

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
Departamento de Fitotecnia



**Efecto de Tres Hormonas Vegetales en el Enraizamiento
de Esquejes de Tallo en Diez Especies Forestales**

Por:

Carlos Manuel Alvarado López

José Aníbal Gutiérrez Lazo

Mario Napoleón Ramírez Menéndez

Salvador Ernesto Rodríguez Navarrete

**REQUISITO PARA OPTAR AL TITULO DE:
INGENIERO AGRONOMO**

San Salvador, Marzo de 1990

Tesis
A472.

U.E.S. BIBLIOTECA
FACULTAD DE: AGRONOMA



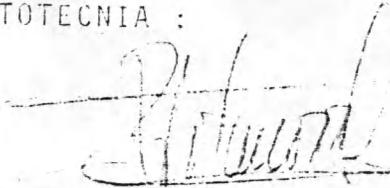
Inv entario: 13100095

221
688

JEFE DEL DEPARTAMENTO D

FITOTECNIA :

f.

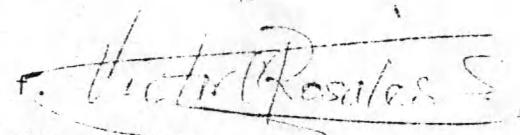

Ing. Agr. JOSE RICARDO WILANOVA

ASESORES

f.

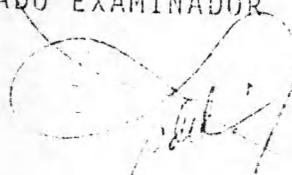

Ing. Agr. MARIO ANTONIO ORELLANA

f.

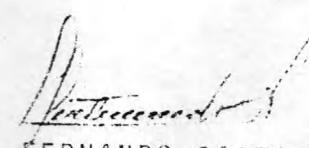

M.Sc. VICTOR MANUEL ROSALES

JURADO EXAMINADOR

f.


Ing. Agr. LUZ STELLA VELASCO DE CHAVEZ

f.


Ing. Agr. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO

f.


Ing. Agr. CARLOS ALBERTO PORTALES RIVERA

RESUMEN.

El Salvador a pesar de ser un país eminentemente agrícola, presenta grandes áreas con vocación forestal, en las cuales actualmente existe una disminución acelerada de sus recursos naturales, debido entre otras causas, al mal uso agrológico del suelo, explotación irracional de las áreas boscosas y a la sobre explotación de algunas especies forestales; por tal razón el objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto de la aplicación de hormonas en el enraizamiento de especies forestales, para lograr de esta forma mejorar otra técnica de reproducción de estas especies y contribuir a solventar los problemas de deforestación en El Salvador.

El presente trabajo se desarrolló en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, ubicado en el Cantón Talcualuya, jurisdicción de San Luis Talpa Departamento de La Paz, el cual se encuentra a una elevación de 60 msnm, con promedios anuales de; Temperatura de 28°C, Humedad Relativa 68 % y precipitación de 1 680 mm.

La duración del ensayo fue de cuatro meses, se utilizaron diez especies forestales, cinco especies de origen nativo: Astronium graveolens, Cedrela odorata, Swietenia humilis, Hymenaea courbaril, Poeppigia procera, y cinco especies introducidas: Gmelina arborea, Eucalyptus camaldulensis, Eucalyptus citriodora, Eucalyptus deglupta y Tectona grandis.

El diseño estadístico utilizado fue el de bloques al azar con cuatro repeticiones y ocho tratamientos hormonales; se eva-

luaron los siguientes parámetros; número de estacas con brotes, número de brotes, porcentaje de estacas con callos formados y porcentaje de enraizamiento por tratamiento.

Se estudiaron las variables; aplicación de hormonas y en --
raizamiento.

Los resultados obtenidos al final del ensayo indican que el uso de reguladores de crecimiento auxínicos como el Acido Indol butírico (AIB) y el Acido Naftalenacético (ANA), estimularon a la formación de raíces en las especies, Astronium graveolens, Gmelina arborea, y Eucalyptus camaldulensis.

El ácido indol butírico (AIB) fue la mejor hormona en la es-
timulación de callos en aquellas especies que presentaron signi-
ficancia estadística; aquellas especies que forman callo rápida-
mente tienen mayores posibilidades de enraizamiento.

AGRADECIMIENTOS

Al Proyecto Madeleña - CATIE, por su apoyo a los programas de investigación científica sobre forestales, que se llevan a cabo en nuestro país, a través de lo cual fue posible obtener la ayuda económica para la realización del presente seminario de graduación y a su coordinador en El Salvador Ing. Agr. Hugo Antonio Zambrana.

A nuestros asesores Ing. Agr. Mario Antonio Orellana Nuñez y al M.Sc. Víctor Manuel Rosales Soriano por la colaboración y entusiasmo presentado durante el desarrollo de la investigación.

Al Ing. Agr. René Francisco Vásquez por su ayuda en el procesamiento estadístico de los datos, al Ing. Agr. Héctor Mayorga por facilitarnos los nebulizadores instalados en el sistema de riego, y al Señor Ovidio Viscarra por facilitarnos la bomba hidráulica utilizada; todos de nacionalidad salvadoreña, quienes por su colaboración desinteresada hicieron posible el desarrollo de dicha investigación.

A la Lic. Claudia Marroquín del Departamento de Cultivo de Tejidos de la Universidad del Valle de Guatemala, por proporcionarnos los productos hormonales ocupados para el desarrollo de dicha investigación.

Al personal de la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, en especial al personal de carpintería y al Señor Juan Arias, por su valiosa ayuda.

A los jurados, quienes con sus conocimientos enriquecieron el presente trabajo, y a la Universidad de El Salvador.

DEDICATORIA

Este triunfo obtenido es una etapa de mi vida y se la dedico especialmente a Dios Todopoderoso que me guió e iluminó mi mente con sabiduría.

A mis padres José Luis y María Petronila, con amor por el apoyo que siempre me brindaron y el sacrificio que hicieron para que culminara mis estudios.

A mis hermanos, José Dolores, José Roberto, María Concepción y Fernando Antonio por su ayuda y consejos que oportunamente me dieron.

A mi abuela María Isabel (Q.D.D.G.) que con sus oraciones me fortaleció.

A mi novia Ana Julia, que siempre estuvo a mi lado apoyándome.

A mis compañeros por su amistad y el recuerdo de los buenos momentos que pasamos.

Carlos Manuel Alvarado Lopez.

DEDICATORIA

A Dios por haberme dado la oportunidad de terminar mi carre
ra.

A mis padres, Luis Alonso Gutiérrez y Beatriz Lazo de grata recordación, por haberme iniciado en mis estudios.

A mi esposa Berta Marina Rivera y mis hijos Oscar y Rodrigo Salomón por su amor y comprensión en los momentos difíciles.

A mis hermanos, Angela (Q.D.D.G.), Wenceslao, Luis Alonso, Alcides, Carlos, Amílcar, María Inés y Rina Marlene, por su ayu
da y comprensión.

A mis tíos, tías, primos y demás familiares por su apoyo mo
ral.

En forma muy especial a Olga Consuelo Gutiérrez por su va -
liosa ayuda muy oportuna.

A mis compañeros con quienes disfrutamos gratos momentos.

A mis amigos en particular a Fredy R. Sánchez y Oscar Rive -
ra R. y a todas las personas que de una u otra forma me ayuda -
ron a alcanzar el éxito soñado.

José Aníbal Gutiérrez Lazo.

DEDICATORIA

A Dios Todopoderoso, por darme la fortaleza necesaria para seguir adelante y estar conmigo en cada momento de mi vida; por este triunfo a ti sea la Gloria.

A mis padres, José Napoleón y Ana Gloria, con el más profundo agradecimiento por su amor y el apoyo incondicional y respeto a mis ideales.

A mis hermanas, Elvira del Cármen y Gloria Margarita por brindarme su cariño y ayuda en cada momento.

A mis familiares por su apoyo y alentarme a seguir adelante, en especial a Encarnación Dimas Córdova de grata recordación como promesa cumplida.

A mis compañeros Carlanga, Salvatore, y el Hermano con quienes departimos gratos momentos.

A mis amigos, Ovidio Viscarra, María Lidia, Patricia Yanira y Morena Guadalupe, por su sinceridad, cariño y ayuda prestada en todo momento.

A mis asesores por su desinteresada ayuda y a mis profesores por transmitir sus conocimientos para mi formación profesional y a todas las personas que de alguna u otra forma me ayudaron.

A la UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR.

DEDICATORIA

A Dios Todopoderoso, por haberme iluminado y guiado por el camino correcto.

A mis padres, José Alonso Rodríguez y Rosaura Orvelina Navarrete de Rodríguez, por brindarme todo su apoyo y fe depositada en mi para coronar con un feliz éxito mi carrera.

A mis hermanos, Morena Guadalupe, Dyna Petrona, Blanca Miriam, Marta Alicia, Guillermo Mauricio, Rafael Antonio, Mario Alfredo por su apoyo moral que me ayudaron a seguir adelante y terminar con éxito mi carrera profesional.

A mis tíos, especialmente a Julio César Navarrete por su ayuda moral.

A mis compañeros con los cuales pasamos gratos momentos.

A mis amigos y todas aquellas personas que en alguna forma me ayudaron a que mi sueño se hiciera realidad.

Salvador Ernesto Rodríguez Navarrete.

I N D I C E

	Página
RESUMEN	iii
AGRADECIMIENTOS	v
DEDICATORIA	vi-ix
INDICE DE CUADROS	xvi
INDICE DE FIGURAS	xx
1. INTRODUCCION	1
2. REVISION DE LITERATURA	3
2.1. Propagación vegetativa	3
2.1.1. Propagación por estacas	4
2.1.2. Desarrollo anatómico de raíces en estacas de tallo.	5
2.2. Reguladores de crecimiento	6
2.2.1. Reguladores naturales	6
2.2.2. Reguladores sintéticos	10
2.3. Métodos de aplicación	16
2.3.1. Método de inmersión rápida	16
2.3.2. Método de remojo prolongado	17
2.3.3. Método de espolvoreo	17
2.4. Condiciones básicas para el enraizado de esquejes de tallo.	17
2.4.1. Condiciones del material vegetativo	17
2.4.1.1. Características del árbol plus.	18
2.4.1.2. Características de los esquejes.	18

	Página
2.4.1.3. Cofactores de enraizamiento	20
2.5. Condiciones del medio ambiente	21
2.5.1. Temperatura	21
2.5.2. Humedad relativa	22
2.5.3. Luminosidad	22
2.6. Medio de enraizamiento	24
2.7. Propagador	26
2.8. Características de las especies forestales ensayadas	28
2.8.1. Ronron (<u>Astronium graveolens</u>).	28
2.8.2. Caoba (<u>Swietenia humilis</u>).	30
2.8.3. Cedro (<u>Cedrela odorata</u>).	31
2.8.4. Copinol (<u>Hymenaea courbaril</u>).	33
2.8.5. Memble (<u>Poeppigia procera</u>).	35
2.8.6. Gmelina (<u>Gmelina arborea</u>).	36
2.8.7. Eucalipto (<u>Eucalyptus camaldulensis</u>).	38
2.8.8. Eucalipto (<u>Eucalyptus citriodora</u>).	39
2.8.9. Eucalipto (<u>Eucalyptus deglupta</u>).	41
2.8.10. Teca. (<u>Tectona grandis</u>).	43
3. MATERIALES Y METODOS	45
3.1. Localización	45
3.2. Material vegetal	45
3.2.1. Origen de las estacas	45
3.2.2. Especies evaluadas	47
3.2.3. Transporte y herramientas utilizadas	47
3.2.4. Características de las estacas	48

	Página
3.2.5. Tratamiento hormonal de las estacas	49
3.2.6. Plantación de las estacas	50
3.3. Propagador	51
3.3.1. Cámara de propagación	51
3.3.2. Cama de propagación	51
3.3.3. Sistema de riego	53
3.3.4. Condiciones ambientales en el propagador	54
3.3.5. Mantenimiento y manejo durante el ensayo	55
3.4. Diseño estadístico	56
3.5. Parámetros evaluados	57
3.6. Recolección de datos	57
4. RESULTADOS	59
4.1. Resultados experimentales para Ronron (<u>Astronium graveolens</u> . Jacq.)	59
4.1.1. Número de estacas con brotes	59
4.1.2. Número de brotes por tratamiento	59
4.1.3. Número de estacas con callo por tratamiento	60
4.1.4. Porcentaje de estacas enraizadas	60
4.2. Resultados experimentales para caoba (<u>Swietenia humilis</u> . Zucc.)	61
4.2.1. Número de estacas con brotes	61
4.2.2. Número de brotes por tratamiento	62
4.2.3. Número de estacas con callo por tratamiento	62

4.3.	Resultados experimentales para Cedro. (<u>Cedrela odorata</u> . L.)	63
4.3.1.	Número de estacas con brotes	63
4.3.2.	Número de brotes por tratamiento	64
4.3.3.	Número de estacas con callo por tratamiento	64
4.4.	Resultados experimentales para Copinol. (<u>Hymenaea courbaril</u> . L.)	65
4.4.1.	Número de estacas con brotes	65
4.4.2.	Número de brotes por tratamiento	65
4.4.3.	Número de estacas con callo por tratamiento	66
4.5.	Resultados experimentales para Memble (<u>Poeppigia procera</u> . Presl.)	66
4.6.	Resultados experimentales para Gmelina (<u>Gmelina arborea</u> . Roxd.)	66
4.6.1.	Número de estacas con brotes	67
4.6.2.	Número de brotes por tratamiento	67
4.6.3.	Número de estacas con callo por tratamiento	68
4.6.4.	Porcentaje de estacas enraizadas	68
4.7.	Resultados experimentales para Eucalipto (<u>Eucalyptus camaldulensis</u> . L.)	69
4.7.1.	Número de estacas con brotes	69
4.7.2.	Número de brotes por tratamiento	70

4.7.3.	Número de estacas con callo por tratamiento	71
4.7.4.	Porcentaje de estacas enraizadas	71
4.8.	Resultados experimentales para Eucalipto. (<u>Eucalyptus citriodora</u> . Hook.)	72
4.8.1.	Número de estacas con brotes	72
4.8.2.	Número de brotes por tratamiento	72
4.8.3.	Número de estacas con callo por tratamiento.	73
4.9.	Resultados experimentales para Eucalipto. (<u>Eucalyptus deglupta</u> . Blume.)	73
4.9.1.	Número de estacas con brotes	73
4.9.2.	Número de brotes por tratamiento	74
4.9.3.	Número de estacas con callo por tratamiento	74
4.10.	Resultados experimentales para Teca. (<u>Tectona grandis</u> . Linnf.)	75
4.10.1.	Número de estacas con brotes	75
4.10.2.	Número de brotes por tratamiento	75
4.10.3.	Número de estacas con callo por tratamiento	75
5.	DISCUSION	77
5.1.	Brotación de estacas	77
5.2.	Formación de callo	79
5.3.	Enraizamiento de estacas	82
6.	CONCLUSIONES	83

	Página
7. RECOMENDACIONES	89
8. BIBLIOGRAFIA	90
9. ANEXOS	97

INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Tratamientos hormonales utilizados en la propagación asexual de diez especies forestales	49
A.1	Número de estacas con brotes por tratamiento, a los quince y treinta días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	98
A.2	Análisis de varianza para el número de estacas con brotes por tratamiento, a los quince días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	99
A.3	Prueba de Duncan para el número de estacas con brotes por tratamiento, a los quince días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	100
A.4	Análisis de varianza para el número de estacas con brotes por tratamiento a los treinta días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Expe	

	rimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	101
A.5	Prueba de Duncan para el número de estacas con brotes por tratamiento, a los treinta días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	102
A.6	Número de brotes por tratamiento a los quince y treinta días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	103
A.7	Análisis de varianza para el número de brotes por tratamiento, a los quince días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	104
A.8	Prueba de Duncan para el número de brotes por tratamiento, a los quince días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	105

A.9	Análisis de varianza para el número de brotes por tratamiento, a los treinta días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	106
A.10	Prueba de Duncan para el número de brotes por tratamiento, a los treinta días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	107
A.11	Número y porcentaje de estacas con callos formados por tratamiento a los cuarenta y cinco días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	108
A.12	Análisis de varianza para el número de estacas con callos formados por tratamiento, a los cuarenta y cinco días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.	109

A.13	Prueba de Duncan para el número de estacas con callos formados por tratamiento, a los cuarenta y cinco días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	110
A.14	Porcentaje de estacas enraizadas a los cuarenta y cinco días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	111
A.15	Número y longitud promedio de raíces por estaca, a los cuarenta y cinco días de establecido el ensayo, Universidad de El Salvador, Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, 1989.....	112

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1.	Disposición de las ramas en el árbol y división de las ramas.....	46
A.1	Plano de campo por especie forestal y unidad experimental.....	113
A.2	Cámara de propagación.....	113
A.3	Sistema de riego por nebulización y cama de propagación.....	114
A.4	Identificación de unidades experimentales en la cama de propagación.....	114
A.5	Datos registrados de humedad relativa y temperatura ambiental dentro del propagador.....	115

1. INTRODUCCION

Para 1976 se calculó, una destrucción del 42 % del Bosque Húmedo tropical a nivel mundial, estimando este porcentaje en una deforestación de 20 a 50 Ha por minuto. La mayor parte de esta destrucción fue hecha por campesinos de las zonas locales para obtener leña y madera, ocasionando pérdidas de bosques naturales; por lo que es necesario buscar alternativas mediante un desarrollo sostenido que permita obtener a largo plazo los productos forestales necesarios (29).

La identificación y formulación del problema forestal para buscar alternativas de solución se hace difícil por el desconocimiento del medio social, falta de capacidad analítica y posiciones políticas parcializadas (37).

El Salvador a pesar de ser un país con vocación agrícola, presenta una acelerada disminución de sus recursos naturales; debido entre otras causas al mal uso agrológico que se les da a los suelos, al consumo irracional de madera y leña y a la sobre explotación de algunas especies; provocando entre otros efectos la destrucción de las áreas boscosas y la difícil obtención de productos forestales para la población salvadoreña.

La mayoría de especies forestales presentan un crecimiento lento durante las primeras etapas de su desarrollo y un alto grado de heterocigosis por lo cual están expuestas a perder las características deseables al propagarlas por vía sexual. Una alternativa ante este problema es la propagación por estacas, técnica que garantiza la conservación y uniformidad genética y

evita los períodos juveniles largos.

En El Salvador, se ha dado muy poca atención a la propagación vegetativa de especies forestales, habiéndose orientado la investigación al proceso de selección de especies y recolección de semillas, por tal motivo y dada la situación forestal del país se llevó a cabo el presente trabajo con el uso de reguladores de crecimiento teniendo como objetivos: determinar una metodología para la aplicación de hormonas en la propagación vegetativa de especies forestales y mejorar las técnicas ya existentes y determinar a cual de los tratamientos hormonales responden mejor las diferentes especies en estudio.

La investigación se llevó a cabo en la estación experimental y de prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, realizando la propagación con diez especies forestales, bajo condiciones ambientales controladas, este trabajo se efectuó en un período de cuatro meses.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1. Propagación vegetativa.

Una operación de primer orden en las plantas es su multiplicación, la más corriente es la que se lleva a cabo mediante la semilla; pero cuando las plantas no se pueden reproducir por semilla, se recurre con frecuencia a la multiplicación agámica; acodo, estaca e injerto (14).

• La reproducción asexual, es la reproducción empleando partes vegetativas de la planta original, es posible por que cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar la planta entera. La reproducción puede ocurrir mediante la formación de raíces y tallos adventicios o por medio de la unión de partes vegetativas, por injerto. Las estacas, de tallo y los acodos tienen capacidad para formar raíces adventicias y las estacas de raíz pueden regenerar un nuevo sistema de brotes, la hoja puede regenerar tanto nuevas raíces como nuevos tallos. Este tipo de reproducción es importante en plantas que producen semillas no viables, evita períodos juveniles largos, algunas plantas leñosas y ciertas herbáceas perennes, pueden necesitar de cinco a diez años para que inicie la floración y la propagación vegetativa retiene esa capacidad de floración y con ella evita la fase juvenil, control de la forma de crecimiento; durante este período las plantas originadas de semilla no solo producen flores y frutos, sino que a menudo muestran características morfológicas diferentes, que se pueden evitar propagando la forma adulta por medio vegetativos. La propa

gación en masa por medios vegetativos no es más económica que la propagación comparable por semilla, pero su empleo se justifica por la superioridad y uniformidad de clones específicos (21).

2.1.1. Propagación por estacas.

La forma más segura de reproducir las buenas características de una planta, es por medio de la reproducción asexual, uno de cuyos métodos es por medio de la multiplicación por estacas (10).

Por este tipo de propagación, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja y se denomina estaca de tallo, raíz u hoja respectivamente; después de lo cual esa porción se coloca en ciertas condiciones favorables y se induce a que forme raíz y tallo, obteniéndose así con ello una nueva planta independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre. Las estacas, son el medio más importante para la propagación de arbustos ornamentales, propagación comercial en invernaderos de cultivos florales y comúnmente en la propagación de diversas especies frutales. En especies que se pueden propagar con facilidad por estaca, este método tiene numerosas ventajas; de unas cuantas plantas madres es posible iniciar nuevas plantas en un espacio limitado, es económico, rápido y simple, no requiere técnicas especiales de injerto, se obtiene una mayor uniformidad por la ausencia de variaciones que en ocasiones aparecen en las plantas injertadas resultantes de la variación en los patrones provenientes de semillas, la

planta madre por lo general se reproduce exactamente sin cambio genético; también posee desventajas; en ocasiones es necesario usar patrones resistentes a algunas condiciones adversas del suelo o parásitos que se hospedan en el mismo, puede ser necesario usar patrones achaparrados y vigorisantes, hay mayor posibilidad de propagar patógenos (21).

2.1.2. Desarrollo anatómico de raíces en estacas de tallo.

Weaver (52), menciona que en las plantas perennes leñosas, donde se encuentran presentes una o más capas de floema y xilema secundario, las raíces adventicias en las estacas de tallo se originan generalmente en el tejido de floema secundario joven, aunque también pueden originarse de otros tejidos como el cambium, radios vasculares o la médula.

De acuerdo a investigaciones se ha generalizado que la formación de callos y producción de raíces son dos procesos independientes, sin embargo los dos son usualmente colaterales, la producción de raíces y callos son influenciados por condiciones dentro de la estaca y externa de ella; las raíces adventicias pueden ser producidas de tejido calloso, bajo óptimas condiciones ambientales, pero sólo de viejas células callosas suberizadas. El tejido calloso en las plantas puede ser el resultado de la actividad de varios tejidos, aunque el cambium es el que origina la producción de tejido calloso, el origen también puede ocurrir en otras células vivas del floema, xilema y felógenos, aunque los tejidos callosos en esas regiones son bastante homólogos. Tres

a cuatro semanas después de sembrada la estaca, generalmente a la tercera ya ha cicatrizado la herida, quedando aparentemente bien, llamando a eso formación de callo (32). Según Hurtado y Merino (25), algunos callos son masas celulares compactas y duras, las células están íntimamente unidas, mientras otras forman tejido esponjoso con una gran cantidad de espacios intercelulares. La coloración de este tejido también varía, aun derivando de la misma especie, se pueden presentar callos que carecen de pigmentación, mientras otros pueden presentar diferentes tonos de verde, amarillo, café o rojo; el tipo y grado de pigmentación está marcadamente influenciado por los factores nutricionales y ambientales y se manifiesta por la presencia de clorofila, carotenos y antocianinas.

2.2. Reguladores de crecimiento.

En la actualidad los reguladores de crecimiento (fitohormonas), son utilizados en diversos campos de la agronomía; para combate de malas hierbas, desarrollo de frutos, defoliación, propagación vegetativa y control del tamaño de las plantas. Actualmente existen dos grupos de reguladores de crecimiento: Los reguladores naturales que se encuentran en los vegetales y los reguladores sintéticos (19).

2.2.1. Reguladores naturales.

Duhamel de Monceau en 1758, citado por Weaver (52), concluye, a partir de sus experimentos que la savia puede desplazarse en un sentido ascendente y otra en sentido descendente y supuso que la savia descendente se originaba en las

hojas y descendía para controlar la nutrición de las raíces. Más de un siglo después, Sachs en 1880-1882, citado por Weaver (52), revisó la teoría de Duhamel du Monceau y concluyó que habían compuestos formadores de raíces y otras sustancias que se desplazaban en diferentes sentidos por la planta.

Nielsen en 1928, citado por Weaver (52), mencionó que podría esperarse que las auxinas se hubieran aislado por primera vez a partir de coleóptilos de avena, debido a los primeros trabajos realizados por ellos; sin embargo, las cantidades de auxinas presentes en estos coleóptilos son de masiado pequeñas.

Went en 1928, mencionado por Weaver (52), logró el desarrollo de la prueba de curvatura de la avena, con lo cual hizo posible los trabajos cuantitativos en relación con las auxinas, estimulando los estudios encaminados a lograr su aislamiento e identificación.

Los primeros que demostraron que las auxinas estimulaban la formación de raíces fueron Thimann y Went en 1934, referidos por Weaver (52).

La auxina fue descubierta como una hormona que actúa regulando el alargamiento celular y pronto se encontró que produce una gran variedad de efectos; la división celular y la estimulación en la formación de raíces adventicias, siendo este último de gran importancia en la propagación de especies por estaca (21,44). En algunos casos la auxina actúa como estimulante en el crecimiento de las plantas a ba-

jas concentraciones y en otros casos como inhibidor a altas concentraciones, y en un tercer caso interactuando con -- otros fitorreguladores naturales produciendo otros fenómenos diferentes a los anteriores (11,47).

La auxina es sintetizada por la planta en las células del meristemo apical del talluelo, tallo y ramas, y en las yemas rameales, promoviendo el crecimiento de estas en las plantas superiores (44,47). Deblin (11), menciona que generalmente la producción de auxinas en la planta está centralizada en el extremo del brote y particularmente en las hojas jóvenes y que las máximas concentraciones se localizan en el ápice del tallo y disminuyen a medida se aleja de éste. Pero según Bastin (2), los centros de síntesis más activos aparecen en la yema terminal y en las hojas que no han terminado aun su crecimiento; se cree que se ha producido también, en menor cantidad, en las distintas partes de la planta para ser utilizada localmente. En la planta adulta, la síntesis más abundante de auxina tiene lugar en el tallo (cambium) muy por debajo de la yema terminal, donde el crecimiento es sumamente lento (presencia de inhibidores).

Según Rojas (47), en las plantas se han identificado las siguientes auxinas naturales; Indolacetaldehído (en plantas etioladas); ácido indolpirúvico (IPA, en semillas de maíz, hojas y raíces); indolacetonitrilo (en la col); indoletanol (en plántulas de pepino), y desde luego, el ácido indol acético(AIA), encontrado de manera general en todas las especies y del cual, las otras auxinas se conside -

ran derivadas o precursores.

Las plantas sintetizan el ácido indol acético (AIA) a partir del aminoácido triptófano y se supone que existen tres vías de síntesis; la vía del ácido indolpirúvico que es la vía principal de síntesis, la vía de la triptamina, y la vía del indolacetaldoxina que se presenta sobre todo en el género Brassica sp. (repollo y cole). Las vías del ácido indol pirúvico y de la triptamina coexisten en las plantas, pero la vía de la triptamina es menos importante (19, 47).

En la planta, la auxina no se acumula indefinidamente, su concentración está regulada por unas enzimas peroxidadas, las cuales en presencia del oxígeno producen su oxidación (19). La auxina puede encontrarse en la planta en forma libre y combinada, que son dos formas activas que constituyen probablemente distintos complejos protéicos (11,44,47).

En la mayor parte de los tejidos que se han investigado hasta ahora, es mayor la cantidad de auxinas bajo formas inactivas que las auxinas libres; estas últimas, rara vez constituyen más de un diez por ciento de las auxinas potencialmente disponibles (35).

Según Rojas (47), la auxina es transportada en forma basipetal por difusión a través de las células al principio de su desarrollo o por el floema en plantas ya desarrolla - das.

Aparentemente cada célula pasa la auxina recibida a la próxima célula ubicada en la superficie inferior, entonces

el ácido indol acético(AIA) es llevado de la alta a la baja superficie con un poco de cambio en la concentración en el centro de la sección donde está la mayoría de tejidos (3).

2.2.2. Reguladores sintéticos.

El objeto de tratar estacas con sustancias reguladoras del crecimiento tipo auxina (Hormonas), es de aumentar el porcentaje de estacas que formen raíces, acelerar la formación de ellas, aumentar el número y calidad de las raíces producidas y aumentar la uniformidad de enraizamiento (21). Parece ser que no cualquier hormona puede convenir a todas las plantas sino que se debe hacer una selección; pero no siempre es fácil ya que aparte de éstas, intervienen otros factores al mismo tiempo (17).

Actualmente se reconocen siete tipos de reguladores de crecimiento: Auxinas, Giberilinas, Citoquininas, Etileno, Acido abscísico, Inhibidores y Poliaminas (19).

Entre las sustancias auxínicas de síntesis experimentadas han tomado importancia tres en lo concerniente al enraizamiento: El ácido β indol acético (AIA), el ácido β indol butírico (AIB), y el ácido naftalen acético (ANA) (17).

El ácido indol acético(AIA) es poco estable y se descompone espontáneamente a la luz en pocos días, especialmente si el pH es superior a 5 y en presencia de oxígeno (19).

Según Ray (44), no solo la auxina del ácido indol acético ejerce actividad sobre la planta si no una considerable variedad de sustancias químicas sintéticas con estructura semejante, que aunque no son de ocurrencia natural, resul -

tan más efectivos para la formación de raíces que el ácido indol acético de ocurrencia natural (21).

Guevara (19), menciona que se pueden producir grandes cantidades de ácido indol acético (AIA), pero se tiene el inconveniente que se degrada con la luz, por ello se han buscado compuestos más estables, los más usados son los compuestos indólicos como; Acido indol butírico (AIB), y el ácido naftalenacético (ANA), que son compuestos de dos a cinco veces más potentes que el ácido indol acético (AIA); ácidos fenoxiacéticos y derivados como; ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D), 2,4,5-triclorofenoxiacético (2,4,5-T), ácido metil cloro fenoxiacético (MCPA), y el ácido tricloropicolínico (PICLORAN).

El ácido indol butírico (AIB) es el más estable y menos soluble, su molécula se mueve muy lentamente en los diferentes tejidos de la planta y por eso queda más tiempo en el punto de aplicación siendo su acción localizada; el ácido naftalenacético (ANA), tiene las mismas observaciones que el ácido indol butírico (AIB), no obstante su uso es más delicado porque el margen entre el umbral de su actividad y el umbral de su toxicidad es muy pequeño, en ciertos casos mejor se prefiere su amida la alfa naftilacetamida o el alfa naftilglicinato de potasio, que son dos sustancias menos tóxicas y su empleo es más flexible (17).

Muchos compuestos fenólicos promueven la formación de raíces como el ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D), no obstante que es potente y se desplaza fácilmente, inhibe el

desarrollo de los brotes cuando se utiliza mucho producto. Se ha demostrado que otros productos como el 2,4,5-Tricloro fenoxiacético (2,4,5-T), el 2,4,5-Triclorofenoxipropiónico (2,4,5-TP), el 2,4-diclorofenoxibutírico (2,4-DB), producen buen enraizamiento sin dañar los brotes, si se utilizan en concentraciones bajas; desgraciadamente, la gama de eficiencia de estos compuestos es muy estrecha (52).

Los efectos auxínicos del ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) no son exactamente los mismos que los de la auxina verdadera; los fenómenos, como la formación de raíces, tumores y la inhibición del crecimiento de brotes, son más acentuados con el ácido 2,4-Diclorofenoxiacético (2,4-D) que el alargamiento celular, mientras que este último fenómeno es el más importante en la presencia de la auxina verdadera (18).

El efecto de las auxinas, lo demuestran los resultados en algunos ensayos realizados que cita Oden y Carpenter (39), quienes mencionan que el período de enraizamiento en claveles parece ser que está asociado con la escasez y el apareamiento de auxinas y que la aplicación de productos hormonales responden al incremento de raíces más rápidamente.

✓ Sánchez (49), determinó que el ácido naftalenacético (ANA), a una concentración de 50 partes por millón (ppm), da mejores resultados en la formación y longitud de raíces en estacas de Ixora, que las concentraciones de 0,0 ppm, 10,0 ppm, 15,0 ppm, 20,0 ppm y 25,0 ppm.

McGuire, Luke y Shutak (38), ensayando sobre el efecto

de aplicaciones foliares de ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estacas en plantas ornamentales obtuvieron que no hubo diferencias significativas en la formación de raíces de las estacas con inmersión foliar de ácido indolbutírico (AIB) al 1% en 50% de ethanol por 10 segundos, la inmersión basal rociada al 1% de ácido indolbutírico (AIB) en 50% de ethanol por 10 segundos y el rocío foliar de ácido indolbutírico (AIB) al 1% de ethanol por 10 segundos.

Salazar y Becerril (43), establecieron que la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) mejoró tanto cuantitativamente como cualitativamente el enraizamiento en estacas de manzano y que los niveles de auxinas utilizados de 2 000, 2 500 y 3 000 partes por millón (ppm), propiciaron un mejor enraizamiento siendo estadísticamente similares entre sí y superiores al testigo.

Rojas Pineda (46), determinó que las estacas de manzano tratadas con ácido indolacético (AIA), enraizaron en un porcentaje menor que las estacas tratadas con Rootone, las cuales produjeron grados de enraizamiento similares al testigo, después de cinco meses de observación. Buschting (4), trabajando con estacas de café y utilizando como tratamientos orina de vaca, Rootone y el ácido indolacético (AIA), obtuvo los mejores resultados con orina de vaca y Rootone, los cuales fueron superiores al ácido indolacético (AIA) el cual no mostró diferencias con el testigo.

Meredith, Joiner y Biggs (34), trabajando en Feijoa collovia, planta tropical de difícil enraizamiento perte-

neciente a la familia Myrtaceae, determinaron que aplicando Kinetina 0,0 , 0,01 , 0,1 y 1,0 mg por litro y el ácido indol acético (AIA) a 0,0 , 0,7 , 7,0 / 70,0 mg por litro observaron que se incrementa el enraizamiento de las estacas.

Jacob y Opeke (26), realizaron dos experimentos con clones de cacao, utilizando cuatro hormonas, ácido indol acético (AIA), ácido ascórbico (AA), ácido naftoxiacético (NA) y ácido indol butírico (AIB), en concentraciones de 0,5% en 50% de alcohol y agua destilada como testigo, determinando que no hubo diferencia significativa entre el efecto de las hormonas y el testigo en el enraizamiento de los clones de cacao.

Helfenberger (22), estimuló la formación de raíces en estacas de cacao de los clones UF 613 y UF 667, sumergiendo las bases de las estacas por tres segundos en soluciones de ácido giberélico (AG_3), con 10, 25, 75 y 250 partes por millón (ppm) los mejores resultados los obtuvo con el clon UF 613 que dió un porcentaje de enraizamiento de 80% con una solución de 10 ppm, determinando que las concentraciones más elevadas tiendan a reducir el porcentaje de enraizamiento. Estos resultados se compararon favorablemente con aquellos obtenidos en las estacas tratadas con la hormona común que actualmente se usa ácido indol butírico (AIB) a 8 ppm , con la aplicación del ácido giberélico (AG_3) a la base de las estacas de cacao para provocar la formación de

raíces es efectiva, pero este método no ofrece ninguna ventaja sobre el uso del ácido indol butírico o cualquier otra hormona actualmente en uso, ya que estos últimos productos son más baratos y más fáciles para almacenar que el ácido giberélico (AG₃).

Purushotham, Sulladmath y Vishueshwara (43), usando tratamientos precondicionados como la decoloración y el anillado para enraizar estacas de retoños en café (Coffea arabica), determinaron que las estacas de retoños precondicionados registraron un alto porcentaje de enraizamiento, cuando el ácido indol butírico (AIB) a 5 000 partes por millón (ppm) se dió como un tratamiento de preplantación (60,65%). El número de raíces primarias y sus longitudes se incrementaron significativamente con el anillado y decoloración de las estacas de retoños. El anillado más la decoloración de las estacas de chupones tratado con ácido indol butírico (AIB) a 1 000 partes por millón (ppm) plantadas durante abril registraron el más alto porcentaje de producción de raíces (70,30%) y un buen desarrollo para enraizar.

Campinhos e Ikenori (6), enraizando diferentes especies de Eucalipto (Eucalyptus sp.) tratadas con ácido indol butírico (AIB) diluído en talco a 0,6% de concentración determinaron que es necesario cubrir con una pantalla de polietileno con filtros alrededor del 50% de luz solar; es necesario equipar con un sistema automático de riego nebulizado para nebulizar constantemente las hojas. Después de un período de 25 días en el interior de la casa sombreada, las estacas

desarrollaron raíces y están listas para ser fertilizadas, utilizando 3 Kg de NPK (5-17-3) mezclado y diluido en 100 litros de agua para 15 000 estacas. Después de 35 días en la casa sombreada: las estacas enraizadas son transportadas a un área abierta donde son fertilizadas por segunda vez a los 45 días, las estacas enraizadas son separadas por tamaño en tres grupos donde se quedan hasta estar listas para ser plantadas las estacas enraizadas son entonces colocadas en cajas plásticas llenas y transportadas al campo.

2.3. Métodos de aplicación.

Existen muchos métodos para aplicar cantidades suficientes de reguladores de crecimiento a las estacas de tallo; no obstante los únicos tres métodos que en la actualidad han llegado a utilizarse amplia y prácticamente son: la inmersión rápida, el remojo prolongado y el espolvoreo (52).

2.3.1. Método de inmersión rápida.

En soluciones de alta concentración de hormonas, se practica la inmersión rápida de 3, 5 ó 10 segundos (17). Para este método, se prepara una solución concentrada de la sustancia estimuladora del enraizamiento que puede variar de 500 a 10 000 partes por millón (ppm) en alcohol al 50% (21). ok

Los extremos basales de las estacas se sumergen en la solución concentrada del producto químico de modo que sus bases estén cubiertas con la solución hasta una profundidad de aproximadamente 3 cm (17,36). Este método tiene la ventaja de requerir menos equipo en el remojo, la cantidad de auxina aplicada por unidad de superficie en la base de las ✓

estacas es constante y depende menos de las condiciones externas, que en el caso de otros métodos (21).

2.3.2. Método de remojo prolongado.

En este método se prepara una solución madre concentrada de auxina con alcohol al 95% que luego se diluye en agua destilada para obtener la dosis deseada (52). Las concentraciones que se usan varían de unas 20 partes por millón (ppm) para especies de enraizamiento fácil a unas 200 ppm para aquellas especies difíciles de enraizar; las estacas se remojan durante 24 horas en la solución diluida y durante este período las estacas deben mantenerse alrededor de 20°C (21). Este método presenta la desventaja de que la cantidad de sustancia absorbida por las estacas depende en cierta parte de las condiciones que circunden este período (21,52).

2.3.3. Método de espolvoreo.

En este método la base de la estaca se trata con una hormona del crecimiento mezclada con un portador (polvo fino inerte que puede ser arcilla o talco) (52). La materia que constituye el polvo de dilución puede tener un papel importante por sus propiedades físicas que favorecen más o menos la penetración de las hormonas en los tejidos tratados (17). En este método pueden surgir dificultades para obtener resultados uniformes, debido a la variabilidad en las cantidades de material que se adhiere a las estacas (52).

2.4. Condiciones básicas para el enraizado de esquejes de tallo.

2.4.1. Condiciones del material vegetativo.

2.4.1.1. Características del árbol plus.

En plantas de difícil enraizamiento, la edad de éstas, así como el tipo de material seleccionado para obtener las estacas, debe tomarse de plantas juveniles, ya que forman raíces con mayor facilidad, comparadas con las obtenidas de árboles viejos. Existe evidencia de que la nutrición de la planta ejerce influencia sobre el desarrollo de raíces, así como también el estado fisiológico de la planta y el contenido adecuado de carbohidratos (21).

Van Overbeek y asociados, citados por Fiester (12), compararon la capacidad de enraizamiento de estacas de árboles de uno, seis y doce años, observando que las estacas de plantas de un año enraizaron casi el 100%, decreciendo el enraizamiento de las estacas de árboles de seis años alrededor del 45%, mientras que el material tomado de árboles de doce años, enraizó esporádicamente.

2.4.1.2. Características de los esquejes.

Rodríguez, Castaneda y Gallardo (45), determinaron que las estacas jóvenes se comportaron mejor que las maduras, con relación al número de esbozos radiculares en Eucalyptus camaldulensis, Eucalyptus alba y Cedrela odorata.

Garrido y Ortega (16), enraizando estacas de tres niveles de la rama del árbol, parte apical, media y basal, encontraron que las estacas tomadas de la parte basal fueron mejores, resultando estadísticamente iguales

las estacas medias y apicales. Esto se explica desde el punto de vista fisiológico ya que en las estacas basales existe un mayor contenido de carbohidratos esenciales para la formación de raíces (16,23).

Según Pérez A. (42), el método práctico de seleccionar el material más adecuado para estacas, en cuanto se refiere a carbohidratos, puede ser determinado por la firmeza del tallo. Aquellos que tienen una pobre concentración de carbohidratos son suaves y flexibles, mientras que los ricos en carbohidratos son firmes y rígidos y al doblarlos se rompen más bien cuando se flexionan; sin embargo, esa firmeza de los tejidos puede ser confundida con la firmeza debido a la madurez de los tejidos ocasionada por el engrosamiento y la lignificación de las paredes celulares. El método científico a base de Iodo (I), es más exacto; se determina por este método la cantidad de almidón que contiene el material de propagación; los extremos recién cortados de las estacas se sumergen por un minuto en Ioduro de potasio (IK) al 0,2%; las estacas con mayor contenido de almidón, se pondrán más oscuras que las estacas bajas en contenido de almidón, permitiendo hacer una clasificación más gruesa de las estacas, ricas, medianas y pobres en carbohidratos.

Hernández y Musalen (23), determinaron que el número de yemas que tengan las estacas es importante para el éxito del enraizado; experimentando estacas con cin-

co, cuatro y tres yemas variando la longitud hasta 12 cm como máximo, determinaron un mayor rendimiento en las estacas con cinco yemas que en las de cuatro y tres yemas. La longitud de las estacas de madera dura puede ser muy variable de 10 a 75 cm, teniendo cuando menos dos nudos y el diámetro variando desde 0,6 hasta 2,5 cm y a veces hasta 5 cm (21,42). Según Panetsos (40), es recomendable diámetros de 12 a 20 mm en las estacas, usando longitudes uniformes. Al variar la longitud y número de yemas en las estacas también varía la cantidad de carbohidratos y auxinas presentes en estas (23). Rojas (46), determinó que el porcentaje de enraizamiento aumenta a medida se aumenta la longitud de la estaca y por lo tanto las estacas de mayor longitud alcanzan un mayor porcentaje de enraizamiento.

El corte ordinario basal de la estaca se efectúa bajo de un nudo y el corte superior de 1,5 a 3,0 cm arriba del otro nudo; sin embargo al propagar estacas con entre nudos cortos, por lo general no se toma en cuenta la posición del corte basal, ya que la zona de encaillamiento y enraizamiento están muy cerca una de otra por la posición de los nudos (42). Según Arcila y Valencia (1), el tipo de corte basal en la estaca debe ser horizontal.

2.4.1.3. Cofactores de enraizamiento.

Según Weaver (52), el buen enraizamiento depende de la presencia en la estaca de cierto número de cofacto -

res que permiten que la estaca enraice; la fuente de estos cofactores son por lo general las hojas, que producen sustancias como materiales nitrogenados y azúcares, de ahí que la pérdida de las hojas de las estacas reduce considerablemente las posibilidades de enraizamiento; en algunas, las estacas gruesas que almacenan muchos materiales de reserva no requieren hojas para enraizar, lo que indica que ya están presentes en la madera suficientes cofactores que estimulan la iniciación de raíces.

Lee, McGuire y Kitchin (30), trabajando en los niveles de endógenos promotores y sustancias inhibitorias del enraizamiento en tres clones de Rhododendron sp. durante los meses de julio, septiembre y noviembre; determinaron la presencia de cuatro cofactores en los tejidos de hojas y tallo analizados por cromatografía y concluyeron que las diferencias en el enraizamiento responden a la variación en los niveles de los cofactores y que la actividad promotora de estos se incrementa en todos los tejidos en septiembre y decrece después de noviembre a los niveles de julio, ya que en julio hay establecimiento de inhibidores que desaparecen en septiembre y reaparecen en noviembre.

2.5. Condiciones del medio ambiente.

2.5.1. Temperatura.

Según Hartmann (21), para el enraizamiento de estacas de la mayoría de especies son satisfactorias temperaturas

diurnas de 21° a 27°C, con temperaturas nocturnas de 15°C, ya que las temperaturas del aire elevadas en exceso tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces. Idealmente la temperatura del aire debe ser 5° a 10°C más baja que la temperatura de enraizamiento (28).

2.5.2. Humedad relativa.

Fiester (12), considera que la cantidad de humedad que la estaca absorbe a través del corte es muy limitada, por lo cual es necesario mantener una atmósfera saturada para asegurar la vida de las estacas. Según Hartmann (21), en especies de enraizamiento más lento las pérdidas de agua deben reducirse a una tasa muy baja para mantener viva la estaca hasta que formen raíces.

Michell y Livingston (36), afirman que es necesario mantener una humedad relativa controlada entre 75 y 95%.

2.5.3. Luminosidad.

Según Hartmann (21), la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis, ya que en el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de raíces.

Cuculiza, citado por García (15), menciona que con poca luz la emisión de raíces se realiza antes que las hojas; además disminuye la evaporación de agua de constitución que llevan las estacas, evitando así su desecación; la falta de luz no debe ser exagerada, pues no se realizaría la función

fotosintética; para la normal realización de esta función, se debe dar, cuando menos un 30% de luz a las estacas, cuidando que la luz no eleve la temperatura óptima.

Los efectos de la luz en el enraizamiento pueden deberse a la intensidad (irradiancia), al foto período (longitud del día) y la calidad de la luz (21).

Según Leakey (28), la intensidad de la luz afecta marcadamente la habilidad en el enraizamiento de Triplochiton scleroxylon y que estos factores son probablemente responsables sobre muchas de las variaciones en la habilidad del enraizamiento, la cual no puede ser atribuida a la longitud de la estaca.

Hansen, Stromquist y Ericsson (20), sometiendo a diferentes niveles de irradiancia estacas de pino silvestre determinando que el proceso de enraizamiento estuvo más influenciado por el nivel de irradiancia durante el establecimiento de las estacas que por la irradiancia durante el período de formación de raíces y que los diferentes niveles de irradiancia producen diferencias en el contenido de carbohidratos de las estacas plantadas y que dichas diferencias pueden persistir durante los primeros 30 días del período de enraizamiento.

Experimentando el enraizamiento de estacas de cacao bajo polietileno con poca o no irrigación, durante todo el período de enraizamiento, se determinó que el problema principal que debe evitarse es el efecto de la intensidad de la luz que parece afectar marcadamente los resultados del enraizamiento (5).

2.6. Medio de enraizamiento.

Según Hartmann (21), las estacas de muchas especies de plantas enraizan con facilidad en una gran diversidad de medios, pero en aquellas que lo hacen con dificultad tiene gran influencia el tipo de medio de enraice que se use, no solamente por el porcentaje de estacas enraizadas sino por la calidad del sistema radical formado.

Para el enraizamiento de estacas se utilizan diversos materiales como: suelo, arena, musgo turboso, musgo esfagíneo desmenuzado, vermiculita, perlita, piedra pómez, escoria volcánica pulverizada, bloques de material sintético y agua (21).

Cottingham, citado por Fiester (12), enraizando estacas de café obtuvo buenos resultados con un medio compuesto de 50% de pergamino (hulls) de café y 50% de arena limpia. Fernie, citado por Fiester (12), en ensayos estadísticamente analizados mostró que el musgo no descompuesto fue el más eficiente que se había usado. La fibra de coco ofrece posibilidades, pero las estacas de café requieren más tiempo para enraizar. La tierra orgánica fue recomendada sólo cuando otros materiales no estaban disponibles.

Para Ríos, citado por Buschting (4), los medios enraizantes más efectivos en Guatemala fueron la arena de río y la tierra orgánica. Según Hartmann (21), la arena es un medio de enraizamiento satisfactorio, sin embargo, es muy pesada y no retiene la humedad como la hacen los otros medios, necesitando riegos más frecuentes. Sin embargo, para Rojas (46), la arena de río como medio de enraizamiento es adecuado, ya que tiene buen dre-

naje y no contribuye con problemas de pudrición de estacas, así mismo el uso de madera forrada con plástico es esencial para evitar el efecto de heladas. Leakey y Longman (29), mencionan que en la base del propagador debe colocarse capas sucesivas de piedra, grava y arena gruesa o colocar encima como medio de enraizamiento partes iguales de aserrín podrido y arena gruesa.

Arcila y Valencia (1), determinaron que el mejor medio de enraizamiento en condiciones del Centro Nacional de Investigaciones de Café (CENICAFE), fue el cisco de café, previa descomposición durante un mes a la intemperie, pues permitió obtener porcentajes de enraizamiento en estacas de café de 60-70% en dos meses y entre 80 y 90% en tres meses.

Hernández y Musalem (23), en ensayos estadísticamente analizados, la arena de río y una mezcla de suelo de vivero y arena de río en partes iguales, resultaron ser mejor sustrato que la tierra de monte y el suelo de vivero. Sin embargo, el comportamiento del sustrato de arraigo, parece depender de las condiciones ambientales de cada año en particular, de la temperatura.

Según Salazar y Becerril (48), la temperatura de 22°C en la base de las estacas es adecuado para el enraizamiento; debe procurarse que la temperatura ambiental no supere a la del sustrato, manteniéndose así una condición de temperatura que favorece una mayor actividad en la parte basal de las estacas, permitiendo, la formación de raíces antes de que se inicie la brotación de las yemas en la parte aérea.

En general debe tratarse de que la temperatura del medio sea unos 5°C superior a la del aire (27).

Guiscafre Arrillaga y Gómez, citados por Fiester (12), determinaron que un calor de fondo de 9°F (5°C) a 12,5°F (7°C) sobre la temperatura del aire, no tenía efecto en inducir la formación de raíces, pero un fondo cálido de 95°F (35°C) probó más tarde ser altamente benéfico.

Según Pérez A. (42), en cajas de vidrio de propagación de - ben colocarse termómetros insertados en el medio de enraice hasta la base del nivel de las estacas debiendo observarse con frecuencia especialmente al principio. Es conveniente una temperatura de 65°F (18,33°C) a 75°F (29°C); las temperaturas muy altas en el medio de enraice, aún por períodos cortos, puede ocasionar la muerte de las estacas. La formación de callos es producto de un porcentaje proporcional a la temperatura, a 60°F (16°C), la callosidad es más rápida que a 40°F (4,5°C) (32). Se considera que un medio de enraizamiento ideal debe proporcionar: suficiente porosidad para permitir una buena aireación en la base de las estacas, mantener las estacas en su lugar durante el período de enraizamiento, proporcionar humedad a las estacas, permanecer bien drenados, estar libre de patógenos y tener un pH cercano a la neutralidad (21).

2.7. Propagador.

Se entiende por propagador a la construcción especial en la cual se ponen a enraizar las estacas de cualquier planta (10). La infraestructura del propagador tiene muchas ventajas: las temperaturas interiores pueden ser controladas más fácilmente, la humedad y la ventilación pueden ser controladas fácil y satisfactoriamente, además el calentamiento de la cama por medios

artificiales de calefacción es más económico (32).

Sheesman y Spencer, citados por Fiester (12), sentaron las bases de los requisitos de un buen propagador, sus experimentos sugieren que si a una especie dada se le mantiene viva por un tiempo suficientemente largo, termina por enraizar. El problema más importante es el balance hídrico, para llenar completamente este requisito ellos recomendaron y descubrieron el propagador llamado ICTA (Imperial College of Tropical Agriculture), este diseño de propagar básico es usado en la mayoría de las instalaciones donde se deseaba enraizar estacas de madera blanda. Guiscafre Arrillaga, citado por Fiester (12), encontró que el propagador ICTA, era inconsistente en sus resultados, el indujo un mayor enraizamiento instalando boquillas asperjadoras ordinarias en el propagador, para producir una neblina sobre las estacas, desde las 9 am a 3 pm, el mismo además notó que una combinación de 50% de sombra alta y el continuo goteo de agua sobre el vidrio que cubría los propagadores, mantuvo baja la temperatura y alta la humedad relativa.

Según Dennys (10), hay varios tipos de propagadores, pero los más usados en Cacao son: el propagador "TURRIALBA NO. 2", diseñado para agricultores que no están en condiciones de hacer una fuerte inversión en una estructura permanente; está hecho de madera con tapadera de tela, su medio enraizador es aserrín. Otros tipos de propagadores más costosos son el "TURRIALBA No. 3" y el TRINIDAD, que son de carácter permanente y están contruidos de hormigón. Un propagador que se está usando bastante por su fácil construcción es el de F050, es un agujero poco pro

fundo tapado con tela y humedecido por medio de un rociador; pero de todos los propagadores el tipo más sencillo es quizás el de la "envoltura plástica de polietileno", en este, las estacas colocadas en un medio adecuado de humedad y sombra son cubiertas por una tela de polietileno que descansa directamente sobre ellas.

Según Leakey y Longman (29), la armazón del propagador debe taparse herméticamente para lograr una humedad alta, y las hojas deben rociarse con agua, de ser preferible con neblina fina semejante al rocío de las bombas de mochila.

Pérez A. (42), menciona que la temperatura debe controlarse con todo cuidado; las estructuras cubiertas con vidrio y expuestas al sol por unas pocas horas alcanzan temperaturas excesivamente altas y dañinas debido al calor que se acumula bajo el vidrio, dichas estructuras deben protegerse siempre con sombras de telas, encalado del vidrio o algún otro método para reducir la intensidad de la luz.

Para Mitchell y Livingston (36), en cajas de propagación con la parte superior o los lados de algún material traslúcido, es posible lograr temperaturas controladas de 18° a 21°C en el ambiente.

2.8. Características de las especies forestales ensayadas.

2.8.1. Ronron.

Nombre científico : Astronium graveolens. Jacq.

Sinónimos : Astronium fraxinifolium. Sehoff.

Astronium conzattii. Blake.

Nombre común : Ronron (Centro América); Gateado.

palo de culebra, jobillo, zongolica (México); ciruelo, jobillo, quesillo (Guatemala); ciruelillo, frijolillo, masicaran, palo obrero (Honduras); come negro (Costa Rica); concola alves (Brasil); gonzalo alves, Kingwood, zedrawood (Comercio Inglés); glassy wood, palo mulato (Belice) (41).

Familia : Anacardiaceae (50,53).

Características Principales:

Es un árbol mediano a grande, caducifolio que alcanza una altura de 24 m y un diámetro de 82 cm que se ramifica desde abajo o alto en el tallo. La corteza es matizada de colores gris claro, gris oscuro o blancuzco, la corteza interior es de color blancuzco a canelo, de sabor ligeramente dulce y astringente. Las hojas son alternas imparipinnadas, las láminas son lampiñas de forma lanceolada o aovada, con borde aserrado, el ápice es punta larga y la base es obtusa o redondeada y desigual, el haz es verde oscuro y el envés verde oscuro mate, al estrujar las hojas estas despiden un olor aromático semejante a menta (50,53).

Los grupos florales son panículas terminales y laterales, ramificadas, con flores pequeñas amarillentas; las flores masculinas y femeninas están en distintos árboles o hay algunas flores bisexuales. El fruto es una drupa de forma oblonga, puntiagudos en ambos extremos, tiene una sola semilla (53).

Habitat : El Ronron es un árbol común, encontrado a menudo en laderas de colinas cerca del nivel del mar (53).

Distribución : Del Sur de México a Colombia, Venezuela y Brasil (53).

Usos : La madera es dura, muy pesada con un peso específico (P.E. = 0,85 a 1,11), fuerte, de textura mediana y veta recta o a menudo con veta ondulada y atractiva, toma un buen pulimento y es muy durable; la albura de la madera es de color blanco grisaseo y el duramen varía en color café a rojo con rayos oscuros; en El Salvador la madera se ha utilizado en durmientes, carretas y ebanistería. En otros lugares se ha utilizado en muebles finos, chapas decorativas, construcción, tacos de billar y objetos torneados y tallados (53). Las hojas y la corteza son astringentes usados en la bronquitis, tuberculosis y úlceras (41).

2.8.2. Caoba.

Nombre científico : Swietenia humilis. Zucc.

Sinónimo : Swietenia cinhata.

Nombre común : Caoba (España); cobano (México); Mahogany (Inglés).

Familia : Meliaceae (27,51,53).

Características principales:

Es un árbol mediano, caducifolio, con altura de 24 m y diámetro de 50 cm, se ramifica desde el medio a lo alto del tallo y tiene una copa irregular, la corteza es color plateada a negrusca dividida por grietas profundas verticales y horizontales que forman placas delgadas, la corteza interior es de color rojo cafésoso está compuesta de capas, y tiene olor leve a menta y sabor amargo. Las hojas son al-

ternas paripinnadas, las láminas son lampiñas, de forma lanceolada a ovada, de borde liso, el ápice es de punta larga, angosta y la base obtusa a redondeada y desigual, el haz es verde oscuro lustroso, con venas blancuzcas y el envés es verde claro (51,53).

Los grupos florales son panículas ramificadas con flores fragantes de color amarillo verdoso y los frutos son cápsulas leñosas color café pálido a blancuzco, en forma de huevo. Este árbol florece de Febrero a Abril y fructifica de Julio a Mayo (51,53).

Habitat : Es un árbol común y se encuentra a menudo en lomas, con elevaciones de 0 a 400 msnm (53).

Distribución : De México a Nicaragua y posiblemente Costa Rica principalmente la costa del pacífico (41,53).

Usos : La madera tiene albura amarilla y duramen gradualmente rojizo o café, su peso varía según el sitio donde crecen los árboles, peso específico (P.E = 0,4 a 0,85). Es de textura fina a mediana y de veta recta a entrelazada. En El Salvador se emplea en muebles, ebanistería, instrumentos musicales y construcción interior (53).

2.8.3. Cedro.

Nombre científico : Cedrela odorata. L.

Sinónimo : Cedrela mexicana. Roem.

Nombre común : Cedro real, cedro colorado (El Salvador); cedro colorado, culche (México); cedro cobano, cobano (Costa Rica); cedro amargo (Panamá).

Familia : Meliaceae (27,51,53).

Características principales:

Es un árbol mediano a grande, caducifolio, que alcanzan una altura de 24 m y un diámetro de 95 cm. Crece recto hasta una copa amplia y redonda a irregular, la corteza es de color gris claro tiene placas anchas y verticalmente alargadas con grietas profundas, en árboles viejos se torna más áspera y de color castaño; la corteza interior es de color rosado por fuera, blanca más adentro, tiene olor y sabor a ajo. Las hojas son alternas, paripinnadas, las láminas son de forma oblonga a lanceolada, con borde liso, el ápice es de punta larga y la base es obtusa y desigual (24.53).

Los grupos florales son panículas terminales y ramificadas, color verde amarillento, las flores tienen un olor fuerte a ajo. Florece en Mayo y Junio y permanece con frutos por casi todo el año; los frutos son cápsulas leñosas, de forma oblonga-elíptica que lleva muchas semillas aladas. La albura de la madera es blancuzca a rosada con duramen de color rosado a café rojizo que se torna a rojo o café rojizo oscuro (24.51.53).

Habitat : El cedro se encuentra en sitios húmedos, a menudo cerca de los ríos generalmente dentro de los bosques, con elevaciones de 0 a 600 msnm (53).

Distribución : Del Sur de México a Sur América, también las Antillas (24.53).

Usos : La madera es blanda liviana con un peso específico (P.E.= 0,46 para Cedrela odorata en El Salvador), de veta generalmente recta, es una de las maderas

más empleadas en América tropical. En El Salvador se usa en muebles, armarios, puertas, instrumentos musicales y artículos tallados (24,53).

2.8.4. Copinol.

Nombre científico : Hymenaea courbaril. L.

Nombre común : Guapinol, cuapinol, copinol (México y Centro América); Guapinol (El Salvador); Algarrobo (España); hoja de cuchillo (Guatemala); palito colorado (Guatemala y Honduras); locust (Belice); courbaril (Comercio Inglés).

Familia : Leguminosae (27,51,53).

Características principales:

Es un árbol mediano a grande, siempre verde, que alcanza una altura de 36 m y un diámetro de 100 cm, el tallo presenta contra fuertes, crece recto y se ramifica alto con una copa amplia, extendida y redondeada. La corteza es un poco lisa, de color gris claro a pardo, con muchos puntos verrugosos, grietas finas verticales y arrugas leves y horizontales, la corteza interior es de color castaño rojizo con rayas blancas y un poco arenosas.

Las hojas son alternas, bifoliadas, las láminas son lampiñas y gruesas, de borde liso; el ápice es de punta corta y la base obtusa y desigual, el haz es verde lustroso y el envés verde mate (51,53).

Se ha observado con flores de Marzo a Mayo y con frutos de Julio a Marzo, aunque la mayoría de frutos se caen antes de Marzo. Los grupos florales (panículas), son terminales, con flores blancuzcas; los frutos son vainas duras, leñosas

y oblongas, las vainas son indehiscentes y adentro tienen pocas a varias semillas achatadas, envueltas en una pulpa gruesa, polvosa, de color amarillo pálido o verdoso. La albura de la madera es blancuzca a color café grisáceo y el duramen es de color café oscuro a rojizo, a menudo con rayas negruscas, la madera es muy dura pesada con un peso específico (P.E.= 0,3 a 1,06), muy fuerte de textura mediana y veta generalmente entrelazada (51,53).

Habitat : El copinol es un árbol común que se encuentra en sitios húmedos, a menudo cerca de los ríos y arroyos; se encuentra en elevaciones de 0 a 900 msnm (53).

Distribución : De México a Perú, Bolivia, Brasil y Guayana Francesa. También en las Antillas (53).

Usos : En El Salvador la madera se ha empleado para construcción, cilindros de trapiche, piladeras, lanzaderas de telar, ruedas de carreta, bolas y otros usos. En otros países se ha usado en muebles, carpintería, ruedas, barcos, durmientes, pianos y tacos de zapatos. Esta madera es de importancia en el comercio internacional exportada de América tropical a Europa y Estados Unidos (9,53).

Otros usos, de la pulpa harinosa de las vainas, se prepara bebidas frescas o alcohólicas. El tronco y las raíces exudan una goma de color amarillento o rojizo, semejante a resina conocida en el comercio como copal sur americano, copa de pará o resina anime, la goma tiene usos en barnices, incienso y remedios caseros (53).

2.8.5. Memble.

Nombre científico : Poeppigia procera. Presl.

Nombre común : Tepemiste, quebracho blanco y memble (El Salvador); quiebra hacha, bicho (México); plumillo (Guatemala).

Familia : Cesalpiniasia (27,51,53)

Características principales:

Es un árbol mediano a grande, caducifolio, alcanza una altura de 24 m y un diámetro de 71 cm. Se ramifica alto en el tallo y tiene una copa amplia, redondeada e irregular, la corteza es lisa de color gris oscuro tiene muchos puntos verrugosos y arrugas angostas horizontales, las hojas son alternas paripinnadas, el ápice es redondo y la base obtusa y desigual, ambas caras son verdes (51,53).

Los grupos florales son panículas cimosas laterales y terminales, los frutos son vainas delgadas, oblongas a elípticas, adentro hay una o dos semillas aplanadas (51,53).

La albura de la madera es blanca y el duramen de color café claro a café oscuro a veces rojizo. La madera es dura, pesada o moderadamente pesada, fuerte y tenaz, de textura fina y veta generalmente recta (53).

Habitat : El memble es un árbol común que se encuentra generalmente en las colinas, en sitios de buen drenaje con elevaciones de 0 a 400 msnm (53).

Distribución : Del Sur de México a El Salvador y Honduras, también desde Panamá y Colombia hasta Brasil y Cuba (53).

Usos : En El Salvador se ha utilizado en la construcción, ruedas, ebanistería, postes y estacas (53).

2.8.6. Gmelina.

Nombre científico : Gmelina arborea. Linn.

Nombre común : Gmelina, melina, yemane, gumhar y gamar.

Familia : Verbenaceae (7,8).

Características principales:

Es una especie de crecimiento rápido y resistente en suelos de textura media, profundos, bien drenados y fertilidad media a buena. La madera es utilizada para diversos usos, entre ellos la producción de leña y carbón. Propia de las zonas bajas tropicales y subtropicales con estación seca definida (7). Es de fácil manejo y propagación, y puede tener un crecimiento extraordinariamente rápido (8).

Es una especie decidua, la altura varía entre 12 y 30 m y con un diámetro máximo entre 60 y 100 cm. Cuando crece aislada desarrolla una copa amplia, ramas gruesas bajas y tronco muy cónico. En plantaciones densas desarrolla un fuste limpio de ramas bajas y menos cónico. El tronco es de base recta; corteza externa lisa, gris blanquecina; corteza interna amarillenta, moteada que pardea al aire rápidamente (7).

El sistema radicular es profundo, con raíz principal pivotante, las hojas son simples, opuestas, grandes oval-acuminadas y con la base cortada. Flores numerosas en panículas terminales, ramificadas y densamente pubescentes. La flora-

ción se produce en la época seca o al inicio de las lluvias, el fruto es una drupa ovaliforme, de color amarillo cuando maduro, con endocarpo endurecido, que contiene 1 a 4 semillas en sus cavidades (7).

Distribución : La especie es nativa de la India, Bangladesh, Burma y países vecinos, además de Asia, actualmente se cultiva en Africa y América tropical, especialmente en Brasil. En América Central se tienen plantaciones importantes en Costa Rica y pequeñas plantaciones en los demás países del área (7).

Usos : Leña; ha sido utilizada como leña en Malawi, Sierra Leona y Nigeria, debe estar bien seca para alcanzar altas temperaturas, la leña quema rápidamente y tiene un buen poder calorífico (alrededor de 4 800 Kcal/Kg) (7).

El carbón que se obtiene arde bien y sin humo, pero produce mucha ceniza (7,8).

Madera; su madera es relativamente liviana, peso específico (P.E. = 0,42 a 0,64) (8), medianamente densa ($0,48 \text{ g/cm}^3$) poco atractiva pero fácil de trabajar, de gran durabilidad, no se encoge ni distorsiona en diferentes ambientes por lo que puede compararse con la madera de teca. Por estas razones es utilizada en carpintería, ebanistería, tallado, en la fabricación de pulpa para papel, obtención de chapas y madera contrachapada (7).

Otros usos, las flores producen néctar en abundancia, del cual se obtiene una miel de alta calidad (8).

El follaje joven es apetecido por los animales para el ramoneo (7).

2.3.7. Eucalipto.

Nombre científico : Eucalyptus camaldulensis. Dehnh.

Sinónimo : Eucalyptus rostra. Schlecht.

Nombre común : Red river gum, Red gum, Murray red gum, River gum, Eucalyptus camaldulensis (7,8,13).

Familia : Myrtaceae (7,8,27).

Características principales:

Es la especie de eucalipto que más se planta en las zonas húmedas de América Central, y es una de las especies que mejores resultados iniciales ha mostrado en estas áreas (7).

El árbol crece en una gran variedad de climas, desde tropicales hasta sub-tropicales, tiene la capacidad de crecer muy bien en suelos relativamente pobres y en áreas con sequías prolongadas (7,8).

Es una especie siempre verde, de 24 a 40 m de altura (hasta 50 m en algunas regiones de Australia), fuste grueso de base recta y tronco generalmente torcido de 60 cm hasta 1,0 m de diámetro, corteza lisa, blanca, ligeramente grisácea, desprendible en tiras largas o en placas irregulares que exponen capas internas de corteza blanquecina (7,8).

Hojas juveniles aovadas a anchamente lanceoladas, pecioladas; con pecíolos cuadrangulares; las hojas adultas son pecioladas, lanceoladas, delgadas y pendientes (13). Las flores son blancas en umbelas, con botones florales en forma

aovada, frutos o cápsulas seminales generalmente en ramilletes al final de pecíolos delgados (7).

Distribución : En todo el mundo se ha plantado alrededor de 5 000 000 de Ha de Eucalyptus camaldulensis (8, 13). Es el eucalipto de más amplia distribución en Australia y más ampliamente plantado en los países del Mediterráneo (7,8,13).

Usos : La leña de E. camaldulensis tiene pocos competidores, produce buen carbón y la industria del acero en Argentina depende de este carbón (8). Tiene un poder calorífico de aproximadamente 4 800 Kcal/Kg, una de las limitaciones de la leña es que quema rápidamente y produce humo (7).

Madera; la madera es moderadamente densa (0,6 g/cm³). En Australia se le utiliza en construcción en general ya que el duramen rojizo es moderadamente fuerte, duradero y resistente a las termitas, se utiliza en pisos, encofrados, durmientes de ferrocarril y construcciones rurales (7,13).

Otros usos : En zonas secas se planta como barrera rompe vientos o como cercos vivos, como ornamentales, las flores producen miel de excelente calidad (7).

2.8.8. Eucalipto.

Nombre científico : Eucalyptus citriodora. Hook.

Nombre común : Spotted gum, lemon scented gum (8).

Familia : Myrtaceae (7,8,27).

Características principales:

Esta especie produce árboles de muy buena forma y buena

madera para aserrío lo mismo que para leña. Se reconoce fácilmente por el fuerte olor a limón del follaje cuando se estruja. Es de crecimiento rápido, aun en sitios a poca altitud con menos de 1 000 mm anuales de precipitación y con época seca severa. Es un árbol grande, siempre verde que alcanza 24 a 40 m de altura y 0,6 a 1,3 m de diámetro, el tronco es de base recta o ligeramente ensanchada, fuste cilíndrico, recto y limpio; corteza gris limpia, desprendible en escamas o parches delgados, al desprenderse estas secciones de corteza dejan expuesta la corteza interior de color blanquecino; las hojas son alternas (opuestas cuando jóvenes), estrechas a lanceoladas-anchas, con márgenes ondulados, vellosos, muchas veces peltadas, las hojas adultas son alternas, ligeramente acuminadas en el ápice; las cabezuelas florales ramificadas en corimbos terminales que nacen en la base de las hojas, flores numerosas en umbelas, los frutos son cápsulas ovaliformes, cada cápsula contiene pocas semillas irregularmente elípticas (7).

Distribución : Esta ocurre en forma natural solamente en las costas centrales y las costas norteñas de Queensland, en Australia (8). Se le ha plantado en Africa Central, América del Sur (Brasil), América Central, El Mediterráneo, India y Hawaii.(7).

Usos : Leña, la madera es utilizada como combustible en Australia, arde en forma constante. Es una de las principales fuentes de carbón para la industria del acero en Brasil (7,8). El carbón tiene un contenido de ce-

niza de 1 a 2% (8).

La madera es muy pesada (0,75 a 1,1 g/cm³), fácil de ase_urrar, utilizada en construcción en general y para construcciones pesadas, postes, durmientes de ferrocarril, puede ser torneada fácilmente (7,8).

Otros usos : Los árboles se utilizan como ornamentales, las hojas se utilizan para la extracción de aceite de citronela, utilizado en perfumería y para uso medicinal, la miel producida por las abejas que se alimentan del néctar de las flores de esta especie es de excelente calidad (7,8).

2.8.9. Eucalipto.

Nombre científico : Eucalyptus deglupta. Blume.

Sinónimo : Eucalyptus naudiniana. F. V. Muell.

Nombre común : Eucalipto deglupta, kamarere, bagras, leda.

Familia : Myrtaceae (7,8,27).

Características principales:

Es una de las especies de más rápido crecimiento en el mundo, aunque limitada a las zonas húmedas bajas y medias (hasta 1 200 msnm aproximadamente). La rapidez de crecimiento y el buen contenido calórico de la madera le dan opción para ser utilizada en la producción de leña, aunque tiene poca capacidad de rebrote de cepa (7).

Es un árbol que generalmente alcanza 35 a 60 m de altura, ocasionalmente llega a 85 m, con diámetro hasta de 2,0 m. El fuste generalmente recto y cilíndrico, la corteza es li-

sa decidua, delgada y de un color verde claro, generalmente cubierto de manchas verticales de color rojizo, café y pardo. Tiene una raíz pivotante profunda y una red amplia de raíces superficiales, las hojas son alternas (opuestas cuando jóvenes), ovaladas, lanceoladas hasta acuminadas, de color verde pálido, son membranosas y no tienen el olor típico de los eucaliptos; florece muy joven y presenta un período largo de floración, las inflorescencias se presentan en umbelas formando panículas terminales y axiales, el fruto es una cápsula pedicelada, ovoide o globosa, con semillas muy pequeñas (7).

Distribución : La distribución natural está restringida al área tropical entre 9°N y 11°S. Actualmente existen plantaciones en el área natural de distribución y además en Africa Central y Occidental, el sureste Asiático, Islas del Pacífico, América Central, Cuba y América del Sur (7).

Usos : Leña, se utiliza principalmente para pulpa de madera y normalmente se le considera demasiado valiosa para leña (8). Sin embargo su crecimiento está rápido que en áreas apropiadas, con escasez de combustible, podría considerarse para la producción de leña, la cual tiene un poder calorífico de aproximadamente 5 000 Kcal/Kg. La madera de árboles mayores de 15 años de edad produce buen carbón (7).

Madera, se usa para producción de pulpa, aunque la madera joven (menos de 15 años), tiene una gravedad específica

variable 0,27 a 0,44 g/cm³, con altos porcentajes de humedad, lo que hace necesario el secado previo a su uso. La madera se ha utilizado en construcciones en general, para pisos y ebanistería (7).

Otros usos : Observaciones preliminares indican un buen potencial para la obtención de miel (7).

2.8.10. Teca.

Nombre científico : Tectona grandis. L.

Nombre común : Teca.

Familia : Verbenaceae (7).

Características principales:

Es la principal especie maderable del Sureste Asiático y una de las más importantes del mundo. Es de rápido crecimiento inicial y aunque su madera es muy valiosa, el crecimiento rápido y los residuos de su aprovechamiento para otros usos hacen posible el uso como de leña. En América Central, se ha utilizado tanto en plantaciones cerradas como en cercos vivos, especialmente en las zonas bajas, donde pierde completamente las hojas durante la estación seca (7). El árbol puede tener hasta 40 m o más de altura y 1,5 m de diámetro, de fuste recto y limpio, el tronco es de base recta, la corteza gruesa, de color gris o pardo grisacea, fibrosa. Las hojas son grandes, opuestas, elípticas y ovoides; las flores son pequeñas y bisexuales, aparecen en panículas grandes que pueden contener algunos miles de botones florales que abren poco tiempo durante el período de floración (2-4 semanas) los frutos son drupas irregulares, redon

deadas (7).

Distribución : Es originaria de India, Burma, Bangladesh, Tailandia e Indonesia, entre los paralelos 9° y 25° de latitud Norte, en zonas húmedas, desde el nivel del mar hasta 1 000 m de altitud. Existen plantaciones de diferentes tamaños en todos los países de América Central (7).

Usos : Leña, debido al alto valor de la madera, la teca se ha utilizado poco para la producción de leña, el poder calorífico de la madera es de aproximadamente 5 000 Kcal/Kg , puede utilizarse para la fabricación de carbón. Madera, produce madera de excelente calidad y fácil aserrado, moderadamente pesada ($0,61 \text{ g/cm}^3$), utilizada en carpintería en general, tornería y construcción de barcos. La madera rolliza puede ser utilizada para la obtención de postes para transmisión, construcción, cercas y estacas (7).

Otros usos : Las hojas pueden utilizarse para la obtención de colorantes, la especie se ha utilizado para cercos vivos (7).

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Localización.

El presente ensayo se inició el tres de abril de 1989, en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, ubicado en el Cantón Talcualuya, jurisdicción de San Luis Talpa, Departamento de La Paz, el cual se encuentra a una elevación de 60 msnm, con promedios anuales de; temperatura 23°C, Humedad Relativa 68%, y precipitación de 1680 mm (33).

3.2. Material vegetal.

3.2.1. Origen de las estacas.

Se utilizaron especies forestales tanto nativas como introducidas, de árboles de 6 años de edad; las cuales se colectaron del Huerto de Semillas Forestales (CEDEFOR), ubicado en el Cantón San Andrés, Departamento de La Libertad, con una elevación promedio de 460 msnm, y con promedios anuales de; temperatura 23°C, Humedad Relativa 76%, y precipitación de 1567 mm.

Los árboles fueron seleccionados por la edad y por su sanidad vegetal. De cada árbol se eligieron ramas del tercio superior, dividiéndose estas en tres partes; basal, media y apical. Seleccionándose la parte media y basal para la obtención de las estacas (Figura 1), debido a que en estas partes hay un mayor contenido de carbohidratos (16,21, 23).

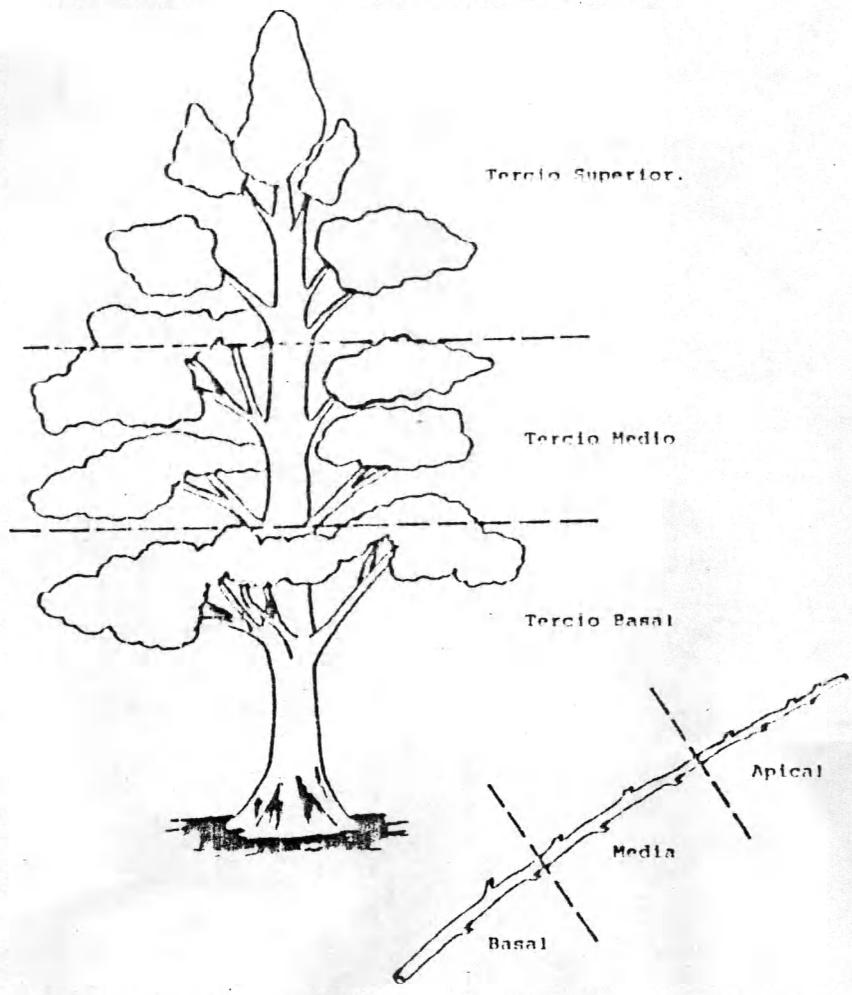


FIG. 1. DISPOSICION DE LAS RAMAS EN EL ARBOL Y DIVISION DE LAS RAMAS.

3.2.2. Especies evaluadas.

El ensayo se realizó con diez especies forestales, de las cuales cinco fueron de origen nativo, que por su madera y leña son altamente explotadas y cinco de uso múltiple (introducidas) de rápido crecimiento que son evaluadas y estudiadas por el proyecto MADELEÑA - CATIE.

Especies forestales nativas : (53)

<u>Astronium graveolens.</u>	Jacq.	(Ronron)
<u>Swietenia humilis.</u>	Zucc.	(Caoba)
<u>Cedrela odorata.</u>	L.	(Cedro)
<u>Hymenaea courbaril.</u>	L.	(Copinol)
<u>Poeppigia procera.</u>	Presl.	(Memble)

Especies forestales introducidas : (7)

<u>Gmelina arborea.</u>	Roxb.	(Melina)
<u>Eucalyptus camaldulensis.</u>	Dehnh.	(Eucalipto)
<u>Eucalyptus citriodora.</u>	Hook.	(Eucalipto)
<u>Eucalyptus deglupta.</u>	Blume.	(Eucalipto)
<u>Tectona grandis.</u>	Linnf.	(Teca)

De estas especies se colectaron las ramas, de las cuales se obtuvieron las estacas, a las cuales se les dio un tamaño de 25 cm , tamaño mayor al que quedaron definitivamente en el propagador.

3.2.3. Transporte y herramientas utilizadas.

Para cortar las ramas, se utilizaron tijeras con filo hacia abajo y tijeras de podar. De las ramas se cortaron las estacas y se amarraron en manojos de 100 unidades, en vueltas en papel periódico mojado; luego se colocaron en

40

bolsas plásticas identificadas, depositándose posteriormente en hieleras para mantener la humedad durante el transporte. Se procuró que el tiempo transcurrido desde el corte de las estacas hasta su siembra fuera lo más corto posible siendo este de catorce horas.

3.2.4: Características de las estacas.

En el lugar donde se realizó el ensayo, se procedió a eliminar los extremos de las estacas de 25 cm, colectadas en el campo de origen, para evitar la posible deshidratación de estas partes; realizando el corte inferior y superior antes y después de un nudo respectivamente.

Debido a que existen diferencias en la morfología de las diferentes especies ensayadas, se trató de seleccionar estacas que tuvieran por lo menos dos nudos, dejándose de un tamaño definitivo de 17 cm de largo y con un diámetro que osciló entre 0,5 a 1,5 cm, después de esto se sometieron a la prueba del Iodo (I), para determinar cualitativamente el contenido deseado de carbohidratos. Las estacas se agruparon en manojos, sumergiéndose luego el extremo inferior de estos durante un minuto en una solución de Ioduro de potasio al 0,2%; posteriormente se seleccionaron las estacas que presentaron una coloración más oscura en la parte tratada, indicando un mayor contenido de carbohidratos (42).

En la parte basal de las estacas se hizo dos lesiones en forma longitudinal y opuestas, de un centímetro de largo, para una mayor penetración del producto hormonal en la corteza y obligar a una mayor división celular de los tejidos.

3.2.5. Tratamiento hormonal de las estacas.

Los tratamientos hormonales se realizaron utilizando auxinas del grupo Naftalenicas, Acido naftalen acético (ANA), y del grupo indolítico, Acido indol butírico (AIB), las cuales fueron preparadas en diferentes concentraciones utilizando alcohol etílico al 50%; se protegieron colocando papel aluminio sobre el beaker para evitar la evaporación del alcohol que provocara cambios en las concentraciones hormonales. Los tratamientos y concentraciones se presentan en el siguiente cuadro.

Cuadro 1. Tratamientos hormonales utilizados en la propagación asexual de diez especies forestales.

Hormona utilizada	Tratamiento	Concentración en ppm
ANA	T1	500
ACIDO NAFTALENACETICO	T2	1 000
	T3	1 500
AIB	T4	500
ACIDO INDOL BUTIRICO	T5	1 000
	T6	1 500
ROOTONE ⁺	T7	150 mg/Estaca.
TESTIGO ⁺⁺	T8	0,0

⁺ Dosis comercial.

⁺⁺ Inmersión en agua destilada.

Para la aplicación de los tratamientos de ácido naftalen acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB), se utilizó el método de inmersión rápida.

Se hicieron manojos de 32 estacas por especie y por tratamiento, sumergiéndose estos por un tiempo de 5 segundos en las soluciones hormonales, tratando de humedecer una pulgada de la parte basal de las estacas quedando listas para ser plantadas. Este procedimiento se repitió en cada especie teniendo el cuidado de que el manajo de estacas se sumergiera verticalmente, dejando después un corto período de tiempo para el escurrimiento de la estaca.

Para preparar el tratamiento de Rootone se utilizó el método de espolvoreo, procediendo de la siguiente forma; en una caja petri previamente esterilizada se depositaron 1 200 mg de Rootone, cantidad necesaria para el tratamiento de 8 estacas, correspondiendo 150 mg de producto comercial a cada estaca. Primero se humedeció en agua destilada la parte basal de la estaca a tratar, después se tomó una por una cubriendo completamente una pulgada de la base de la estaca con el Rootone contenido en la caja petri; teniéndose un gasto de 4,8 g de Rootone por especie forestal y un gasto total de 48 g en las diez especies tratadas en el ensayo.

3.2.6. Plantación de las estacas.

Después del tratamiento hormonal de las estacas, se procedió a colocar ocho estacas por tratamiento en la unidad experimental de cada repetición, colocadas a un distanciamiento de 8 cm entre estaca y 4 cm entre surcos (Figura A1);

sembrándolas a una profundidad de 5 cm en la cama de propagación, quedando 11 cm de la estaca en la parte aérea.

3.3. Propagador.

3.3.1. Cámara de propagación.

Para obtener un mayor éxito en el enraizamiento de estacas, es fundamental el uso de un propagador, debido a que es necesario mantener el medio ambiente interior del propagador bajo condiciones controladas; para tal fin se utilizó una cámara de propagación, la cual se construyó en una armazón de madera, orientada de Norte a Sur, con las siguientes dimensiones, 8.7 m de largo, 3.0 m de ancho y 2.4 m de alto, con techo de dos aguas. Esta armazón se cubrió completamente con dos capas, una interior de plástico transparente y una exterior de polipropileno (Saram) al 50%, para regular el paso de luz, ambas cubiertas se sujetaron sobre la armazón con tachuelas.

Lateralmente en la capa de plástico se hicieron a cada lado tres ventanas, a una altura de un metro sobre el nivel del suelo, con un largo de 2,7 m cada una y 0,7 m de alto; con el objeto de regular la temperatura y la humedad relativa dentro de la cámara de propagación (Figura A2).

3.3.2. Cama de propagación.

Dentro del propagador, se construyó una cama de propagación sobre bases de Eucalipto (Eucalyptus camaldulensis), a una altura de 0,55 m sobre el nivel del suelo, con las siguientes dimensiones 7,3 m de largo y 1,5 m de ancho, teniendo un área de 10,95 m².

La base de la cama se construyó con vara de bambú (*Bambusa vulgaris*), rajada por la mitad con una longitud de 1,6 m para facilitar el drenaje interno. Se colocaron de canto sobre el perímetro de la cama tablas de 1,5 m de largo y 0,25 m de ancho, uniéndose unas con otras para formar así la cama de propagación, la cual tenía una profundidad de 0,25 m, haciendo una capacidad volumétrica de 2,74 m³. En la base de la cama se colocó una capa de plástico transparente parcialmente perforada, para aumentar la temperatura del sustrato.

Construida la cama de propagación se utilizó como sustrato de enraizamiento arena de río, previamente lavada y tamizada en una zaranda de 2x2 mm para tener una textura uniforme. Se colocó una capa de arena de 0,20 m de espesor, teniendo un volumen de arena de 2,2 m³ en total; posteriormente se desinfectó el sustrato con Basamid y Furadan al 5%, en dosis de 20 y 5 g/m² respectivamente, dejando un período de espera de doce días antes de la plantación de las estacas.

La cama de siembra se dividió con alambre galvanizado No. 20 en diez secciones de 0,73 m de largo y 1,5 m de ancho, teniendo un área de 1,09 m² por sección; en cada sección se colocó una especie forestal, posteriormente cada sección se dividió en cuatro bloques de 0,3 m de ancho y 0,73 m de largo, separado un bloque de otro por una calle de 0,10 m. Cada uno de los bloques se dividió a su vez en ocho unidades experimentales con las siguientes dimensiones 0,3 m de lar-

go y 0,091 m de ancho (Figuras A1 y A3). Posteriormente se procedió a azararse las secciones para las especies forestales y las unidades experimentales de cada bloque para los tratamientos.

Para la identificación se utilizó un código que indicaba: La especie (En), el número de tratamiento (Tn), y la repetición (Rn) (Figura A4). La identificación se colocó dentro de una bolsa plástica transparente para protegerla y evitar que se deteriorara con el riego.

3.3.3. Sistema de riego.

El riego por nebulización resulta útil y de gran ayuda para controlar y mantener un medio ambiente óptimo, utilizando este tipo de riego se logra humedecer las estacas y brotes en forma de rocío, proporcionando dentro del propagador una humedad relativa alta y una temperatura ambiental adecuada.

El sistema de riego se diseñó en tubería de PVC de una pulgada de diámetro. Dentro del propagador se colocaron dos tubos laterales paralelos a los bordes de la cama de propágación, de 7,5 m de longitud con una separación de 1,8 m entre laterales, colocado a una altura de un metro sobre el nivel del sustrato, con un desnivel de 1,3% en los laterales para drenarlos al final del día. En cada lateral se instalaron cinco nebulizadores plásticos descartables, cuya capacidad era de un galón por minuto y 90 libras por pulgada cuadrada, con un radio de mojado de 1.5 m, separados a una distancia de 1.5 m uno de otro. (Figura A3).

Para conducir el agua al propagador, se utilizó tubería de aluminio de tres pulgadas de diámetro, para acoplar la tubería de aluminio a la de PVC, se utilizó un reductor de PVC de 3/4 /1 pulgada de diámetro.

La fuente de agua fue un pozo, del cual se bombeaba a una cisterna revestida de cemento construida bajo la superficie del suelo, con dimensiones de 3,0 m de profundidad y 1,2 m de diámetro, formando un cilindro con un volumen de $3,4 \text{ m}^3$ el cual se mantuvo siempre lleno de agua, a este depósito se instalaron dos bombas de agua, una eléctrica de 1 HP y una de combustible de 3 HP; esta última para accionar el sistema en caso de interrupciones de la energía eléctrica; a la salida de ambas bombas se colocó un filtro para retener los materiales extraños que pudiera tener el agua de riego.

Una vez instalado el sistema de riego se realizaron pruebas con el objetivo de determinar el tiempo de riego que fue de 5 segundos, el intervalo de riego fue de 10 y 15 minutos, el gasto de agua por nebulizador 300 ml/5 segundos, el número de riego diarios fue de 40 riegos/día y el gasto de agua diario en todo el sistema 31,7 galones; teniéndose un gasto total de 1 426.5 galones de agua, durante los cuarenta y cinco días que permanecieron las estacas en el propagador.

3.3.4. Condiciones ambientales en el propagador.

Utilizando una cámara de propagación y un sistema de riego por nebulización se pudo controlar y mantener las con

diciones ambientales dentro del propagador durante la fase experimental.

La humedad relativa y la temperatura ambiental dentro del propagador se registró por medio de un termohigrógrafo modelo FUES, Tipo 79t, NRH 9741, ubicado en una esquina a 1,2 m de altura, protegido por un abrigo construido de madera y cubierto con plástico transparente, formando unas cortinas que se bajaban antes de cada riego y se levantaban después de este, evitando así deteriorar el aparato.

Se mantuvo una humedad relativa en las horas diurnas de 8 am a 4 pm mayor o igual al 70% y por la noche la humedad relativa ascendía al 100%; en cuanto a la temperatura se mantuvo un promedio de temperatura diurna de 34°C y nocturna de 23,5°C (Anexo A5).

En el sustrato de enraizamiento, la temperatura se registró por medio de dos geotermómetros, de 10 y 20 cm de profundidad, en los cuales se lograron temperaturas de 28° y 25°C respectivamente.

La luminosidad se reguló colocando la capa de polipropileno al 50%, pero como aun así era demasiada intensa, se colocó sobre el techo del propagador palma de coco (Cocos nucifera), para reducir la penetración de la luz.

3.3.5. Mantenimiento y manejo durante el ensayo.

Se revisó diariamente el comportamiento de la humedad relativa y la temperatura ambiental y de acuerdo a la variación de estos datos se determinaron los riegos.

Durante las 8 am a 10 am y de las 2 pm a 4 pm, se apli-

caban los riegos con intervalos de 15 minutos y durante las horas críticas de 10 am a 2 pm se mantuvo un intervalo de riego de 10 minutos. En días nublados los intervalos de riego fueron más largos y por lo contrario en días despejados y calurosos los intervalos de riego fueron más cortos con lo cual variaba el tiempo de riego y el número de riegos diarios como también el volumen de agua gastado diariamente.

El sistema de riego se revisó diariamente y al final del día se drenaban los laterales. Los geotermómetros y el termohigrógrafo fueron revisados y observados a diario.

El material vegetal se observó a diario, además se trató de controlar las plagas y enfermedades fungosas que aparecieron con aplicaciones de tamaron 600 y dithane M-45 en dosis de 10 cc y 25 g/galón de agua respectivamente, realizándose las aplicaciones cada cinco días. Las aplicaciones de fungicida se hicieron en forma localizada y también inyectada a la base de la estaca por medio de la bomba de mochila.

Al finalizar el ensayo todas aquellas estacas que habían formado callo y raíces, fueron colocadas en bolsas plásticas de polietileno que contenían tierra desinfectada con volatón granulado al 2,5 %.

3.4. Diseño estadístico.

El diseño estadístico utilizado fue el de bloques al azar, con cuatro repeticiones, los tratamientos principales fueron las hormonas Acido naftalenacético (ANA) y Acido Indol butírico

(AIB) en cada uno de los niveles utilizados y la hormona comercial Rootone.

La unidad experimental estuvo constituida de 8 estacas; se colocaron 32 estacas por tratamiento, haciendo un total de 256 estacas por especie forestal y de 2 560 estacas a manejar en el ensayo.

Modelo estadístico del diseño de bloques al azar.

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \beta_j + \epsilon_{ij}$$

donde : $i = 1, 2, \dots, a$

$j = 1, 2, \dots, b$

Y_{ij} = Es la respuesta observada en cualquier unidad experimental o celda (i,j).

μ = Es la media del experimento.

τ_i = Es el efecto de cualquier tratamiento i.

β_j = Efecto de cualquier bloque j.

ϵ_{ij} = Error experimental en la celda (i,j).

3.5. Parámetros evaluados.

La fuente de datos fue la unidad experimental de donde se obtuvieron los valores numéricos para los siguientes parámetros:

Número de estacas con brotes.

Número de brotes por tratamiento.

Número de estacas con callos formados por tratamiento.

Número de estacas enraizadas.

Número y longitud de raíces.

3.6. Recolección de datos.

Durante la fase experimental se realizaron tres lecturas con intervalos de 15 días cada una, durante la primera y segunda

lectura se tomó el número de estacas con brotes y el número de brotes por tratamiento, en la última lectura se hizo el recuento del número de estacas que formaron callo, del número de estacas enraizadas y del número y longitud de las raíces. Una vez obtenida la información se analizaron los resultados mediante la prueba de Duncan al 5% de significancia.

4. RESULTADOS

4.1. Resultados experimentales para Ronron.

(Astronium graveolens. Jacq.)

4.1.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza para el número de estacas con brotes a los quince días, muestra que tanto entre tratamientos como entre repeticiones no existió diferencia estadística (Cuadro A.2).

A los treinta días el análisis de varianza presentó diferencia estadística entre tratamientos y no así entre repeticiones (Cuadro A.4). Los resultados obtenidos en la prueba de Duncan demuestran que el tratamiento con Rootone (T7), con un número promedio de 5,0 estacas con brotes se comportó estadísticamente igual al testigo (T8) y al AIB 1 500 ppm (T6) cuyos promedios fueron de 4.50 y 4.75 estacas con brotes; pero sin embargo se comportó superior al resto de tratamientos (Cuadro A.5).

A los treinta días todos los tratamientos presentaron un incremento en el número de estacas con brotes, en relación a los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.1).

4.1.2. Número de brotes por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de brotes a los quince días, muestra que tanto entre tratamientos como entre repeticiones no existió diferencia estadística (Cuadro A.7).

A los treinta días el análisis de varianza presenta diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.9). En prueba de Duncan se determinó que el testigo (T8), con un número promedio de 10,75 brotes se comportó estadísticamente igual a los tratamientos con Rootone (T7) y AIB 1 500 ppm (T6), que lograron un número promedio de 9,75 y 10,25 brotes respectivamente; comportándose estadísticamente superior a los demás (Cuadro A.10).

A los treinta días todos los tratamientos presentaron un incremento en el número de brotes, en relación a los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.6).

4.1.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de estacas con callos a los cuarenta y cinco días, no presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.12). La presencia de callo en las estacas se determinó en muestreo realizado a los quince días de iniciado el ensayo.

En cuanto al porcentaje en la formación de callos, se determinó que tanto el Rootone (T7) y ANA 1 000 ppm (T2) lograron el máximo porcentaje de 28,12 % (Cuadro A.11).

4.1.4. Porcentaje de estacas enraizadas.

La formación de raíces se pudo determinar a partir de los primeros treinta días de establecido el ensayo. Los únicos tratamientos en inducir la formación de raíces a los cuarenta y cinco días fueron el ANA 1 500 ppm (T3) y el Rootone (T7), comportándose numéricamente mayor el tratamiento con ANA 1 500 ppm (T3) que logró un 15,62% de enraizamiento,

en comparación con el Rootone (T7) que logró un 9,37% de enraizamiento (Cuadro A.14).

Con respecto al número promedio de raíces el Rootone (T7) con un promedio de 2,0 raíces por estaca fue mejor que el tratamiento con ANA 1 500 ppm (T3) que obtuvo un promedio de 1,0 raíz por estaca (Cuadro A.15).

En relación a la longitud promedio de las raíces el Rootone (T7) logró la mayor longitud con 1,7 cm, en comparación con el tratamiento con ANA 1 500 ppm (T3) que logró una longitud promedio de 1,50 cm (Cuadro A.15).

4.2. Resultados experimentales para caoba.

(Swietenia humilis. Zucc.)

4.2.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza para el número de estacas con brotes a los quince y treinta días, presenta diferencia estadística entre tratamientos, no así entre repeticiones (Cuadro A.2 y A.4). A los quince días en la prueba de Duncan, el tratamiento con AIB 1 500 ppm (T6), con un número promedio de 6,0 estacas con brotes, fue superior a los tratamientos de ANA 500 ppm (T1) y ANA 1 500 ppm (T3); pero estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.3).

A los treinta días el testigo (T8), con un número promedio de 3,0 estacas con brotes se comportó superior a los tratamientos con Rootone (T7), ANA 500 ppm (T1) y ANA 1 500 ppm (T3); pero estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.5).

A los treinta días todos los tratamientos presentaron

una reducción en el número de estacas con brotes, comparado con los resultados obtenidos a los quince días, a esta fecha, el tratamiento con Rootone (T7), se perdió totalmente, observándose que el ANA 500 ppm (T1) se redujo en un número de 5 estacas con brotes, siendo éste, el que disminuyó en menor número en comparación a los demás (Cuadro A.1).

4.2.2. Número de brotes por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de brotes por tratamiento a los quince días, presentó diferencia estadística entre tratamientos y no entre repeticiones (Cuadro A.7).

A los quince días en prueba de Duncan el tratamiento con AIB 1 500 ppm (T6), con un número promedio de 16.0 brotes, se comportó estadísticamente igual a los tratamientos AIB 500 ppm (T4), AIB 1 000 ppm (T5) y Testigo (T8) que lograron un promedio de 10,25, 12,00 y 11,75 brotes respectivamente; pero superior a los demás tratamientos (Cuadro A.8).

A los treinta días el análisis de varianza para el número de brotes por tratamiento, muestra que tanto entre tratamientos como entre repeticiones no existió diferencia estadística (Cuadro A.9). A esta fecha, todos los tratamientos se redujeron en forma general en el número de brotes, en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.6).

4.2.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

A los cuarenta y cinco días, el análisis de varianza para el número de estacas con callo, presenta diferencia esta

dística entre tratamientos (Cuadro A.12), en la prueba de Duncan el tratamiento con AIB 1 500 ppm (T6), con un número promedio de 5,75 estacas con callo, fue superior a los tratamientos con ANA 500 ppm (T1) y ANA 1 500 ppm (T3) y estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.13).

En cuanto al porcentaje en la formación de callo, se determinó que el tratamiento con AIB 1 500 ppm (T6), con un 71,88% alcanzó el mayor porcentaje y el tratamiento con ANA 1 500 ppm (T3), con un 9,36% presentó el menor porcentaje de estacas con callo (Cuadro A.11).

Esta especie no logró enraizar en ninguno de los tratamientos hormonales utilizados.

4.3. Resultados experimentales para Cedro.

(Cedrela odorata. L.)

4.3.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza a los quince y treinta días de establecido el ensayo, presentó diferencia estadística entre tratamientos, y no así entre repeticiones (Cuadro A.2 y A.4). En prueba de Duncan a los quince días el tratamiento con AIB 500 ppm (T4), con un número promedio de 5,5 estacas con brotes fue superior a los tratamientos ANA 1 500 ppm (T3), AIB 1 500 ppm (T6) y ANA 1 000 ppm (T2), pero estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.3).

A los treinta días los resultados fueron diferentes; el testigo (T8) con promedio de 4,0 estacas con brotes fue superior a los tratamientos Rootone (T7), ANA 1 500 ppm (T3), AIB 1 500 ppm (T6), ANA 1 000 ppm (T2) y ANA 500 ppm (T1);

pero estadísticamente igual a los tratamientos AIB 1 000 ppm (T5) y AIB 500 ppm (T4) (Cuadro A.5).

A los treinta días todos los tratamientos presentaron una reducción en el número de estacas con brotes, en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.1).

4.3.2. Número de brotes por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de brotes a los quince días no presentó diferencia significativa entre tratamientos (Cuadro A.7). A los treinta días el análisis de varianza presentó diferencia estadística entre tratamientos, y no así entre repeticiones (Cuadro A.9). En la prueba de Duncan el testigo (T8) con un número promedio de 6.50 brotes, fue superior a los demás (Cuadro A.10).

A los treinta días todos los tratamientos presentaron una reducción en el número de brotes, en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.6).

4.3.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

En el análisis de varianza para el número de estacas con callos no existió diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.12). En cuanto al porcentaje en la formación de callos, se determinó que el AIB 500 ppm (T4) y el testigo (T8), alcanzaron los mayores porcentajes con 78,12% para ambos; mientras que el AIA 1 500 ppm (T3), con 37,50% alcanzó el menor porcentaje de estacas con callos (Cuadro A.11).

Esta especie no logró curalizarse, en ninguno de los

tratamientos hormonales utilizados.

4.4. Resultados experimentales para Copinol.

(Hymenaea courbaril. L.)

4.4.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza, para el número de estacas con brotes, realizado a los quince días presenta diferencia estadística entre tratamientos, no así entre repeticiones (Cuadro A.2), en la prueba de Duncan el testigo (T8) con un número promedio de 4,25 estacas con brotes, fue superior a los tratamientos con AIB 1 500 ppm (T6) y Rootone (T7); pero estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.3).

El análisis de varianza a los treinta días, no presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.4), a esta fecha todos los tratamientos presentaron una reducción en el número de estacas con brotes perdiéndose totalmente el tratamiento con AIB 1 500 ppm (T6) en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.1).

4.4.2. Número de brotes por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de brotes a los quince días, presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.7), en la prueba de Duncan el testigo (T8), con un número promedio de 10,25 brotes, se comportó estadísticamente igual a los tratamientos con AIB 500 ppm (T4) y AIB 1 000 ppm (T5); pero estadísticamente superior a los demás (Cuadro A.8).

El análisis de varianza realizado a los treinta días para el número de brotes, no presentó diferencia estadística

entre tratamientos (Cuadro A.9), a esta fecha todos los tra
tamientos presentaron una reducción en el número de brotes,
perdiéndose totalmente el tratamiento con AIB 1 500 ppm
(T6), en comparación con los resultados obtenidos a los
quince días (Cuadro A.6).

4.4.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de estacas con
callo, realizado a los cuarenta y cinco días, no presentó
diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.12).

En cuanto a la formación de callo, el tratamiento AIB
1 000 ppm (T5), con 50% alcanzó el mayor porcentaje, siendo
el testigo (T8) el único en no inducir a la formación de ca
llo (Cuadro A.11).

Esta especie no logró enraizamiento en ninguno de los
tratamientos hormonales utilizados.

4.5. Resultados experimentales para Memble.

(Poeppigia procera. Presl.)

En general, en esta especie solamente se obtuvo resultados
del número de estacas con brotes y el número de brotes por tra-
tamiento, a los quince días de establecido el ensayo (Cuadro
A.1 y A.6). Los datos obtenidos no presentaron diferencia esta-
dística entre tratamientos (Cuadro A.2 y A.7).

En el período transcurrido de los quince a los treinta días,
las estacas de esta especie murieron totalmente.

4.6. Resultados experimentales para Gmelina.

(Gmelina arborea. Roxb.)

4.6.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza para el número de estacas con brotes presenta diferencia estadística entre tratamientos a los quince y treinta días, no así entre las repeticiones (Cuadro A.2 y A.4).

A los quince días el testigo (T3), con un número promedio de 8,0 estacas con brotes, se comportó estadísticamente igual al tratamiento con AIB 1 000 ppm (T5), que logró un número promedio de 6,75 estacas con brotes; pero estadísticamente superior con el resto de tratamientos (Cuadro A.3).

A los treinta días se determinó que el testigo (T3) con un número promedio de 7,50 estacas con brotes, se comportó estadísticamente superior al resto de tratamientos, mientras que éstos se comportaron estadísticamente iguales entre sí (Cuadro A.5).

Para esta fecha todos los tratamientos presentaron una reducción en el número de estacas con brotes, en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.1).

4.6.2. Número de brotes por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de brotes presenta diferencia estadística entre tratamientos a los quince y treinta días, no así entre las repeticiones (Cuadro A.7 y A.9).

El desarrollo de los brotes en gemelina se inició a partir del tercer día de establecido el ensayo.

En la prueba de Duncan a los quince días se determinó que el testigo (T3), con un número promedio de 32,0 brotes se comportó estadísticamente superior a los demás (Cuadro

A.8). A los treinta días el testigo (T8), con un número promedio de 32,25 brotes se comportó estadísticamente superior a los demás tratamientos, mientras que éstos se comportaron estadísticamente iguales entre sí (Cuadro A.10).

Todos los tratamientos a excepción del testigo (T8), presentaron una reducción en el número de brotes en el período transcurrido de los quince a los treinta días (Cuadro A.6).

4.6.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de estacas con callo presenta diferencia estadística entre tratamientos y no entre repeticiones (Cuadro A.12).

La presencia de callo en las estacas se determinó en el muestreo realizado a los quince días de iniciado el ensayo.

Al finalizar el ensayo se determinó por medio de la prueba de Duncan que el testigo (T8), con un número promedio de 6,50 estacas con callo se comportó estadísticamente igual a los tratamientos AIB 500 ppm (T4), AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6), Rootone (T7); y estadísticamente superior a los demás (Cuadro A.13).

En cuanto al porcentaje en la formación de callos, se comportaron en igual forma a la prueba de Duncan (Cuadro A.11).

4.6.4. Porcentaje de estacas enraizadas.

La formación de raíces se pudo determinar a partir de los primeros treinta días de establecido el ensayo. Los únicos tratamientos en formar raíces a los cuarenta y cinco

días fueron el ANA 500 ppm (T1), ANA 1 000 ppm (T2), y el AIB 500 ppm (T4), comportándose numéricamente mayor el AIB 500 ppm (T4) que logró un 22,0 % de enraizamiento, en comparación con el ANA 500 ppm (T1) y ANA 1 000 ppm (T2) que lograron un 6,25% y 9,4% de enraizamiento respectivamente (Cuadro A.14).

En cuanto al número promedio de raíces el tratamiento con AIB 500 ppm (T4), resultó superior con un promedio de 9.0 raíces por estaca; mientras que los tratamientos ANA 500 ppm (T1) y ANA 1 000 ppm (T2) se comportaron numéricamente igual con un número promedio de 1.0 raíz por estaca (Cuadro A.15).

Con respecto a la longitud de las raíces el tratamiento con AIB 500 ppm (T4), resultó superior con una longitud promedio de 8,0 cm con respecto a los tratamientos ANA 500 ppm (T1) y ANA 1 000 ppm (T2), que alcanzaron una longitud promedio de 2,0 cm y 1,50 cm respectivamente (Cuadro A.15).

4.7. Resultados experimentales para Eucalipto.

(Eucalyptus camaldulensis. L.)

4.7.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza para el número de estacas con brotes a los quince días, no presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.2).

A los treinta días el análisis de varianza, presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.4), comparando las medias en la prueba de Duncan, se determinó que el tratamiento con AIB 500 ppm (T4), con un número promedio

de 5,50 estacas con brotes, se comportó estadísticamente superior a los tratamientos con ANA 1 000 ppm (T2), AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6) y Rootone (T7); y estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.5).

Comparando los resultados obtenidos a los quince y treinta días, se determinó que los tratamientos con ANA 500 ppm (T1), ANA 1 000 ppm (T2), AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6) y Rootone (T7), presentaron reducción, mientras que el ANA 1 500 ppm (T3) y AIB 500 ppm (T4) presentaron un incremento de una estaca con brote, no así el testigo (T8) que mantuvo su valor (Cuadro A.1).

4.7.2. Número de brotes por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de brotes por tratamiento a los quince días, no presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.7). El desarrollo de los brotes se inició a partir del sexto día de establecido el ensayo.

A los treinta días el análisis de varianza, presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.9), siendo el tratamiento con ANA 1 500 ppm (T3), con un número promedio de 14,75 brotes, el que se comportó superior a los tratamientos AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6) y Rootone (T7); pero estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.10).

Comparando los resultados del número de brotes obtenidos a los quince y treinta días, se observó, que solamente los tratamientos con ANA 1 000 ppm (T2) y ANA 1 500 ppm

(T3), presentaron un incremento de 13 y 4 brotes respectivamente, mientras que los demás presentaron una reducción (Cuadro A.6).

4.7.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de estacas con callo por tratamiento a los cuarenta y cinco días, no presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.12).

La presencia de callo en las estacas se determinó en el muestreo realizado a los quince días de iniciado el ensayo. En cuanto al porcentaje de estacas con callo, los únicos tratamientos que no indujeron a su formación fueron el Rootone (T7) y el Testigo (T8), mientras que los demás sí indujeron a la formación de callo pero no presentaron diferencia estadística entre ellos (Cuadro A.11).

4.7.4. Porcentaje de estacas enraizadas.

La formación de raíces se determinó a partir de los cuarenta y cinco días de establecido el ensayo. Los tratamientos que formaron raíces fueron, el AIB 500 ppm (T4) que numéricamente fue superior, obteniendo un 15,62% de enraizamiento, en comparación con los tratamientos AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6) y ANA 1 500 ppm (T3), que obtuvieron un 12,50%, 6,25% y 9,37% respectivamente (Cuadro A.14).

Con respecto al número promedio de raíces por estaca, el tratamiento con AIB 500 ppm (T4) alcanzó el mayor promedio con 4,0 raíces por estaca, en comparación con los tratamientos AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6) y ANA 1 500 ppm (T3), que alcanzaron promedios de 3,0; 3,0 y 1,0

raíces por estaca respectivamente (Cuadro A.15).

En relación a la longitud de las raíces, la longitud mayor la alcanzaron los tratamientos con AIB 500 ppm (T4) y ANA 1 500 ppm (T3), con promedios de 0.5 cm para ambos (Cuadro A.15).

4.8. Resultados experimentales para Eucalipto.

(Eucalyptus citriodora. Hook.)

4.8.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza para el número de estacas con brotes no presentó diferencia estadística entre tratamientos a los quince y treinta días (Cuadro A.2 y A.4).

A los treinta días todos los tratamientos presentaron una reducción en el número de estacas con brotes, perdiéndose totalmente el ANA 1 500 ppm (T3), en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.1).

4.8.2. Número de brotes por tratamiento.

A los quince y treinta días el análisis de varianza para el número de brotes, no presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.7 y A.9).

El desarrollo de los brotes en Eucalyptus citriodora se inició a partir del séptimo día de establecido el ensayo.

Comparando los resultados obtenidos a los treinta y quince días en el número de brotes, se determinó un incremento en el AIB 1 500 ppm (T6) y Testigo (T8), de 3 y 4 brotes por tratamiento respectivamente, mientras que los demás presentaron una reducción en el número de brotes, observándose que el tratamiento ANA 1 500 ppm (T3) se perdió total-

mente (Cuadro A.6).

4.8.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de estacas con callo a los cuarenta y cinco días de establecido el ensayo, presentó diferencia estadística entre tratamientos (Cuadro A.12).

En la prueba de Duncan el tratamiento AIB 1 000 ppm (T5), con un número promedio de 1,25 estacas con callo, fue superior a los tratamientos con ANA 1 000 ppm (T2), ANA 1 500 ppm (T3), Rootone (T7) y testigo (T8) y estadística - mente igual a los demás (Cuadro A.13).

En cuanto al porcentaje de estacas con callo, los únicos tratamientos que no indujeron a su formación fueron el ANA 1 500 ppm (T3), Rootone (T7) y el testigo (T8) (Cuadro A.11).

Esta especie no logró enraizamiento en ninguno de los tratamientos hormonales utilizados.

4.9. Resultados experimentales para Eucalipto.

(Eucalyptus deglupta. Blume.)

4.9.1. Número de estacas con brotes.

El análisis de varianza para el número de estacas con brotes a los quince y treinta días, no presentó diferencia estadística entre tratamientos y repeticiones (Cuadro A.2 y A.4).

A los treinta días todos los tratamientos presentaron una reducción en el número de estacas con brotes, en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cua-

dro A.1).

4.9.2. Número de brotes por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de brotes a los quince días, presentó diferencia estadística entre tratamientos y no así entre las repeticiones (Cuadro A.7). El desarrollo de los brotes en Eucalyptus deglupta se inició a partir del sexto día.

En la prueba de Duncan se determinó que el Rootone (T7) con un número promedio de 14,50 brotes, se comportó superior a los tratamientos Testigo (T8) y AIB 1 500 ppm (T6); pero estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.8).

A los treinta días el análisis de varianza no presentó diferencia estadística entre tratamientos y repeticiones (Cuadro A.9).

A esta fecha todos los tratamientos presentaron una reducción en el número de brotes, en comparación con los resultados obtenidos a los quince días (Cuadro A.6).

4.9.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de estacas con callo presentó diferencia estadística entre tratamientos y no así entre repeticiones (Cuadro A.12).

En la prueba de Duncan se determinó que el tratamiento con AIB 1 500 ppm (T6), con un número promedio de 3,75 estacas con callo fue superior a los tratamientos testigo (T8), ANA 500 ppm (T1) y Rootone (T7); pero estadísticamente igual a los demás (Cuadro A.13).

En cuanto al porcentaje en la formación de callos, se

determinó que los tratamientos con AIB 1 500 ppm (T6) y ANA 1 500 ppm (T3), con un 46,87% obtuvieron el mayor porcentaje, mientras que el testigo (T8) no indujo a la formación de callos (Cuadro A.11).

Esta especie no logró enraizamiento en ninguno de los tratamientos hormonales.

4.10. Resultados experimentales para Teca.

(Tectona grandis. Linnf.)

4.10.1. Número de estacas con brotes.

Los resultados obtenidos a través del análisis de varianzas para el número de estacas con brotes a los quince y treinta días, no presentaron diferencia estadística entre tratamientos y repeticiones (Cuadro A.2 y A.4).

4.10.2. Número de brotes por tratamiento.

Los análisis de varianza para el número de brotes a los quince y treinta días, no presentaron diferencia estadística entre tratamientos y repeticiones (Cuadro A.7 y A.9).

El desarrollo de los brotes en Tectona grandis se inició a partir del tercer día de establecido el ensayo.

A los treinta días se presentó una reducción en el número de brotes, en relación a los resultados obtenidos a los quince días; a excepción de los tratamientos ANA 1 000 ppm (T2) y AIB 1 000 ppm (T5) que presentaron un incremento (Cuadro A.6)..

4.10.3. Número de estacas con callo por tratamiento.

El análisis de varianza para el número de estacas con callos presentó diferencia estadística entre tratamientos y

no así entre repeticiones (Cuadro A.12). En la prueba de Duncan se determinó que el tratamiento con AIB 500 ppm (T4), con un número promedio de 5,25 estacas con callo, se comportó estadísticamente mayor a los demás tratamientos; mientras que estos se comportaron estadísticamente iguales entre si (Cuadro A.13).

En cuanto al porcentaje en la formación de callos, se determinó que el tratamiento con AIB 500 ppm (T4), presentó un 65,60% de estacas con callos, alcanzando el mayor porcentaje; mientras que el Rootone (T7) con un 6,25% logró el menor porcentaje de estacas con callo (Cuadro A.11).

Esta especie no logró enraizar en ningún tratamiento hormonal utilizado.

5. DISCUSION

5.1. Brotación de estacas.

Según los resultados obtenidos para el número de estacas con brotes y el número de brotes por tratamiento, se determinó que los diferentes tratamientos utilizados en algunas especies resultaron significativos entre sí, pero se comportaron igual al testigo, esto indica que los reguladores del crecimiento no ejercen efecto sobre la brotación de estacas, sino sobre el proceso de enraizamiento, lo cual coincide con Hartmann (21), que menciona que el objeto de tratar estacas con sustancias reguladoras del crecimiento como las auxinas es de aumentar el porcentaje de estacas que formen raíces, acelerar la formación de estas, aumentar el número y calidad de raíces producidas y aumentar la uniformidad de enraizamiento. Hartmann y Ray (21.44), coinciden en que la auxina actúa regulando el alargamiento celular, división celular y estimulación en la formación de raíces adventicias.

Entre las causas que promueven la brotación pueden ser las condiciones ambientales obtenidas dentro del propagador durante el ensayo, las cuales se mantuvieron con promedios de temperatura de 34°C, Humedad Relativa arriba del 70%; y una luminosidad regulada en un 50%; éstas condiciones aceleraron el proceso de brotación, siendo la Gmelina arborea la primera en brotar a los tres días de establecido el ensayo, obteniéndose a los quince días un alto porcentaje de brotes en la mayoría de especies. lo anterior coincide con lo mencionado por Hartmann (21), que las

temperaturas ambientales en exceso tienden a estimular el desarrollo de yemas con anticipación al desarrollo de raíces. La Humedad Relativa dentro del propagador fue adecuada para mantener vivas las estacas y brotes, comprobándose lo anterior por Mitchell y Livingston (36), de que es necesario mantener una humedad relativa controlada entre 75% a 95%. Fiester (12), considera que la cantidad de humedad que absorbe la estaca a través del corte es muy limitada para asegurar la vida de las estacas. La luminosidad durante los primeros quince días de establecido el ensayo, fue propicia para la brotación, pero como el objetivo era enraizar las estacas, se colocó palma de coco sobre el propagador, para disminuir la luminosidad y acelerar el proceso de enraizamiento, lo anterior confirma lo dicho por Cuculiza citado por García (15), de que con poca luz la emisión de raíces se realiza antes que las hojas, además disminuye la evaporación de agua de constitución que llevan las estacas, evitando así su desecación.

A los treinta días de establecido el ensayo se obtuvo severa muerte de estacas con brotes en las especies, Eucalyptus deglupta, Eucalyptus camaldulensis, Hymenaea courbaril, Swietenia humilis, Tectona grandis y Astronium graveolens, causado por los hongos Sclerotium sp., Aspergillus sp, Penicillium sp., presentes tanto en el medio de enraizamiento como en la corteza de las estacas los cuales provocaron la pudrición de estacas, aunque el medio de enraizamiento fue desinfectado con Basamid, cabe la posibilidad de que este producto no fuera totalmente efectivo, por otra parte las estacas no fueron previa-

mente desinfectadas a su plantación, además las condiciones ambientales dentro del propagador fueron favorables para el desarrollo de estos patógenos.

Se considera necesario aclarar que se realizaron aplicaciones con fungicidas cuando se detectó la presencia de hongos en las estacas. La especie Astronium graveolens fue la única que respondió a estas aplicaciones ya que en esta se controló adecuadamente la presencia de hongos.

* Un fenómeno que se presentó fue la caída de brotes y hojas en las especies Gmelina arborea, Cedrela odorata y Eucalyptus citriodora, se cree que esta abscisión se debe a las concentraciones hormonales aplicadas a la base de las estacas, lo que desencadenó un desequilibrio entre la relación Etileno-Auxina aumentando los niveles de etileno contribuyendo a la caída de hojas y brotes, ya que al comparar los tratamientos con el testigo de cada una de las especies antes mencionadas se observó que éste mantuvo los niveles de brotación sin presentarse el fenómeno anterior, esto se confirma con lo mencionado por Weaver (52), que las aplicaciones de auxinas pueden desencadenar la producción de etileno y esto según Carns citado por Weaver (52) es un acelerador potente de la abscisión, la cual es controlada por el equilibrio entre auxina y etileno. Valdovinos y colaboradores citado por Weaver (52) afirman que las auxinas retrasan la iniciación de este proceso, mientras que el etileno lo estimula o inicia.

5.2. Formación de callo.

De las especies forestales en estudio, solamente el Homblo

(Poeppigia procera) no formó callo. De las especies que formaron callo solamente cinco de ellas presentaron significancia estadística siendo estas; Caoba (Swietenia humilis), en la cual los mejores tratamientos fueron ANA 1 000 ppm (T2), AIB 500 ppm (T4), AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6), Rootone (T7) y el testigo (T8); en Gmelina arborea, los mejores tratamientos fueron AIB 500 ppm (T4), AIB 1 000 ppm (T5), AIB 1 500 ppm (T6), Rootone (T7) y Testigo (T8); en Eucalyptus citriodora el ANA 500 ppm (T1), AIB 500 ppm (T4), AIB 1 000 ppm (T5) y AIB 1 500 ppm (T6); en Eucalyptus deglupta los mejores tratamientos fueron ANA 1 000 ppm (T2), ANA 1 500 ppm (T3), AIB 500 ppm (T4), AIB 1 000 ppm (T5) y AIB 1 500 ppm (T6); mientras que en Tectona grandis el mejor tratamiento fue el de AIB 500 ppm (T4). En general la hormona que más estimuló a la formación de callos en las especies fue el Acido indol butírico (AIB) en cada uno de sus niveles utilizados.

El tratamiento testigo indujo a la formación de callo solamente en las siguientes especies Astronium graveolens, Swietenia humilis, Cedrela odorata, Gmelina arborea y Tectona grandis. Esta respuesta se debe principalmente a las condiciones ambientales dentro del propagador y a las características nutricionales de las estacas, lo cual coincide con lo mencionado por Mahlstedte y Haber (32), quienes afirman que la formación de callo es un proceso independiente de la formación de raíces y está influenciado por las condiciones internas y externas de las estacas.

La formación de callo se determinó a la tercera semana de

establecido el ensayo en Astronium graveolens, Gmelina arborea y Eucalyptus camaldulensis, confirmándose con lo mencionado por Mahlstedt y Haber (32), que de tres a cuatro semanas después de sembradas las estacas generalmente a la tercera ya ha cicatrizado la herida quedando aparentemente bien, llamando a eso formación de callo.

Con el lesionado de la estaca se determinó que incrementó la producción de callo en las estacas, lo cual se confirma con Hartmann (21), el cual menciona que esto se debe a que la lesión estimula a los tejidos para que entren en división celular.

No todas las especies presentaron callo del mismo color y consistencia, tal es el caso de Swietenia humilis, Hymenaea courbaril, Eucalyptus camaldulensis, Eucalyptus deglupta, Eucalyptus citriodora, Gmelina arborea y Tectona grandis que presentaron callo de color blanco y consistencia dura, mientras que Astronium graveolens y Cedrela odorata presentaron callo de color café y consistencia dura, lo cual coincide con lo mencionado por Hurtado y Merino (25), quienes afirman que algunos callos son masas celulares compactas y duras con células íntimamente unidas, mientras otros forman tejido esponjoso con una gran cantidad de espacios intercelulares y que la coloración de este tejido varía aun derivando de la misma especie. La importancia de la formación de callo en estacas estriba en que estos anteceden a la formación de raíces y mientras más rápido ocurra la formación de este tejido hay mayores posibilidades de enraizamiento.

Un factor que ayudó a la formación de callo fue la tempera-

tura de 28°C que se mantuvo en la base de las estacas, Mahlstedt y Haber (32) confirman que la formación de callo es producto de un porcentaje proporcional a la temperatura, a 60°F (16°C) la callosidad es más rápida que a 40°F (4.44°C).

5.3. Enraizamiento de estacas.

De las diez especies manejadas en el ensayo solamente enraizaron Astronium graveolens, Gmelina arborea y Eucalyptus camaldulensis en un bajo porcentaje. Numéricamente los resultados mostraron diferencia según los diferentes tratamientos utilizados.

En Astronium graveolens, la hormona ANA y el producto comercial Rootone formaron raíces, alcanzándose mayor respuesta con la aplicación de ANA a la concentración de 1 500 ppm (T3), para Gmelina arborea respondieron al ANA y AIB siendo esta última la que alcanzó mayor enraizamiento a la concentración de 500 ppm (T4), y en el Eucalyptus camaldulensis se obtuvo respuesta positiva con la aplicación de ANA a 1 500 ppm (T3) y AIB a 500 ppm (T4), obteniéndose con este último los mejores resultados.

El tratamiento testigo en ninguna estaca de las especies enraizadas formó raíces, lo que implica una respuesta positiva a la aplicación de ANA, AIB y Rootone, esto hace suponer que en todas las estacas las auxinas están en cantidades limitadas, por lo que al aplicarlas externamente aumenta el enraizamiento en estas especies.

La condición mencionada por Weaver (52) de afirmar que las estacas gruesas que almacenan materiales de reserva no requieren hojas para enraizar, ya que están presentes en la madera su

ficientes cofactores que estimulan la iniciación de raíces, se considera aceptable debido a que se obtuvo enraizamiento en las estacas de Astronium graveolens, Gmelina arborea y Eucalyptus camaldulensis, aun sin presencia de hojas, lo cual indica que la capacidad de enraizamiento no depende del tipo de hoja que nutre la estaca, sino del tipo de tallo utilizado, aunque se cree que la presencia de hojas sería provechosa por que elevaría los niveles de cofactores en las estacas, mejorando el grado de enraizamiento. La falta de enraizamiento en las especies Swietenia humilis, Cedrela odorata, Hymenaea courbaril y el bajo nivel de enraizamiento logrado en las especies Astronium graveolens, Gmelina arborea y Eucalyptus camaldulensis, se cree que una posible explicación a considerar es la época de recolección del material vegetativo efectuado durante el mes de junio, debido a que los niveles de cofactores de enraizamiento se encontraban a un nivel bajo, coincidiendo con Lee, McGuirre y Kitchin (30), quienes determinaron que las diferencias en el enraizamiento responden a la actividad promotora de los cofactores, ya que esta incrementa en todos los tejidos en Septiembre y decrece después de Noviembre a los niveles de Julio, en este mes de Julio hay establecimiento de inhibidores que desaparecen en Septiembre y reaparecen en Noviembre.

La utilización de estacas medias y basales resultó ser satisfactoria para la formación de raíces en las especies que enraizaron, lo cual se confirma por Garrido y Ortega (16), quienes mencionan que en las estacas medias y basales existe un mayor contenido de carbohidratos. La presencia de carbohidratos

en las estacas fue determinado mediante la prueba del Iodo (I) que se realizó antes de la plantación de las estacas, seleccionándose todas aquellas que presentaron una coloración oscura, Pérez A. (42), recomienda realizar dicha prueba, para determinar según la coloración el contenido adecuado de carbohidratos presentes en las estacas.

Otra posible explicación del bajo nivel de enraizamiento es su edad, ya que se utilizaron especies forestales de seis años, en ensayo realizado por Van Oberbeck y asociados citados por Fiestler (12), compararon la capacidad de enraizamiento de estacas de árboles de uno, seis y doce años, observando que las estacas de árboles de un año enraizaron casi el 100%, decreciendo el enraizamiento en las estacas de árboles de seis años alrededor del 45%, mientras que el material tomado de árboles de doce años enraizó esporádicamente.

Con relación a la longitud de 17 cm que se les dio a las estacas resultó ser adecuada para el enraizamiento; este valor se encuentra incluido en el rango de longitud para estacas de madera dura recomendado por Hartmann (21), el cual puede variar de 10 a 75 cm. Se utilizó una longitud uniforme, según Panetsos (40), recomienda utilizar longitudes uniformes, ya que al variar la longitud en las estacas también varía la cantidad de carbohidratos y auxinas presentes.

El número de nudos en las estacas no fue igual por las diferencias morfológicas entre especies, por lo cual se dejó como mínimo dos nudos; con respecto al diámetro de las estacas, este osciló entre 0.5 y 1.5 cm, observándose que estos fueron adecua

para el enraizamiento; Hartmann y Pérez A. (21,42), coincidieron en que las estacas deben poseer por lo menos dos nudos y un diámetro que varíe entre 0,6 a 2,5 cm y hasta 5 cm.

Con relación al medio de enraizamiento utilizado se considera que la arena de río lavada es aceptable para el enraizamiento de estacas, confirmándose con lo mencionado por Hartmann (21), Rojas (46) y Ríos citado por Buschting (4), quienes afirman que la arena de río es un medio de enraizamiento adecuado, lo cual es asegurado por Hernández y Musalen (23), en un ensayo estadísticamente analizado, en el cual mencionan que la arena de río sola resultó ser buen sustrato de enraizamiento.

La arena de río presenta el inconveniente de compactar demasiado el medio, lo que es provocado por los riegos constantes necesarios para mantener la humedad ya que su drenaje, dificulta la retención de agua; la compactación influye al retirar el material enraizado pues se lesionan las raíces de las estacas; lo anterior es afirmado por Hartmann (21), quien asegura que la arena de río es muy pesada y no retienen la humedad como lo hacen otros medios, por lo cual necesita riegos más frecuentes. En el medio de enraizamiento se mantuvo una temperatura promedio de 28°C en la base de las estacas; probablemente esto influyó en el enraizamiento de las tres especies forestales; este promedio de temperatura obtenido está incluido en el rango de temperatura de 18°C a 29°C recomendado por Pérez A. (42), quien afirma que este rango de temperatura favorece el enraizamiento.

La condición ambiental mencionada por Salazar y Becerril (48), de procurar que la temperatura ambiental no supere a la

del sustrato, para mantener una condición de temperatura que favorezca una mayor actividad en la parte basal de las estacas permitiendo la formación de raíces antes de la brotación de las yemas; no se logró, ya que dentro del propagador la temperatura ambiental siempre superó la temperatura del sustrato, lo cual a nuestro criterio repercute en los bajos niveles de enraizamiento obtenidos.

En la base de la cama de propagación se colocó una capa de plástico para elevar la temperatura del medio de enraizamiento, obteniéndose una temperatura de 25°C como promedio mínimo; así, el uso de plástico se considera aceptable, ya que Rojas (46), recomienda forrar la madera de la cama de propagación con plástico para evitar el efecto de las heladas.

La condición mencionada por Leakey y Longman (29), de tapar herméticamente la armazón del propagador para lograr una humedad alta y de rociar las hojas con una neblina fina semejante al rocío, se considera aceptable, ya que dentro del propagador con el uso del sistema de riego por nebulización se logró mantener una humedad relativa mayor o igual al 70% durante el día, alcanzando el 100% durante la noche; no así en cuanto a la temperatura ambiental, la cual fue difícil de controlar, ya que los promedios de temperatura en ese lugar son elevados (28°C), además el bajo porcentaje de regulación de luz del saram y la exposición del propagador al sol, ocasiona una alta luminosidad que en combinación con la cubierta plástica calentaron la atmósfera interior incrementando la temperatura; confirmándose así lo mencionado por Pérez A. (42), quien afirma que las estructu-

ras cubiertas con vidrio y expuestas al sol por unas horas alcanzan temperaturas excesivamente altas y dañinas debido al calor que se acumula bajo el vidrio y se rechaza lo mencionado por Mitchell y Livingsgton (36), quienes mencionan que es posible lograr temperaturas controladas de 18°C a 21 °C en el ambiente, en cajas de propagación con la parte superior o los lados de algún material traslúcido.

El sistema de riego por nebulización es otro factor importante de considerar en el enraizamiento de estacas, y según el funcionamiento observado, se considera adecuado, ya que con este sistema se logra lo mencionado por Leakey y Longman (29), que las hojas deben rociarse con agua, de ser posible con neblina fina semejante al rocío de las bombas de mochila. Sheesman y Spencer citados por Fiester (12), consideran que instalando boquillas asperjadoras ordinarias en el propagador para producir neblina sobre las estacas, induce un mayor enraizamiento en estacas de madera blanda.

6. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones en que se realizó el experimento, se concluye que:

1. El uso de reguladores de crecimiento con auxinas como el Acido naftalenacético (ANA) y el Acido Indol butírico (AIB), promueven la formación de raíces en las especies como Gmelina arborea y Eucalyptus camaldulensis con concentraciones de AIB a 500 ppm (T4); mientras que en Astronium graveolens fue el ANA a 1 500 ppm (T3).
2. El Acido Indol butírico (AIB) en cada uno de sus niveles utilizados fue la mejor hormona en la formación de callo, en las especies que presentaron esta respuesta.
3. Las estacas que forman callo en un período de tres semanas, tienen mayor posibilidad de enraizamiento.
4. La brotación de las especies experimentadas, no se debe a la aplicación de los tratamientos hormonales, sino a las condiciones ambientales mantenidas en el propagador y a las características nutricionales de las estacas; los tratamientos hormonales influyen en la abscisión de hojas y brotes en las especies que presentaron este problema.
5. El propagador y el sistema de riego por nebulización utilizado, son adecuados para la brotación y el enraizamiento de estacas.

7. RECOMENDACIONES

En vista de los resultados obtenidos, para el enraizamiento se recomienda:

1. Desinfectar el medio de enraizamiento con productos químicos biocidas como la formalina.
2. Aplicar un tratamiento fungicida a las estacas antes de la siembra, y realizar aplicaciones preventivas al follaje, utilizando dosis al 50% de la recomendación comercial.
3. Por los altos niveles de brotación obtenidos a los quince días de establecido el ensayo, se recomienda utilizar estos brotes, en otras técnicas de micropropagación.
4. Utilizar un sistema de calefacción o algún material que facilite la conducción del calor, para aumentar la temperatura del medio de enraizamiento en la cama de propagación.
5. Realizar este tipo de investigación en otros lugares que presenten diferentes condiciones climáticas.
6. Utilizar estacas con presencia de hojas.
7. Utilizar estacas procedentes de árboles de un año de edad.
8. Se recomienda cortar las estacas para propagarlas durante los meses de Septiembre a Octubre.

8. BIBLIOGRAFIA

- 1- ARCILA, J.; VALENCIA, G. 1976. Enraizamiento de Estacas de Café (Coffea arabica. L.). CENICAFE. (Col.) 27(3): 135 - 139.
- 2- BASTIN, R. 1970. Tratado de Fisiología Vegetal; México, CECSA. p. 399.
- 3- BURG, S.; BURG, A. 1965. Lateral Auxin Transport in Stems and Roots. Plant Physiology (EE.UU.) no.42: 891 - 892.
- 4- BUSCHTING, D. 1973. Prueba de tres Hormonas en el Enraizamiento de Estacas de Café (Coffea arabica. L.) Tesis Lic. Managua, Nic., Escuela Nacional de Agricultura y Ganadería. p. 13 - 20.
- 5- _____ CACAO. 1959. Informe Anual 1958 (C.R.) 4(1) p. 21.
- 6- CANPINHOS, E.; IKENORI, K. 1937. Cloning Eucalyptus especie. Management of the Forest of Tropical America (P.R.) 1986: 291 - 296.
- 7- CENTRO AGRONOMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA. 1986. Silvicultura de Especies Promisorias para Producción de Leña en América Central. Turrialba, Costa Rica, CATIE. p. 91 - 92, 107 - 108, 159 - 160, 211 - 212.
- 8- CENTRO AGRONOMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA. 1984. Especies para Leña; Arboles para la Producción de Energía. Trad. por Fernández y Tradinsa. Turrialba, Costa Rica, s.n. p. 78, 86, 204, 206.

9- CHOussy, F. 1976. Flora Salvadoreña; 2aEd. San Salvador, El Salvador C.A., Editorial Universitaria. 2V, Tomo III. p. 31.

10- DENNYS, G. A. 1962. El Cultivo del Cacao y algunos Trabajos y Observaciones llevadas a cabo en El Salvador. Tesis Ing. Agr. San Salvador, El Salv., Universidad de El Salvador. p 46 - 48.

11- DEBLIN, R. 1980. Fisiología Vegetal; Trad. por Llimona Pages. 3aEd. Barcelona, España, OMEGA. p. 356 - 357.

12- FIESTER, R. 1957. Revisión de Literatura sobre Propagación Asexual de Café por Estacas. Turrialba (C.R.) 7(3): 57 - 64.

13- FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. 1981. El Eucalipto en la Repoblación Forestal. S.L.-Montes. p. 400 - 401.

14- FUENTES, L. 1988. Reproducción Vegetal Agamica, El Diario de Hoy, San Salvador (El Salv.): Mayo. 17:37.

15- GARCIA, V. 1974. Enraizado de Estacas de Seis Especies Forestales, con tres niveles de Acido Indol butírico. Tesis Mag. Sc. Turrialba, C.R., IICA. p. 45.

16- GARRIDO, E.; OPTEGA, C.; 1979. Estudio sobre el Enraizamiento de Estacas de Manzano con Acido Indol acético (AIA) y Acido Indol butírico (AIB), en tres Tipos de Estacas a una Temperatura de 21°C en la base. CHAPINGO (Mex.) no. 16 - 17: 14 - 17.

17- GOSTINCHAR, J. 1967. Tratado de Especialización Agrícola; Barcelona, España, DIKOS-TAL. 6V, p. 79.

- 18- _____ 1967. Tratado de Especialización Agrícola; Barcelona, España, OIKOS-TAU. 1V, p. 117.
- 19- GUEVARA, E. 1987. Reguladores del Crecimiento. Curso de Cultivo de Tejidos (2... 1987, Turrialba, C.R.). Memoria. Turrialba, C.R., CATIE. p. 58 - 60.
- 20- HANSEN, J.; STROMQUIST, L.; ERICSSON, A. 1978. Influence of the Irradiance in Carbohydrate Content and Rooting of Cuttings Pine Seedlings (Pinus sylvestris. L.) Plant Physiology (E.E.U.U.) 61: 975 - 979.
- 21- HARTMANN, H. T. 1975. Propagación de Plantas, Principios y Prácticas; Trad. por Antonio Ambrosio. Mexico. Continental. p. 219 - 220, 266, 278, 281, 294, 297, 301, 319, 321, 337, 338 - 340, 341, 342.
- 22- HELFENBERGER, A. 1959. Experimentos Preliminares sobre los Efectos del Acido Gibberelico en Theobroma cacao. CACAO (C.R.) 4(2): 3 - 5.
- 23- HERNANDEZ, J.; MUSALEN, S. 1978. Estudio de Algunos Factores que afectan el Prendimiento de Estacas Duras de Populus y Acer en CHAPINGO, México; Populus alba L. CHAPINGO (Mex.) no. 9: 3 - 8.
- 24- HERNANDEZ, B. 1985. Descripción e importancia de las Especies Arboreas del Cerro de las Pavas. Tesis Lic. San Salvador, El Salvador, Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias y Humanidades. p 121 - 126.
- 25- HURTADO, M.; MERINO, M. 1987. Cultivo de Tejidos Vegetales; México. TRILLAS. p. 94.

- 26- JACOB, V.; OPEKE, L. 1964. Studies on the effect of Hormones on the Rooting of Cuttings of Clones of Cacao; (Theobroma cacao. L.). CACAO (C.R.) 14(2): 12 - 13.
- 27- LAGOS, J. 1983. Compendio de Botánica Sistemática; 2aEd. San Salvador, El Salvador, Ministerio de Educación. p. 149, 195.
- 28- LEAKY, R. 1986. Cloned Tropical Hardwoods. Appropriate Technology. (Can.) 29(1): 35 - 37.
- 29- _____.; LONGMAN, A. 1988. Low-tech Cloning of Tropical Trees. Appropriate Technology. (Can.) 15(1): 6.
- 30- LEE, C.; McGUIRE, J.; KITCHIN, J. 1969. The Relationship between Rooting Cofactors of easy and Difficult-to-Ro-
t-Cuttings of three Clones of Rhododendron. Journal of the America, Society For Horticultural Science (E.E.U.U.) 94 (1): 45 - 48.
- 31- LITTL, T.; HILLS, F. 1976. Métodos Estadísticos para la Investigación en la Agricultura; Trad. Anatólio De Paul Crepo. Mexico D.F., Mexico, Trillas. p. 53 - 56.
- 32- MAHLSTEDE, J.; HABER, E. 1957. Plant Propagation; E.E.U.U., John Wiley & Sons. p. 36, 213, 295, 413.
- 33- M.A.G. 1980. Almanaque Salvadoreño; San Salvador, Dirección General de Recursos Naturales Renovables, Servicio Meteorológico. p. 51, 82 - 83, 88.
- 34- MEREDITH, H.; JOINER, J.; BIGGS, R. 1970. Influences of Indole-3-Acetic and Kinetin on Rooting and Indole metabolism of Feijoa sellowiana. Journal of the America Society For Horticultural Science (E.E.U.U.) 91(1): 49-52.

- 35- MEYER, B.; ANDRESON, D.; BOHNING, R. 1976. Introducción a la Fisiología Vegetal; Trad. por Luis Guibert y Roberto Pitterbarg. 4aEd. Buenos Aires, Argentina, Editorial Universitaria de Buenos Aires. p. 411.
- 36- MITCHELL, J.; LIVINGSTON, G. 1973. Métodos para el Estudio de Hormonas Vegetales y Sustancias Reguladoras del Crecimiento; México, Mex. Trillas. p. 99.
- 37- MORELL, M. 1986. Situación Forestal en la República Dominicana; Santo Domingo, República Dominicana, Amigo del Hogar. 1V. p. 13 - 14.
- 38- MCGUIRE, J.; LUKE, S.; SHUTAK. 1968. Effect of Foliar application of 3-Indolebutyric Acid on Rooting of Cuttings of Ornamental Plants. Proceedings of the American Society For Horticultural Science (C.R.) 87: 494 - 501.
- 39- ODON, R. E.; CARPENTER, J. 1965. The Relationship between Endogenous Indole Auxins and the Rooting of Herbaceous Cutting. Proceedings of the American Society For Horticultural Science (C.R.) 87: 495 - 501.
- 40- PANETSOS, K. 1970. Effect of the Diameter of Cuttings on the Growth and Selection of Poplar Clones in the Nursery. Forestry Abstracts (England.) 33(1): 291.
- 41- PEREZ-ARBELAEZ, W. 1978. Plantas Utiles de Colombia; 4aEd. Bogotá, Colombia, ARCO. p. 174, 486.
- 42- PEREZ, A. 1981. Propagación de plantas; Santa Tecla, El Salvador. ENA. p. 82, 85, 104, 117.

- 43- PURUSHOTHAN, K.; SULLADMATH, U.; VISNVESWARA. 1986. Effect Preconditioning Treatments on Rooting of Coffea Cuttings. Turrialba (C.R.) 36(2): 157 - 161.
- 44- RAY, P. M. 1976. La Planta Viviente, Conceptos Modernos de las Actividades Biológicas de las Plantas; Trad. por Raúl J. Blaisten. Mexico. Continental. p. 136 - 137, 139.
- 45- RODRIGUEZ, C.; CASTANEDA, M.; GALLARDO, A. 1986. Estudio de la Propagación Begetativa de Cuatro Especies Forestales para Madera y Leña; Tesis Ing. Agr. San Salvador, El Salvador., Universidad Politécnica de El Salvador. p. 37.
- 46- ROJAS, O. 1968. Estudio sobre el Enraizamiento de Estacas de Manzano (Pyrus malus. L.) para patrones de Porta Injerto. Tesis Ing. Agr. Guatemala., Universidad Autónoma de San Carlos de Guatemala. p. 27 - 28.
- 47- ROJAS, G. 1980. Fisiología Vegetal Aplicada; 2aEd. Mexico, D.F., McGRAW. p. 159, 160, 161, 162.
- 48- SALAZAR, A.; BECERRIL, E. 1983. Enraizamiento de Estacas de Manzano MM-106. CHAPINGO (Mex.) 8(41): 29 - 33.
- 49- SANCHEZ, D. 1989. Efecto del Acido Naftalenacético (NAA) como Regulador del Crecimiento Radicular en Estacas de Ixora coccinea. Tesis Lic. San Salvador, El Salvador. Universidad de El Salvador Facultad de Ciencias y Humanidades. p. 56.

50- STANDLEY, P.; STEYERMARK, J. 1949. Flora of Guatemala; -
Guatemala. s.n. 24V Parte VI. p. 180 - 181.

51- _____ . 1949. Flora of Guatemala; Guatemala. s.n. 24V
Parte V. p. 141, 145, 446 - 449, 456 - 457.

52- WEAVER, R.J. 1976. Reguladores del crecimiento de las
plantas en la Agricultura. Mexico. Trillas. p. 21,
91 - 92, 144 - 145, 148, 150 - 151, 154 - 155, 156 -
157, 363.

53- WITSBERGER, D.; CURRENT, D.; ARCHER, E. 1982. Arboles del
Parque Deninger; San Salvador. El Salvador, Dirección
de Publicaciones. p. 136 - 138, 184, 190, 214.

9. ANEXOS

CUADRO A.1

NUMERO DE ESTACAS CON BROTES POR TRATAMIENTO A LOS QUINCE Y TREINTA DIAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO, UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1989.

E S P E C I E	T R A T A M I E N T O S															
	T1		T2		T3		T4		T5		T6		T7		T8	
	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30
<i>Cratogeomys graveolens</i>	6	11	7	13	5	12	5	11	5	9	13	19	15	20	11	18
<i>Geometra humilis</i>	6	1	13	3	8	1	17	9	17	3	24	10	15	0	20	12
<i>Geometra operata</i>	17	9	12	4	9	2	22	13	21	11	10	3	13	1	21	15
<i>Homocidus rufibarbis</i>	11	2	11	1	11	3	16	6	9	6	8	0	5	1	17	3
<i>Phaenocarpa procerata</i>	0	-	4	-	2	-	4	-	2	-	3	-	1	-	4	-
<i>Geometra arborea</i>	25	5	24	4	25	3	23	10	27	5	13	5	26	9	32	30
<i>Geometra albicollis</i>	21	18	16	14	16	17	21	22	21	11	14	12	17	10	16	16
<i>Geometra citrifodora</i>	10	1	2	1	9	0	8	6	10	5	7	5	3	2	10	5
<i>Geometra declupta</i>	14	5	18	5	16	3	20	6	14	3	11	0	24	3	13	2
<i>Tectona grandis</i>	6	3	3	4	6	5	9	7	6	6	5	3	8	2	8	5

CUADRO A.2 ANALISIS DE VARIANZA PARA EL NOMEPO DE ESTACAS CON BROTES POR TRATAMIENTO A LOS QUINCE DIAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO, UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1989.

E S P E C I E	F. DE VAR.	G.L.	S.C.	VAR.	F.CAL.	F.T. 5%
Ronron	Bloque	3	5.34	1,78	0,833 ns	3,07
<u>Astronium graveolens</u>	Tratamiento	7	28.47	4,07	1,902 ns	2,49
	Error Experimental	21	44.91	2,14		
Caoba	Bloque	3	2,25	0,75	0,232 ns	3,07
<u>Swietenia humilis</u>	Tratamiento	7	62,0	8,96	2,745 *	2,49
	Error Experimental	21	67.75	3,23		
Cedro	Bloque	3	3.59	1,20	0,597 ns	3,07
<u>Cedrela odorata</u>	Tratamiento	7	48.97	7,00	3,485 *	2,49
	Error Experimental	21	42.16	2,01		
Copinol	Bloque	3	5,75	1,92	1,229 ns	3,07
<u>Hymenaea courbaril</u>	Tratamiento	7	27.50	3,93	2,519 *	2,49
	Error Experimental	21	32,75	1,56		
Membre	Bloque	3	2,25	0,75	3,00 ns	3,07
<u>Poeppigia procera</u>	Tratamiento	7	4,00	0,57	2,236 ns	2,49
	Error Experimental	21	5,25	0,25		
Melina	Bloque	3	2,75	0,92	1,185 ns	3,07
<u>Gmelina arborea</u>	Tratamiento	7	27.00	3,86	4,935 *	2,49
	Error Experimental	21	16,25	0,77		
Eucalipto	Bloque	3	5,63	1,88	1,145 ns	3,07
<u>Eucalyptus camaldulensis</u>	Tratamiento	7	13.88	1,98	1,211 ns	2,49
	Error Experimental	21	34,37	1,64		
Eucalipto	Bloque	3	10.59	3,53	1,493 ns	3,07
<u>Eucalyptus citriodora</u>	Tratamiento	7	17.97	2,57	1,086 ns	2,49
	Error Experimental	21	49.66	2,36		
Eucalipto	Bloque	3	8.38	2,79	0,887 ns	3,07
<u>Eucalyptus deglupta</u>	Tratamiento	7	31.38	4,48	1,423 ns	2,49
	Error Experimental	21	66.13	3,15		
Teca	Bloque	3	3.09	1,03	0,897 ns	3,07
<u>Tectona grandis</u>	Tratamiento	7	4.47	0,64	0,793 ns	2,49
	Error Experimental	21	24.16	1,15		

E S P E C I E	P R U E B A D E D U N C A N								
	T6	T8	T5	T4	T7	T2	T3	T1	
<p>CAOBA</p> <p><u>Swietenia humilis</u></p>	T1 1,5	4,50*	3,50*	2,75**	2,75**	2,25**	1,75**	0,50**	----
	T3 2,0	4,00*	3,00*	2,25**	2,25**	1,75**	1,25**	----	----
	T2 3,25	2,75**	1,75**	1,00**	1,00**	0,50**	----	----	----
	T7 3,75	2,25**	1,25**	0,50**	0,50**	----	----	----	----
	T4 4,25	1,75**	0,75**	0,00**	----	----	----	----	----
	T5 4,25	1,75**	0,75**	----	----	----	----	----	----
	T8 5,00	1,00**	----	----	----	----	----	----	----
	T6 6,00	----	----	----	----	----	----	----	----
<p>CEDRO</p> <p><u>Cedrela odorata</u></p>		T4 5,50	T8 5,25	T5 5,25	T1 4,25	T7 3,25	T2 3,00	T6 2,50	T3 2,25
	T3 2,25	3,25*	3,00*	3,00*	2,00**	1,00**	0,75**	0,25**	----
	T6 2,50	3,00*	2,75*	2,75*	1,75**	0,75**	0,50**	----	----
	T2 3,00	2,50*	2,25**	2,25**	1,25**	0,25**	----	----	----
	T7 3,25	2,25**	2,00**	2,00**	1,00**	----	----	----	----
	T1 4,25	1,25**	1,00**	1,00**	----	----	----	----	----
	T5 5,25	0,25**	0,00**	----	----	----	----	----	----
	T8 5,25	0,25**	----	----	----	----	----	----	----
	T4 5,50	----	----	----	----	----	----	----	----
<p>COPINOL</p> <p><u>Hymenaea courbaril</u></p>		T8 4,25	T4 4,00	T3 2,75	T2 2,75	T1 2,75	T5 2,25	T6 2,00	T7 1,25
	T7 1,25	3,00*	2,75*	1,50**	1,50**	1,30**	1,00**	0,75**	----
	T6 2,00	2,25*	2,00**	0,75**	0,75**	0,75**	0,25**	----	----
	T5 2,25	2,00**	1,75**	0,50**	0,50**	0,50**	----	----	----
	T1 2,75	1,50**	1,25**	0,00**	0,00**	----	----	----	----
	T2 2,75	1,50**	1,25**	0,00**	----	----	----	----	----
	T3 2,75	1,50**	1,25**	----	----	----	----	----	----
	T4 4,00	0,25**	----	----	----	----	----	----	----
	T8 4,25	----	----	----	----	----	----	----	----
<p>MELINA</p> <p><u>Gmelina arborea</u></p>		T8 0,00	T5 6,75	T7 6,50	T3 6,25	T1 6,25	T2 6,00	T4 5,75	T6 4,50
	T6 4,50	3,50*	2,25*	2,00*	1,75*	1,75*	1,50*	1,25**	----
	T4 5,75	2,25*	1,00**	0,75**	0,50**	0,50**	0,25**	----	----
	T2 6,00	2,00*	0,75**	0,50**	0,25**	0,25**	----	----	----
	T1 6,25	1,75*	0,50**	0,25**	0,00**	----	----	----	----
	T3 6,25	1,75*	0,50**	0,25**	----	----	----	----	----
	T7 6,50	1,50*	0,25**	----	----	----	----	----	----
	T5 6,75	1,25**	----	----	----	----	----	----	----
	T8 8,00	----	----	----	----	----	----	----	----

NOTA: Solamente aparecen todas aquellas especies que presentaron significancia estadística entre tratamientos.

E S P E C I E	F. DE VAR.	G.L.	S.C.	VAR	F.CAL.	F.T. 5%
Ronron	Bloque	3	3,34	-1,11	0,921 ns	3,07
<u>Astronium graveolens</u>	Tratamiento	7	31,22	4,46	3,636 *	2,49
	Error Experimental	21	25,41	1,21		
Caoba	Bloque	3	0,75	0,25	0,116 ns	3,07
<u>Swietenia humilis</u>	Tratamiento	7	39,50	5,64	2,619 *	2,49
	Error Experimental	21	45,25	2,15		
Cedro	Bloque	3	0,59	0,20	0,294 ns	3,07
<u>Cedrela odorata</u>	Tratamiento	7	55,47	7,92	11,755 *	2,49
	Error Experimental	21	14,16	0,67		
Copinol	Bloque	3	2,12	0,71	0,620 ns	3,07
<u>Hymenaea courbaril</u>	Tratamiento	7	8,87	1,27	1,217 ns	2,49
	Error Experimental	21	21,88	1,04		
Memble	Bloque	-	-	-	-	-
<u>Poeppigia procera</u>	Tratamiento	-	-	-	-	-
	Error Experimental	-	-	-	-	-
Melina	Bloque	3	16,59	5,53	2,185 ns	3,07
<u>Gmelina arborea</u>	Tratamiento	7	137,72	19,67	7,772 *	2,49
	Error Experimental	21	53,16	2,53		
Eucalipto	Bloque	3	2,25	0,75	0,741 ns	3,07
<u>Eucalyptus camaldulensis</u>	Tratamiento	7	28,50	4,07	4,024 *	2,49
	Error Experimental	21	21,25	1,01		
Eucalipto	Bloque	3	5,84	1,95	2,234 ns	3,07
<u>Eucalyptus citriodora</u>	Tratamiento	7	9,72	1,39	1,628 ns	2,49
	Error Experimental	21	17,91	0,85		
Eucalipto	Bloque	3	1,84	0,61	0,811 ns	3,07
<u>Eucalyptus daglupta</u>	Tratamiento	7	6,47	0,92	1,220 ns	2,49
	Error Experimental	21	15,91	0,76		
Teca	Bloque	3	3,59	1,20	1,248 ns	3,07
<u>Tectona grandis</u>	Tratamiento	7	4,97	0,71	0,740 ns	2,49
	Error Experimental	21	20,16	0,96		

CUADRO A.5 PRUEBA DE DUNCAN PARA EL NUMERO DE ESTACAS CON BROTES POR TRATAMIENTO A LOS TREINTA DIAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO, UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1939.

ESPECIE	PRUEBA DE DUNCAN								
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9
RONRON <i>Astronium graveolens</i>	T1 2,25	2,25 ^a	2,25 ^a	2,25 ^a	1,00 ^b	0,75 ^b	1,50 ^b	0,50 ^c	-----
	T2 2,75	2,25 ^a	2,00 ^a	1,75 ^a	0,50 ^b	0,25 ^b	0,00 ^c	-----	
	T4 2,75	2,25 ^a	2,00 ^a	1,75 ^a	0,50 ^b	0,25 ^b	-----		
	T3 1,00	2,00 ^a	1,75 ^a	1,50 ^a	0,25 ^b	-----			
	T2 3,25	1,75 ^a	1,50 ^a	1,25 ^a	-----				
	T3 4,50	0,50 ^b	0,25 ^b	-----					
	T4 4,75	0,25 ^b	-----						
	T7 5,00	-----							
	T8 5,00	-----							
CAOBA <i>Swietenia humilis</i>	T7 0,00	3,00 ^a	2,50 ^a	2,25 ^a	2,00 ^a	0,75 ^b	0,25 ^b	0,25 ^b	-----
	T1 0,25	2,75 ^a	2,25 ^a	2,00 ^a	1,75 ^a	0,50 ^b	0,00 ^c	-----	
	T3 0,25	2,75 ^a	2,25 ^a	2,00 ^a	1,75 ^a	0,50 ^b	-----		
	T2 0,75	2,25 ^a	1,75 ^a	1,50 ^a	1,25 ^a	-----			
	T5 2,00	1,00 ^b	0,50 ^b	0,25 ^b	-----				
	T4 2,25	0,75 ^b	0,25 ^b	-----					
	T5 2,50	0,50 ^b	-----						
	T6 3,00	-----							
	T7 3,00	-----							
CEDRO <i>Cedrela odorata</i>	T1 0,25	3,25 ^a	3,00 ^a	2,50 ^a	2,00 ^a	0,75 ^b	0,50 ^b	0,25 ^b	-----
	T3 0,50	3,50 ^a	3,25 ^a	2,75 ^a	2,25 ^a	0,50 ^b	0,25 ^b	-----	
	T4 0,75	3,25 ^a	3,00 ^a	2,50 ^a	2,00 ^a	-----			
	T2 1,00	3,00 ^a	2,75 ^a	2,25 ^a	1,75 ^a	-----			
	T1 2,25	1,75 ^a	1,00 ^b	0,50 ^b	-----				
	T5 2,75	1,25 ^a	0,50 ^b	-----					
	T4 3,25	0,75 ^b	-----						
	T6 4,00	-----							
	T7 4,00	-----							
MELINA <i>Gmelina arborea</i>	T3 0,75	4,75 ^a	4,25 ^a	4,00 ^a	3,50 ^a	3,00 ^a	2,50 ^a	2,00 ^a	-----
	T2 1,00	4,50 ^a	4,00 ^a	3,75 ^a	3,25 ^a	2,75 ^a	2,25 ^a	-----	
	T1 1,25	4,25 ^a	3,75 ^a	3,50 ^a	3,00 ^a	2,50 ^a	-----		
	T5 1,25	4,25 ^a	3,75 ^a	3,50 ^a	3,00 ^a	-----			
	T6 1,25	4,25 ^a	3,75 ^a	3,50 ^a	-----				
	T7 2,25	3,25 ^a	0,25 ^b	-----					
	T4 2,50	3,00 ^a	-----						
	T6 3,00	-----							
	T7 3,00	-----							
EUCALIPTO <i>Eucalyptus camaldulensis</i>	T7 2,50	3,00 ^a	2,00 ^b	1,75 ^b	1,50 ^b	1,00 ^c	0,50 ^c	0,25 ^c	-----
	T5 2,75	2,75 ^a	1,75 ^b	1,50 ^b	1,25 ^b	0,75 ^c	0,25 ^c	-----	
	T6 3,00	2,50 ^a	1,50 ^b	1,25 ^b	1,00 ^c	0,50 ^c	-----		
	T2 3,50	2,00 ^b	1,00 ^c	0,75 ^c	0,50 ^c	-----			
	T6 4,00	1,50 ^b	0,50 ^c	0,25 ^c	-----				
	T1 4,25	1,25 ^b	0,25 ^c	-----					
	T1 4,50	1,00 ^b	-----						
	T4 5,00	-----							
	T4 5,00	-----							

NOTA: Solamente aparecen todas aquellas especies que presentaron significancia estadística entre tratamiento.

CUADRO A.6

NUMERO DE BROTES POR TRATAMIENTO A LOS QUINCE Y TREINTA DIAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO, UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1989.

E S P E C I E	T R A T A M I E N T O S															
	T1		T2		T3		T4		T5		T6		T7		T8	
	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30	15	30
<u>Aspergillum graveolens</u>	8	23	8	25	6	21	6	22	5	18	17	41	29	39	25	43
<u>Sclerotinia humilis</u>	9	2	27	7	16	1	41	18	48	19	64	21	26	0	47	31
<u>Cercaria coronata</u>	20	12	22	6	14	2	25	15	32	14	17	3	22	1	30	26
<u>Pyrenopeziza bourbaril</u>	21	2	18	1	19	5	37	12	22	11	14	0	7	1	40	3
<u>Polypodium procerum</u>	0	-	5	-	7	-	9	-	4	-	4	-	1	-	8	-
<u>Uromyces anoneae</u>	54	15	49	8	44	8	40	19	51	5	42	5	32	23	123	129
<u>Eucalyptus camaldulensis</u>	48	32	26	39	55	59	60	52	53	19	38	21	38	18	44	38
<u>Eucalyptus citriodora</u>	17	4	3	1	14	0	12	9	12	9	9	12	4	3	15	19
<u>Eucalyptus declupta</u>	45	7	40	13	35	7	50	13	40	6	20	0	53	5	16	4
<u>Teucrium grandis</u>	5	3	3	5	8	5	14	11	9	10	7	5	10	3	10	5

CUADRO A.7 ANALISIS DE VARIANZA PARA EL NUMERO DE BROTES POR TRATAMIENTO A LOS QUINCE DIAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO. UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1989.

E S P E C I E	F. DE VAR.	G.L.	S.C.	VAR.	F. CAL	F.T. 5%
Ronron	Bloque	3	62,25	20,75	2,149 ns	3,07
<i>Astronium graveolens</i>	Tratamiento	7	157,00	22,43	2,323 ns	2,49
	Error Experimental	21	202,75	9,65		
Caoba	Bloque	3	80,12	26,71	0,853 ns	3,07
<i>Swietenia humilis</i>	Tratamiento	7	592,87	84,70	2,704 *	2,49
	Error Experimental	21	657,88	31,33		
Cedro	Bloque	3	68,09	22,70	3,365 *	3,07
<i>Cedrela odorata</i>	Tratamiento	7	66,72	9,53	1,413 ns	2,49
	Error Experimental	21	141,66	6,75		
Copinol	Bloque	3	76,25	25,42	3,24 *	3,07
<i>Hymenaea courbaril</i>	Tratamiento	7	232,50	33,21	4,234 *	2,49
	Error Experimental	21	164,75	7,85		
Membre	Bloque	3	14,63	4,88	3,882 *	3,07
<i>Poeppigia procera</i>	Tratamiento	7	17,88	2,55	2,033 ns	2,49
	Error Experimental	21	26,37	1,26		
Melina	Bloque	3	325,37	108,45	2,901 ns	3,07
<i>Gmelina arborea</i>	Tratamiento	7	1578,37	225,48	6,031 *	2,49
	Error Experimental	21	785,13	37,39		
Eucalipto	Bloque	3	26,12	8,75	0,408 ns	3,07
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	Tratamiento	7	214,37	30,62	1,434 ns	2,49
	Error Experimental	21	448,38	21,35		
Eucalipto	Bloque	3	34,12	11,37	1,928 ns	3,07
<i>Eucalyptus citriodora</i>	Tratamiento	7	44,87	6,41	1,087 ns	2,49
	Error Experimental	21	123,88	5,90		
Eucalipto	Bloque	3	59,25	19,75	1,345 ns	3,07
<i>Eucalyptus deglupta</i>	Tratamiento	7	354,50	50,64	3,450 *	2,49
	Error Experimental	21	308,25	14,63		
Teca	Bloque	3	4,09	1,35	0,433 ns	3,07
<i>Tectona grandis</i>	Tratamiento	7	18,47	2,64	0,838 ns	2,49
	Error Experimental	21	66,16	3,15		

ESPECIE	PRUEBA DE DUNCAN							
	T0	T5	T10	T14	T2	T7	T3	T1
CAORA <u>Swietenia humilis</u>	16,00	12,00	11,75	10,25	6,75	6,50	4,00	2,75
T1	2,25	13,75*	9,75*	9,50*	8,00**	4,50**	4,25**	1,75**
T3	4,00	10,00*	8,00**	7,75**	5,25**	2,75**	2,50**	----
T7	6,50	9,50*	5,50**	5,25**	3,75**	0,25**	----	----
T2	6,75	9,75*	5,25**	5,00**	1,25**	----	----	----
T4	10,25	5,75**	1,75**	1,50**	----	----	----	----
T8	11,75	4,25**	0,25**	----	----	----	----	----
T5	12,00	4,00**	----	----	----	----	----	----
T6	16,00	----	----	----	----	----	----	----
COPINHOL <u>Hymenaea courbaril</u>	T8	T4	T5	T1	T3	T4	T6	T7
	10,25	9,50	5,50	1,25	2,75	4,50	3,50	1,75
T7	1,75	8,50*	7,75*	3,75**	3,50**	3,00**	2,75**	1,75**
T6	3,50	6,75*	6,00*	2,00**	1,75**	1,25**	1,00**	----
T2	4,50	5,75*	5,00*	1,00**	0,75**	0,25**	----	----
T3	4,75	5,50*	4,75*	0,75**	0,50**	----	----	----
T1	5,25	5,00*	4,25**	0,25**	----	----	----	----
T5	5,50	4,25**	4,00**	----	----	----	----	----
T4	9,50	0,75**	----	----	----	----	----	----
T0	10,25	----	----	----	----	----	----	----
MELINA <u>Gmelina arborea</u>	T8	T7	T1	T4	T2	T3	T6	T4
	32,00	20,50	13,50	12,75	12,25	11,00	10,50	10,00
T4	10,00	22,00*	10,50*	3,50**	2,75**	2,25**	1,00**	0,50**
T6	10,50	21,50*	10,00**	3,00**	2,25**	1,75**	0,50**	----
T3	11,00	21,00*	9,50**	2,50**	1,75**	1,25**	----	----
T2	12,25	19,75*	8,25**	1,25**	0,50**	----	----	----
T5	12,75	17,25*	7,75**	0,75**	----	----	----	----
T1	13,50	16,50*	7,00**	----	----	----	----	----
T7	20,50	11,50*	----	----	----	----	----	----
T0	32,00	----	----	----	----	----	----	----
EUCALIPTO <u>Eucalyptus deglupta</u>	T7	T4	T1	T5	T2	T3	T6	T8
	14,50	12,50	11,25	10,00	10,00	8,75	5,00	4,00
T8	4,00	10,50*	8,50*	7,25*	6,00**	6,00**	4,75**	1,00**
T6	5,00	9,50*	7,50*	6,25*	5,00**	5,00**	3,75**	----
T3	8,75	5,75**	3,75**	2,50**	1,25**	1,25**	----	----
T2	10,00	4,00**	2,50**	1,25**	0,00**	----	----	----
T5	10,00	4,50**	2,50**	1,25**	----	----	----	----
T1	11,25	3,25**	1,25**	----	----	----	----	----
T4	12,50	2,50**	----	----	----	----	----	----
T7	14,50	----	----	----	----	----	----	----

NOTA: Solamente aparecentodas aquellas especies que presentaron significancia estadística entre tratamiento.

CUADRO A.9 ANÁLISIS DE VARIANZA PARA EL NÚMERO DE BROTOS POR TRATAMIENTO A LOS TREINTA DÍAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO, UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRÁCTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1989.

E S P E C I E	F. DE VAR.	G.L.	S.C.	VAR.	F CAL.	F.T. 5%
Ronron	Bloque	3	68.75	22.92	3.171 *	3.07
<i>Astronium graveolens</i>	Tratamiento	7	161.50	25.93	3.398 *	2.49
	Error Experimental	21	151.75	7.23		
	Bloque	3	3.09	1.03	0.023 ns	3.07
<i>Swietenia humilis</i>	Tratamiento	7	228.97	32.71	2.331 ns	2.49
	Error Experimental	21	294.66	14.03		
	Bloque	3	9.09	3.03	1.41 ns	3.07
<i>Cedrela odorata</i>	Tratamiento	7	127.72	18.25	8.485 *	2.49
	Error Experimental	21	45.16	2.15		
	Bloque	3	6.34	2.11	0.442 ns	3.07
<i>Copinol Hymenaea courbaril</i>	Tratamiento	7	37.97	5.42	1.134 ns	2.49
	Error Experimental	21	100.41	4.78		
	Bloque	-	-	-	-	-
Membre <i>Poeppigia procera</i>	Tratamiento	-	-	-	-	-
	Error Experimental	-	-	-	-	-
	Bloque	3	110.34	36.78	1.678 ns	3.07
<i>Melina Gmelina arborea</i>	Tratamiento	7	3058.47	438.25	19.694 *	2.49
	Error Experimental	21	460.41	21.92		
	Bloque	3	53.12	17.71	0.791 ns	3.07
<i>Eucalipto Eucalyptus camaldulensis</i>	Tratamiento	7	409.87	58.55	2.617 *	2.49
	Error Experimental	21	469.88	22.38		
	Bloque	3	9.84	3.28	0.704 ns	3.07
<i>Eucalipto Eucalyptus citriodora</i>	Tratamiento	7	71.72	10.25	2.198 ns	2.49
	Error Experimental	21	97.91	4.66		
	Bloque	3	2.59	0.86	0.162 ns	3.07
<i>Eucalipto Eucalyptus deglupta</i>	Tratamiento	7	33.72	4.82	0.902 ns	2.49
	Error Experimental	21	112.16	5.34		
	Bloque	3	7.75	2.58	1.40 ns	3.07
<i>Teca Tectona grandis</i>	Tratamiento	7	15.50	2.21	1.20 ns	2.49
	Error Experimental	21	38.75			

ESPECIE	PRUEBA DE DUNCAN							
	T8	T6	T7	T2	T1	T4	T3	T5
RONRON <u>Astronium graveolens</u>	T5 4,50	6,25 ^a	5,75 ^a	5,25 ^a	1,75 ^{ab}	1,25 ^{ab}	1,00 ^{ab}	0,75 ^{ab} ----
	T3 5,25	5,50 ^a	5,00 ^a	4,50 ^a	1,00 ^{ab}	0,50 ^{ab}	0,25 ^{ab} ----	
	T4 5,50	5,25 ^a	4,75 ^a	4,25 ^a	0,75 ^{ab}	0,25 ^{ab} ----		
	T1 5,75	5,00 ^a	4,50 ^a	4,00 ^a	0,50 ^{ab} ----			
	T2 6,25	4,50 ^a	4,00 ^a	2,50 ^{ab} ----				
	T7 9,75	1,00 ^{ab}	0,50 ^{ab} ----					
	T6 10,25	0,50 ^{ab} ----						
	T10 10,75	----						
CEDRO <u>Cedrela odorata</u>	T7 0,25	6,25 ^a	3,50 ^a	3,25 ^a	2,75 ^a	1,25 ^{ab}	0,50 ^{ab}	0,25 ^{ab} ----
	T3 0,50	6,00 ^a	3,25 ^a	3,00 ^a	2,50 ^a	1,00 ^{ab}	0,25 ^{ab} ----	
	T6 0,75	5,75 ^a	3,00 ^a	2,75 ^a	2,25 ^a	0,75 ^{ab} ----		
	T2 1,50	5,00 ^a	2,25 ^{ab}	2,00 ^{ab}	1,50 ^{ab} ----			
	T1 3,00	3,50 ^a	0,75 ^{ab}	0,50 ^{ab} ----				
	T5 3,50	3,00 ^a	0,25 ^{ab} ----					
	T4 3,75	2,75 ^a ----						
	T8 6,50	----						
MELINA <u>Gmelina arborea</u>	T6 1,25	31,00 ^a	4,50 ^{ab}	3,50 ^{ab}	2,50 ^{ab}	0,75 ^{ab}	0,75 ^{ab}	0,25 ^{ab} ----
	T5 1,50	30,75 ^a	4,25 ^{ab}	3,25 ^{ab}	2,25 ^{ab}	0,75 ^{ab}	0,50 ^{ab} ----	
	T2 2,00	30,25 ^a	3,75 ^{ab}	2,75 ^{ab}	1,75 ^{ab}	0,00 ^{ab} ----		
	T3 2,00	30,25 ^a	3,75 ^{ab}	2,75 ^{ab}	1,75 ^{ab} ----			
	T1 3,75	28,50 ^a	2,00 ^{ab}	1,00 ^{ab} ----				
	T4 4,75	27,50 ^a	1,00 ^{ab} ----					
	T7 5,75	26,50 ^a ----						
	T8 32,25	----						
EUCALIPTO <u>Eucalyptus camaldulensis</u>	T7 4,50	10,25 ^a	8,50 ^a	5,25 ^{ab}	5,00 ^{ab}	3,50 ^{ab}	0,75 ^{ab}	0,25 ^{ab} ----
	T5 4,75	10,00 ^a	8,25 ^a	5,00 ^{ab}	4,75 ^{ab}	3,25 ^{ab}	0,50 ^{ab} ----	
	T6 5,75	9,50 ^a	7,75 ^{ab}	4,50 ^{ab}	4,25 ^{ab}	2,75 ^{ab} ----		
	T1 9,00	6,75 ^{ab}	5,00 ^{ab}	1,75 ^{ab}	1,50 ^{ab} ----			
	T8 9,50	5,25 ^{ab}	3,50 ^{ab}	0,25 ^{ab} ----				
	T2 9,75	5,00 ^{ab}	3,25 ^{ab} ----					
	T4 13,00	1,75 ^{ab} ----						
	T3 14,75	----						

NOTA: Solamente aparecen todas aquellas especies que presentaron significancia estadística entre tratamiento.

CUADRO A.11

NUMERO Y PORCENTAJE DE ESTACAS CON CALLOS FORMADOS POR TRATAMIENTO, A LOS CUARENTA Y CINCO DIAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO, UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1999.

E S P E C I E	T R A T A M I E N T O S															
	T1		T2		T3		T4		T5		T6		T7		T8	
	No.	%	No.	%	No.	%	No.	%	No.	%	No.	%	No.	%	No.	%
<i>Astronium graveolens</i>	2	6,25	9	28,12	4	12,5	5	15,63	6	18,75	7	21,87	9	28,12	5	15,63
<i>Swietenia humilis</i>	9	28,12	16	50,00	3	9,36	19	59,38	15	46,88	23	71,38	16	50,00	14	43,75
<i>Cassia odorata</i>	22	68,75	14	43,75	12	37,50	25	78,12	21	65,62	21	65,62	19	59,37	25	78,12
<i>Simonsia courbaril</i>	9	28,12	11	34,37	7	21,87	10	31,25	16	50,00	10	31,25	14	43,75	-	-
<i>Poeppigia procera</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Gmelina arborea</i>	7	22,00	13	41,00	9	28,00	16	50,00	15	47,00	16	50,00	24	75,00	26	81,00
<i>Cucalyptus candidioidensis</i>	12	37,60	15	46,87	15	46,87	14	43,75	16	50,00	9	28,12	-	-	-	-
<i>Cucalyptus citriodora</i>	2	6,25	1	3,12	-	-	4	12,50	5	15,62	4	12,50	-	-	-	-
<i>Eucalyptus deglupta</i>	3	9,40	10	31,25	15	46,87	6	18,75	5	15,62	15	46,87	3	9,40	-	-
<i>Tectona grandis</i>	11	34,40	8	25,00	3	9,40	21	65,60	12	37,50	10	31,25	2	6,25	5	15,60

ANALISIS DE VARIANZA PARA EL NUMERO DE ESTACAS CON CALLO FORMADOS POR TRATAMIENTO A LOS CUARENTA Y CINCO DIAS DE ESTABLECIDO EL ENSAYO, UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, ESTACION EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS, SAN LUIS TALPA, DEPARTAMENTO DE LA PAZ, 1989.

E S P E C I E	F. DE VAR.	G. L.	S. C.	/AF.	F. CAL.	F. T. 5%
Ronron	Bloque	3	11,59	3,86	4,026 *	3,07
<u>Astronium</u>	Tratamiento	7	10,20	1,46	1,521 ns	2,49
<u>graveolens</u>	Error Experimental	21	20,16	0,96		
Caoba	Bloque	3	50,59	16,86	4,531 *	3,07
<u>Swietenia</u>	Tratamiento	7	64,97	9,28	2,494 *	2,49
<u>humilis</u>	Error Experimental	21	73,16	3,72		
Cedro	Bloque	3	55,09	18,36	4,254 *	3,07
<u>Cedrela</u>	Tratamiento	7	39,22	5,60	1,298 ns	2,49
<u>odorata</u>	Error Experimental	21	90,66	4,32		
Copinol	Bloque	3	17,34	5,78	2,339 ns	3,07
<u>Hymenaea</u>	Tratamiento	7	40,47	5,78	2,339 ns	2,49
<u>courbaril</u>	Error Experimental	21	51,91	2,47		
Memble	Bloque	-	-	-	-	-
<u>Poeppigia</u>	Tratamiento	-	-	-	-	-
<u>procera</u>	Error Experimental	-	-	-	-	-
Melina	Bloque	3	25,12	8,37	2,288 ns	3,07
<u>Gmelina</u>	Tratamiento	7	75,88	10,84	2,961 *	2,49
<u>arborea</u>	Error Experimental	21	76,87	3,66		
Eucalipto	Bloque	3	4,25	1,42	0,232 ns	3,07
<u>Eucalyptus</u>	Tratamiento	7	77,07	11,07	1,313 ns	2,49
<u>camaldulensis</u>	Error Experimental	21	128,25	6,11		
Eucalipto	Bloque	3	2,5	0,83	2,188 ns	3,07
<u>Eucalyptus</u>	Tratamiento	7	7,5	1,07	2,313 *	2,49
<u>citriodora</u>	Error Experimental	21	8,00	0,38		
Eucalipto	Bloque	3	6,38	2,13	0,937 ns	3,07
<u>Eucalyptus</u>	Tratamiento	7	54,87	7,84	3,157 *	2,49
<u>deglupta</u>	Error Experimental	21	47,63	2,27		
Teca	Bloque	3	5,75	1,92	0,817 ns	3,07
<u>Tectona</u>	Tratamiento	7	65,00	9,29	3,959 *	2,49
<u>grandis</u>	Error Experimental	21	49,25	2,35		

ESPECIE	PRUEBA DE DUNCAN							
	T6	T4	T2	T0	T8	T6	T4	T2
CAOBA <i>Swietenia humilis</i>	5,75 ^a	4,75 ^a	4,00 ^a	3,25 ^a	2,50 ^a	1,75 ^a	1,00 ^a	0,25 ^a
	T3 0,75	5,00 ^a	4,25 ^a	3,50 ^a	2,75 ^a	2,00 ^a	1,25 ^a	0,50 ^a
	T4 0,75	4,50 ^a	3,75 ^a	3,00 ^a	2,25 ^a	1,50 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a
	T0 3,50	2,25 ^a	1,50 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T5 3,75	2,75 ^a	2,00 ^a	1,25 ^a	0,50 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T2 4,00	1,75 ^a	1,00 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T7 4,00	1,75 ^a	1,00 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T4 4,75	1,00 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a				
	T6 5,75	0,00 ^a						
MELINA <i>Gmelina arborea</i>	4,50 ^a	4,00 ^a	3,50 ^a	3,00 ^a	2,50 ^a	2,00 ^a	1,50 ^a	1,00 ^a
	T1 1,75	4,75 ^a	4,25 ^a	3,75 ^a	3,25 ^a	2,75 ^a	2,25 ^a	1,75 ^a
	T3 2,25	4,25 ^a	3,75 ^a	3,25 ^a	2,75 ^a	2,25 ^a	1,75 ^a	1,25 ^a
	T2 3,25	3,75 ^a	3,25 ^a	2,75 ^a	2,25 ^a	1,75 ^a	1,25 ^a	0,75 ^a
	T5 3,75	2,75 ^a	2,25 ^a	1,75 ^a	1,25 ^a	0,75 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a
	T4 4,00	2,50 ^a	2,00 ^a	1,50 ^a	1,00 ^a	0,50 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T6 4,00	2,50 ^a	2,00 ^a	1,50 ^a	1,00 ^a	0,50 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T7 6,00	0,50 ^a	0,00 ^a					
	T0 6,50	0,00 ^a						
EUCALIPTO <i>Eucalyptus citriodora</i>	1,25 ^a	1,00 ^a	1,00 ^a	0,50 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T3 0,00	1,25 ^a	1,00 ^a	1,00 ^a	0,50 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T2 0,00	1,25 ^a	1,00 ^a	1,00 ^a	0,50 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T0 0,00	1,25 ^a	1,00 ^a	1,00 ^a	0,50 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T2 0,25	1,00 ^a	0,75 ^a	0,50 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T4 0,50	0,75 ^a	0,50 ^a	0,25 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T4 1,00	0,25 ^a	0,00 ^a					
	T6 1,00	0,25 ^a	0,00 ^a					
	T1 1,25	0,00 ^a						
EUCALIPTO <i>Eucalyptus deglupta</i>	3,75 ^a	3,75 ^a	2,50 ^a	1,50 ^a	1,50 ^a	0,75 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a
	T0 0,00	3,75 ^a	3,75 ^a	2,50 ^a	1,50 ^a	1,50 ^a	0,75 ^a	0,75 ^a
	T1 0,75	3,00 ^a	3,00 ^a	1,75 ^a	0,75 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T2 0,75	3,00 ^a	3,00 ^a	1,75 ^a	0,75 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T4 1,50	2,25 ^a	2,25 ^a	1,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T5 1,50	2,25 ^a	2,25 ^a	1,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T2 2,50	1,50 ^a	1,50 ^a	0,00 ^a				
	T3 3,75	0,00 ^a						
	T6 3,75	0,00 ^a						
TECA <i>Tectona grandis</i>	5,75 ^a	3,75 ^a	2,75 ^a	2,75 ^a	2,00 ^a	1,75 ^a	0,75 ^a	0,50 ^a
	T7 0,50	4,75 ^a	3,75 ^a	2,75 ^a	2,75 ^a	2,00 ^a	1,75 ^a	0,75 ^a
	T8 0,75	3,75 ^a	2,75 ^a	2,00 ^a	1,75 ^a	1,50 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a
	T0 1,25	4,00 ^a	3,25 ^a	2,50 ^a	1,75 ^a	1,75 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a
	T2 2,00	3,25 ^a	2,50 ^a	1,75 ^a	1,00 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T6 2,50	2,75 ^a	2,00 ^a	1,50 ^a	1,00 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T1 2,75	2,50 ^a	1,75 ^a	1,00 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T5 3,00	2,25 ^a	1,50 ^a	1,00 ^a	0,75 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
	T4 5,25	0,00 ^a						

NOTA: Solamente aparecen todas aquellas especies que presentaron significancia estadística entre tratamiento.

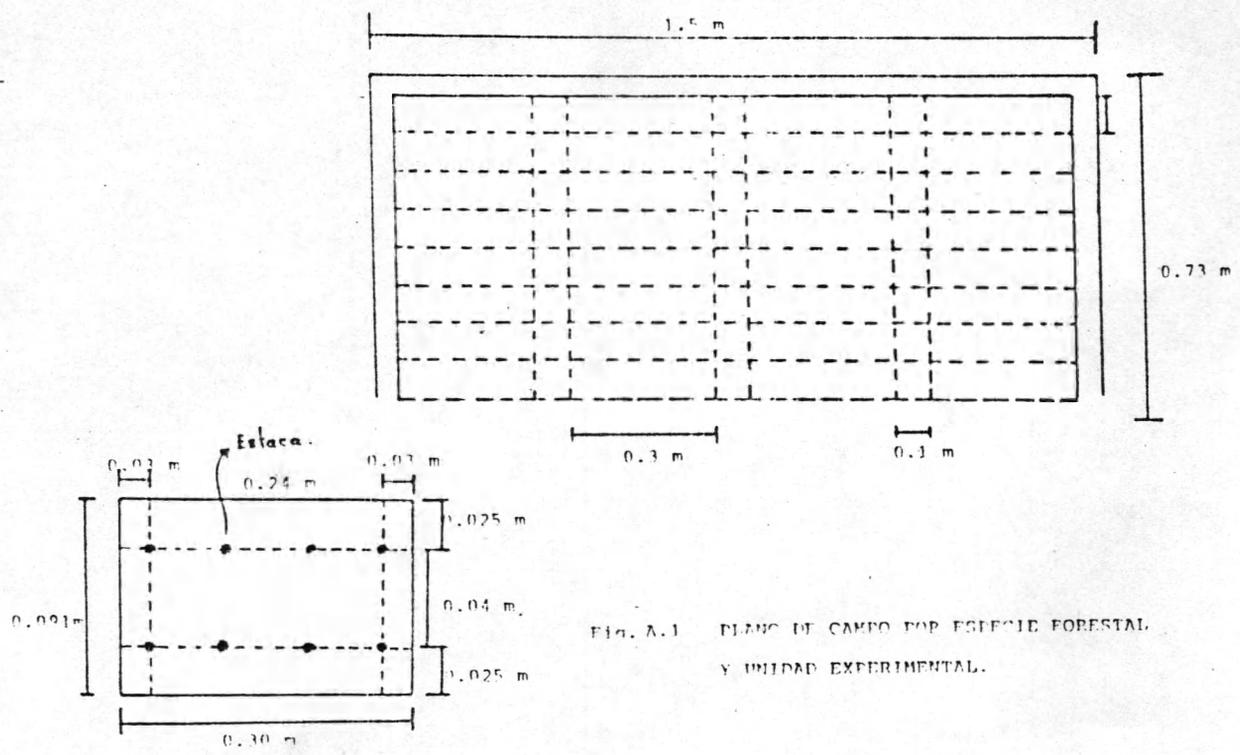


Fig. A.1 PLANO DE CAMPO POR ESPECIE FORESTAL Y UNIDAD EXPERIMENTAL.

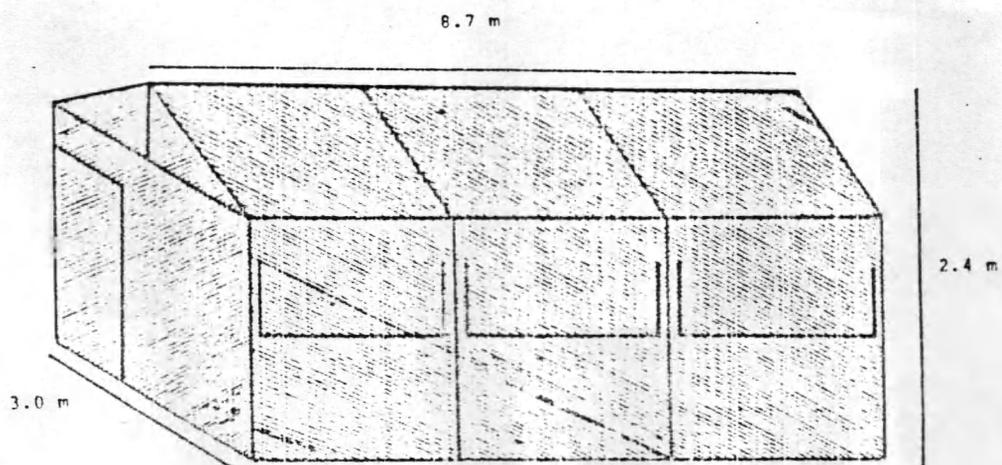


Fig. A.2. CAMARA DE PROPAGACION.

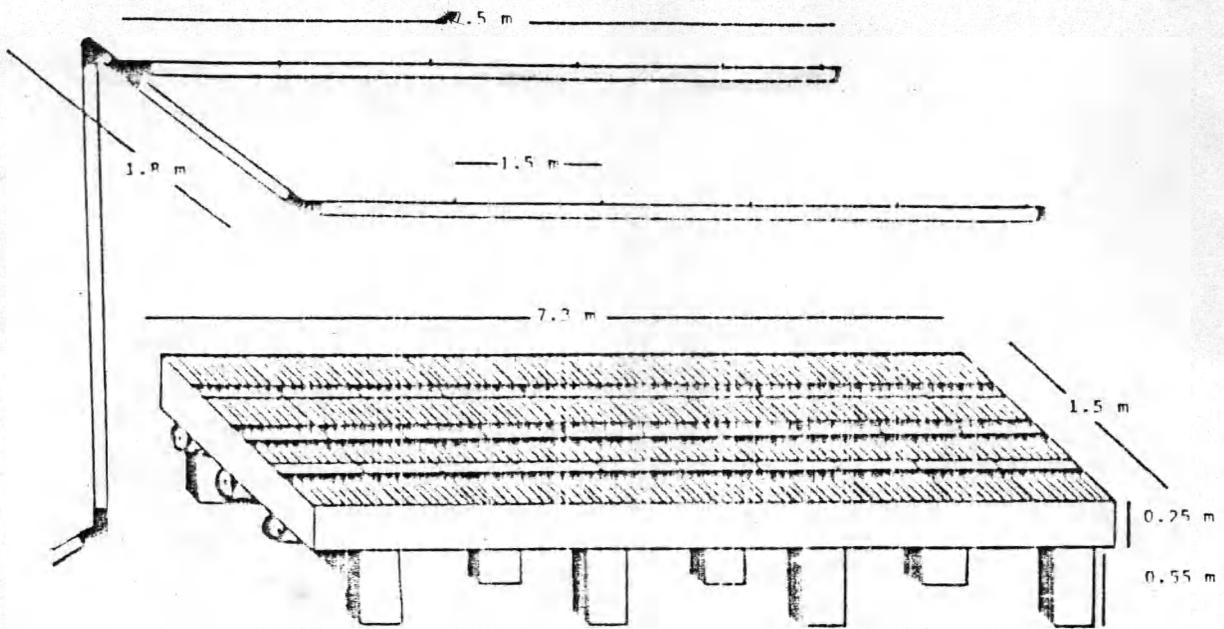


Fig. A. 3. SISTEMA DE RIEGO POR NEBULIZACION Y CAMA DE PRODUCCION.

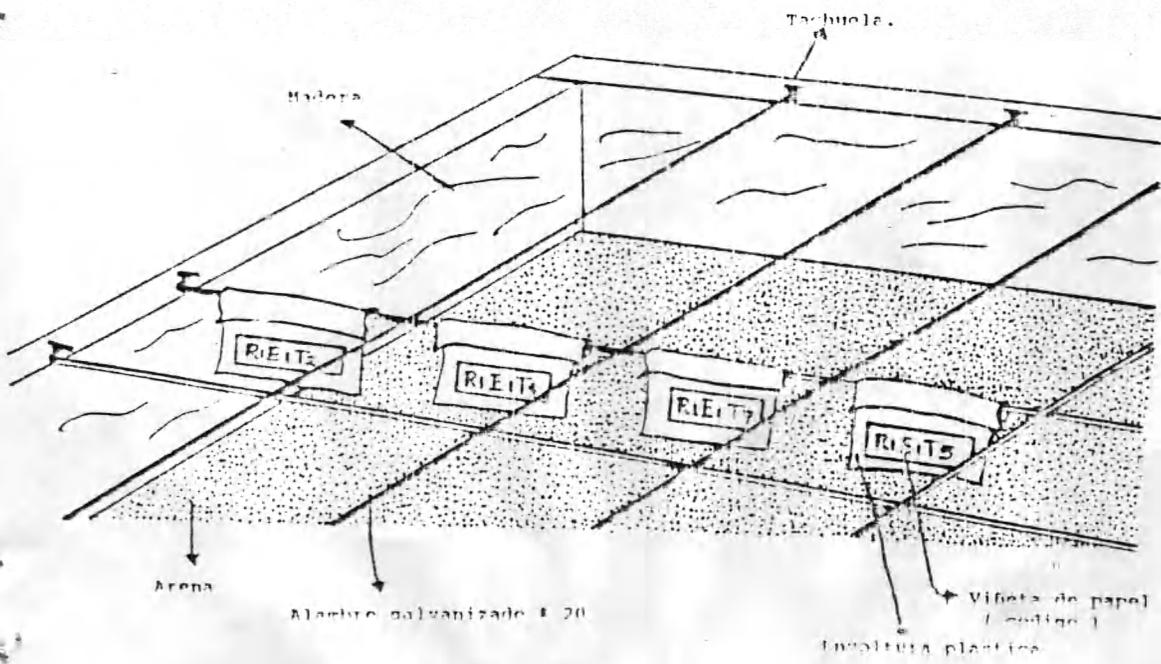


Fig. A. 4. INSTALACION DE UNIDADES EXPERIMENTALES DE LA CAMA DE PRODUCCION.

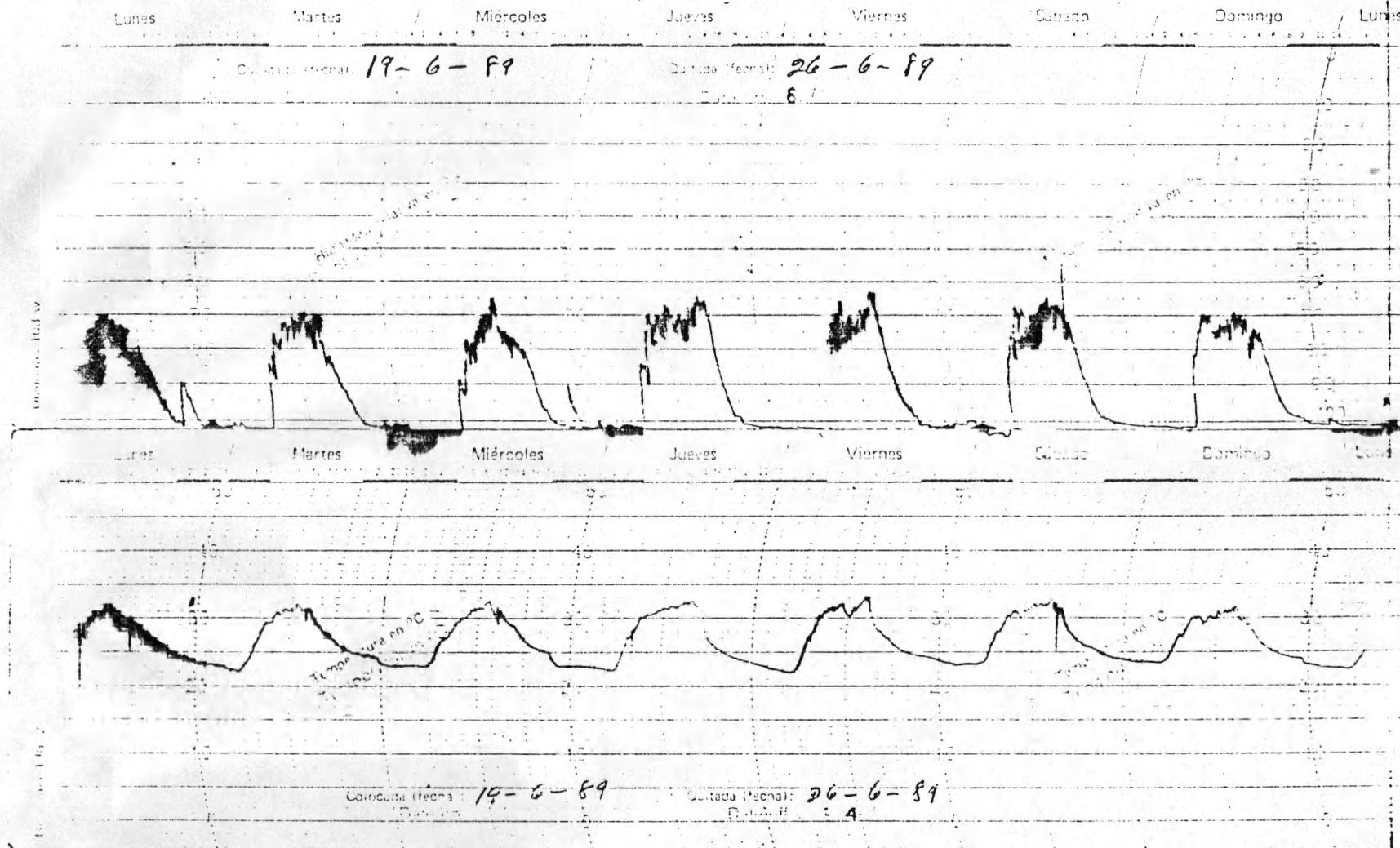
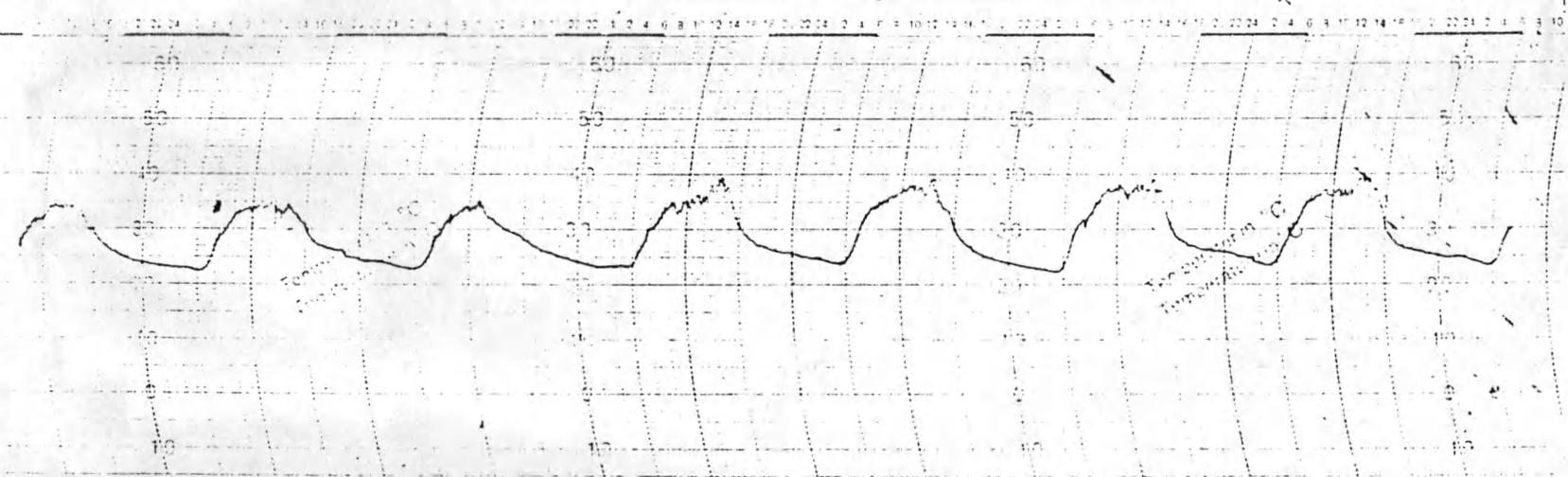
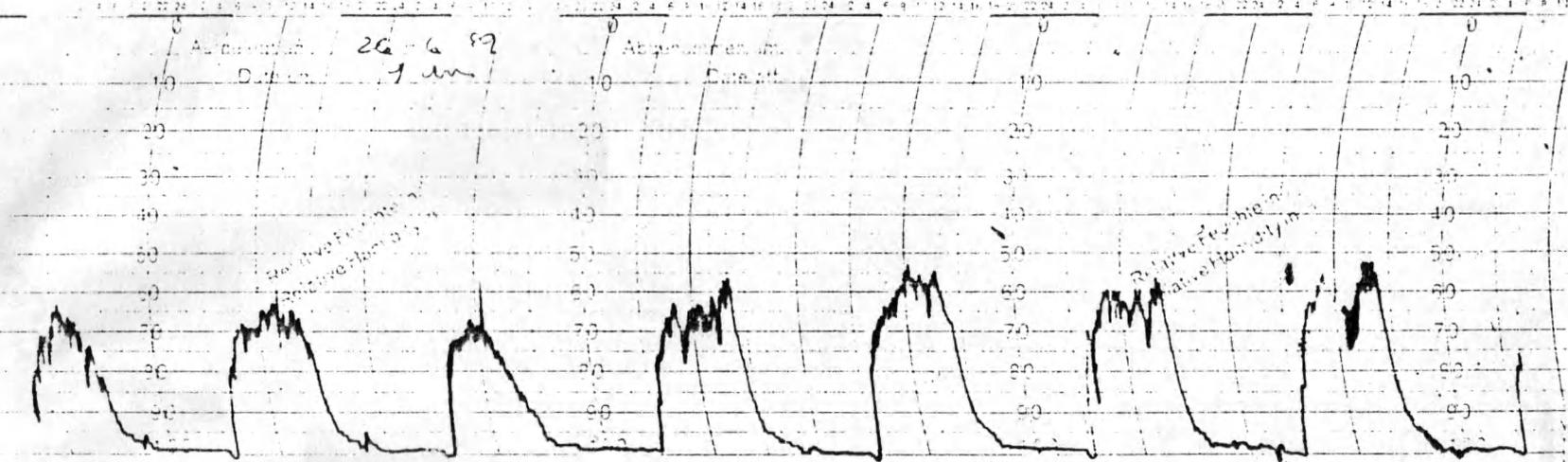


Fig. A.5. DATOS REGISTRADOS DE HUMEDAD RELATIVA Y TEMPERATURA AMBIENTAL DENTRO DEL PROGRAMADOR.

Montag Monday / Dienstag Tuesday / Mittwoch Wednesday / Donnerstag Thursday / Freitag Friday / Samstag Saturday / Sonntag Sunday / Montag



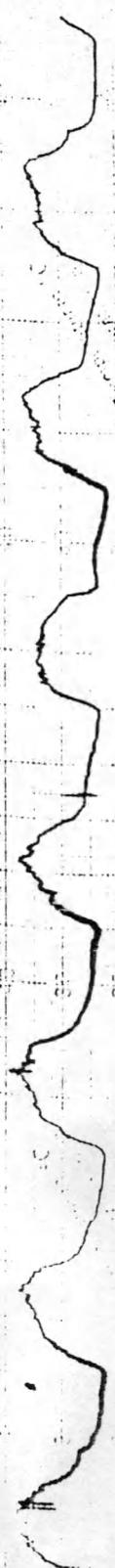
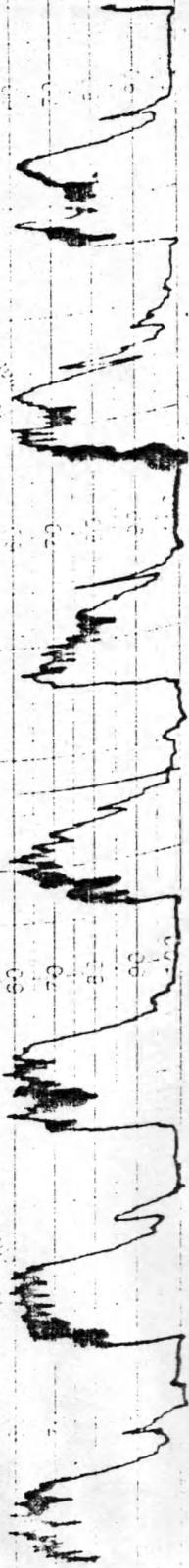
Monday / Tuesday / Wednesday / Donnerstag / Thursday / Freitag / Friday / Samstag / Saturday / Sonntag / Sunday / Montag

300001

Aspirin 100 mg
Dose 100

10 20 30 40 50

10 20 30 40 50 60 70 80 90 100



1000 1000

Montag Monday / Dienstag Tuesday / Mittwoch Wednesday / Donnerstag Thursday / Freitag Friday / Samstag Saturday / Sonntag Sunday

10-7-89
8:30 am

Aspirin 100 mg
Data II

100
50
0
-50
-100

Relative to
Aspirin 100 mg

Relative to
Aspirin 100 mg

100
50
0
-50
-100

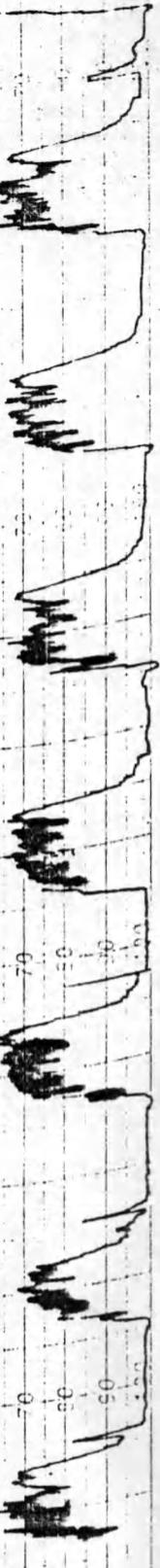
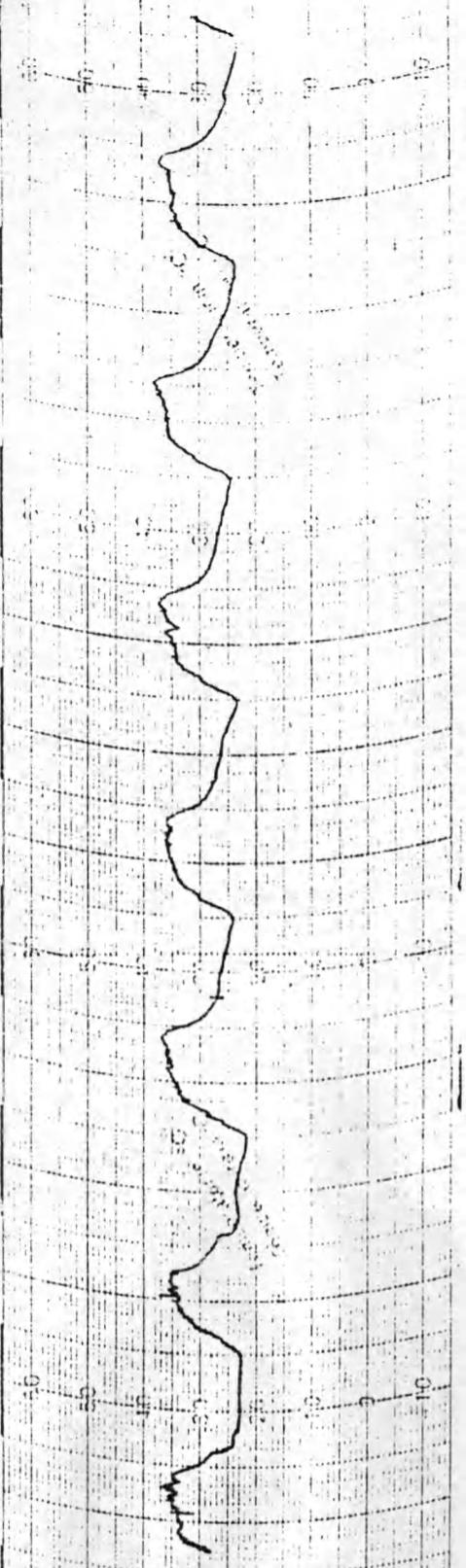


Chart No. 110-4



Montag Monday / Dienstag Tuesday / Mittwoch Wednesday / Donnerstag Thursday / Freitag Friday / Sonnabend Saturday / Sonntag Sunday / Montag

