

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMIA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONOMICAS

EXPERIENCIAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DEL PINO CANDELILLO *Pinus maximinoi* H.E. Moore, CON ÉNFASIS EN LA UTILIZACIÓN DEL ACIDO INDOL 3 BUTÍRICO EN EL VIVERO FORESTAL DE P&C MADERAS INTERNACIONALES, EN EL DEPARTAMENTO DE ESCUINTLA, GUATEMALA.

TESIS

PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

POR

DANIEL CASTILLO JIMENEZ

En el acto de investidura como

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central

INGENIERO AGRONOMO
EN
RECURSOS NATURALES RENOVABLES
EN EL GRADO ACADEMICO DE
LICENCIADO.

Guatemala, noviembre de 2004

DC
01
7(2233)

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

RECTOR

Dr. M.V. LUIS ALFONSO LEAL MONTERROSO

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA

DECANO	Dr. ARIEL ABDERRAMAN ORTIZ LOPEZ
SECRETARIO	Ing. Agr. PEDRO PELAEZ REYES
VOCAL PRIMERO	Ing. Agr. ALFREDO ITZEP MANUEL
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. MANUEL DE JESUS MARTINEZ OVALLE
VOCAL TERCERO	Ing. Agr. ERBERTO RAUL ALFARO ORTIZ
VOCAL CUARTO	Prof. JUVENCIO CHOM CANIL
VOCAL QUINTO	Prof. BAYRON GEOVANY GONZALES CHAVAJAY

Guatemala, Noviembre de 2004

Honorable Junta Directiva
Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos de Guatemala.

Distinguidos miembros:

De conformidad con las normas establecidas en la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de la facultad de agronomía, tengo el honor de someter a sus consideraciones el trabajo de graduación titulado:

**EXPERIENCIAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DEL PINO CANDELILLO
Pinus maximinoi H.E. Moore, CON ÉNFASIS EN LA UTILIZACIÓN DEL ACIDO INDOL 3
BUTÍRICO EN EL VIVERO FORESTAL DE P&C MADERAS INTERNACIONALES, EN EL
DEPARTAMENTO DE ESCUINTLA, GUATEMALA.**

Presentando como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Recursos Naturales Renovables, en el grado académico de Licenciado.

Esperando que el presente llene los requisitos para su aprobación, me suscribo

Atentamente,



Dasónomo Daniel Castillo Jiménez
Carne 93-16378

ACTO QUE DEDICO

A:

DIOS

Gracias señor por tus bendiciones, y gracias por permitir ser un profesional basado en tu primer y el más importante de tus mandamientos; Ama al señor tu Dios con todo tu corazón, con todo tu ser y con toda tu mente; (Mt. 22:37) y Pongan en práctica lo que de mí han aprendido, recibido y oído, y lo que han visto en mí, y el Dios de paz estará con ustedes. (Fil. 4:9)

MIS ABUELOS

Alejandro Jiménez Dávila (Q.E.P.D.) y Maria Rosaura Crispín Bastión primordial y ejemplo en la formación de nuestra familia.

MIS PADRES

Honra a tu Padre y a tu Madre, que es el primer mandamiento con promesa; para que te vaya bien, y seas de larga vida sobre la tierra.

Albertina Jiménez,

Que sea esto un premio al esfuerzo y confianza que pusiste en mi,

Victoriano Mejía Pérez

Que Dios les bendiga.

MI ESPOSA

Brenda Noemí Balcárcel, mujer virtuosa, que el señor Jesús ha puesto en mi camino.

MIS HIJOS

Daniel Alejandro y María Andrea, con mucho amor y como ejemplo para ellos.

MIS HERMANOS

Karina Elizabeth, Víctor Hugo, Rodrigo Alejandro, por su cariño y apoyo incondicional en todos los momentos que hemos compartido.

MIS TIOS

Con Mucho amor y como reconocimiento a los principios sembrados e inculcados en mí.

TESIS QUE DEDICO

A:

Instituto Nacional de Educación Básica INEB. Villa Nueva, Guatemala.

Escuela Nacional Central de Agricultura, ENCA, Bárcena, Villa Nueva, Guatemala.

Universidad de San Carlos de Guatemala USAC.

Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

Mis Amigos

Darvin Gonzáles, Mario Buch, Luis Hilton, José Gilberto Cifuentes, Edgar Rodríguez, Sergio Acevedo, Gerardo Quiñones, Luis Orellana, Carlos Godinez, Pablo Prado, Geovany Hernández, Lorena Córdova, Rafael Rodríguez, Lisseth Vázquez, Aidé Días, Fernando Enríquez, Héctor Nufio, Roberto Moya, Francis Urbina, Nancy Muñoz, William Melgar, Arnoldo Oliva, Rubén Roca, Rafael Téllez, Mario Uleu, Silvia Valdez, por su amistad sincera.

AGRADECIMIENTOS

MIS MAS SINCEROS AGRADECIMIENTOS A:

Ing. Agr. Darvin Gonzáles Castañon por su asesoría, colaboración y apoyo moral en la elaboración del documento de tesis.

Lic. Peter Cook Presidente P&C Maderas Internacionales S.A. Por su apoyo en la realización de la investigación

Ing. Agr. Carlos Molina, por su asesoría, motivación y apoyo brindado para la realización de las actividades de campo y la elaboración del documento de tesis.

Señor Mario Uleu, por su ayuda incondicional en la fase de investigación.

Das. Luis Hilton Guardado, por su valiosa colaboración, múltiples consejos y apoyo moral.

Ing. Agr. Fernando Enríquez, por su colaboración en la fase inicial de las actividades de campo.

El equipo de trabajo de P&C Maderas Internacionales S.A. por su ayuda prestada en el proceso al realizar la investigación.

CONTENIDO GENERAL

CONTENIDO GENERAL.....	i
INDICE DE FIGURAS.....	iv
INDICE DE CUADROS.....	iv
RESUMEN.....	v
1 INTRODUCCIÓN.....	1
2 DEFINICION DEL PROBLEMA	2
3 MARCO TEORICO.....	3
3.1 MARCO CONCEPTUAL.....	3
3.1.1 MITOS SOBRE LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA.....	3
3.1.2 EL CLON	3
3.1.3 EXPERIENCIAS EN PROPAGACION ASEXUAL DE CONÍFERAS EN OTRAS REGIONES....	4
3.1.3.1 Factores endogenos y exógenos que inciden en el enraizamiento	4
3.1.3.2 Efecto de las hojas sobre el enraizamiento	5
3.1.3.3 Fotosíntesis de las estacas.....	6
3.1.3.4 Sustancia promotoras del enraizamiento.....	6
3.1.3.5 La propagación vegetativa en Pino Candelillo <i>Pinus maximinoi</i> H. E. Moore.	7
3.1.3.6 Propagación Comercial.....	8
3.1.3.7 Arboles Transgénicos y reproducción Asexual en Chile	9
3.1.4 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL PINO CANDELILLO <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore.....	9
3.1.4.1 Distribución y hábitat.....	10
3.1.4.2 Desarrollo de Frutos y semillas	10
3.1.4.3 Calidad Física y Germinación.....	11
3.2 MARCO REFERENCIAL.....	12
3.2.1 DESCRIPCIÓN DEL AREA EXPERIMENTAL	12
3.2.1.1 Ubicación Geográfica.....	12
3.2.1.2 Clima.....	12
3.2.1.3 Zona de Vida.....	12
3.2.1.4 Suelos	12
3.2.1.5 Descripción del vivero forestal	12

6.1.3	CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES	36
6.1.3.1	Plagas.....	37
6.1.3.2	Enfermedades.....	38
6.1.4	MEDIOS DE CULTIVO.....	39
6.1.4.1	Sustrato de enraizamiento.....	39
6.1.4.2	Sustrato de desarrollo.....	40
6.1.5	ENDURECIMIENTO.....	41
6.2	EXPERIENCIAS SOBRE EL DESARROLLO EN CAMPO DEFINITIVO DEL PINO CANDELILLO <i>Pinus maximinoi</i> H. E. Moore PROPAGADO ASEXUALMENTE. (Información obtenida directamente de Investigadores)	42
6.2.1	SMURFIT CARTÓN DE COLOMBIA.....	42
6.2.2	CENTRO AGRONÓMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA.....	42
6.2.3	INSTITUTO TECNOLÓGICO DE COSTA RICA.....	43
6.2.4	FOREST INVESTMENT ASSOCIATES.....	44
6.2.4.1	Propagación y comportamiento en el campo de estacas enraizadas de <i>Pinus oocarpa</i> Schiede; <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore; y <i>Pinus tecunumanii</i> (Schw.) Eguluz et Perry.....	44
6.2.5	SERVICIOS FORESTALES S.A.....	46
6.2.5.1	Informe de plantación en campo de Pino Candelillo <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore, propagado asexualmente.....	46
7	CONCLUSIONES.....	47
8	RECOMENDACIONES	49
9	BIBLIOGRAFIA.....	50
10	APENDICES.....	54

EXPERIENCIAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DEL PINO CANDELILLO *Pinus maximinoi* H.E. Moore, CON ÉNFASIS EN LA UTILIZACIÓN DEL ACIDO INDOL 3 BUTÍRICO EN EL VIVERO FORESTAL DE P&C MADERAS INTERNACIONALES, EN EL DEPARTAMENTO DE ESCUINTLA, GUATEMALA.

EXPERIENCES IN THE VEGETATIVE PROPAGATION OF CANDELILLO PINE *Pinus maximinoi* H.E. Moore, WITH EMPHASIS IN USING ACID INDOL 3 BUTIRIC IN FOREST NURSERY OF P&C MADERAS INTERNACIONALES, LOCATED IN ESCUINTLA, GUATEMALA.

RESUMEN

En Guatemala los programas de reforestación vienen oficialmente desde 1997 por medio de incentivos forestales considerándose actualmente unas 63, 140 hectáreas reforestadas, representando el Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore un 11.95 %.

La producción de plantas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore a gran escala ha sido limitada, debido a la poca disponibilidad de semilla en el mercado nacional y al desconocimiento de técnicas en relación a la reproducción asexual; por lo que esta sistematización plantea resumir las experiencias generadas en este tema.

El enraizamiento de las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, se logra cuando la constitución genética de la planta madre esta bien definida, la edad de la planta madre no pasa los 5 años, la edad de las estacas no es mayor de un año, el estado sanitario de las estacas es controlado, la concentración de auxina es adecuada, se cuidan las estacas en el micropropagador, los nutrientes inoculados en dosis controladas, el agua de riego con sus grados de tolerancia y los factores físicos como lo es la luz, temperatura y pH, son óptimos.

La reproducción asexual en Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore se realizo en cinco fases las cuales consisten en enraizar estacas jóvenes provenientes de plantas madres, las cuales son producidos por medio de semilla de árboles plus, seleccionados en fuentes semilleras certificadas y evaluadas.

En la fase de preparación de estacas juveniles, estas deben ser normalizadas a 6 cm. de largo, y provenientes de plantas vigorosas, poco lignificadas, produciéndose una copia exacta de genotipos con características silvícolas deseables como lo es: rectitud, tipo de ramas, largo y disposición de fibra; donde la calidad de la maderas y la dirección de la fibra no se alteran y la planta propagada asexualmente es de buena calidad una ves tenga un buen sistema radicular.

En la fase de enraizamiento se debe controlar la temperatura debido a que esta inhibe o estimula la producción de raíces, la luz debe ser controlada en un 40 % y la humedad no debe bajar del 95% para evitar una desecación de las estacas y esto se logra por medio de un Micropropagador de subirrigación, donde se puede alcanzar 95% de estacas enraizadas. La fase de trasplante consiste en poner las estacas enraizadas en un contenedor comercial final, donde las condiciones controladas del micropropagador se reducen paulatinamente, hasta lograr la fase de aclimatación. El agua de riego no debe tener una concentración mayor de los 0.366 mmhos/cm. y un pH no menor de los 5.78, con una concentración que no sobre pase las 75 ppm de CaCO₃.

1 INTRODUCCIÓN

La creciente demanda de productos y sub-productos maderables, ha incidido principalmente en Guatemala en que los bosques naturales de coníferas sean descontroladamente aprovechados; derivando consigo el empobrecimiento de las áreas forestales y su consecuente déficit de árboles de buena calidad que sean utilizados como padres para la producción de semillas.

Una de las alternativas para solucionar esa problemática la constituye la reproducción asexual mediante el enraizamiento de estacas para varias especies, estando dentro de ellas el Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore, misma que surge actualmente como tecnología para cumplir con las demandas de la silvicultura intensiva sostenible; permitiendo que las empresas forestales puedan integrarse favorablemente a los esquemas actuales de producción y comercialización.

El proyecto Pinfor¹ reportó una demanda de reforestación para el año 2003 de 30,000 hectáreas; convirtiéndose el Pino Candelillo dentro de las coníferas de mayor demanda, representando para ese año un total de 4,185 hectáreas equivalentes al 13.95 % de la demanda nacional total, fundamentando así la reproducción asexual ante la premisa que la recolección de semilla de esta especie es escasa y sus porcentajes de germinación que no superan el rango de 50 a 70%.

El beneficio de la reproducción asexual para los programas de reforestación ha sido reconocido en otros países de cultura forestal, por lo que se considera como una técnica más en la reproducción de plantas, para no depender directamente de las semillas. La producción de semilla forestal varía de un año a otro, debido a que las coníferas toman dos o más años desde la polinización hasta la madurez del fruto limitando así la producción de semilla.

Siendo así, el presente documento surge como una forma de sistematización y compilación de los conocimientos con base a las experiencias vividas sobre la reproducción asexual del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore, con énfasis en la utilización del Acido Indol-3-butírico; en el vivero de producción forestal de P&C Maderas Internacionales S.A. ubicado en la aldea Los Olivos, Finca Canadá, Escuintla, Guatemala; donde en forma resumida, los tejidos vegetales (Estacas enraizadas) fueron tomados de plantas generadas de semillas de árboles exclusivamente seleccionados y cultivados en condiciones ambientales óptimas.

Hasta la fecha son escasos los antecedentes y documentos escritos que permiten proyectar un programa de propagación a gran escala con énfasis en esta técnica de propagación de Pino; por lo que en esta sistematización se pretende en parte compartirlos y luego conformar la base para que se fomente su utilización con criterios previamente validados, rescatando las experiencias que muchas veces no se logran escribir; quedando únicamente en la mente de los que las generan y al cabo de cierto tiempo, se pierden.

¹ Proyecto de Incentivos Forestales del Instituto Nacional de Bosques

3 MARCO TEORICO

3.1 MARCO CONCEPTUAL

3.1.1 MITOS SOBRE LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA

El temor de los productores silvícolas en la producción clonal de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, es la homogeneidad genética de las plantaciones, el riesgo de plagas y enfermedades y la calidad de las raíces de las estacas.

Con respecto a la homogeneidad genética, existe la tentación de utilizar unos pocos, e incluso un solo clon sobresaliente, para establecer plantaciones en áreas extensas de plantaciones. Sin embargo, puesto que el peligro de tales prácticas es ampliamente reconocido, cualquier persona o empresa que se involucre en este campo rutinario tomará medidas de seguridad necesarias:

1. como el empleo de un número mínimo de clones que en algunos casos puede ser no menor de 20 y dependiendo de la extensión del terreno hasta 250.
2. Cuando se plantan los bloques clonales es muy fácil manipularlos y controlarlos genéticamente, por lo que se puede cambiar inmediatamente algún clon que resulte afectado por alguna plaga, enfermedad o factor climático.

En muchas situaciones, existirá mayor variabilidad genética en una plantación clonal que en una plantación originada por semilla, por ejemplo, cuando se utiliza una pequeña área semillera año tras año para establecer plantaciones en grandes áreas o cuando se utiliza semilla derivada de unos pocos árboles e incluso de uno solo.

En estos casos, todos los árboles de la plantación serán hermanos o medio hermanos, y obviamente habrá menor variabilidad genética en tales plantaciones que en un bosque clonal de incluso 10 clones no relacionados.

Aún más, el control de pedigrí, práctica normal en cualquier programa de silvicultura clonal, permite la ubicación cuidadosa de clones en el campo para maximizar la diversidad genética, lo cual no es posible lograr cuando se utiliza semilla de polinización abierta (21).

3.1.2 EL CLON

Puede definirse como Material genéticamente uniforme derivado de un solo individuo y que se propaga de modo exclusivo por medios vegetativos como estacas, divisiones o injertos. Además este proceso se deriva de un proceso de reproducción asexual. El término se ha aplicado tanto a células como a organismos, de modo que un grupo de células que proceden de una célula única también se considera un clon (3).

de los sistemas de propagación se realizan con material juvenil o utilizando setos que se manejan a modo de mantener al máximo la juvenilidad.

El porcentaje de enraizamiento declina con el incremento de la edad fisiológica, grado de madurez y envejecimiento de las plantas madres lo que hace que la propagación asexual sea impracticable en algunos casos.

En *Pinus radiata* D. Don, se ha observado que la habilidad de enraizar es mayor en material juvenil que en adulto; Sin embargo en coníferas y otras especies, las raíces se inician en dos estados distintos:

- A). Iniciación de raíces
- B). Elongación y crecimiento de raíces.

Las condiciones que favorecen a cada proceso pueden ser bastante distintas; con la iniciación de raíces particularmente influenciada por la genética y por el estado fisiológico de la planta y la elongación de raíces afectada por factores ambientales.

El estado nutricional de la planta puede afectar tanto la iniciación como la elongación de raíces, mientras que la nutrición después de establecido, afecta solamente al crecimiento de las mismas.

Entre los factores exógenos, se incluye: manejo de la planta madre, aplicación de nutrientes, estado fitosanitario, tipo de sustrato, temperatura ambiental, del suelo, humedad, fotoperiodo, intensidad lumínica, calidad de nutrientes aplicados, sustancias reguladoras de plantas y tratamientos químicos.

En *Pinus radiata* D. Don, las estacas obtenidas desde plantas de un año de edad forman raíces si se colocan en plantabandas (bandejas o contenedores). Para inducir a la producción de estacas del tallo, las plantas madres se podan cuando tienen 4 meses de edad. Con este sistema se logra una tasa de multiplicación relativamente baja 3 a 5 veces por planta, en el primer ciclo, para producir 20 o más estacas el segundo año.

En general las plantas madres se manejan con podas y fertilización para mantener en producción durante 4 a 5 años (29).

3.1.3.2 Efecto de las hojas sobre el enraizamiento

Es ampliamente conocido que la presencia de las hojas en la estaca, ejerce una fuerte influencia, estimulando la iniciación de raíces. La traslocación de carbohidratos desde las hojas sin duda contribuye, a la formación de raíces, sin embargo, la mayor promoción del enraizamiento por efecto de las hojas y yemas, es posible resultado de otros factores más directos. Hojas y yemas, son conocidas como poderosos centros productores de auxinas, y los

Tiene las ventajas de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto.

C). Acido Naftalenacetico (ANA)

El ANA es también una sustancia sintética con poder auxínico y es junto al AIB, una de las promotoras del enraizamiento más utilizadas en la actualidad. Posee las mismas ventajas de estabilidad del AIB y también ha probado ser más efectiva que el AIA. Su desventaja principal es que generalmente ha demostrado ser más tóxica que el AIB bajo concentraciones similares.

D). Acido 2,4 - Diclorofenoxiacetico (2,4-D)

El 2,4-D es más conocido por su acción herbicida, pero en dosis muy bajas también actúa como promotor del enraizamiento de algunas especies. No se utiliza extensamente porque inhibe el desarrollo de los brotes y promueve el desarrollo de raíces cortas y retorcidas, de lento desarrollo, muy inferiores a los sistemas radicales fibrosos y vigorosos que estimula el AIB (22).

3.1.3.5 La propagación vegetativa en Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore.

La investigación más intensa en la propagación vegetativa de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, se ha realizado por guardabosques de Smurfit Cartón de Colombia. El sistema de propagación usado para el Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, es similar para el *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguiluz et Perry; el cual consiste en la utilización de semillas para los setos vivos o patrones, los cuales son plantados en bandejas o macetas; transcurriendo así seis meses para que sean puestos los brotes enraizados en campo definitivo (4).

Se plantan los arbolitos que son patrones; los que serán llamados luego, setos vivos. Plantados cada 50 centímetros y se fertilizan con 50 g. de NPK (15-38-10) y 5 g. de bórax (48% B₂ O₃) por cada planta.

La porción terminal de cada brote se corta a 6 centímetros y se pone inmediatamente en 0.5% de Benlate como fungicida. La base cortada se empapa en la solución de etanol y Acido Indol-3-Butírico (AIB) por cinco segundos y se pone en el sustrato a una profundidad aproximadamente de 2 centímetros sin quitar las agujas o acículas.

El sustrato enraizador inicialmente usado por Smurfit Cartón de Colombia era una mezcla de 50% subsuelo y 50% la ceniza de carbón; un subproducto de carbón mineral quemado en las ollas industriales.

3.1.3.7 Árboles Transgénicos y reproducción Asexual en Chile

Los países latino americanos y asiáticos podrán producir árboles transgénicos provenientes de estacas, pese a la falta de investigación sobre el impacto que dicho experimento tendría sobre el medio ambiente.

A). Bioforest.

Empresa subsidiaria de Forestal Arauco, ubicada en la VIII Región de Chile, donde han desarrollado un programa de investigación centrado en mejoramiento clonal de Pinos. La compañía trabaja además en el control biológico de plagas.

B). Genfor S.A.

Una Sociedad entre Fundación Chile, Sylvagen de Canadá e Interlink de EE.UU., Creada con apoyo de CORFO, utiliza tecnologías de mejoramiento clonal (embriogénesis somática) y creación de Pino radiata que sería prontamente plantado en campos de prueba. Este pino transgénico ha sido modificado para resistencia a la polilla del brote (Gen Bt), resistencia a enfermedades fungosas, manipulación del contenido de lignina y celulosa y otras características relativas a la calidad de la madera.

Hasta la fecha, las únicas especies de coníferas en las cuales se ha conseguido obtener plantas transgénicas son *Larix decidua* mediante *Agrobacterium rhizogenes*, *Picea glauca* y *Pinus radiata* D. Don, mediante bombardeo de micropartículas, y en proceso el Pino Candellillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore (17).

3.1.4 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DEL PINO CANDELILLO *Pinus maximinoi* H.E. Moore.

Es un árbol de 20 a 35 metros de altura y de 45 a 100 cm. de diámetro. Tiene copa muy densa, ramas con ángulos rectos y horizontalmente verticilados. La corteza joven es delgada y lisa, cuando vieja se quiebra en plaquetas elongadas con fisuras color café rojizas. Presenta follaje denso, verde azulado mate o verde grisáceo, notoriamente colgantes. Acículas generalmente cinco por fascículo, delgadas, de 20 a 28 centímetros de largo y 0.7 a 0.8 mm de ancho, márgenes finamente serrados, estomas presente en la superficie dorsal y ventral. Las vainas son persistentes, de 12 a 18 mm de largo. Canales resiníferos medios, usualmente dos.

Los estróbilos masculinos estaminados, y los femeninos subterminales, oblongos, aislados o en grupos de cuatro a cinco, con pedúnculos largos y escamosos, las escamas son delgadas.

La semilla es de color marrón oscuro, pequeña de 5 a 7 mm de largo y de 5 mm de ancho; alas articuladas, marrón claro amarillentas, de 16 a 20 mm de largo y cerca de 8 mm de ancho, con seis y siete cotiledones (7).

En rodales naturales de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, el periodo desde la fecundación hasta la dispersión de la semilla puede ser de 12 a 14 meses de duración, lo que podría nombrarse como periodo de fructificación.

Pueden encontrarse conos que parecieran estar fuera de época, en el mes de julio a octubre; pero al parecer puede deberse a frutos infértiles o desarrollados fuera de la época de fecundación; sin embargo se desarrollan como conos normales. Al realizar pruebas de incisión en los mismos se observa que solamente producen alas sin semillas, por ende se trata de frutos estériles (14).

3.1.4.3 Calidad Física y Germinación.

A). Calidad física.

Generalmente existen 50,000 a 74,000 semillas por Kg. Se han reportado porcentajes de germinación de 84 a 95% y porcentajes de pureza de 90 a 99%. El contenido de humedad inicial varía de 9.7 a 10.9% (7).

B). Germinación.

La germinación es de tipo epigea y se inicia a los siete días después de la siembra y finaliza 15 a 17 días después (17).

El vivero cuenta con equipo especializado de selección de semillas de cualquier especie y tamaño, entre las maquinas se puede mencionar, el procesador de Frutos, extractor de semillas, clasificador y seleccionador de semillas, separador por gravedad y la preparación al vacío.

El equipo de siembra automatizada puede llenar 1, 000,000 posturas por día de 8 horas y puede sembrar 96, 400 plantas por día de 8 horas.

Tiene una capacidad instalada de producción de 3, 000,000 millones de árboles, utiliza un protocolo de producción, donde la selección de semilla genética es lo más importante, utiliza un medio de cultivo inocuo libre de patógenos, fertilizante de liberación lenta y micorrizas. Un camión de 10 toneladas con un furgón de 22 pies de largo puede transportar 900 bandejas (21, 600 posturas V-150).

El programa de fertilización empieza con una formula de iniciación o enraizamiento donde la concentración de fósforo es mas elevada que el nitrógeno y el potasio, luego en la etapa de desarrollo se utiliza una formula de crecimiento exponencial donde la concentración de nitrógeno supera al fósforo y potasio y al momento que la planta esta lista para salir al campo esta es fertilizada con una formula de endurecimiento la cual presenta una concentración alta de potasio poco fósforo y poco nitrógeno.

Logrando con esto obtener una planta con grandes reservas nutritivas, gran capacidad de reserva de agua para el transplante, fácil intercambio gaseoso, poco o ningún impacto al momento del transplante (24).

5 METODOLOGÍA PARA LA PROPAGACIÓN ASEXUAL (Compilación de Experiencias)

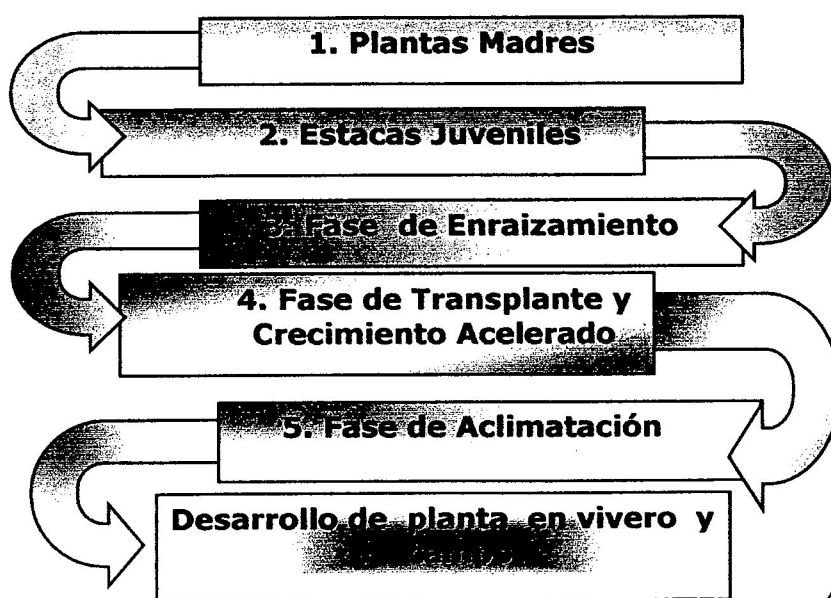
5.1 DESCRIPCIÓN DE LA PROPAGACIÓN ASEXUAL DEL PINO CANDELILLO *Pinus maximinoi* H. E. Moore.

Este proceso consiste en realizar una replica o propagación de un árbol de buenas características, por medio de estacas enraizadas en un medio de propagación estéril, mediante la adición de una auxina como reguladores de crecimiento, estimulando así la multiplicación de raíces.

Debido a esta técnica se pueden obtener altas tasas de multiplicación, a partir de brotes o material vegetativo joven proveniente de árboles cultivados como setos vivos. Por medio de este método de propagación se pueden obtener plantas libres de enfermedades, aunque en algunos casos no se puede evitar la multiplicación de plantas infectadas por virus.

La propagación asexual del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore es el proceso de multiplicación de plantas a partir de una planta madre y de la cual se obtiene una descendencia uniforme.

El proceso de propagación asexual del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore se realiza en cinco fases: (Figura 1).

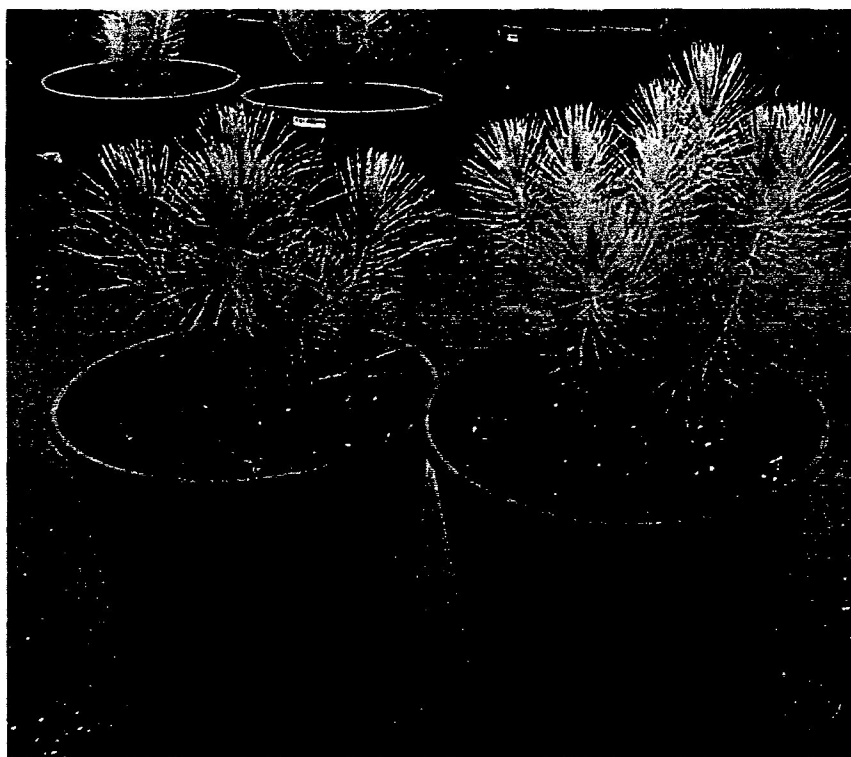


Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 1 Flujo de producción de Estacas enraizadas

El Peat Moss como medio de enraizamiento demuestra ser el mejor para el manejo de la humedad en las plantas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore.

De acuerdo a la experiencia generada a lo largo de varios ensayos los setos vivos de multiplicación deben de cultivarse a una distancia de 25 a 50 centímetros entre plantas y han de ser fertilizadas una vez a la Semana para obtener un estado nutricional adecuado, usando una formula Completa de fertilizante (N-P₂O₅-K₂O), Blaukorn (12-12-17-2) a razón de 3 gramos por metro Cuadrado y una única aplicación de Osmocote plus (15-9-12) a razón de 25 gramos por metro cuadrado.

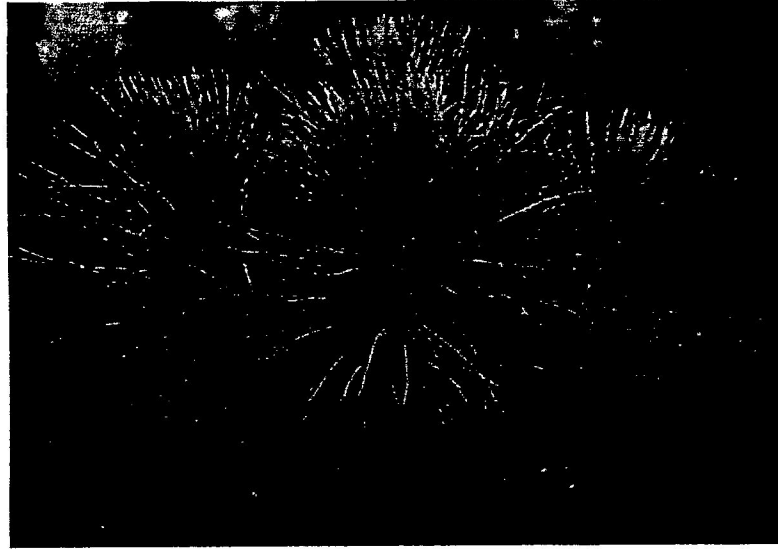


Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 2 Cultivo de Plantas Madres de *Pinus maximinoi* H.E. Moore en Contenedor V-10,000 cc

5.1.2 PRODUCCION DE ESTACAS JUVENILES

Una vez escogida la planta madre, se extraerán los fragmentos a partir de los cuales se obtendrán las estacas. No se deben seleccionar estacas de crecimiento exuberante, con características anormalmente largas o de ramas pequeñas y débiles que crezcan en el interior de la planta. Las estacas más convenientes son aquellas de tamaño y vigor moderados. Las estacas deben tener almacenada una amplia provisión de materias alimenticias para nutrir a las raíces y tallos en desarrollo hasta que sean capaces de hacerlo por sí mismos (Figura 3).



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 3 Vigorosidad de estacas juveniles

5.1.2.1 Normalización de las estacas juveniles.

Como herramienta de corte se debe utilizar un bisturí, tomando en consideración que en la base de la estaca debe haber un corte en ángulo recto, limpio y sin daño. Las estacas se deben de cortar a una longitud de 6 cm. con diámetros centrales de 3 a 6 mm, y se deben eliminar todas las acículas en los 2 cm. próximos al corte recto (Figura 4).

Toda la herramienta se debe desinfectar antes y durante el proceso de normalización de las estacas con Captan a razón de 2 gramos/Litro y Benomil a razón de 0.5 gramos/Litro,

Ya en condiciones de asepsia, se extraerán las estacas del material vegetal y se pondrán en el medio de cultivo en el cual se da la iniciación. En el medio de cultivo y dentro del micropropagador se puede controlar la sanidad y la viabilidad de las estacas.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 4 Normalización de las estacas juveniles.

5.1.2.4 Método de aplicación de la auxina.

Se utiliza la técnica de inmersión rápida, donde la base de la estaca se introduce en la mezcla de Rootex plus 30 a base de Acido Indol-3-butírico (AIB) diluida en 2 litros de agua por un tiempo aproximado de cinco segundos (Figura 6).

Luego estas estacas deben ser colocadas en el micropropagador, en Arena Blanca (Pómez) como sustrato enraizador a una profundidad aproximadamente de 2.5 centímetros.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

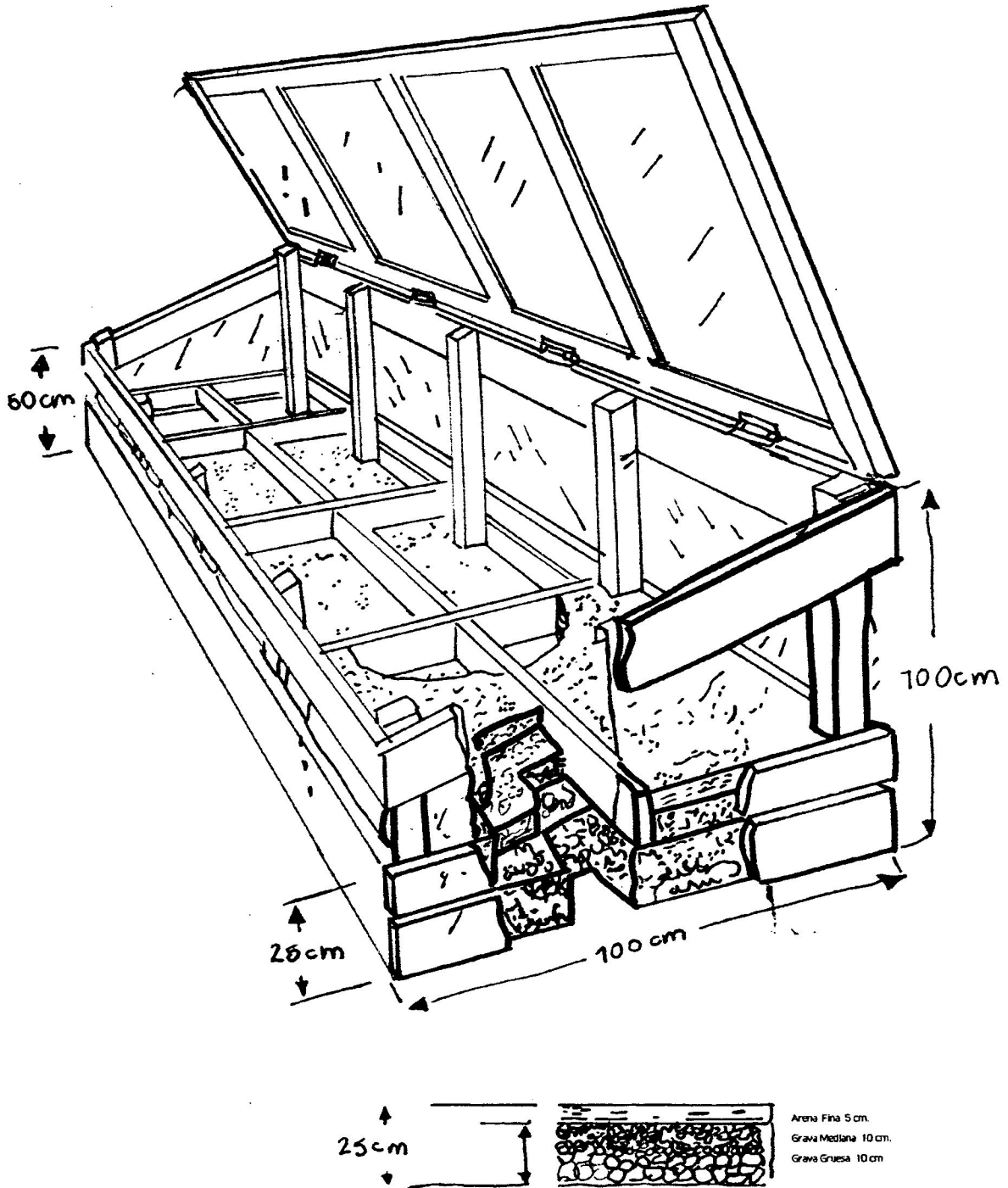
FIGURA 6 Inmersión rápida de las estacas en la auxina.

5.1.3 FASE DE ENRAIZAMIENTO

La raíz en este caso es parte fundamental en el proceso de propagación asexual, porque sirve de anclaje, así también de absorción de agua y nutrientes.

La callosidad empieza a formarse en las estacas entre la segunda y tercera semana de siembra, observándose entre la sexta y séptima semana las primeras raíces.

La raíz del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, necesita mucho oxígeno y no admite agua estancada, la cual pudriría las estacas; esta condición se logra al cultivar las estacas en estructuras denominadas micropropagadores de sub-irrigación.



Fuente: Mesen F. (1998)

FIGURA 7 Micropropagador de sub-irrigación para reproducción Asexual

5.1.3.3 Cuidado de las estacas en el micropropagador

La fase crítica y de mayor cuidado es en el Micropropagador, porque es donde la planta está susceptible a cualquier cambio; por lo que es importante verificar que las condiciones de propagación, se mantengan constantes.

Las condiciones que se deben tener en cuenta son:

A). Humedad

Verificar dos veces al día; hay que rociar en las primeras horas de la mañana y en las últimas horas de la tarde.

Controlar el nivel del agua en el Micropropagador, siempre debe estar al nivel de enraizamiento, este nivel debe estar a 2.5 o 3 centímetros bajo la estaca juvenil.

Evitar que el medio de enraizamiento esté reseco o encharcado.

Se deben verificar los controladores de aspersion y los chorros de distribución.

B). Temperatura

La temperatura no debe sobrepasar los 35 grados centígrados durante el medio día y no debe bajar de los 22 grados centígrados en el micropropagador y no debe subir de los 32 grados centígrados en el medio de cultivo.

C). Sombra.

Se debe verificar que la sombra esté cubriendo los micropropagadores, esto para evitar deshidratación de las estacas.

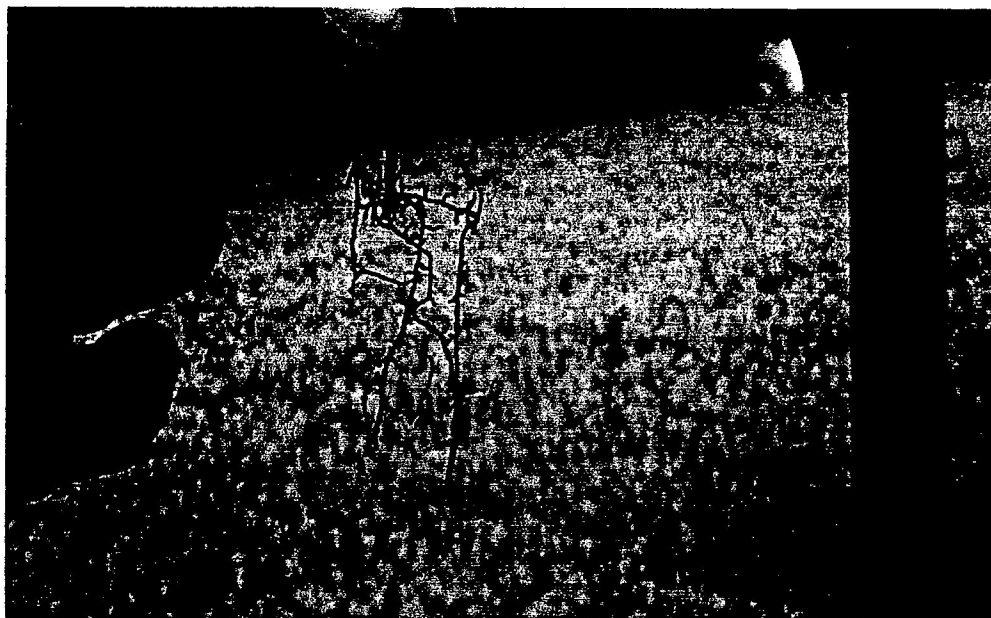
D). Plagas y enfermedades.

Se deben verificar si hay signos de hojas caídas o comidas, pudriciones en las estacas o presencia de hongos.

5.1.3.4 Factores ambientales que afectan el enraizamiento.

A). Temperatura.

La temperatura es un factor ambiental fundamental para la propagación, se debe controlar dentro del micropropagador y en el medio de cultivo. Cuando se tienen temperaturas extremas inhiben el desarrollo de las raíces y los nuevos brotes.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 10 Estaca enraizada lista para ser transplantada.

5.1.5 FASE DE ACLIMATACIÓN.

Las estacas enraizadas y transplantadas son muy sensibles a los cambios ambientales; de manera que el éxito o el fracaso de todo el proceso dependen de la aclimatación.

El desarrollo de las estacas enraizadas dentro de los contenedores finales es un proceso lento, al principio están poco adaptadas a crecer fuera del micropropagador debido a que han enraizado en un ambiente húmedo con una humedad relativa muy alta. Por lo general los estomas no están aptos para responder al descenso de humedad relativa, estos son muy lentos por lo que en ocasiones no se puede evitar la desecación de las estacas enraizadas.

Por otra parte la producción de plantas en ambientes tan húmedos no permite la producción de cutícula bien desarrollada.

Las estacas que son sacadas del micropropagador al contenedor final deben ser puestas en invernaderos con umbráculo y una alta humedad, luego en el proceso de Aclimatación se debe ir disminuyendo progresivamente la humedad relativa e incrementar progresivamente la intensidad de luz. (Figura 11 y Figura 22A)

6 RESULTADOS

6.1 PRACTICAS CULTURALES EN EL PROCESO DE PRODUCCIÓN DE ESTACAS ENRAIZADAS.

Cuando hablamos de prácticas culturales nos referimos a producir plantas sanas, libres de plagas, las cuales pueden reducir considerablemente la producción.

Los procesos culturales en la producción de plantas por medio de estacas enraizadas requieren del control del agua, control del pH, control de plagas, control de enfermedades, control de los medios de cultivo, nutrición de las estacas en la fase de enraizamiento y de desarrollo.

Las actividades culturales se dividen en dos procesos, los que a su vez se dividen en varias etapas de desarrollo:
(Cuadro 1)

1. La estimulación del enraizamiento de las estacas juveniles por medio del Acido Indol-3-Butírico (AIB) en el proceso de micropropagador.
2. Desarrollo de las estacas enraizadas en el contenedor final, luego de un proceso de transplante del micropropagador para llevarlas a plantas adultas aptas para el campo definitivo.

CUADRO 1 Etapas de desarrollo de las estacas enraizadas de Pino Candelillo.

ETAPA	DESARROLLO	Días Acumulados
ENRAIZAMIENTO	Siembra de estacas	0
	Callos	0-31
	Primeras Raíces	31-59
DESARROLLO	Transplante	74
	Adaptación	74-88
	Enraizamiento	88-137
	Crecimiento Vegetativo acelerado	137-179
	Endurecimiento	179-217
	Crecimiento lento sin fertilizante	217

Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

El rango adecuado para transplante y desarrollo de plantas adultas debe estar entre los 0.8 a 1.5 mmhos/cm., siendo el grado optimo para Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, de 0.89 mmhos/cm. durante las restantes 20 semanas hasta que la planta esta lista para salir al campo. (Figura 24A).

Cuando se tiene un excedente de sales 1.60 – 2.00 mmhos/cm. pueden ocurrir quemaduras en las raíces, aciculas y tejidos suculentos por efectos de osmosis.

6.1.1.2 Alcalinidad.

Es la concentración de Bicarbonatos y carbonatos presentes en el agua de riego el cual se expresa en ppm (partes por millón) de CaCO_3 . El Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, prefiere alcalinidad por debajo de las 75 ppm de CaCO_3 , considerándose aguas suaves.

El Análisis a la muestra de agua para riego indica que esta tiene 159.3 ppm CaCO_3 considerado una alta concentración de Carbonatos y bicarbonatos.

Para corregir la alta concentración de carbonatos en el agua, se debe regular con Acido Fosfórico al 85% durante el proceso de enraizamiento, lo que dura 9 semanas a razón de 0.08 cc / Litro y con Acido Nítrico al 85 % en el desarrollo de la planta con su contenedor final a razón de 0.08 cc/ Litro.

6.1.1.3 pH del agua.

El potencial de Hidrogeno se refiere a la concentración de iones de hidrógeno en la solución, el rango de valores en proceso de enraizamiento del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore es entre 5.6 y 6.8.

Determinándose como optimo 5.78, el cual es el promedio de lecturas diarias en 6 meses (Figura 25A).

Cuando el pH del agua se encuentra por arriba del 7.0 la mayoría de micronutrientes no están disponibles pero los macronutrientes si son asimilables, lo contrario ocurre cuando el pH se encuentra por debajo de 5.5 los micronutrientes si están disponibles, pero los macronutrientes no lo están.

6.1.2.1 Fertilización en la fase de crecimiento del sistema radicular en estacas juveniles.

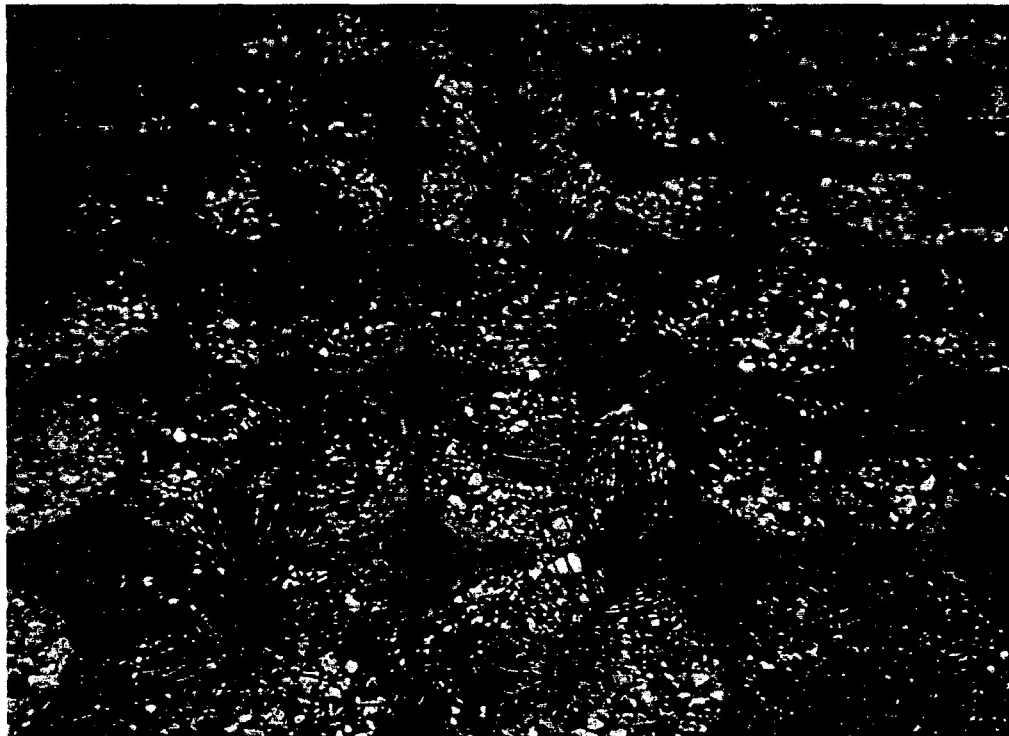
Cuando se presentaron las primeras raíces, entre los días 31 y 59 después de la siembra de las estacas juveniles, se aplicaron 9 fertilizaciones antes del transplante, con una dosis bastante noble a razón de 0.2 gr. /Litro, la intención era de estimular a la producción y maduración de las primeras raíces.

Para la primera fase de enraizamiento y adaptación se considero una parte de Nitrógeno, tres de Fósforo y una de Potasio (13-40-13).

6.1.2.2 Fertilización en la fase de transplante y adaptación.

En esta fase las estacas enraizadas se transplantan hacia los tubetes (presentación Comercial) con una capacidad de 150 cc. El transplante se realiza cuando las raíces presentan buena forma y son consistentes, color blanco y no menos de 1 cm. de largo. Esto por lo regular se determina entre el día 74 y el día 88. (Figura 13).

Estos 14 días se toman como fase de adaptación por lo cual se aplican 9 fertilizaciones aumentando un poco la dosis de fertilizante a razón de 0.4 gr. /Litro. Considerando una parte de Nitrógeno, tres de Fósforo y una de Potasio (13-40-13).



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 13 Desarrollo y adaptación después del transplante de las estacas enraizadas.

El Calcio y el Magnesio tienen una función importante en el proceso del crecimiento vegetativo del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore. El Calcio ayuda a la formación de las paredes celulares y la rápida cicatrización de las heridas, la aplicación de Magnesio se hace con la intención de formar parte de la estructura de la molécula de la fotosíntesis, la clorofila.

El Magnesio y el calcio se aplican por separado debido a que no se encuentran en la fórmula del Fertilizante completo (20-5-5). Es necesario hacer 12 aplicaciones de Magnesio y Calcio durante la etapa de crecimiento vegetativo a razón de 1.0 gr. /Litro y 1.2 gr. /Litro respectivamente.

La coloración de la planta cuando pasa del proceso de crecimiento radicular al de crecimiento vegetativo, se presenta necrótica y enferma pero luego de 5 aplicaciones la coloración cambia a un color verde esmeralda.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 15 Crecimiento vegetativo acelerado de las estacas enraizadas.

6.1.2.5 Fertilización en la fase de crecimiento lento de lignificación.

La aplicación de fertilizante para crecimiento lento pero de lignificación (Activación de enzimas, y la síntesis de almidón a partir de azúcares) del tallo se hace del día 179 al día 217, para lo cual se deben de aplicar 23 dosis de fertilizante a razón de 1.4 gr. / Litro. Para la fase de Lignificación se considero una parte de Nitrógeno, una de Fósforo y tres de Potasio (15-5-30).

Es necesario hacer 10 aplicaciones de Magnesio y Calcio durante la etapa de lignificación a razón de 0.5 gr./Litro y 0.7 gr. /Litro respectivamente (Figura 16).

6.1.3.1 Plagas.

En el proceso de enraizamiento y desarrollo de las estacas juveniles se observaron insectos, arácnidos y roedores dentro del micropropagador, fuera de él y en el contenedor final los cuales se describen a continuación:

- A). Larvas de Lepidópteros, (*Dioryctria spp*, *Agrotis spp*, *Spodoptera spp*) los cuales se comen las acículas de las estacas y las dejan defoliadas.
- B). Hormigas (*Atta spp.*) y Zompopo (*Atta cephalotes*) se observaban dentro del micropropagador, estas podían transmitir diferentes enfermedades además de defoliar las estacas.
- C). Arañas, (*Arácnida*) estas tejen telaraña entre los brotes de las estacas.
- D). Roedores (*Rattus spp.*), los cuales cortan el tallo para hacer nidos y buscar refugio.

Estas plagas están asociadas a un hábitat sombreado y húmedo, la aplicación de micorriza al medio de cultivo aumenta la resistencia de las plantas al ataque de insectos

Todo el control de las plagas se realiza en forma química (Cuadro 3), no encontrándose hasta la fecha algún problema o limitante de manejo y control hacia las mismas.

CUADRO 3 Principales productos para combatir los insectos dañinos de las estacas enraizadas.

Nombre Comercial	Ingrediente Activo	Propiedad	Dosis	Ataca a:	Intervalo Aplicación
Larvin 37.5 SC	Tiodicarb	Contacto	0.15 cc/Litro	Huevos de Lepidópteros <i>Spodoptera spp</i>	15 Días
Lannate 21.6 SL	Metorilo	Contacto y sistémico	1-2 C.B/16	Ovicida, Larvicida, Adulticida <i>Agrotis spp</i> , <i>Spodoptera spp</i>	7 Días
Thiodan 35 EC	Endosulfan	Contacto, ingestión y fase Gaseosa a 20 ° C.	2-3 cc/Litro	Larvicida <i>Atta sp</i>	14 Días
Dipel	<i>Bacillus Thuringiensis</i> Var. <i>Kurstaki</i>	Ingestión	3.12 gr./ Litro	Larvicida	Nb Deter.
Tamaron 60 SL	Metanidofos	Contacto e Ingestión Sistémico	1 cc/Litro	Ovicida, Larvicida, Adulticida, <i>Atta sp</i> . Aracnidos <i>Dioryctria spp</i> , <i>Agrotis spp</i> , <i>Spodoptera spp</i>	21 Días
Metanidofos 60 SL	Metanidofos	Contacto e Ingestión Sistémico	1 cc/Litro	Ovicida, Larvicida, Adulticida, <i>Atta sp</i> . Aracnidos <i>Dioryctria spp</i> , <i>Agrotis spp</i> , <i>Spodoptera spp</i>	21 Días
Baytroid 2.5 EC	Ciflutrina	Contacto	1.5 C.B/16	Larvicida Aracnicida	14 Días
Diazol 60 EC	Diazinon	Ingestión Contacto	2 cc/Litro	Ovicida, Larvicida, Adulticida <i>Atta sp</i> , arcnidos	14 Días
Storm	Flocoumafen	Ingestión	Tabletas	Roedores (<i>Rattus spp</i>)	20 Días

C.B/16

Copas Bayer por Bomba de 16 litros

Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 17 Control químico de plagas y enfermedades

6.1.4 MEDIOS DE CULTIVO.

En el proceso de desarrollo de las estacas enraizadas a planta definitiva se utilizaron dos medios de cultivo, (Arena Blanca y Peat Moss).

Para determinar el medio de cultivo que se debía utilizar en el enraizamiento se realizaron varias pruebas con Suelo mineral, Peat Moss, Arena Blanca (arena Pómez) y Arena de Río, evaluando cual presentaba mayor numero de sobrevivencia de estacas enraizadas, mayor facilidad de extracción de estacas sin quebrar raíces, mayor numero y longitud de raíces.

6.1.4.1 Sustrato de enraizamiento.

Se determino que el mejor sustrato para realizar los ensayos de propagación asexual en la fase de enraizamiento es la arena que proviene de la Piedra pómez.

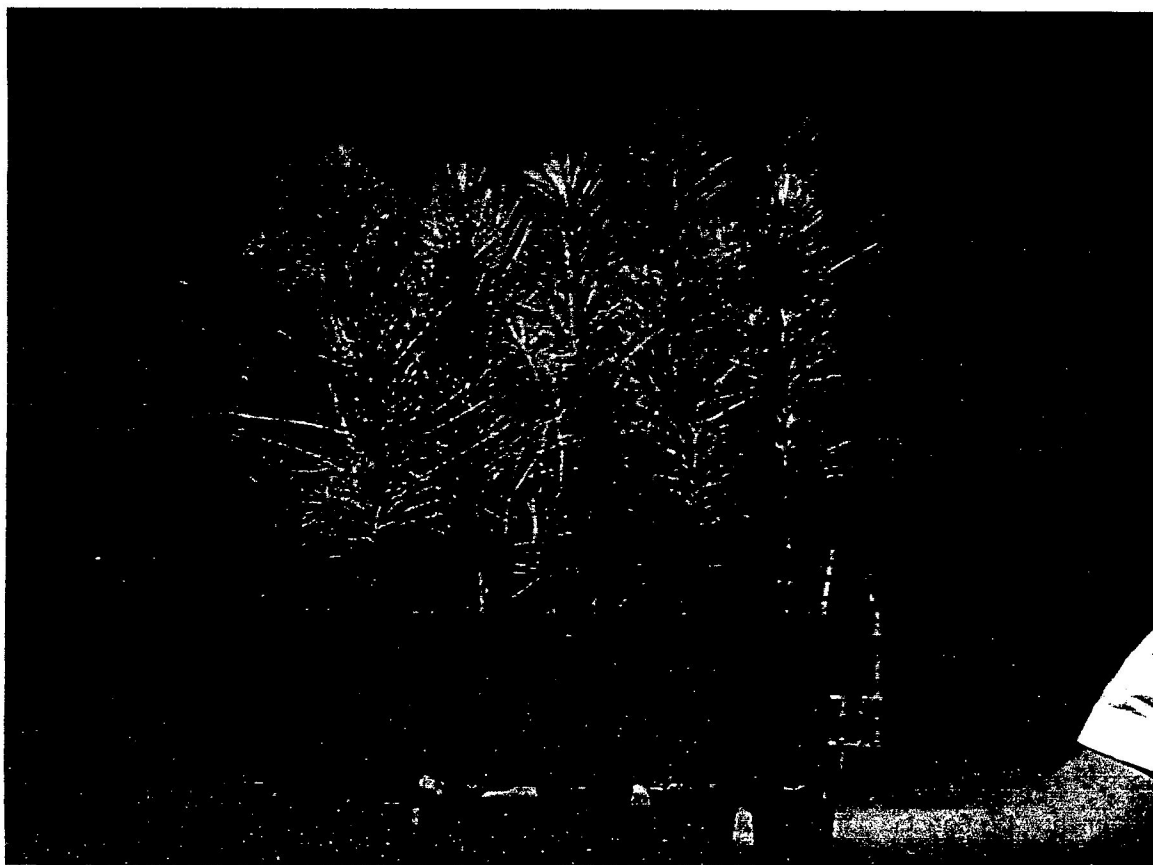
6.1.5 ENDURECIMIENTO

El objetivo del endurecimiento de las estacas enraizadas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, es que estén preparadas para su trasplante al campo definitivo.

El endurecimiento consiste en eliminar los fertilizantes y manejar la humedad del medio de enraizamiento para poder llevar a la planta a un estrés hídrico con lo cual la planta adquiere un crecimiento vegetativo lento y aspecto leñoso lignificado (Figura 18).

El endurecimiento le da a la planta características físicas y condiciones ambientales muy similares a las que obtendrá en el campo al momento de ser plantada.

Los riegos se realizan solamente con agua, y las aportaciones de agua se reducen hasta un 50% de la evaporación.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 18 Planta endurecida lista para salir al campo. (Presentación comercial)

Una vez que se tenga la técnica de reproducción se tiene que seleccionar los materiales que se adaptan a la región que se desea reforestar a través de Ensayos de Progenies. Las mejores progenies serán las seleccionadas para reforestación Clonal.

William Vásquez Carballo

Jefe Banco de Semillas Forestales

Email: wvasquez@catie.ac.cr

CATIE Turrialba, Costa Rica

TEL: (506) 556 - 2372 o 556 - 1933 Fax (506) 556 - 7766 o 556 - 1533

6.2.3 INSTITUTO TECNOLÓGICO DE COSTA RICA.

Los propietarios de las áreas de reforestación que compraran su planta en los viveros deben estar seguros de la calidad del lote de la planta que le entregan.

En el caso de la planta proveniente de reproducción clonal es de buena calidad, porque presenta las características de los árboles padres, en costa rica se empezó haciendo pruebas con 20 plantas provenientes de propagación clonal y estas presentaban un buen equilibrio entre las acículas y la raíz, y se tiene un sistema radical abundante y bien conformado.

La parte del tallo esta formado por un solo eje lignificado, con agujas de color verde fuerte. Las raíces están formadas por un sistema abundante sin una raíz principal, con una buena inoculación de Micorriza.

En una prueba montada en el Tecnológico de Costa Rica con 20 árboles Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore de reproducción clonal Versus las plantas que vienen de semilla, no presenta diferencia significativa después de 16 meses de Lecturas (Cuadro 5).

CUADRO 5 Rendimiento de plantas provenientes de reproducción asexual vr. Semilla

Lec.	Semilla		Clon	
	Diametro mts	Altura mts	Diametro mts	Altura mts
2	0.008	0.56	0.009	0.60
4	0.009	0.65	0.009	0.63
6	0.010	0.73	0.010	0.71
8	0.011	0.87	0.012	0.92
10	0.015	1.08	0.015	1.15
12	0.018	1.30	0.019	1.35
14	0.023	1.58	0.021	1.49
16	0.034	1.90	0.031	1.83

Fuente: Instituto Tecnológico de Costa Rica.

En el caso de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore y *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry se hicieron análisis de covarianza para la altura, según un modelo de efectos mixto. Las características con distribución binominal fueron analizadas después de usar la transformación arco seno $\sqrt{\text{valor promedio por parcela}}$.

Varias características morfológicas y de desarrollo han sido asociadas con efectos de maduración con árboles derivados de estacas. Entre estas diferencias se pueden citar, reducción en el crecimiento, un menor número de ramas por unidad de longitud del tronco y floración más temprana en los clones versus árboles de semilla.

A los tres años de edad no hubo diferencia estadísticamente significativa entre los clones y los árboles procedentes de semilla de *Pinus oocarpa* Schiede, en altura, diámetro y número de ramas por metro de altura, tampoco se presentaron diferencias significativas en la presencia de flores y conos entre los clones y el testigo.

Similarmente no hubo, no hubo diferencias significativas en altura, número de ramas por metro y presencia de polen y conos entre los clones y el testigo de *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry. Se presentaron disminuciones apreciables y significativas estadísticamente en el porcentaje de tallos quebrados de clones de *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry y en el porcentaje de clones bifurcados de *Pinus oocarpa* Schiede y en comparación con los testigos, se observó además, una alta variabilidad entre los clones de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, en todos los parámetros evaluados con excepción tallos quebrados.

Desafortunadamente no es posible hacer inferencias válidas acerca del estado de maduración de los clones y las comparaciones de estos con los testigos deben ser tomadas con cautela, debido a que los resultados están confundidos con el efecto de la procedencia.

CUADRO 6 Valores promedio para diferentes parámetros de árboles derivados de estacas de *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry; y *Pinus maximinoi* H.E. Moore; de árboles procedentes de rebrotes basales de tocones de *Pinus oocarpa* Schiede y de árboles de semilla.

Parámetro	Pinus tecunumanii			Pinus oocarpa			Pinus maximinoi			
	Clon	Semilla	Prob ² Mejor Clon	Semilla	Prob ² Mejor Clon	Clon	Prob ² Mejor Clon	Clon		
Altura (m)	5.4	5.8	ns	6.1	4.9	ns	5.7	5.8	****	6.0
DAP (cm.)	8.0	9.0	**	8.8	6.8	ns	9.0	7.5	****	9.2
Nmetro (N°)	9.3	8.6	ns	10.0	8.5	ns	8.1	4.0	****	6.9
N. Nudos (N°)	13.2	10.6	****	17.0	11.2	**	14.0	5.7	****	8.9
NR. Nudo (N°)	3.9	5.3	****	3.6	3.7	**	3.3	3.8	****	4.7
Polen (%)	12.0	0.0	ns	100.0	0.0	ns	0.0	5.0	****	0.0
Conos (%)	3.0	0.0	ns	12.5	0.0	ns	0.0	11.0	****	33.0
Co. Zorro (%)	1.0	3.0	ns	0.0	0.0	ns	0.0	69.0	****	11.0
Tope Par (%)	2.0	12.0	**	0.0	0.0	ns	0.0	3.0	ns	0.0
Bifurcaciones	15.0	24.0	ns	0.0	59.0	**	0.0	14.0	****	0.0

Nmetro Numero de ramas por metro

N.Nudos Numero de nudos

NR.Nudo Numero de Ramas por nudo.

ns No significativo al nivel de probabilidad de 0.05

** Significativo al nivel de 0.01

Fuente: CellFor

7 CONCLUSIONES

1. El Acido Indol-3-butírico (AIB) estimulo el enraizamiento en las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore con una concentración de 1000 partes por millón (ppm.), esta experiencia surge de comparaciones previas de niveles de concentración.
2. El crecimiento y desarrollo de las estacas enraizadas del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, está determinado por una serie de factores: La constitución genética de la planta madre; Nutrientes: Agua, macronutrientes, micronutrientes y azúcares, Factores físicos que influyen sobre el crecimiento: luz, temperatura, pH, humedad y concentraciones de O₂ y CO₂.
3. El agua de riego para el desarrollo de las estacas enraizadas, debe tener una concentración de sales 0.366 mmhos/cm. durante las primeras nueve semanas y luego en la etapa de desarrollo 0.890 mmhos/cm.; con una alcalinidad que no sobre pase las 75 ppm de CaCO₃; Con un potencial de hidrogeno (pH) de 5.78.
4. La nutrición de las estacas enraizadas se realizo por etapas de desarrollo, con un intervalo de fertiriego de 2 días; presentando para la etapa crecimiento radicular nueve aplicaciones de 0.2 gramos/Litro de la formula comercial 13-40-13; para la etapa de transplante se realizaron nueve aplicaciones de 0.4 gramos/Litro de la formula comercial 13-40-13; para la etapa de enraizamiento se realizaron veintitrés aplicaciones de 1.3 gramos/Litro de la formula comercial 13-40-13; en la etapa de crecimiento acelerado, se realizaron veinticinco aplicaciones de 1 gramo/Litro de la formula comercial 20-5-5, con doce aplicaciones de 1 gramo/Litro de Magnesio y doce aplicaciones de 1.2 gramos/Litro de Calcio, todas en forma separada; en la etapa de crecimiento lento se hacen veintitrés aplicaciones de 1.4 gramos/Litro de la formula comercial 15-5-30, también se realizan diez aplicaciones de Magnesio a razón de 0.5 gramos/Litro y diez aplicaciones de Calcio a razón de 0.7 gramos/Litro.
5. El control de las plagas y enfermedades se debe realiza bajo un programa de diagnóstico, para poder determinar los productos químicos de control y su intervalo de aplicación
6. El sustrato en la fase de enraizamiento debe ser arena pómez, la cual presenta mejor enraizamiento, mejor numerote raíces, mayor longitud, mejor sobrevivencia de las estacas enraizadas; además de una mayor facilidad de extracción de las mismas, sin que se quiebre las raíces primarias y secundarias; En el medio de enraizamiento y desarrollo final se utilizo Peat Moss mas arena pómez el cual presento un aumento en la aireación y drenaje, además tiene la cualidad de aumentar la capacidad de retener agua y sales.
7. Para estimular el enraizamiento de las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore, se tomo en consideración la etapa juvenil de estas en las plantas madres; las cuales provienen de semilla.

8 RECOMENDACIONES

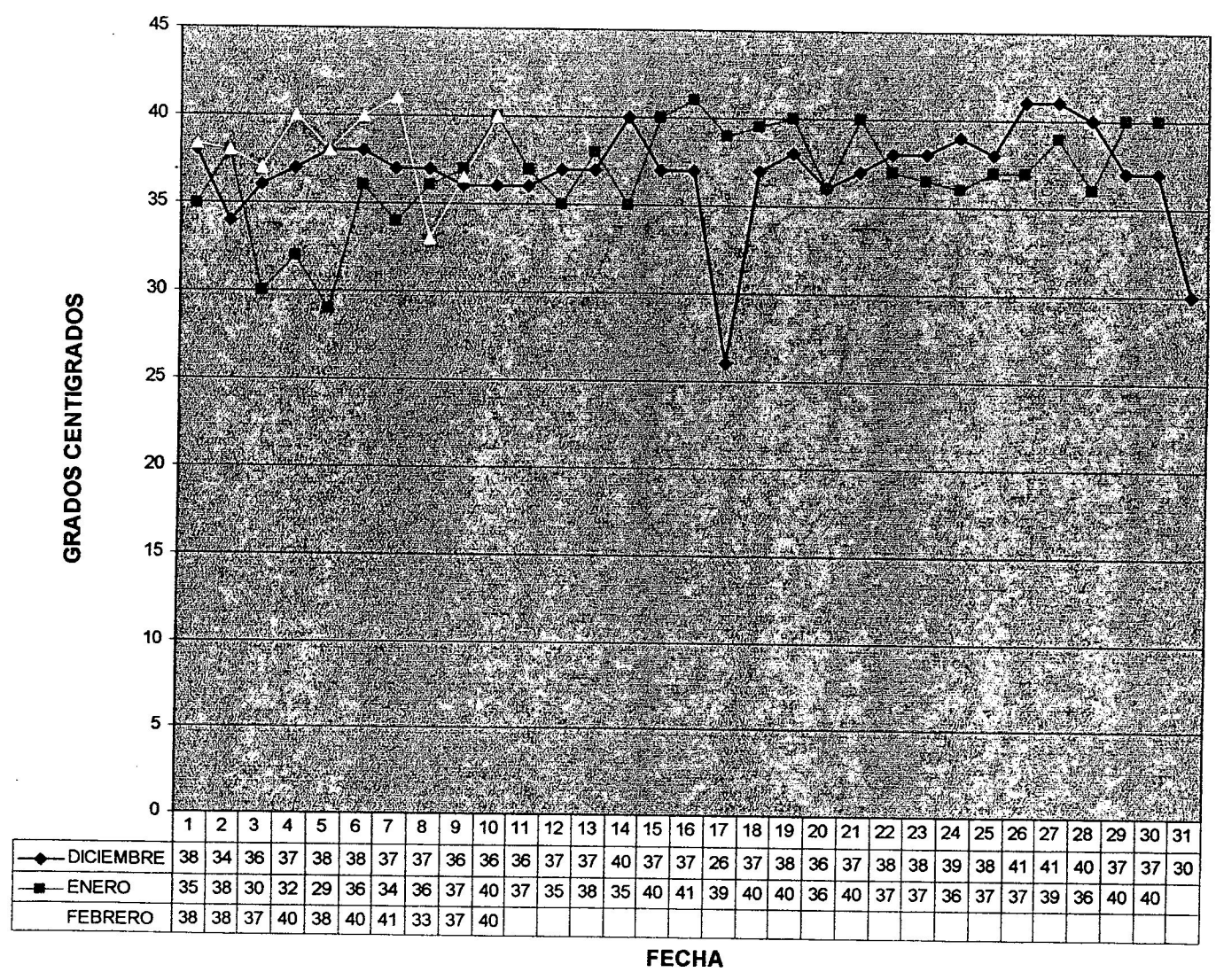
1. Al momento de comprar planta de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, en un vivero forestal se debe conocer los certificados de origen de la semilla o de las plantas que se originan por medio de la propagación asexual, para poder comprobar la calidad del lote; siendo planta de buena calidad aquella que presenta una raíz con buenas reservas nutritivas, buena capacidad de reserva de agua, abundantes, con raíces secundarias bien distribuidas y que presente un buen equilibrio con la parte aérea.
2. La parte aérea de la planta debe estar bien formada con un solo tallo lignificado, con acículas cortas, con un color verde esmeralda que cubra $\frac{3}{4}$ partes del tallo, no debe presentar ningún tipo de heridas, no debe presentar ningún tipo de daño por plagas y enfermedades.
3. En el proceso de enraizamiento de las estacas juveniles enraizadas por medio de reproducción asexual de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, es fundamental el control de la humedad, luz, y temperatura en la fase de estimulación de raíces.
4. En la fase de transplante y desarrollo es fundamental el control del agua de riego, nutrientes, control de plagas y enfermedades.
5. En el proceso de enraizamiento de las estacas existen algunas que solamente sobreviven al proceso, solo forman callo y nunca producen raíces, debido a una mala aplicación de auxina o condiciones del material vegetal.
6. Se debe tomar en cuenta que la estimulación de producir raíces en las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, esta influenciada por el material vegetal sobre el que se trabaje, debido a que este está influenciado por: la edad de la planta madre, edad de la estacas, estado fisiológico, estado sanitario, estado del tiempo atmosférico, condiciones de crecimiento de la planta madre, posición de la estaca dentro de la planta madre, tamaño de la estaca, método de corte y normalización, concentración de auxina, método de inoculación de la auxina, cuidado de las estacas en el micropropagador.
7. La propagación asexual es una valiosa herramienta en los programas de mejora genética, la cual contribuirá a la silvicultura en los programas de reproducción del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, cuando se utilice a gran escala.
8. Se deben realizar evaluaciones en las plantaciones establecidas con material propagado asexualmente para poder validar el desarrollo del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, en nuestro país, para generar información referente a la respuesta en campo.

13. Gutiérrez, C; Ipinza Carmona, R. 1998. La multiplicación clonal en el mejoramiento genético forestal. *In* Ipinza, R; Gutiérrez, B; Emhart, V. 1998. Curso de mejora genética forestal operativa (1998, Valdivia, CI). Valdivia, CL. 422 p.
14. Gutiérrez, E. 2002. Desarrollo de conos de pino candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore. North Carolina, US, CAMCORE. 6 p.
15. Harold, W; Hocker, J. 1979. Introducción a la biología forestal. Trad. FA Bellomo López. México, Planta Alta. 202 p.
16. Hartmann, HT; Kester, DE. 1998. Propagación de plantas: principios y plantas. Trad. AM Ambrosio .6 ed. México, CECSA. 760 p.
17. Hermosilla, HF. 2002. Cultivo *in vitro* en especies del genero *Pinus* (en línea), Chile. Consultado 17 sep. 2003. Disponible en [http:// www.monografias.com/trabajos13/cultvitro/clitvitro.shtml#micro](http://www.monografias.com/trabajos13/cultvitro/clitvitro.shtml#micro)
18. Hodge, GR; Dvorak, WS; Romero, JL. 2002. Growth and provenance variation of *Pinus caribaeae* var. *Hondurensis* as an exotic species (en línea). US. Consultado 10 feb. 2003. Disponible en <http://www.camcore.org/english/pdfs/3.pdf>
19. ISTA (International Seed Testing Association, ES). 1977. Reglas internacionales para ensayo de semillas. *In* Instituto Nacional de Semillas y Plantas de Vivero. Madrid, España, Ministerio de Agricultura, Dirección General de Producción Agraria. 184 p.
20. Martínez Choto, ML; Díaz, GM. 1996. Evaluación de mezclas de suelo, arena, y fungicidas en la germinación de *Eucalyptus camaldulensis*. Boletín Mejoramiento Genético y Semillas Forestales no. 15:9-14.
21. Mesén, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de micropropagador de sub-irrigación. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 36 p. (Manual Técnico no. 30).
22. Mesén, F; Nuñez, Y. s.f. Propagación vegetativa mediante enraizamiento de estacas juveniles de cristóbal (*Platymiscium pinnatum*): mejoramiento genético y semillas forestales. Revista Forestal Centroamericana no. 28:1-6.
23. Morales Castro, W. 1998. Evaluación del potencial de propagación vegetativa de amarillon (*Terminalia amazonia*) *In* Congreso Latino Americano de Estudios de Ciencias Forestales (3., 1998, Siguatepeque, HN). Costa Rica, Ethel. 161 p.

37. Zobel, BJ; Van Wyk, G; Stahl, P. 1998. Growing exotic forests. 2 ed. North Carolina, US, Wiley. 222 p.

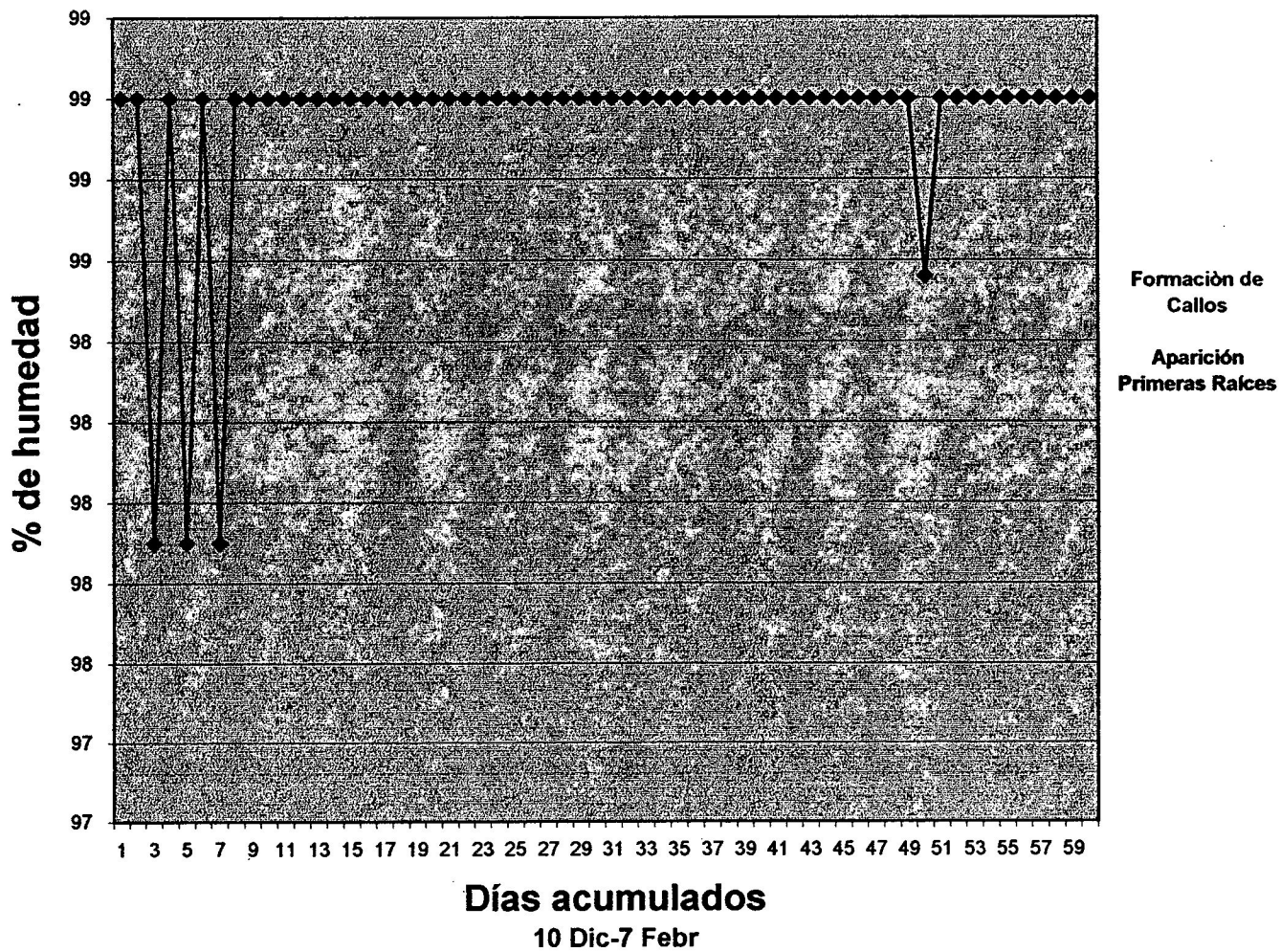


No. Bo. Rolando Barrios.



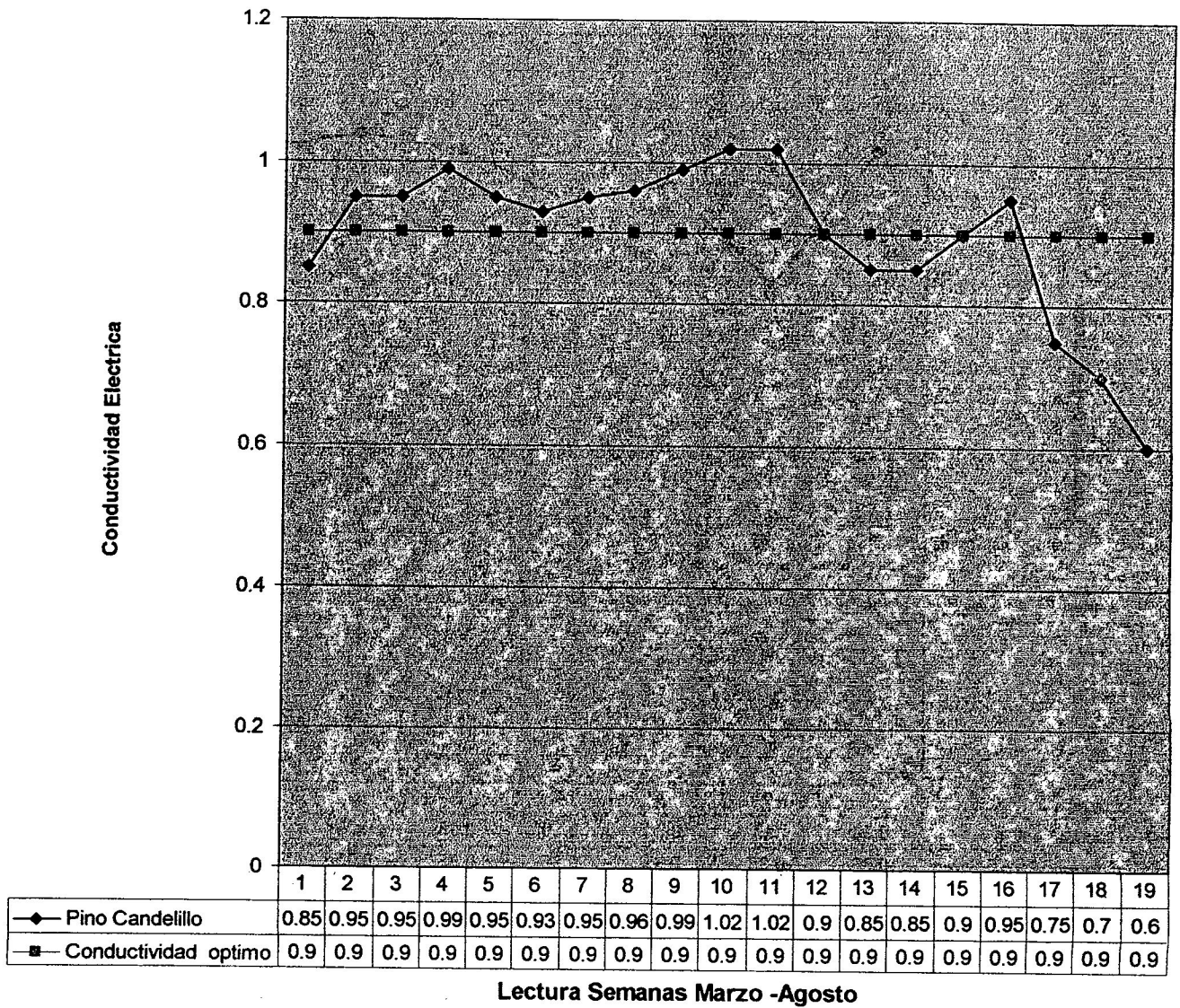
Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A.

FIGURA 19A Temperatura Máxima en el micropropagador de reproducción asexual.



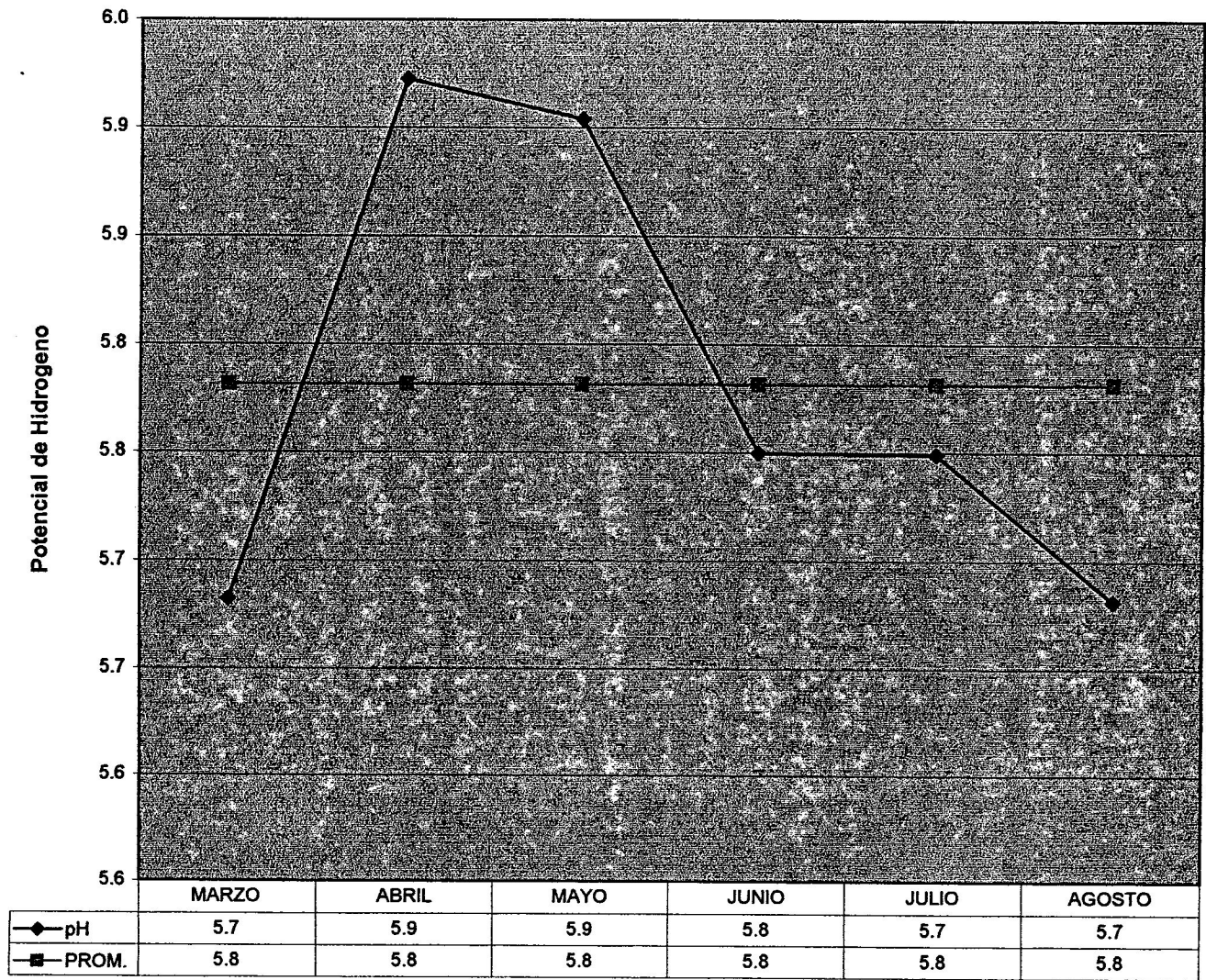
Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A.

FIGURA 21A Porcentaje de humedad en la etapa de enraizamiento.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A.

FIGURA 24A Conductividad eléctrica en la etapa de desarrollo.



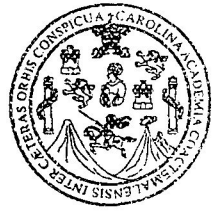
Lectura Promedio Mensual

Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A.

FIGURA 25A Potencial de hidrogeno (pH) en la etapa de desarrollo.



FACULTAD DE AGRONOMIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



Ref.IIA-022-2004

DOCUMENTO DE GRADUACIÓN:


“EXPERIENCIAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DEL PINO CANDELILLO *Pinus maximinoi* H.E. Moore, CON ÉNFASIS EN LA UTILIZACIÓN DEL ACIDO INDOL 3 BUTIRICO EN EL VIVERO FORESTAL DE P&C MADERAS INTERNACIONES, EN EL DEPARTAMENTO DE ESCUINTLA, GUATEMALA”

DESARROLLADO POR EL ESTUDIANTE: DANIEL CASTILLO JIMENEZ

CARNE: 9316378


HA SIDO EVALUADA POR LOS PROFESIONALES: Ing. Agr. Darvin Roberto González Castañón

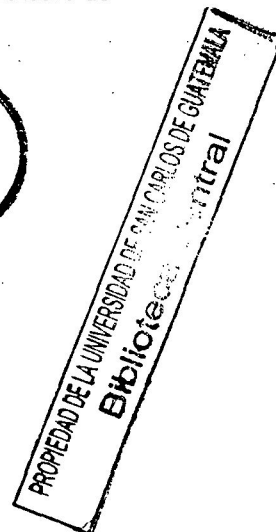
Los asesores y las Autoridades de la Facultad de Agronomía, hacen constar que ha cumplido con las Normas Universitarias y Reglamentos de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, enmarcado en el “PROGRAMA EXTRAORDINARIO PARA LA REALIZACIÓN DE TESIS DE GRADO PARA LA CARRERA DE INGENIERO AGRÓNOMO”, Aprobado por la Junta Directiva de la Facultad de Agronomía, según el Punto Cuarto del Acta No. 43-98 de sesión celebrada el 17 de septiembre de 1,998.


Ing. Agr. Darvin Roberto González Castañón
A S E S O R


Dr. David Monterroso Salvatierra
DIRECCION
DE INVESTIGACIONES AGRONOMICAS
FACULTAD DE AGRONOMIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS

IMPRIMASE


Dr. Ariel Abderramán Ortiz López
D E C A N O



DM/prr.

cc: Control Académico

Archivo

Edificio 1-9, segundo nivel, Ciudad Universitaria, Zona 12, Guatemala, Centro América. 01012
Apartado Postal 1545. Teléfono: (502) 4767160, Fax: (502), 4767160, 4769770. E-mail: secretaria.agro@usac.edu.gt

4	OBJETIVOS.....	14
4.1	OBJETIVO GENERAL.....	14
4.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	14
5	METODOLOGÍA PARA LA PROPAGACIÓN ASEJUAL (COMPILACIÓN DE EXPERIENCIAS).....	15
5.1	DESCRIPCIÓN DE LA PROPAGACIÓN ASEJUAL DEL PINO CANDELILLO <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore.....	15
5.1.1	OBTENCION DE PLANTAS MADRES Y CUIDADOS CULTURALES.....	16
5.1.2	PRODUCCION DE ESTACAS JUVENILES.....	17
5.1.2.1	Normalización de las estacas juveniles.....	19
5.1.2.2	Sustancias promotoras del enraizamiento.....	20
5.1.2.3	Preparación de la auxina.....	20
5.1.2.4	Método de aplicación de la auxina.....	21
5.1.3	FASE DE ENRAIZAMIENTO.....	21
5.1.3.1	Micropropagador de sub - irrigación.....	22
5.1.3.2	Siembra en el micropropagador.....	24
5.1.3.3	Cuidado de las estacas en el micropropagador.....	25
5.1.3.4	Factores ambientales que afectan el enraizamiento.....	25
5.1.4	FASE DE TRANSPLANTE.....	26
5.1.5	FASE DE ACLIMATACIÓN.....	27
5.1.6	COMPILACION DE EXPERIENCIAS EN PLANTACIONES ESTABLECIDAS.....	28
6	RESULTADOS.....	29
6.1	PRACTICAS CULTURALES EN EL PROCESO DE PRODUCCIÓN DE ESTACAS ENRAIZADAS.....	29
6.1.1	CONDICIONES DEL AGUA DE RIEGO.....	30
6.1.1.1	Concentración de sales.....	30
6.1.1.2	Alcalinidad.....	31
6.1.1.3	pH del agua.....	31
6.1.2	FERTILIZACION DE LAS ESTACAS ENRAIZADAS.....	32
6.1.2.1	Fertilización en la fase de crecimiento del sistema radicular en estacas juveniles.....	33
6.1.2.2	Fertilización en la fase de transplante y adaptación.....	33
6.1.2.3	Fertilización en la fase de enraizamiento de desarrollo.....	34
6.1.2.4	Fertilización en la fase de crecimiento vegetativo acelerado.....	34
6.1.2.5	Fertilización en la fase de crecimiento lento de lignificación.....	35

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 1	Flujo de producción de Estacas enraizadas.....	15
FIGURA 2	Cultivo de Plantas Madres de <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore en Contenedor V-10,000 cc.....	17
FIGURA 3	Vigorosidad de estacas juveniles.....	19
FIGURA 4	Normalización de las estacas juveniles.....	19
FIGURA 5	Preparación del Acido Indol-3-Butírico.....	20
FIGURA 6	Inmersión rápida de las estacas en la auxina.....	21
FIGURA 7	Micropropagador de sub-irrigación para reproducción Asexual.....	23
FIGURA 8	Micropropagador de estacas fabricado en P&C Maderas Internacionales S.A.....	24
FIGURA 9	Siembra de Estacas Juveniles de Pino Candelillo <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore con auxina.....	24
FIGURA 10	Estaca enraizada lista para ser transplantada.....	27
FIGURA 11	Aclimatación de las estacas enraizadas y eliminación del umbráculo.....	28
FIGURA 12	Riego por microaspersión a las estacas enraizadas de <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore.....	32
FIGURA 13	Desarrollo y adaptación después del transplante de las estacas enraizadas.....	33
FIGURA 14	Enraizamiento y desarrollo de las estacas enraizadas en contenedor V-150 cc.....	34
FIGURA 15	Crecimiento vegetativo acelerado de las estacas enraizadas.....	35
FIGURA 16	Crecimiento lento de lignificación, en las estacas enraizadas de <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore.....	36
FIGURA 17	Control químico de plagas y enfermedades.....	39
FIGURA 18	Planta endurecida lista para salir al campo. (Presentación comercial).....	41
FIGURA 19A	Temperatura Máxima en el micropropagador de reproducción asexual.....	55
FIGURA 20A	Temperatura Mínima del micropropagador de reproducción asexual.....	56
FIGURA 21A	Porcentaje de humedad en la etapa de enraizamiento.....	57
FIGURA 22A	Porcentaje de humedad en la etapa de desarrollo de las plantas.....	58
FIGURA 23A	Conductividad eléctrica en la etapa de enraizamiento.....	59
FIGURA 24A	Conductividad eléctrica en la etapa de desarrollo.....	60
FIGURA 25A	Potencial de hidrogeno (pH) en la etapa de desarrollo.....	61

INDICE DE CUADROS

CUADRO 1	Etapas de desarrollo de las estacas enraizadas de Pino Candelillo.....	29
CUADRO 2	Calidad del Agua de irrigación y evaluación de las características químicas.....	30
CUADRO 3	Principales productos para combatir los insectos dañinos de las estacas enraizadas.....	37
CUADRO 4	Productos químicos para el control de hongos en la estacas enraizadas.....	38
CUADRO 5	Rendimiento de plantas provenientes de reproducción asexual vr. Semilla.....	43
CUADRO 6	Valores promedio para diferentes parámetros de árboles derivados de estacas de <i>Pinus tecunumanii</i> (Schw.) Eguiluz et Perry; y <i>Pinus maximinoi</i> H.E. Moore; de árboles procedentes de rebrotes basales de tocones de <i>Pinus oocarpa</i> Schiede y de árboles de semilla.....	45

La nutrición de las estacas se inicia aproximadamente 31 días después de la siembra donde se observan las primeras raíces, utilizando una fórmula comercial 13-40-13 para la fase inicial de enraizamiento en dosis que van de 0.2 - 1.3 gramos/litro, se utilizó la fórmula 20-5-5 en la etapa de desarrollo y elongación de meristemo con dosis de 1.0 gramo/litro, complementando con aplicaciones de magnesio y calcio, en la fase final de crecimiento lento se aplicó la fórmula comercial 15-5-30 con una dosis de 1.4 gramos/litro, complementando con calcio y magnesio.

Para la estimulación de las raíces en las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, se utilizó Ácido Indol-3-butírico (AIB) en una concentración de 1000 ppm. Las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, generalmente tardan en desarrollarse 7 meses en vivero, donde la fase de enraizamiento se debe realizar en un medio de cultivo a base de arena pómez, y en la etapa de desarrollo y crecimiento final se debe utilizar Peat Moss con vermiculita, la planta comercial debe tener una raíz abundante con buenas reservas nutritivas, buena capacidad de reserva de agua, con un buen equilibrio de la parte aérea, con un tallo bien lignificado, con acículas cortas, con color verde esmeralda, libre de cualquier daño causado por hongos o insectos.

Las estacas juveniles enraizadas en contenedores finales fueron sometidas al mismo proceso de las plantas que provienen de semilla y estas no presentaron ningún tipo de problema de adaptación, transporte o siembra, las plantaciones provenientes de estacas enraizadas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, permitirán mayor uniformidad de crecimiento.

2 DEFINICION DEL PROBLEMA

Actualmente la colecta de semilla Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, por parte de P&C Maderas Internacionales S.A. y proveedores particulares son insuficientes para cumplir con la demanda del mercado nacional, por lo que se esta importando semilla de diferentes procedencias, lo que repercute en el desarrollo y adaptación a nuevas áreas, considerándose material genético diferente o exótico al que tenemos.

La obtención de semilla de calidad de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, en Bosques naturales es limitada; porque estos han sido destruidos o depredados por causas antrópicas.

Los rodales naturales manejados para obtener semilla forestal, están siendo aprovechados comercialmente; donde los árboles semilleros son los mejores para la industria forestal y las plantaciones presentan poca edad, por lo la disponibilidad de semilla a corto plazo será limitada.

P&C Maderas Internacionales S.A. y los proveedores nacionales de semilla de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, no pueden cubrir la demanda para la producción de plantas, lo que determina que la producción asexual a través de estacas enraizadas es la forma para reproducir intensivamente un numero indefinido de individuos genéticamente idénticos al progenitor seleccionado, bajo una alta intensidad logrando una ganancia genética a corto plazo.

El proceso de producción de plantas especialmente pinos, ha sido limitado dado al desconocimiento de técnicas con relación a la producción asexual; por lo que este documento surge como una forma de sistematización de experiencias hasta ahora generadas en torno al tema.

Las raíces adventicias son de dos tipos: Raíces preformadas y raíces de herida (inducidas). Las raíces preformadas se forman naturalmente durante los primeros periodos de desarrollo del vástago, pudiendo emerger antes de la realización de estacas o permaneciendo en dormición hasta que se realicen las mismas y sean colocadas en condiciones ambientales favorables.

Las raíces de heridas desarrollan sólo después que la estaca es cortada, por efecto de la herida producida en la preparación de la misma. Estas raíces son consideradas como formadas **de novo** (Nueva formación).

Cuando se prepara una estaca, las células más cercanas a la superficie son lesionadas y expuestas, comenzando la respuesta de cicatrización de la herida. En el proceso de regeneración de raíces, ocurren los siguientes pasos:

1. A medida que las células externas, lesionadas, se mueren, se forma una lámina necrótica que sella la herida con un material suberoso y se taponan el xilema con gomas. Esta lámina ayuda a proteger la superficie del corte de desecamientos y patógenos.
2. Por detrás de la lámina, células vivas comienzan a dividirse después de algunos días y una capa de células parenquimatosas (callo), forman una peridermis.
3. Ciertas células, en la vecindad del cambium vascular y floema, comienzan a dividirse e inician la formación de raíces adventicias (32).

El tejido meristemático apical y lateral puede reproducir nuevamente toda la planta (36).

3.1.3 EXPERIENCIAS EN PROPAGACION ASEXUAL DE CONÍFERAS EN OTRAS REGIONES

Con *Eucalyptus grandis* Hill Ex. Maiden en Brasil, una parte significativa del mejoramiento en la producción de pulpa se puede asumir como consecuencia de la intensificación de las técnicas de establecimiento. La rotación relativamente corta (7 años) y el éxito en la propagación vegetativa de esta especie han ayudado a obtener estrategias de mejoramiento para *Pinus radiata* D. Don, la selección de árboles plus y la propagación vegetativa a gran escala comercial de solamente los mejores árboles (genotipo), si fuera posible, daría las mayores ganancias en el menor tiempo (9).

3.1.3.1 Factores endogenos y exógenos que inciden en el enraizamiento

Existe una serie de factores endogenos y exógenos que influyen en el enraizamiento de estacas. Los factores endogenos incluyen la especie, estado de madurez y estado nutricional de la planta madre, posición del propágulo en la planta donadora, tipo de propágulo, condiciones fisiológicas durante la época de recolección entre otras, sin embargo el más importante es el grado de madurez de la planta madre. Razón por la cual la mayoría

efectos son observados directamente por debajo de ellos, demostrando el transporte polar, desde el ápice a la base.

Estacas de ciertas especies son fácilmente enraizadas, mientras que estacas de otras enraízan con mayor dificultad (16).

3.1.3.3 Fotosíntesis de las estacas.

La fotosíntesis de las estacas no es un requerimiento absoluto para la formación de raíces. Esto puede ser observado en estacas con muchas hojas, que se llevan a un sitio oscuro y con estacas deshojadas (no fotosintetizantes), que enraízan. Pero puede generalizarse que, la fotosíntesis en estacas, es probablemente más importante después de la iniciación de raíces y ayudaría en el desarrollo y crecimiento más rápido de las raíces (32).

3.1.3.4 Sustancia promotoras del enraizamiento

El propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Existe gran cantidad de sustancias naturales sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, pero los siguientes son los más comunes:

A). Acido Indol - Acético (AIA)

El AIA es la auxina natural que se encuentra en las plantas. Su efectividad como promotor del enraizamiento es generalmente menor que la de otros compuestos sintéticos. Esto se debe a que las plantas poseen mecanismos que remueven el AIA de sus sistemas, conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual reduce su efectividad; también, al ser soluble en agua, es fácilmente lavado del sitio de aplicación con lo cual obviamente deja de ejercer su efecto. Además, las soluciones no estériles de AIA son rápidamente destruidas por microorganismos y por la luz fuerte del sol.

B). Acido Indol-3-Butírico (AIB)

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento.

El sustrato operacional actual para las cortes del pino es la turba (Peat Moss más Vermiculita). El establecimiento de los cortes en el sustrato de enraizamiento es fácil; recomendándose cubrir con plástico o tela de sombra o zarán a razón de disminuir en un 46% la luz solar.

La fertilización empieza en el medio de enraizamiento después de ocho semanas desde que se pusieron las estacas en el micropropagador; con una aplicación de 0.05 g NPK (15-38-10) por brote cada dos semanas. Este régimen continúa hasta que el brote se transfiere al campo abierto para endurecer y madurar.

Por el cuarto mes, la mayoría de los brotes ha arraigado, y se les quita la sombra. Los brotes se evalúan cuando estos presentan crecimiento vegetativo y se dejan hasta que estos alcancen el tamaño para plantado deseado (4).

3.1.3.6 Propagación Comercial.

La producción de pulpa de eucalipto en Brasil se ha realizado bajo extensas plantaciones clonales, homogéneas, de muy alta productividad, excelente poda natural, contenidos de celulosa superiores al 50 % e incrementos medios anuales superiores a los 70 m³/ha/año. Características que en conjunto han significado un aumento en el rendimiento de los bosques del orden del 112%.

En el mundo se producen millones de plantas de eucalipto por el sistema de estaquillado, principalmente especies subtropicales, como *Eucalyptus grandis* Hill Ex. Maiden, y una proporción menor, pero creciente de especies de zonas templadas.

Esta técnica de propagación vegetativa se está desarrollando muy velozmente y ha sido adoptado por empresas como CELBI y SOPORCEL en Portugal y ENCE en España, las cuales exhiben programas operativos de clonación y establecimiento de plantaciones clonales de Género *Pinus* (13).

Entre los sistemas de multiplicación utilizados recientemente en Nueva Zelanda, están la propagación por medio de fascículos de Pino radiata; que consiste en inducir brotes de fascículos o braquiblastos al remover las yemas apicales de la planta madre.

Más de 80 estacas de fascículos pueden producirse desde 1 planta de 8 meses de edad y la eficiencia de enraizamiento es de un 90% o más en invernadero. El Forestry Corporation of New Zelanda (FRI) esta produciendo a escala piloto 1 millón de estacas de fascículo al año (29).

La madera es de color castaño pálido, textura fina, grano recto, superficie medianamente lustrosa, olor agradable y sabor no característico. Tiene su peso específico de 0.44 a 0.50 g/cm³, ligeramente liviana; es fácil de tratar con preservantes, moderadamente fácil de trabajar y con buena velocidad de secado, sin presentar defectos.

Es utilizada en construcciones livianas, muebles, carpintería artículos torneados, contrachapados, artesanías, puertas, gabinetes, ventanas, postes para transmisión eléctrica y pulpa para papel (7).

3.1.4.1 Distribución y hábitat.

El Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore, se distribuye naturalmente desde el sureste de México, Centro de Guatemala y Honduras, Norte del Salvador Hasta el Noreste de Nicaragua; con un rango altitudinal que varía de 600 a 2400 msnm, y precipitaciones de 1000 a 2400 mm, temperaturas de 18 a 21 °C. A menudo crece asociado con *Pinus pseudostrobus*, *Pinus Oocarpa*, *Pinus Herrera*, y *Pinus Michoacana*. Se desarrolla bien en suelos fértiles, textura franco a franco arcilloso, con contenidos de humus de 15 a 35 cm. de espesor, bajos contenidos de calcio, medios de nitrógeno y potasio, húmedos, y con pH de 4.5 a 7.5, con buen drenaje y profundo (7).

3.1.4.2 Desarrollo de Frutos y semillas

La Producción de estróbilos masculinos en Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, en rodales naturales, comienza a darse en el mes de noviembre, y puede que algunos maduren en forma dispersa en el mes de enero. En este mes se puede dar alguna polinización; Sin embargo, la época de mayor dispersión de polen se lleva a cabo a finales del mes de febrero y todo el mes de marzo, llegando inclusive a la primera semana del mes de abril.

La mayor producción de estróbilos femeninos, conillos (Megastróbilos), se realiza en los meses de febrero a marzo e inclusive algunos en la primera semana de abril, por lo que se cree que en los meses de febrero y marzo se da la mayor fecundación. La época de dispersión de la semilla o apertura de los conos naturalmente, se da a finales del mes de marzo y durante el mes de abril y mayo, que es la época que normalmente son colectados los conos para obtención de semillas (14).

Los frutos o conos son de color marrón - rojizo, ovoides, angulares, algunas veces tempranamente caedizos, de 5 a 10 cm. de largo y de 4 a 7 cm. de ancho, con pedúnculo oblicuo que se mantiene unido al cono cuando éste cae. Presenta escamas suaves y delicadas; apófisis de 8 a 10 mm de ancho, usualmente planas de 2 a 4 mm de largo y se encuentra en grupos de 3 a 4 en las ramas; maduran de diciembre a enero.

3.2 MARCO REFERENCIAL

3.2.1 DESCRIPCIÓN DEL AREA EXPERIMENTAL

3.2.1.1 Ubicación Geográfica.

El Vivero Forestal propiedad de P&C Maderas Internacionales esta ubicado en la aldea Los Olivos, kilómetro 68 carretera a Taxisco, Finca Canadá del municipio de Escuintla, aproximadamente a 10 kilómetros de la cabecera departamental de Escuintla, se encuentra en la coordenadas: 90 ° 45' 28" Longitud Oeste y 14 ° 11' 56" Latitud Norte, a una altura sobre el nivel del mar de 249 metros.

3.2.1.2 Clima.

Temperatura media Anual es de 34.72 °C con una precipitación de media anual de 2007.7, Humedad Relativa en el rango de 63% a 91% con un promedio de 82%, Con lluvia registrada durante 154 días.

3.2.1.3 Zona de Vida.

La finca Canadá se encuentra localizada en el Bosque Muy Húmedo Sub-tropical Cálido bmh-s (C) basándose en la clasificación del Sistema de Holdridge.

3.2.1.4 Suelos

La Finca Canadá se encuentra ubicada en la tierras de la Llanura Costera del Pacifico, con suelos Arcillosos con poco drenaje y alta presencia de rocas con suelos de 20 a 50 cm. de profundidad y con pendientes de van de 4% a 16%.

3.2.1.5 Descripción del vivero forestal

Los programas de reforestación en Guatemala han sido bastante intensivos manejando para el año 1997 por medio de los incentivos fiscales 33,140 hectáreas y para el año 2003 por medio de los incentivos forestales 30,000 hectáreas, considerando para los últimos 15 años de área plantada en Guatemala 63,140 hectáreas, con una densidad de 1,111 árboles por hectárea equivalente a 70, 148,540 millones de árboles.

Lo que justificó un vivero de producción forestal como lo es el de P&C Maderas Internacionales S.A. ubicado en la aldea Los Olivos, Finca Canadá, Escuintla, Guatemala.

4 OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

- Sistematizar los conocimientos obtenidos en relación a la respuesta del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore, a la reproducción vegetativa con énfasis en la utilización de Acido Indol-3-butírico como regulador de crecimiento, para las condiciones de un vivero forestal de P&C Maderas Internacionales, en el Departamento de Escuintla.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Describir el efecto causado por el Acido Indol-3-butírico (AIB) en las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore.
- Sistematizar y describir los conocimientos generados en relación a las metodologías utilizadas en el enraizamiento del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H. E. Moore.
- Describir los resultados obtenidos en el proceso de enraizamiento en función a la respuesta de las plantas en el campo definitivo.

5.1.1 OBTENCION DE PLANTAS MADRES Y CUIDADOS CULTURALES.

También llamados Setos madres, son cultivados a pleno sol en contenedores plásticos con capacidad de 10,000 Centímetros cúbicos durante un tiempo de siete meses de abril a septiembre, en el que se desarrollan en condiciones sanitarias óptimas y con un control de nutrición adecuado, tomando en cuenta el fotoperíodo y la radiación recibida (Figura 2).

Las plantas madres son podadas de la rama líder a partir del segundo mes, a una altura de 5 centímetros para estimular la producción de estacas Juveniles de tallo. Se deben eliminar las ramas laterales y la principal en un intervalo de cada mes hasta que cumpla el sexto (cuatro podas).

Después de la tercera poda se obtienen de diez a doce brotes de cada árbol aproximadamente. Los setos vivos se recortan a una altura de 20 a 30 centímetro cada uno para obligar a producir mas brotes en los próximos meses; llegando a obtener hasta 50 estacas por planta en la primera cosecha.

Las plantas madres de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore se obtuvieron de semilla colectada en el rodal semillero registrado por el Banco de Semillas Forestales con las siguientes características:

Código	BGC-03/03D (Banco de Guatemala, semilla Comprada, Lote numero 3, colectada en el 2003, cuatro colectas)
A.S.N.M.	1318 metros
Latitud	15 ⁰ 27' 47.5"
Longitud	90 ⁰ 23' 45.0"
Densidad	400 árboles Hectárea
Diámetro medio	85 cm.
Altura promedio	25 metros
Ubicación	Centro Universitario del Norte, Cobán Alta Verapaz.

Las plantas madres se cultivaron en un medio a base de Peat Moss. (Turba de Sphagnum+ Vermiculita) grado silvícola de fibra larga libre de patógenos, con las siguientes características:

pH	3.8 – 4.4
Conductividad Eléctrica	0.09 – 0.15 mmhos/cm.
Materia Orgánica	95 – 99 %
Contenido de Cenizas	1 – 5 %
Porosidad Total	96- 97 %
Capacidad de retención De Humedad	1200 – 1500 % por peso

Antes de extraer las estacas se hará una desinfección de los fragmentos de planta madre con Benomil a razón de 1 gramo por litro para eliminar los contaminantes externos. Una vez desinfectado el material vegetal, se debe mantener en condiciones de asepsia.

La cosecha de estas estacas juveniles es una operación importante dentro del conjunto de técnicas a emplear en el proceso, de su óptima realización depende mucho la calidad y cantidad de las estacas que enraícen y puedan ser aprovechadas.

Los cortes de las estacas juveniles o brotes seleccionados son de 8 a 10 centímetros de largo y se deben de realizar en horas de menor calor y radiación lumínica, esto con el fin de evitar que las estacas se deshidraten por falta de humedad.

Las estacas juveniles son cortadas de aquellas plantas vigorosas, poco lignificadas, teniendo mucho cuidado, tratando de evitar tirones bruscos que puedan dañar las demás estacas. Los cortes deben ser limpios, realizados con tijera de podar bien afilada y desinfectada, esto para evitar desgarrar o tronchar el tallo.

Todas las estacas juveniles después de ser cortadas se colocan en sombra, remojadas en un recipiente con agua y Captan a razón de 2 gramos/Litro y Benomil a razón de 0.5 gramos/Litro, antes de ser transportadas al micropropagador.

Si el transporte de las estacas juveniles requiere demasiado tiempo y/o distancia, se debe de hacer un embalaje especial el cual consiste en envolver el material en periódico húmedo, y colocarlo en una bolsa de papel; luego esta, en una bolsa plástica, preferentemente transparente en grupos no más de 40 estacas, sujetos por una banda elástica.

Al terminar la colecta, se rociarán con agua, colocándole una etiqueta con la identificación que indica la fecha de colecta y número del Clon.

5.1.2.2 Sustancias promotoras del enraizamiento.

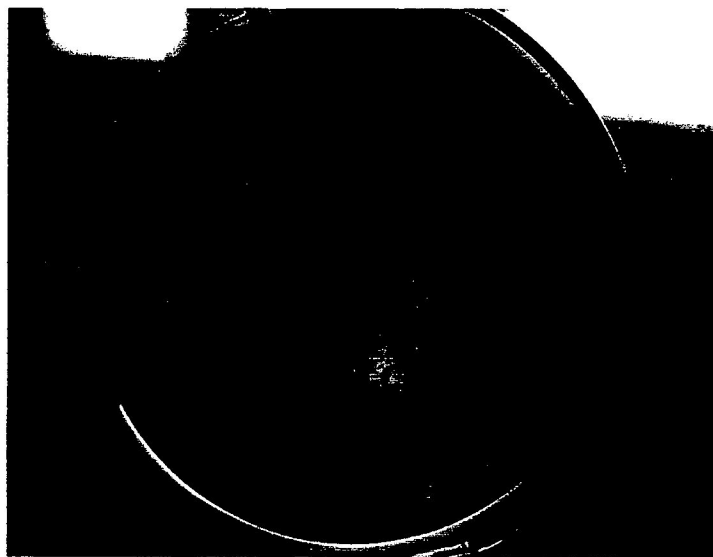
Existen diferentes tipos de reguladores de crecimiento, tales como Auxinas, Cytokininas, Gibberalinas, Etileno etc. Los cuales tienen una influencia en la iniciación de raíces bajo condiciones controladas de luz, temperatura y humedad. De estos reguladores de crecimiento se determinó que la auxina es la mejor sustancia promotora del enraizamiento.

5.1.2.3 Preparación de la auxina.

La hormona que más éxito ha representado en el proceso de enraizamiento de las coníferas especialmente en la propagación del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, es el ácido Indol-3-butírico (AIB). La concentración de ácido Indol-3-butírico (AIB) utilizada en el proceso de enraizamiento en las estacas juveniles es de 1000 partes por millón (ppm.).

El producto comercial utilizado es Rootex plus 30 a base de ácido Indol-3-butírico (AIB) al 0.30% de concentración. Este producto presenta la cualidad que es soluble en agua; pero cuando se encuentra en altas concentraciones es insoluble en ella, por lo cual debe ser diluido en alcohol al 50%; preferentemente utilizando metanol.

Para preparar 2 litros de solución madre de 1000 ppm. Se disuelven 667 gr. amos de producto comercial en un litro de agua (pH de 5.9 y conductividad eléctrica de 0.366 mmhos/cm.), se agita con el fin de eliminar grumos o agregados en la solución luego se diluye en agua hasta completar 2 litros, lo cual rinde para tratar aproximadamente 10,000 estacas juveniles (Figura 5).



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 5 Preparación del Ácido Indol-3-Butírico.

El agua es parte fundamental en el proceso debido a que los brotes presentan acículas, donde se encuentran los estomas y estos están activos y respiran, por lo que un ambiente saturado, con una alta humedad relativa (90 a 99 %) evita que los brotes se deshidraten y mueran mientras empiezan las primeras raíces a transportar minerales, compuestos orgánicos y sustancias elaboradas.

5.1.3.1 Micropropagador de sub - irrigación

El micropropagador de sub-irrigación se describe básicamente como un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable (Figura 7).

El micropropagador construido tiene una dimensión de dos metros de largo, un metro de alto y un metro de ancho, elevado del suelo cincuenta centímetros. Dicho micropropagador debe tener una o dos tapaderas a manera de cubierta plástica transparente o de color claro para evitar la pérdida de humedad interna y la deshidratación de las estacas enraizadas (Figura 8).

El sustrato conformado por Arena Blanca tendrá una altura de 25 centímetros, los cuales estarán formados por 10 centímetros de grava gruesa (6-10 cm. de diámetro), 10 centímetros con grava mediana (3-6cm) y los últimos 5 centímetros se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, peat moss, etc.).

El sustrato de enraizamiento en sus primeros 20 centímetros es llenado de agua, el micropropagador debe tener una manguera externa la cual servirá de drenaje, permitiendo que el sustrato de enraizamiento se mantenga húmedo por capilaridad, creando así un ambiente cerrado donde la humedad relativa es alta. El agua del micropropagador debe cambiarse al menos cada seis meses.

Para introducir el agua u observar el nivel, se utiliza un cilindro de PVC o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de madera que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo micropropagador (Figura 9).

Luego de la siembra, el micropropagador no debe permanecer más de 5 minutos abierto debido a que la humedad relativa baja drásticamente y las estacas pueden entrar en estrés hídrico.

La arena blanca se debe desinfectar aplicándole Banrot a razón de 1 gr. /Litro o agregándole agua hirviendo (100 ° C) dentro de un tonel y dejar reposar por no menos de una hora, para evitar que el sustrato sea foco de contaminación por hongos o bacterias.

El micropropagador debe estar cubierto por una tela de sombra (Zarán) para disminuir la intensidad de luz en un 40 %. Si se dejan las estacas juveniles expuestas al sol, éstas cierran los estomas, pierden la turgencia y se mueren por deshidratación.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 8 Micropropagador de estacas fabricado en P&C Maderas Internacionales S.A.

5.1.3.2 Siembra en el micropropagador

Cuando se tienen las estacas normalizadas a 6 centímetros y con auxina de enraizamiento estas deben de ser sembradas a no más de 2.5 centímetros de profundidad presionando en los lados levemente. (Figura 9)

Antes de la siembra de las estacas se realizara un ahoyado, esto para evitar alguna lesión en la base de las mismas, utilizando una regla de reglas tomando en cuenta el ancho y largo del micropropagador, tratando de maximizar el espacio y garantizar un área individual en cada estaca, cada estaca puede ser sembrada a 5 x 5 centímetros como recomendación para un espaciamiento adecuado en Pino Candelillo.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 9 Siembra de Estacas Juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore con auxina

Cuando la temperatura es alta acelera el proceso de respiración aumentando la demanda de agua, y cuando se tienen temperaturas bajas se reduce la actividad fotosintética y la respiración de las estacas juveniles, induciendo a que estas entren en una fase de dormancia.

El micropropagador debe tener una sombra proporcionada por un Zarán de calibre 40/60 (Sombra/Luz), para que la temperatura no sobrepase los 35 °C en el día, y descienda por debajo de los 22 °C por la noche, la temperatura no debe sobrepasar los 32 °C en el medio de cultivo (Arena Pómez), este control debe ser durante las primeras 9 semanas. (Figura 19A y Figura 20A)

B). Luz.

Las estacas juveniles de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, necesitan de un fotoperíodo de 12 horas de luz, pero esta luz debe ser regulada por una sombra 40/60. Si las estacas juveniles quedan a la luz directa estas se recalientan al igual que el aire del micropropagador, dando como resultado la deshidratación y la muerte.

Si la luz es muy tenue debido a la excesiva sombra, las estacas fisiológicamente no sintetizan almidones en la fotosíntesis, parte fundamental para producir raíces.

C). Humedad.

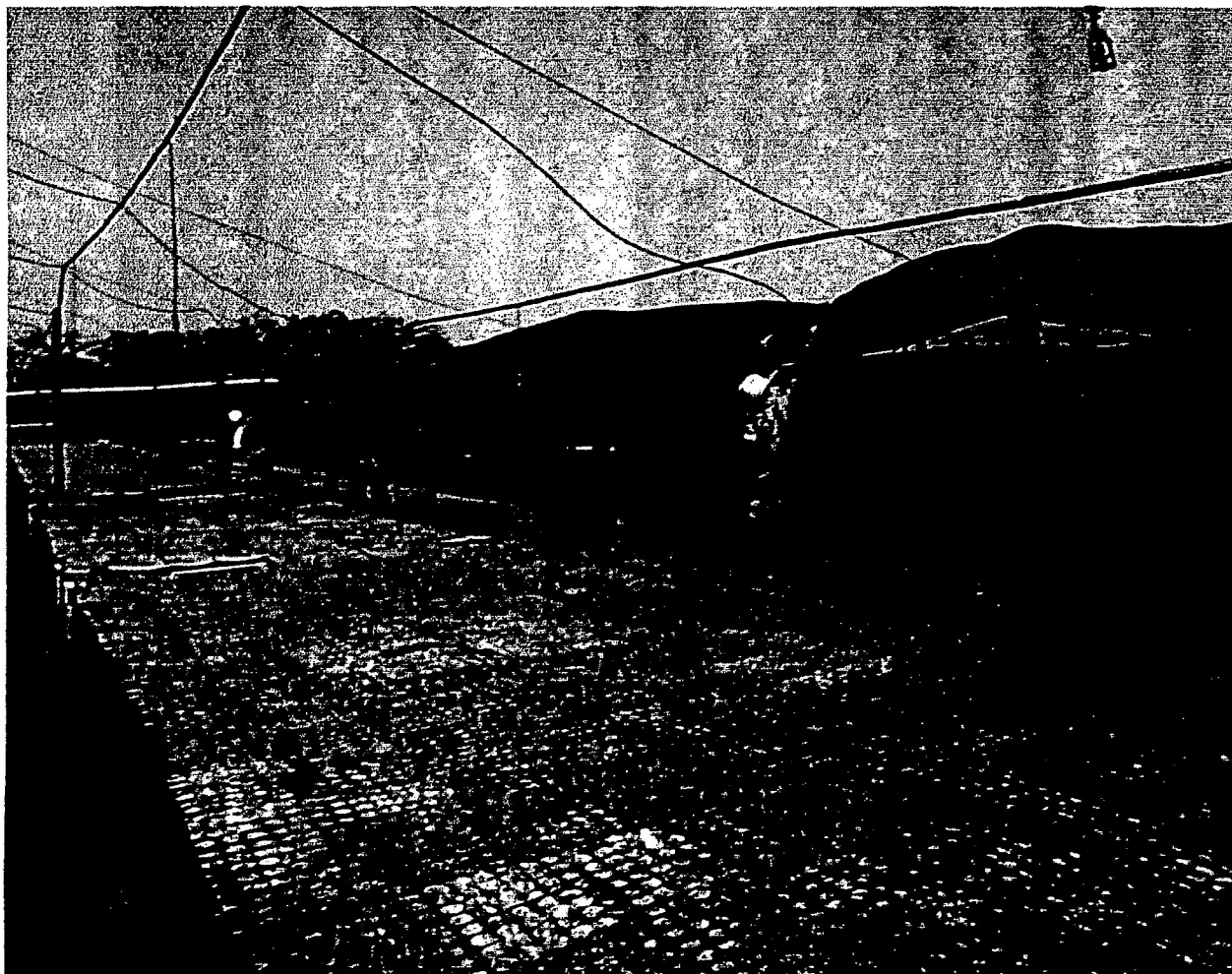
La humedad que se debe tener en el micropropagador no debe ser menor al 95 % para que las estacas no se deshidraten en el proceso. Cuando las raíces empiezan a desarrollarse, estas deben estar en un medio húmedo y bien aireado; pero no-inundado. (Figura 21A)

5.1.4 FASE DE TRANSPLANTE.

Las estacas enraizadas se deben de transplantar a un sustrato limpio, aunque no necesariamente estéril. En la iniciación de las raíces, se activan los puntos de crecimiento y se estimula la división celular, creando así nuevos brotes y la formación de acículas (Figura 10).

En el Transplante de las estacas es necesario que el medio de enraizamiento esté libre de organismos patógenos y que los brotes tengan las acículas bien desarrolladas, ya que deben realizar fotosíntesis para que la planta tenga una fuente de energía para enraizar y desarrollarse.

El medio del cultivo del micropropagador debe ser de origen volcánico, como lo es la arena blanca (Pómez) por su menor peso y porque no rompen las raíces al sacar las estacas en el momento del transplante al contenedor final; cosa que ocurre con frecuencia cuando se emplea solamente turba.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 11 Aclimatación de las estacas enraizadas y eliminación del umbráculo.

5.1.6 COMPILACIÓN DE EXPERIENCIAS EN PLANTACIONES ESTABLECIDAS.

Para determinar si las plantas provenientes de propagación asexual tienen un cambio en las características deseables como lo es rectitud, volumen y tipo de ramas, en el campo definitivo, se realizaron investigaciones bibliográficas sobre resultados de plantaciones establecidas de estacas enraizadas y se contacto investigadores de empresas de prestigio Internacional en reproducción asexual.

Dentro de los procesos culturales en la producción de plantas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, por medio de estacas enraizadas, existen prácticas culturales comunes como lo es el Agua de riego y Control del pH.

6.1.1 CONDICIONES DEL AGUA DE RIEGO.

El agua de riego utilizada debe ser analizada y con esto determinar los grados de tolerancia que permite el cultivo, los factores más importantes que se deben tomar en cuenta para el riego son: (Cuadro 2 y Figura 12).

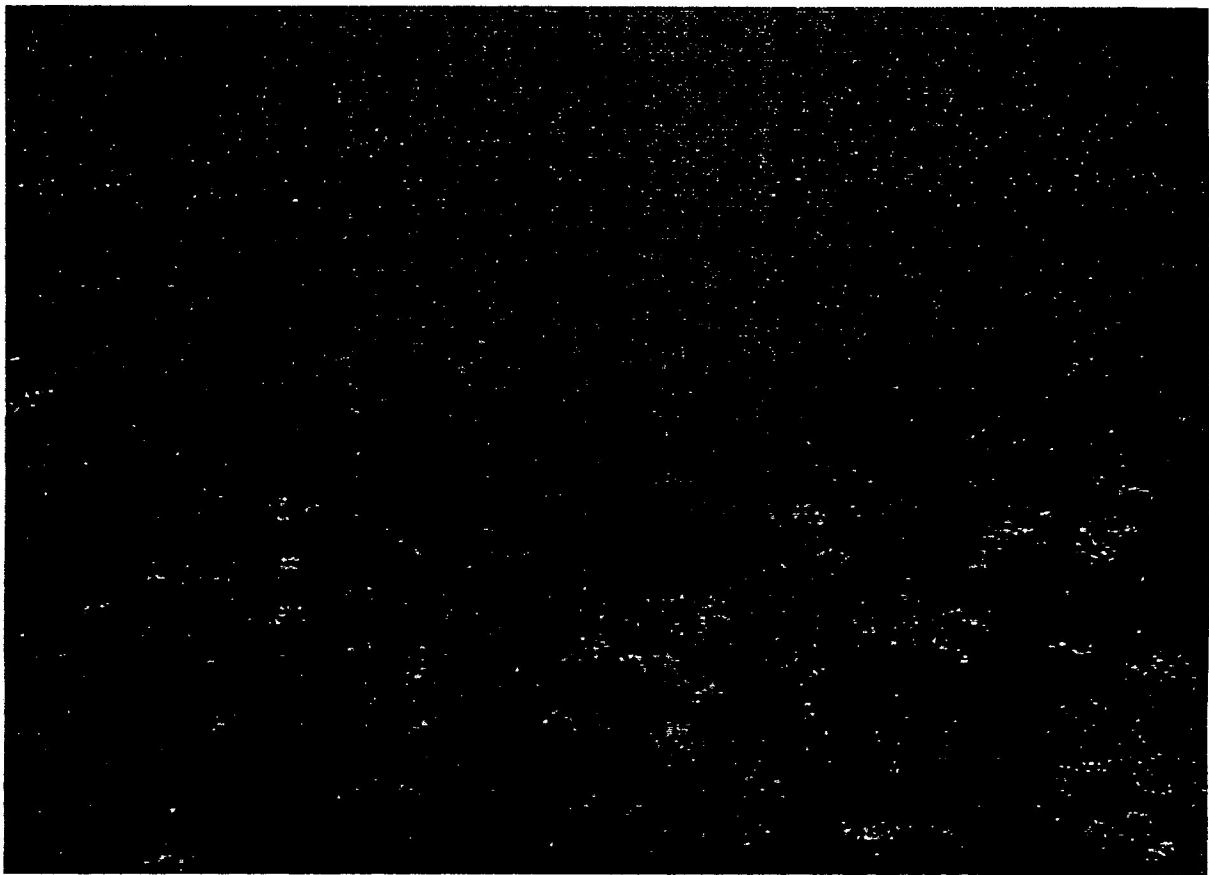
CUADRO 2 Calidad del Agua de irrigación y evaluación de las características químicas.

PROPIEDADES QUIMICAS	GRAVEDAD DEL PROBLEMA		
	BAJO	MODERADO	ELEVADO
ATASCAMIENTO			
Sólidos en Suspensión (ppm)	< 50	50-100	> 100
pH	< 7	7.0-8.0	> 8
Manganeso (ppm)	< 0.1	0.1-1.5	> 1.5
Hierro	< 0.2	0.2-1.5	> 1.5
Sulfuro de hidrógeno	< 0.2	0.2-2.0	> 2
Población bacteriana (Ct/MI)	< 10,000	10,000-50,000	> 50,000
Bicarbonatos	< 122	122-366	> 366
SENSIBILIDAD DEL CULTIVO			
Conductividad Eléctrica (mmho/cm)	< 0.75	0.75-3.0	> 3
NO ³ -N (ppm)	< 5	11,079.00	> 30
TOXICIDAD ESPECIFICA DE IÓN	<		>
Boro (ppm)	< 0.5	0.5-2.0	> 2.0-10.0
Cloruro (meq/l)	< 4	4-10	> 10
Cloruro (ppm)	< 142	142-355	> 355
Sodio (Evaluación en SAR)	< 3	3.0-9.0	> 9

Fuente: Water, Media and Nutrition for Greenhouse Crops (1996)

6.1.1.1 Concentración de sales.

Se ha determinado que el rango adecuado donde las estacas Juveniles enraízan con mayor facilidad es de 0.2 a 0.75 mmhos/cm., siendo el grado óptimo para Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, de 0.366 mmhos/cm. durante las primeras 9 semanas (Figura 23A)



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 12 Riego por microaspersión a las estacas enraizadas de *Pinus maximinoi* H.E. Moore

6.1.2 FERTILIZACION DE LAS ESTACAS ENRAIZADAS.

Con el objeto de incrementar la calidad (Diámetro, Altura, Color y Dureza) de las estacas juveniles enraizadas se aplican nutrientes mezclados con agua los cuales determinan el tamaño de la raíz, el tamaño de la planta, la acumulación de carbohidratos y la coloración.

La fertirrigación se realizo en manera fraccionada y balanceada, con pequeñas dosis (25 a 150 ppm) cada dos días. Tomando en cuenta las etapas de desarrollo de las estacas, este sistema mejora significativamente la eficiencia en absorción de los nutrientes.

Considerando que las raíces se desarrollan en forma lenta, y tomando en cuenta el balance de los nutrientes que cada una de las fases necesita, se determino lo siguiente:

6.1.2.3 Fertilización en la fase de enraizamiento de desarrollo.

En esta etapa las raíces se desarrollan y se hacen más fuertes. Las raíces están en la capacidad de alimentar y dar soporte a la nueva planta (Figura 14).

Este proceso ocurre entre el día 88 y el día 137. La aplicación del fertilizante se realiza cada 2 días aproximadamente, se aplican 23 fertilizaciones con una dosis de 1.3 gr. /Litro. El fertilizante para la etapa de enraizamiento debe tener una parte de Nitrógeno, tres de Fósforo y una de Potasio (13-40-13).



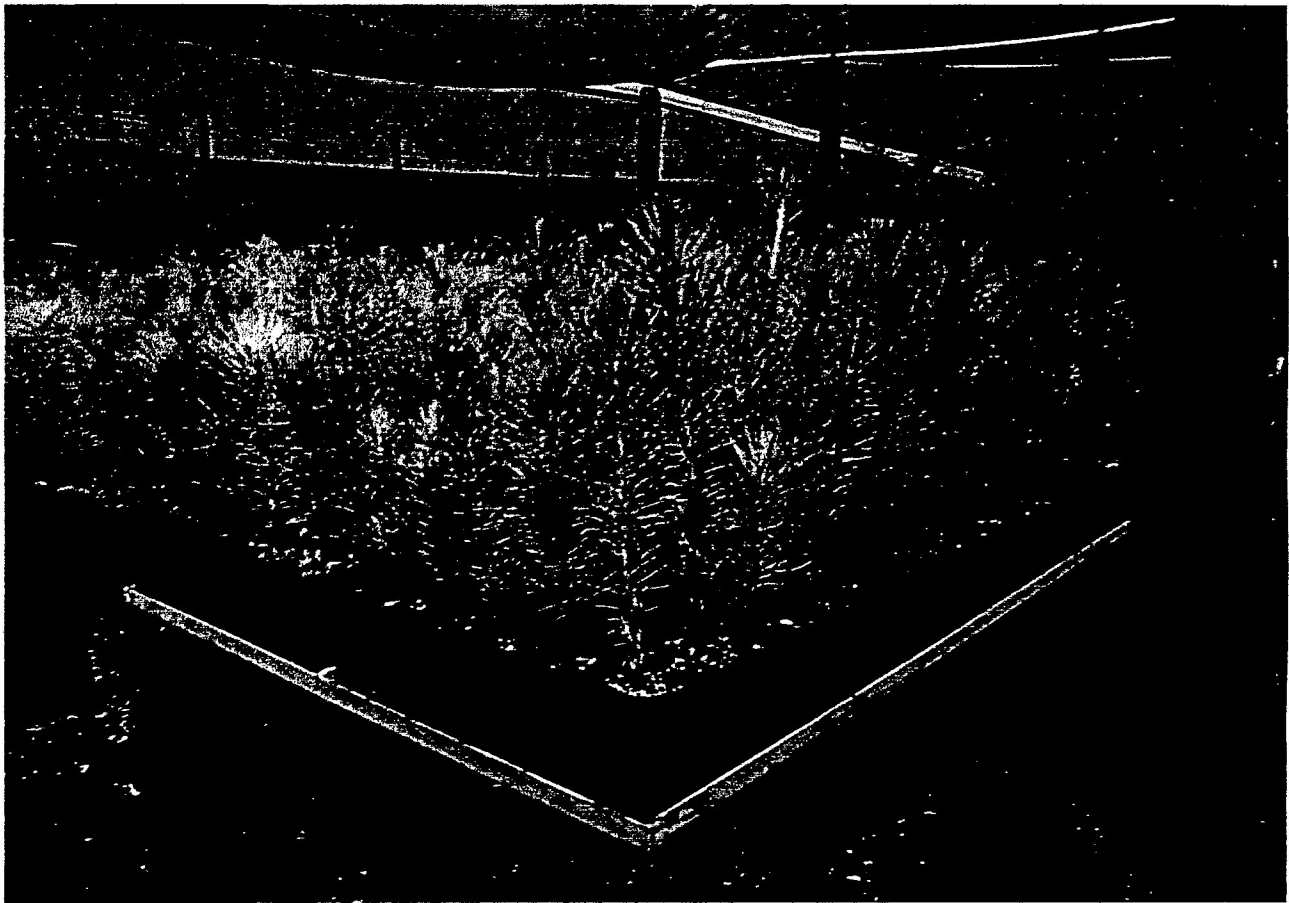
Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 14 Enraizamiento y desarrollo de las estacas enraizadas en contenedor V-150 cc.

6.1.2.4 Fertilización en la fase de crecimiento vegetativo acelerado.

La aplicación de fertilizante para crecimiento vegetativo se lleva a cabo entre el día 137 y el 179. En este proceso se requieren 25 aplicaciones a razón de 1 gr. /Litro. Este proceso hace que la planta llegue a una altura no mayor de 25 centímetros. (Figura 15)

Para la fase de Crecimiento Acelerado se considero tres partes de Nitrógeno, una de Fósforo y dos de Potasio.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

FIGURA 16 Crecimiento lento de lignificación, en las estacas enraizadas de *Pinus maximinoi* H.E. Moore.

6.1.3 CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES

La producción de árboles provenientes de estacas enraizadas ha enfrentado problemas fitosanitarios ocasionados por plagas y enfermedades, lo que repercute en el rendimiento.

El control fitosanitario se hace en base a las recomendaciones técnicas comerciales de los productos utilizados. Las aplicaciones de pesticidas y fungicidas al sustrato o a las acículas se hacen cuando aparecen los primeros focos de daño y se sigue aplicando cada 5 o 10 días según el grado de infestación (Figura 17).

En el proceso de enraizamiento y desarrollo del Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore se encontraron diferentes plagas y enfermedades las cuales se describen a continuación:

6.1.3.2 Enfermedades.

La enfermedad fungosa que se manifestó en el proceso de Enraizamiento fue el Mal del Talluelo "Damping off", la identificación de este hongo es difícil debido a que existen más de 30 especies de hongos, los géneros más conocidos son: *Fusarium spp*, *Phytophthora spp*, *Pythium spp* y *Rhizoctonia spp*

Las condiciones de alta humedad relativa y poca circulación de viento, generan pudriciones en la parte aérea de las estacas enraizadas, especialmente en las acículas, determinándose como la más común *Botrytis spp*.²

A). Controles culturales de las enfermedades.

Además de la aplicación de agentes químicos (Cuadro 4) se debe controlar el pH del agua, debido a que pH altos favorecen el desarrollo de hongos, se debe evitar la saturación de agua en los contenedores, evitar fertilizantes ureicos debido a que aumenta la población de patógenos, áreas limpias libres de vegetación y control de malas yerbas alrededor del vivero.

CUADRO 4 Productos químicos para el control de hongos en la estacas enraizadas.

Nombre Comercial	Ingrediente Activo	Propiedad	Dosis	Ataca a:	Intervalo Aplicación
Merpan 50 WP	Captan	Preventivo	2 gr./ Litro	<i>Alternaria</i> <i>Phytophthora spp</i>	14 días
Ridomil MZ 72 WP	Metalaxil-M Mancozeb	Curativo Preventivo	1 gr./ Litro	Oomicetos	14 días
Previcur 75 SL	Propamocarb	Curativo	1.5 ml./ Litro	<i>Pythium spp</i> <i>Phytophthora spp</i>	10 días
Cuprimicin 17 WP	Estreptomicina Oxitetraciclina	Preventivo	0.85 gr./ Litro	Bacterias <i>Botrytis spp</i>	5 días
Miragefe 75 WP	Prochloraz	Curativo	1 gr./ Litro	Ascomicetes Deutoromicetes Hongos Imperfectos	15 días
PCNB	Quintozeno	Curativo Preventivo	1 gr./ Litro	Amplio Espectro	1 Aplicación Sustrato

Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A. (2004).

² Laboratorio de fitopatología de AVENTIS.

Debido a que aumenta la aeración, el drenaje y esta libre de contaminante, este medio de cultivo debe cumplir con ciertas consideraciones:

- Debe estar libre de cualquier material extraño, sustancia tóxica, los cuales pueden afectar la generación de raíces en las estacas que están sometidas a la propagación.
- La arena debe ser bien fina en sus partículas, las cuales deben estar en el rango de los 2.0 mm y los 5.0 mm de diámetro. Esta arena debe ser pasada por una criba eliminando todo tipo de material extraño.
- El Potencial de Hidrogeno (pH) debe estar comprendido entre los valores de 5.9 y 7.4
- La Conductividad específica debe estar entre los 0.00001 mmhos/cm. y los 0.00002 mmhos/cm.
- La arena se debe esterilizar en una calderas a 100 ° C durante una hora y media, con la intención de eliminar patógenos y semillas de malezas, se debe almacenarla en recipientes sellados hasta su utilización.
- Debe estar libre de cualquier residuo de fertilizante o Acido.

6.1.4.2 Sustrato de desarrollo.

Hay diversos medios y mezclas para el desarrollo de las plantas pero para obtener buenos resultados se requieren las siguientes características:

- Debe retener la suficiente humedad para que no sea necesario regarlo con mucha frecuencia.
- Debe ser lo suficientemente poroso, de modo que se escurra el exceso de agua y permita una aireación adecuada.
- Debe estar libre de malezas, nemátodos y otros patógenos.
- No debe tener un nivel excesivo de salinidad.
- Debe poderse esterilizar con vapor o químicos sin que sufra efectos nocivos.
- Debe existir una adecuada provisión de nutrientes para todo el período, aunque suplementaciones con fertilizantes de lenta liberación son frecuentemente recomendado.

Analizando estos datos se determino utilizar como Medio de cultivo en el proceso de desarrollo al Peat Moss (Musgo turboso) mezclado con arena Blanca.

La proporción utilizada es una parte de arena y dos partes de Peat Moss, esta mezcla es para aumentar la capacidad de retener agua y sales.

6.2 EXPERIENCIAS SOBRE EL DESARROLLO EN CAMPO DEFINITIVO DEL PINO CANDELILLO *Pinus maximinoi* H. E. Moore PROPAGADO ASEXUALMENTE. (Información obtenida directamente de Investigadores)

En Guatemala no hay sistematización de experiencias en el campo definitivo por lo que se requirió información a investigadores de empresas de prestigio internacional, como lo es:

6.2.1 SMURFIT CARTÓN DE COLOMBIA.

Los resultados de Cartón de Smurfit de Colombia Sugeest es que el Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, tiene mejores enraizamientos que el *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry, (85 Vr. 66%, respectivamente).

Los estudios de prueba realizados en plantaciones de 8 años de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore por medio de estacas enraizadas en las regiones montañosas de Colombia dieron como resultado que el desarrollo de las estacas enraizadas difiere en poco del desarrollo de los árboles normales. La media en altura y diámetro para las estacas enraizadas de 8 años de edad eran 16.6 m y 20.8 centímetro, respectivamente.

CAMCORE

Conservation & testing of tropical & subtropical forest tree species by the CAMCORE Cooperative.

Dr. William S.Dvorak

Director, CAMCORE

Research Professor of Forestry

Grinnell Lab. Room 1110/ Faucette Drive Raleigh, NC 27695-7626 U.S.A. Phone 919-515-6426

Email: Dvorak@unity.ncsu.edu / <http://www2.ncsu.edu/camcore>

6.2.2 CENTRO AGRONOMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA.

La propagación asexual de *Pinus maximinoi* u otras especies es importante especialmente en dos situaciones:

- a) Cuando la especie produce poca semillas o es recalcitrante, ya sea para reproducción o conservación
- b) Para aumentar la ganancia genética (crecimiento y rendimiento) al establecer nuevas plantaciones.

Se puede desarrollar la técnica de propagación primero ya sea por

- a) Macro propagación de estacas como hace Cartón de Colombia y otras empresas o
- b) Por cultivo de tejidos a nivel de laboratorio.

Freddy Rodríguez

Ingeniero Forestal

Email: frdriguez@itcr.ac.cr

Instituto Tecnológico de Costa Rica.

ITCR, Sede Central (Cartago) TEL: 552-5333 TEL/fax: 551-5348

6.2.4 FOREST INVESTMENT ASSOCIATES.

Las estacas no cambian genéticamente al ser enraizadas, las estacas no "mejoran" por ser enraizadas, simplemente se buscan los mejores padres para sacarles semilla y producir muchas "copias" de los árboles que germinan de esta buena semilla.

La razón principal de hacer propagación vegetativa es multiplicar genotipos con características deseables (como rectitud, volumen, tipo de ramas, etc.). Para programas de propagación por estacas en pino, se debe empezar con buenos padres (porque los setos provienen de la semilla producida por los buenos padres). La calidad de la madera, la calidad de la fibra no cambian, debido a la forma como son propagados los arbolitos.

Sencillamente se hacen muchas copias de cada árbol (seto). En cuanto al desarrollo en el campo, siempre y cuando el sistema radicular (raíces) sea de buena calidad, el desarrollo de las estacas es igual, o más rápido, que el de plantas de semilla. Se anexa un informe de investigación en Colombia que detalla lo siguiente:

6.2.4.1 Propagación y comportamiento en el campo de estacas enraizadas de *Pinus oocarpa* Schiede; *Pinus maximinoi* H.E. Moore; y *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry.

En Junio de 1989 se estableció en la meseta de Popayán, Departamento del Cauca, un ensayo con estacas enraizadas de *Pinus oocarpa* Schiede, procedentes de rebrotes basales de tocones de árboles de 5 y 13 años y con estacas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore y *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry, derivados de setos de 2 años de edad. Se utilizó un diseño de parcelas divididas con tres replicaciones y seis ramitos por clon y replicación. A los 3 años de edad se midieron el diámetro (DAP) y la altura total de los clones y se contaron los nudos de los clones y se contaron los nudos y el número de ramas por nudo a lo largo de la altura (Cuadro 6).

Se registraron además la presencia de polen y conos y la frecuencia de rametos por clon con cola de zorro y con tallos quebrados por el viento. Debido a la falta de un testigo de plántulas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore a la utilización de testigos de *Pinus oocarpa* Schiede y *Pinus tecunumanii* (Schw.) Eguluz et Perry de diferentes procedencias a las de las estacas y a las diferentes fuentes de material utilizadas se hicieron análisis de varianza individuales por especie.

Jose L. Romero

Eastern Region Manager, Business Development

CellFor

75 Fifth Street, NW Suite 321 Atlanta, GA 30308

Email: jromero@cellfor.com / <http://www.cellfor.com>

Office: 404 526 6177

Fax: 404 526 6179

Cell: 404 668 8446

6.2.5 SERVICIOS FORESTALES S.A.

6.2.5.1 Informe de plantación en campo de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, propagado asexualmente.

La Finca Corral Viejo, se encuentra ubicada en el municipio de Guastatoya, departamento de El Progreso a una altura de 1,800 metros sobre el nivel del mar, con una pendiente promedio de 30 %, sus suelos son poco profundos de textura franco a franco arcilloso con pocos afloramientos de piedra. El área reforestada fue de 80 hectáreas con una densidad de siembra de 1,111 plantas por hectárea:

Dentro del lote se sembraron 800 árboles los cuales provenían de estacas enraizadas, y estas quedaron identificadas en campo; las plantas propagadas asexualmente fueron sometidas al mismo proceso de siembra y transporte, y no presentaron ningún inconveniente; y al momento de la siembra en campo no sufrió ningún impacto negativo, esto en comparación a las plantas que fueron propagadas por semilla.

Quedando pendiente de realizar pruebas del comportamiento y desarrollo en el campo de las estacas enraizadas versus planta proveniente de semilla.

Sergio Méndez

Email: serviforstqua@yahoo.com

Ingeniero Agrónomo

Gerente General

SERVIFORES

Escuintla, Guatemala.

TEL. 55 02 17 75

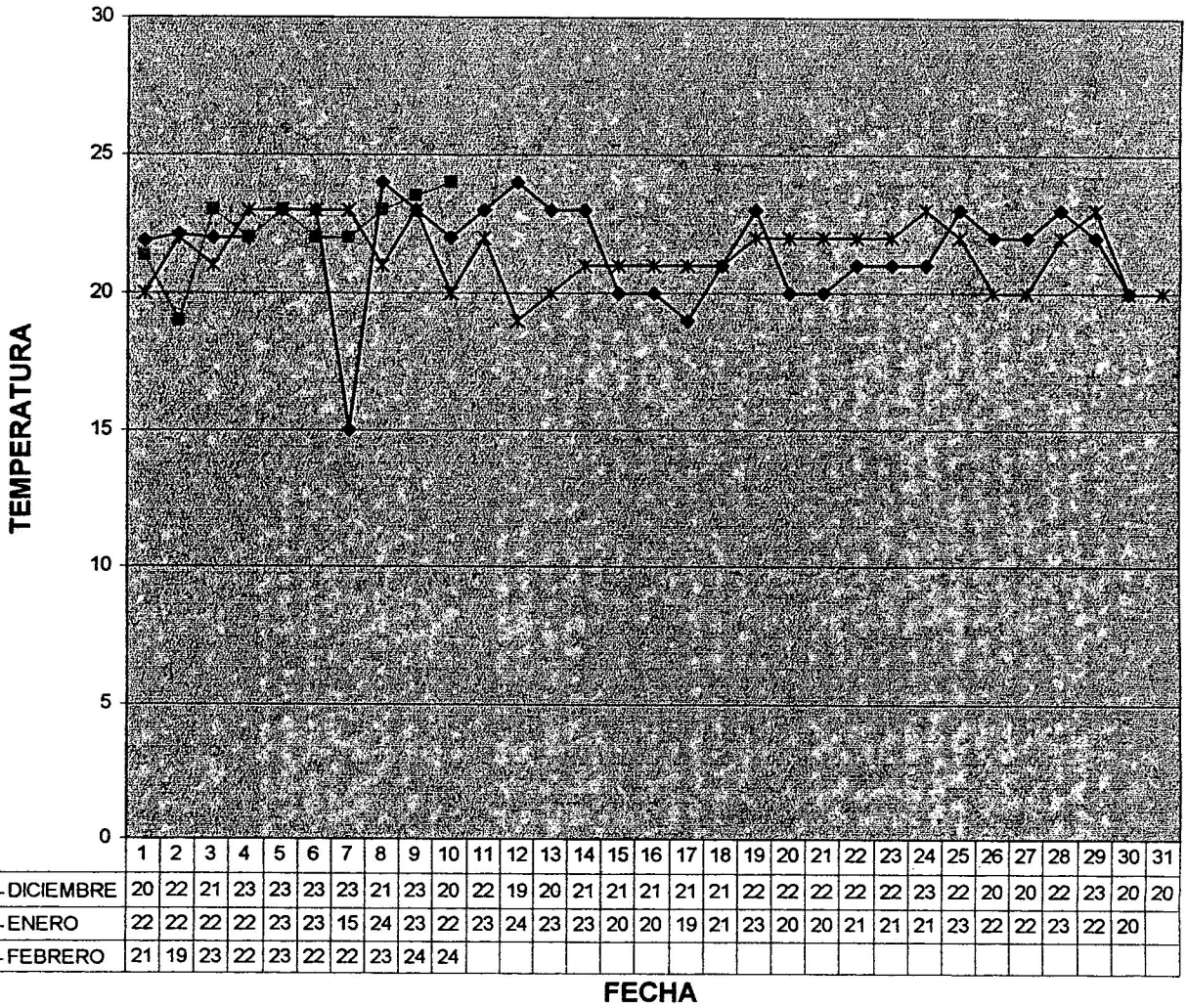
8. La humedad debe permanecer en un 95 % a 99 % en la etapa de enraizamiento dentro del micropropagador y se debe mantener hasta el trasplante; en la etapa de crecimiento acelerado se debe mantener en un 80 % y en la etapa de crecimiento lento debe oscilar en un 70 % - 80 %; y en la etapa de endurecimiento esta debe oscilar entre el 50 % y 60 %.
9. La temperatura es un factor que se debe controlar en el momento de estimulación de raíces, en el micropropagador la temperatura no debe sobrepasar los 35°C en el día, y no debe bajar por los 22°C en la noche; la temperatura en el medio de cultivo no debe sobrepasar los 32°C.
10. En el micropropagador se observó que las estacas enraizadas de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, producían mayor número de raíces cuando estas están cubiertas por una tela de sombra (Zarán) con una relación de 60/40; en porcentajes de enraizamientos superiores al 95%.
11. El tiempo de desarrollo de las estacas enraizadas, desde la fase de enraizamiento hasta la etapa de establecimiento en el campo definitivo es generalmente de 7 meses, versus 6 meses de una planta proveniente de semilla, donde ambas son sometidas a las mismas condiciones de desarrollo.
12. Las plantas provenientes de estacas juveniles enraizadas por medio de reproducción asexual de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, fueron sometidas al igual que las que las plantas que provienen de semilla, al mismo método de transporte, manejo en la plantación y métodos de siembra, no presentando así diferencia de respuesta y problemas de adaptación.
13. Los investigadores consultados concuerdan que el establecimiento de plantaciones clonales de los mejores árboles padres de Pino Candelillo *Pinus maximinoi* H.E. Moore, permitirá plantaciones más uniformes, donde se pueden eliminar ciertas características indeseables y así aumentar las ganancias genéticas con respecto a forma, volumen y características de maderas, comparadas con las plantaciones provenientes de semilla comercial.

9 BIBLIOGRAFIA

1. Arboló, R; Carcona, J; Balocchi, C. 1991. Programa de propagación clonal para *Eucalypts glóbulos* en Chile. El Bosque 12(8):3-9.
2. Bellandi, RF. 1987. El acodo aéreo como método de propagación vegetativa de *Pinus caribaeae* Var. *Hondurensis* en Venezuela. Venezuela Forestal 3(11):21-27.
3. Bracho, M; Liscano, R; Martínez, J. 2002. Evaluación del enraizamiento por medio de estacas y acodos para la producción de plantas de sémeruco (*Malpighia glabra*) por vía asexual (en línea). Chile. Consultado 17 sep. 2003. Disponible en [http:// www.monografias.com/trabajos11/semeruco/semeruco.shtml](http://www.monografias.com/trabajos11/semeruco/semeruco.shtml)
4. CAMCORE (Central América and Mexico Coniferous Resources Cooperative, US). 2000. Conservation & testing of tropical & subtropical forest tree species by the CAMCORE Cooperative. North Carolina, US. 234 p.
5. CAMCORE (Central America and Mexico Coniferous Resources Cooperative, US). 1998. 1998 CAMCORE annual report. North Carolina, US. 24 p.
6. CATIE, CR. 2000. Laboratorio para análisis de 2000 a 5000 muestras de semillas. 2 ed. Turrialba, CR, CATIE. 99 p. (Manual Técnico no. 37).
7. CATIE, CR. 2000. Manejo de semillas de 100 especies forestales de América Latina. Turrialba, CR, CATIE. 1 v. 204 p. (Manual Técnico no. 41).
8. CATIE, CR. 1995. Mejoramiento forestal y conservación de recursos genéticos forestales. Turrialba, CR, CATIE. tomo 1, 174 p. (Manual Técnico no. 14).
9. CATIE, CR. 1995. Mejoramiento forestal y conservación de recursos genéticos forestales. Turrialba, CR, CATIE. tomo 2, 156 p. (Manual Técnico no. 14).
10. Cook, SA. 1968. Reproduction, heredity and sexuality. Trad. C Villegas. 2 ed. México, AID. 121 p.
11. Flores Vindas, EM. 1989. La planta: estructura y función. Costa Rica, Instituto Tecnológico de Costa Rica. 501 p.
12. Gapare, WJ; Hodge, GR; Dvorak, WS. 2001. Genetic parameters and provenance variation of *Pinus maximinoi* in Brazil, Colombia and South Africa. Forest Genetics 8(28):159-170.

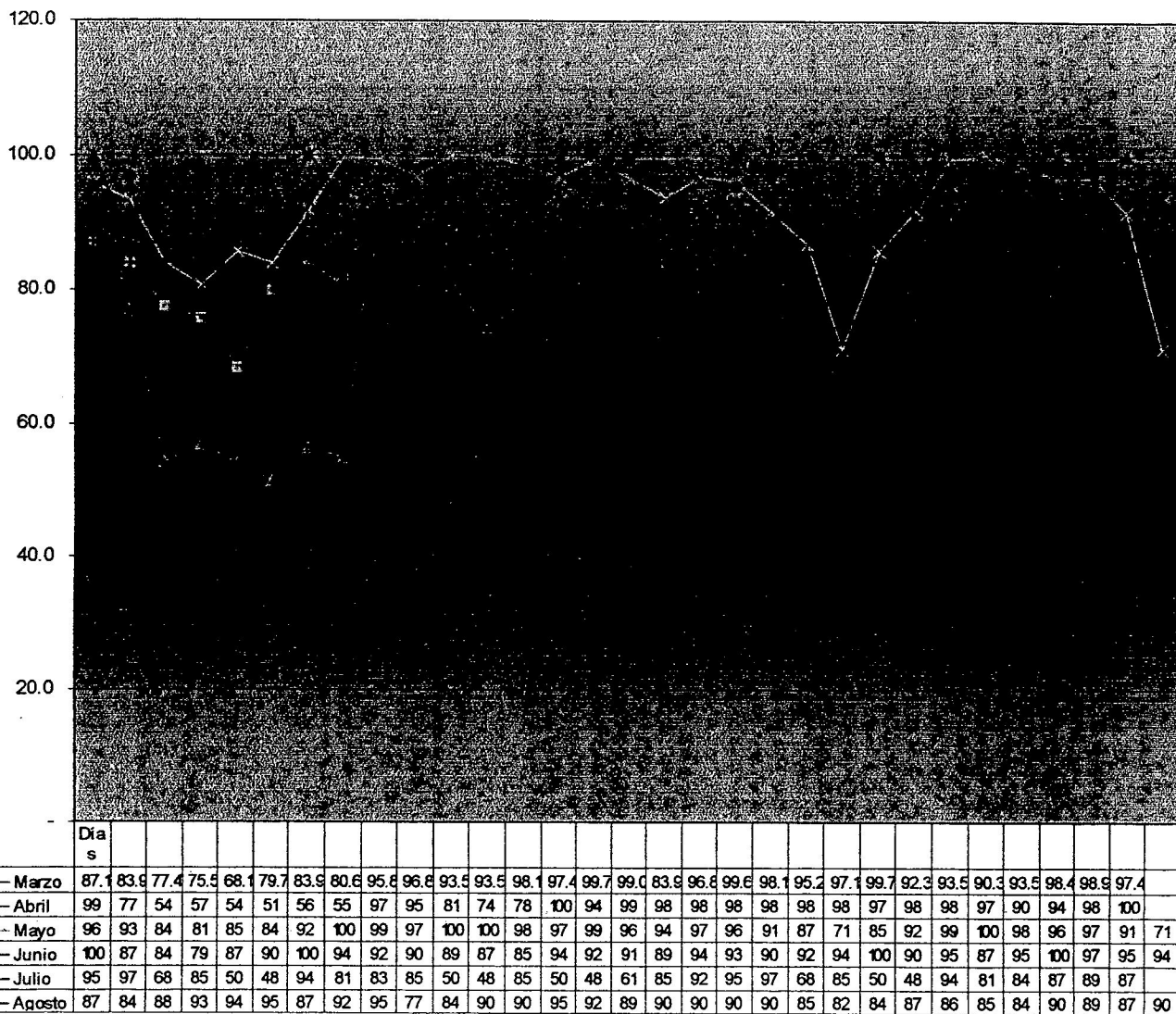
24. P&C Maderas Internacionales, GT. 2004. La raíz de su éxito (en línea). Guatemala. Consultado 22 jul. 2004. Disponible en [http:// www.pcmaderas.net](http://www.pcmaderas.net)
25. Pardos, JA. 1988. Mejora genética de especies arbóreas forestales. Madrid, España, FUCOVASA. 435 p.
26. Perry, JP Junior. 1990. The pines of Mexico and Central America. Oregon, US, Timber Press. 231 p.
27. Quintanilla, JR. 1997. Enraizamiento de estacas de *Eucalyptus camaldulensis*. Boletín Mejoramiento Genético y Semillas Forestales no. 16:15-19.
28. Rocha, P; Niella, FN. 2002. Efecto de tratamientos inductivos en el enraizamiento de estacas de *Pinus elliottii*, *Pinus caribaeae* y *Pinus taeda* (en línea). Argentina, Consultado 17 sep. 2003. Disponible en <http://www.factor.unam.edu.ar/silvman/estacarochoa.polf>
29. Sabja Giacaman, AM. 1998. Macro y micropropagación en especies forestales. In Ipinza, R; Gutiérrez, B; Emhart, V. 1998. Mejora genética forestal operativa. Valdivia, CI). Valdivia, CL. 422 p.
30. Santelices, R; Bobadilla, C; Jiménez, LE; Tapia, I. 1988. Arraigamiento de estacas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser (en línea). Talca, CL, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Consultado 2 ene. 2003. Disponible en <http://www.catie.ac.cr/biblioteca>
31. SIRE (Sistema de Información para la Reforestación, MX). 2002. *Pinus maximinoi* H.E. Moore (en Línea). México. Consultado 17 sep. 2003. Disponible en [http:// www.conafor.gob.mx/programasnacionalesforestales/pronare/fichas%20tecnicas/Pinus% 20maximinoi.pdf](http://www.conafor.gob.mx/programasnacionalesforestales/pronare/fichas%20tecnicas/Pinus%20maximinoi.pdf)
32. Taiariol, DR. 2002. Propagación vegetativa (en Línea). Chile. Consultado 17 sep. 2003. Disponible en <http://www.monografias.com/trabajos13/propaveq/propaveq.shtml>
33. Vargas Hernández, J. 1992. Aplicaciones del cultivo de tejidos en la propagación vegetativa de especies forestales. Ciencia Forestal 7(39):44-63.
34. Vickery, ML. 1997. Ecología de plantas tropicales. Trad. FJ Castro Rivera. México, Limusa. 232 p.
35. Willan, RL. 1988. Retorno económico del mejoramiento genético forestal en condiciones tropicales y subtropicales. In Mejoramiento Forestal y Conservación de Recursos Genéticos. Turrialba, Costa Rica, CATIE. tomo 2, p. 109-127. (Manual Técnico no. 14).
36. Wilson, CL; Loomis, WE. 1968. Botánica. Trad. IL De Coll. 4 ed. México, Hispanoamérica. 682 p.

10 APENDICES



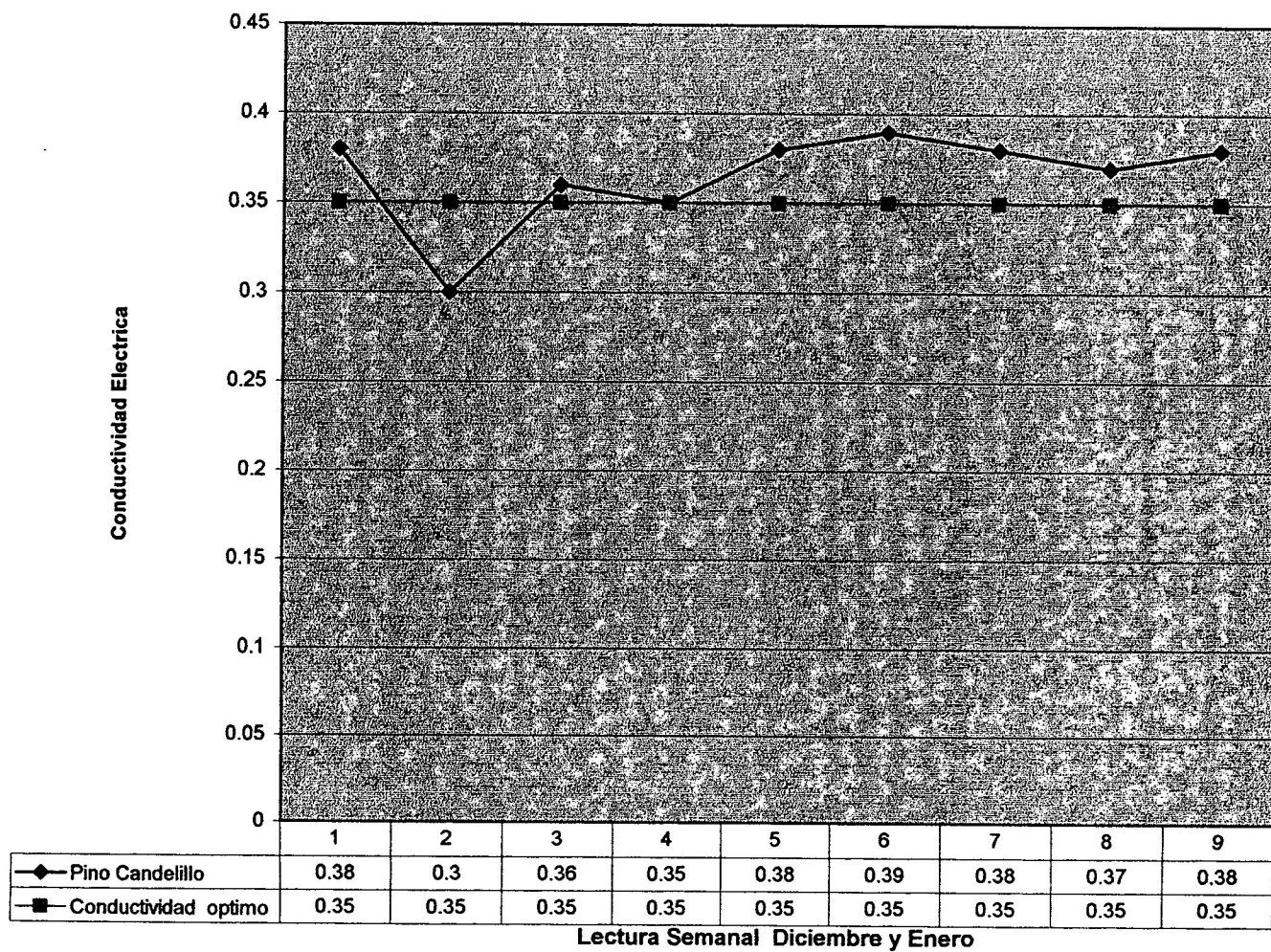
Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A.

FIGURA 20A Temperatura Mínima del micropropagador de reproducción asexual.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A.

FIGURA 22A Porcentaje de humedad en la etapa de desarrollo de las plantas.



Fuente: P&C Maderas Internacionales S.A.

FIGURA 23A Conductividad eléctrica en la etapa de enraizamiento.

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central