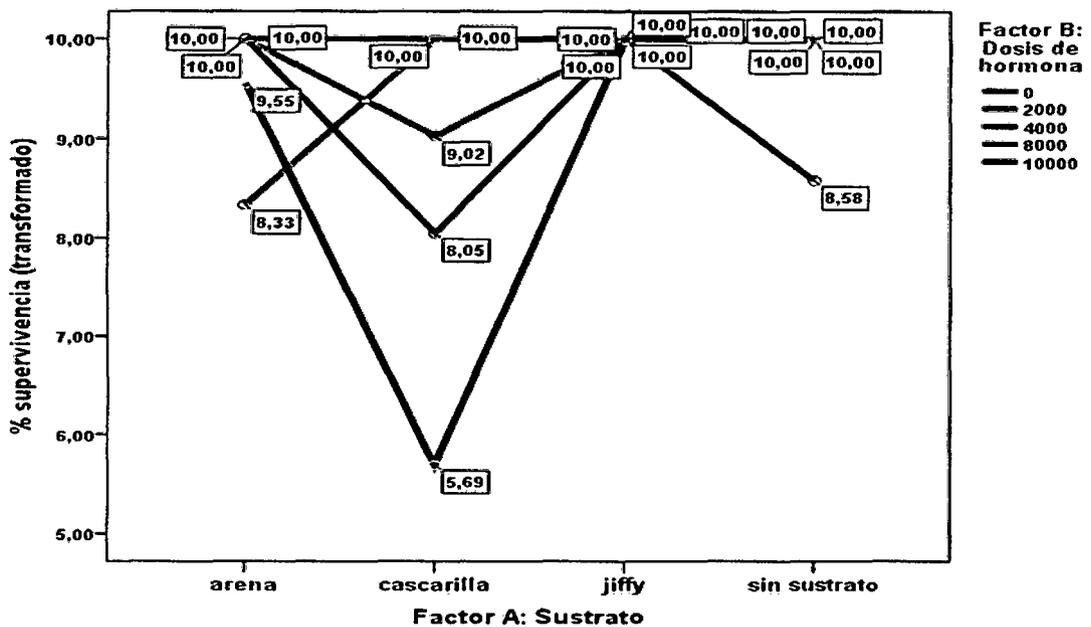
Factor A: Sustrato	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
A3	Cascarilla de arroz carbonizado	73,2	a
A4	Arena media	91,7	b
A1	Sin sustrato	94,4	b
A2	Jiffy	100,0	b

**Cuadro 6: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el porcentaje de sobrevivencia**

Factor B: Dosis de hormona	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
B5	10000 ppm	77,6	a
B4	8000 ppm	83,8	a b
B1	0	91,8	a b
B2	2000 ppm	95,2	b
B3	4000 ppm	100,0	b

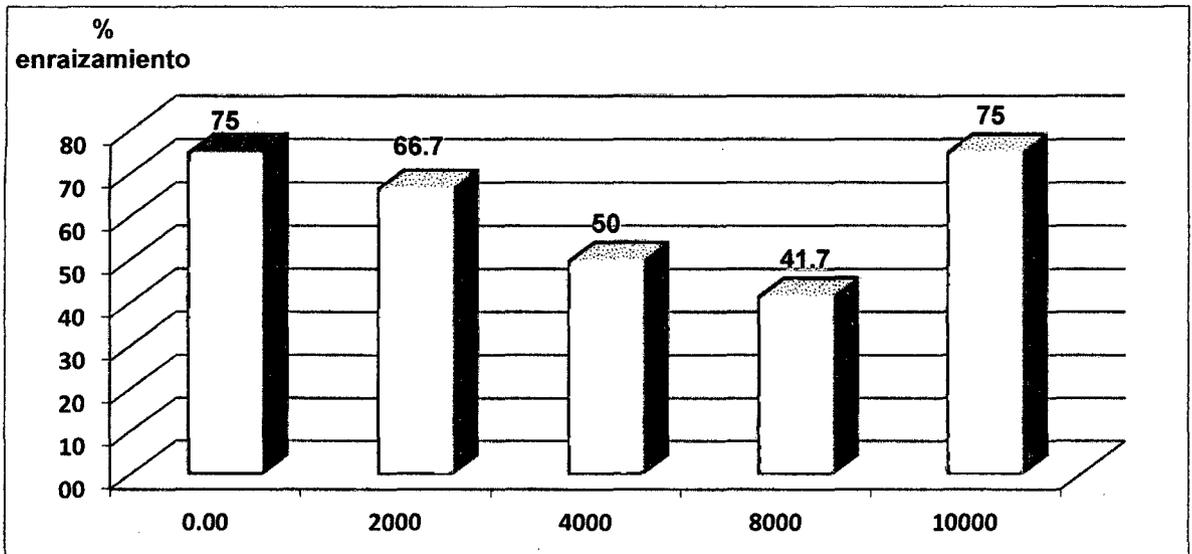


**Gráfico 2: Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el porcentaje de supervivencia**

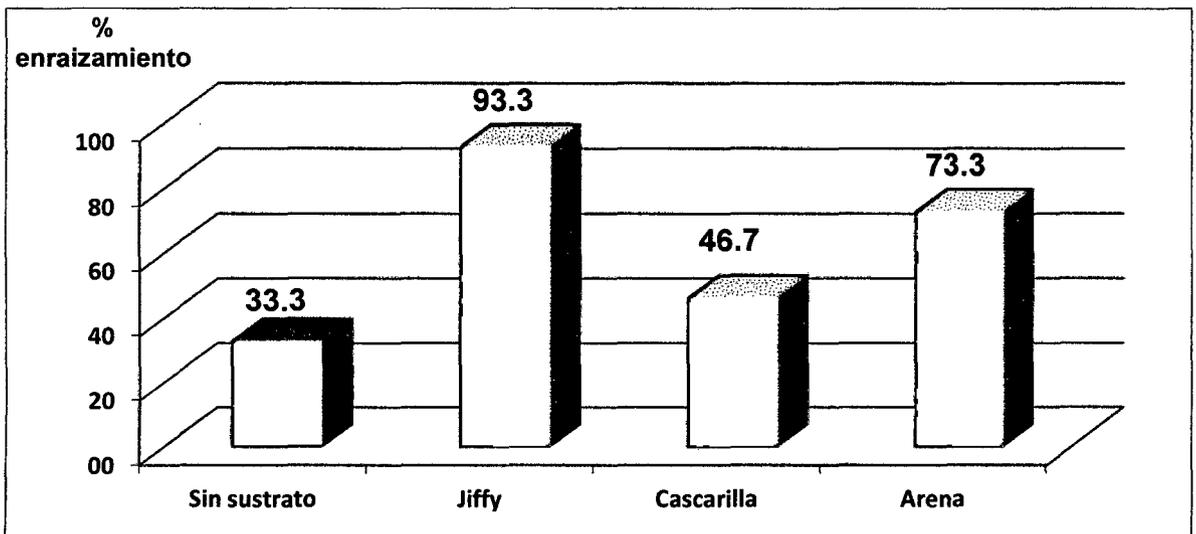


**Gráfico 3: Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el porcentaje de supervivencia.**

## 5.2. Porcentaje de enraizamiento



**Gráfico 4: Promedios de porcentaje de enraizamiento en aplicación con dosis de hormonas.**



**Gráfico 5: Promedios del porcentaje de enraizamiento en los tipos de sustratos.**

### 5.3. Número de raíces

**Cuadro 7: ANVA para el Número de raíces (transformado  $Vx$ )**

F.V.	Suma de cuadrados	GL	Media cuadrática	F.C.	P-valor Sig.
FA: Sustrato	1,621	3	0,540	7,425	0,000 **
FB: Dosis hormona	1,719	4	0,430	5,905	0,001 **
FA * FB	4,444	12	0,370	5,087	0,000 **
Error experimental	2,912	40	0,073		
Total	10,696	59			

C.V. = 38.6%

Promedio = 0.7

$R^2 = 72.8$

**Cuadro 8: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el número de raíces**

Factor A: Sustrato	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
A1	Sin sustrato	0,25	a
A3	Cascarilla de arroz carbonizado	0,35	a
A4	Arena media	0,69	b
A2	Jiffy	0,81	b

**Cuadro 9: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el número de raíces**

Factor B: Dosis de hormona	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
B3	4000 ppm	0,18	a
B4	8000 ppm	0,38	a b
B1	0	0,56	b c
B2	2000 ppm	0,69	b c
B5	10000 ppm	0,81	c

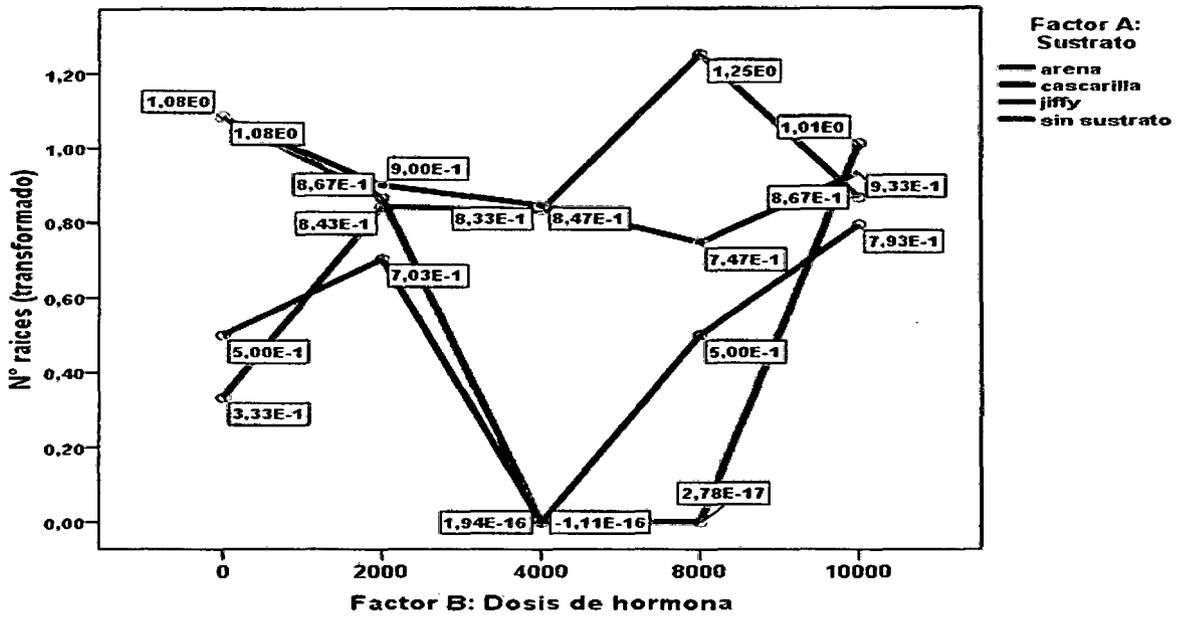


Gráfico 6: Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el número de raíces.

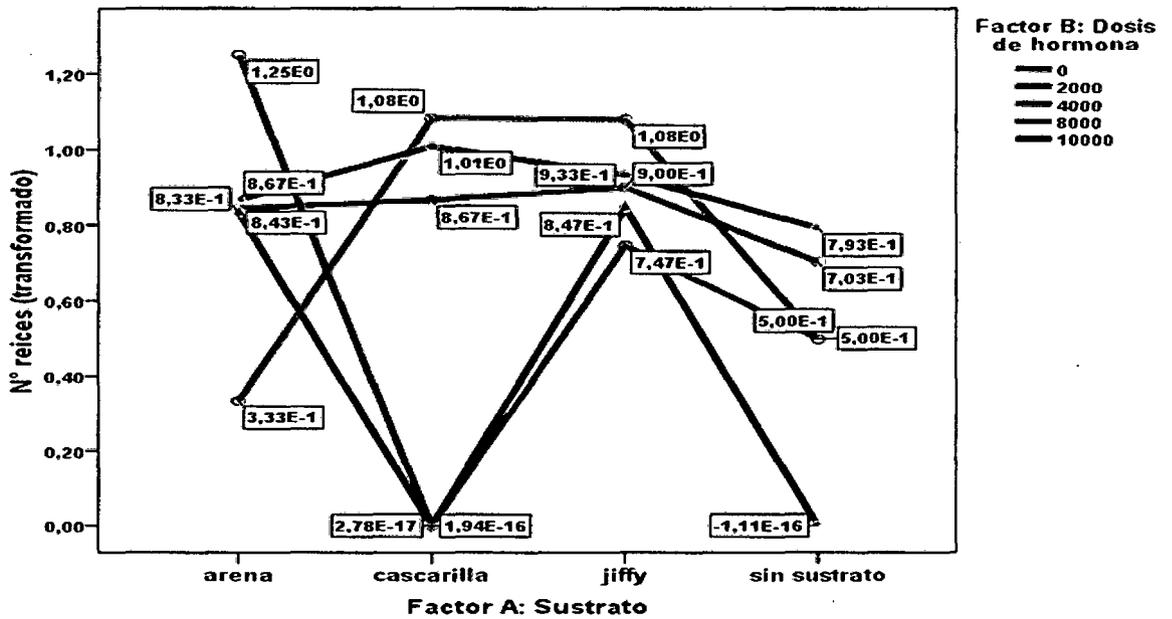


Gráfico 7: Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el número de raíces

#### 5.4. Longitud de raíces

**Cuadro 10: ANVA para la Longitud de raíces (mm)**

F.V.	Suma de cuadrados	GL	Media cuadrática	F.C.	P-valor Sig.
FA: Sustrato	313,402	3	104,467	8,383	0,000 **
FB: Dosis hormona	651,943	4	162,986	13,078	0,000 **
FA * FB	889,723	12	74,144	5,949	0,000 **
Error experimental	498,492	40	12,462		
Total	2353,561	59			

C.V. = 54.3%

Promedio = 6.5

R<sup>2</sup> = 78.8%

**Cuadro 11: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en la longitud de raíces**

Factor A: Sustrato	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
A1	Sin sustrato	4,75	a
A3	Cascarilla de arroz carbonizado	5,39	a
A4	Arena media	5,45	a
A2	Jiffy	10,43	b

**Cuadro 12: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en la longitud de raíces**

Factor B: Dosis de hormona	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
B4	8000 ppm	2,38	a
B3	4000 ppm	3,31	a
B2	2000 ppm	6,51	b
B1	0	9,75	c
B5	10000 ppm	10,57	c

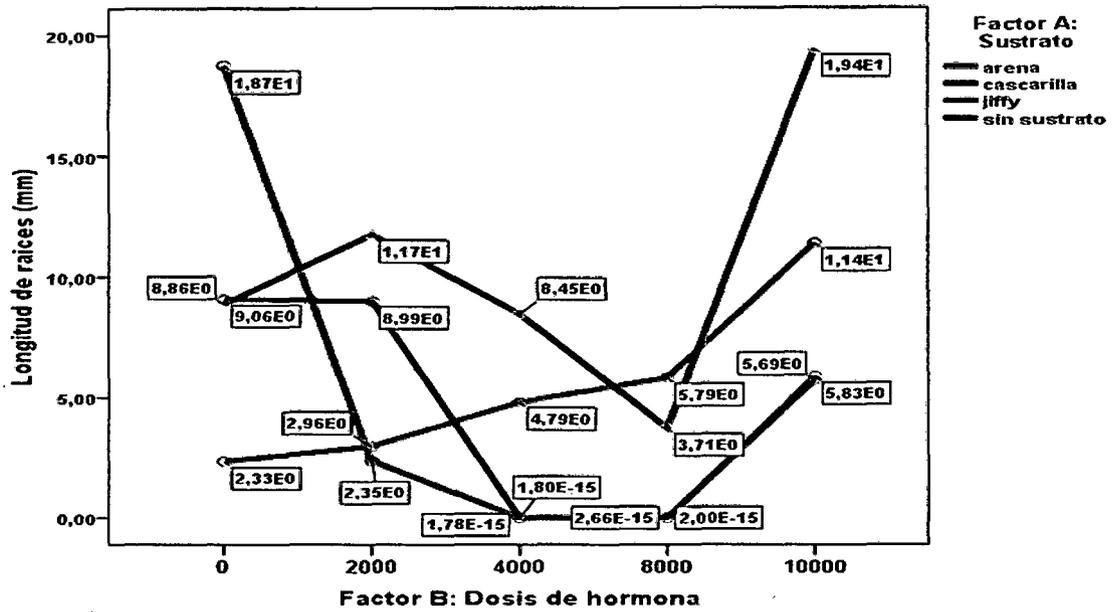


Gráfico 8: Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en la longitud de raíces.

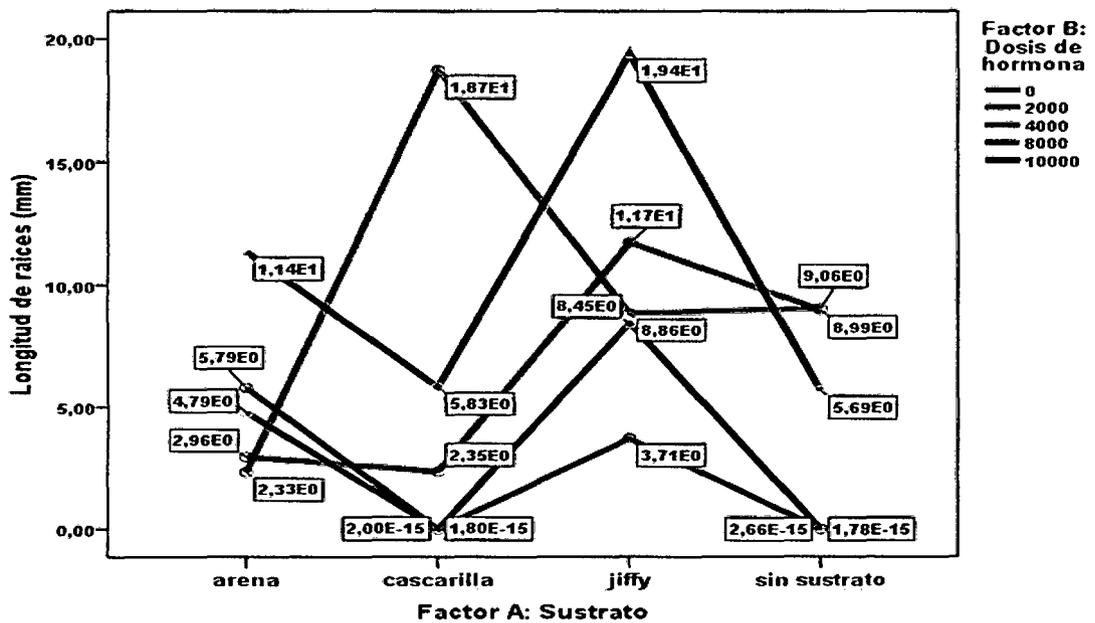


Gráfico 9: Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en la longitud de raíces.

## 5.5. Porcentaje de callosidad

**Cuadro 13: ANVA para el Porcentaje de callosidad (transformado Vx)**

F.V.	Suma de cuadrados	GL	Media cuadrática	F.C.	P-valor Sig.
FA: Sustrato	52,074	3	17,358	7,323	0,001 **
FB: Dosis hormona	44,382	4	11,095	4,681	0,003 **
FA * FB	31,309	12	2,609	1,101	0,386 N.S.
Error experimental	94,816	40	2,370		
Total	222,581	59			

C.V. = 21.6%

Promedio = 7.13

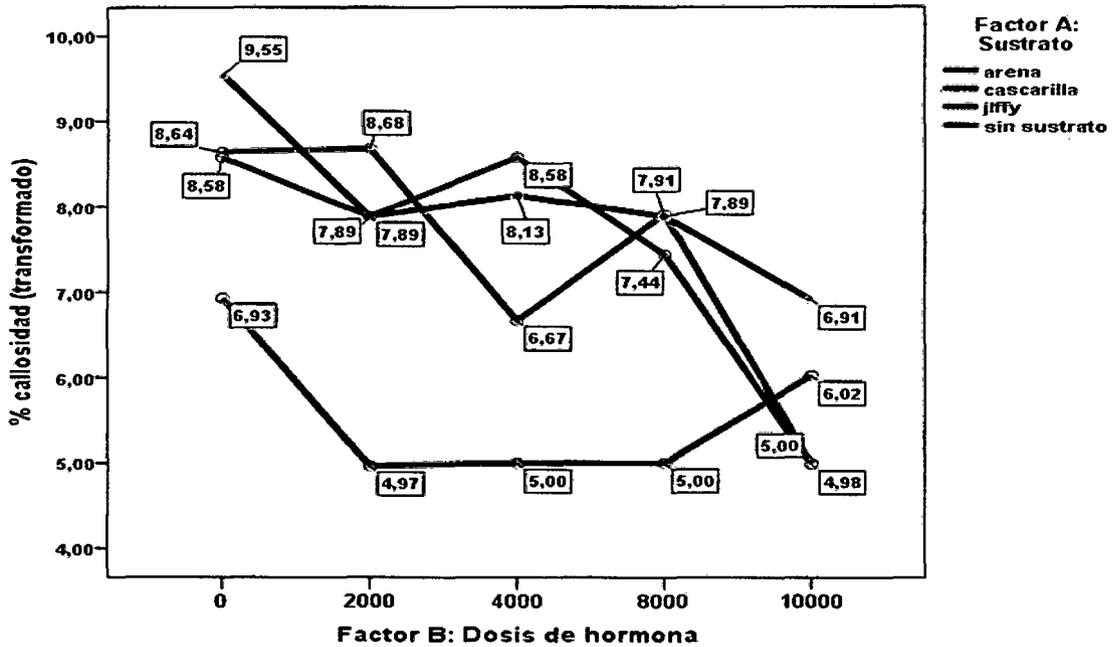
R<sup>2</sup> = 57.4%

**Cuadro 14: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el porcentaje de callosidad**

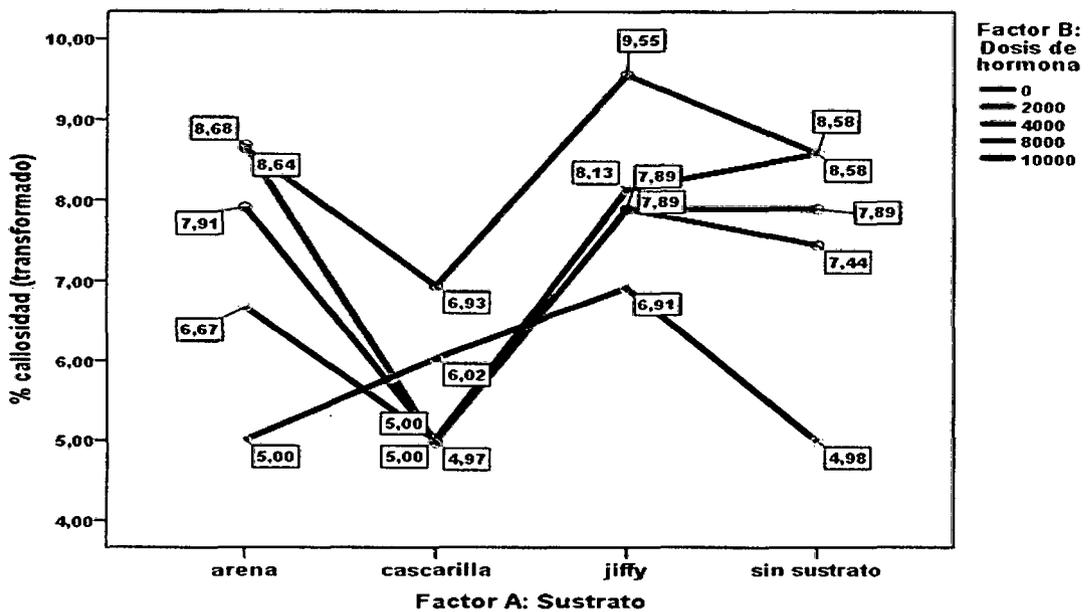
Factor A: Sustrato	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
A3	Cascarilla de arroz carbonizado	31,2	a
A4	Arena media	54,5	b
A1	Sin sustrato	56,1	b
A2	Jiffy	65,2	b

**Cuadro 15: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el porcentaje de callosidad**

Factor B: Dosis de hormona	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
B5	10000 ppm	32,8	a
B4	8000 ppm	49,8	b
B3	4000 ppm	50,3	b
B2	2000 ppm	54,1	b
B1	0	71,0	b



**Gráfico 10: Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el porcentaje de callosidad**



**Gráfico 11: Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el porcentaje de callosidad**

## 5.6. Crecimiento en longitud

**Cuadro 16: ANVA para la Longitud de la estacas de rebrotes (mm)**

F.V.	Suma de cuadrados	GL	Media cuadrática	F.C.	P-valor Sig.
FA: Sustrato	67,283	3	22,428	14,668	0,000 **
FB: Dosis hormona	23,631	4	5,908	3,864	0,010 *
FA * FB	253,841	12	21,153	13,835	0,000 **
Error experimental	61,159	40	1,529		
Total	405,914	59			

C.V. = 13.9%

Promedio =8.88

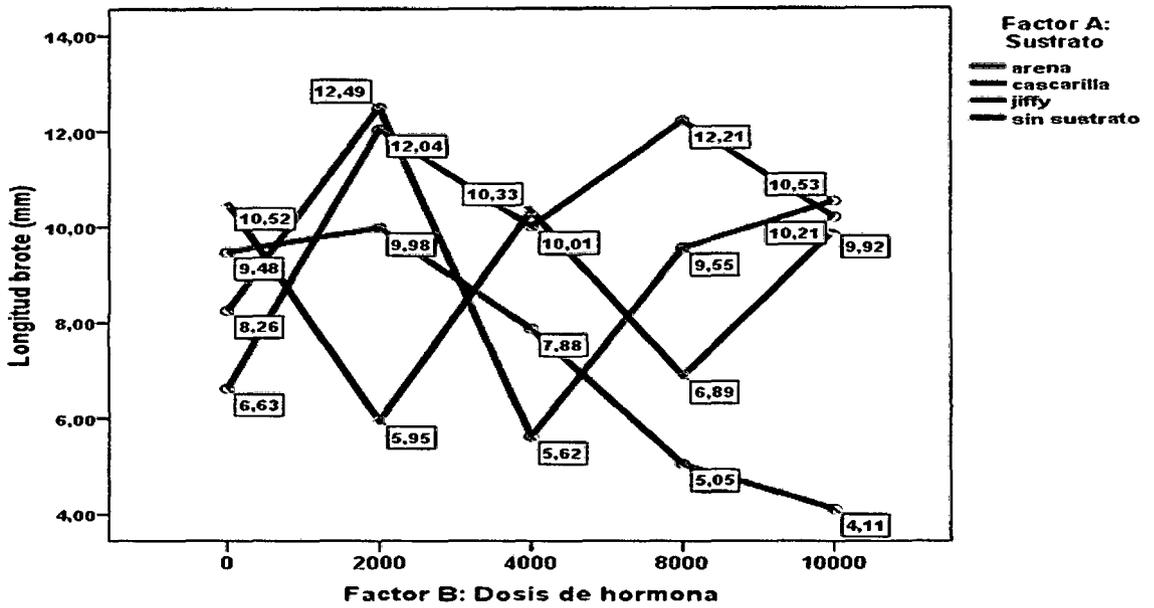
R<sup>2</sup> = 84.9%

**Cuadro 17: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en la longitud de estacas de rebrote**

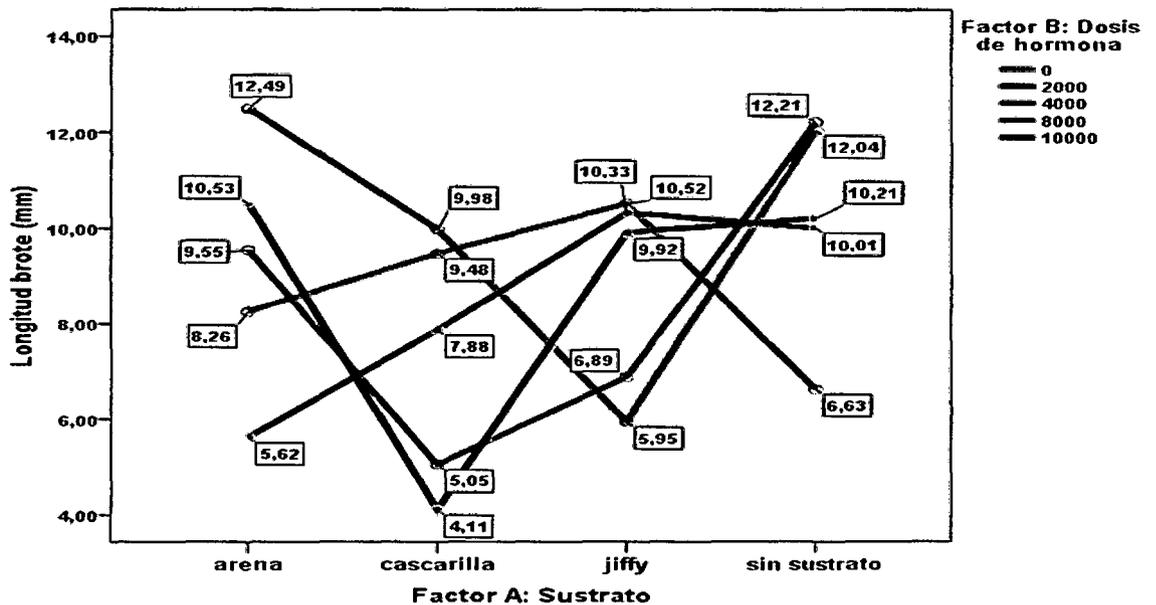
Factor A: Sustrato	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
A3	Cascarilla de arroz carbonizado	7,30	a
A2	Jiffy	8,72	b
A4	Arena media	9,29	b
A1	Sin sustrato	10,22	c

**Cuadro 18: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en la longitud de estacas de rebrote**

Factor B: Dosis de hormona	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
B4	8000 ppm	8,42	a
B3	4000 ppm	8,46	a
B5	10000 ppm	8,69	a
B1	0	8,72	a
B2	2000 ppm	10,11	b



**Gráfico 12:** Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en la longitud de estacas de rebrote.



**Gráfico 13:** Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en la longitud del estacas de rebrote.

## 5.7. Crecimiento en diámetro

**Cuadro 19: ANVA para el Diámetro (mm)**

F.V.	Suma de cuadrados	GL	Media cuadrática	F.C.	P-valor Sig.
FA: Sustrato	0,378	3	0,126	25,391	0,000 **
FB: Dosis hormona	0,112	4	0,028	5,639	0,001 **
FA * FB	0,816	12	0,068	13,684	0,000 **
Error experimental	0,199	40	0,005		
Total	1,505	59			

C.V. = 20.7%

Promedio = 0.34

R<sup>2</sup> = 86.8%

**Cuadro 20: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor A: Sustrato en el diámetro**

Factor A: Sustrato	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
A1	Sin sustrato	0,28	a
A2	Jiffy	0,29	a
A3	Cascarilla de arroz carbonizado	0,31	a
A4	Arena media	0,47	b

**Cuadro 21: Prueba de Duncan ( $\alpha = 0.05$ ) para promedios de los niveles del factor B: Dosis de hormona en el diámetro**

Factor B: Dosis de hormona	Descripción	Duncan ( $\alpha = 0.05$ )	
		Promedio	Interpretación
B5	10000 ppm	0,27	a
B2	2000 ppm	0,30	a b
B4	8000 ppm	0,35	b c
B3	4000 ppm	0,38	c
B1	0	0,39	c

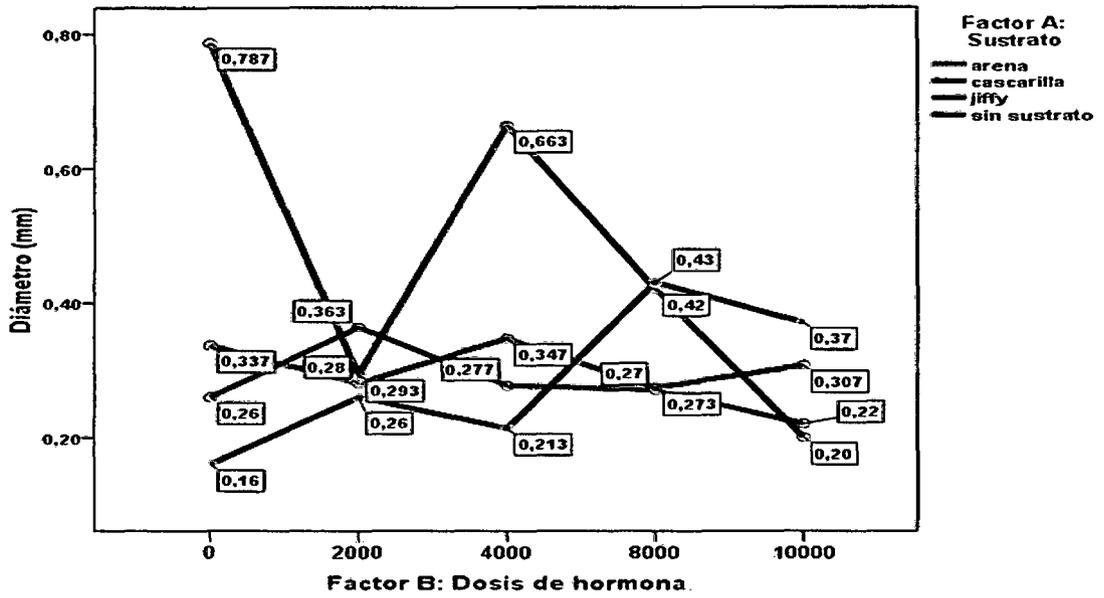


Gráfico 14: Interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas en el crecimiento en diámetro.

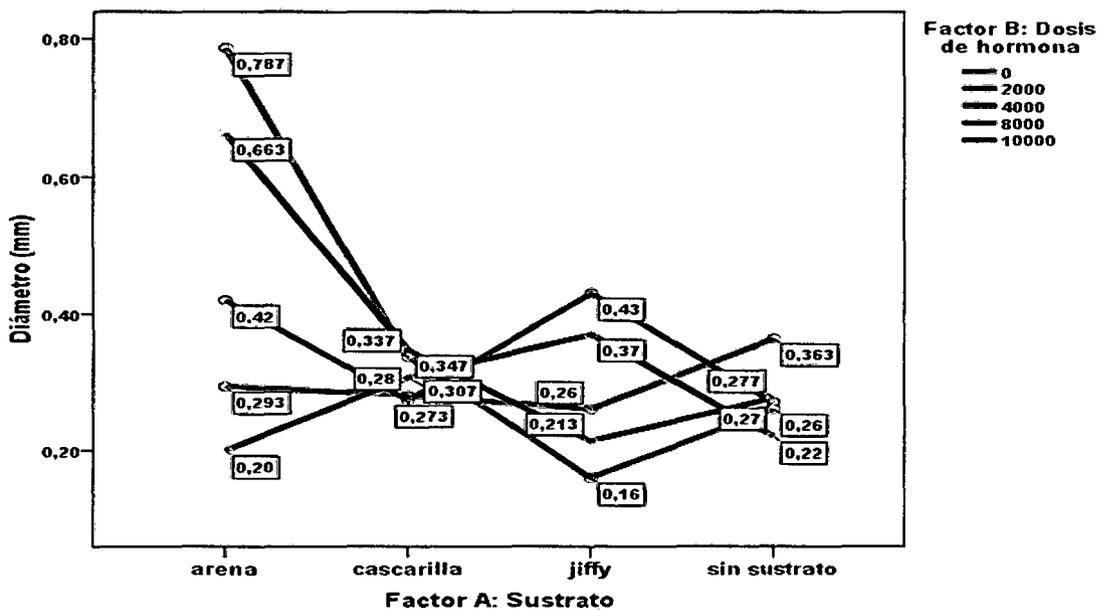


Gráfico 15: Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el diámetro.

## VI. DISCUSIONES

### 6.1. Del porcentaje de sobrevivencia

El análisis de varianza para el porcentaje de sobrevivencia de estacas de rebrotes, arrojó diferencias altamente significativas ( $P < 0.01$ ) para el factor A: Sustrato y para la interacción A x B y diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) para el factor B: Dosis de hormona (cuadro 4). La acción de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas sobre el porcentaje de sobrevivencia de estacas de rebrotes es explicado por el Coeficiente de Determinación ( $R^2$ ) en 65.0%. Así mismo, el Coeficiente de Variabilidad (C.V.) con 10.1% se encuentra al borde del máximo permisible establecido por Calzada (1982) para trabajos de investigación en invernadero, este resultado puede ser explicado debido a la selección de los rebrotes y al manejo de las muestras realizadas en campo definitivo y luego llevado a condiciones de invernadero, pudiendo inicialmente haberse generado una variabilidad interna en las muestras.

La prueba de Duncan (Cuadro 5) para las medias del porcentaje de sobrevivencia en los niveles del factor sustratos (factor A), expresó que existe diferencia significativa, mostrando que los niveles Jiffy (A2), sin sustrato (A1) y Arena media (A4) obtuvieron promedios estadísticamente iguales entre sí con 100.0%, 94.4% y 91.7% de sobrevivencia respectivamente y superando estadísticamente al nivel A3 (cascarilla de arroz carbonizado) quien obtuvo un promedio de 73.2% de sobrevivencia.

La prueba de Duncan (Cuadro 6) para las medias del porcentaje de sobrevivencia en los niveles del factor dosis de hormonas (factor B), también expresó la

existencia de diferencias significativas, expresando que con dosis de 4000 ppm (B3) y 2000 ppm (B2) se obtuvieron los mayores promedios con 100.0% y 95.2% de sobrevivencia respectivamente, siendo estadísticamente iguales a las dosis de 0 ppm y 8000 ppm con 91.8% y 83.8% y superando estadísticamente a la dosis de 10000 ppm, (B5) quien obtuvo un promedio de 77.6% de sobrevivencia.

Los sustratos como Jiffy y arena actúan de manera directa en la sobrevivencia de las estacas de rebrotes, pues estudios realizados en el CATIE, donde emplean arena generan un nivel de retención de agua óptimo y buena aireación, optimizando los resultados de sobrevivencia con la mayoría de las especies trabajadas por Mesén, (1998). Además Vidal (2010), nos indica que logró un 99.2% de sobrevivencia en otras especies con el sustrato arena y en cámaras de su irrigación, datos similares a los obtenidos con Jiffy presentaron 100% de sobrevivencia, demostrando así que el jiffy es un producto de mayor calidad que la arena.

Dosis bajas de la hormona tienen relación con la sobrevivencia ya que la mortandad se dio no solo por la acumulación de agua de algunos sustratos, sino también a la toxicidad que genera la hormona al suministrarlo en cantidades mayores tal y como lo describe Mesén (1998) quien indica que las dosis crecientes de hormona generalmente son una curva ascendente hasta alcanzar un máximo u óptimo nivel, para después descender, el descenso se da como resultado de los desórdenes fisiológicos que ocurren en las estacas debido a dosis excesivas, lo cual le ocasiona la muerte en el material que se propaga, es por ello que la optimización de la dosis es importante para la producción masiva de plantas.

Los altos porcentajes de sobrevivencia obtenidos podrían deberse principalmente a la presencia de reguladores de crecimientos endógenos, asimilados y grado de lignificación (Shiembo *et al.*, 1996). Esto fundamentaría la expresión de las dosificaciones utilizadas en el experimento y sin desmerecer al sustrato quien como se observa juega un papel importante en la propagación asexual.

La interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas (gráfico 2) también podemos observar la gran variabilidad en la respuestas obtenidas por cada uno de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas. Siendo el sustrato jiffy quien respondió con mayor uniformidad en todas combinaciones con dosis de hormonas hasta un 100% de sobrevivencia. El sustrato cascarilla con dosis de 8000 ppm y 10000 ppm de hormona obtuvo los menores valores con 85.8% y 56.9% de supervivencia respectivamente.

Estos resultados también se pueden observar en el gráfico 3 (Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en porcentaje de sobrevivencia).

## **6.2. Del porcentaje de enraizamiento**

El incremento de las dosis de hormonas desde 2000 ppm, 4000 ppm y 8000 ppm ha generado como respuesta una reducción del porcentaje de enraizamiento (gráfico 4) con valores de 66.7%, 50.0% y 41.7%, sin embargo al incrementar la dosis de hormona a 10000 ppm el porcentaje de enraizamiento se incrementó a 75% con un porcentaje de enraizamiento similar al obtenido con el nivel (B1) con 0

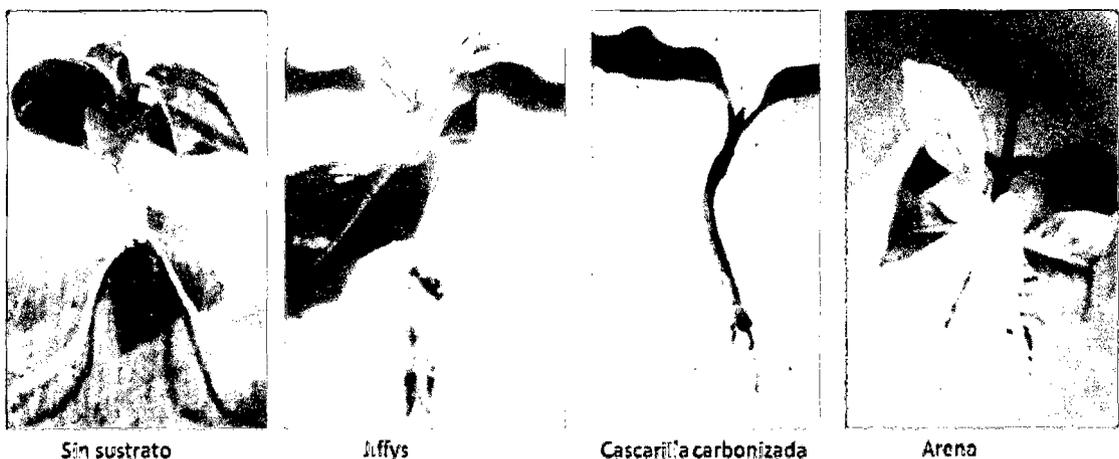
ppm 75% de enraizamiento, sin embargo a pesar de haber tenido un alto porcentaje de enraizamiento ha tenido bajo porcentaje de sobrevivencia lo que indicaría que dosis altas causan toxicidad en los rebrotes comparándolo con la dosis de 2000 quien logro un 66.7% de enraizamiento pero una sobrevivencia de 95.2%, además generando un número de raíces mayor en promedio, en cuanto al porcentaje de enraizamiento con 0 ppm teniendo un 75% de enraizamiento con un 91% de sobrevivencia estas generan unas raíces con mayor longitud pero débiles ya que al manipulación se quiebran el cual se relaciona con lo expuesto por Phillips (1975), quien menciona que las dosis traslocan ciertos metabolitos y otros factores de crecimiento hacia las regiones del tallo y raíces. Sin embargo (grafico 5), al realizar la comparación los promedios de los diferentes tipos de sustrato (Factor A), podemos apreciar que con el sustrato Jiffy se obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento (93.3%), seguido de los sustratos con Arena media, Cascarilla de arroz carbonizado y sin sustrato quienes obtuvieron promedios de 73.3%, 46.7% y 33.3% de enraizamiento respectivamente.

Como se puede apreciar, el sustrato Jiffy logró un enraizamiento del 93.3% que equivale a decir un enraizamiento muy alto ya que esta entre el rango mayor de 80% encontrándose en una categoría 1, con el sustrato arena se obtuvo un 73.3% de enraizamiento que se encuentra en el rango de 60-80% en la categoría 2 es decir presento un desarrollo radicular alto, del mismo modo para cascarilla carbonizada se encontró un 46.7% de enraizamiento que se encuentra en un rango de 40-60% en una categoría 3 o medio y sin sustrato se logró obtener un 33.3% de enraizamiento que está en el rango de 20-40% en una categoría 4 o bajo; estas categorías fueron propuestas por Del Río y Caballero, (2005). Esto refleja que con

el jiffy como sustrato es bueno ya que se logró conseguir un mayor porcentaje de enraizamiento y esto sucede por el contenido de nutrientes que posee.

Flores (2010) ha obtenido un 41% de enraizamiento de las estaquillas de otras especies en sustrato arena y Días (1991), menciona haber encontrado un enraizamiento del 64% en sustrato arena en *Cedrela odorata* L., estos valores corroboran nuestros resultados con el sustrato arena ya que este arrojó un 73.3% de enraizamiento afirmando que este sustrato promueve un enraizamiento medio según la escala de Del Río y Caballero, (2005).

Podemos también observar la diferencia que ejerce el sustrato en el enraizamiento ya que sin sustrato la estaca del rebrote ha podido alcanzar un enraizamiento pero las raíces no presentaban consistencia ya que estas se quebraban, mientras que con el sustrato Jiffy se observaban raíces primarias engrosadas las cuales dan origen a los pelos absorbentes, en cuanto a la cascarilla el enraizamiento fue retardado y en ocasiones hasta producía la muerte de la planta y la arena como sustrato provee condiciones similares a la del Jiffy pero con raíces más delgadas de donde se originaban su pelos absorbentes.



**Fotografía 21:** Diferencia del enraizamiento en cada sustrato

### 6.3. Del número de raíces

El análisis de varianza para el número de raíces, arrojó diferencias altamente significativas ( $P < 0.01$ ) para los factores A: Sustrato y B: Dosis de hormona y para la interacción A x B (cuadro 7). La acción de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas sobre el número de raíces es explicado muy bien por el Coeficiente de Determinación ( $R^2$ ) en 72.8%. Así mismo, el Coeficiente de Variabilidad (C.V.) con 38.6% se encuentra por encima del máximo permisible establecido por Calzada (1982) para trabajos de investigación en invernadero. En este caso, también manifestamos que las características y comportamiento fisiológico, la adaptación a condiciones de invernadero de las muestras tomadas en condiciones ambientales normales, son condiciones que explican la variabilidad de los datos obtenidos.

La prueba de Duncan (Cuadro 8) para las medias del número de raíces en los niveles del factor sustratos (factor A), expresó que existe diferencia significativa, mostrando que los niveles Jiffy (A2) y Arena media (A4) obtuvieron los mayores promedios y estadísticamente iguales entre sí con 0.81 y 0.69 raíces respectivamente y superando estadísticamente a los niveles A3 (cascarilla de arroz carbonizado) y A1 (sin sustrato) quienes obtuvieron promedios de 0.35 y 0.25 raíces respectivamente.

La prueba de Duncan (Cuadro 9) para las medias del número de raíces en los niveles del factor dosis de hormonas (factor B), también expresó que existe diferencia significativa, expresando que con una dosis de 10000 ppm (B5) se obtuvo el mayor promedio con 0.81 raíces, siendo estadísticamente igual a los

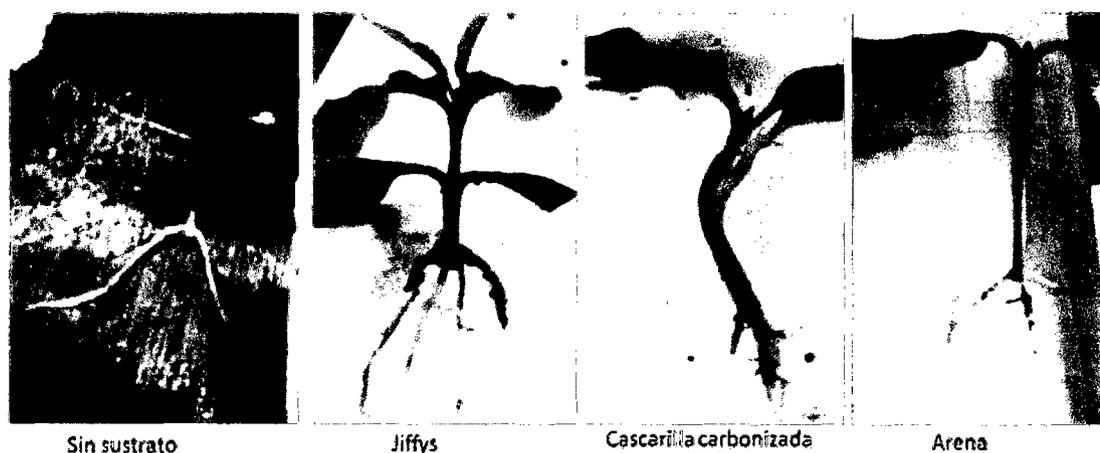
niveles 2000 ppm (B2) y 0 ppm (B1) con 0.69 y 0.56 raíces respectivamente y superando estadísticamente a las dosis de 8000 ppm (B4) y 4000 ppm (B3) quienes obtuvieron promedios de 0.38 y 0.18 raíces respectivamente.

Estos resultados evidencian que el sustrato es la base para obtener un mayor número de raíces ya que este proporciona condiciones como: la humedad, el oxígeno, soporte y nutrientes, condiciones que coinciden con Hartmann y Kester (1977), quien indica que el sustrato debe de proporcionar porosidad, una buena aireación, drene, facilidad de esterilizar y que además proporcione un soporte adecuado a la estaca; estas características presentan los Jiffy, lo cual explica la obtención de los mejores resultados en este sustrato.

Por otro lado los sustratos que obtuvieron los menores número de raíces, son respuestas explicada por falta de drenaje del agua que presento este sustrato, Núñez (1997) ratifica lo descrito, indicando que la acumulación de agua debido al mal drenaje elimina la oxigenación del sustrato con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno.

La interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas (gráfico 6), donde también observamos la gran variabilidad en las respuestas de los sustratos en combinación con las diferentes dosis de hormonas. Siendo que el sustrato Arena con 8000 ppm de hormona obtuvo el mayor promedio con 1.25 raíces, el sustrato cascarilla con una dosis de 0 ppm de hormonas con 1.08 raíces, el sustrato Jiffy con una dosis de 0 ppm de

hormonas con 1.08 raíces y el sustrato Sin sustrato en combinación con 10000 ppm de hormona con 0.79 raíces. Estos resultados también se pueden observar en el gráfico 7 (Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el número de raíces).



**Fotografía 22:** Diferencia de números de raíces.

#### **6.4. Del crecimiento en longitud de raíces**

El análisis de varianza para la longitud de raíces, arrojó diferencias altamente significativas ( $P < 0.01$ ) para los factores A: Sustrato y B: Dosis de hormona y para la interacción A x B (cuadro 10). Las acción de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas sobre la longitud de raíces es explicado muy bien por el Coeficiente de Determinación ( $R^2$ ) en 78.8%. Así mismo, el Coeficiente de Variabilidad (C.V.) con 54.3% se encuentra por encima del máximo permisible establecido por Calzada (1982) para trabajos de investigación en invernadero. Es importante manifestar que este estadígrafo de dispersión nos permite evaluar el grado de homogeneidad, dispersión o variabilidad del conjunto de datos referentes a la longitud de raíces, entonces, las características y comportamiento fisiológico, la

adaptación a condiciones de invernadero de las muestras tomadas en condiciones ambientales normales, son condiciones que explican la variabilidad de los datos obtenidos. .

La prueba de Duncan (Cuadro 11) para las medias de la longitud de raíces en los niveles del factor sustratos (factor A), expresó que existe diferencia significativa, mostrando que el nivel Jiffy (A2) obtuvo el mayor promedio con 10.43 mm, superando estadísticamente a los niveles A4 (arena media), A3 (cascarilla de arroz carbonizado), A1 (sin sustrato) y quienes obtuvieron promedios de 5.45 mm, 5.39 mm y 4.75 mm de longitud de raíces respectivamente.

La prueba de Duncan (Cuadro 12) para las medias de la longitud de raíces en los niveles del factor dosis de hormonas (factor B), también expresó que existe diferencia significativa, expresando que con una dosis de 10000 ppm (B5) y 0 ppm (B1) se obtuvieron los mayores promedios estadísticamente iguales entre sí, con 10.57 mm y 9.75 cm de longitud de raíces respectivamente y superando estadísticamente a las dosis de 2000 ppm (B2), 4000 ppm (B3) y 8000 ppm (B4) quienes obtuvieron promedios de 6.51 mm, 3.31 mm y 2.38 mm de longitud de raíces respectivamente.

Estos resultados pueden explicarse debido a que el sustrato Jiffy es un producto elaborado especialmente para la propagación de cualquier especie, así mismo brinda las condiciones para ayudar en el enraizamiento, número de raíces y por lo tanto también la longitud de las raíces, estas últimas aseguran la subsistencia de las plantas en campo ya que por estas absorben el agua, entonces este sería el

producto más conveniente tal como lo afirma Jiffy Products (2009) quien menciona que el jiffy promueven el desarrollo radicular, ya que brindan a la planta un mayor crecimiento y desarrollo en comparación con cualquier sustrato; sin embargo la arena también es un sustrato potencial para el enraizamiento y a pesar que con este se obtiene menor longitud de raíces es muy usado por su bajo costo (Leakey *et al.*, 1990).

Hartmann y Kester (1988), mencionan que la presencia de yemas y hojas estimulan la formación de raíces adventicias, por el hecho de ser centros de producción de auxinas para la inducción de raíces y además de existir cofactores de enraizamiento; es por esto que esta respuesta podría estar relacionada con el tipo y características del sustrato utilizado. Al respecto, Salisbury (1991) señala que el crecimiento y morfología de las raíces sigue un control genético, pero también influye el sustrato; en tal sentido fitter (1996) señala que existen varios factores asociados al suelo como la humedad, que modifican el área de la superficie de la raíz, su sobrevivencia y desarrollo; ya que al parecer tiene un efecto en el alargamiento de las raíces, pero no en su diferenciación; además afirma que varios factores como el nivel de oxígeno y textura del suelo, concentración de dióxido de carbono, luz y reguladores de crecimiento, también parecen ser importantes.

La interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas (gráfico 8) también podemos observar la gran variabilidad en la respuestas obtenidas por cada uno de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas. Siendo que el sustrato Arena con una dosis de 10000 ppm de hormona obtuvo el mayor promedio de longitud de raíces

con 11.4 mm, el sustrato cascarilla con una dosis de 0 ppm con 18.7 mm, el sustrato Jiffy con una dosis de 10000 ppm con 19.4 mm y sin sustrato con 0 ppm con 8.86 mm de longitud de raíces respectivamente, tal como también se puede observar en el gráfico 9 (Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en la longitud de raíces).

### **6.5. Del porcentaje de callosidad**

El análisis de varianza para el porcentaje de callosidad, arrojó diferencias altamente significativas ( $P < 0.01$ ) para los factores A: Sustrato y B: Dosis de hormona (cuadro 13). La acción de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas sobre el porcentaje de callosidad es explicado por el Coeficiente de Determinación ( $R^2$ ) en 57.4%. Así mismo, el Coeficiente de Variabilidad (C.V.) con 21.6% se encuentra por encima del máximo permisible establecido por Calzada (1982) para trabajos de investigación en invernadero, este resultado puede ser explicado debido a la selección de las estacas de rebrotes y al manejo de las muestras realizadas en campo definitivo y luego llevado a condiciones de invernadero, pudiendo inicialmente haberse generado una variabilidad interna en las muestras.

La prueba de Duncan (Cuadro 14) para las medias del porcentaje de callosidad en los niveles del factor sustratos (factor A), expresó que la existencia de diferencias significativas, mostrando que los niveles Jiffy (A2), sin sustrato (A1) y Arena media (A4) obtuvieron promedios estadísticamente iguales entre sí con 65.2%, 56.1% y 54.5% de callosidad respectivamente y superando estadísticamente al nivel A3

(cascarilla de arroz carbonizado) quien obtuvo un promedio de 31.2% de callosidad.

La prueba de Duncan (Cuadro 15) para las medias del porcentaje de callosidad en los niveles del factor dosis de hormonas (factor B), también expresó la existencia de diferencias significativas, expresando que con dosis de 0 ppm (B1), 2000 ppm (B2), 4000 ppm (B3) y 8000 ppm (B4) se obtuvieron los mayores promedios con 71.0%, 54.1%, 50.3% y 49.8% de callosidad respectivamente y superando estadísticamente únicamente a la dosis de 10000 ppm, (B5) quien obtuvo un promedio de 32.8% de callosidad.

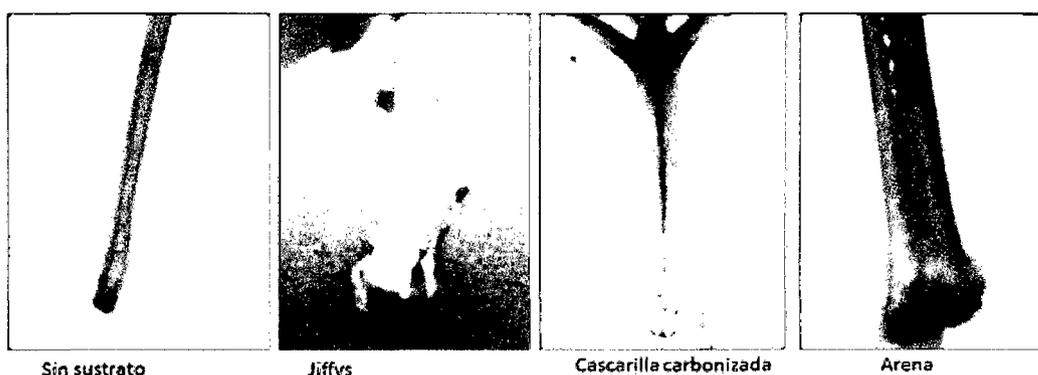
Los callos según Hartmann y Kester, (1988), no siempre nos va a dar raíces ya que estos son procesos independientes entre sí y cuando ocurre, simultáneamente es debido a la dependencia de las condiciones internas y ambientales, generados por el sustrato.

Por otro lado se logró observar raíces que surgían a partir de callos pero solo en la parte basal de las estacas de rebrotes más no de los callos de la parte lateral, esto confirmaría lo descrito por (Cabello, 2000) donde nos indica que la formación de callo no es esencial para el enraizamiento, sin embargo, en algunas especies las raíces son originadas a partir del callo como es el caso de *Pinus radiata*.

Así mismo Nuñez, (1997) indica que el sustrato debe de poseer una granulometría favorables para una buena oxigenación, por ende la producción de callosidad va ser elevada en las estacas y no precisamente por efecto de dosis empleada. En café se logró un 86% de callosidad en sustrato Jiffy el cual validaría lo expuesto por

Jiffy Products (2009) quienes mencionan que promueven el desarrollo de callos, raíces y un mayor volumen de raíces, lo cual brindara a la planta un mayor crecimiento y desarrollo en comparación con cualquier sustrato. Para el sustrato arena se obtuvo un 68% de callosidad un poco mayor al que obtuvo Flores (2010) donde nos indica un 54% de callosidad en ishpingo indicando mostrando que la arena es un buen sustrato para producir callos y enraizar.

La interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas (gráfico 10), donde podemos observar la los sustratos Arena, Jiffy y Sin sustrato en combinación con las dosis crecientes de hormonas desde 0 ppm hasta 10000 ppm tuvieron respuestas inversas al incremento de las dosis de hormona, obteniendo en general los mayores promedios con dosis 0 ppm de hormonas con 85.8%, 95.5% y 86.4% respectivamente. Estos resultados también se pueden observar en el gráfico 11 (Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en porcentaje de callosidad).



**Fotografía 23:** Diferencia de callosidad de las estacas de rebrotes

## 6.6. Crecimiento en longitud

El análisis de varianza para la longitud de las estacas de rebrotes, arrojó diferencias altamente significativas ( $P < 0.01$ ) para el factor A: Sustrato y para la interacción A x B y diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) para el factor B: Dosis de hormona (cuadro 16). La acción de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas sobre la longitud de las estacas de rebrote es explicado muy bien por el Coeficiente de Determinación ( $R^2$ ) en 84.9%. Así mismo, el Coeficiente de Variabilidad (C.V.) con 13.7% se encuentra ligeramente sobre el máximo permisible establecido por Calzada (1982) para trabajos de investigación en invernadero, siendo que la explicación de esta variación fue debido a que la selección de las estacas de rebrotes y el manejo de las muestras se realizaron en campo definitivo y luego llevado a condiciones de invernadero, pudiendo inicialmente partir de una variabilidad intrínseca en cada muestra.

Estos resultados también se pueden haber debido a que el periodo de experimento solo fue de 65 días, tiempo insuficiente para generar crecimiento longitudinal sumado a que los rebrotes están concentrados en producir raíces para poder desarrollarse, tal como lo menciona Goudriaan y Van Laar (1995). Así mismo, Mohr (1995) confirma que el crecimiento de los diferentes órganos de las plantas, es un proceso fisiológico complejo, que depende directamente de la elongación y está influenciado por factores como la temperatura, humedad y la concentración de nutrientes almacenados.

La prueba de Duncan (Cuadro 17) para las medias de la longitud del brote en los niveles del factor sustratos (factor A), expresó que existe diferencia significativa,

mostrando que el nivel sin sustrato (A1) obtuvo el mayor promedio con 10.22 mm, superando estadísticamente a los niveles A4 (arena media), A2 (Jiffy) y A3 (cascarilla de arroz carbonizado) quienes obtuvieron promedios de 9.29 mm, 8.72 mm y 7.30 mm de longitud del brote respectivamente. La prueba de Duncan (Cuadro 18) para las medias de la longitud del brote en los niveles del factor dosis de hormonas (factor B), expresó que existe diferencia significativa, mostrando que con una dosis de 2000 ppm (B2) se obtuvo el mayor promedio con 10.11 mm superando estadísticamente a las dosis de 0 ppm, 10000 ppm, 4000 ppm y 8000 ppm quienes obtuvieron promedios de 8.72 mm, 8.69 mm, 8.46 mm y 8.42 mm de longitud del brote respectivamente.

La interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas (gráfico 12) podemos observar la enorme variabilidad en la respuestas obtenidas por cada uno de los sustratos en combinación con las dosis de hormonas. Siendo que el sustrato Arena con una dosis de 2000 ppm de hormona obtuvo el mayor promedio de longitud del brote con 12.49 mm, el sustrato cascarilla con una dosis de 2000 ppm con 9.98 mm, el sustrato Jiffy con 0 ppm con 10.52 mm y sin sustrato con 8000 ppm con 12.21 mm de longitud del brote respectivamente, tal como también se puede observar en el gráfico 13 (Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en la longitud del brote).

#### **6.7. Del crecimiento en diámetro**

El análisis de varianza para el crecimiento en diámetro, arrojó diferencias altamente significativas ( $P < 0.01$ ) para los factores A: Sustrato y, B: Dosis de hormona y para la interacción A x B (cuadro 19). La acción de los sustratos en combinación con

las dosis de hormonas sobre el crecimiento en diámetro es explicado muy bien por el Coeficiente de Determinación ( $R^2$ ) en 86.8%. Así mismo, el Coeficiente de Variabilidad (C.V.) con 20.7% se explica debido a que la selección de los rebrotes y el manejo de las muestras se realizaron en campo definitivo y luego llevado a condiciones de invernadero, pudiendo inicialmente partir de una variabilidad intrínseca en cada muestra.

La prueba de Duncan (Cuadro 20) para las medias del crecimiento de diámetro en los niveles del factor sustratos (factor A), expresó que existe diferencia significativa, mostrando que el sustrato arena media obtuvo el mayor promedio de 0.47 mm de diámetro, superando estadísticamente a la cascarilla de arroz carbonizado, Jiffy y Sin sustrato quienes obtuvieron promedios de 0.31 mm, 0.29 mm y 0.28 mm de crecimiento en diámetro respectivamente.

La prueba de Duncan (Cuadro 21) para las medias del crecimiento de diámetro en los niveles del factor dosis de hormonas (factor B), expresó que existe diferencia significativa, mostrando que con las dosis 0 y 4000 ppm se obtuvieron los mayores promedios de 0.39 mm y 0.38 mm superando estadísticamente a las dosis de 8000ppm, 2000 ppm y 10000 ppm quienes obtuvieron promedios de 0.35, 0.30 mm y 0.27 mm de crecimiento en diámetro respectivamente.

Este resultado nos muestra que la mejor combinación es la arena con dosis de 4000 ppm, cabe señalar que todos los sustratos han sido buenos pero el más resaltante fue la arena debido a las medias altas que se obtuvieron; además, los sustratos cumplen funciones importantes como brindar humedad, aireación y

soporte del brote (Mesén 1998), así mismo las dosis traslocan ciertos metabolitos y otros factores de crecimiento hacia las regiones del tallo (Phillips 1975).

Estos resultados indican que el crecimiento en diámetro promedio que han tenido los rebrotes en el periodo de 65 días (tiempo que duro el experimento) se debe a la proporción de auxina que tiene el rebrote naturalmente, más lo que se le suministro en el experimento a través de las dosificaciones de AIB promoviendo la aceleración en el proceso en desarrollo en diámetro; así mismo Gonzales y Salazar (1984), observaron que el crecimiento de brotes tanto de manera longitudinal como en grosor en *Persea americana* se debía a una incorporación de mayor proporción de auxinas.

Las estacas de rebrotes al ser colectadas se aíslan de la principal fuente de alimentación que les suministra la planta madre, por tanto el rebrote va a seguir desarrollando el proceso fotosintético pero de una manera más lenta, debido a que parte de la energía la usara para la formación de raíces, generando que el rebrote pierda más energía de lo normal. Díaz (1991), menciona que mientras que la estaca no cuente con un buen sistema radicular no es deseable que se presente una brotación abundante y crecimiento en diámetro ya que esto provoca un desequilibrio entre fotosíntesis y respiración y/o las sustancias nutricionales de la estaca son empleadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces produciendo la muerte o retraso del desarrollo de raíces de la estaca al no tener de donde suministrar los nutrientes para poder desarrollar la fotosíntesis.

La interacción para los niveles del Factor A: Sustrato dentro de los niveles del Factor B: Dosis de hormonas (gráfico 14) podemos observar que el crecimiento en diámetro con arena y una dosis de 0 ppm de hormona obtuvo el mayor promedio con 0.62 mm y con una dosis de 4000 ppm de hormona obtuvo 0.44 mm de crecimiento en diámetro. Las otras fuentes de sustrato (Cascarilla, Jiffy y sin sustrato) más bien tuvieron respuestas lineales horizontales, sin mayor repercusión, tal como también se puede observar en el gráfico 15 (Interacción para los niveles del Factor B: Dosis de hormonas dentro de los niveles del Factor A: Sustrato en el diámetro).

## VII. CONCLUSIONES

- 7.1.** La mejor dosis de ácido indolbutírico para poder enraizar es la concentración de 2000 ppm, esta dosis tuvo un mejor comportamiento con las estacas de rebrotes en sobrevivencia y enraizamiento.
  
- 7.2.** El mejor sustrato es jiffy, ya que con este sustrato se logró conseguir una mayor sobrevivencia de las estacas de los rebrotes lo cual implica que se puede conseguir un mayor número de rebrotes enraizados, además se obtuvo un mayor enraizamiento, número de raíces, longitud de raíces, callosidad en las estacas de rebrotes con las que se trabajó demostrando que este es el sustrato más eficiente para poder propagar café de variedad catuai.

## VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1. Se recomienda realizar las pruebas de enraizamiento en diferentes variedades de café considerando como tratamiento base el sustrato jiffy y la dosis de 2000ppm de hormona.
- 8.2. Se recomienda realizar un análisis de suelo de la parcela de las plantas madres, de donde se colectó las estacas de los rebrotes.
- 8.3. Se recomienda realizar un análisis foliar de las estacas de los rebrotes.
- 8.4. realizar un análisis químico del sustrato jiffy ya que con este se logró un mejor enraizamiento.

## IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 1 Baggio, A. J. (1982). Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de *Gliricidia sepium* (Jacq.)Steud. Costa Rica. Tesis Mag. Sc. UCR/CATIE. 91 p.
- 2 Badilla V.Y. y Murillo O. G. (2005), enraizamiento de estacas de especies forestal. revista Kurú Costa Rica.
- 3 Cabello, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.
- 4 Calderón, F. (2001). Que son los cultivos hidropónicos y el porqué de la hidroponía. Pp. 1-20. En: Calderón, F. (ed.).Memorias, primer curso de hidroponía para la floricultura. Mayo 31-junio 2, Bogotá.
- 5 Calzada, J. 1982. Método estadístico para la investigación. Editorial La Molina.
- 6 Carrera, M.V. (1997). La propagación vegetativa en el género Pinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29.pg
- 7 Colindres I.; G. Allison y L. Belaunde E. (1995). Estudio participativo: uso de especies forestales por los pobladores del bosque seco de la zona sur (Choluteca, Valle, El Paraíso) de Honduras.
- 8 Cordova Pozo, DG. (2000). Evaluación de 10 clones de café robusta (*Coffea canephora* y su capacidad de enraizamiento en tres

- sustratos aplicando el estimulante alfa Naftalenacetico Tesis Ing. Agrop. Babahoyo, Universidad Técnica de Babahoyo 50 p.
- 9 Cuculiza, P. I. (1956) Propagación de plantas. Editorial talleres gráficos Villanueva. Lima – Perú. 280 p.
- 10 Chiguano, C. Y Jativa, M. (1998). Plantaciones Clonales de Café robusta en Sistemas agroforestales para la amazonia ecuatoriana (guía técnica INIAP) Francisco de Orellana-Ecuador 11-23 pp.
- 11 Del Río C, Caballero JM, 2005. Aptitud al enraizamiento. P 277-308. In: Variedades de olivo en España. Mundi-Prensa, Madrid.
- 12 Díaz, E.R.A. (1991). Técnicas de Enraizado de Estacas Juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sc. Turrialba-Costa Rica. UCR/CATIE. 111p.
- 13 Easley, D. F. (1989). Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº 126. 5 p.
- 14 Fitter, A. 1996. Characteristics and functions of root systems. pp 1 – 17.
- 15 Flores, p.m. 2010. “Evaluación del efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *amburana cearensis* (alemão) a.c. Smith (ishpingo), en ambientes controlados, en Pucallpa – Ucayali, Perú”.
- 16 Garate días M. (2010). trabajo monográfico de técnicas de propagación por estacas Ucayali-Perú 12p

- 17 Gispert, (1984). Frutales y bosque. Práctica Agrícola y Ganadera. Tomo 3. Ediciones Océano. Barcelona – España.204 p.
- 18 Gonzales, R.H y Salazar, G.S.1984. Root induction and vegetative development from avocado plantlets (*Persea americana* Mill). Calif. Avocado soc. yrbk. 68:167-171.
- 19 Goudrian, J. and h.h. van laar. 1995. Modelling potential crop growth processes. Kluwer academic publishers.239p.
- 20 Guzmán F., 2013 cambio climático y cultivo de café en la selva alta peruana.
- 21 Hartman Y Kester. (1977). Propagación de Plantas, Principios y Prácticas. Editorial Continental. México, 873 p.
- 22 Hartmann, H. (1988). Propagación de plantas. Principios y prácticas. México. Compañía Editorial Continental S. A. 760 p.
- 23 Hartmann, H. Kester, D. (1992). Plant propagation. Principles and practices. Filth.
- 24 Hartmann, H. T.; Kester, D. E. (1980). Propagación de plantas, principios y prácticas. México D.F. 814 p.
- 25 Hartmann, H.; K, D. (1983). Propagación de plantas, principios y prácticas. La Habana, Cuba. Instituto Cubano del libro. P 693.
- 26 Hartmann, H; Kester, D. 1995. Propagación de plantas. Principios y prácticas. 4ª ed. Continental. México. 760p.
- 27 Hartmann, T. y Kester, d. 1988. Propagación de plantas: principios y prácticas. Continental, México. 727 p.

- 28** Jiffy Products, (2009). PELLETS. Consultado el 10 de JULIO de 2014  
(en línea). Disponible en: <http://www.jiffyca.com/pellets.htm>.
- 29** Leakey, R. B.; Mesén, F.; Tchoundjeu, Z.; Longman, K. A.; Dick, C. P.;  
Newton, A.; Martin, A.; Grace, J.; Munro, R. C. y P.N: Mutoka. 1990.  
Low- technology techniques for the vegetative propagation of tropical  
trees. Commonwealth Forestry Review 69(3):247- 257.
- 30** Mata, Q. A. 2006. Establecimiento de un sistema de propagación  
vegetativa de genotipos superiores de cacao (*theobroma*  
*cacao* L.) Por medio de ramillas en el CATIE.
- 31** Mesén, F (1993). Vegetative Propagation of Central American  
Hardwoods. Unpublished Ph. D. Thesis, University of  
Edimburgh, Institute of terrestrial Ecolog Edimburgh,  
scotland. 231 pp.
- 32** Mesén, F y Trejos, E. 1997. Propagación vegetativa de San Juan  
(*Vochysia guatemalensis*). Mediante enraizamiento de  
estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericana 21:  
19-24 p.
- 33** Mesén, F. (1998). Enraizamiento de estacas juveniles de especies  
forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. Manual técnico N°  
30. CATIE, Proyecto prosefor. Turrialba, Costa Rica.
- 34** Mohr, H., 1995 Physiology of hormone action. p.383 408. In: Plant  
Physiology Freiburg.
- 35** Mori Da Cunha, A; Paiva, H; Xavier, A; Otoni, W. (2009). Papel da  
nutricao mineral na formacao de raizes adventicias em plantas  
lenhosas. Pesquisa florestal Brasileira, Colombo, n. 58, p. 35-47.

- 36** Murillo, O., R. L. y Badilla, (2001). Reforestación clonal. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Taller de publicaciones. Cartago, Costa Rica. 12-17, 12-13 p.
- 37** Nuñez, Y. (1997). Propagación vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilon (*Hyeromina alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles Tesis Mg. Sc. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 172 p.
- 38** Orozco-Miranda-E., Figueroa , P. Pacheco, A., Calderon G. (2011) manejo integrado de roya del cafeto. El cafetal . folleto técnico Guatemala .
- 39** Phillips, I.D.J. (1975). Apical dominase. Ann. Rev. Plan Physiol. 26:341-367.
- 40** Quijada, R.M (1980). Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. Danida. Roma.341 pg. Prácticas. 4ª ed. Continental. México. 760p.
- 41** Ramírez, L. (2000). Algunos avances en la morfogénesis de la teca (*Tectona grandis*). Tesis para optar por el grado de Master en Ciencias. Universidad de Ciego de Avila, Cuba. P. 55.
- 42** Sadhu, M.K. (2005). Plant propagation. New Age International Limited Publishers. India. 281 p.
- 43** SALISBURY, F. 1991. Fisiología vegetal., Iberoamericana, México. 579 p.
- 44** Santelices, R. (1998). Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis magister en ciencias forestales, mención manejo forestal.

Escuela de postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales.  
Universidad de Chile. 93 p.

- 45** Sevilla, Holle, (2004). Recursos genéticos vegetales. Primera edición.  
Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.
- 46** Shiembo, P; Newton, A; Leakey, B. 1996. Vegetative propagation  
of *Ricinodendron heudeloti*, a West African Fruit tree. J. Trop. For. Sci.  
In press.
- 47** Souza, F. (1993). Cascarilla de arroz carbonizada: un sustrato para la  
propagación de plantas. CNPAI/EMBRAPA. Revista lavoura  
arrozreira V. 46 n°. 406 jan./fev. Brasil. Pág. 11.
- 48** Vallejos Torres, G. y Gonzales Polar L.E.T. Enraizamiento de brotes de  
tornillo (*Cedrelinga catenaeformis Ducke*), en la Amazonía  
Peruana Revista Forestal Mesoamericana Kurú (Costa  
Rica) Volumen 11, Julio, 2014.
- 49** Vekhov, N. K. (1941). Vegetative propagation of trees and shrubs by  
jeans of sumer cuttings. Bull. Appl. Bot. And plant breeding.  
suppl. 61: 1 – 247.
- 50** Vidal R. F. D., 2010. Evaluación de cinco dosis del ácido indolbutírico,  
sustratos y características morfológicas en el enraizamiento  
de estacas juveniles de *simarouba amara* aubl. (marupa),  
Pucallpa – Perú.
- 51** Villaseñor A. R. (1942). El eucalipto y su aprovechamiento. Tesis. de  
licenciatura. Departamento de bosques. Escuela nacional  
de agricultura. Chapingo, México. 71 p.

**52** Vozmediano, J. (1982). Fruticultura fisiológica: ecológica del árbol frutal y tecnología aplicada. p.25

**53** Wright, J. W. (1964). Mejoramiento genético de los árboles forestales.

FAO. Estudios de silvicultura y productos forestales N° 16.

436

**ANEXO**

**Anexo 1: cuadro 1, Formato de registro meteorológico del propagador de**

Fecha dd/mm/aa	Hora	Interior del propagador (Out)						Observaciones
		Temperatura °C			Humedad (%)			
		Med	Max	Min	Med	Max	Min	
	07:00am	23.01	36.35	21.12	81.45	82.18	62.00	
	08:00am	23.95	36.35	21.12	81.36	82.18	62.00	
	09:00am	25.55	36.35	21.12	79.73	82.36	62.00	
	10:00am	26.69	36.35	21.12	78.82	82.36	62.00	
	11:00am	30.40	36.35	21.12	77.00	82.36	62.00	
	12:00pm	32.00	36.37	21.12	76.18	82.36	62.00	
	01:00pm	31.86	35.54	21.91	75.91	82.36	62.00	
	02:00pm	33.20	35.79	21.91	74.09	82.36	62.00	
	03:00pm	32.65	35.82	21.91	72.09	82.36	62.00	
	04:00pm	31.37	35.86	21.91	71.73	82.36	62.00	

**microtúnel / invernadero para café (*coffea arabica*) promediado de 10 días.**

**Anexo 1: cuadro 3, cuadro utilizado para el registro de datos de la evaluación del experimento para sustrato y dosis.**

Trat.	Repet	Factor A: sustrato	Factor B: dosis hormona	DIAMETRO (mm)	LONGITUD (mm)	Longitud RAICES (mm)	% SOBREVIVENCIA (transformado)	% CALLOSIDAD (transformado)	NUM RAICES (transformado)	% Enraizamiento
a1b1	1	sin sustrato	0	0.26	6.16	9.06	10.00	7.07	0.50	33.3
	2	sin sustrato	0	0.27	7.84	9.00	10.00	10.00	0.49	
	3	sin sustrato	0	0.25	5.88	9.12	10.00	8.66	0.51	
a1b2	1	sin sustrato	2000	0.35	12.95	9.09	10.00	10.00	0.63	33.33
	2	sin sustrato	2000	0.32	10.87	8.89	10.00	5.00	0.77	
	3	sin sustrato	2000	0.42	12.29	8.99	10.00	8.66	0.71	
a1b3	1	sin sustrato	4000	0.28	8.64	0.00	10.00	7.07	0.00	0
	2	sin sustrato	4000	0.21	9.36	0.00	10.00	10.00	0.00	
	3	sin sustrato	4000	0.34	12.02	0.00	10.00	8.66	0.00	
a1b4	1	sin sustrato	8000	0.27	11.07	0.00	10.00	8.66	0.51	33.33
	2	sin sustrato	8000	0.29	12.71	0.00	8.66	8.66	0.49	
	3	sin sustrato	8000	0.25	12.85	0.00	7.07	5.00	0.50	
a1b5	1	sin sustrato	10000	0.20	10.12	5.70	10.00	4.47	0.80	66.66
	2	sin sustrato	10000	0.15	9.57	6.82	10.00	5.48	0.87	
	3	sin sustrato	10000	0.31	10.93	4.54	10.00	5.00	0.71	
a2b1	1	jiffy	0	0.13	9.27	13.13	10.00	8.66	1.66	100
	2	jiffy	0	0.16	12.13	9.14	10.00	10.00	0.87	
	3	jiffy	0	0.19	10.16	4.30	10.00	10.00	0.71	
a2b2	1	jiffy	2000	<b>0.26</b>	4.83	10.10	10.00	10.00	0.71	100
	2	jiffy	2000	<b>0.24</b>	7.64	7.52	10.00	8.66	0.87	
	3	jiffy	2000	<b>0.28</b>	5.37	17.60	10.00	5.00	1.12	
a2b3	1	jiffy	4000	0.12	9.39	7.42	10.00	8.66	0.71	100
	2	jiffy	4000	0.24	11.80	3.92	10.00	8.66	0.71	
	3	jiffy	4000	0.28	9.81	14.02	10.00	7.07	1.12	
a2b4	1	jiffy	8000	0.35	7.74	4.29	10.00	5.00	0.50	66.66
	2	jiffy	8000	0.54	6.38	3.22	10.00	8.66	1.00	
	3	jiffy	8000	0.40	6.54	3.62	10.00	10.00	0.74	
a2b5	1	jiffy	10000	0.31	9.48	27.32	10.00	8.66	1.22	100
	2	jiffy	10000	0.31	11.94	10.82	10.00	5.00	0.71	
	3	jiffy	10000	0.49	8.34	20.08	10.00	7.07	0.87	
a3b1	1	cascarilla	0	0.27	9.24	17.05	10.00	5.00	0.71	100
	2	cascarilla	0	0.37	9.23	27.60	10.00	8.66	1.32	
	3	cascarilla	0	0.37	9.96	11.59	10.00	7.14	1.22	
a3b2	1	cascarilla	2000	0.31	8.99	2.00	10.00	4.90	0.84	33.33
	2	cascarilla	2000	0.29	11.49	2.70	10.00	5.00	0.89	
	3	cascarilla	2000	0.24	9.46	2.35	7.07	5.00	0.87	
a3b3	1	cascarilla	4000	0.35	7.73	0.00	10.00	4.80	0.00	0
	2	cascarilla	4000	0.33	7.11	0.00	10.00	5.00	0.00	

	3	cascarilla	4000	0.36	8.79	0.00	10.00	5.20	0.00	
a3b4	1	cascarilla	8000	0.40	5.16	0.00	7.07	5.10	0.00	0
	2	cascarilla	8000	0.17	5.51	0.00	10.00	4.90	0.00	
	3	cascarilla	8000	0.25	4.47	0.00	7.07	5.00	0.00	
a3b5	1	cascarilla	10000	0.23	4.41	4.74	5.00	6.00	1.00	100
	2	cascarilla	10000	0.31	4.60	4.52	5.00	7.07	0.71	
	3	cascarilla	10000	0.38	3.32	8.23	7.07	5.00	1.32	
a4b1	1	arena	0	0.79	8.08	1.22	5.00	8.66	0.50	66.66
	2	arena	0	0.65	8.58	2.35	10.00	8.66	0.00	
	3	arena	0	0.92	8.12	3.42	10.00	8.60	0.50	
a4b2	1	arena	2000	0.26	12.24	3.32	10.00	8.72	1.32	100
	2	arena	2000	0.37	13.22	2.98	10.00	8.66	0.71	
	3	arena	2000	0.25	12.02	2.57	10.00	8.66	0.50	
a4b3	1	arena	4000	0.71	7.78	10.97	10.00	10.00	1.50	100
	2	arena	4000	0.60	5.67	1.42	10.00	5.00	0.50	
	3	arena	4000	0.68	3.40	1.97	10.00	5.00	0.50	
a4b4	1	arena	8000	0.50	9.75	8.05	10.00	7.07	1.66	66.66
	2	arena	8000	0.34	10.35	5.67	10.00	8.66	1.22	
	3	arena	8000	0.42	8.56	3.66	10.00	8.00	0.87	
a4b5	1	arena	10000	0.19	8.36	11.00	10.00	5.00	0.84	33.33
	2	arena	10000	0.20	12.44	12.04	10.00	5.00	0.89	
	3	arena	10000	0.21	10.80	11.07	8.66	5.00	0.87	

Anexo 1: figura 1, croquis del experimento dentro del microtúnel e invernadero.

