



UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

EFFECTO DE CINCO SUSTRATOS Y CUATRO DOSIS DE ACIDO INDOL-
BUTIRICO SOBRE LA GERMINACION Y PROPAGACION VEGETATIVA DEL
BOTONCILLO (Conocarpus erecta L.)

POR :

CARLOS ALBERTO ESCOBAR FLORES

JOSE OSWALD GUERRA MARTINEZ

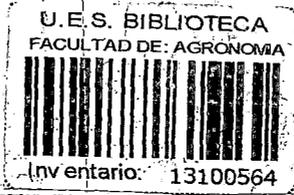
CARLOS EDUARDO LAINEZ REYES

REQUISITO PARA OPTAR AL TITULO DE
INGENIERO AGRONOMO



SAN SALVADOR, OCTUBRE DE 1991

10515
F74af



000915
Ej 1

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR : DOCTOR FABIO CASTILLO FIGUEROA

SECRETARIO GENERAL : LIC. MIGUEL ANGEL AZUCENA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS

DECANO : ING. AGR. GALINDO ELEAZAR JIMENEZ MO
RAN

SECRETARIO : ING. AGR. MORENA ARGELIA RODRIGUEZ
DE SOTO

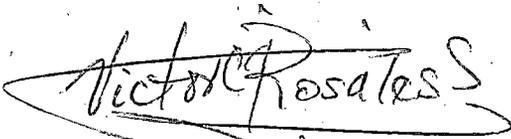
D) por la Secretaría de la Fac. de C.C.A.A. 15-XI-91

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA



ING. AGR. JOSÉ RICARDO VILANOVA ARCE

ASESOR :



M. Sc. VICTOR MANUEL ROSALES

JURADO EXAMINADOR



ING. AGR. ROBERTO CALDERON



ING. AGR. LUIS FERNANDO CASTANEDA



M. Sc. EMILIANO AGUILAR REYES

R E S U M E N

El Salvador actualmente tiene grandes problemas de abas tecimiento de leña, un poco más del 70% de las familias sal vadoreñas la utilizan para la cocción de alimentos.

En el país existen más de 100 especies arbóreas en vías de extinción. Las especies que componen los manglares es tán muy amenazadas y entre ellas el botoncillo (Conocarpus erecta L). Se evaluaron métodos de propagación asexual y sexual de dicha especie. El ensayo se llevó a cabo en la cá mara de enraizamiento del Lote La Bomba, de la Estación Expe rimental y de Prácticas; de la Facultad de Ciencias Agronómi cas de la Universidad de El Salvador, durante los meses de marzo, abril y mayo de 1991.

En la propagación por estaca se evaluaron las siguientes dosis de Acido Indolbutírico : $T_0 = 0$ ppm, $T_1 = 500$ ppm, $T_2 = 1\ 000$ ppm, $T_3 = 2\ 000$ ppm y $T_4 = 4\ 000$ ppm, utilizando como sustrato una mezcla de subsuelo, arena de río y granza de arroz quemada en proporción de 2:1, 1; habiéndose determina do que el tratamiento 500 ppm estimuló significativamente el número y longitud de raíces.

En el método de propagación sexual se evaluaron los si guientes sustratos: suelo del manglar, granza de arroz, ase rrín, materia orgánica + suelo y arena de mar; comprobándose que el mejor sustrato para la germinación fue la granza de arroz.

Para ambos métodos de propagación se utilizó el diseño completamente al azar, con 5 tratamientos y 5 repeticiones, determinándose que el mejor método resultó ser la propagación asexual, mediante estacas.

AGRADECIMIENTO

AL LIC. VICTOR MANUEL ROSALES SORIANO, por su acertada colaboración en la asesoría de la investigación.

AL JURADO EXAMINADOR, por su colaboración brindada.

AL LIC. ARTURO GARCIA MAZZINI, por habernos proporcionado material útil para la realización de la investigación.

AL ING. AGR. JUAN ROSA QUINTANILLA, por su colaboración desinteresada.

AL ING. AGR. RICARDO IMENDIA FLORES, por su valiosa colaboración en el Laboratorio de Química.

AL PERSONAL DE LA BIBLIOTECA DE LA FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS, por su ayuda brindada.

AL PERSONAL DEL CAMPO EXPERIMENTAL Y DE PRACTICAS "LA PROVIDENCIA", por su valiosa colaboración.

A TODAS LAS PERSONAS, que de una u otra manera hicieron posible la realización de la investigación.

DEDICATORIA

A DIOS TODOPODEROSO: por haberme iluminado y a la vez fortalecido para seguir adelante y terminar mi carrera con éxito.

A MI MADRE: MARTA HAYDEE DE ESCOBAR, por haberme apoyado en todos los momentos de mi vida estudiantil y por su amor brindado.

A MI PADRE: CARLOS ALBERTO ESCOBAR, como un premio, por su ejemplo de rectitud y por haberme apoyado incondicionalmente a lo largo de mi carrera.

A MIS HERMANOS: IVAN y CLAUDIA, por su apoyo moral.

A MARIA ADELA ALBANES GARCIA, por brindarme su apoyo en forma incondicional, cuando más lo necesitaba.

A LA UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, por forjarme como un nuevo profesional.

A MIS AMIGOS.

CARLOS ALBERTO ESCOBAR FLORES

DEDICATORIA

A DIOS TODOPODEROSO, por haberme permitido alcanzar uno de mis ideales.

A MI MADRE, OLIVIA MARTINEZ, por todo su amor y apoyo incondicional para que pudiera concluir mi carrera existosamente.

A MI PADRE, JORGE ALBERTO, por ser un ejemplo digno de imitar mostrandome el camino recto a seguir.

A MI HERMANO, CESAR ALBERTO, como muestra de cariño.

A MIS FAMILIARES, por alentarme a seguir adelante.

A ELSY NOHEMI, por brindarme su apoyo y alentarme a seguir adelante.

A MIS AMIGOS, que de una u otra forma hicieron posible mi éxito.

A LA UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, por hacer de mi un profesional.

JOSE OSWALD GUERRA MARTINEZ

DEDICATORIA

A DIOS TODOPODEROSO, por ser la fuente de toda sabiduría y haberme iluminado en todo el trayecto de mi carrera, permitiendome alcanzar uno de mis mayores ideales.

A MI PADRE, HECTOR ANTONIO LAINEZ ARAUJO, como un modelo de disciplina, por ser un ejemplo digno de imitar, mostrandome el camino recto a seguir.

A MI MADRE, CATALINA REYES DE LAINEZ, que con apoyo constante de amor, paciencia y cariño junto con mi padre me brindaron la oportunidad de ser alguien en este mundo.

A MIS HERMANOS, DIMAS HUMBERTO, DOLORES ALICIA, FRIDA CELINA, OSCAR DAVID, MARIO ERNESTO, MARIA TERESA y DINA IDALIA, por brindarme su apoyo moral e incondicional en todas las etapas de mi vida.

A MIS ABUELOS, que siempre forjaron en mí la voluntad de seguir adelante lo que ayudo a mi triunfo académico.

A MIS TIOS Y PRIMOS, como un estímulo de constante superación.

A SANDRA ELIZABETH AMAYA, por brindarme su apoyo e incitarme a seguir adelante, animandome en todo momento.

A MIS COMPAÑEROS DE TESIS, por compartir este triunfo, uniendo más nuestros lazos de amistad.

A LA UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR, por hacer de mí un profesional.

Y A TODAS AQUELLAS PERSONAS, que de alguna forma me ayudaron a que mi esfuerzo no fuera en vano.

CARLOS EDUARDO LAINEZ REYES

I N D I C E

Página

RESUMEN	
INDICE DE CUADROS	
INDICE DE FIGURAS	
1. INTRODUCCION	1
2. REVISION DE LITERATURA	3
2.1. Generalidades	3
2.1.1. Origen de los manglares	3
2.1.2. Estructura y composición	4
2.1.3. Clasificación fisiográfica de los manglares	5
2.1.4. Distribución	6
2.2. <u>Conocarpus erecta</u> L.	7
2.2.1. Clasificación taxonómica	8
2.2.2. Morfología	8
2.2.3. Habitat	10
2.2.4. Nombres comunes de la especie	11
2.3. Propagación asexual	11
2.3.1. Reproducción de clones	12
2.3.2. Propagación por estaca	13
2.3.3. Condiciones básicas para el enraizamiento de esquejes de tallo	14
2.3.3.1. Características del árbol padre	14

	Página
2.3.4. Cofactores de enraizamiento	18
2.4. Auxinas estimulantes del enraizamiento	18
2.5. Métodos de aplicación de reguladores de cre- cimiento a cortes de tallo	23
2.5.1. Método de inmersión rápida	24
2.5.2. Método de remojo prolongado	24
2.5.3. Método de espolvoreado	25
2.6. Condiciones del medio ambiente	26
2.6.1. Temperatura	26
2.6.2. Humedad relativa	26
2.6.3. Luminosidad	27
2.7. Medio de enraizamiento	27
2.8. Enraizador	30
2.9. Propagación sexual	32
2.9.1. La semilla	32
2.9.2. Partes de la semilla	32
2.9.3. Germinación	33
2.9.4. Condiciones de germinación	34
2.9.5. Propagación	35
3. MATERIALES Y METODOS	37
3.1. Generalidades	37
3.1.1. Ubicación geográfica	37
3.1.2. Características climáticas del lu- gar	37

	Página
3.1.3. Zona de vida	37
3.2. Método de propagación por estaca	38
3.2.1. Tratamientos utilizados	38
3.3. Preparación de diferentes dosis de ácido indolbutírico	38
3.4. Material vegetativo	39
3.4.1. Selección de material vegetativo.	39
3.5. Medio utilizado para el enraizamiento ...	40
3.5.1. Preparación de sustratos	40
3.5.2. Llenado de bolsas	40
3.6. Cámara de enraizamiento	41
3.6.1. Desinfección de la cámara de en- raizamiento	41
3.6.2. Base de aislamiento	42
3.6.3. Sistema de riego	42
3.6.4. Microclima	44
3.7. Traslado del material vegetativo	46
3.7.1. Corte de las estacas	47
3.7.2. Tratamiento del material vegetati vo	47
3.7.3. Siembra del material vegetativo .	49
3.7.4. Manejo durante la etapa de enrai- zamiento	49

	Página
3.8. Método de propagación sexual	50
3.8.1. Recolección y preparación de sus- tratos	50
3.8.2. Características de los sustratos .	50
3.8.3. Recolección de semillas	52
3.8.4. Preparación y desinfección de sus- tratos	53
3.8.5. Preparación de bancales	53
3.8.6. Tratamiento pregerminativo	54
3.8.7. Siembra	54
3.8.8. Riego	54
3.9. Metodología estadística	55
3.9.1. Variables evaluadas	55
3.9.2. Toma de datos	55
3.9.3. Modelo estadístico	56
4. RESULTADOS	57
4.1. Propagación por estaca	57
4.1.1. Número de raíces desarrolladas ...	57
4.1.2. Longitud de raíces desarrolladas .	60
4.2. Propagación sexual	63
5. DISCUSION	68
5.1. Propagación por estaca	68
5.1.1. Número de raíces	68

	Página
5.1.2. Longitud de raíces	70
5.2. Propagación sexual	71
6. CONCLUSIONES	74
7. RECOMENDACIONES	75
8. BIBLIOGRAFIA	76
9. ANEXOS	83

INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Diámetro a la altura del pecho y altura de dosel del bosque manglar en El Salvador. - Según Molina Lara, M.A.G. y FUSADES	7
2	Identificación de aquenios con frutos llenos y vacíos, tomados de cinco individuos de la especie <u>Conocarpus erecta</u>	36
3	Tratamientos de ácido indolbutírico en ppm utilizados en estacas de <u>Conocarpus erecta</u> L.	39
4	Datos promedios de número de raíces obtenidas en el enraizamiento de estacas de <u>Conocarpus erecta</u> L. a los 14, 22 y 29 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo 1991	58

5	Datos promedios de longitud de raíces de <u>Conocarpus erecta</u> L. a los 14, 22 y 29 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991	60
6	Porcentaje de germinación para <u>Conocarpus erecta</u> L. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991	62
A-1	Análisis de varianza para número de raíces desarrolladas por <u>Conocarpus erecta</u> L. a los 14, 22 y 29 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991	84
A-2	Análisis de varianza para longitud de raíces de <u>Conocarpus erecta</u> L. a los 14, 22 y 29 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas. U.E.S. Mayo, 1991	85

A-3	Prueba de Rango Múltiple de Duncan para el ANVA de longitud de raíces a los 14 días - de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991	86
A-4	Prueba de Rango Múltiple de Duncan para el ANVA de longitud de raíces a los 22 días - de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991	87
A-5	Prueba de Rango Múltiple de Duncan para el ANVA de longitud de raíces a los 29 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991	88
A-6	Análisis de varianza para totales de germinación en <u>Conocarpus erecta</u> L. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991	89
A-7	Prueba de Rango Múltiple de Duncan para totales de germinación de <u>Conocarpus erecta</u> L. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991.	89

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Estructura molecular del ácido indolbutírico (AIB)	22
2	Base de aislamiento para la propagación de estacas	43
3	Detalle del acople de la tubería de aluminio de 3,0" con la de PVC de 3/4 por 1", usada para conducir el agua de riego al propagador	45
4	División en estacas de <u>Conocarpus erecta</u> L. en partes basal, media y apical	48
5	Relación entre el promedio de número de raíces y los tratamientos con AIB	59
6	Relación entre el promedio de longitud de raíces y los tratamientos con AIB	62
7	Porcentaje de germinación de <u>Conocarpus erecta</u> L. en un período de 45 días	66
8	Comparación de dos métodos de propagación - en <u>Conocarpus erecta</u> L.	67
A-1	Datos registrados de humedad relativa y temperatura ambiental, dentro de la cámara de enraizamiento	90

INTRODUCCION

En El Salvador, los bosques salados o manglares son factor imprescindible para la conservación, incremento y mejora de los recursos naturales.

El país tiene serios problemas en el deterioro del ecosistema manglar, a causa de la gran demanda que ejerce la población sobre este recurso. Es necesario crear un grado de conciencia en la población sobre la importancia socio-económica de los bosques salados y su necesidad de conservarlo, mejorarlo y hacer un uso racional.

Debido a la falta de regeneración natural de Conocarpus erecta L. (Botoncillo), se realizó la presente investigación con el objeto de encontrar el método adecuado para rescatar el recurso fitogenético de la especie.

La investigación se realizó en la cámara de enraizamiento ubicada en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador. En la propagación asexual se evaluaron cuatro dosis de ácido indolbutírico (AIB) para el enraizamiento de estacas usando como sustrato una mezcla de subsuelo, arena de río y granza de arroz quemada; la toma de datos se inició a los 14 días de sembradas las estacas evaluando el número y longitud de raíces desarrolladas por tratamiento, repitiéndose a los 22 y 29 días. Para la propagación sexual una vez obtenidos

los materiales usados como sustratos se procedió a uniformizarlos y hacer las mezclas respectivas para obtener los cinco sustratos en estudio, luego se llenaron cajas de durapax para efectuar la siembra de la semilla previamente tratada. La toma de datos se realizó durante un período de 45 días, iniciándose cuando el hipocótilo emergió a la superficie del sustrato.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1. Generalidades

2.1.1. Origen de los manglares

En cuanto a su origen, hay indicios de que hayan tenido su asiento de dispersión a partir de la región Indomalaya, migrando hacia el Este hasta las Américas y para el Oeste hasta Africa. En el cretáceo superior, cuando aún estaba abierto el istmo de Panamá, estos vegetales llegaron inicialmente a la región del Caribe y desde ese punto viajaron a la costa oeste de Africa. Esta hipótesis explica la diferencia entre las especies de la costa occidental y oriental del continente africano, ya que debido a las bajas temperaturas de las corrientes oceánicas era imposible el transporte de las plántulas del Indico hacia el Atlántico por el extremo sur del continente. Por alguna razón esta dispersión no continuó hacia el Este, donde los manglares no eran conocidos en la polinesia francesa y en Hawaii, más aún existían en las Islas Fiji. Desde Polinesia fue transportado a la costa este de América por el hombre primitivo participando como agente dispersor. A finales del cretácico y a principios del eoceno, las angiospermas se desarrollaron activamente. En éstas, solamente algunos géneros de algunas familias evolucionaron para adaptarse a vivir en suelos salinos

y a presentar una reproducción por viviparidad; proceso por el cual las semillas permanecen en el árbol madre hasta su transformación en plántulas, acumulando reservas nutritivas que les permite desprenderse y poder flotar por largos períodos hasta encontrar un ambiente adecuado para su fijación. Una vez efectuadas estas adaptaciones, las plántulas fueron dispersadas por las corrientes oceánicas a partir de su centro de origen. En este caso, las plántulas se dirigieron hacia el oeste hasta la costa este de Africa, a través del mediterráneo y logrando alcanzar el continente americano. Algunos géneros de plantas de mangle (Rhizophora y Avicennia), tuvieron éxito por haber sido las primeras en migrar, lo que puede ser comprobado por la amplia distribución presentada actualmente por sus especies (40).

2.1.2. Estructura y composición

Manglar es una voz hispanoamericana, que se designa a un conjunto de árboles de diferentes especies botánicas ubicadas dentro de un mismo habitat. El término vulgar tiene una perfecta equivalencia ecológica y representa una formación arbustiva-arbórea que ocupa densamente los litorales tropicales de suelo plano y fangoso expuesto periódicamente o parcialmente a ser invadidos por las aguas de los esteros, en donde no se presenta una gran diferencia entre la marea alta y la baja. Las aguas son generalmente saladas pero tam

bién pueden ser salobres o dulces (7, 12, 41).

2.1.3. Clasificación fisiográfica de los manglares

Los manglares han sido clasificados fisiograficamente en:

- a) Manglares de ensenada : crecen tierra adentro, alejados de la costa, pero con comunicación permanente con el mar. Los individuos muestran troncos retorcidos, y abundancia de ramificaciones de raíces aéreas.
- b) Manglares ribereños; se establecen a lo largo en las riberas de las desembocaduras de los ríos. Los individuos integrantes de este tipo de manglar muestran un exuberante crecimiento, alcanzando las mayores alturas y mostrando troncos rectos y relativamente pocas raíces aéreas;
- c) manglares de franja: Habitan las playas que se extienden entre tierra firme e islas cercanas a la costa. Se encuentran bordeando bahías abiertas y recibiendo directamente la acción del oleaje;
- d) Manglares de lavado periódico: Se encuentran situados perpendicularmente a la acción del oleaje. En ocasión de las mareas altas, el mar inunda el suelo de este tipo de manglar y arrastra el detritus acumulado en él hacia las bahías. Se reconocen por sus suelos desnudos, desprovistos de hojarasca y de una alta homogeneidad florística (11, 29).

2.1.4. Distribución

Los manglares habitan unos 45 millones de ha de aguas poco profundos y llanuras fangosas de mareas en todo el tró

ico y subtrópico, son abundantes alrededor del Océano Indi-co desde Mozambique hasta el norte de Australia bordeando el este del Continente asiático hasta Corea en el norte. Se en-cuentran en toda Polinesia y en las costas de América Cen-tral y el norte de América del Sur, las Antillas, Bahamas, en el sur de Florida, Bermuda y Africa occidental. Las con-diciones más favorables para su desarrollo se encuentran en las bahías donde los ríos desembocan tranquilamente. Los manglares son excepcionales entre los bosques tropicales, debido a que sólo se encuentran en ellos unas pocas especies y normalmente están libres del sotobosque, excepto en las áreas abiertas y en los bordes, donde abundan arbustos y plan-tas herbáceas que toleran la sal (16).

El botoncillo (Conocarpus erecta L) se encuentra en las costas del centro y sur de Florida incluyendo los Cayos en Bermuda, casi a todo lo largo de las Antillas desde las Baha-mas, Cuba hasta Trinidad y Tobago y Curazao (excepto Domini-ca). Se encuentra en ambas costas de los trópicos del conti-nente, desde México al sur, a lo largo de América Central y en el Norte de Sur América hasta Ecuador y las Islas Galápa-gos y hasta Brasil. También el Africa tropical occidental (4, 29).

Chávez Rosales y colaboradores (1991), mencionan que actualmente existen tres datos con relación a la extensión de las áreas de manglares en El Salvador; uno que corresponde a Guevara Morán, según el cual son 45 000 ha, otro proporcionado por el MAG, de 29 670 ha y un tercer dato reportado por FUSADES quien estima 35 234 ha de las cuales en el Departamento de La Paz (6 272), Usulután (18 388) y La Unión (6 588), tienen la mayor extensión (12).

Cuadro 1. Diámetro a la altura del pecho y altura de dosel del bosque manglar en El Salvador. Según Molina Lara, M.A.G. y FUSADES (12).

Familia	Nombre Común	Nombre Técnico	Diámetro a la altura del pecho (m).	Altural - dosel (m)
Rhizophora ceae	Mangle colorado	<u>Rhizophora mangle</u> L.	0.6 - 0.9	18-30
Combretaceae	Sincahuite	<u>Laguncularia racemosa</u> G.	0.3 - 0.6	9-12
	Botoncillo	<u>Conocarpus erecta</u> L.	0.15 - 0.3	10-12
Verbenaceae	Istaten	<u>Avicennia nitida</u> J.	0.15 - 0.8	10-15
	Madre Sal	<u>Avicennia bicolor</u> St.	0.2 - 0.8	8-10

Fuente : CHAVEZ ROSALES, T.A. y colaboradores (1991).

2.2. Conocarpus erecta L.

2.2.1. Clasificación taxonómica

Tronco	:	Cormofitas
División	:	Antofitas
Sub-división	:	Angiospermas
Clase	:	Dicotiledóneas
Sub-clase	:	Coripétalas Dialipétalas
Orden	:	Mirtales
Familia	:	Combretaceae
Género	:	<u>Conocarpus</u>
Especie	:	<u>erecta</u> (26)

2.2.2. Morfología

El mangle botón, corrientemente tiene forma de arbusto habita en el lado hacia tierra de los manglares y se distingue como la única especie de mangle con hojas alternas. Se caracteriza además por: a) sus hojas coriáceas y ligeramente carnosas, lanceoladas o elípticas de 6,5 cm de largo y 1,5 cm de ancho, la punta es larga en ambos extremos y color verde amarillento; b) flores fragantes, diminutas, verdosas, de menos de 0,2 cm apiñados en cabezuelas de menos de 0,6 cm de diámetro, en racimos terminales y laterales; c) frutos semejantes a escamas que contienen una semilla de 0,3 cm de largo (4, 28).

Arbol de regular tamaño, siempre verde que alcanza hasta 15 m de altura y 20,5 cm de diámetro en el tronco, a veces más grande a un arbusto con copa extendida. Generalmente es completamente lampiño, la corteza es de color gris o castaño y se torna áspera, agrietada y gruesa. La corteza interior es de color castaño claro y amarga. Las hojas tienen pecíolos cortos, ligeramente alados de 0,3 - 0,9 cm de largo con dos glándulas semejantes a puntos, las láminas de borde liso, en el envés muestran varios puntos cerca de los ángulos de las venas. Corrientemente se encuentran varias cabezuelas de flores con pedúnculos en racimos de 2,5 - 7,5 cm de largo. Las flores son mayormente bisexuales pero algunos árboles producen cabezuelas de flores masculinas. Cáliz verde en forma de copa con 5 lóbulos de 5-10 estambres protuberantes y pistilo con ovario infero y estilo delgado. Las flores masculinas carecen de pistilo y tienen estambres más largos. Los frutos secos individuales (drupas) son de color castaño, con dos alas, se cubren en parte y se separan en la madurez. El mangle boton florece y fructifica probablemente durante todo el año. La albura es de color castaño claro y dura. El duramen es de color amarillento, muy pesado, fuerte, de textura fina, toma un buen pulimento y se dice que generalmente es muy durable, aunque es susceptible al ataque de los termes de la madera seca. La madera se ha usado para postes de cercos, durmientes, para tornear y en la construcción de botes. Quema lentamente y produce buena leña y carbón. La -

corteza se ha utilizado para curtiembre. Esta especie puede crecer en terrenos secos fuera de la orilla de las lagunas (28).

2.2.3. Habitat

El Conocarpus erecta crece en los márgenes de los manglares y en ciertos casos cuando se establece puede hasta tomar el puesto de Laguncularia racemosa cuando el Rhizophora mangle y Avicennia nitida se han establecido. Sin embargo - el botoncillo se encuentra en playas arenosas, en costas rocosas, en dunas, bien lejos de los manglares, entrando en asociación con especies bien diferentes. El conocarpus erecta se adapta a diferentes habitat con ecotipos evidentemente variados; se vuelve arbusto en lugares azotados por vientos marinos; y crece como árbol de regular tamaño en lugares protegidos, como en los bordes de los manglares. Con todo no podemos disociar el Conocarpus erecta del estudio de los manglares, porque en una formación de manglar perfectamente articulada nunca faltará la presencia de esta especie (4).

Castillo Durán, citado por Chávez Rosales (1991), manifiesta que Conocarpus erecta se adapta a suelos pobres en materia orgánica y arenosos, casi nunca se le encuentra donde el agua llega al pié del árbol, es la especie que mejor resiste la pudrición causada por la acción de bacterias y hongos del suelo (12).

2.2.4. Nombres comunes de la especie

Botoncillo (Puerto Rico); buttonwood (Islas Vírgenes); mangle botón (España), mangle prieto (República Dominicana); yana (Cuba), mangle negro (Costa Rica); Zaragoza (Panamá); mangle negro, mangle garbancillo (Colombia); mangle botoncillo, mangle lloroso (Venezuela); mangle jelf, jele (Ecuador); buttonmangrove, button wood (Estados Unidos); manglier (Santa Lucía); mangle pelétuvier (Haití); paletuvier gris (Guadalupe, Martinica); mangle gris, manglier gris, chene Guadeloupe (Guadalupe); manggel, grizzo manggel blanco, witte manggel (Antillas Holandesas); mangue, mangue blanco; mangue de botao (Brasil); mangle negro, mangle prieto (México); botoncillo (El Salvador) (4, 28).

2.3. Propagación asexual

Según Wilson y Loomis (1968), la mayoría de plantas superiores pueden reproducirse por semilla así como por otros medios entre los que se mencionan la reproducción vegetativa o asexual, efectuándose en gran escala en la naturaleza y - realizada artificialmente por el hombre en numerosas plantas (44).

Horna Zapata, R.R. (1978), en estudios realizados en Rhizophora mangle, Conocarpus erecta; Laguncularia racemosa, Avi-

cennia nitida, observó que en las cuatro especies de mangle la reproducción es por semilla, y los únicos que tienen capacidad para regenerarse cuando la planta ha sido cortada en la base del tallo es Conocarpus erecta y Avicennia nitida, de lo contrario las demás especies mueren (25).

Para Hartmann (1972), la propagación puede realizarse a partir de porciones vegetativas de las plantas para reproducir individuos con las mismas características, esto es posible porque los órganos vegetativos tienen capacidad de regeneración (23).

Misrachi D. y Pannier F. (1978), mencionan que tanto las raíces como las ramas de Conocarpus erecta, tienen la potencialidad de originar nuevos individuos en el campo cuando crecen plagiotropicamente a nivel de la superficie del suelo. La capacidad regenerativa de esta especie se evidencia por los brotes que aparecen en aquellos sitios en los cuales ha habido desprendimiento de ramas (32).

2.3.1. Reproducción de clones

Hartmann, Wilson y Loomis, coinciden en que por medio de la reproducción asexual, se producen clones, iniciados de una planta individual (Madre), observándose un desarrollo de raíces y yemas adventicias, de ahí que definen un clon como material genético, uniforme derivado de un solo individuo, y que se propaga de modo exclusivo por medios vegetativos como

estacas, injertos (23, 44).

Hartman y Weaver, dividen el proceso de desarrollo de las raíces en las estacas en tres fases :

- Iniciación de grupos de células .
- Diferenciación de ese grupo de células en primordios de raíz reconocidos.
- Desarrollo y emergencia de las nuevas raíces incluyendo la ruptura de otros tejidos del tallo y la formación de conexiones vasculares con los tejidos conductores de la estaca (23, 43).

2.3.2. Propagación por estaca

La forma más segura de reproducir las buenas características de una planta, es por medio de la propagación asexual, uno de cuyos métodos es a través de la multiplicación por estaca. (13).

Por este método de propagación, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja respectivamente; después 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 invernadero 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 requieren 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 procedentes de semillas, las plantas madres por lo general se reproducen 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 vigorizantes, hay mayor posibilidad de propagar patógenos (23).

Wilson y Loomis (1968), definen estacas como partes vegetativas separadas del árbol a la vez, enfatizan que pueden ser trozos de tallos de 7-20 cm portadores de varios nudos y yemas laterales, al sembrar las estacas en el suelo nacen raíces del extremo inferior (44).

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

2.3.3.1. Características del árbol padre

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 que la nutrición de la planta ejerce efecto sobre el desarrollo de raíces, así como también el estado fisiológico de la planta y el contenido adecuado de carbohidratos (23).

Van Overbeek y asociados citados por Fiester (1957), 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 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 (18).

Garrido y Ortega (1979), 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 (19).

Según Pérez A. (1981), 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 flexibles, mientras que los ricos en carbohidratos

son firmes y rígidos; 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 el material de propagación tiene; 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 de la siguiente manera: estacas ricas, medianas y pobres en carbohidratos (36).

Hernández y Musalen, determinaron que el número de yemas que tengan las estacas es importante para el éxito del enraizado; experimentando estacas con cinco, cuatro y tres yemas variando la longitud hasta 12 cm como máximo, determinaron un mayor rendimiento en las estacas de cinco yemas que en las de cuatro y tres yemas. Al variar la longitud y el número de yemas en las estacas también varía la cantidad de carbohidratos y auxinas presentes en éstas (24).

La longitud de las estacas de madera dura puede ser 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, 39).

Según Panetsos citado por Alvarado López y colaboradores (1991), menciona que es recomendable diámetros de 1,2 a 2,0 cm

en las estacas, usando longitudes uniformes (2).

Rojas (1968), determinó que el porcentaje de enraizamiento se incrementa a medida se aumenta la longitud de la estaca y por lo tanto las estacas de mayor longitud alcanzan un mayor porcentaje de enraizamiento (38).

El corte ordinario basal de la estaca se efectúa bajo de un nudo y el corte superior de 1,5 a 3 cm arriba del otro nudo; sin embargo al propagar estacas con entrenudos cortos, por lo general no se toma en cuenta la posición del corte basal, ya que la zona de enraizamiento y enraizamiento están muy cerca una de otra por la posición de los nudos (36). Según Arcila y Valencia (1976), el tipo de corte basal en la estaca debe ser horizontal (3).

FAO, Hartmann y Naundorf, coinciden en que un factor que incide en el enraizamiento es el tiempo y época de recolección siendo la época más recomendable cuando comienza la mayor actividad de desarrollo de las yemas en el árbol (17, 23, 34).

Según Hartmann (1972), el medio de enraizamiento debe garantizar una humedad suficiente (70 - 80%), sin exceso, lo que normalmente se logra con una textura media, semi arenosa y una humedad del aire adecuada (23).

Para Naundorf (1951), el uso de sustancias nutritivas o tratamientos especiales para promover el enraizamiento de estacas es muy importante para obtener una buena producción (34).

2.3.4. Cofactores de enraizamiento

Según Weaver (1976), el buen enraizamiento depende de la presencia de cierto número de cofactores 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. Además menciona que existen otros factores que influyen en el enraizamiento, los cuales son: Selección de buenos materiales para estaca; madera de tamaño y edad apropiada, la utilización de un buen método de enraizamiento, el mantenimiento de una humedad adecuada, condiciones apropiadas de luz, ventilación y temperatura / (43).

Según Devlin (1970), las hojas no producen ningún hormón específico del enraizamiento, sino que se limitan a producir sustancias nutritivas necesarias para el crecimiento de las raíces (14).

2.4. Auxinas estimulantes del enraizamiento

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 en ellas, aumentar el número y calidad de las raíces producidas y aumentar la uniformidad de enraizamiento (23, 43).

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. Entre las sustancias auxinas de síntesis experimentados han tomado importancia tres en lo concerniente al enraizamiento: El ácido B indolacético, el ácido B indolbutírico y el ácido α naftalenacético (23).

Según Guevara (1987), se reconocen siete tipos de reguladores de crecimiento: auxinas, giberelinas, citoquininas, etileno, ácido abscísico, inhibidores y poliaminas. A la vez menciona que se pueden producir grandes cantidades de ácido indolacético, pero se tiene el inconveniente de que se degrada con la luz, por ello se han buscado compuestos más estables, los más usados son los compuestos indólicos como: ácido indolbutírico y el ácido naftalenacético, que son compuestos de dos a cinco veces más potentes que el ácido indolacético; ácidos fenoxiacéticos y derivados: ácido 2,4-diclorofenoxiacético, 2, 4, 5-triclorofenoxiacético, ácido metilclorofenoxiacético y el ácido tricloropicolínico (21).

Gostinchar (1973), comenta que el ácido indolbutírico es más estable y menos soluble, su molécula se mueve muy len

tamente 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, tiene las mismas observaciones que el ácido indolbutírico, 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 la amida alfa naftilacetamida o el alfa naftilglicinato de potasio, que son dos sustancias menos tóxicas y su empleo es más flexible. A la vez afirma que las auxinas actúan a nivel de los tejidos profundos del periciclo, provocando una aceleración de la iniciación de los meristemas radicales a este nivel, que sin la aplicación de hormonas exógenas no aparecerían jamás (20).

Salazar y Becerril (1983), establecieron que las aplicaciones de ácido indolbutírico, mejoró tanto cuantitativamente como cualitativamente el enraizamiento en estacas de manzano y que los niveles de auxina utilizados de 2 000, 2 500 y 3 000 ppm, propiciaron un mejor enraizamiento siendo estadísticamente similares entre sí y superiores al testigo (39).

Meyer (1976), considera que la presencia de brotes en las estacas favorece el desarrollo de las raíces cuando se introduce su porción basal en un medio adecuado para la formación de raíces. Los brotes en pleno desarrollo son más eficaces para la formación de raíces que los que se hallan en estado de inactividad. También las hojas, especialmente si son jóvenes, favorecen la formación de raíces en las estacas. A la

vez, menciona que se debe distinguir claramente entre el efecto de las auxinas sobre la formación de las raíces y su efecto sobre el alargamiento radical. Entre estas auxinas están: el ácido o naftalenacético, la naftalenoacetamida y el ácido indolbutírico (30).

Según Weaver (1976), la auxina que más se usa y que da mejores resultados para el enraizamiento, es el ácido indolbutírico. Este tiene una actividad auxínica débil y es muy resistente a los sistemas enzimáticos que destruyen a las auxinas, además el AIB es un producto persistente y que tiene la característica de desplazarse muy poco por lo que tiende a permanecer en el lugar de aplicación. También menciona que los reguladores del crecimiento pueden modificar tanto el tipo de raíces como el número en que se produzcan. El ácido indolbutírico produce raíces fuertes y fibrosas; mientras que los ácidos fenoxiacéticos producen raíces atrofiadas, dobladas y gruesas. Las sustancias promotoras del enraizamiento son más eficaces cuando se usan en forma combinada (43).

Wilson y Loomis (1978), afirman que además de las auxinas naturales, un gran número de compuestos orgánicos poseen una acción similar para regular el crecimiento. Entre estas sustancias de crecimiento, las usadas más comúnmente son el ácido indolpropiónico, ácido indolbutírico y el ácido naftalenacético (44).

Primo y Carrasco (1977), comentan que los compuestos

más usados para la estimulación de raíces se encuentran el ácido indolbutírico y el ácido naftalenacético (37).

Cerón Martí (1990), afirma que el ácido naftalenacético tiene la misma acción que el ácido indolbutírico y que muchas veces da mayores resultados usar una combinación de ácido indolbutírico y ácido naftalenacético para el enraizamiento de estacas en algunas especies. A la vez menciona que existen problemas con la formación de raíces en las estacas, proceso que no representa muchas dificultades en algunas especies, pero es muy difícil o imposible con otras. Este problema se puede ver disminuido mediante el uso de fitorreguladores o auxinas; también menciona que la auxina sintética más usada es el ácido indolbutírico, que es poco sometido a la acción enzimática que destruye en forma rápida a la auxina natural. Por esto es una auxina muy persistente y no se trasloca fácilmente (10).

Hartman (1972), confirma que para el enraizamiento de estacas de tallo en la mayoría de especies vegetales, se recomienda el ácido indolbutírico y el naftalenacético, siendo el primero el más usado. La molécula del ácido indolbutírico es la siguiente :

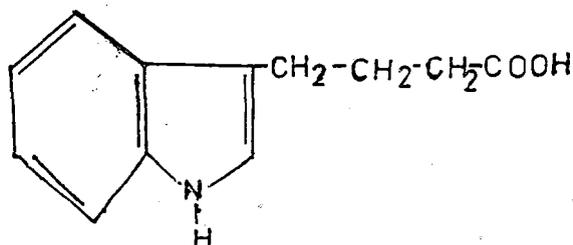


Figura 1. Acido Indol-3-butírico (23).

Campinhos e Ikenori, citado por Alvarado López y Colaboradores (1990), enraizando diferentes especies de Eucalipto (Eucalyptus sp), tratadas con ácido indol butírico en talco, determinaron que es necesario cubrir con una pantalla de polietileno con filtros alrededor del 50% de luz solar y equipar con un sistema automático de riego por nebulización. -- Después de un período de 25 días en el interior del propagador, las estacas desarrollarán raíces y están listas para ser fertilizadas, utilizando 3 kg de NPK (5-17-3), mezclado y diluido en 100 lt de agua para 15 000 estacas. Después de 35 días en el propagador; las estacas enraizadas son transportadas a un terreno abierto donde son fertilizadas por segunda vez a los 45 días, las estacas enraizadas son separadas por tamaños en tres grupos donde se quedan hasta estar listas para ser plantadas, las estacas enraizadas son entonces colocadas en cajas plásticas y transportadas al campo (2).

2.5. Métodos de aplicación de reguladores de crecimiento a cortes de tallo

Primo y Carrasco (1977), mencionan que estos compuestos se pueden aplicar con inmersión de esquejes en soluciones diluidas de los reguladores del crecimiento durante varias horas; también se usan soluciones concentradas alcohólicas; que tienen un 50% del alcohol y un 0,1% del fitorregulador. Otras veces se recubren las bases de las estacas con

polvos que contienen los reguladores del crecimiento; para ello se humedecen las estacas y se introducen en el polvo para que queden adheridos. Este procedimiento es rápido y eficaz y se reducen al mínimo las infecciones. Los polvos empleados como portadores son talcos o caolín fuertemente pulverizado (37).

Según Weaver (1976), existen muchos métodos para aplicar cantidades suficientes de sustancias reguladoras del crecimiento en estacas de tallos. No obstante los únicos tres métodos usados ampliamente en la actualidad son : la inmersión rápida; remojo prolongado y el espolvoreado. A la vez menciona en que consiste cada uno de estos métodos:

2.5.1. Método de inmersión rápida

En este método, los extremos basales de las estacas se sumergen aproximadamente 5 segundos en una solución concentrada (500 a 10 000 ppm) del producto químico en alcohol. El producto químico puede absorberse a través del tejido intacto, cicatriz de las hojas o cortes en los extremos apical o basal de las estacas. Luego las estacas se colocan inmediatamente en el medio de enraizamiento (43).

2.5.2. Método de remojo prolongado

En este método se prepara una solución madre concentra



da de auxinas, con etanol al 95% y luego se diluye en agua para obtener las dosis deseadas. Las concentraciones utilizadas varían de 20 ppm en especies de enraizamiento fácil, hasta 200 ppm, en las especies de enraizamiento difícil. Las estacas (solamente una pulgada basal) se remojan en una solución durante 24 horas en un lugar sombreado y a temperatura ambiente, colocándolas inmediatamente en el medio de enraizamiento (43).

2.5.3. Método de espolvoreado

En este método la base de la estaca se trata con una hormona de crecimiento mezclada con un portador (un polvo fino inerte, que puede ser arcilla o talco). Se emplean dos métodos principales para preparar la mezcla de tratamiento. Uno de ellos es moler los cristales de la auxina a fin de formar un polvo fino y a continuación mezclar ese polvo con el portador. El otro consiste en empapar el portador con una solución alcohólica de la sustancia de crecimiento, dejando luego que se evapore el alcohol a fin de que el portador permanezca en forma de polvo. En el método de espolvoreado resulta conveniente efectuar antes del tratamiento, cortes nuevos en la base de las estacas para facilitar la absorción. La pulgada basal de la estaca se humedece en agua y luego se introduce en el polvo a fin de impedir todos los efectos tóxicos posibles. Las estacas se plantan inmediatamente, te-

niendo cuidado de no eliminar por frotación la capa delgada de polvo adherido. Pueden surgir dificultades para obtener resultados uniformes mediante este método, debido a la variabilidad en la cantidad del material que se adhiere a las estacas (43).

2.6. Condiciones del medio ambiente

2.6.1. Temperatura

Según Hartman (1972), 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 la temperatura del aire elevada en exceso tienden a estimular el desarrollo de yemas con anticipación al desarrollo de raíces (23).

Leaky, citado por Alvarado López y colaboradores (1990), comenta que idealmente la temperatura del aire debe ser de 5 a 10 °C más baja que la temperatura del sustrato (2).

2.6.2. Humedad relativa

Fiester (1957), 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 (18).

Según Hartmann (1972), en especies de enraizamiento lento las pérdidas de agua deben reducirse a una tasa muy baja para mantener viva la estaca hasta que formen raíces (23).

Mitchell y Livingston (1973), afirman que es necesario mantener una humedad relativa controlada entre 75 y 95%, con el objeto de favorecer el enraizamiento (31).

2.6.3. Luminosidad

Según Hartmann (1972), 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 (23).

Thibau y Da Silva, citado por Muñoz Vaquerano y colaboradores (1991), afirman que la reducción de la luz natural a un 40% y la irrigación dentro del propagador que mantenga una humedad relativa entre 90 y 100%; constituyen una condición imperante para el buen enraizamiento de las estacas (33).

2.7. Medio de enraizamiento

Según Hartmann (1972), las estacas de muchas especies de plantas enraizan con facilidad en una gran diversidad de

medios, pero en aquellos 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 esfagnico desmenuzado, vermiculita; perlita, piedra pómez, escoria volcánica pulverizada, bloques de material sintético y agua. Además, menciona que un medio ideal de enraizamiento es aquel que tenga suficiente porosidad para permitir buena aireación y una capacidad elevada de retención de agua, y al mismo tiempo que esté bien drenado. La arena es un medio de enraizamiento satisfactorio; sin embargo, es muy pesado y no retiene la húmedad como lo hacen otros medios, necesitando riegos más frecuentes (23).

Sin embargo, para Rojas (1968), la arena de río como medio de enraizamiento es adecuado, ya que tiene buen drenaje y no contribuye con problemas de pudrición de estacas (38).

Leaky y Longman, citado por Alvarado López y colaboradores (1990), menciona 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 y arena gruesa (2).

Según Malhstede y Haber, citador por Alvarado López y colaboradores (1990), dicen que en general debe tratarse que la temperatura del medio sea unos 5 °C superior a la del aire (2).

Para Ríos, citado por Buschting (1973), los medios enraizantes más efectivos en Guatemala fueron la arena de río y la tierra orgánica (8).

Según Salazar y Becerril (1983), la temperatura de 22 °C en la base de las estacas es adecuado para el enraizamiento; debe procurarse que la temperatura ambiental no supere 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 que se inicie la brotación de las yemas en la parte aérea (39).

Guiscafre Arrillaga y Gómez, citado por Fiester (1957), determinaron que un calor de fondo de 5 °C, a 7 °C, sobre la temperatura del aire, no tenía efecto en inducir la formación de raíces, pero un fondo cálido de 35 °C, probó más tarde ser altamente benéfico (18).

Según Pérez A. (1981), en cajas de propagación deben colocarse termómetros insertados en el medio de enraice hasta la base del nivel de las estacas debiéndose observar con frecuencia especialmente al principio. Es conveniente una temperatura de 18,33 °C a 29 °C; las temperaturas muy altas en el medio de enraice aún por períodos cortos, puede ocasionar la muerte de las estacas (36).

La formación de callos es producto de un porcentaje proporcional a la temperatura, a 16 °C, la callosidad es más rápida que a 4,5 °C (2). 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 (17).

2.8. Enraizador

Se entiende por enraizador a la construcción especial en la cual se ponen a enraizar las estacas de cualquier planta (13). La infraestructura del propagador tiene muchas ventajas: las temperaturas interiores pueden ser controladas fácil y satisfactoriamente, además el calentamiento de la cama por medios artificiales de calefacción es más económico (2).

Sheesman y Spencer, citados por Fiester (1957), sentaron las bases de los requisitos de un buen propagador, sus experimentos sugieren que una estaca mantenida viva por un tiempo suficientemente largo, termina por enraizar. El problema más importante es el balance hídrico, para llenar completamente este requisito, ellos recomiendan el propagador llamado ICTA (Imperial College of Tropical Agriculture), este diseño de propagador básico es usado en la mayoría de instalaciones donde se deseaba enraizar estacas de madera blanda (18).

Guiscafre Arrillaga, citado por Fiester (1957), encon-

tró 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 9:00 am a 3:00 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 (18).

Según Dennys, hay varios tipos de propagadores, pero los más usados en cacao son; el propagador "Turrialba N° 2", diseñada 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 propagador más costosos son el "Turrialba N° 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 FOSO, es un agujero profundo tapado con tela y humedecido de un rociador; pero de todos los propagadores el tipo más sencillo es quizás el de la "envoltura plástica de polietileno", en éste las estacas colocadas en un medio adecuado de humedad y sombra son cubiertos por una tela de polietileno que descansa directamente sobre ellas (13).

Según Leakey y Longman, citado por Alvarado López y colaboradores (1990), la armazón del propagador debe taparse herméticamente para lograr una humedad alta, y las hojas de

ben rociarse en agua, de ser preferible con neblina fina se mejante al rocío de las bombas de mochila (2).

2.9. Propagación sexual

2.9.1. La semilla

Generalmente la semilla es la base en la producción de plantas, y han sido centro de atención de muchos estudios cu ya finalidad es obtener los conocimientos necesarios de sus procesos internos y de los mecanismos que permiten la multiplicación de la especie, así como de características externas que tienen influencia en éstas (42).

Botánicamente la semilla forestal se define como el óvulo fecundado y maduro el cual tiene un embrión; endosperma o cotiledones y los tegumentos (35).

2.9.2. Partes de la semilla

Las partes básicas de la semilla son tres: el embrión, los tejidos de almacenamiento y la cubierta seminal (15, 23).

Embrión: El embrión es una nueva planta que se origina de la unión durante la fertilización del gameto masculino con el femenino (15).

En las semillas de dicotiledóneas el embrión está consti tuido por un eje y las dos primeras estructuras foliares,

es decir, los cotiledones (35). Existen diferentes tejidos de almacenamiento entre los cuales están los cotiledones, el endosperma y el perispermo. Semillas que presentan endosperma grande se les denomina "albuminosas" y aquellas que carecen de él o está reducido se les llama "exalbuminosa" (1).

Químicamente los tejidos del almacenamiento están constituidos por carbohidratos, lípidos y proteínas. Los carbohidratos de las semillas de árboles y arbustos se encuentran en la forma de almidones, hemicelulosa y galactononas. Los lípidos por ácidos grasos, en los que se destacan los ácidos láurico, mirístico palmítico, esteárico, linoléico, linolénico, etc. Las proteínas se encuentran almacenadas en forma de albúminas, globulinas y glutelinas, en estructuras subcelulares llamadas cuerpos proteínicos o granos de aleurona (1, 35).

La cubierta de la semilla de árboles y arbustos al llegar a la madurez presenta diferentes características externas; las más sobresalientes son el tipo de superficie, la consistencia, el color, estomas y otras estructuras (1).

2.9.3. Germinación

El fenómeno de la germinación se define por: la emergencia y desarrollo del embrión de las estructuras esenciales, conduciendo a la ruptura de la cubierta seminal, hasta

ser independiente de las reservas almacenadas. La germinación propiamente dicha comienza tiempo antes de la ruptura de la semilla, pero no es perceptible por estar bajo el sustrato y es cuando se desarrolla una serie de cambios que van acompañados por divisiones y agrandamientos de las células del embrión y aumentos en la actividad metabólica del mismo (9). La germinación sólo puede apreciarse mediante la salida del brote del hipocótilo (1).

2.9.4. Condiciones de germinación

Las condiciones óptimas de germinación en los diferentes estudios no son idénticos y muy a menudo pueden variar en las distintas semillas. En consecuencia, gran parte de las investigaciones de semillas ha tenido por objeto determinar una combinación de condiciones que proporcionen la germinación homogénea, rápida y completa en la mayoría de las muestras de una misma especie (9).

Turnbull citado por Centeno Girón, 1990, comenta en detalle las condiciones que deben tener en cuenta en los análisis de germinación :

- a) Sustrato de germinación
- b) Humedad y ventilación
- c) Control de la temperatura
- d) Luz
- e) Distancia entre las semillas

- f) Control de hongos
- g) Enfermedades y patógenos en general (9)

2.9.5. Propagación ✓

Las unidades de dispersión de Conocarpus erecta son - los aquenios, que se encuentran reunidos en números de 36-56 constituyendo el fruto compuesto en forma de piñón de 0,5 a 1,5 cm de diámetro. Estos aquenios poseen una morfología que los adapta y capacita para ser transportados por el agua están formados por tres compartimientos que conforman una estructura escamosa-triangular, dos de ellas situadas a cada uno de los frutos son cámaras de aire que les permitiría mantenerse a flote en el agua por largos períodos hasta la fija ción de las semillas (32).

Los aquenios no pierden su poder de flotación después de dos meses en el agua del mar; pero también se ha observado que son muy pocos los frutos que desarrollan semillas: solamente del 4 al 10%. La fructificación muy abundante de esta especie compensa, evidentemente, tal defecto fisiológico (4).

Mizrachi y colaboradores (1978), examinaron las mues-tras de aquenios bajo la lupa constatándose que todos los frutos disectados guardaban semillas no llenas; esta particularidad se tomó a causa del muy bajo porcentaje de germina ción observado (32).

Cuadro 2. Identificación de aquenios con frutos llenos y vacíos, tomados de cinco individuos de la especie Conocarpus erecta (32).

Individuos	Nº de piñas examinadas	Total	Llenas	Vacías	% Llenas	% Vacías
1	50	1 501	214	1 287	14,3	85,7
2	51	1 544	265	1 279	17,2	82,7
3	4	200	46	154	23,0	77,0
4	49	1 472	195	1 277	13,2	86,75
5	49	1 320	130	1 194	9,8	90,2
TOTAL	203	6 037	850	5 191	14,1	85,9

Fuente : MIZRACHI y colaboradores (1978).

Según Lemckert (1986), comenta que un sustrato pesado obstaculiza el drenaje y la aireación dentro del medio disminuye, aumentando el riesgo de "Damping-off"; los sustratos pesados se mezclan con arena gruesa o en su defecto con materia orgánica descompuesta para obtener una mejor estructura y permitir así una mejor aireación y drenaje del sustrato (27).

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Generalidades

3.1.1. Ubicación geográfica

La investigación se realizó en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Cantón Tecualuya, jurisdicción de San Luis Talpa, Departamento de La Paz; a una elevación de 50 msnm y ubicado en una latitud de 13°28' N y longitud de 89°06 W, a una distancia de 36 km de San Salvador (6).

3.1.2. Características climáticas del lugar

El clima de la zona presenta los siguientes valores:

Temperatura anual	:	26-30 °C
Humedad relativa anual	:	75 %
Precipitación anual	:	1 700 mm
Luz solar	:	Durante los meses de mayo y junio se tienen valores de 8 horas luz/día (5).

3.1.3. Zona de vida

Según la clasificación ecológica de Holdrige, citado -

por Guevara Morán (1985), la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas se encuentra en la zona de vida conocida como bosque húmedo subtropical caliente (bh-St) (c) (22).

3.2. Método de propagación por estaca

3.2.1. Tratamientos utilizados

Durante el desarrollo del ensayo se utilizaron cuatro concentraciones de ácido indolbutírico en mezcla sólida (talco) con niveles de 500, 1 000, 2 000 y 4 000 ppm, más un testigo sin hormona (Cuadro 3).

3.3. Preparación de diferentes dosis de ácido indolbutírico

Para preparar una solución de 4 000 ppm de AIB se utilizan 3,30 g de AIB, diluido en 467 ml de acetona pura. Luego agregar 589 g de talco puro y se deja a temperatura ambiente hasta que seque.

Para cada una de las concentraciones se hizo individualmente, tomando como base la solución de 4 000 ppm.

Luego de haber disuelto el ácido indolbutírico en acetona, se agregó el talco de acuerdo a la concentración requerida y posteriormente se agitó hasta tener una mezcla homogénea y se dejó secar a temperatura ambiente, en su respectivo

plata y 5000
agua
DSG
John Robert
Fernando
...

frasco de color ámbar, para evitar que la hormona se descompusiera por efecto de la luz.

Para el testigo se usó talco industrial sin hormona.

Cuadro 3. Tratamientos de ácido indolbutírico en ppm utilizados en estacas de Conocarpus erecta L.

TRATAMIENTOS	DOSIS (ppm)
T ₀	0
T ₁	500
T ₂	1 000
T ₃	2 000
T ₄	4 000

3.4. Material vegetativo

3.4.1. Selección de material vegetativo

Para ello, se hizo un reconocimiento previo del manglar el Amatal, y se ubicó la especie Conocarpus erecta L de acuerdo al ordenamiento natural.

En el reconocimiento se seleccionaron seis árboles con las siguientes características : Diámetro a la altura del pecho entre 10-12 cm, buena capacidad de regeneración, árboles jóvenes, libres de plagas y enfermedades; de los cuales se

obtuvo el material (estacas).

Debido a la escasez de la especie en el ecosistema manglar, se utilizó material no uniforme en cuanto a edad, presencia de hojas, diámetro y longitud de la estaca.

3.5. Medio utilizado para el enraizamiento

3.5.1. Preparación de sustratos

El 22 de abril se preparó el sustrato con una mezcla de subsuelo, arena de río y granza de arroz quemada en proporción de 2:1,1, presentando un pH de 5,70, habiendo obtenido una temperatura promedio de 30 °C.

El subsuelo presentaba una estructura granular muy fina y textura limosa, que al mezclarlo con arena y granza de arroz quemada, proporciona una mejor estructura al sustrato, permitiendo así mejor infiltración del agua, y por consiguiente se obtendría un mejor desarrollo radicular.

3.5.2. Llenado de bolsas

El 23 y 24 de abril, teniendo preparada la mezcla se procedió a llenar las bolsas de polietileno con dimensiones de 6 x 9", efectuándose tratamiento preventivo con agua hirviendo y también aplicaciones con Dithane M-45 a razón de 8 g/lit de agua, para controlar patógenos del suelo dejando

un período de 6 días antes de sembrar las estacas.

3.6. Cámara de enraizamiento

Con el propósito de obtener un microclima adecuado para favorecer las condiciones de enraizado, se reconstruyó la cámara de enraizamiento de madera con las dimensiones siguientes: 8,7 m de largo, 3,0 m de ancho y 2,40 m de alto, con un techo de dos aguas y orientado de norte a sur.

La estructura se forró con lámina plástica transparente número 0,06 por la parte interior, exteriormente se cubrió con Sarán al 50%, se hizo necesario colocar una segunda capa de Sarán en la parte del techo, para regular más eficientemente la incidencia de rayos solares; obteniéndose un 60% de sombra; además se utilizó en el suelo una capa de grava de 10 cm, para un mejor control de malezas y retener por más tiempo la humedad.

3.6.1. Desinfección de la cámara de enraizamiento

Se realizaron dos desinfecciones, la primera a los 20 días y otra a los 12 días antes de colocar las estacas en la cámara de enraizamiento. Se utilizó Dithane M-45 a razón de 10 g/lit de agua asperjándose, suelo, paredes y techo. En la entrada se puso una bandeja de durapax con Dithane M-45 cada 8 días, con el propósito de prevenir la diseminación de

hongos que se pudieran introducir a la cámara de enraizamiento a través del calzado.

3.6.2. Base de aislamiento

Para evitar que las bolsas estuvieran en contacto con el piso, previniendo el ataque de hongos e insectos, se colocaron los envases plásticos en bandejas de durapax y éstas sobre una base de ladrillos de barro, los cuales previamente se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 10%; en relación de 1:100, quedando a una altura de 14 cm, sobre el nivel del suelo (Fig. 2).

3.6.3. Sistema de riego

Para la propagación por medio de estacas es importante mantener un ambiente con alta humedad relativa y temperatura moderada, esto se logra utilizando un sistema de riego por microaspersión. El sistema fue diseñado con tubería PVC de una pulgada de diámetro, ubicando dos tubos laterales de 7,5 m de longitud, separados por otro tubo de 1,8 m, éstos colocados a una altura superior de 1,50 m y una altura inferior de 1,40 m sobre el nivel de las bolsas con el sustrato. En cada lateral se instalaron cinco boquillas de tipo cono sólido ultra bajo volumen 800050, con un ángulo de abertura de 60°; capacidad de 189,25 cc/min, equivalente a 0,05 gl/min, con -

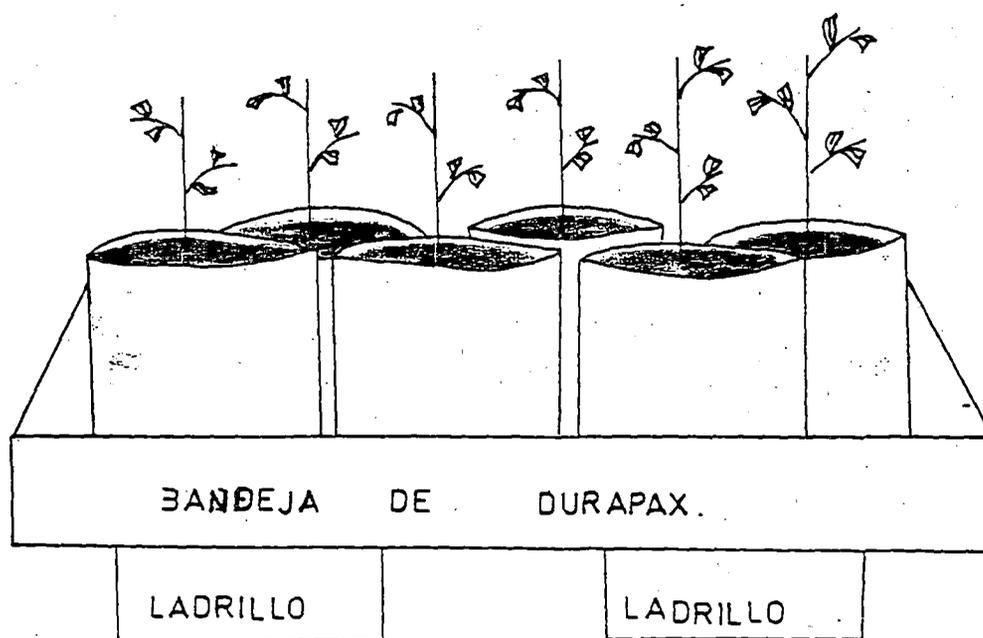


FIG. 2 Base de aislamiento para la propagación de estacas.

con un radio de mojado de 0,80 m, separadas a una distancia de 1,5 m una de otra.

Para conducir el agua de riego a la cámara de enraizamiento, se utilizó tubería de aluminio de tres pulgadas de diámetro, a la cual se le acopló la de PVC de 3/4 por 1" de diámetro (Fig. 3).

Como fuente de agua se utilizó un pozo, bombeándola a una cisterna revestida de cemento y construida bajo la superficie del suelo, con dimensiones de 3,0 m de profundidad y 1,2 m de diámetro, formando un cilindro de $3,4 \text{ m}^3$ el cual se mantuvo lleno de agua; a la salida de la misma se utilizó un filtro para retener materiales extraños que pudiese tener el agua de riego.

Para llevar el agua del pozo al sistema de riego se usó una bomba de 1,5 HP de capacidad.

Ya instalado el sistema se realizaron pruebas para determinar el tiempo de riego, siendo normalmente de 10 min, el intervalo de riego fue de 1 hora, el gasto de agua por boquilla fue de 0,51 gl/10 min, el número de riegos fue de 7 al día con un gasto total de 3,57 gl, y con un total de 107,1 gl de agua, equivalente a $0,41 \text{ m}^3$, durante los 30 días que permanecieron las estacas en la cámara de enraizamiento.

3.6.4. Microclima

Durante el período en que se estableció la fase experi

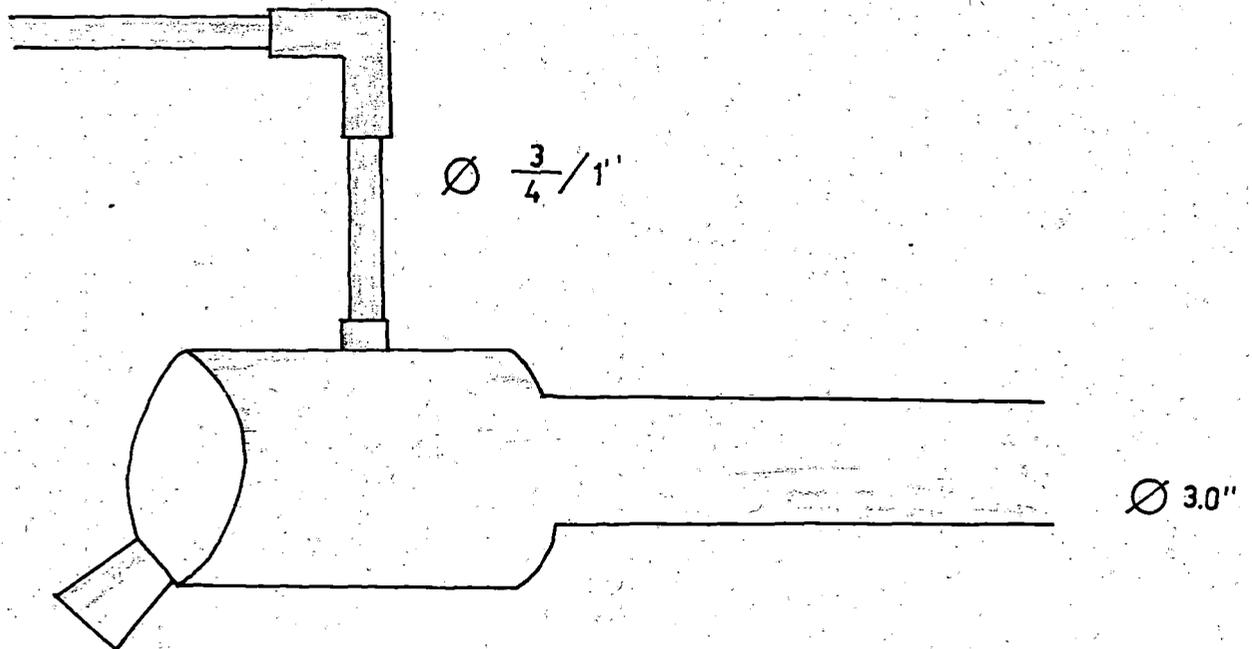


FIG.3 Detalle del acople de la tubería de aluminio de 3.0" con la de PVC de $\frac{3}{4}$ por 1", usada para conducir el agua de riego al propagador.

mental las condiciones ambientales dentro de la cámara de enraizamiento se controlaron por medio del sistema de riego por nebulización.

Tanto humedad relativa y temperatura dentro del propagador se registraron con un hidrotermógrafo modelo R. FUES, tipo 79 t NR H9741, ubicado en una esquina a 1,2 m de altura, protegido por una estructura de madera.

Se mantuvo una humedad relativa en horas diurnas de 8:00 am a 4:00 pm, mayor o igual a 70% en días soleados; en días nublados se tuvo hasta 95% de H.R. y en las noches la H.R. alcanzó el 100%; la temperatura promedio fue de 35 °C diurna y 25 °C nocturna (Fig. A-1).

3.7. Traslado del material vegetativo

El 3 de mayo de 1991 se llegó al manglar a las 6:30 am procediendo a obtener el material vegetativo consistente en rebrotes basales que presentaran un crecimiento activo, luego se envolvieron en papel de empaque húmedo, se depositaron en hieleras, las cuales se les había colocado hielo, con el objetivo de evitar la desecación del material, para su posterior traslado, el cual se realizó en un período aproximado de tres horas, desde el momento en que se efectuó el corte de las ramas, hasta llevarlos a la cámara de enraizamiento.

3.7.1. Corte de las estacas

Posterior al traslado se prepararon las estacas o esquejes desechando la parte apical y 14 cm de parte basal ó mayor de un diámetro de 2 cm, utilizando el resto para cortar las estacas con una longitud de 12-20 cm y un diámetro mínimo de 0,5 cm.

Las estacas seleccionadas tenían dos yemas y la mayoría por lo menos, una ramita con dos hojas. A las hojas se les cortó un tercio de su longitud, a fin de reducir su evapotranspiración y continuar con el proceso de fotosíntesis y por ende produciendo carbohidratos que le servirían para darle vigor en la fase de enraizado. A todas las estacas se les hizo un corte recto en la parte basal y bicelado en la parte superior (Fig. 4).

3.7.2. Tratamiento del material vegetativo

Antes de sembrar las estacas en las bolsas, se les dió un tratamiento preventivo, que consistió en sumergir 2 cm de su base durante un minuto en una solución de fungicida preparada con 6 g de Dithane M-45/lt de agua. Posteriormente se aplicaron los tratamientos con ácido indolbutírico (0 ppm, 500 ppm, 1 000 ppm, 2 000 ppm y 4 000 ppm); esta fase consistió en sumergir aproximadamente 1 cm de la base de las estacas en solución sólida de AIB, por un tiempo de 2 seg; luego

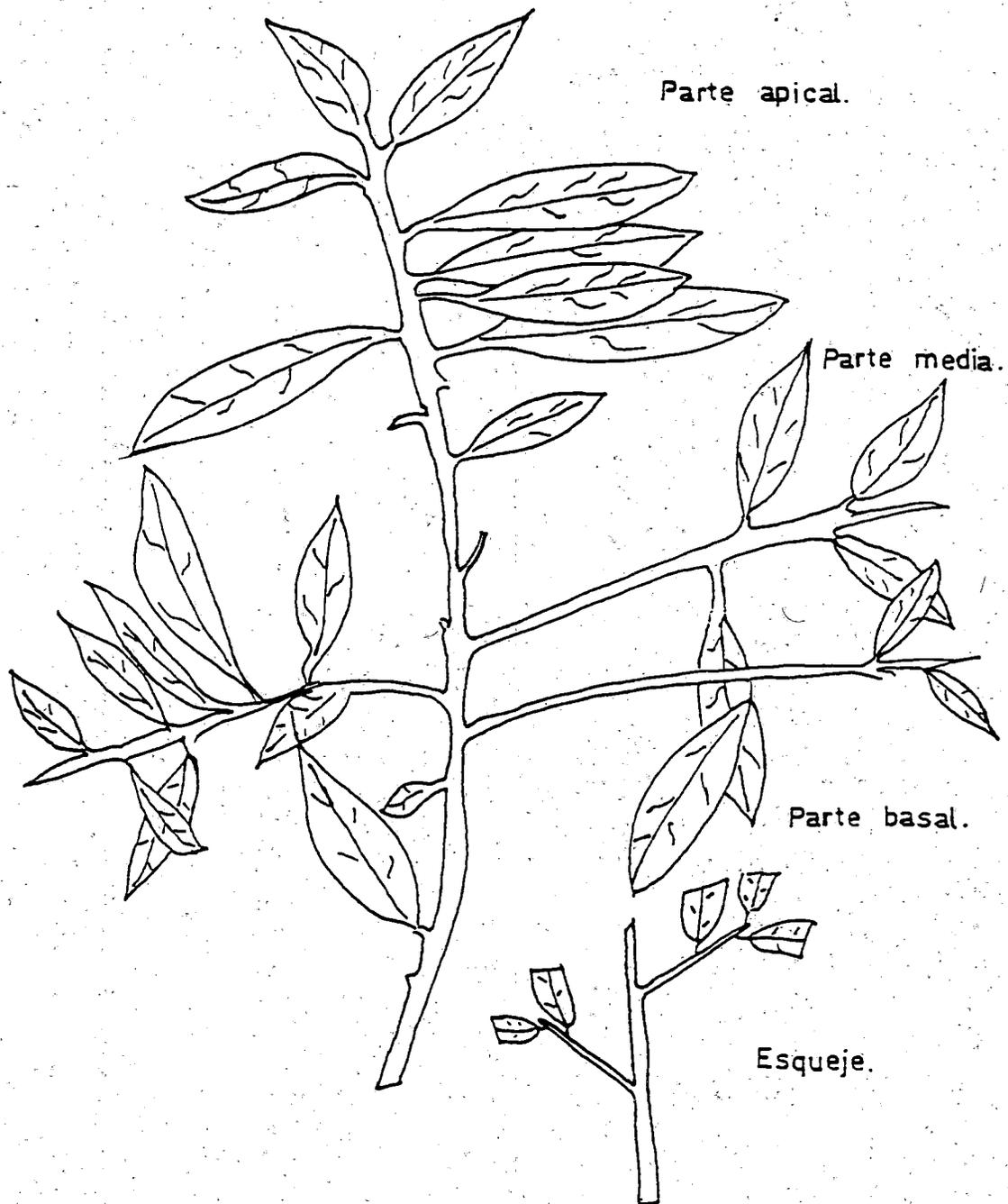


FIG. 4. División en estacas de Conocarpus erecta L. en partes basal, media y apical.

se procedió a la siembra de cada estaca.

3.7.3. Siembra del material vegetativo

La siembra del material vegetativo se realizó el 3 de mayo de 10:30 a 11:30 am, previamente se humedeció el sustrato y, se hizo un agujero en el centro de la parte superior de las bolsas para facilitar la inserción de las estacas, insertandolas a una profundidad de 3 cm aproximadamente en posición vertical y presionando el sustrato alrededor de la estaca, a fin de no dejar cámaras de aire.

3.7.4. Manejo durante la etapa de enraizamiento

Las estacas fueron colocadas en la cámara de enraizamiento de acuerdo al diseño establecido, manteniéndose una humedad relativa mínima del 70% y una temperatura entre 25-35 °C por un período de 30 días (Fig. A-1), con el objeto de proporcionar a las estacas condiciones adecuadas para su enraizamiento. Durante esta fase se realizaron las siguientes actividades:

a) Limpieza: Esta actividad se realizó diariamente y consistió en retirar las hojas caídas por la abscisión, también las estacas muertas, esto se hizo para prevenir la incidencia de cualquier agente patógeno, y prevenir la presencia de enfermedades fungosas.

b) Tratamientos preventivos : Se realizaron 2 aplicaciones, una a los 8 días de sembradas las estacas y otra a los 20 días con Dithane M-45 en dosis de 7 g/lt de agua.

c) Fertilización: Se realizaron dos aplicaciones de fertilizante foliar (Bayfolán), rociadas a los 14 y 22 días de establecido el ensayo en la cámara de enraizamiento, 7 cc/lt de agua.

3.8. Método de propagación sexual

3.8.1. Recolección y preparación de sustratos

Esta fase se realizó del 2 al 5 de abril con la obtención de los diferentes sustratos, algunos de los cuales se obtuvieron de fábricas que procesan y/o manejan dichos sub-productos tales como aserraderos, molinos y otros se recolectaron directamente en el lugar de origen (manglar). Los sustratos evaluados fueron:

- 1) Suelo del manglar (testigo)
- 2) Granza de arroz
- 3) Aserrín
- 4) Materia orgánica + suelo 1:1
- 5) Arena de mar

3.8.2. Características de los sustratos

Suelo del manglar : Es un sustrato de textura pesada,

sus partículas forman una cohesión de las mismas retardando la infiltración del agua y a la vez le permite mantener la humedad por mayor tiempo, debido a que las partículas se en du re ce n afectando la germinación y eventualmente también afecta el repique de las plántulas. Su pH fue de 6,3 y en algunos casos puede facilitar la proliferación de hongos y bacterias causantes del "mal del semillero".

Granza de arroz: Presenta buenas condiciones para la germinación ya que tiene características de ser liviana, facilita la manipulación y permite una fácil penetración de las raíces. Por su desuniformidad y acomodamiento irregular que adquiere hace que presente buena aireación y drenaje, también posee la ventaja de no descomponerse durante el período de germinación. Usualmente está libre de semillas, patógenos y malezas. Presenta un pH de 5,7.

Aserrín : Es un sustrato liviano de textura suave lo que permite una fácil penetración y desarrollo de la raíz sin que sufra daño alguno. Por ser de origen orgánico mantiene buena humedad y temperatura. Este medio se obtuvo de madera de conacaste, pues el aserradero procesa sólo madera de este tipo; presentó un pH de 5,9.

Materia orgánica + suelo. La materia orgánica + suelo es un sustrato de textura más o menos suave permitiendo un buen desarrollo radicular y por poseer una estructura bastante desordenada, permite la ventilación y aireación interna del sustrato. Es un medio que absorbe con mucha facilidad el

agua manteniendo buena humedad para germinación de semillas; además es económico, fácil de obtener y proporciona nutrientes a las plantas; posee un pH de 6,5.

La materia orgánica se obtuvo de una abonera de más de un año de elaboración la cual contenía residuos de hojarasca, rastrojos, y estiércol en estado avanzado de descomposición. El suelo se recolectó del Lote de Hortalizas de la Estación Experimental. Ambos componentes se utilizaron en relación de 1:1, con el objeto de dar una mejor textura y estructura al medio.

Arena de mar : Es un medio que debido a la fineza de sus partículas permite la cohesión de las mismas, esto hace que la infiltración del agua sea lenta pero a la vez ayuda a que la humedad permanezca por mayor tiempo en el sustrato; es un producto de fácil obtención y barato, presenta la característica que no endurece al agregarle agua y facilita el repique de las plántulas. Su pH fue de 5,9. Este sustrato se obtuvo en su totalidad de arena de mar y al igual que los demás sustratos fue desinfestado con agua hervida. La temperatura promedio de los sustratos fue de 27,2 °C durante el experimento; la determinación de pH se realizó en el Laboratorio de Química de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

3.8.3. Recolección de semillas

La semilla se recolectó el 1 de abril de 3 árboles fisio

lógicamente maduros de los cuales se tomó la semilla directamente, luego se transportó en bolsas plásticas estériles y se pusieron a secar a temperatura ambiente sobre una cubierta de plástico.

3.8.4. Preparación y desinfección de sustratos

El 16 de abril, los sustratos fueron homogenizados y colocados en cajas de durapax con las siguientes dimensiones: 39 cm de largo, 35 cm de ancho y 10 cm de alto; previamente desinfectadas con Hipoclorito de Sodio al 10%; posteriormente se procedió a desinfectarlos con agua hervida dejando un día de espera.

3.8.5. Preparación de bancales

Estos fueron contruidos el 12 y 13 de abril con madera y varas de bambú verde con las dimensiones siguientes: 3,20 m de ancho, 3,60 m de largo y 0,50 m de alto para favorecer la aireación.

Los sustratos fueron distribuidos según el diseño estadístico, el área de los bancales semilleros fue protegida con palmas de coco para evitar el daño de algunos animales; también se utilizaron sacos añadidos para regular la luz y evitar el golpe directo del agua lluvia sobre los sustratos, semillas y/o plántulas.

3.8.6. Tratamiento pregerminativo

El 16 de abril, la semilla se dejó en agua de chorro durante 8 horas con el objeto de acelerar la germinación.

3.8.7. Siembra

Se efectuó el 17 de abril humedeciendo previamente el sustrato, la semilla se depositó a 1 cm de profundidad. La siembra se hizo a chorro seguido y 8 cm entre surco dejando un número de semillas por tratamiento de 307 y un total por repetición de 1 535 aproximadamente.

Para evaluar la germinación se utilizaron cinco sustratos (tratamientos) y cinco repeticiones para cada uno, los cuales se distribuyeron al azar en toda el área.

La evaluación de los sustratos consistió en obtener al menos uno donde el porcentaje de semillas germinadas fuera el mayor en comparación a los demás.

3.8.8. Riego

Los riegos se aplicaron diariamente a partir de la siembra evitando en lo posible sobrehumedecimiento; además se controlaron las malezas manualmente.

3.9. Metodología estadística

El diseño estadístico utilizado en los dos métodos de propagación fue completamente al azar, con 5 tratamientos y 5 repeticiones. En la propagación por estaca los tratamientos utilizados fueron con ácido indolbutírico, en concentraciones de 500, 1 000, 2 000, y 4 000 ppm; incluyendo un testigo (0,0 ppm de AIB); distribuidos en grupos de 20 estacas, constituyendo la unidad experimental, haciendo un total de 100 estacas por tratamiento y 500 estacas en las 5 repeticiones.

Para la propagación sexual los tratamientos fueron los siguientes sustratos: suelo del manglar (testigo), granza de arroz, aserrín, materia orgánica + suelo y arena de mar.

3.9.1. Variables evaluadas

Para la propagación por estacas fueron :

- Número de raíces desarrolladas por tratamiento
- Longitud de raíces desarrolladas por tratamiento.

En la propagación sexual fueron :

- Porcentaje de germinación
- Tiempo de germinación

3.9.2. Toma de datos

Propagación por estacas : Para el recuento de número -

y longitud de raíces por tratamientos, se hicieron muestreos a los 14, 22 y 29 días de montado el ensayo, tomando dos estacas y al azar de cada tratamiento. La estaca se extrajo lavando el sustrato con agua de chorro para no dañar las raíces y obtener datos más confiables, se consideró como raíces aquellas que tenían una longitud mayor o igual a 0,5 cm.

Propagación sexual : Para evaluar la germinación se tomó como parámetro la germinación de las plántulas (hipocóti_lo), se tomaron datos todos los días a las 9:00 am, anotando el número de semillas germinadas por repetición, esto se hizo durante 45 días.

3.9.3. Modelo estadístico

El modelo estadístico responde a la siguiente fórmula :

$$Y_{ij} = M + T_i + E_{ij}$$

Donde : Y_{ij} = Característica bajo estudio observado en la parcela "j" y donde se aplicó el tratamiento "i".

M = Media experimental

T_i = Efecto del tratamiento i

E_{ij} = Error experimental de la parcela (ij).

$i = 1, 2 \dots n$ = Número de la parcela (ij).

$j = 1, 2 \dots r$ = Número de repeticiones para cada tratamiento.

4. RESULTADOS

4.1. Propagación por estaca

4.1.1. Número de raíces desarrolladas

Para evaluar esta variable se efectuaron muestreos en cada uno de los tratamientos a los 14, 22 y 29 días después de la siembra. Fue evidente el efecto producido por el ácido indolbutírico desde el primer muestreo realizado a los 14 días, ya que algunas de las estacas tratadas con la hormona en concentraciones de 500, 1 000, 2 000 y 4 000 ppm de AIB (T_1 , T_2 , T_3 , T_4), tenían de 5 a 17 raíces. Para este muestreo el T_2 presentó un promedio de 17,5 raíces; el T_1 presentó 16,2; el T_4 presentó 9,8 raíces; y el T_3 , 5,8 raíces (Cuadro 4 y Fig. 5)

A los 22 días el número de raíces en los cuatro tratamientos oscilaba entre 1 y 93 raíces. Siendo el promedio para cada uno de los tratamientos de 19,3 para T_1 ; 7,5 para T_2 ; 7,2 para T_3 y 8,7 para T_4 (Cuadro 4 y Fig. 5).

A los 29 días, se incrementó el número de raíces para los tratamientos T_1 , T_2 y T_3 ; excepto para el tratamiento T_4 el cual se comportó en forma similar al muestreo realizado a los 22 días. Para cada uno de los tratamientos el número oscilaba entre 2 y 70 raíces, con promedios de 19,7 para T_1 ; 18,6 para T_3 ; 18 para T_2 y 8,7 para T_4 (Cuadro 4 y Fig. 5).

En el testigo (T_0), no se tuvo respuesta alguna en cuanto a la emisión de raíces, durante cada uno de los muestreos realizados (Cuadro 4).

Gráficamente se puede observar que la mejor dosis para número de raíces fue la de 500 ppm (Fig. 5).

El análisis de varianza se aplicó a los tratamientos evaluados realizando muestreos a los 14, 22 y 29 días, no existiendo diferencia significativa entre tratamientos, excepto al comparar los tratamientos hormonales con el testigo (Cuadro A-1).

Cuadro 4. Datos promedios de número de raíces obtenidas en el enraizamiento de estacas de Conocarpus erecta L., a los 14, 22 y 29 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San - Luis Talpa, Departamento de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. Mayo de 1991.

TRATAMIENTOS DOSIS (AIB)	D I A S		
	14	22	29
No. de raíces			
T_0 = 0 ppm	0,00	0,00	0,00
T_1 = 500 ppm	16,2	19,3	19,7 ✓
T_2 = 1 000 ppm	17,5	7,5	18,0
T_3 = 2 000 ppm	5,8	7,2	18,6
T_4 = 4 000 ppm	9,8	8,7	8,7

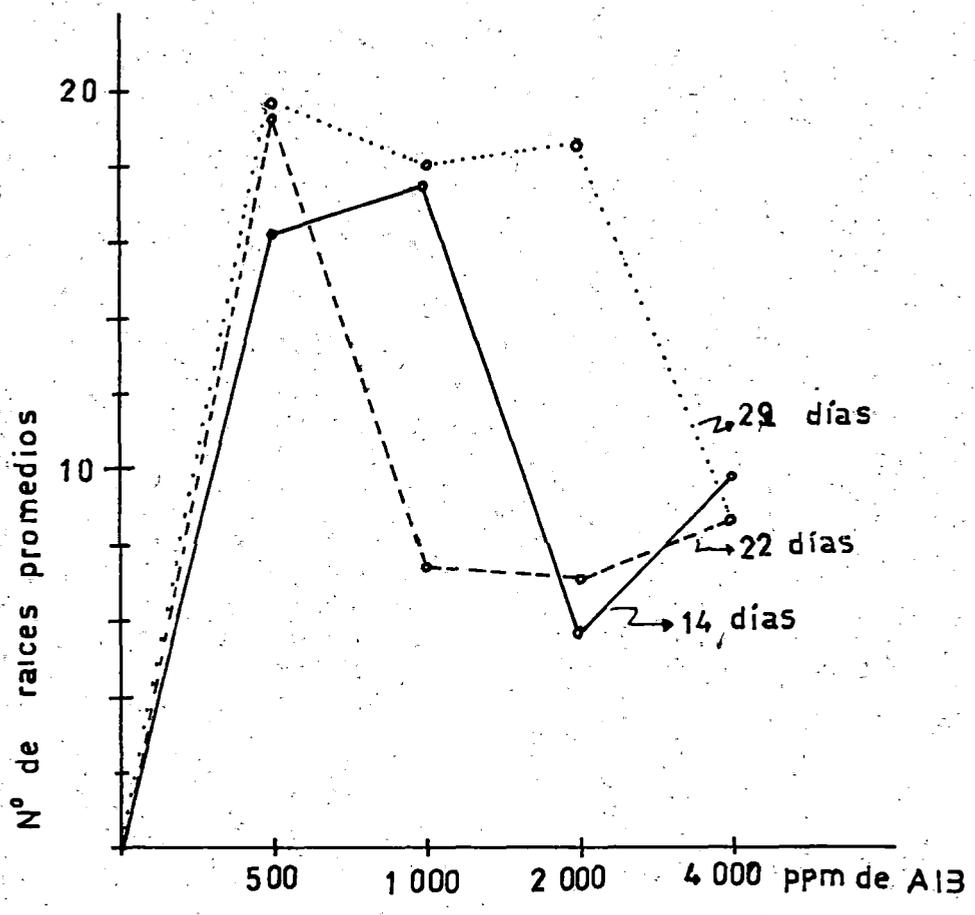


FIG.5 Relación entre el promedio de número de raíces y los tratamientos con AIB

4.1.2. Longitud de raíces desarrolladas

La evaluación de esta variable se realizó desde los 14 días de establecido el ensayo obteniendo respuesta positiva en los tratamientos con AIB, excepto en el testigo donde no hubo respuesta en los muestreos realizados.

A los 14 días, el tratamiento T_1 presentaba un promedio de 4,4 cm, T_3 con 4,2 cm; T_2 con 3,7 cm; y el T_4 3,0 cm (Cuadro 5 y Fig. 6).

Durante los siguientes muestreos, la longitud de raíces siguió incrementándose en los tratamientos, a los 29 días las longitudes promedios fueron : T_1 : 4,64; T_2 : 4,60; T_3 : 5,0; y T_4 : 3,78 cm (Cuadro 5 y Fig. 6).

El análisis de varianza para los tratamientos (T_1 , T_2 , T_3 y T_4), dió como resultado que existía diferencia altamente significativa entre tratamientos (Cuadro A-2). Con la Prueba de Duncan se comprobó que a los 14 y 22 días la dosis que dió mejor resultado fue la de 500 ppm de AIB (Cuadro A-3, Cuadro A-4 y Fig. 6). A los 29 días la mejor dosis fue la de 2 000 ppm de AIB (Cuadro A-5 y Fig. 6).

4.2. Propagación sexual

El comportamiento de la germinación de la especie en estudio puede visualizarse en el Cuadro 6 y en la Fig. 7, mostrando el porcentaje de germinación final.

Cuadro 5. Datos promedios de longitud de raíces de Conocarpus erecta L. a los 14, 22 y 29 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. Mayo de 1991.

TRATAMIENTOS DOSIS (AIB)	D I A S		
	14	22	29
	LONGITUD DE RAICES (cm)		
T ₀ = 0 ppm	0,00	0,00	0,00
T ₁ = 500 ppm	4,40	4,96	4,64
T ₂ = 1 000 ppm	3,70	3,56	4,60
T ₃ = 2 000 ppm	4,20	4,40	5,00
T ₄ = 4 000 ppm	3,00	4,24	3,78

En el Cuadro 6, se aprecia que el sustrato que presentó el mayor porcentaje de germinación fue grana de arroz (S₁), el cual alcanzó 0,35% en el rango de 29 a 33 días, la germinación se inició a los 27 días de siembra; el tratamiento materia orgánica + suelo 1:1 (S₃), con un porcentaje de germinación de 0,21% a los 14 días, iniciando la germinación a los 12 días de siembra; el tratamiento Aserrín (S₂) alcanzó un porcentaje de 0,14% a los 17 días, la germinación se inició a los nueve días.

Por último se encuentran los tratamientos arena de mar (S_4) y el suelo del manglar (T_0), presentando un porcentaje de germinación de 0,07% a los 25 días y de 0,07% a los 14 días respectivamente.

El comportamiento de la germinación final para la especie Conocarpus erecta L., se presenta en la Fig. 7, se aprecia que el mejor sustrato es la granza de arroz (S_1), seguido por el tratamiento materia orgánica + suelo (S_3), aserrín (S_2) y finalmente los tratamientos arena de mar (S_4) y suelo de manglar (S_0), tuvieron un comportamiento similar en cuanto a porcentaje de germinación.

El análisis de varianza (Cuadro A-6), resultó ser significativo al 5% de probabilidad y la prueba del Rango Múltiple de Duncan (Cuadro A-7), demuestra que el mejor sustrato es la granza de arroz (S_1).

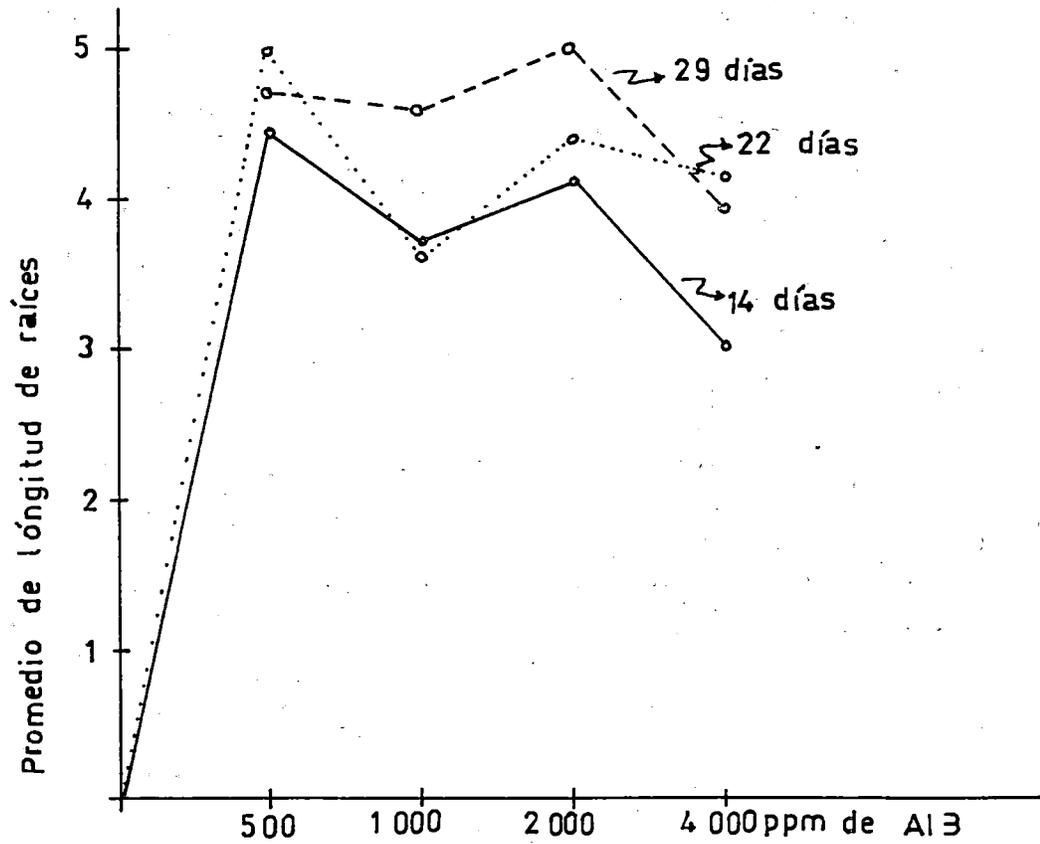


FIG. 6 Relación entre el promedio de Longitud de raíces y los tratamientos con AlB.

Cuadro 6. Porcentaje de germinación para Conocarpus erecta en cinco tratamientos. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. Mayo, 1991.

D I A S	T R A T A M I E N T O S				
	S ₀	S ₁	S ₂	S ₃	S ₄
9	-	-	0.07	-	-
10	-	-	-	-	-
11	-	-	0.07	-	-
12	-	-	0.14	0.07	-
13	-	-	-	-	-
14	0.07	-	0.07	0.21	-
15	-	-	0.07	0.21	-
16	-	-	-	-	-
17	-	-	0.14	-	-
18	0.07	-	-	0.07	-
19	-	-	0.14	0.14	-
20	-	-	-	-	-
21	-	-	-	-	-
22	-	-	-	-	-
23	0.07	-	0.07	0.07	-
24	0.07	-	0.14	-	-
25	-	-	-	-	0.07
26	-	-	-	-	-
27	-	0.07	-	-	-
28	0.07	0.14	-	0.07	-
29	-	0.35	-	-	-
30	-	-	-	-	-
31	-	0.21	-	-	-
32	-	0.07	-	-	-
33	-	0.35	-	0.07	-
34	-	0.14	-	-	-
35	-	-	-	-	-

Continuación Cuadro 6.

D I A S.	T R A T A M I E N T O S				
	S ₀	S ₁	S ₂	S ₃	S ₄
36	-	0.28	-	-	-
37	-	0.14	-	-	-
38	-	0.21	-	-	-
39	-	-	-	-	-
40	-	-	-	-	-
41	0.07	0.07	-	-	-
42	-	-	-	-	-
43	-	-	-	-	-
44	-	-	-	-	-
45	-	-	-	-	-
Total de se millas ger- minadas	6	29	13	13	1
% de germina- ción total	0.42%	2.03%	0.91%	0.91%	0.07%

S₀ = Suelo del manglar (Testigo).

S₁ = Granza de arroz

S₂ = Aserrín

S₃ = Materia orgánica + suelo

S₄ = Arena de mar

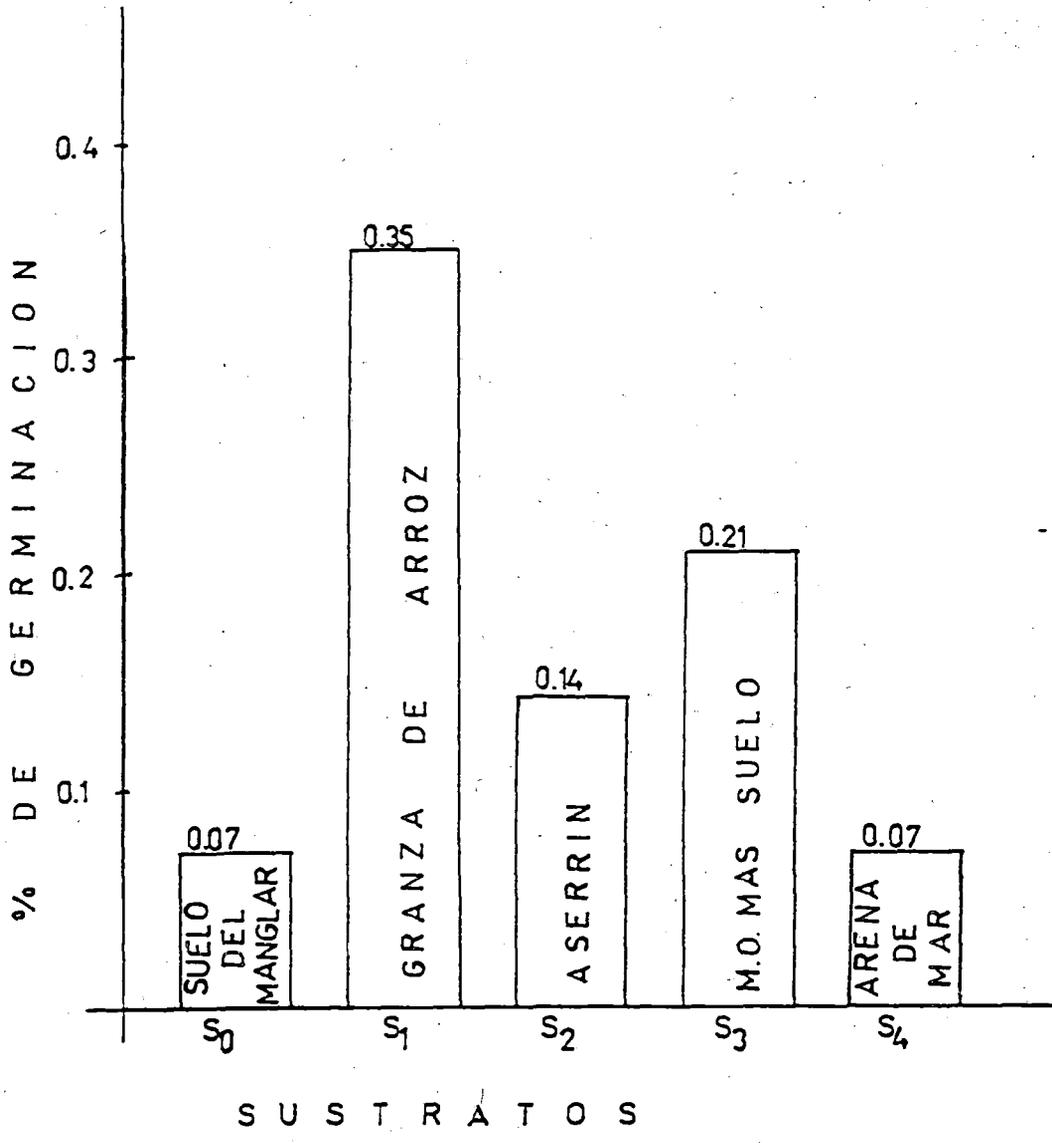


FIG. 7. Porcentaje de germinación de Conocarpus erecta L. en un periodo de 45 días.

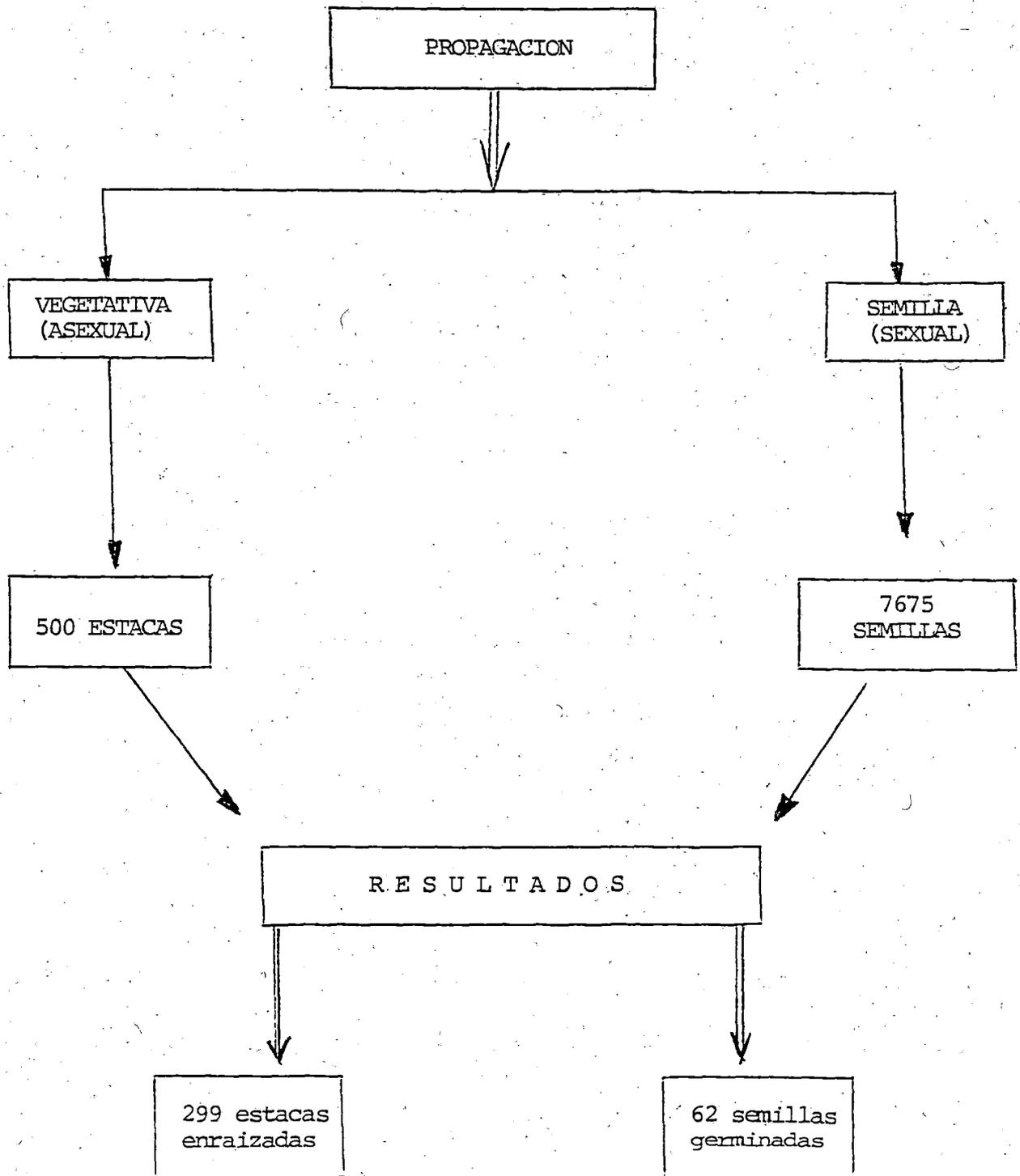


Figura 8. Comparación de dos métodos de propagación Conocarpus erecta L.

5. DISCUSION

5.1. Propagación por estaca

5.1.1. Número de raíces

Según los datos obtenidos se determinó que los tratamientos 500, 1 000, 2 000 y 4 000 ppm, dieron una respuesta positiva en la emisión de raíces. Sin embargo, el análisis, de varianza mostró, que no existían diferencias significativas entre ellos; con la diferencia que éstos fueron superiores al testigo. La aplicación de la hormona ácido indolbutírico (AIB) a la base de las estacas propició la emisión de raíces adventicias en las estacas tratadas con esta auxina.

Sobre esto, Gostinchar, afirma que la auxina actúa a nivel de los tejidos profundos del periciclo, y provoca una aceleración en la iniciación de los meristemos radiculares (20).

Según Weaver el objeto de tratar estacas con sustancias reguladoras del crecimiento (hormonas) es aumentar, el porcentaje de estacas que formen raíces, acelerar la formación en ellas, aumentar el número, calidad de raíces producidas y uniformidad de enraizamiento (43); esto fue evidente en los tratamientos hormonales del presente ensayo. ✓

De acuerdo a los resultados obtenidos se determinó que en el testigo no hubo respuesta alguna en cuanto al número

de raíces emitidas, ya que éstas no se desarrollaron en las estacas, además la presencia de callos no fue significativa.

Sobre esto, Cerón Martí y Gostinchar, coinciden que este problema puede disminuirse mediante el uso de auxinas exógenas (10, 20).

Otro factor al que se atribuye mucha importancia son las condiciones de microclima al cual fueron sometidas las estacas dentro de la cámara de enraizamiento; una temperatura promedio de 30 °C y humedad relativa del 75% (Fig. A-1), así como un 60% de sombra, lo cual favoreció el enraizamiento.

Mitchell y Livingston afirman que es necesario mantener una humedad relativa controlada entre 75 y 95%, con el objeto de favorecer el enraizamiento (31).

Por su parte Thibau y Da Silva, citados por Muñoz Vaquerano y colaboradores mencionan que la reducción de la luz natural a un 40% y la irrigación dentro de la cámara de enraizamiento que mantenga una humedad relativa entre 90 y 100%, constituyen una condición importante para el buen enraizamiento de las estacas (33).

Además, pudo haber influido en el enraizamiento efectivo de un mayor número de estacas, el sustrato utilizado el cual estaba compuesto por una mezcla de subsuelo, granza de arroz quemada y arena, obteniendo buena porosidad, aireación, drenaje y retención de agua.

Hartmann menciona, que el medio ideal para un buen en-

raizamiento es el que presenta suficiente porosidad para permitir buena aireación y una capacidad elevada de retención de agua, al mismo tiempo un buen drenaje (23), esto coincide con el medio utilizado en esta investigación.

5.1.2. Longitud de raíces

De acuerdo a los resultados obtenidos para la longitud de raíces, se determinó que hubo diferencia altamente significativa en los tratamientos hormonales (T_1 , T_2 , T_3 y T_4); el testigo no dió respuesta alguna. En los muestreos realizados a los 14 y 22 días el tratamiento que dió mayor significancia fué el $T_1 = 500$ ppm; existiendo una pequeña diferencia con la dosis de 2 000 ppm a los 29 días.

Ante esta situación, observamos que la hormona tiene su efecto en la formación de raíces, tal como se demuestra con el tratamiento de 500 ppm de AIB a los 14 y 22 días; en cuanto a longitud, podemos decir que se ve estimulada por los siguientes factores, adecuada humedad, luz, ventilación, temperatura, coincidiendo con Weaver en los factores que inciden con el enraizamiento (43).

Meyer, afirma que el ácido indolbutírico ejerce su efecto sobre la formación de raíces y el alargamiento radical (30).

Fué evidente que las estacas obtenidas de la parte basal

del material vegetativo, que recibieron tratamiento hormonal fueron las que presentaron la mayor cantidad y longitud de raíces siendo menor en las estacas tomadas de otra porción de las ramas.

Garrido y Ortega, enraizando estacas de tres niveles de ramas del árbol, apical, media y basal encontraron que 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 (19).

Para las estacas que no recibieron tratamiento hormonal se observó que la mayoría emitieron brotes y otras conservaron sus hojas durante permanecieron en la cámara de enraizamiento pero no hubo emisión de raíces muriendo en su totalidad.

Según Devlin, los brotes y hojas no producen ninguna hormona específica del enraizamiento, sino que se limitan a producir sustancias nutritivas necesarias para el crecimiento de las raíces (14).

5.2. Propagación sexual

5.2.1. Germinación

El mejor resultado para la germinación de esta especie

se obtuvo con el sustrato granza de arroz (S_1), presentando 0,35% de germinación (5 semillas en un día) como se observa en la Fig. 7. Este sustrato presentó buenas condiciones a partir de 25 días de establecido el ensayo mejorando sus propiedades físicas y a la vez facilitó la germinación.

Los sustratos representados por materia orgánica + suelo (S_3), y aserrín (S_2), presentaron 0,21% y 0,14% respectivamente (3 y 2 semillas germinadas en un día). Los sustratos arena de mar (S_4) y suelo del manglar (testigo), alcanzaron 0,07% de germinación (1 semilla por día).

Debido a la naturaleza de algunos sustratos tales como suelo del manglar y arena de mar, son los que presentaron los más bajos porcentajes de germinación.

Sobre esto, Lemckert menciona, que los sustratos pesados obstaculizan el drenaje y la aireación dentro del medio disminuye afectando la germinación (27). Posiblemente éstos fueron factores que influyeron en la germinación del botón-cillo.

El dato general que se obtuvo de germinación fue 4,34%, esto nos demuestra que la propagación sexual no es adecuada para la regeneración de la especie.

Bernardi y colaboradores, mencionan que el porcentaje de germinación de Conocarpus erecta es del 4-10% (4). Esto tiene relación con los resultados obtenidos por Mizrachi y colaboradores, que llevaron a cabo pruebas de identificación de los aquenios, con frutos llenos y vacíos, determinan

do que el porcentaje de frutos vacíos fue del 86% (32), de lo cual se deduce que los resultados obtenidos en la presente investigación, se deban posiblemente al alto porcentaje de frutos vacíos.

6. CONCLUSIONES

- La mejor dosis para número y longitud de raíces en estacas de Conocarpus erecta L., fue la de ~~500 ppm de AIB.~~ ✓
- Las condiciones microclimáticas dentro de la cámara de enraizamiento contribuyeron, en el enraizamiento de la especie.
- El sustrato utilizado, para el enraizamiento de estacas fue adecuado ya que permitió el buen desarrollo radicular.
- Las estacas basales fueron las que enraizaron mejor. ✓
- El sustrato que dió mejor resultado en la germinación de Conocarpus erecta L. fue la granza de arroz.
- La tierra extraída del manglar y arena de mar, no presenta condiciones adecuadas como sustratos para la germinación.
- La baja germinación posiblemente se deba al alto porcentaje de semilla vana.
- En general de los dos métodos de propagación en Botoncillo, el que proporcionó los mejores resultados fue la propagación vegetativa. ✓

7. RECOMENDACIONES

- Para el rescate fitogenético de Conocarpus erecta L., - se recomienda la propagación vegetativa (estaca), utilizando el ácido indolbutírico en concentración de 500 ppm.
- Se recomienda para este tipo de investigaciones se use la hormona en forma de talco.
- Es necesario que en la Estación Experimental y de Prácticas se cuente con un propagador permanente para posteriores investigaciones.
- En futuras investigaciones de germinación recomendamos evaluar otros tratamientos pregerminativos usando como sustrato granza de arroz.

8. BIBLIOGRAFIA

1. ALBERTO PEREZ, R.A.; JERONIMO DIAZ, A.F. 1989. Evalua
ción de métodos pregerminativos en seis especies fo
restales de difícil germinación. Tesis Ing. Agr.
San Salvador, El Saly., Universidad de El Salvador,
Facultad de Ciencias Agronómicas. P. 3-13, 44-47.
2. ALVARADO LOPEZ, C.M.; GUTIERREZ LAZO, J.A.; RAMIREZ ME-
NENDEZ, M.N.; RODRIGUEZ NAVARRETE, S.E. 1990. Efec
to de tres hormonas vegetales en el enraizamiento de
esquejes de tallo en diez especies forestales. Te-
sis Ing. Agr. San Salvador, El Salv., Universidad de
El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas. P. 15,
20-23, 25-26, 28.
3. ARCILA, J.; VALENCIA, G. 1976. Enraizamiento de esta-
cas de café (Coffea arabiga L.) CENICAFE, (Col.)
27(3): 135-139.
4. BERNARDI, A.L.; BASCOPE, F.; HUECK, K.; JORGENSEN, R.N.;
LAMPRECHT, H. 1959. Descripción de árboles fores-
tales No. 5. Los manglares en América. Sección de
documentación y publicaciones. P. 1-2, 21-24, 33-34,
43-45.
5. BERNAL PEREZ, C. DEL C. 1990. Calendarización y ries-
gos climáticos del sorgo y maíz en la planicie cos-
tera central con base a la Estación Experimental y
de Prácticas. Tesis Ing. Agr. San Salvador, El Salv.,
Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agro-
nómicas. P. 56, 86-89.

6. BOLETIN AGROMETEOROLOGICO. 1986. Boletín agrometeorológico de la Estación La Providencia, Depto. de La Paz. Departamento de Ingeniería Agrícola, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S., El Salvador. P. 4.
7. BOSQUES SALADOS de El Salvador. 1991. La Prensa Gráfica. San Salvador (El Salv.); abril 2:22.
8. 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.
9. CENTENO GIRON, J.O. 1990. Evaluación de seis sustratos en la germinación de tres especies forestales tropicales: Caoba (Swietenia humilis), bálsamo (Myroxilon balsamun var. pereirae) y funera (Dalbergia funera). Tesis Ing. Agr. San Salvador, El Salv., Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas. P. 13, 14-16, 17.
10. CERON, M. 1990. Fitorreguladores estimulantes del crecimiento. Sin notas tipográficas (Mimeo).
11. CINTRON, G.; SCHAEFFER-NOVELL, Y. 1985. Características y desarrollo estructural de los manglares de Norte y Sur América. Ciencia Interamericana. Colombia. Vol. 25. No. 1-4. P. 4.



12. CHAVEZ ROSALES, T.A.; SALAZAR, M.G.; VENTURA CENTENO, N.E.; YANES PAREDES, J.B. 1991. Diagnóstico de la situación de los manglares en El Salvador. Universidad de El Salvador. Confederación Universitaria Centroamericana. San Salvador. P. 1, 6, 8, 16.
13. 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, Facultad de Ciencias Agronómicas. P. 46-48.
14. DEVLIN, R.M. 1970. Fisiología vegetal. Las hormonas del crecimiento naturales. Trad. por Xavier Llimona Pagés. Barcelona, Esp., OMEGA, S.A. P. 473.
15. ESAU, L. 1976. Anatomía vegetal. Trad. por José Pons Rosell. ed. Barcelona, Esp. Omega. P. 641-653.
16. ESPECIES PARA leña; arbustos y árboles para la producción de energía. 1984. Trad. por Vera Arguello de Fernández. Turrialba, Costa Rica, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. P. 96-99.
17. F.A.O. (Venezuela). 1980. Mejora de árboles forestales. Informe sobre el curso de capacitación FAO/DANIDA sobre mejora genética de árboles forestales. Mérida. P. 190-191.
18. FIESTER, R. 1957. Revisión de literatura sobre propagación asexual de café por estacas. Turrialba (C.R.). 7(3):57-64.

19. GARRIDO, E.; ORTEGA, C. 1979. Estudio sobre el enraizamiento de estacas con ácido indolacético (AIA) y ácido indolbutírico (AIB), en tres tipos de estacas a una temperatura de 21 °C en la base. Chapingo (Méx.) No. 16-17: 14-17.
20. GOSTINCHAR, J. 1973. Tratado de especialización agrícola. Barcelona, Esp., OIKOS-TAI. 6v. P. 32-34, 78-81, 104.
21. GUEVARA, E. 1987. Reguladores del crecimiento. Curso de cultivo de tejidos (2., 1987, Turrialba, C.R.) Memoria. Turrialba, C.R., CATIE. P. 58-60.
22. GUEVARA MORAN, J.A. 1985. El Salvador perfil ambiental, estudios de campo. A.I.D. EE. UU. P. 60-61.
23. HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. 1972. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. por Antonio Merino Ambrosio. 2 ed. Continental. México, D.F. Méx. P. 263-323, 375-385.
24. HERNANDEZ, J.; MUSALEN, S. s.f. Estudio de algunos factores que afectan el prendimiento de estacas duras de *Populus* y *Acer* en Chapingo, México; Populus alba L. Chapingo (Méx.) No. 9: 3-8.
25. HORNA ZAPATA, R.R. 1978. Relación suelo y mangle Rhizophora mangle, Conocarpus erecta, Laguncularia racemosa, Avicennia nitida. In. Memoria del seminario sobre el estudio e impacto humano en el ecosistema de manglares. (1980, Cali). Seminario. Montevideo, Uruguay. UNESCO. P. 195-212.

26. LAGOS, J.A. 1973. Compendio de botánica sistemática. 2 ed. San Salvador, El Salv., Dirección de Publicaciones. P. 21, 88, 93, 119, 156, 158.
27. LEMCKERT, J.D. 1986. Instalaciones y manejo de viveros forestales. In. Sistemas agroforestales: Principios y aplicaciones en los trópicos. San José, Costa Rica. OTS-CATIE. P. 630-631, 636-637, 640.
28. LITTLE, E.L.; WADSWORTH, F.H.; MARRERO, J. 1967. Arboles comunes de Puerto Rico y las Islas Vírgenes. Puerto Rico, Ed. UPP. P. 584, 586.
29. LUGO, A.; ROJAS, R. 1978. Lineamientos básicos para la realización de un proyecto piloto de entrenamiento e investigación sobre el ecosistema de manglares en América Latina. In. Memoria sobre el suministro sobre el estudio e impacto humano en el ecosistema de manglares (1978, Cali). Seminario. Cali. Colombia. UNESCO. P. 8-9.
30. MEYER, B.S.; ANDERSON, B.D.; BOHNING, R.H. 1976. Introducción a la fisiología vegetal. Trad. por Luis Bulbert y Roberto Petterbarg. 4a ed. Editorial Universitaria de Buenos Aires, Arg. P. 405-416.
31. MITCHELL, J.; LIVINGSTON, G. 1973. Métodos para el estudio de hormonas vegetales y sustancias reguladoras del crecimiento. México, Méx. Trillas. P. 99.

32. MIZRACHI, D.; PANNIER, R.; PANNIER, F. 1978. Estudio de algunas características de las estrategias e implantación de Conocarpus erecta L. In. Memorias del seminario sobre el estudio e impacto humano en el ecosistema de manglares (1980, Cali). Seminario. Montevideo, Uruguay. UNESCO. P. 285-294.
33. MUÑOZ VAQUERANO, J.E.; QUINTANILLA GOMEZ, J.R.; RIVAS RIVERA, F.A.; URBINA OVIEDO, C.A. 1991. Evaluación de tres dosis de ácido indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estacas de Eucalyptus camaldulensis y plantación de un huerto clonal. Tesis Ing. Agr. San Salvador, El Salv., Universidad de El Salv, Facultad de Ciencias Agronómicas. P. 64.
34. NAUNDORF, G. 1951. Las fitohormonas en agricultura. Salvat. Madrid, Esp. 405 P.
35. NIEMBRO ROCAS, A. 1988. Semillas de árboles y arbustos. México. Limusa. P. 19, 77, 82-88, 144.
36. PEREZ, A. 1981. Propagación de plantas; San Andrés, La Libertad, El Salvador, ENA. P. 82, 85, 104, 117.
37. PRIMO, E.; CARRASCO, J.M. 1977. Química Agrícola II. Plaguicidas y fitorreguladores. Alhombra, Madrid, Esp. P. 623-625.
38. 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.

39. SALAZAR, A.; BECERIL, E. 1983. Enraizamiento de estacas de manzano M M-106. Chapingo (Méx.) 8(41): 29-33.
40. SEMINARIO SOBRE ECOSISTEMA DE MANGLARES (1990), San Salvador (El Salv.). 1990. Ecosistema de manglares. San Salvador. FUSADES. P. 425.
41. VALENCIA, H. s.f. Manglares; La importancia económica de los manglares en la política, planeamiento y manejo de los recursos naturales costeros. s.l. FUDENA-AVIPLA. P. 9.
42. VILLAGOMEZ, AGUILAR, Y.N. 1978. Pruebas de semillas forestales y su aplicación en vivero. In. Plantaciones Forestales, Primera Reunión Nacional (1, 1978, México). Memoria. Méx. Dirección General de Investigación y Capacitación Forestal. P. 103-109.
43. WEAVER, R.J. 1976. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas y Centro Regional de Ayuda Técnica del AID. Méx. P. 143-172.
44. WILSON, C.L.; LOOMIS, W.E. 1968. Botánica. Trad. por Irina L. de Call. 4 ed. Uteha. México, D.F., Méx. P. 253-277.

A N E X O S

Cuadro A-1. Análisis de varianza para número de raíces desarrolladas por Conocarpus erecta L. a los 14, 22, 29 días de montado el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, UES. Mayo 1991.

F. de Variación	G.L.	14 días			22 días			29 días			F. Tablas	
		S.C.	C.M.	F.C.	S.C.	C.M.	F.C.	S.C.	C.M.	F.C.	5%	1%
Tratamientos	4	1061.36	265.34	2.16 ^{ns}	958.06	239.5	1.27 ^{ns}	1443.7	360.92	2.46 ^{ns}	2.87	4.43
Error Exp.	20	2451.9	122.6		3764.4	188.22		2935.8	146.79			
T O T A L	24	3513.26			4722.46			4379.5				

ns : No significativo.

Quadro A-2. Análisis de varianza para longitud de raíces de Conocarpus erecta L. a los 14, 22, 29 días de montado el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, UES. Mayo, 1991.

Fuente de V.	G.L.	14 DIAS			22 DIAS			29 DIAS			F.Tablas	
		SC	CM	FC	SC	CM	FC	SC	CM	FC	5%	1%
Tratamiento	4	64.36	16.09	9.61**	78.60	19.65	6.44**	84.60	21.15	6.22**	2.87	4.43
Error Experim.	20	33.26	1.66		61.00	3.05		67.96	3.40			
T O T A L	24	97.62			139.60			152.56				

** : Altamente significativo.

Cuadro A-3. Prueba de rango múltiple de Duncan para el ANVA de longitud de raíces a los 14 días de establecido el ensayo. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991.

M E D I A S	\bar{Y}_1	\bar{Y}_3	\bar{Y}_2	\bar{Y}_4	\bar{Y}_0
	4.40	4.20	3.70	3.00	0.00
$\bar{Y}_0 = 0.00$	4.40**	4.20**	3.70**	3.00**	-
$\bar{Y}_4 = 3.00$	1.4 ^{ns}	1.2 ^{ns}	0.7 ^{ns}	-	
$\bar{Y}_2 = 3.70$	0.7 ^{ns}	0.5 ^{ns}	-		
$\bar{Y}_3 = 4.20$	0.20 ^{ns}	-			
$\bar{Y}_1 = 4.40$	-				

** : Altamente significativo

ns : No significativo.

Cuadro A-4. Prueba de rango múltiple de Duncan para el ANVA de longitud de raíces a los 22 días de montado el ensayo en la Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, UES. Mayo, 1991.

M E D I A S	\bar{Y}_1	\bar{Y}_3	\bar{Y}_4	\bar{Y}_2	\bar{Y}_0
	4.96	4.4	4.24	3.56	0.0
$\bar{Y}_0 = 0.0$	4.96**	4.4**	4.24**	3.56**	-
$\bar{Y}_2 = 3.56$	1.4 ^{ns}	0.84 ^{ns}	0.68 ^{ns}	-	
$\bar{Y}_4 = 4.24$	0.72 ^{ns}	0.16 ^{ns}	-		
$\bar{Y}_3 = 4.4$	0.56 ^{ns}	-			
$\bar{Y}_1 = 4.96$	-				

** : Altamente significativo.

Cuadro A-5. Prueba de rango múltiple de Duncan para el ANVA de longitud de raíces a los 29 días de montado el ensayo en la Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Depto. de La Paz, Facultad de - Ciencias Agronómicas, U.E.S. Mayo, 1991.

M E D I A S	\bar{Y}_3	\bar{Y}_1	\bar{Y}_2	\bar{Y}_4	\bar{Y}_0
	5.00	4.64	4.60	3.78	0.0
$\bar{Y}_0 = 0.0$	5.00**	4.64**	4.60**	3.78**	-
$\bar{Y}_4 = 3.78$	1.22 ^{ns}	0.86 ^{ns}	0.82 ^{ns}	-	
$\bar{Y}_2 = 4.60$	0.40 ^{ns}	0.04 ^{ns}	-		
$\bar{Y}_1 = 4.64$	0.36 ^{ns}	-			
$\bar{Y}_3 = 5.00$	-				

** : Altamente significativo

ns : No significativo.

Cuadro A-6. Análisis de varianza para totales de germinación en Conocarpus erecta L. Estación Experimental y de Prácticas, San Luis Talpa, Departamento de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. Mayo, 1991.

F. de V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F. Tablas	
					5%	1%
Tratamiento	4	89.44	22.36	4.1*	2.87	4.43
Error Experimental	20	108.8	5.44			
TOTAL	24	198.24				

* : Significativo al 5%.

Cuadro A-7. Prueba de rangos múltiples de Duncan para totales de germinación de Conocarpus erecta L.; al 5% de significancia, Estación Experimental y de Prácticas. San Luis Talpa, Departamento de La Paz, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. Mayo, 1991.

MEDIAS	S ₁	S ₂	S ₃	S ₀	S ₄
	5.8	2.6	2.6	1.2	0.2
S ₄ = 0.2	5.6*	2.4 ^{ns}	2.4 ^{ns}	1 ^{ns}	-
S ₀ = 1.2	4.6*	1.4 ^{ns}	1.4 ^{ns}	-	
S ₃ = 2.6	3.2 ^{ns}	-			
S ₂ = 2.6	3.2 ^{ns}	-			
S ₁ = 5.8	-				

S₀ = Suelo del manglar (Testigo)

S₃ = Materia orgánica + suelo.

S₁ = Granza de arroz

S₄ = Arena de mar

S₂ = Aserrín

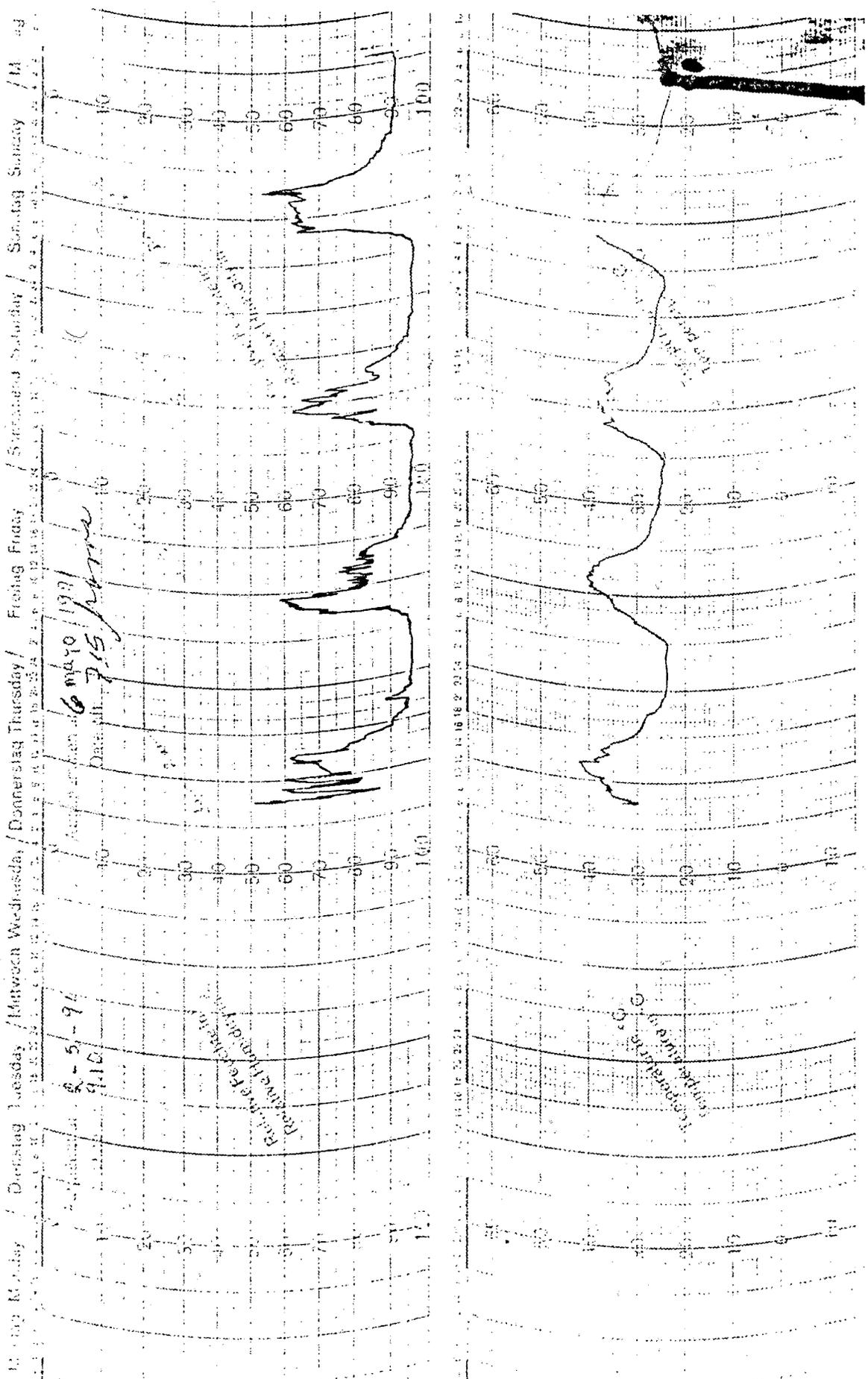
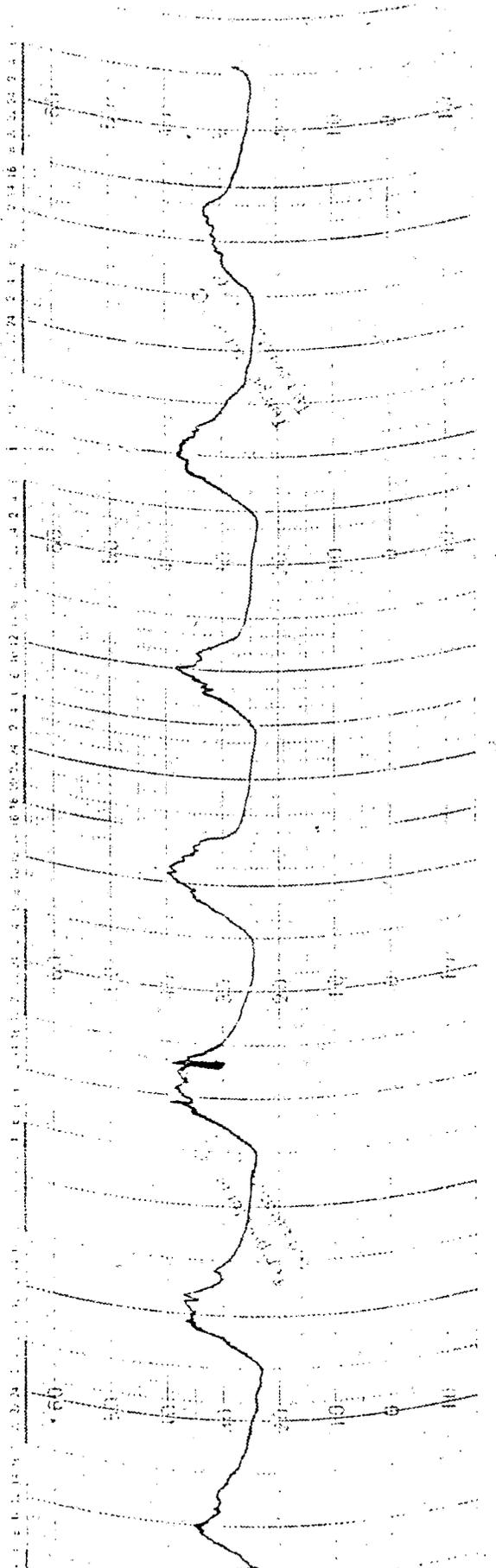
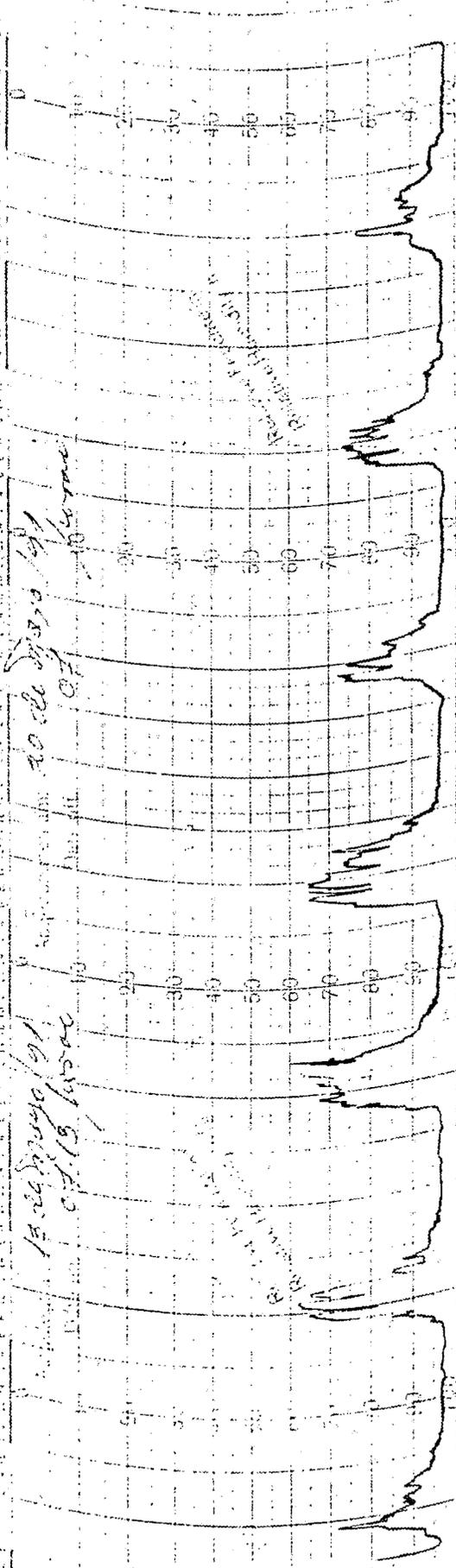


Fig.A-1 Datos registrados de humedad relativa y temperatura ambiental dentro de la cámara de enraizamiento.

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



10.11.1950/91

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

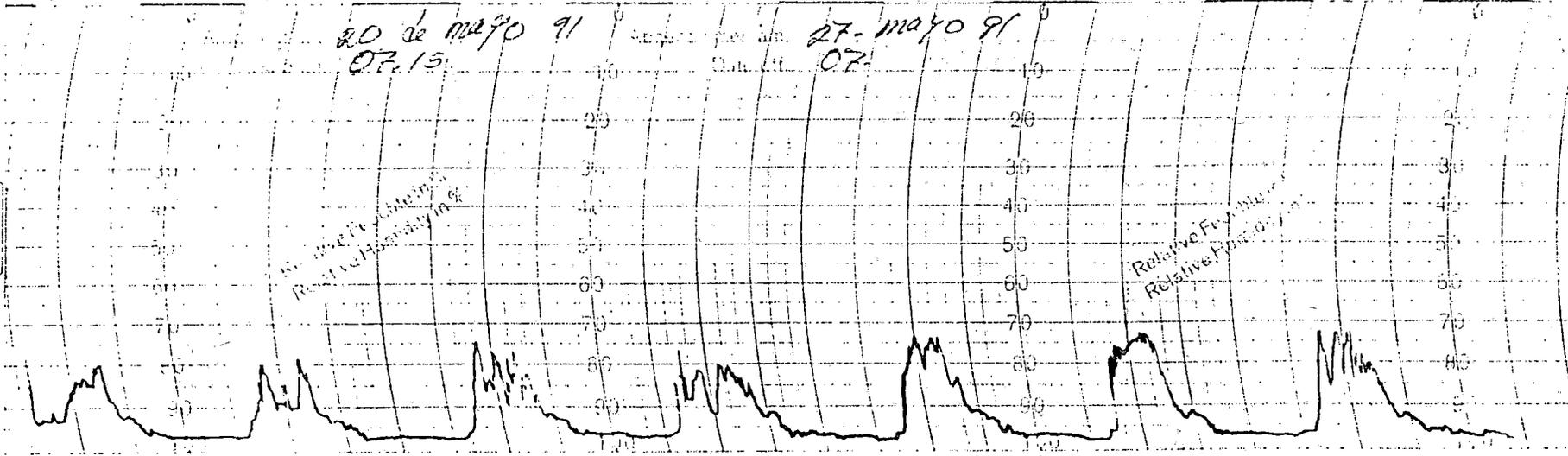
20 de mayo 91
07.15

27. mayo 91
07

1161-3

Relative Humidity
Relative Humidity in %

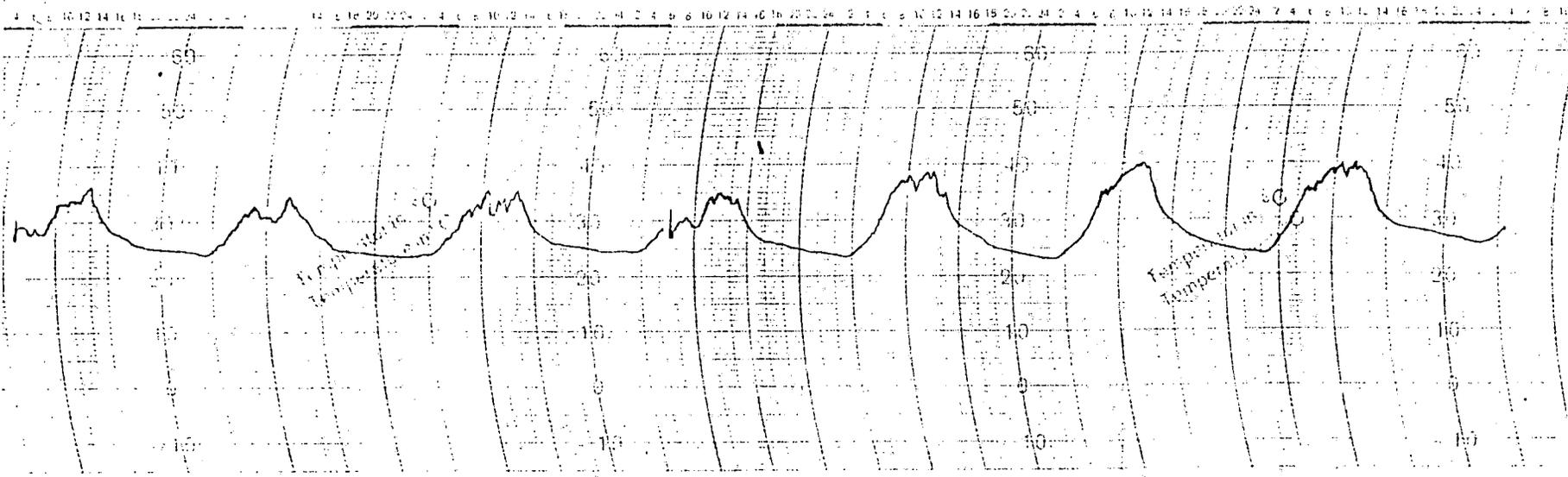
Relative Humidity
Relative Humidity in %



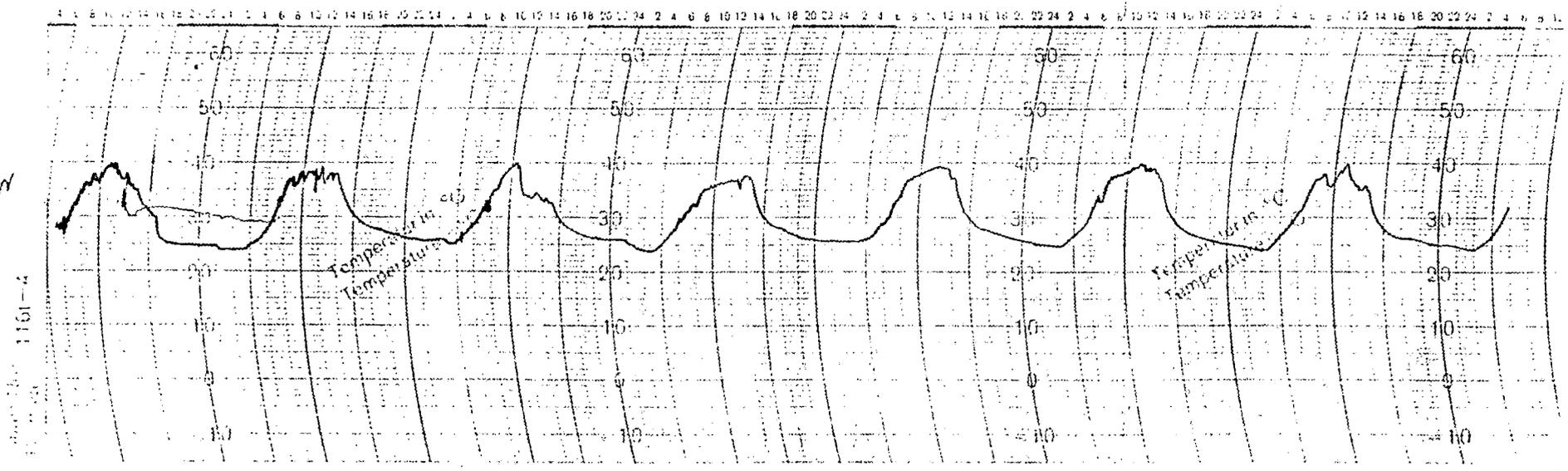
1161-4

Temperature
Temperature in °C

Temperature
Temperature in °C



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



1161-4

64



Mangle botón, button-mangrove

Tamaño natural

Conocarpus erecta L.