

U N I V E R S I D A D D E C O N C E P C I O N

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES

DEPARTAMENTO DE SILVICULTURA



PROPAGACION VEGETATIVA DE LENGUA

(*Nothofagus pumilio* (Poepp et Endl.) Krasser)

MEDIANTE EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS



POR

CRISTIAN MAURICIO PUGA PARRAGUEZ

MEMORIA PARA OPTAR

AL TITULO DE

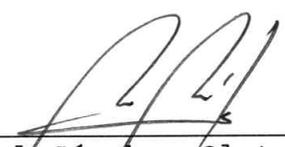
INGENIERO FORESTAL.

CONCEPCION - CHILE

2001

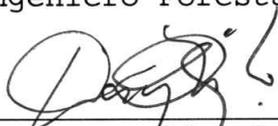
PROPAGACION VEGETATIVA DE LENGA (*Nothofagus pumilio* (Poepp
et Endl.) Krasser) MEDIANTE EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS

Profesor Asesor



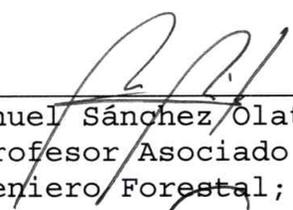
Manuel Sánchez Olate
Profesor Asociado
Ingeniero Forestal; Dr.

Profesor Asesor



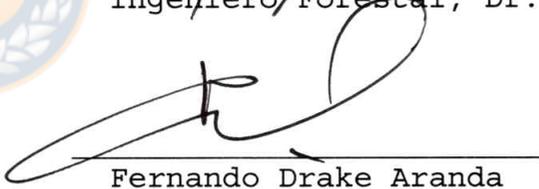
Darcy Ríos Leal
Profesor Asociado
Prof. Biol. Qmca. MSc.; Dra.

Director
Departamento Silvicultura

Manuel Sánchez Olate
Profesor Asociado
Ingeniero Forestal; Dr.

Decano
Facultad de Ciencias
Forestales



Fernando Drake Aranda
Profesor Asociado
Ingeniero Forestal

Calificación de la memoria de título

Manuel Sánchez Olate : 90 puntos (Noventa)
Darcy Ríos Leal : 90 puntos (Noventa)

Dedicatorias



A mis Padres.

Agradecimientos

1. A Don Manuel Sánchez, todo mi agradecimiento y gratitud por su colaboración y ayuda en la realización de esta memoria. Gracias por sus consejos y gran calidad humana prestada en todo momento como docente, y especialmente, como amigo.
2. A la Sra. Darcy Ríos, por su colaboración y ayuda profesional entregada durante la ejecución de esta memoria. Al igual, muy sinceramente agradezco su presencia y consejos durante este período.
3. A Don René Escobar, su colaboración, interés y consejos profesionales prestados en la realización de mi estudio.
4. A mis padres, por la entrega de valores humanos y apoyo incondicional durante lo que va de mi vida.
5. A Marcela, por tu compañerismo y dedicación prestada en la finalización de mi estudio.
6. A todos aquellos que de una u otra forma han contribuido a que esta memoria llegue a su fin.

INDICE DE MATERIAS

CAPITULOS	PAGINA	
I	INTRODUCCION.....	9
1	Aspectos generales de la reproducción.....	11
1.1	Reproducción asexual.....	11
2	Factores de importancia en el enraizamiento de estacas.....	12
2.1	Condición fisiológica y edad de la planta madre.....	12
2.2	Epoca de recolección.....	13
2.3	Sustancias reguladoras del crecimiento	14
2.4	Condiciones ambientales durante el enraizamiento.....	15
2.5	Medio de enraizamiento.....	16
2.6	Aplicación de sustancias reguladoras del crecimiento.....	17
3	Usos de la propagación vegetativa.....	18
II	METODOLOGIA.....	20
2.1	Invernadero y manejo de las condiciones ambientales.....	20
2.2	Elección del material a propagar.....	21
2.3	Confección de las estaquillas.....	21
2.4	Aplicación hormonal y sustratos.....	22
2.5	Diseño experimental.....	22
2.6	VARIABLES medidas.....	23
III	RESULTADO Y DISCUSION.....	24
3.1	Temperatura de sustrato y ambiental.....	24
3.2	Análisis estadístico.....	25
3.2.1	Comparación por sustrato.....	25
3.2.2	Comparación por orden de estacas.....	27
3.2.3	Comparación por concentración hormonal	28
3.3	Formación de raíces adventicias.....	29
IV	CONCLUSIONES.....	30
V	RESUMEN.....	31
	SUMMARY.....	32

CAPITULOS	PAGINA
VI BIBLIOGRAFIA.....	33
VII APENDICE (S).....	36



INDICE DE TABLAS

TABLA N°	PAGINA
<u>En el Apéndice 1</u>	
1 Registro de temperatura en sustratos y ambiente, medidos en °C, durante el mes de Septiembre.....	38
2 Registro de temperatura en sustratos y ambiente, medidos en °C, durante el mes Octubre.....	39
3 Registro de temperatura en sustratos y ambiente, medidos en °C, durante el mes de Noviembre.....	40
4 Promedios y desviación estándar de temperaturas ambientales y de sustratos, registradas durante el enraizamiento de estacas.....	41
<u>En el Apéndice 2</u>	
1 Número de estacas enraizadas por concentración hormonal, sustrato y orden de estaca.....	42
2 Porcentaje de estacas enraizadas por concentración hormonal, sustrato y orden de estaca.....	42
<u>En el Apéndice 3</u>	
1 Intervalos de confianza por sustrato.....	43
2 Intervalos de confianza por orden de estaca....	43
2.1 Intervalos de confianza entre estacas de 1 ^{er} y 2 ^{do} orden, por sustratos.....	43
2.2 Intervalos de confianza entre estacas de 1 ^{er} orden, entre sustratos.....	43
2.3 Intervalos de confianza entre estacas de 2 ^{do} orden, entre sustratos.....	44
3 Intervalos de confianza entre concentraciones hormonales por sustratos.....	44
3.1 Intervalos de confianza entre concentraciones hormonales, sustratos y orden de estaca.....	45

INDICE DE FIGURAS

FIGURA N°	PAGINA
<u>En el texto</u>	
1 Cama caliente utilizada para el enraizamiento de estacas de Lengua.....	21
2 Temperaturas diarias promedios, por sustrato y ambiente, durante la ejecución del proyecto.....	24
3 Estacas enraizadas en vermiculita más perlita. De izquierda a derecha, se muestran los mejores exponentes por concentración hormonal, 0,1; 0,3; 0,5; 1,0 % de AIB.....	26
4 Número de estacas de Lengua enraizadas por sustrato. Sustrato 1, vermiculita más perlita, sustrato 2, arena y turba, sustrato 3, arena con compost de pino.....	26
5 Número de estacas enraizadas, por sustrato y orden de estacas.....	27
6 Número de estacas enraizadas según concentración de AIB. C1) 1.000 ppm C2) 3.000-5.000 ppm C3) 10.000 ppm de AIB.....	28
7 Corte transversal de tallo de estacas de lenga, tratadas en concentraciones hormonales de 1.000 y 3.000 ppm de AIB.....	29

I INTRODUCCION

El género *Nothofagus* constituye un elemento estructural muy importante de los bosques del sur de Chile; algunas de sus especies, conforman valiosos tipos forestales de los bosques nativos en varias regiones del país (Donoso, 1981).

Los *Nothofagus*, pertenecientes a la familia de las Fagáceas, poseen aproximadamente cuarenta especies que se encuentran distribuidas en Sudamérica, Nueva Zelanda y Australia; son plantas leñosas, microrrízicas que no resisten al fuego, con baja capacidad de dispersión y corta viabilidad de sus semillas (Rodríguez et al., 1983).

La distribución de este género se restringe al hemisferio sur; y en Chile, su hábitat se relaciona a eventos del pasado, con gradientes climáticos marcados por bajas temperaturas, y perturbaciones naturales de importancia (Polyméris, 1993).

La Lengua, perteneciente al género de los *Nothofagus*, es un árbol endémico de los bosques subantárticos, que crece en la Cordillera de Los Andes desde la Provincia de Talca (VIII Región), hasta cerca del archipiélago de Cabo de Hornos (XII Región). Por la costa, se encuentra en las partes más altas de Nahuelbuta y Cordillera Pelada, en Valdivia. A su vez, al norte de la provincia de Llanquihue, se asocia al límite altitudinal de la vegetación arbórea, y al sur de ésta, crece en las partes bajas, incluso al nivel del mar (Rodríguez et al., 1983).

La utilización comercial de la Lengua, se restringe a las regiones de Aysén y Magallanes, con una superficie de 1.619.000 ha de suelos forestales correspondientes al tipo (CONAF, 1978). Aprovechar adecuadamente este potencial, es un problema de manejo. Schmidt (1981), estima que de los bosques nativos chilenos, el de Lengua, es el que ofrece las mejores condiciones de conservación, y las perspectivas más favorables para ser transformado en un bosque manejado de producción.

Es por estos motivos, que en los últimos años ha aumentado el interés por estudiar las especies del bosque nativo, su distribución, hábitat, y crecimiento, dando una mayor posibilidad a la integración de mecanismos de regeneración y/o reproducción. Sin embargo, la reproducción vegetativa presentada como una alternativa para reproducir y preservar genotipos selectos, es escasa en los *Nothofagus*, y particularmente en la Lengua (*Nothofagus pumilio* (Poepp et Endl.) Krasser), por lo que la búsqueda de una metodología tendiente a una reproducción a gran escala, es una alternativa viable para el desarrollo futuro de la especie.

El objetivo del presente estudio, es determinar la posibilidad de propagar vegetativamente la Lengua, utilizando estacas de dos órdenes en tres diferentes sustratos, con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico (AIB). A su vez, se observan las características histológicas de las estacas puestas en invernadero, su importancia y relación con la formación del callo y raíces adventicias.

1. Aspectos generales de la reproducción.

Se reconocen dos formas de reproducción en las plantas: Sexual y Asexual. La propagación sexual es la propagación por semilla, que implica la creación de nuevos genotipos. La propagación asexual, es el procedimiento por el cual el vegetal se multiplica sin que se vea involucrado el proceso de fecundación. Los individuos propagados asexualmente de la misma planta madre, constituyen por definición un clon, siendo los miembros de éste, genéticamente idénticos, pues los tejidos que los forman se han originado exclusivamente por división mitótica de las células (Sabja, 1980).

Wright, 1964, citado por Sabja (1980), indica que existen especies en las cuales su reproducción sexual resulta difícil. En estos casos, la reproducción vegetativa es el método más rápido y eficiente, obteniéndose individuos precoces que presentan las características morfológicas deseadas.

1.1 Reproducción asexual.

La propagación asexual es aquella que emplea partes vegetativas de la planta madre, obteniendo una nueva planta. Este fenómeno, se basa en la totipotencia celular, definido como la capacidad de construir un organismo completo a partir de unas pocas o incluso una célula. Este tipo de propagación es una de las herramientas básicas en los programas de mejoramiento genético, el cual involucra divisiones mitóticas de las células, evitando la recombinación genética. De esta forma, se logra el máximo beneficio genético de los árboles seleccionados (Hartmann y Kester, 1987; Zobel y Talbert, 1990; Ipinza y Gutiérrez, 1992; Peña, 1995).

Dentro de los métodos de propagación vegetativa, el enraizamiento de estacas es el más utilizado por su bajo costo y operatividad. Sin embargo, no existen recomendaciones fijas sobre cual es la mejor técnica para el enraizamiento de estacas, puesto que dependen de numerosos factores internos de las plantas, el medio ambiente, y la interacción entre ambos (Sabja, 1980; MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1987; Gutiérrez et al., 1994; Hartney, 1980, citado por Peña, 1995).

2. Factores de mayor importancia en el enraizamiento de estacas. Numerosos autores afirman que el enraizamiento exitoso de estacas, esta regulado por los siguientes factores.

2.1 Condición fisiológica y edad de la planta madre: A pesar de las múltiples ventajas que posee la propagación vegetativa, uno de sus principales inconvenientes lo constituye la dificultad para propagar árboles fisiológicamente maduros. Por esta razón, se pueden encontrar grandes diferencias según la procedencia de las estacas, siendo el porcentaje de enraizamiento significativamente distinto, dependiendo del árbol madre (Hartmann y Kester, 1987; Rojas et al., 1987).

Francllet (1983), citado por Gutiérrez et al. (1994), resume los distintos problemas ocasionados al propagar vegetativamente árboles maduros, siendo la heterogeneidad del material propagado y el vigor vegetativo, las características más cuestionadas en la transmisión genética.

El estado juvenil de la planta, esta asociado a una alta concentración de C/N, y carbohidratos, los que posibilitarían al material extraído de la planta madre, una formación rizogénica vigorosa, en número y calidad de raíces (MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1987; Kramer y Kozlowski, 1979, citados por Mera, 1990).

El estado fisiológico y edad de la planta madre, ocasiona cambios en la morfología y fisiología de las estacas (ciclófisis y topófisis). Estos problemas tendrán solución en la medida que se utilice material juvenil, o que proceda del rejuvenecimiento de la planta madre, antes de su reproducción sexual. La aplicación de injertos en forma sucesiva (cascada), logra en *Eucalyptus camaldulensis*, recuperar las características en clones de más de 80 años, y ser propagados posteriormente por estacas (Zobel y Talbert, 1984; Franclet 1983, citado por Gutiérrez et al., 1994).

2.2 Epoca de recolección: La estación del año en la que se recolectan las estacas, puede tener gran influencia en la posterior respuesta rizogénica, ya que está asociada a balances internos del árbol, y a la relación de cofactores e inhibidores al momento de ser recolectadas (Blake, 1983, citado por Peña, 1995). Hartmann y Kester (1987), señalan que el efecto del período de colecta, no es más que la respuesta fisiológica de las estacas a las diferentes épocas del año, el cual posee un efecto directo en el contenido de carbohidratos y sustancias reguladoras del crecimiento.

Estudios realizados en *Eucaliptus camandulensis*, Gutiérrez et al.(1994), indican que aplicaciones artificiales de hormonas y carbohidratos no son capaces de reemplazar la presencia de hojas en estacas puestas a enraizar. A su vez, una remoción del 100% de éstas, impide su enraizamiento, y un corte parcial, del 50% al 75% del total de hojas, lo estimula.

2.3 Sustancias reguladoras del crecimiento: Según Weaber (1976), las auxinas son compuestos orgánicos diferentes a los nutrientes, que regulan el crecimiento de las plantas, y en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben y modifican el proceso fisiológico normal, pudiendo incluir a las hormonas, como a compuestos sintéticos aplicados en forma exógena.

El fenómeno de la rizogénesis, es el resultado de la estimulación auxínica y de otros factores que migran a la zona radicular. Normalmente se señala a las auxinas como el factor más importante en la formación de raíces adventicias (Bidwell, 1990; Puri y Khara, 1992, citados por Muñoz, 1993).

Dentro de las hipótesis mas acertadas en el mecanismo de regulación de las fitohormonas, esta la acción de receptores específicos capaces de reconocer a la hormona, y la sensibilidad de los tejidos para responder a sus efectos (Bidwell, 1990; Pardos, 1985, citado por Muñoz, 1993).

Estudios referentes a los procesos de formación de raíces adventicias dan una mayor importancia a la dinámica de los reguladores, que a su cantidad en los tejidos vegetales. Su

acción se genera mediante cofactores (ácidos fenólicos, flavoides y terpenos), los que actuarían desbloqueando genes reprimidos y sintetizando enzimas nuevas. Junto a esto, enzimas peroxidadasas básicas, actuarían aumentando los niveles de las auxinas, influyendo en la formación del callo radicular e iniciación de primordios (Celestino, 1985, citado por Muñoz, 1993).

Aún existe controversia con respecto al efecto de las hormonas y reguladores del crecimiento, reconociéndose este, como un fenómeno complejo, en el cual balances hormonales regularían procesos fisiológicos en las plantas. Weaber (1976), afirma que las plantas son productoras de hormonas, pudiendo distinguir cuatro tipos, auxinas, giberelinas, citoquininas e inhibidores. Dentro de estas, se destacan las auxinas, ya que desempeñan una función importante en la división celular, expansión de las células del tallo, y floración de las plantas. El ácido indolbutírico (AIB), ácido naftalenacético (ANA), son las sustancias más efectivas para estimular la producción de raíces adventicias, siendo el primero de ellos, de uso general, debido a su nula toxicidad en una amplia gama de concentraciones.

2.4 Condiciones ambientales durante el enraizamiento:

Humedad, luz, temperatura, son condiciones ambientales a considerar en los procesos morfogénicos involucrados en la propagación vegetativa (Silva, 1968; Hartmann y Kester, 1987; Sabja, 1980; Ipinza y Gutiérrez, 1992) Hartmann y Kester (1987), consideran que la pérdida de agua a través de las estacas durante el proceso de enraizamiento, puede llegar a un nivel tal, que ocasione la muerte antes de

efectuarse la rizogénesis. Grage y Loach (1983), citados por Mera (1990), corroboran lo anterior, indicando que para un enraizamiento exitoso es necesaria la mantención de altos potenciales de agua foliar y de un balance hídrico positivo en las estacas. En general se recomienda mantener una humedad ambiental cercana a la saturación, es decir, entre un 80 y 90 % de humedad relativa (Wright, 1964, citado por Mera, 1990).

La intensidad y duración de la luz, fuente de energía para la fotosíntesis de las plantas, permite la formación de carbohidratos, los cuales serán translocados hacia las zonas de requerimiento energético vía haces vasculares (Hartmann y Kester, 1987; Bidwell, 1990).

La temperatura óptima durante el enraizamiento para la mayoría de las especies leñosas varía entre 21 y 27°C durante el día, y 15°C, durante la noche. Sin embargo, estas temperaturas pueden estimular el desarrollo de yemas, antes de que se produzca la rizogénesis, desbalanceando nutricionalmente las estacas. Al generar diferencias de temperatura del orden de 4 a 5°C, entre el sustrato y el ambiente, se estimulará una pronta formación de raíces adventicias, anticipando la formación de yemas (MacDonald, 1986; Hartmann Y Kester, 1987; Chandra y Yadava, 1986, citados por Peña, 1995).

2.5 Medio de enraizamiento: El oxígeno y la cantidad de agua disponible en la base de las estacas, influyen fuertemente en el porcentaje de raíces adventicias formadas. Es por estos motivos, que el material que se utilice como sustrato será importante en la respuesta

rizogénica obtenida (MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1987, Nienstaedt et al., 1958, citados por Mera, 1990).

Existe una gran variedad de sustratos, siendo los más comunes, la arena, musgo turboso, vermiculita, perlita, compost de corteza, entre otros. Estos podrán utilizarse por separado o en mezclas de dos o más partes de ellos (MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1987).

Silva (1968) y Santelices (1991), utilizan como sustrato compost de pino radiata para reproducir vegetativamente especies del genero *Nothofagus*. Sin embargo, no existe sustrato o mezcla de ellos que proporcione los mejores resultados con todas las especies (Nienstaedt et al., 1958, citado por Mera, 1990).

2.6 Aplicación de sustancias reguladoras del crecimiento.

Existen dos métodos de aplicación de auxinas; una preparación en polvo, y otra en forma líquida. La primera de ellas ofrece ventajas en su manipulación y en el amplio rango de plantas que pueden ser utilizadas. Sin embargo, puede presentar resultados heterogéneos, debido a la cantidad variable de material adherido en la base de las estacas. Cabello (1990), utiliza Rootone F (mezcla comercial de auxina en polvo y fungicida), para el enraizamiento de estacas de alerce y mañío macho, obteniendo resultados significativamente mejores en el porcentaje de estacas vivas y enraizadas, al ser comparadas con estacas sin aplicación hormonal.

La aplicación hormonal líquida, se realiza mediante una inmersión rápida (15 a 30 segundos), o bien, lenta (24 a 36

horas), dependiendo de la concentración del producto a aplicar y la especie a tratar. (MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1987).

3. Usos de la propagación vegetativa.

La propagación vegetativa ha sido utilizada exitosamente durante varios siglos por los horticultores. Estos métodos, y nuevas tecnologías abren grandes perspectivas en los programas de mejoramiento genético y busca de genotipos selectos para su reproducción a gran escala.

Objetivos básicamente importantes en la producción de madera y confección de papel, pueden ser alcanzados mediante mejoramiento genético. Parámetros como la densidad de la madera y el peso seco, fundamentales en la industria forestal, son características heredables en bajo porcentaje, y la correlación entre ambas, aunque positiva, suele ser baja para las especies de importancia maderera. De acuerdo a lo anterior, Gutiérrez y Chung (1994), sugieren a la propagación vegetativa como la única opción que permite homogeneizar la calidad de la madera de los árboles en una plantación.

La principal ventaja de la propagación vegetativa, es la transferencia de todas las características del árbol padre, es decir, captura y traspasa al nuevo individuo todo el potencial genético, con lo cual, características no heredables por vía sexual, llegan a ser representadas en el clon (Zobel y Talbert, 1984).

Sin embargo, a pesar de sus muchas ventajas, la reproducción asexual, utilizada como método de propagación

masiva de genotipos selectos, presenta diferencia importantes al compararla con poblaciones heterogéneas producidas en forma sexual. La resistencia a enfermedades y la estabilidad productiva, son características cuestionadas en la silvicultura clonal. Al existir árboles genéticamente distintos, ocupando nichos ecológicos diferentes, utilizan de mejor forma el espacio y presentan una mejor respuesta a los cambios producidos por el medio ambiente (Hartmann y Kester, 1987; Zobel y Talbert, 1984; Lindgren, 1977, citado por Gutiérrez et al., 1994).

De esta manera, la propagación vegetativa no es excluyente para la propagación sexual, sino un complemento dentro de un programa continuo de selección y mejoramiento genético.



II Materiales y Método

2.1 Invernadero y manejo de condiciones ambientales.

El ensayo se realizó en el invernadero de la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad de Concepción. Durante la realización del ensayo, se mantuvo un control permanente de las condiciones de humedad relativa del aire, temperatura ambiental y de sustratos.

La humedad relativa y temperatura ambiental se controlaron mediante un sistema de niebla automática, la que fue graduada de acuerdo a las diferentes temperaturas diarias registradas. Paralelo a este sistema, se programó una ventilación automática (apertura de celosillas) y riego presurizado del invernadero, de esta manera, la temperatura ambiental no sobrepasó los 22°C, manteniéndose las estacas en un ambiente húmedo, cercano al punto de saturación, durante el ensayo (5 de septiembre al 5 de diciembre).

Para la propagación de las estacas, se confeccionó una estructura rectangular de madera de 0,3 metros cúbicos, atravesada en su base por mangueras de diámetro pequeño, por las cuales, fluye agua caliente. Sobre éstas, se instala un material aislante que distribuye la temperatura en forma homogénea y constante a los sustratos utilizados y material a propagar. Figura 1.



Figura 1. Cama caliente utilizada para el enraizamiento de estacas de Lengua.

2.2 Elección del material a propagar.

Las estacas utilizadas en el ensayo, se obtuvieron de plantas cultivadas en el vivero Curacautín, propiedad de Conaf, IX Región. Su selección se basó en características fenotípicas de las plantas madres, considerando el estado sanitario, vigor de tallos y número de ramas laterales. Se incluyó solo plantas con brotes apicales cerrados, de esta manera, las estacas confeccionadas, presentan latencia fisiológica antes de provocar el estrés del corte y su posterior requerimiento energético durante el enraizamiento (Bidwell, 1990; Hartmann y Kester, 1987).

2.3 Confección de las estaquillas.

Se seleccionaron segmentos de ramas laterales de cinco plantas madres, sin presencia de daño o enfermedad. De cada brote seleccionado se obtienen dos estacas, una de primer orden (parte apical), y otra, de segundo orden, contigua a la primera. En ambos casos, el diámetro en la base de las estacas es de 2,5 mm. , y su longitud de 8 cm.

De manera de lograr la máxima absorción de hormona por estaca, se realiza en su base, un corte en bisel de 45° e incisiones paralelas al tallo, sumergiéndolas hasta una profundidad de 2,0 a 3,0 cm. en cada una de las concentraciones hormonales aplicadas.

2.4 Aplicación hormonal y sustratos.

Se utilizan 4 concentraciones de ácido indolbutírico (AIB) para inducir el crecimiento de raíces adventicias. Estos son: 1.000 ppm, 3.000 ppm, 5.000 ppm, 10.000 ppm de AIB. El método de aplicación de la sustancia reguladora, fue una inmersión lenta de las estacas, en la solución diluida de AIB mediante etanol. El tiempo de inmersión de las estacas en la hormona fue de 3 horas, en ausencia de luz.

Los sustratos utilizados fueron: vermiculita(1), perlita(2), arena(3), turba(4) y compost de pino (5), utilizando mezclas de ellos. El primero, fue una mezcla de los sustratos (1) y (2) en partes iguales; el segundo correspondió a los sustratos (3) y (4), en proporción de 4 a 1 respectivamente, y el tercero, mezcla de (3) y (5), con 20% de arena y 80% de compost de pino. A modo de prevenir y eliminar hongos y toxinas, los tres sustratos son esterilizados a 100 °C, por un periodo de 24 horas.

2.5 Diseño experimental.

Se utilizó un diseño aleatorio para la distribución de las estacas en la cama de enraizamiento. Se estudian seis tratamientos, formados por tres diferentes sustratos y dos órdenes de estacas. Cada tratamiento, formado por 60 estacas, se dividió en cuatro concentraciones hormonales más un testigo (0 ppm de AIB). La unidad experimental es de

cuatro estacas, con tres repeticiones por concentración hormonal.

De acuerdo a las características de las variables medidas, y su distribución binomial, los datos se analizan por inferencia estadística de comparaciones (Canavos, 1988).

2.6 Variables medidas.

Al término del ensayo, se contabiliza la presencia o ausencia de raíces adventicias, midiendo porcentaje de éxito o fracaso de las estacas puestas a enraizar. Se compara el éxito del enraizamiento por sustratos, tipo de estaca y concentración hormonal.

Una vez obtenidos y cuantificados los resultados del enraizamiento, se procedió a estudiar el tipo de raíz formada, de acuerdo a la estructura vascular conocida. Con un micrótopo de congelación y cuchillos de vidrio, se realizan cortes transversales a la base de las estacas. Las muestras obtenidas son observadas y fotografiadas en microscopio Axioscop (Zeiss), con aumento de 2,5 X/0,075.

III RESULTADOS Y DISCUSION

3.1 Temperatura de sustrato y ambiental.

Durante la ejecución del proyecto, se registran las temperaturas de cada sustrato y del ambiente en el invernadero, obteniendo los siguientes resultados, figura 2. Anexo I.

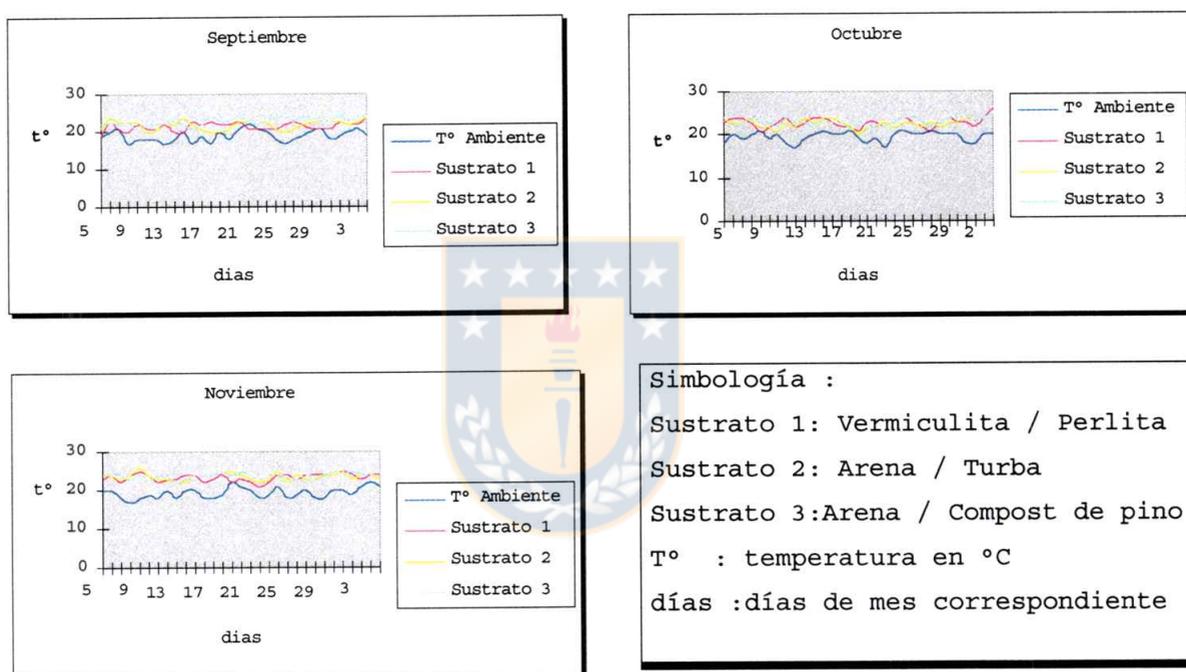


Fig. 2. Temperaturas diarias promedios, por sustrato y ambiente, durante la ejecución del proyecto.

En la figura 2, se observa que la temperatura ambiental se mantuvo relativamente constante con un promedio de 19,3°C, y una desviación estándar promedio de 1,31. Para los sustratos, las temperaturas promedios máximas y mínimas fueron de 25 y 21°C, para los sustratos uno y dos; y de 24,5 y 22°C, para el sustrato tres.

De lo anterior, se puede afirmar que las diferencias entre temperatura ambiente y sustratos, son de al menos, 4°C en promedio, durante todo ensayo. Este gradiente de temperatura aumenta la actividad en la base de las estacas, disminuyendo la transpiración excesiva y el estrés hídrico de la parte superior (Hartmann y Kester, 1987; Ipinza y Gutiérrez, 1992).

3.2 Análisis estadístico

Los resultados obtenidos a través del análisis estadístico de los datos, se presentan por sustrato, orden de estaca, y concentración hormonal.

3.2.1 Comparación por sustratos. Existe diferencia significativa en el éxito de plantas enraizadas al comparar los sustratos utilizados. Vermiculita más perlita (S1), es significativamente mejor en el enraizamiento de plantas de Lengua (Figura 3), al ser comparado con mezclas de arena y turba (S2), o arena con compost de pino (S3).

Las características físico-químicas de la mezcla utilizada en S1, sus propiedades en la retención de agua y la elevada capacidad de intercambio catiónico, influyen en la formación rizogénica de las plantas puestas a enraizar. A su vez, la porosidad de aireación que posee este sustrato, es fundamental en la iniciación de raíces adventicias y su posterior desarrollo en terreno (Landis et al. 1990, citado por Campano, 1996).



Figura 3. Estacas enraizadas en vermiculita más perlita. De izquierda a derecha, se muestran los mejores exponentes por concentración hormonal, 0,1; 0,3; 0,5; 1,0 % de AIB.

En arena con turba, y en la mezcla de arena con compost de pino, no se presentan diferencias importantes en el éxito de plantas enraizadas. La baja respuesta en el enraizamiento lograda en estos sustratos se muestra en la figura 4, obteniéndose 6,25 y 5,20 % de plantas enraizadas, respectivamente.

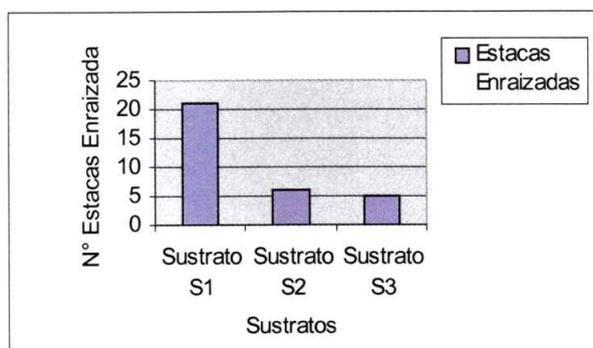


Figura 4. Número de estacas de Lengua enraizadas por sustrato. Sustrato 1, vermiculita más perlita, sustrato 2, arena y turba, sustrato 3, arena con compost de pino.

3.2.2 Comparación por orden de estaca. No existe diferencia significativa al comparar el orden de la estaca propagada. Los porcentajes de enraizamiento en plantas de primer y segundo orden, son 9,02 y 13,19 %, respectivamente. Anexo II, tabla 4.

Sin embargo, estacas de segundo orden lograron una mayor supervivencia en todos los sustratos, es decir hubo rizogénesis, o formación de callo. (Figura 5).

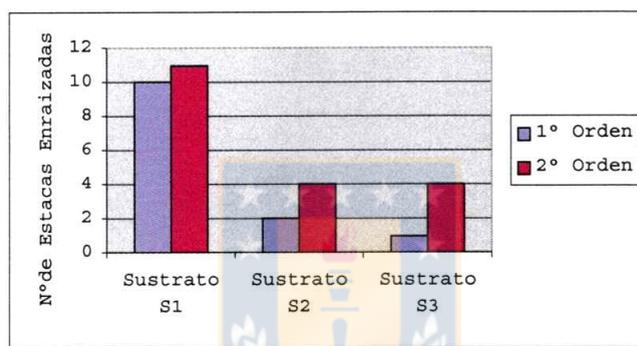


Figura 5. Número de estacas enraizadas, por sustrato y orden de estaca.

La diferencia entre tipo de estaca es significativa al comparar el éxito del enraizamiento en plantas de segundo orden en S1, vermiculita más perlita, con los tratamientos de primer y segundo orden de estacas en S2, arena y turba, y S3 arena con compost de pino. Esta diferencia puede estar asociada, más a los sustratos utilizados, que al orden de estaca.

La ausencia de brote terminal en estacas de segundo orden, puede marcar una diferencia en el desarrollo de raíces adventicias de las estacas puestas a enraizar. Las estacas de primer orden, obtenidas de la parte apical de las ramas

seleccionadas, poseen brotes en vías de desarrollo, el cual, sigue su proceso fisiológico abasteciéndose de reservas presentes en las estacas al momento de ser recolectadas. Este fenómeno, puede crear un desbalance energético en las estacas de primer orden, y formar el brote terminal antes de comenzar con la rizogénesis (MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1987).

3.2.3 Comparación por concentración hormonal. Al comparar el enraizamiento en estacas de Lengua bajo las dosis hormonales utilizadas, sólo se advierte una tendencia en el enraizamiento en las concentraciones intermedias (3.000 y 5.000 ppm de AIB), con un 12,5 % de enraizamiento para este intervalo. En las concentraciones 1.000 y 10.000 ppm de AIB, los porcentajes de enraizamiento son 8,3 y 11,1%, respectivamente. (Figura 6).

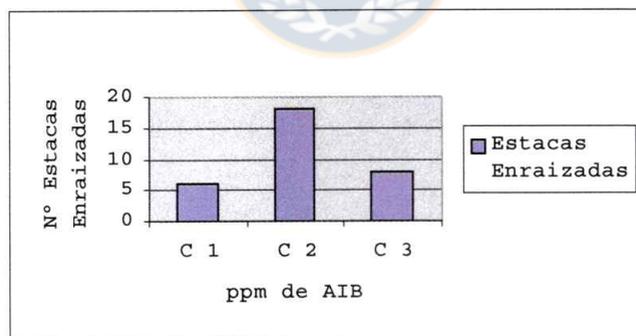


Figura 6. Número de estacas enraizadas según concentración de AIB. C1) 1.000 ppm; C2) 3.000-5.000 ppm; C3) 10.000 ppm de AIB.

3.3 Formación de raíces adventicias.

El estudio histológico efectuado a las estacas enraizadas, entrega resultados positivos en la formación de raíces adventicias a partir de estacas de Lengua, como se observa en la figura 7.



Figura 7. Corte transversal de tallo de estacas de Lengua, tratadas en concentraciones hormonales de 1.000 y 3.000 ppm de AIB.

En ambas concentraciones hormonales estudiadas, la formación de raíces adventicias se produce desde el cambium vascular, comprometiendo tejidos esenciales para la nutrición y desarrollo de las plantas. A su vez, la parte central de las raíces mostradas, contiene los tejidos conductores de xilema y floema, y en su contorno, células parenquimáticas y la epidermis del tallo.

A través de estas imágenes, se admite la capacidad de poder regenerar la estructura caulinar y radicular de la planta, propiedad que poseen esencialmente todas las células vegetales vivientes, dependiente de la totipotencia celular y la diferenciación de tejidos (Bidwell, 1990).

IV CONCLUSIONES

1. La mezcla de vermiculita más perlita, origina los mejores resultados en el enraizamiento de estacas de Lengua.
2. El orden de las estacas utilizadas, no entrega resultados significativos en el enraizamiento de estacas de lenga. Sin embargo, en los tres sustratos analizados, el número de estacas enraizadas es superior en las de segundo orden, por lo cual, será de importancia analizar esta variable en futuros ensayos de propagación de la especie.
3. Entre las concentraciones hormonales probadas, no se registraron diferencias significativas en el enraizamiento de estacas. Sin embargo, estacas de segundo orden, tratadas en concentraciones hormonales de 3.000 y 5.000 ppm de AIB, asociadas a la mezcla vermiculita más perlita, se presenta como el mejor tratamiento probado.
4. Las raíces adventicias inducidas, son viables, puesto que, se observa un sistema vascular conectado al tallo, y la formación de tejidos floemáticos y xilemáticos en la zona de inducción.

V RESUMEN

Se estudia la posibilidad de reproducir vegetativamente estacas de lenga (*Nothofagus pumilio* (Poepp et Endl.) Krasser), utilizando tres diferentes sustratos y cuatro concentraciones hormonales de ácido indolbutírico (AIB). Junto a estas variables, son probadas dos tipos de estacas, de primer y segundo orden, considerando su posición dentro de la rama seleccionada (presencia y ausencia de yema terminal).

Las estacas, recolectadas en Septiembre, son estudiadas en el Invernadero de la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad de Concepción, controlando la humedad relativa y temperatura ambiental, mediante niebla, riego presurizado, y ventilación automática del invernadero.

El enraizamiento de las estacas, se efectúa en una cama de arraigamiento, donde las temperaturas en cada uno de los sustratos utilizados, se mantuvo entre los 25 y 21°C, como promedios máximos y mínimos durante el ensayo.

Los resultados indican que la mezcla de vermiculita más perlita, en estacas de segundo orden, asociadas a una concentración hormonal entre 3.000 a 5.000 ppm de AIB, es el mejor tratamiento obtenido en el enraizamiento de estacas de Lengua. A su vez, el estudio histológico de éstas, muestra la capacidad de regeneración celular, en una estructura caulinar bien formada en sus haces vasculares.

V SUMMARY

The possibility of rooting Lenga (*Nothofagus pumilio* (Poeep et Endl.) Krasser) cuttings is being considered, using three different substrates and four hormonal concentrations of indolbutiric acid (AIB). In addition to these variables, two types of cuttings are tested: of first and second order, depending on their position on the branch selected (presence and absence of final bud).

The cuttings, collected in September, are studied in the Greenhouse of the Forestry Science Faculty at University of Concepción. Care is provided by controlling the environment's relative humidity and temperature through fog, pressurized watering and the greenhouse's automatic ventilation.

The rooting phase of cutting is done in a bed of cuttings where the temperature of each type of substrate is kept between 25° and 21°C as the maximum and minimum average temperature throughout the testing.

The results indicate that vermiculite and perlite on second order cuttings, added to a hormonal concentration between 3000 to 5000 ppm of AIB is the best treatment resulting from the planting of the Lenga cuttings. At the same time, the histologic study of the cuttings shows a cell regeneration capacity, in a caulinar structure well formed in its vascular haces.

VI BIBLIOGRAFÍA

1. Barceló, J; Nicolás, G.; Sabater, B. y Sánchez, R. 1995. Fisiología Vegetal. Pirámide S.A. Madrid, España.
2. Bidwell R ., 1990. Fisiología Vegetal. McGraw - Hill. Madrid, España.
3. Cabello, A. 1990. Enraizamiento de estacas de alerce (*Fitzroya cupressoides* (MOL.)Johnston) y de mañío macho (*Podocarpus nubigena* Lindl.).
4. Campano, J. 1996. Efecto de la granulometría y altura del contenedor en las porosidades del compost de corteza de *pino radiata* d. don. Tesis de Grado, Universidad de Concepción , Facultad de Ciencias Forestales , Concepción. Tesis de Ingeniería Forestal.
5. Canavos, G. 1988. Probabilidad y Estadística. Aplicaciones y Métodos. Mcgraw-Hill. México.
6. Corporación Nacional Forestal, 1978. Antecedentes Forestales de la XII Región de Magallanes y Antártica Chilena. Corporación Nacional Forestal, Ministerio de Agricultura, 142 p.
7. Donoso, C. 1981. Tipos forestales de los bosques nativos de Chile. Investigación y Desarrollo Forestal. Documento Trabajo N°38.
8. Gutierrez, B ; Chung, P; Ipinza, R. 1994. Propagación vegetativa y silvicultura clonal en Eucalipto. Ciencia e Investigación Forestal 8(1) : 140-175.
9. Hartmann, H. y D. Kester, 1987. Propagación de Plantas Principios y Prácticas. Continental, México D.F.
10. Ipinza, R. y Gutiérrez, B. 1992. Resultados preliminares de un ensayo de enraizamiento de estaquillas de *Eucalyptus globules spp. globulus*. Ciencia e Investigación Forestal 6(1): 61-79.
11. MacDonald, B. 1986. Practical Woody Plant Propagation Nusery Growers. Vol 1. Port land, Oregon: Timber press.

12. Mera, E. 1990. Propagación vegetativa en Quillay (*Quillaja saponaria* Mol.). Tesis de Grado, Universidad de Concepción, Facultad de Ciencias Forestales, Concepción. Tesis de Ingeniería Forestal.
13. Muñoz, M. 1993. Algunos Antecedentes sobre propagación de *Nothofagus*. Ciencia e Investigación Forestal 7(2): 377-389.
14. Peña, K. 1995. Enraizamiento de Queule (*Gomortega keule* (Mol.) Baillon) y su relación con el tipo de feñoles. Tesis de Grado, Universidad de Chile, Santiago. Tesis de Ingeniería Forestal.
15. Polyméris, C. 1993. El genero *Nothofagus Blue* en Chile. Algunas implicaciones de su diversidad biológica. Ciencia e Investigación Forestal 7(2): 359-371.
16. Rodríguez, R.; Matthei, O.; Quejada, M. 1983. Flora arbórea de Chile. Universidad de Concepción. Chile.
17. Rojas, P.; Arce, J.; Arriagada, M. 1987. Propagación por estacas en *Eucalyptus camaldulensis* Dehn. Ciencia e Investigación Forestal 1(2): 1-10.
18. Sabja, A. 1980. Métodos de propagación vegetativa de algunas especies leñosas chilenas con posibilidades ornamentales. Tesis de Grado, Universidad de Chile, Santiago. Tesis de Ingeniería Forestal.
19. Santelices, R. 1991. Propagación vegetativa de Tapa (*Laurelia philippiana*), Linge (*Persea linge*), Mañío (*Podocarpus saligna*) a partir de estacas. Ciencia e Investigación Forestal 5(2): 195-202.
20. Schmidt, H. 1991. Potencialidad silvícola de los bosques de lenga en Magallanes. Santiago. Chile Forestal Edición especial 181. Pp 78-79.
21. Silva, J. 1968. Enraizamiento de estacas de rauli (*Nothofagus alpina* (Poepp et Endl) Oersted). Tesis de Grado, Universidad de Chile, Santiago. Tesis de Ingeniería Forestal.
22. Weaber, R. 1976. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. México.

23. Zobel, B; Talbert, J. 1984. Técnica de mejoramiento genético de árboles forestales, México.





VII APENDICE (S)

Nomenclatura :**1) Definición de Variables.**

Enraizamiento : Estacas con raíces adventicias formadas o presencia de callo.

Hipótesis :

H_0 : Hipótesis nula, no existe diferencia entre las medias muestrales, P_1 igual a P_2 .

H_1 : Hipótesis alterna, existe diferencia entre las medias muestrales, P_1 distinto a P_2 .

Sustrato :

S1 : Vermiculita / Perlita.

S2 : Arena / Turba.

S3 : Arena / Compost de pino.

2) Parámetros de proporción.

Distribuciones binomiales independientes.

P_1 : Parámetro 1 de proporcionalidad, $P = X/n_1$, donde X , variable aleatoria binomial, tamaño de muestra en la proporción 1.

P_2 : Parámetro 2 de proporcionalidad, $P = Y/n_2$, donde Y , variable aleatoria binomial, y n_2 , tamaño de muestra en la proporción 2.

$V(P_1)$: Varianza de P_1 , definido por $P_1(1-P_1)/n_1$.

$V(P_2)$: Varianza de P_2 , definido por $P_2(1-P_2)/n_2$.

Intervalo de Confianza : $(P_1-P_2) \pm Z_{0,975} * (V(P_1)+V(P_2))^{1/2}$.

P : Estimador combinado de ambas muestra, definido por
 $P = (X+Y)/(n_1 + n_2)$.

Z : Estimador Z de la proporcionalidad, definido por
 $Z = (P_1-P_2)/((P*(1-P))^{1/2} * (1/n_1 + 1/n_2))$.

Apéndice N°1

Tabla N°1. Registro de temperatura en sustrato y ambiente, medidos en °C, durante el mes de Septiembre.

Dia	T° Ambiente	Sustrato 1	Sustrato 2	Sustrato 3
5-Sep	19	19	21	22
6-Sep	20	23	24	23
7-Sep	21	21	23	22
8-Sep	17	20	23	23
9-Sep	18	22	23	21
10-Sep	18	21	20	22
11-Sep	18	21	21	22
12-Sep	17	22	23	23
13-Sep	18	20	22	23
14-Sep	20	20	24	22
15-Sep	17	23	22	21
16-Sep	19	22	21	22
17-Sep	17	23	20	24
18-Sep	20	22	20	23
19-Sep	18	22	21	23
20-Sep	21	23	23	24
21-Sep	22	21	23	23
22-Sep	21	21	22	22
23-Sep	20	21	23	23
24-Sep	18	21	21	24
25-Sep	17	22	20	24
26-Sep	18	23	21	23
27-Sep	19	22	22	24
28-Sep	20	21	23	24
29-Sep	21	21	23	23
30-Sep	18	21	23	23
1-Oct	19	23	23	24
2-Oct	20	22	22	23
3-Oct	21	22	23	24
4-Oct	19	24	24	24

Promedio	19	21	22	23
D. Estándar	1,47	1,12	1,25	0,90

Tabla N°2. Registro de temperatura en sustrato y ambiente, medida en °C, durante el mes de Octubre.

Dia	T° Ambiente	Sustrato 1	Sustrato 2	Sustrato 3
5-Oct	18	23	24	22
6-Oct	20	24	23	22
7-Oct	19	24	23	23
8-Oct	20	23	24	24
9-Oct	21	21	22	23
10-Oct	19	22	22	23
11-Oct	20	23	21	22
12-Oct	18	24	23	24
13-Oct	17	22	22	23
14-Oct	19	23	24	23
15-Oct	20	24	23	22
16-Oct	21	24	24	23
17-Oct	20	23	24	23
18-Oct	20	22	23	23
19-Oct	21	22	22	22
20-Oct	19	21	20	23
21-Oct	18	23	22	22
22-Oct	19	23	22	22
23-Oct	17	22	23	22
24-Oct	20	23	22	23
25-Oct	21	24	23	24
26-Oct	20	23	23	24
27-Oct	20	22	22	23
28-Oct	21	21	23	22
29-Oct	20	23	22	23
30-Oct	20	24	23	24
31-Oct	20	23	23	24
1-Nov	18	23	24	24
2-Nov	18	22	23	23
3-Nov	20	24	24	24
4-Nov	20	26	25	25

Promedio	20	23	23	24
D.Estándar	1,15	1,09	1,04	0,84

Tabla N°3. Registro de temperatura en sustrato y ambiente, medidos en °C, durante el mes de Noviembre.

Dia	T° Ambiente	Sustrato 1	Sustrato 2	Sustrato 3
5-Nov	20	23	24	24
6-Nov	20	24	24	25
7-Nov	18	22	23	24
8-Nov	17	24	24	23
9-Nov	18	25	26	24
10-Nov	19	24	24	23
11-Nov	18	22	23	24
12-Nov	20	23	23	24
13-Nov	18	23	22	22
14-Nov	20	24	22	23
15-Nov	20	24	24	24
16-Nov	18	22	24	24
17-Nov	18	23	24	24
18-Nov	19	24	25	25
19-Nov	22	22	25	24
20-Nov	21	23	24	25
21-Nov	20	22	23	24
22-Nov	18	21	22	23
23-Nov	19	22	23	24
24-Nov	21	24	25	24
25-Nov	18	24	22	23
26-Nov	19	23	24	23
27-Nov	20	24	23	24
28-Nov	18	24	23	23
29-Nov	18	24	24	24
30-Nov	20	24	24	25
1-Dic	20	25	25	24
2-Dic	19	24	23	25
3-Dic	21	23	24	24
4-Dic	22	24	24	24
5-Dic	21	24	23	25

Promedio	19	23	24	24
D. Estándar	1,33	0,98	0,98	0,75

Tabla 4. Promedios y desviación estándar de temperaturas ambientales y sustratos, registradas durante el enraizamiento de las estacas.

	T° Ambiental	Sustrato 1	Sustrato 2	Sustrato 3
Promedio 1	19	21	22	23
D. Estandar 1	1,47	1,12	1,25	0,90
Promedio 2	20	23	23	24
D. Estandar 2	1,15	1,09	1,04	0,84
Promedio 3	19	23	24	24
D. Estandar 3	1,33	0,98	0,98	0,75
Promedio general	19,3	22,3	23,0	23,7
D.Est. promedio	1,31	1,06	1,09	0,83

Promedios y D.Estándar 1, registradas en el mes de Septiembre.
 Promedio y D. Estándar 2, registradas en el mes de Octubre.
 Promedios y D. Estándar 3, registradas en el mes de Noviembre.



Apéndice N°2.

Tabla N°1. Número de estacas enraizadas por concentración hormonal, sustrato y orden de estacas.

		1 ^{er} Orden	2 ^{do} Orden	Total
Sustrato 1 Ver / Perlita	0,1 % AIB	2	3	5
	0,3 + 0,5 % AIB	7	5	12
	1,0 % AIB	1	3	4
		1 ^{er} Orden	2 ^{do} Orden	Total
Sustrato 2 Arena / Turba	0,1 % AIB	0	1	1
	0,3 + 0,5 % AIB	1	1	2
	1,0 % AIB	1	2	3
		1 ^{er} Orden	2 ^{do} Orden	Total
Sustrato 3 Arena / Compost de pino	0,1 % AIB	0	0	0
	0,3 + 0,5 % AIB	1	3	4
	1,0 % AIB	0	1	1
Totales		13	19	32

Tabla 2. Porcentaje de estacas enraizada por sustrato, orden de estaca y concentración hormonal.

	Sustrato	
Verm / Perlita	Arena / turba	Arena / turba
21,87 %	6,25 %	5,2 %

	Orden de estaca	
1 ^{er}		2 ^{do}
9,02 %		13,19 %

	Concentración de AIB	
1.000 ppm	3.000-5.000 ppm	10.000 ppm
8,3 %	12,5 %	11,1 %

Apendice N°3

Comparación por sustrato

Tabla N°1. Intervalos de confianza por sustrato.

Sust./Estimado	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
S1/S2	0,0017	0,0006	(0.06;0.252)	SI	0,14	2,50	R H ₀
S1/S3	0,0017	0,0005	(0,07;0.260)	SI	0,14	3,36	R H ₀
S2/S3	0,0006	0,0005	(-0,05;0,07)	NO	0,06	0,31	A H ₀

Comparación por orden de estaca

Tabla N°2. Intervalo de confianza por orden de estaca.

Orden/Estimado	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
1 ^{er} Or./2 ^{do} Or.	0,0005	0,0007	(-0,11;0,03)	NO	0,11	-1,13	A H ₀

Tabla N°2.1. Intervalo de confianza entre estacas de 1^{er} y 2^{do} orden, por sustrato.

Orden/Estimado	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
1 ^{er} O.S1/2 ^{do} O.S1	0,0034	0,0036	(-0,18;0,14)	NO	0,22	-0,25	A H ₀
1 ^{er} O.S2/2 ^{do} O.S2	0,0008	0,0015	(-0,13;0,05)	NO	0,06	-0,84	A H ₀
1 ^{er} O.S3/2 ^{do} O.S3	0,0008	0,0015	(-0,15;0,02)	NO	0,05	-1,38	A H ₀

Tabla N°2.2. Intervalo de confianza entre estacas de 1^{er} y 2^{do} orden, entre sustratos.

Orden/Estimador	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
1 ^{er} O.S1/ 1 ^{er} O.S2	0,0034	0,0008	(0,03;0,29)	SI	0,13	2,47	R H ₀
1 ^{er} O.S1/ 1 ^{er} O.S3	0,0034	0,0015	(0,04;0,326)	SI	0,11	9,06	R H ₀
1 ^{er} O.S2/ 1 ^{er} O.S3	0,0008	0,0004	(-0,04;0,09)	NO	0,03	0,59	A H ₀
1 ^{er} O.S1/ 2 ^{do} O.S2	0,0034	0,0015	(-0,01;0,26)	NO	0,15	1,74	A H ₀
1 ^{er} O.S1/ 2 ^{do} O.S3	0,0034	0,0015	(-0,01;0,26)	NO	0,15	1,74	A H ₀

Tabla N°2.3. Intervalo de confianza entre estacas de 2^{do} orden, entre sustratos.

Orden/Estimador	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
2 ^{do} O.S1/ 2 ^{do} O.S2	0,0036	0,0015	(0,003;0,28)	SI	0,16	1,96	R H ₀
2 ^{do} O.S1/ 2 ^{do} O.S3	0,0036	0,0015	(0,003;0,28)	SI	0,16	1,96	R H ₀
2 ^{do} O.S2/ 2 ^{do} O.S3	0,0015	0,0015	(-0,11;0,11)	NO	0,08	0,00	A H ₀
2 ^{do} O.S1/ 1 ^{er} O.S2	0,0036	0,0008	(0,05;0,319)	SI	0,14	2,68	R H ₀
2 ^{do} O.S1/ 1 ^{er} O.S3	0,0036	0,0004	(0,08;0,333)	SI	0,13	3,09	R H ₀

Tabla N°3. Intervalo de confianza entre concentraciones hormonales por sustrato.

S1	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
(0,1%/0,3+0,5%)	0,0068	0,0039	(-0,24;0,16)	NO	0,23	-0,39	A H ₀
(0,1%/1,0%)	0,0068	0,0057	(-0,17;0,26)	NO	0,18	0,43	A H ₀
(0,3+0,5%/1,0%)	0,0039	0,0057	(-0,10;0,27)	NO	0,22	1,079	A H ₀
S2	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
(0,1%/0,3+0,5%)	0,0016	0,0016	(-0,11;0,11)	NO	0,04	0	A H ₀
(0,1%/1,0%)	0,0016	0,0045	(-0,23;0,07)	NO	0,08	-0,08	A H ₀
(0,3+0,5%/1,0%)	0,0016	0,0045	(-0,23;0,07)	NO	0,08	-0,08	A H ₀
S3	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
(0,3+0,5%/1,0%)	0,0015	0,0016	(-0,07;0,15)	NO	0,06	0,655	A H ₀

Tabla N°3.1. Intervalo de confianza entre concentraciones hormonales (%), sustratos y orden de estaca.

Concentraciones	V (P1)	V(P2)	I.Confianza	D.S	P	Z	A/R
(0.1S1/0.1S2)	0,0068	0,0016	(-0,01;0,34)	NO	0,12	1,74	A H ₀
(.1S1/.3+0.5S2)	0,0068	0,0016	(-0,01;0,34)	NO	0,12	1,74	A H ₀
(0.1S1/1.0S2)	0,0068	0,0045	(-0,12;0,29)	NO	0,16	0,77	A H ₀
(0.1S1/1.0S3)	**	**	**	**	**	**	**
(.1S1/0.3+.5S3)	0,0068	0,0015	(-0,05;0,30)	NO	0,12	1,51	A H ₀
(0.1S1/1.0 S3)	0,0068	0,0016	(-0,05;0,30)	NO	0,12	1,74	A H ₀
(.3+.5S1/0.1S2)	0,0039	0,0016	(0,06;0,35)	SI	0,18	2,16	R H ₀
(.3+.5S1/3+5S2)	0,0039	0,0016	(0,06;0,35)	SI	0,18	2,16	R H ₀
(.3+.5S1/1.S2)	0,0039	0,0045	(-0,05;0,30)	NO	0,2	1,23	A H ₀
(.3+.5S1/.1S3)	**	**	**	**	**	**	**
(3+.5S1/3+.5S3)	0,0039	0,0015	(0,02;0,31)	SI	0,16	2,19	R H ₀
(3+.5S1/1.S3)	0,0039	0,0016	(0,06;0,35)	SI	0,18	2,16	R H ₀
(1.0S1/0,1S2)	0,0057	0,0016	(-0,04;0,29)	NO	0,1	1,41	A H ₀
(1,0S1/.3+.5S2)	0,0057	0,0016	(-0,04;0,29)	NO	0,1	1,41	A H ₀
(1.0S1/1.0S2)	0,0057	0,0045	(-0,15;0,24)	NO	0,14	0,4	A H ₀
(1.0S1/0.1S3)	**	**	**	**	**	**	**
(1.0S1/.3+.5S2)	0,0057	0,0015	(-0,08;0,25)	NO	0,11	1,06	A H ₀
(1.0 S1/1.0 S3)	0,0057	0,0016	(-0,04;0,29)	NO	0,1	1,41	A H ₀