

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.



EFECTO DEL NUMERO DE HOJAS Y CONCENTRACION DE ACIDO
INDOLBUTIRICO, EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS DE
Eucalyptus globulus labill.



Por

Moisés Ornieth Muñoz Bravo

MEMORIA DE TITULO
PRESENTADA A LA FACULTAD DE
CIENCIAS FORESTALES DE LA
UNIVERSIDAD DE CONCEPCION
PARA OPTAR AL TITULO DE
INGENIERO FORESTAL.

Concepción - Chile
1997

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.

EFECTO DEL NUMERO DE HOJAS Y CONCENTRACION DE ACIDO
INDOLBUTIRICO, EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS DE
Eucalyptus globulus labill.



Por

Moisés Ornieth Muñoz Bravo

MEMORIA DE TITULO
PRESENTADA A LA FACULTAD DE
CIENCIAS FORESTALES DE LA
UNIVERSIDAD DE CONCEPCION
PARA OPTAR AL TITULO DE
INGENIERO FORESTAL.

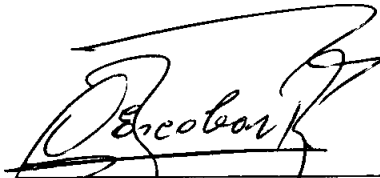
Concepción - Chile
1997



Agradezco a Dios,
a Mis Padres y
a todos aquellos que me
ayudaron en la realización de
este trabajo.

EFFECTO DEL NUMERO DE HOJAS Y CONCENTRACION DE ACIDO
INDOLBUTIRICO, EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS DE
Eucalyptus globulus labill.

Profesor Asesor



René Escobar Rodríguez
Profesor Asociado, Técnico
Forestal.

Profesor Asesor

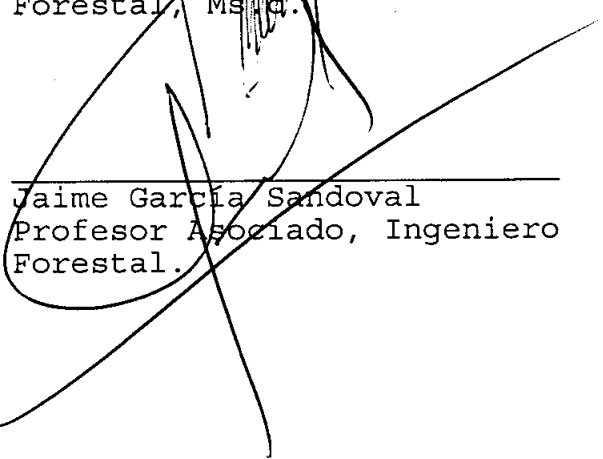


Eduardo Peña Fernández
Profesor Asistente Ingeniero
Forestal, M.S.C.

Director Departamento de
Silvicultura

Eduardo Peña Fernández
Profesor Asistente Ingeniero
Forestal, M.S.C.

Decano Facultad de Cs.
Forestales



Jaime García Sandoval
Profesor Asociado, Ingeniero
Forestal.

INDICE DE MATERIAS

I	Introducción.....	1
II	Revisión bibliográfica.....	3
2.1	Propagación vegetativa.....	3
2.2	Propagación vegetativa en Eucaliptos.....	4
2.2.1	Macropropagación (enraizamiento de estacas).....	6
2.2.2	Factores a considerar en el proceso de enraizamiento.....	7
2.2.2.1	La juventud del material utilizado.....	7
2.2.2.2	Posición de la estaca en el brote.....	8
2.2.2.3	Influencia de las hojas.....	9
2.2.2.4	Condiciones ambientales.....	11
2.2.2.5	Tratamiento con auxinas.....	13
2.2.2.6	Tratamientos complementarios.....	14
2.2.3	Aspectos anatómicos del enraizamiento.....	16
2.2.4	Aspectos fisiológicos del enraizamiento...	17
III	Materiales y Método.....	18
3.1	Manejo de factores ambientales.....	18
3.2	Diseño experimental.....	19
3.3	Recolección de las estacas.....	19
3.4	Confeción de las estacas.....	20
3.5	Variables medidas.....	21

		IV
	3.6	Análisis estadístico de los resultados.... 22
IV		Resultados y discusión..... 23
	4.1.	Temperaturas del sustrato y ambiental..... 23
	4.2	Humedad relativa del aire..... 24
	4.3	Crecimiento en diámetro y altura..... 27
	4.4	Peso seco (biomasa radicular)..... 28
	4.5	Volumen radicular..... 29
	4.6	Cantidad de raíces..... 31
	4.7	Porcentaje de enraizamiento y mortalidad.. 34
V		Conclusiones..... 35
VI		Summary..... 37
		Resumen..... 38
VII		Bibliografía..... 39
Anexo N°1		Distribución de los tratamientos para el primer bloque..... 43
Anexo N°2		Fungicidas y fertilizantes..... 44

Apéndices :

I	Temperatura del sustrato, ambiental y humedad relativa de aire.....	46
II	Análisis de varianza.....	48

III Test de Tukey para el efecto de la concentración de AIB en la variable cantidad de raíces.....	54
IV Porcentaje de enraizamiento y mortalidad.....	55



INDICE DE TABLAS.

Tabla N°

En el texto

1	Valores promedio de las variables respuestas medidas y grado de significancia.....	26
---	---	----

En los apéndices

2	Temperaturas del sustrato, ambiental y humedad relativa del aire promedio por día, para el mes de Septiembre.....	46
3	Temperaturas del sustrato, ambiental y humedad relativa del aire promedio por día para el mes de Octubre.....	47
4	Enraizamiento en los distintos tratamientos....	55
5	Mortalidad en los distintos tratamientos.....	55

INDICE DE FIGURAS.

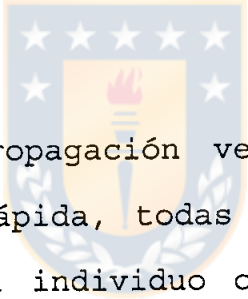
Figura N°

En el texto.

1	Temperatura del sustrato y ambiental en el mes de septiembre.....	23
2	Temperatura del sustrato y ambiental en el mes de octubre.....	23
3	Humedad relativa del aire en el mes de septiembre.....	25
4	Humedad relativa del aire en el mes de octubre.....	25
5	Peso seco radicular formado en los distintos tratamientos.....	28
6	Volumen radicular en los distintos tratamientos.....	30
7	Cantidad de raíces formadas en cada uno de los tratamientos.....	33

I. Introducción.

La propagación vegetativa es un método de reproducción asexual que ha sido utilizado desde hace bastante tiempo. Los primeros trabajos al respecto datan hace más de 3000 años atrás en especies del género Ficus sp.; además, existen registros de un uso operacional de este método en el siglo XVI con la especie Cryptomeria japonica (Zobel 1993).



El objetivo de la propagación vegetativa es capturar y transferir en forma rápida, todas las características del individuo propagado al individuo creado. En este sentido, el método es de gran interés para el sector forestal, debido que a través de él se puede obtener material seleccionado que mejora el rendimiento de las masas boscosas.

Existen 2 técnicas de propagación vegetativa, micropropagación y macropropagación; la primera de estas utiliza el "cultivo invitro" o cultivo de tejidos; mientras que la segunda, emplea la injertación y el enraizamiento de

estacas tanto de tallos como de hojas o raíces (Gutiérrez y Chung 1994).

En Chile, actualmente la técnica de propagación más utilizada es la macropropagación, específicamente el enraizamiento de estacas, en especies como Populus sp., Pinus radiata y Eucalyptus globulus, ya que la micropropagación es una técnica de elevado costo y los beneficios son similares entre ambas.

El enraizamiento de estacas depende de múltiples factores, no existiendo recomendaciones precisas de cual es el mejor manejo de la técnica (Hartney 1980). , el presente estudio, analiza el efecto de factores como el número de hojas y la concentración de ácido indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estacas de tallo de Eucalyptus globulus. Se utilizan estacas pertenecientes a un sólo clon, en las cuales se miden y evalúan el crecimiento en diámetro y altura; además, de características morfológicas del sistema radicular formado tales como: peso seco, cantidad de raíces y volumen radicular. Los porcentajes de enraizamiento y mortalidad se determinan para cada uno de los tratamientos ensayados.

II. Revisión Bibliográfica.

2.1 Propagación Vegetativa.

La propagación vegetativa es un método de reproducción asexual, el cual permite capturar y transferir al nuevo árbol todo el potencial genético del progenitor (Gutiérrez y Chung 1994). De ahí, que este método se pueda utilizar para la producción masiva de árboles deseados, incrementando los beneficios y conocimientos de los genotipos más sobresalientes (Zobel 1993).

Una de las ventajas mas destacables de este método se refieren a la pronta utilización de las características genéticas del árbol seleccionado, ya que no se requiere operar la producción de semillas para obtener los propágulos para establecer una plantación (Gutiérrez y Chung 1994). Además, posibilita una mayor uniformidad en las plantas de un solo clon, en comparación a las plantas obtenidas de semilla del mismo (Barbour y Butcher 1995). Lo anterior, se debe principalmente a que este método captura los dos componentes de la variación genética, es decir, captura las varianzas genéticas aditivas y no aditivas de

las distintas características del clon, reproduciendo en forma idéntica al individuo propagado; a diferencia de la reproducción por semilla que solo captura la varianza genética aditiva (Zobel y Talbert 1984).

Sin embargo, una desventaja del método se da en el caso del establecimiento de un rodal altamente productivo, dado que, el establecimiento de extensas superficies a través de la propagación vegetativa de un clon de mayor rendimiento, presenta altos riesgos de pérdida, bajo la presencia de un ataque de insectos, enfermedades ó a un cambio de las condiciones climáticas (Gutiérrez y Chung 1994). Existen distintos sistemas de solución; Campinhos (1987), menciona el ejemplo de la empresa forestal Aracruz en Brasil con E. grandis que utiliza un número de 15 clones para cada plantación, los que se disponen en forma de bloques monoclonales. Otra solución al respecto, es la utilización de plantaciones multiclonales mixtas en bloques (Zobel y Talbert 1984).

2.2 Propagación vegetativa en Eucaliptos.

La propagación vegetativa en Eucalyptus sp. es un método que ha logrado una amplia aceptación, ya que permite

obtener grandes ganancias, aún en aquellas características de baja heredabilidad (Campinhos 1987).

La principal razón del uso de la propagación vegetativa en Eucalyptus sp. se debe a que este método de propagación, además de mejorar la densidad básica de la madera, permite homogeneizar la calidad de ésta; aspecto muy anhelado para la producción de celulosa, objetivo mayoritario de las plantaciones con las especies de este género (Gutiérrez y Chung 1994).

Existen dos métodos de propagación vegetativa; la macropropagación y la micropropagación. Esta última considera las técnicas de "cultivo invitro", por medio del cultivo de órganos, o de callos, o bien mediante plantas derivadas de embriones encapsulados (Gutiérrez y Chung 1994). En ambos métodos los beneficios son similares, sin embargo, la macropropagación, específicamente el enraizamiento de estacas, es de menor costo y menos compleja en técnica en comparación a los materiales y conocimientos requeridos para la utilización de los métodos de micropropagación (Hartney 1980).

2.2.1 Macropropagación (enraizamiento de estacas). Son muchas las experiencias que se han llevado a cabo con este método en distintas especies del género Eucalyptus sp. Franclet (1954), citado por Chaperón (1987), menciona que los primeros trabajos de propagación vegetativa a través del enraizamiento de estacas en Eucalyptus sp., datan de 1954 en Marruecos.

Los éxitos de la utilización de estacas enraizadas han sido muchos. Uno de los más sobresalientes es el que registra la empresa forestal Aracruz, en Brasil, con la especie Eucalyptus grandis, aumentando el rendimiento de sus bosques en un 112%, el contenido de celulosa en más de un 50%; y logrando un incremento medio anual de 70 m³/ha/año (Campinhos 1987).

El éxito del empleo de este tipo de material no sólo depende del nivel de búsqueda y grado de selección a través del fenotipo; sino que además de la habilidad de enraizamiento de cada clon (Gutiérrez 1995); ya que desafortunadamente existen especies del género Eucalyptus sp. que no enraízan fácilmente (Griffin 1993). Campinhos (1987), sugiere para un uso operacional de este método, la identificación de los árboles que rebroten bien y que su

capacidad de enraizamiento sea en un porcentaje mayor o igual a un 70%; simultáneamente, se deben analizar las propiedades de la madera, tales como densidad y resistencia (Campinhos 1987).

2.2.2 Factores a considerar en el proceso de enraizamiento. Según Hartney (1980), no existen recomendaciones precisas acerca de cual es la mejor técnica para efectuar el enraizamiento, ya que este proceso depende de múltiples factores.

2.2.2.1 La juventud del material utilizado. Una dificultad que presenta la macropropagación es que cuando el árbol ha alcanzado el tamaño y la edad suficiente para ser evaluado por forestales o genetistas, este ya presenta dificultades para ser propagado debido a que sus tejidos son maduros (Durand-Cresswell et al. 1982).

Según Franclet (1983), citado por Gutiérrez y Chung (1994), los problemas de aplicar métodos de propagación vegetativa a árboles adultos podrían ser los siguientes:

- Calidad heterogénea, en cuanto a regeneración y vigor vegetativo de las estacas tomadas de la copa.

- Reducción de la homogeneidad y capacidad regenerativa de los órganos, lo mismo que reducción en la capacidad para recuperar el vigor vegetativo, aun cuando las estacas se tomen de la zona más adecuada y la técnica de propagación sea la más compleja.
- Transmisión y memorización de la heterogeneidad en las sucesivas generaciones de estacas enraizadas.

Sin embargo, esta conocida limitación de la propagación vegetativa al propagar tejido adulto, puede atenuarse en los Eucalyptus sp. al rejuvenecer el material en la rebrotación (Rojas 1990). Según Chaperón (1987), existen dos caminos para rejuvenecer el propágulo:

- La injertación sucesiva combinada con el uso de las técnicas de macro y micropropagación.
- Inducción de crecimiento en forma de seto a partir de estacas recolectadas del ortet.

2.2.2.2 Posición de la estaca en el brote. Existen dos términos que se relacionan con la posición de la estaca en el brote: topófisis y peréfisis.

Según Franclet (1979), Zobel y Talbert (1984), citados por Gutiérrez (1989), topófisis es el efecto de la localización del propágulo en la planta madre. Peréfisis se refiere al efecto debido a la ubicación del propágulo en distintas condiciones ecológicas, dentro del mismo árbol.

Bacherlard y Stowe (1963), citado por Hartney (1980), trabajando con estacas de Eucalyptus camaldulensis establecieron que estacas tomadas de la sección basal del brote registran una mayor habilidad de enraizamiento que aquellas provenientes de la punta y sección media del brote. Estos resultados permitieron inferir, que la base de la planta donadora podría ser el sitio de acumulación de sustancias esenciales para el enraizamiento, o alternativamente, existir un nivel entre reguladores e inhibidores del crecimiento (Durand-Cresswell et al. 1982; Hartney 1980).

2.2.2.3 Influencia de las hojas. Las hojas son elementos esenciales para el enraizamiento de estacas, dada la demanda de sustancias tales como carbohidratos para la formación de raíces. Bacherlard y Stowe (1963), citado por Hartney (1980), investigaron el efecto de la presencia de las hojas en el enraizamiento de estacas de Eucalyptus

camaldulensis., ellos establecieron que los requerimientos por la presencia de las hojas no podrían ser reemplazados por concentraciones de auxinas, sucrosa o algún compuesto nitrogenado, aunque estos también estimulan la formación de raíces, siempre y cuando existan hojas presentes.

Otro factor importante, correlacionado con las hojas, es la presencia de inhibidores en éstas, influyendo en la habilidad de enraizamiento de las estacas (Hartney 1980).

Según Hartney (1980), la concentración de inhibidores está en función de la edad de la hoja, como también de la posición del brote en la planta madre.

En cuanto a la superficie foliar a utilizar, existen algunos ensayos en estacas de Eucalyptus camaldulensis. Geary y Harding (1984) establecieron que:

- Estacas con 2 hojas enraizaron, y formaron hojas nuevas en menor porcentaje que estacas con 4 hojas.
- Reduciendo el área foliar a un 50%, por extracción de 2 hojas de 4, da un porcentaje de enraizamiento similar a cortar las 4 hojas por la mitad.

- Reduciendo el área foliar a un 25%, por extracción de 3 hojas, no estimula el enraizamiento, mientras que una reducción similar por recortes en las hojas, sí estimula el enraizamiento.

2.2.2.4 Condiciones ambientales. Cuando las condiciones climáticas durante la estación de crecimiento no son favorables para el proceso de enraizamiento, las estacas (cuttings) deben ser enraizadas en un invernadero (Chaperón 1987).

Según Rauter (1983), citado por Ipinza y Gutiérrez (1992), las condiciones ambientales deben considerar una alta humedad relativa del aire que rodea a los esquejes, y condiciones cálidas en la base de estos. Este gradiente de temperatura permite mayor actividad en la base, minimiza la transpiración y estrés hídrico en la parte superior de la estaquilla.

Chaperón (1987), determinó que las condiciones climáticas ideales son: la temperatura del aire entre 20 °C y 28 °C; temperatura del sustrato entre 25 °C y 30 °C, y alta humedad relativa.

Otra consideración tiene relación con el medio de enraizamiento o sustrato que se debe utilizar. Según Hartmann y Kester (1987), el medio de enraizamiento tiene 3 funciones, las cuales son:

- Mantener la estaca en su lugar durante el período de enraizamiento.
- Proporcionar humedad a la estaca.
- Permitir la penetración de aire a la base de la misma.

Gutiérrez (1989) menciona que el éxito del enraizamiento depende del balance entre aireación y humedad del sustrato. Además, de una buena capacidad de absorción de nutrimentos (Chaperón 1987).

Los sustratos más utilizados por algunos países para el enraizamiento de eucaliptos son: vermiculita (Brasil, Congo, Argentina), pero algunas organizaciones han usado combinaciones de turba y corteza de pino (Portugal), o solo corteza de pino en Francia (Chaperón 1987).

Aguirre y Arce (1988), utilizaron como sustrato vermiculita para el enraizamiento de estacas de *E. globulus* sp. biscotata; e Ipinza y Gutiérrez (1992), para la misma

especie, emplearon una combinación entre vermiculita y turba en una proporción 1:1.

2.2.2.5 Tratamiento con auxinas. Según Macdonald (1986), las razones para usar hormonas enraizantes, en plantas leñosas, es debido a que sirven para:

- Incrementar en su totalidad el porcentaje de enraizamiento.
- Acelerar la iniciación de raíces.
- Incrementar el número y calidad de las raíces.
- Fomentar uniformidad en el enraizamiento.

Según Jagadesh y Adkoli (1987), citados por Ipinza y Gutiérrez (1992), en los eucaliptos se pueden obtener altas tasas de enraizamiento tratando los esquejes con ácido naftalenacético (ANA), o ácido indolbutírico (AIB). El regulador que generalmente se utiliza es el AIB diluido y aplicado con polvos talco (Aguirre y Arce 1988).

Las concentraciones a utilizar de AIB varían ampliamente, pero las más utilizadas en Eucalyptus sp. fluctúan entre 0.3% al 1%, siendo las más comunes entre 0.6% y 0.8% (Chaperón 1987).

Existen diversas formas de aplicar el AIB; una de ellas, como se mencionó anteriormente, es en combinación con polvos talco. Otra forma de aplicar el AIB, es la que consiste en remojar las estaquillas en soluciones líquidas de AIB, en concentraciones de 100 a 200 ppm por 24 horas (Ipinza y Gutiérrez 1992).

Otro método es la inmersión rápida. Según Hartmann y Kester (1992), citado por Pando (1995), las estacas se sumergen durante 5 segundos en concentraciones de 500 a 1000 ppm, siendo este método más efectivo para el caso de *Pinus radiata*. Macdonald (1986), menciona que las concentraciones óptimas para la aplicación de este método son de 250 a 1000 ppm.

2.2.2.6 Tratamientos complementarios. Debido a que las condiciones ambientales para el proceso de enraizamiento son favorables para la proliferación de hongos, se deben realizar periódicas aplicaciones preventivas con fungicidas sistémicos (Ipinza y Gutiérrez 1992). Así, el tratamiento con fungicidas debe dar cierta protección y resultar, tanto en una mayor supervivencia como en una mejoría en la calidad de las raíces (Hartmann y Kester 1987).

Ipinza y Gutiérrez (1992), realizaron aplicaciones de fungicidas, alternando varios productos, 3 veces por semana, además de aplicar en cada corte un látex fungicida sellante (poda látex + euparen 2 g/l).

La fertilización en el proceso de enraizamiento es otro tratamiento complementario que se debe considerar con especial importancia. El enraizamiento de estacas en diversas especies de plantas se ha estimulado en forma marcada fertilizando con compuestos nitrogenados (Hartmann y Kester 1987). Además, de compuestos nitrogenados se ha determinado que el boro estimula la producción de raíces en las estacas, cuando menos en algunas plantas, siendo más probable que ese efecto sea de estímulo de crecimiento de las raíces más que un efecto de iniciación de ellas (Hartmann y Kester 1987).

Además de la necesidad de fertilizar en el proceso de formación de raíces en la estaca, se debe considerar que los requerimientos por nutrimentos de una planta proveniente de estaca, son mayores a los de una planta obtenida de semilla (Chaperón 1987).

2.2.3 Aspectos anatómicos del enraizamiento. La formación de raíces depende fundamentalmente de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan en forma compleja y generan un amplio rango de efectos sobre el metabolismo, crecimiento y diferenciación (Gutiérrez 1995).

El proceso de formación de raíces adventicias en las estacas de tallo, se divide en 3 etapas: (1) diferenciación celular, (2) iniciación de grupos de células en primordios de la raíz reconocibles y (3) el crecimiento y emergencia de nuevas raíces, incluyendo la ruptura de otros tejidos de tallo y formación de conexiones vasculares con los tejidos conductivos de la estaca (Hartmann y Kester 1987).

Según Hartmann y Kester (1987), existen dos tipos de raíces: las "raíces inducidas o raíces de lesión", las que se caracterizan por presentarse después de una lesión; y las "raíces preformadas", las que se desarrollan durante los primeros períodos de desarrollo del tallo intacto. Por lo general las iniciales de raíz preformadas o latentes, permanecen durmientes, hasta que se hace la estaca de tallo y se coloca en condiciones ambientales favorables para su desarrollo posterior y la emergencia de los primordios como raíces adventicias.

2.2.4 Aspectos fisiológicos del enraizamiento. En las plantas existen diversas sustancias de ocurrencia natural que favorecen a la iniciación de raíces adventicias. Estas son las hormonas naturales y los reguladores del crecimiento (Hartmann y Kester 1987).

Hartmann y Kester (1987), mencionan que existen varios reguladores del crecimiento, entre los que se destacan: auxinas, citokininas, giberilinas, inhibidores como el ácido absicico y el etileno. De ellas, la auxina ácido indol 3 acético, es la que tiene mayor efecto sobre la formación de la raíz en la estaca. Según Pardos (1985), y Rauter (1983), citados por Gutiérrez (1995), se ha confirmado que las auxinas solo aumentan una potencialidad ya existente en las especies de enraizar sin dificultad, observándose que la aplicación exógena de auxina no resulta efectiva en estacas de especies difíciles de enraizar.

III. Materiales y Método.

3.1 Manejo de factores ambientales.

El ensayo se realizó en el invernadero de Forestal Angol Ltda. ubicado en la IX región, provincia de Malleco, comuna de Angol. Allí se mantuvo un constante y permanente control de las condiciones de humedad relativa del aire, temperatura del sustrato y temperatura ambiental.

Al respecto, la humedad relativa siempre se mantuvo sobre el 90%; la temperatura del sustrato entre 20 y 25 °C, y la del ambiente a 22 °C. Las tres variables señaladas se controlaban con una frecuencia de 60 minutos.

Como sustrato se utilizó una combinación de perlita, vermiculita y turba en porcentajes de 20, 40 y 40 %, respectivamente.

3.2 Diseño experimental.

Se utilizó un diseño de "Parcela Dividida" en bloques al azar. A la parcela mayor se le asignó el número de hojas en la estaca: 2 y 4 hojas, respectivamente. En la subparcela o parcela menor, se ubicó a las distintas concentraciones de AIB: 0, 2500 y 5000 ppm.

La combinación de factores produjo 6 tratamientos, que se establecieron en 4 bloques; en cada bloque, la parcela mayor quedó constituida por 15 estaquillas y la subparcela o parcela menor por 5 estaquillas; obteniéndose un total por bloque de 30 estaquillas utilizadas y de 120 para el total del ensayo (anexo N°1).

3.3 Recolección de las estacas.

Las estaquillas se obtuvieron, al azar, de setos de E. globulus de 8 meses de edad, previa aplicación de fungicidas. Se seleccionaron brotes que no presentaban daño o enfermedad, con buena tonalidad de color, no demasiados succulentos y con un diámetro no inferior a 2 mm. Los brotes seleccionados se sumergieron en una solución fungicida de benlate en una concentración de 0.2 g/l de agua; siendo

luego trasladados a una sala del invernadero para la confección de las estaquillas.

3.4 Confección de las estaquillas.

La confección de las estaquillas se realizó previa selección del tratamiento, para luego escoger un brote, al cual se le hizo un corte recto en el lugar de la futura base de la estaca; unos pocos centímetros mas abajo de una zona internodal (2 a 3 cm), y un corte en la parte superior, obteniéndose una estaquilla de longitud mayor o igual a 10 cm. Luego, se retiraron las hojas de la sección internodal mas cercana a la base y se cortaron las hojas que permanecerían en la estaquilla en forma transversal, dejando un 35 a 40 % de superficie foliar. Posteriormente, se aplicó una solución fungicida (benlate a 0.2 g/l de agua) y la concentración de hormona (AIB) correspondiente al tratamiento en la base de la estaca; a continuación, se enterró en el tubete dejando la sección internodal dentro del sustrato. En todos los cortes se utilizó tijeras desinfectadas con alcohol.

Una vez establecido el ensayo, se realizaron aplicaciones semanales con diferentes fungicidas a las estacas, ya que

las condiciones ambientales para el enraizamiento son favorables para la proliferación de agentes patógenos. Además, una vez por semana se aplicó una solución compuesta por diferentes fertilizantes con el propósito de mejorar la rizogénesis de las estaquillas (anexo N°2).

3.5 Variables medidas :

Al terminó del ensayo se evaluaron los siguientes atributos en las estacas enraizadas:

- Crecimiento en diámetro y altura, éstas variables se midieron con un pie de metro, con una precisión de 0.05 cm para la altura y de 0.05 mm para el diámetro.
- Peso seco, para lo cual, se secaron las raíces a 70 °C durante 12 horas en una cámara de secado, luego fueron pesadas en una balanza electrónica con una precisión de 0.01 g.
- Volumen radicular, este fue medido a través del peso radicular con una balanza electrónica y el desplazamiento de líquido de las raíces, con una precisión de 0.01 cc.

- Cantidad de raíces, esta variable fue medida a través de un simple censo de raíces presentes en cada estaca enraizada.
- Porcentaje de enraizamiento, esta variable fue medida a través de la observación de la presencia de raíces en la base de los tubetes.
- El porcentaje de mortalidad se obtuvo mediante el conteo de estacas muertas en cada uno de los tratamientos.

El ensayo tuvo un período de duración de 2 meses, a contar del 4 de septiembre de 1996.

3.6 Análisis estadístico de los resultados.

Los datos obtenidos se analizaron de acuerdo al diseño utilizado, para lo cual, se empleo el software estadístico Sistema de Análisis Estadístico (S.A.S.).

IV. Resultados y Discusión.

4.1 Temperatura del sustrato y ambiental.

En las figuras 1 y 2, se muestra el comportamiento de las temperaturas promedio por día en el sustrato y ambiente, que se registraron durante los meses de septiembre y octubre, respectivamente.

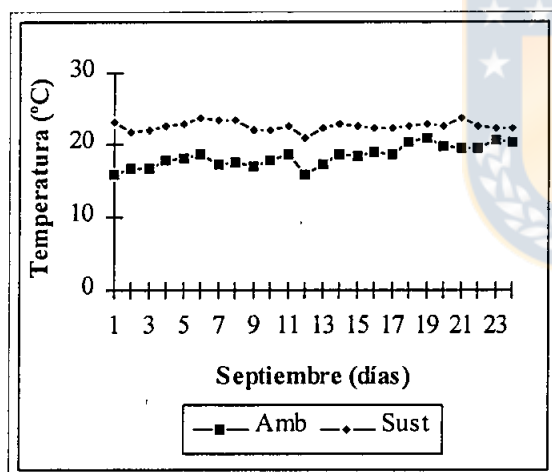


Fig. 1. Temperatura del sustrato y ambiental en el mes de Septiembre.

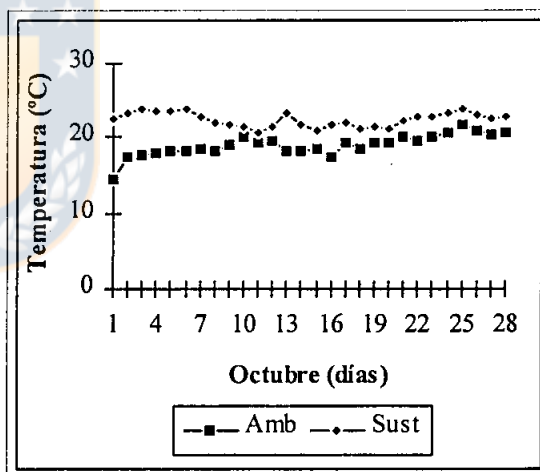


Fig. 2. Temperatura del sustrato y ambiental en el mes de Octubre.

De las figuras y apéndice I, se observa que: en el mes de septiembre las temperaturas promedio, máxima y mínima del ambiente y sustrato fueron de 18.3 °C, 20.8 °C y 15.7 °C para el ambiente; y de 22.5 °C, 23.7°C y 20.7 °C para el sustrato, respectivamente.

Durante el mes de octubre las temperaturas promedio, máxima y mínima del ambiente y sustrato fueron de 19 °C, 21.7 °C y 14.5 °C para el ambiente; y de 22.4 °C, 23.9 °C y 20.7 °C para el sustrato, respectivamente.

De los resultados anteriores se desprende que siempre hubo mayor temperatura en el sustrato que en el ambiente, registrándose una diferencia promedio en el mes de septiembre de 4.13 °C, mayor a la obtenida en el mes de octubre de 3.44 °C (apéndice I). 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 (Rauter 1983 cit. por Ipinza y Gutiérrez 1992).

4.2 Humedad relativa del aire.

En las figuras 3 y 4 de la siguiente página, se gráfica los valores promedio por día de la humedad relativa del aire, registrada cada una hora durante los meses de septiembre y octubre, respectivamente (apéndice I).

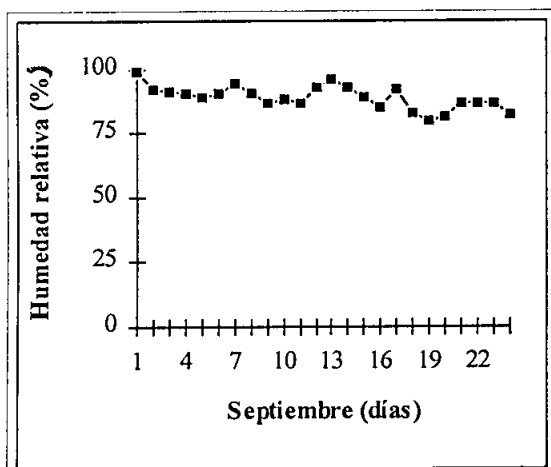


Fig. 3. Humedad relativa del aire en el mes de Septiembre.

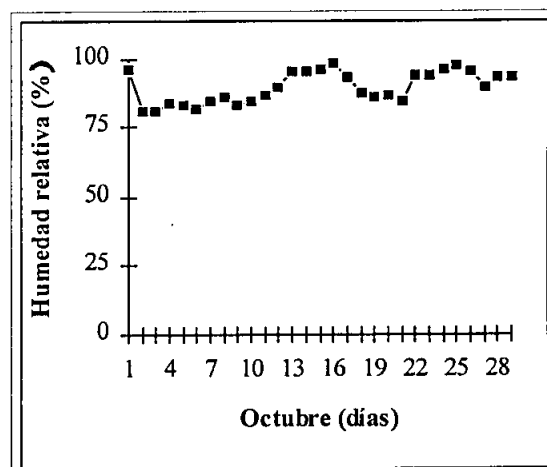


Fig. 4. Humedad relativa del aire en el mes de Octubre.

Las figuras muestran que la humedad relativa del aire, se mantuvo extremadamente similar durante el transcurso del ensayo, alcanzando en el mes de septiembre valores entre 99.3% y 79.8%, con un promedio de 89%. Durante el mes de octubre esta variable obtuvo registros en un rango entre 98.3% y 80.9%, con un promedio de 89.7%. Estas altas condiciones de humedad relativa favorecen al enraizamiento, ya que, la estaquilla al no poseer un sistema radicular bien formado, necesita de un medio húmedo que le evite deshidratarse por evapotranspiración excesiva (Macdonald 1986, Campinhos 1987, Chaperón 1987, Gutiérrez 1989 y Rauter 1983 cit. por Ipinza y Gutiérrez 1992).

En la tabla 1, de la siguiente página, se presentan los valores promedios, y grado de significancia de cada factor

en estudio, y sus interacciones para las distintas variables evaluadas. Se debe tener en consideración que los resultados que se entregan corresponden a un clon específico, por lo tanto, estos podrían variar debido al control genético existente en la habilidad de enraizamiento presente en cada clon que sea utilizado (Gutiérrez 1995).

Tabla 1. Valores promedio y grado de significancia de las variables respuestas.

	Diámetro (mm)	Altura (cm)	Peso seco (g)	Vol. radicular (cc)	Cant. raíces (N°)	Enraizamiento (%)	Mortalidad (%)
Fac. N° hojas (A)							
2	0.41	2.45	0.08	0.93	4.9	75	25
4	0.42	3.58	0.12	1.64	7.6	76.7	23.3
Fac. Conc. AIB (B)							
0	0.48	2.95	0.09	1.08	4.5	75	25
2500	0.41	3.9	0.12	1.42	7.2	75	25
5000	0.36	2.23	0.11	1.38	7.1	77.5	22.5
Varianza							
A	n.s.	n.s.	*	*	*	n.s.	n.s.
B	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	*	n.s.	n.s.
B X A	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.

* = existe diferencia significativa.

n.s. = no existe diferencia significativa.

P = 0.05

4.3 Crecimiento en diámetro y altura.

Los resultados de la tabla 1 y apéndice II, muestran que el crecimiento en diámetro y altura no son significativamente diferentes sí se utilizan estacas con 2 ó 4 hojas; además, los crecimientos de ambas variables no son afectados estadísticamente por el empleo y concentración de AIB (0, 2500 y 5000 ppm).

No se presentó un efecto de interacción entre los factores número de hojas en la estaca y concentración de AIB.

Se registró una diferencia de 0.01 mm en crecimiento diámetro entre estacas con 2 y 4 hojas (0.41 mm y 0.42 mm respectivamente). Estacas a las cuales no se les aplicó AIB (0 ppm) registraron el mayor valor de esta variable (0.48 mm), en comparación a los crecimientos de 0.41 y 0.36 mm de las estacas con 2500 y 5000 ppm de AIB, respectivamente.

El máximo crecimiento promedio en altura, lo obtuvieron las estacas con 4 hojas con 3.58 cm de crecimiento; y la concentración de 2500 ppm de AIB con 3.9 cm de crecimiento promedio por estaca enraizada.

4.4 Peso seco (biomasa radicular).

De la tabla 1 y apéndice II, se observa que estacas con 4 hojas obtuvieron significativamente un mayor peso seco radicular, registrándose una diferencia de 0.04 g, equivalente a un 33% más de peso seco que en estacas con 2 hojas.

No se observaron diferencias estadísticas entre las concentraciones de AIB, ni para la interacción con el factor número de hojas en la estaca.

En la figura 5 se muestra el peso seco radicular para estacas con 2 y 4 hojas en cada uno de los tratamientos ensayados.

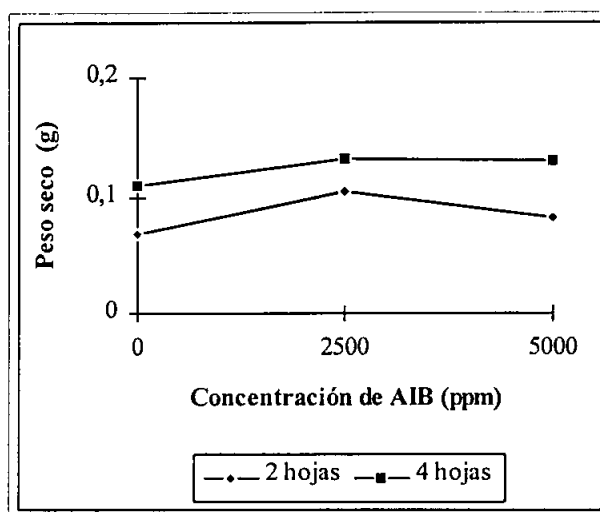


Fig. 5. Peso seco radicular formado en los distintos tratamientos.

De acuerdo a la figura 5, se muestra que las estacas con 4 hojas presentan un mayor peso seco radicular que estacas con 2 hojas, en la totalidad de los tratamientos ensayados; esta diferencia se debe a que una mayor superficie foliar favorece a una mayor cantidad de raíces formadas la que se traduce en un aumento del peso seco radicular por estaca enraizada (Geary y Harding 1984). Además, de la figura se observa que la aplicación de AIB en concentraciones de 2500 y 5000 ppm en estacas con 4 hojas, aumenta los valores en peso seco, en comparación al no aplicar AIB.

4.5 Volumen radicular.

Los valores promedios en la tabla 1 y apéndice II, muestran que el volumen radicular en estacas con 4 hojas es significativamente mayor a estacas con 2 hojas; registrándose una diferencia de 43%, equivalente a 0.71cc más en volumen radicular por estaca enraizada. Según Geary y Harding (1984), estacas con mayor superficie foliar producen una mayor cantidad de raíces, la que se refleja en un aumento del volumen radicular.

La concentración de AIB, no presentó un efecto significativo en el volumen radicular, al igual que la interacción con el factor número de hojas en la estaca.

En la figura 6 se presentan los volúmenes promedios en estacas con 2 y 4 hojas en las distintas concentraciones de AIB ensayadas.

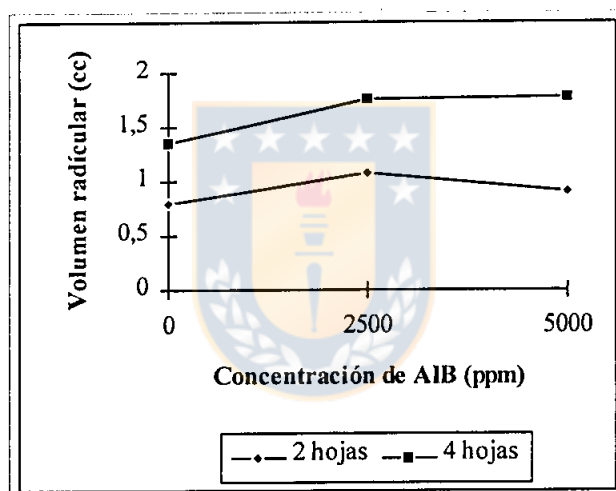


Fig. 6. Volumen radicular en los distintos tratamientos.

La figura 6 muestra que estacas con 4 hojas registraron un mayor volumen radicular que estacas con 2 hojas en la totalidad de los tratamientos; además, se observa que las concentraciones de 2500 y 5000 ppm de AIB aumentaron el volumen radicular en estacas 4 hojas, en comparación al no aplicar; no ocurriendo esto en estacas con 2 hojas, donde

la no aplicación de hormona muestra el segundo mayor valor en volumen.

4.6 Cantidad de raíces.

Los resultados de la tabla 1 y apéndice II, muestran que estacas con 4 hojas forman significativamente una mayor cantidad de raíces que estacas con 2 hojas, obteniéndose cantidades promedio de 7.6 raíces en estacas con 4 hojas y 4.9 raíces en estacas con 2 hojas, es decir, una diferencia de 2.7 raíces formadas en promedio. Una mayor superficie foliar favorece a una mayor cantidad de raíces producidas por estaca enraizada (Geary y Harding 1984).

Las concentraciones de AIB presentaron un efecto significativo en la cantidad de raíces formadas por estaca enraizada, registrándose la mayor cantidad de raíces en concentraciones de 2500 y 5000 ppm de AIB, con 7.2 y 7.1 raíces formadas en promedio, respectivamente. Esto se debe a que uno de los objetivos de la aplicación de AIB, es el de aumentar la cantidad de raíces por estaca enraizada (Macdonald 1986).

Realizando comparaciones múltiples con el Test de Tukey (apéndice III), se obtuvo que las concentraciones de 2500 y 5000 ppm de AIB producen en forma significativa una mayor cantidad de raíces por estaca (7.2 y 7.1 raíces, respectivamente), en comparación al no aplicar AIB (4.5 raíces); a su vez, se determinó que no existe diferencia significativa en la formación de raíces entre aplicar 2500 y 5000 ppm de AIB. Por lo tanto, una concentración de 2500 ppm de AIB se hace suficiente para la obtención de una buena cantidad de raíces por estaca enraizada; posibilitando de esta manera, investigar con concentraciones de AIB menores a las estudiadas, ya que una concentración de AIB menor produciría una reducción en costos operacionales.

En la figura 7, de la siguiente página, se entregan las cantidades promedios de raíces formadas en cada uno de los tratamientos.

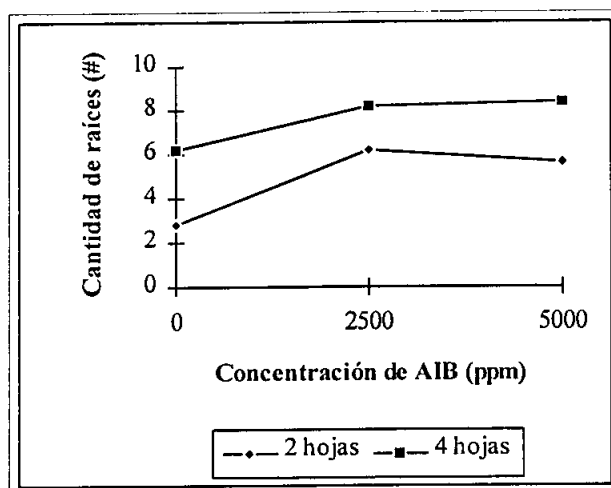


Fig. 7. Cantidad raíces formada en los distintos tratamientos.

Observando la figura 7 y la tabla 1, se determina claramente que estacas con 4 hojas forman una mayor cantidad de raíces que estacas con 2 hojas en la totalidad de los tratamientos. Además, se observa tanto para estacas con 2 y 4 hojas, que las concentraciones de 2500 y 5000 ppm de AIB siempre obtuvieron la mayor cantidad de raíces formadas en comparación a las estacas enraizadas sin aplicación de AIB.

La interacción de los factores número de hojas en la estaca y la concentración de AIB no presentó un efecto significativo en la cantidad de raíces formadas.

4.7 Porcentaje de enraizamiento y mortalidad.

Los resultados obtenidos en la tabla 1 y apéndice II, muestran que los porcentajes de enraizamiento y mortalidad no presentan un efecto significativo por los factores números de hojas en la estaca (2 y 4 hojas), concentración de AIB (0, 2500 y 5000 ppm) y ni por la interacción de estos.

Los porcentajes de enraizamiento y mortalidad registrados en el ensayo fueron de 75.8% y 24.2%, respectivamente (apéndice IV).

Un porcentaje de enraizamiento de 75.8% para *Eucalyptus globulus* es considerado bueno, debido a que esta especie es de dificultad mediana para el enraizamiento (Griffin 1993). Campinhos (1987), recomienda para un uso operacional de esta técnica, la búsqueda y reconocimiento de los clones de *Eucalyptus sp.* que enraízan en un porcentaje mayor o igual al 70%; y analizar las propiedades de la madera, tales como densidad, resistencia, peso seco etc.

V. Conclusiones.

- Las concentraciones de AIB y el número de hojas no afectan los crecimientos en diámetro y altura de estacas enraizadas de *Eucalyptus globulus*.
- Estacas de 4 hojas producen plantas con mayor peso seco, volumen radicular y cantidad de raíces.
- La concentración de AIB entre 2500 y 5000 ppm, afectan significativamente la cantidad de raíces formadas en las estacas.
- El número de hojas en las estacas, y la concentración de ácido indolbutírico (AIB), no afectan al porcentaje de enraizamiento y de supervivencia de las estacas de *Eucalyptus globulus*.

- El empleo de AIB y número de hojas en las estacas de *Eucalyptus globulus* no interactúan en las variables: crecimiento en diámetro, crecimiento en altura, peso seco, volumen radicular, cantidad de raíces, porcentaje de enraizamiento y porcentaje de supervivencia.



VI. Summary.

The effect of IBA concentration (0, 2500, 5000 ppm) and leaf number (2 and 4) on the rooting of *Eucalyptus globulus* cuttings, obtained from a single clone was evaluated. The experimental design was a "Split Plot" with 4 random blocks.

Environmental factors like soil temperature, air temperature, relative humidity and irrigation were controlled.

Diameter, height growth, the percentage of rooting and mortality, is not affected by the number of leaves, neither by the IBA concentration. The variable dry weight and volume of roots were only affected by the leaf number of cuttings; registering greater value with 4 leaves cuttings. The quantity of roots was affected by the leaf number and by the IBA concentration, getting greater value with 4 leaves cuttings, or in cuttings with IBA concentrations of 2500 to 5000 ppm.

Resumen.

Utilizando un diseño de " Parcela Dividida" con 4 repeticiones, se evalúa el efecto de la concentración de ácido indolbutírico (AIB) en concentraciones de 0, 2500 y 5000 ppm, y el número de hojas (2 y 4 hojas), en el enraizamiento de estacas de tallo de Eucalyptus globulus, obtenidas de un solo clon.

Las condiciones de temperatura de sustrato, temperatura del aire, humedad relativa y riego fueron controladas.

Se concluye que el crecimiento en diámetro y altura, el porcentaje de enraizamiento y de mortalidad; no son afectados por el número de hojas, ni por la concentración de AIB. El número de hojas de la estaca afecta al peso seco y volumen radicular, alcanzando mayores valores en estacas con 4 hojas. La cantidad de raíces fue afectada tanto por el número de hojas, como por la concentración de AIB; logrando mayores valores en estacas con 4 hojas, y en las estacas a las cuales se les aplicó 2500 a 5000 ppm. de AIB.

VII Bibliografía.

Aguirre, J. y Arce, J., 1988. Algunos resultados sobre propagación vegetativa de especies de *Eucalyptus* en Chile. En: INFOR. Actas del simposio de "Manejo Silvicola del Genero *Eucalyptus*". Viña del Mar, Chile.

Barbour, E. and Butcher, T., 1995. Field-Testing Vegetative Propagation Techniques of *Eucalyptus globulus*. Pp 313-314. In: IUFRO. Simposio "Eucalypts plantations: Improving Fibre yield and Quality". Hobart, Australia.

Campinhos, E., 1987. Propagacao vegetativa de *Eucalyptus* por enraizamiento de estacas, pp 208-214. En: CIEF. Simposio sobre silvicultura y mejoramiento genético de especies forestales. Buenos Aires, Argentina.

Chaperon, H., 1987. Vegetative propagation of *Eucalyptus*, pp 215-228. En: CIEF. Simposio sobre silvicultura y mejoramiento genético de especies forestales. Buenos Aires, Argentina.

Durand-Cresswell, R.; Boulay, M.; and Franclet, A., 1982. Vegetative propagation of *Eucalyptus*. Pp 150-181. In: Bonga, J. y Durzan, D. ed. Tissue Culture in Forestry. Boston, London. Nijhoff, M. y Junk, W. Publisher.

Geary, T. and Harding, W., 1984. The effect of leaf quantity and trimming on rooting succes with *E. camaldulensis* cuttings. Comm. For. Rev. N° 63: 225-230

Griffin, A., 1993. Potential for genetic improvement of *Eucalyptus* in Chile, pp 1-25. En: INFOR. Actas del Simposio " Los eucaliptos en el desarrollo forestal de Chile". Pucón, Chile.

Gutiérrez, B., 1989. Propagación vegetativa de *Eucalyptus nitens* a través de estacas provenientes de retoños de tocón. Documento mecanografiado. INFOR. Instituto forestal. 39p.

Gutiérrez, B., 1995. Consideraciones sobre la Fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Ciencia e Investigación Forestal 9(2): 261-277

Gutiérrez, B. y Chung, P., 1994. Propagación vegetativa y silvicultura clonal en eucalipto. Ciencia e investigación forestal 8(1): 139- 175

Hartmann, H. y Kester, D., 1987. Propagación de plantas. Principios y Prácticas. Compañía Editorial Continental. México. 670 pp.

Hartney, V., 1980. Vegetative propagation of *Eucalyptus*. Aust. For. Res. 10(3): 191-211

Ipinza, R. y Gutiérrez, B., 1992. Resultados preliminares de un ensayo de enraizamiento de estaquillas de *Eucalyptus globulus* spp. *globulus*. Ciencia e Investigación Forestal 6(1): 61-79

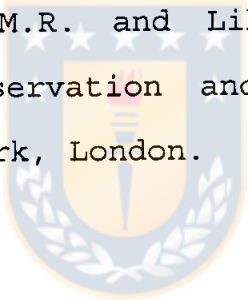
Macdonald, B., 1986. Practical Woody Plant Propagation for nursery growers. Portland, Oregon: Timber press. Vol 1. 669p.

Pando, G., 1995. Evaluación de distintas técnicas de enraizamiento de *Pinus radiata* D. Don. Tesis de grado Universidad de Concepción, Facultad de Cs. Forestales. Concepción, Chile.

Rojas, P., 1990. Silvicultura clonal de *Eucalyptus*. Ciencia e Investigación Forestal 4(1): 120-123.

Zobel, B. y Talbert, J., 1984. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Noriega editores. Editorial Limusa. 545 p.

Zobel, B., 1993. Clonal forestry in the *Eucalypts*. Pp 139-146. In: Ahuya, M.R. and Libby, W.J. eds. Clonal Forestry II: Conservation and Application. Berlin, Heidelberg, New York, London.



Anexo N°1.

1.- Esquema de la distribución de los tratamientos en el primer bloque.

Concentración	Estacas con 2 hojas.					Concentración	Estacas con 4 hojas.				
0 ppm	*	*	*	*	*	2500 ppm	*	*	*	*	*
5000 ppm	*	*	*	*	*	5000 ppm	*	*	*	*	*
2500 ppm	*	*	*	*	*	0 ppm	*	*	*	*	*

Nota : (*) representa una estaquilla.



Anexo N° 2.

1. Programa de fertilización sector cuttings.

1.1. Setos.

- Aplicación a la maceta.
- Dosis : 50 cc de solución por la planta (Composición de la solución en cuadro).
- Frecuencia : 1 vez por semana.

Solución:

Producto	Unidad	Dosis/lt de agua
- Ultrasol	g	10.00
- Kristasul	g	30.00
- Flow Mavar Quelato	g	0.38
- Flow Mavar P, Ca, Zn	g	0.38
- Flow Mavar Mg	cc	0.50

1.2. Estacas.

Se utiliza la misma solución, aplicada una vez por semana; pero la aplicación se hace por aspersión y no dirigida a la maceta como a los setos.

Además se realizan aplicaciones periódicas de micro elementos tanto a los setos, como a las estacas. Estas aplicaciones se hacen a base de productos comerciales (Bayfolan).

2. Programa de fumigación sector cuttings.

Las fumigaciones son generales, es decir, las aplicaciones se hacen tanto a los setos como a las estacas. Además, las aplicaciones son alternando los productos de tal forma de no generar resistencia en la población fungosa.

- Aplicación por aspersión con bomba de espalda.
- Frecuencia : 1 vez por semana.

Solución:

Producto	Unidad	Dosis/litro de agua
- Captan + benlate	g	2.0 + 1.5
- Euparen	g	2.0
- Ronilan	g	1.5
- Sumiscelex	g	1.6
- Rovral	cc	1.5

Apéndice I. Temperaturas del sustrato , ambiental y humedad relativa del aire.

Tabla N°2. Temperaturas de sustrato, ambiental y humedad relativa del aire promedio por día, para el mes de Septiembre.

Variables: T amb, T sust, hum
mes : Septiembre
Periodo: 06/09 29/09

Días	Hum (%).	T. ambiental	T. sustrato	Dif. amb. y sust.
1	99,3	15,7	23,0	7,3
2	92,0	16,7	21,6	4,9
3	91,4	16,8	21,9	5,1
4	90,8	17,9	22,4	4,5
5	89,0	18,0	22,9	4,9
6	90,5	18,6	23,7	5,1
7	94,3	17,3	23,3	6,0
8	90,9	17,6	23,2	5,6
9	87,1	17,0	21,9	4,9
10	88,5	17,9	22,0	4,1
11	86,4	18,5	22,5	4,0
12	93,1	15,8	20,7	4,9
13	96,1	17,3	22,2	4,9
14	93,1	18,5	22,8	4,3
15	89,1	18,3	22,4	4,1
16	85,0	18,9	22,2	3,3
17	92,5	18,7	22,2	3,5
18	83,1	20,3	22,4	2,1
19	79,8	20,8	22,9	2,1
20	81,4	19,7	22,4	2,7
21	87,0	19,5	23,5	4,0
22	86,7	19,5	22,6	3,1
23	86,8	20,5	22,3	1,8
24	82,4	20,4	22,2	1,8
Max	99,3	20,8	23,7	7,3
Min	79,8	15,7	20,7	1,8
Prom	89,0	18,3	22,5	4,1

Tabla N°3. Temperaturas del sustrato, ambiental y humedad relativa del aire promedio por día para el mes de Octubre.

Variables: T amb, T sust, hum
 mes : Octubre
 Periodo: 03/10 31/10

Días	Hum (%)	T. ambiental	T. sustrato	Dif. amb. y sust.
1	96,4	14,5	22,4	7,9
2	81,0	17,3	23,4	6,1
3	80,9	17,8	23,9	6,1
4	84,0	18,0	23,6	5,6
5	83,5	18,2	23,7	5,5
6	82,0	18,2	23,8	5,6
7	84,7	18,4	22,9	4,5
8	86,2	18,2	21,9	3,7
9	83,5	19,1	21,7	2,6
10	85,0	20,1	21,3	1,2
11	87,1	19,2	20,7	1,5
12	90,0	19,5	21,4	1,9
13	95,6	18,2	23,4	5,2
14	95,3	18,1	21,8	3,7
15	96,3	18,6	20,9	2,3
16	98,3	17,4	21,7	4,3
17	93,3	19,4	22,0	2,6
18	87,3	18,6	21,2	2,6
19	86,0	19,4	21,4	2,0
20	86,5	19,4	21,2	1,8
21	84,7	20,0	22,3	2,3
22	94,4	19,5	22,7	3,2
23	93,8	20,0	22,9	2,9
24	96,7	20,7	23,2	2,5
25	97,6	21,7	23,9	2,2
26	95,3	20,8	23,0	2,2
27	90,0	20,3	22,6	2,3
28	93,3	20,6	22,8	2,2
29	93,1			
Max	98,3	21,7	23,9	7,9
Min	80,9	14,5	20,7	1,2
Prom	89,7	19,0	22,4	3,4

Apéndice II. Análisis de varianza.

SAS

General Linear Models Procedure
Class Level Information

Class Levels Values

BLQ 4 1 2 3 4
C 3 0 2500 5000
H 2 2 4

Number of observations in data set = 120

Group Obs Dependent Variables

1 91 Diametro, Altura
2 31 P.seco, V.radicular, C.raices

NOTE: Variables in each group are consistent with respect to the presence or absence of missing values.

SAS

General Linear Models Procedure

Dependent Variable: Diámetro.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	4.82191097	0.43835554	2.03	0.0360
Error	79	17.05655057	0.21590570		
Corrected Total	90	21.87846154			

R-Square	C.V.	Root MSE	Y1 Mean
0.220395	111.8618	0.464657	0.41538462

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	3.84115964	1.28038655	5.93	0.0011
H	1	0.06994706	0.06994706	0.32	0.5708
BLQ*H	3	0.63226795	0.21075598	0.98	0.4083
C	2	0.64350222	0.32175111	1.49	0.2316
C*H	2	0.27304160	0.13652080	0.63	0.5340

Tests of Hypotheses using the Type III MS for BLQ*H as an error term

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	3.84115964	1.28038655	6.08	0.0863
H	1	0.06994706	0.06994706	0.33	0.6049

SAS

General Linear Models Procedure

Dependent Variable: Altura

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	181.3836002	16.4894182	3.34	0.0008
Error	79	389.9546415	4.9361347		
Corrected Total	90	571.3382418			

R-Square	C.V.	Root MSE	Y2 Mean
0.317471	73.59973	2.221741	3.01868132

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	72.27828445	24.09276148	4.88	0.0036
H	1	18.72174582	18.72174582	3.79	0.0550
BLQ*H	3	30.96300152	10.32100051	2.09	0.1081
C	2	29.72832194	14.86416097	3.01	0.0549
C*H	2	8.67695327	4.33847663	0.88	0.4193

Tests of Hypotheses using the Type III MS for BLQ*H as an error term

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	72.27828445	24.09276148	2.33	0.2522
H	1	18.72174582	18.72174582	1.81	0.2707

SAS

General Linear Models Procedure

Dependent Variable: P.seco

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	0.02111370	0.00191943	2.11	0.0734
Error	19	0.01726050	0.00090845		
Corrected Total	30	0.03837419			

R-Square	C.V.	Root MSE	Y3 Mean
0.550206	28.66117	0.030140	0.10516129

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	0.00403968	0.00134656	1.48	0.2512
H	1	0.01225415	0.01225415	13.49	0.0016
BLQ*H	3	0.00010849	0.00003616	0.04	0.9891
C	2	0.00338337	0.00169168	1.86	0.1826
C*H	2	0.00043858	0.00021929	0.24	0.7879

Tests of Hypotheses using the Type III MS for BLQ*H as an error term

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	0.00403968	0.00134656	37.24	0.0071
H	1	0.01225415	0.01225415	338.85	0.0003

SAS

General Linear Models Procedure

Dependent Variable: V.radicular

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	5.63111828	0.51191984	2.57	0.0340
Error	19	3.77855914	0.19887153		
Corrected Total	30	9.40967742			

R-Square	C.V.	Root MSE	Y5 Mean
0.598439	34.38919	0.445950	1.29677419

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	0.69001097	0.23000366	1.16	0.3522
H	1	3.88046738	3.88046738	19.51	0.0003
BLQ*H	3	0.18741605	0.06247202	0.31	0.8150
C	2	0.44727549	0.22363774	1.12	0.3455
C*H	2	0.15991738	0.07995869	0.40	0.6745

Tests of Hypotheses using the Type III MS for BLQ*H as an error term

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	0.69001097	0.23000366	3.68	0.1564
H	1	3.88046738	3.88046738	62.12	0.0043

SAS

General Linear Models Procedure

Dependent Variable: C.raices

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	140.4238482	12.7658044	2.64	0.0307
Error	19	91.9632485	4.8401710		
Corrected Total	30	232.3870968			

R-Square	C.V.	Root MSE	Y4 Mean
0.604267	34.97498	2.200039	6.29032258

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	22.74567946	7.58189315	1.57	0.2303
H	1	56.36684592	56.36684592	11.65	0.0029
BLQ*H	3	11.66286680	3.88762227	0.80	0.5075
C	2	41.77256157	20.88628078	4.32	0.0285
C*H	2	1.60744289	0.80372144	0.17	0.8482

Tests of Hypotheses using the Type III MS for BLQ*H as an error term

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	22.74567946	7.58189315	1.95	0.2986
H	1	56.36684592	56.36684592	14.50	0.0318

SAS

General Linear Models Procedure

Class Level Information

Class Levels Values

BLQ	4	1 2 3 4
C	3	0 2500 5000
H	2	2 4

Number of observations in data set = 24

SAS

General Linear Models Procedure

Dependent Variable: Enraizamiento

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	3050.000000	277.272727	0.58	0.8118
Error	12	5733.333333	477.777778		
Corrected Total	23	8783.333333			

R-Square	C.V.	Root MSE	E Mean
0.347249	28.82391	21.85813	75.8333333

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	983.333333	327.777778	0.69	0.5776
H	1	16.666667	16.666667	0.03	0.8550
BLQ*H	3	1383.333333	461.111111	0.97	0.4409
C	2	33.333333	16.666667	0.03	0.9658
C*H	2	633.333333	316.666667	0.66	0.5333

Tests of Hypotheses using the Type III MS for BLQ*H as an error term

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	983.333333	327.777778	0.71	0.6071
H	1	16.666667	16.666667	0.04	0.8614

SAS

General Linear Models Procedure

Dependent Variable: Mortalidad

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	3050.000000	277.272727	0.58	0.8118
Error	12	5733.333333	477.777778		
Corrected Total	23	8783.333333			

R-Square	C.V.	Root MSE	M Mean
0.347249	90.44743	21.85813	24.1666667

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	983.333333	327.777778	0.69	0.5776
H	1	16.666667	16.666667	0.03	0.8550
BLQ*H	3	1383.333333	461.111111	0.97	0.4409
C	2	33.333333	16.666667	0.03	0.9658
C*H	2	633.333333	316.666667	0.66	0.5333

Tests of Hypotheses using the Type III MS for BLQ*H as an error term

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
BLQ	3	983.333333	327.777778	0.71	0.6071
H	1	16.666667	16.666667	0.04	0.8614



Apéndice III. Test de Tukey para el efecto de la concentración de AIB en la variable cantidad de raíces.

Test de Tukey.

NOTA: Este test controla el error experimental del tipo I.

Alpha= 0.05 Aceptación =0.95 Grado de libertad = 19 MSE= 4.840171
 Valor crítico del rango estandarizado = 3.593

Las comparaciones significativas al nivel 0.05 se indican por '***'.

Concentración Comparaciones	Aceptación Limite Inferior	Diferencia entre Medias	Aceptación Limite Superior	
2500 - 5000	-2.333	0.109	2.551	
2500 - 0	0.200	2.700	5.200	***
5000 - 2500	-2.551	-0.109	2.333	
5000 - 0	0.149	2.591	5.033	***
0 - 2500	-5.200	-2.700	-0.200	***
0 - 5000	-5.033	-2.591	-0.149	***

Agrupamiento Tukey	Media	Nº obs.	Nº hojas
A	7.625	16	4
B	4.867	15	2

Apéndice IV. Porcentaje de enraizamiento y mortalidad.

Tabla N°4. Enraizamiento en los distintos tratamientos.

N° de hojas	Concentración de AIB			Total
	0 ppm.	2500 ppm.	5000 ppm.	
2 hojas	16/20	15/20	14/20	45/60
4 hojas	14/20	15/20	17/20	46/60
Total	30/40	30/40	31/40	91/120

Total de enraizamiento en porcentaje = 75.8%.

Tabla N°5. Mortalidad en los distintos tratamientos.

N° de hojas	Concentración de AIB			Total
	0 ppm.	2500 ppm.	5000 ppm.	
2 hojas	4/20	5/20	6/20	15/60
4 hojas	6/20	5/20	3/20	14/60
Total	10/40	10/40	9/40	29/120

Total de mortalidad en porcentaje = 24.2%