



UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE

Facultad de Ciencias Agrarias

Escuela de Agronomía

Propagación por esquejes de cinco clones de Gevuin (*Gevuina avellana* Mol.)

Tesis presentada como parte de
los requisitos para optar al grado
de Licenciado en Agronomía.

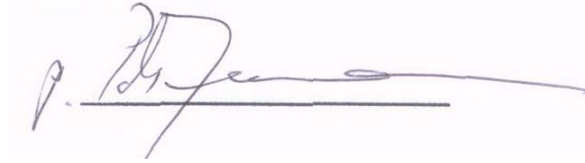
Daniela Alejandra Navarro Silva

Valdivia Chile 2002

PROFESOR PATROCINANTE:

Fernando Medel S.

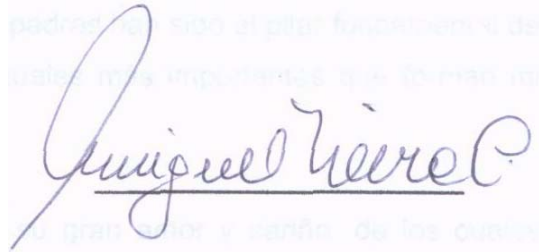
Dr. Ing. Agr.

A handwritten signature in black ink on a light pink background. The signature is stylized and appears to read 'F. Medel S.' with a long horizontal line extending to the right.

PROFESORES INFORMANTES:

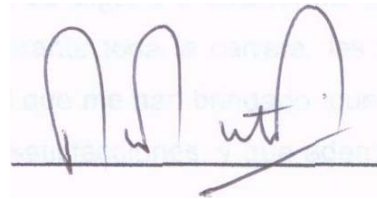
Miguel Neira C.

Ing. Agr.

A handwritten signature in black ink on a light pink background. The signature is cursive and clearly legible, reading 'Miguel Neira C.' with a horizontal line underneath.

Juan Fuentealba A.

Prof. de Biol. y Quím., MSc.

A handwritten signature in black ink on a light pink background. The signature is stylized and appears to read 'J. Fuentealba A.' with a horizontal line underneath.

AGRADECIMIENTOS

Al apoyo de mis padres debo gran parte de este logro alcanzado, les agradezco el gran esfuerzo, la dedicación y paciencia que han puesto en mi educación y en la de mis hermanos. Mis padres han sido el pilar fundamental de mi vida, brindándome los valores espirituales más importantes que forman mi persona y que llevare' siempre.

A mis hermanos y sobrinos, por su gran amor y cariño, de los cuales siempre me he sentido muy orgullosa.

A todos mis amigos y compañeros que de alguna u otra forma me han apoyado en el desarrollo de este trabajo y durante toda la carrera, les quiero agradecer en esta oportunidad la gran amistad que me han brindado, que se ha sostenido en el tiempo y me ha dado muchas satisfacciones, y que además me ha permitido tener una grata vida universitaria.

INDICE DE MATERIAS

| Capítulo | | Página |
|----------|--|--------|
| 1 | INTRODUCCION | 1 |
| 2 | REVISION BIBLIOGRAFICA | 3 |
| 2.1 | Antecedentes de la especie | 3 |
| 2.1.1 | Distribución geográfica y hábitat del avellano chileno | 3 |
| 2.1.2 | Descripción morfológica | 4 |
| 2.1.3 | Requerimientos edafoclimáticos | 5 |
| 2.1.4 | Usos del gevuin | 6 |
| 2.1.5 | Cualidades del fruto | 7 |
| 2.1.6 | Perspectivas como frutal de nuez | 8 |
| 2.2 | Antecedentes de los clones seleccionados | 10 |
| 2.2.1 | Selección clonal | 10 |
| 2.2.2 | Características frutales de los clones seleccionados | 11 |
| 2.3 | Métodos de propagación | 13 |
| 2.3.1 | Propagación vegetativa por esquejes | 14 |
| 2.3.2 | Proceso fisiológico | 15 |
| 2.3.2.1 | Reguladores de crecimiento | 16 |
| 2.3.2.2 | Cofactores de la rizogénesis | 17 |
| 2.3.3 | Control del método | 18 |
| 2.3.3.1 | Influencia del tipo de madera y estado de madurez | 18 |
| 2.3.3.2 | Condición fisiológica de la planta madre | 19 |
| 2.3.3.3 | Epoca del año | 19 |
| 2.3.3.4 | Largo del día | 20 |
| 2.3.3.5 | Acondicionamiento del material | 20 |
| 2.3.3.6 | Tratamientos con auxinas | 21 |

| Capítulo | | Página |
|----------|--|--------|
| 2.3.3.7 | Tratamientos con fungicidas | 21 |
| 2.3.4 | Condiciones ambientales durante el enraizamiento | 22 |
| 2.3.4.1 | Humedad | 22 |
| 2.3.4.2 | Luz. | 22 |
| 2.3.4.3 | Temperatura | 22 |
| 2.3.4.4 | Medio de enraizamiento | 23 |
| 2.4 | Antecedentes de propagación del gevuin y otras especies | 23 |
| 2.4.1 | Propagación por esquejes del gevuin | 23 |
| 2.4.2 | Propagación por esquejes de macadamia | 25 |
| 2.4.3 | Propagación por esquejes de <i>Embothrium coccineum</i> Forst. | 25 |
| 3 | MATERIALES Y METODO | |
| 3.1 | Ubicación del ensayo | 27 |
| 3.2 | Material vegetal | 27 |
| 3.3 | Instalaciones del invernadero | 28 |
| 3.3.1 | Cama de enraizamiento | 28 |
| 3.3.2 | Control de temperatura y humedad | 28 |
| 3.4 | Tipo y preparación de los esquejes | 29 |
| 3.4.1 | Fechas de estaquillado | 30 |
| 3.4.2 | Soluciones auxinicas | 30 |
| 3.5 | Observaciones y mediciones | 31 |
| 3.5.1 | Evaluación del desarrollo radical | 31 |
| 3.5.1.1 | Porcentaje de esquejes enraizados (%) | 31 |
| 3.5.1.2 | Vigor del sistema radical | 31 |
| 3.5.1.3 | Largo de raíz (cm) | 32 |
| 3.5.1.4 | Formación de raíces secundarias | 32 |
| 3.5.1.5 | Ubicación de raíces | 32 |

| Capítulo | | Página |
|----------|--|--------|
| 3.5.1.6 | Formación de callo | 33 |
| 3.5.2 | Evaluación del desarrollo de brotes | 33 |
| 3.5.2.1 | Estado de desarrollo de los brotes | 33 |
| 3.5.2.2 | Largo de brotes (cm) | 34 |
| 3.5.2.3 | Número de brotes | 34 |
| 3.6 | Diseño experimental | 34 |
| 3.6.1 | Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes sub apicales de dos nudos | 34 |
| 3.6.2 | Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes de ápices | 35 |
| 3.6.3 | Efecto del tipo de esqueje en la rizogénesis y crecimiento aéreo | 35 |
| 3.7 | Análisis estadístico | 35 |
| 4 | PRESENTACION Y DISCUSION DE RESULTADOS | 37 |
| 4.1 | Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes sub apicales de dos nudos | 37 |
| 4.1.1 | Efecto clonal | 37 |
| 4.1.2 | Efecto de la fecha de recolección | 40 |
| 4.1.3 | Efecto del ácido indol butírico (AIB) | 43 |
| 4.1.4 | Efecto de las interacciones entre tratamientos | 47 |
| 4.2 | Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes apicales | 53 |
| 4.2.1 | Efecto clonal | 53 |
| 4.2.2 | Efecto de la fecha de recolección | 55 |
| 4.2.3 | Efecto del ácido indolbutírico (AIB) | 56 |
| 4.2.4 | Efecto de las interacciones entre tratamientos | 59 |

| Capítulo | | Página |
|----------|---|--------|
| 4.3 | Efectos del tipo de esqueje en la rizogénesis y crecimiento aéreo | 62 |
| 5 | CONCLUSIONES | 65 |
| 6 | RESUMEN | 66 |
| | SUMMARY | 68 |
| 7 | BIBLIOGRAFIA | 70 |
| | ANEXOS | 76 |

INDICE DE CUADROS

| Cuadro | | Página |
|--------|--|--------|
| 1 | Resumen de las características de frutos de la serie SAR | 12 |
| 2 | Concentraciones de AIB aplicadas de acuerdo a cada tipo de esqueje y la fecha de recolección | 31 |
| 3 | Desarrollo radical y de brotes en esquejes sub apicales de cinco clones de gevuin | 38 |
| 4 | Efecto de tres fechas de obtención de esquejes en el desarrollo radical y de brotes | 40 |
| 5 | Efecto del AIB sobre el desarrollo radical y de brotes | 44 |
| 6 | Efecto de las interacciones sobre el desarrollo radical y de brotes en esquejes sub apicales | 48 |
| 7 | Desarrollo radical y de brotes en esquejes de ápices de cinco clones de gevuin | 54 |
| 8 | Efecto de dos fechas en el desarrollo radical y de brotes en esquejes de ápices de gevuin | 55 |
| 9 | Efecto de dos concentraciones de AIB en el enraizamiento y desarrollo de esquejes de ápices de gevuin | 57 |
| 10 | Efecto de tres concentraciones de AIB en el desarrollo radical y de brotes en esquejes de ápices de gevuin | 58 |
| 11 | Efecto de las interacciones sobre el enraizamiento y crecimiento de esquejes apicales | 60 |
| 12 | Efecto del tipo de esqueje en el desarrollo radical y de brotes de esquejes de gevuin | 63 |

INDICE DE FIGURAS

| Figura | | Página |
|--------|---|--------|
| 1 | Esqueje apical (izquierda) y esqueje sub apical de dos nudos (derecha), de <i>Gevuina avellana</i> Mol. | 30 |
| 2 | Escala de menor a mayor vigor radical en esquejes sub apicales de dos nudos, nota del 1 al 5 | 32 |
| 3 | Ubicación de raíces, según zona de origen de las raíces | 33 |
| 4 | Estado de desarrollo de brotes, escala de mayor a menor grado de desarrollo de brotes | 34 |
| 5 | Efecto de la aplicación de dos dosis de AIB en el desarrollo radical de esquejes sub apicales | 45 |
| 6 | Ubicación de raíces con distintas concentraciones de AIB | 47 |
| 7 | Efecto de la fecha y concentración de AIB en el vigor radical | 49 |
| 8 | Efecto de la fecha y concentración de AIB en el largo de raíz | 50 |
| 9 | Efecto de la fecha y concentración de AIB en el desarrollo de brotes | 51 |
| 10 | Efecto de la fecha y concentración de AIB en el largo de brotes | 52 |
| 11 | Efecto de la fecha y concentración de AIB en el número de brotes | 52 |
| 12 | Efecto de la aplicación de AIB en esquejes de ápices | 58 |
| 13 | Efecto del clon y concentración de AIB en el largo de raíz | 61 |
| 14 | Efecto de la fecha y concentración de AIB en el largo de brotes | 62 |

INDICE DE ANEXOS

| Anexo | | Página |
|-------|---|--------|
| 1 | Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de esquejes sub apicales, de <i>Gevuina avellana</i> Mol. | 77 |
| 2 | Análisis de varianza del vigor del sistema radical de esquejes sub apicales | 77 |
| 3 | Análisis de varianza del largo de raíz de esquejes sub apicales ($\text{asen}\sqrt{X/100}$) | 78 |
| 4 | Análisis de varianza de ramificación secundaria en esquejes sub apicales ($\text{asen}\sqrt{X/100}$) | 78 |
| 5 | Análisis de varianza de la ubicación de raíces en esquejes sub apicales | 79 |
| 6 | Análisis Mann -Whitney U Test, para la presencia de callo en esquejes sub apicales, en cinco clones de <i>Gevuina avellana</i> Mol. | 79 |
| 7 | Análisis Mann -Whitney U Test, para la presencia de callo en esquejes sub apicales, durante tres fechas | 80 |
| 8 | Análisis Mann -Whitney U Test, para la presencia de callo en esquejes sub apicales, con tres dosis de AIB | 80 |
| 9 | Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes en esquejes sub apicales ($\log_{10} X$) | 80 |
| 10 | Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes de esquejes sub apicales, en cinco clones de <i>Gevuina avellana</i> | 81 |
| 11 | Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes de esquejes sub apicales, en tres fechas | 81 |
| 12 | Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes de esquejes sub apicales, tratados con tres dosis de AIB | 81 |

| Anexo | | Página |
|-------|---|--------|
| 13 | Análisis Mann -Whitney U Test para la interacción fecha x AIB, de largo de brotes de esquejes sub apicales | 82 |
| 14 | Análisis de varianza de número de brotes de esquejes sub apicales ($\text{asen}\sqrt{X/100}$) | 83 |
| 15 | Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento en esquejes de ápices de <i>Gevuina avellana</i> Mol. | 83 |
| 16 | Análisis de varianza del vigor de enraizamiento de esquejes de ápices | 84 |
| 17 | Análisis de varianza del largo de raíz de esquejes de ápices | 84 |
| 18 | Análisis de varianza de ramificación secundaria de esquejes de ápices | 85 |
| 19 | Análisis de varianza de ubicación de raíces de esquejes de ápice | 85 |
| 20 | Análisis de varianza de formación de callo de esquejes de ápices | 86 |
| 21 | Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes en esquejes de ápices | 86 |
| 22 | Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes en esquejes de ápices, en cinco clones de <i>Gevuina avellana</i> Mol. | 87 |
| 23 | Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes en esquejes de ápices, en dos fechas | 87 |
| 24 | Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes en esquejes de ápices, con dos dosis de AIB | 87 |
| 25 | Análisis Mann -Whitney U Test para la interacción época x AIB, de largo de brotes en esquejes de ápices | 88 |
| 26 | Análisis de varianza del número de brotes de esquejes de ápices | 88 |

| Anexo | | Página |
|-------|---|--------|
| 27 | Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB | 89 |
| 28 | Análisis de varianza del vigor radical de esquejes de ápices con tres dosis de AIB | 89 |
| 29 | Análisis de varianza del largo de raíz en esquejes de ápices con tres dosis de AIB | 90 |
| 30 | Análisis de varianza de ramificación secundaria en esquejes de ápices con tres dosis de AIB | 90 |
| 31 | Análisis de varianza de ubicación de raíces en esquejes de ápices con tres dosis de AIB | 91 |
| 32 | Análisis de varianza de la presencia de callo en esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB | 91 |
| 33 | Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes de esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB | 92 |
| 34 | Análisis de varianza del largo de brotes en esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB, $(\text{asen} \sqrt{X/100})$ | 92 |
| 35 | Análisis de varianza del número de brotes de esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB | 93 |
| 36 | Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento en esquejes apicales y sub apicales | 93 |
| 37 | Análisis de varianza del vigor radical de esquejes en esquejes apicales y sub apicales | 94 |
| 38 | Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de raíz de esquejes apicales y sub apicales | 94 |
| 39 | Análisis de varianza de ramificación secundaria en esquejes apicales y sub apicales | 94 |
| 40 | Análisis de varianza de ubicación de raíces en esquejes apicales y sub apicales | 95 |

| Anexo | | Página |
|-------|--|--------|
| 41 | Análisis de varianza de la presencia de callo en esquejes apicales y sub apicales | 95 |
| 42 | Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes en esquejes apicales y sub apicales | 96 |
| 43 | Análisis de varianza del largo de brotes en esquejes apicales y sub apicales, ($\log_{10}X+1$) | 96 |
| 44 | Análisis de varianza del número de brotes en esquejes apicales y sub apicales | 97 |

1. INTRODUCCION

El “gevuin” o “avellano chileno” (*Gevuina avellana* Mol.) es un árbol nativo de Chile, de amplia distribución. Esta especie es conocida por su madera, aspecto ornamental y sus frutos, sin ser explotada comercialmente en forma sistemática.

Debido a las excelentes características nutricionales y farmacológicas del fruto de gevuin y a la creciente demanda por frutos de nuez en el mercado mundial, estos frutos representan un potencial producto de exportación para Chile. Últimamente se han introducido en el mercado internacional especies exóticas como la Macadamia, la cual es otra Proteacea de clima subtropical, con un éxito creciente. Los productores de Macadamia como Nueva Zelandia, han considerado al gevuin como una alternativa de Macadamia, pero de clima frío, con posibilidades de posicionarse en el mercado con el mismo éxito.

El gevuin en Chile no ha sido desarrollado con fines productivos en forma estandarizada y presenta una gran variabilidad genética, debido a que se propaga naturalmente por semillas y algunos viveros forestales utilizan el mismo método. Para entrar al mercado se requiere de una producción estándar y volúmenes permanentes, por lo que es necesario hacer una selección genética del avellano e identificar cultivares de gran productividad y calidad, para su propagación y producción.

En el sur de Chile se ha estudiado esta especie desde 1970 dentro del programa de “Mejoramiento Genético y Productivo de Gevuina”, desarrollado por el Instituto de Producción y Sanidad Vegetal de la Universidad Austral de Chile, con el objetivo de seleccionar clones en función de las características de producción y calidad del fruto, y árboles con aptitud maderable. Esta

investigación ha permitido la caracterización de esta especie, contándose en la actualidad con distintas series clonales de gran interés.

Como parte de este programa se requiere contar con métodos efectivos de propagación de los clones seleccionados, permitiendo en el futuro introducir cultivares de esta especie en el mercado mundial. La propagación vegetativa permite perpetuar las características de un individuo en forma idéntica y uniforme a la planta madre y uno de los métodos es la propagación por estacas y esquejes.

Para el desarrollo de este trabajo se planteó la hipótesis de que existe en el material de selección de gevuin diferencias en la capacidad de rizogénesis, respecto a: los genotipos, las fechas de obtención del material, las concentraciones de ácido indolbutírico aplicado en forma exógena y tipos de esquejes.

El objetivo general fue evaluar la factibilidad de propagar por esquejes cinco clones de *Gevuina avellana* Mol., seleccionados en trabajos anteriores de acuerdo a algunas características relevantes.

Como objetivos específicos se planteó:

- Evaluar diferencias entre clones en relación a su propagación mediante esquejes.
- Determinar la capacidad rizogénica en función de distintas fechas de obtención de esquejes.
- Medir el efecto de distintas concentraciones de ácido indol butírico en el desarrollo de raíces adventicias.
- Comparar el efecto de distintos tipos de esquejes en la rizogénesis.

2. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1 Antecedentes de la especie.

Gevuina avellana Mol., árbol nativo de Chile, es conocido comúnmente como avellano chileno, guevín, nefuén, o gevuin, pertenece a la familia Proteaceae, constituyendo un solo género en Chile (HOFFMAN, 1982; MUÑOZ, 1980; DONOSO, 1997a).

En la familia Proteaceae hay 75 géneros y 1050 especies, en forma de árboles, arbustos y hierbas. Económicamente a nivel mundial se conocen varios de estos géneros y especies los cuales son cultivados como plantas ornamentales, y la especie *Macadamia* que tiene importancia en la producción de nueces comestibles (WATSON y DALLWITZ, 1992).

Gevuina avellana Mol. siendo una especie nativa de amplia distribución en Chile no ha alcanzado mayor importancia económica aun cuando sus frutos tienen excelentes características comestibles, además de la importancia ornamental de su follaje y su flora melífera (MEDEL, 1987; MEDEL y MEDEL, 2000).

En Chile otras Proteaceas son *Embothrium coccineum* Forst.(notro), del genero Lomatia, *L. ferruginea* Cav. y *L. dentata* R. et Pav., las cuales poseen características ornamentales, y *L. hirsuta* Lam. (radal) como maderable (MEDEL y MEDEL, 2000).

2.1.1 Distribución geográfica y hábitat del avellano chileno. Esta especie se distribuye naturalmente entre los paralelos 35° y 44° latitud sur, crece desde Colchagua por la Cordillera de los Andes y hacia el sur en todas las longitudes, hasta las islas Guaitecas (DONOSO, 1978a y HALLOY, 1993). Constituye un genero endémico y monotípico de Chile, y en algunas zonas adyacentes de

Argentina, también se encuentra en otras áreas como especie naturalizada (MUÑOZ, 1980).

Se encuentra en una gran variedad hábitats, y en forma mayoritaria en localidades precordilleranas a una altitud no superior a los 600 m.s.n.m. Crece en variadas condiciones de suelo, luz y competencia, asociado a especies Fagaceas especialmente roble (*Nothofagus oblicua*) y raulí (*Nothofagus alpina*), sin embargo, no se encuentra en masas si no que siempre en forma más o menos aislada, o en pequeños grupos (DONOSO, 1978a y DONOSO, 1978b).

2.1.2 Descripción morfológica. Arbol que alcanza hasta 20m. de altura, también se presenta en forma de arbusto, tronco recto de 50-60 cm de diámetro, copa globosa; corteza delgada y cenicienta con manchas oscuras, de ramas tendidas y follaje persistente, los brotes nuevos son pubescentes de color rojizo (MUÑOZ, 1980; HOFFMAN, 1982 y DONOSO, 1997a)

Hojas compuestas imparipinnadas, alternas, sin estipulas, con 3 a 6 pares de folíolos. Folios sub-opuestos coriáceos, de nervadura reticulada, dentados irregularmente, de color verde oscuro brillante y cortos pecíolos pubescentes (HOFFMAN, 1982; ZEVALLOS y MATTHEI, 1992).

Las flores son hermafroditas, de color amarillo cremosas, se disponen en racimos axilares largos y angostos de 6-12 cm; las flores son pediceladas colocadas en pares, de 5-8 mm de largo, formadas por 4 tépalos lineares, ensanchados en el ápice, 4 estambres colocados casi en el extremo de los tépalos; ovario supero, estilo filiforme, estigma ancho y oblicuo (MUÑOZ, 1980).

Entre enero y abril se produce la floración y polinización del avellano, mientras que la formación y maduración del fruto es entre abril y febrero. En los meses de verano se pueden ver sus flores en hermosas inflorescencias, al mismo tiempo que penden en racimos los frutos comestibles derivados de las

flores del año anterior. La diseminación de semillas sucede entre febrero y abril. (DONOSO, 1992; DONOSO, 1997a).

El fruto es una nuez drupácea, globosa, de 1.5 a 2 cm de diámetro; cuyos tegumentos son leñosos, y su color varía de verde a negro, pasando por los tonos rojo, marrón y violeta (HOFFMAN, 1982). De acuerdo con DONOSO (1978b), los pesos típicos son 1.7 a 1.9 g, pero en algunas poblaciones los frutos alcanzan los 4.2 g.

Posee un eficiente sistema radical formado por una raíz principal pivotante y numerosas raíces secundarias. Como en otras Proteaceas, *Gevuina* desarrolla raíces proteiformes que son densos conglomerados de raicillas que portan abundantes pelos radicales, las que al parecer sólo aumentan la capacidad de absorción hídrica, lo cual incide en un aumento de la producción de biomasa (RAMIREZ et al., 1990 y DONOSO, 1992).

La formación de estas raíces proteiformes es provocada por microorganismos edáficos, se sugiere una predisposición genética de la planta a formar una mayor o menor cantidad de conglomerados, como también a factores nutricionales del suelo (RAMIREZ et al., 1990 y KRAUSE, 1996). GRINBERGS et al. (1987) observó en plántulas de *Gevuina* obtenidas en condiciones estériles y luego repicadas en macetas, que las raíces proteiformes aparecen luego de 69 días, siendo muy lenta su formación hasta los 140 días, encontrando una correlación positiva entre la edad de las plantas y número de conglomerados presentes.

2.1.3 Requerimientos edafoclimáticos. El gevuin es una especie de adaptación ecológica amplia se desarrolla tanto en suelos profundos y de buena porosidad y buen nivel de nutrientes, como en sustratos volcánicos, y en suelos ñadis (DONOSO, 1992).

DONOSO (1992), establece para esta especie un clima templado húmedo mediterráneo, con verano seco en su distribución septentrional y templado húmedo lluvioso en su área austral. Crece bajo un régimen de

temperaturas cálidas a muy bajas. Al respecto HALLOY (1993), destaca la buena tolerancia al frío de esta especie, incluso -8°C .

Se ha demostrado en condiciones experimentales que plantas de Gevuina pueden resistir daños de un 50% con temperaturas de -4.5 a -8.5°C , y que mantiene la misma resistencia al frío en estados juveniles y adultos (ALBERDI y RIOS, 1983). Sin embargo, si como planta adulta el gevuin no tiene problemas de heladas, puede ser significativo a nivel de producción en terreno con plantas de vivero, como en los primeros años de implantación en el huerto, afectando el follaje y el crecimiento apical, por lo que no debe confundirse su adaptabilidad al clima frío con adaptabilidad productiva (MEDEL y MEDEL, 2000).

Esta especie se adapta a diferentes condiciones de luminosidad, lo que la convierte en una especie bastante adaptable a este factor (DONOSO, 1992).

2.1.4 Usos del gevuin. Esta especie tiene importancia por sus flores melíferas, su uso ornamental, su aspecto forestal, y en especial por la calidad organoléptica y nutricional de su fruto (DONOSO, 1997b).

HOFFMAN (1982), señala que la madera del gevuin es de hermosa veta, firme, liviana y elástica; se emplea en carpintería y otros usos. Debido a su hermosura y durabilidad las ramas son muy apreciadas para arreglos florales, y además por su rápido crecimiento se presta como elemento ornamental en paisajismo y jardinería.

Sus flores son importantes dentro de la flora melífera, debido a la abundancia de su néctar, su calidad nutricional y la facilidad de llegada a los nectarios, es una planta altamente visitada en su largo período de floración por una entomofauna diversa, y especialmente la abeja melífera, dando como producto una miel de buenas características (MEDEL y MEDEL, 2000).

Finalmente, el Gevuin es conocido como uno de los pocos árboles nativos productores de frutos comestibles (DONOSO, 1978a). Estos frutos tienen una cascara leñosa y la parte comestible es la semilla que se separa en

dos cotiledones, de color blanquecino con un alto valor nutritivo y sabor muy agradable, y está cubierta por una cutícula de color violáceo oscuro (KARMELIC, 1982).

Los frutos, de acuerdo a sus cualidades, tienen amplias posibilidades de utilización que son: tostadas para consumo directo o productos elaborados en pastelería y confitería, extracción de finos aceites comestibles o para uso cosmético, o bien como harina entera o desgrasada para consumo humano y animal (KARMELIC, 1982). Y según HOFFMAN (1982), la corteza del fruto contiene taninos en abundancia, que se destinan a curtiduría.

2.1.5 Cualidades del fruto. El avellano produce una nuez comestible de color blanco cremoso en el interior, fácil de pelar, tiene un alto tenor de proteínas, aunque lo distintivo que lo privilegia como fruta es; la cantidad de fibras, vitaminas y minerales. Su consumo actual es como fruto tostado, sin embargo, el producto de mayor interés es su aceite, por poseer características que lo hacen de especial interés para la industria cosmetológica y farmacológica (MEDEL, 1987 y SAN MARTIN y MEDEL, 1999).

Las nueces de Gevuin poseen un alto contenido proteico de 12.4%, lo cual hace que sea un alimento nutritivo, este contenido aumenta a un 16% luego de extraer el aceite, superior al que presentan nueces y castañas (KARMELIC, 1982; VOULLIME, 1982 y DONOSO, 1997b). Debido a este alto contenido proteico es una atractiva opción para alimentación de animales, al respecto CACERES *et al.* (1982) estudiaron el efecto de incorporar nueces de Gevuin en raciones de pollas Cornish, obteniendo pesos de un 37% más alto que en los testigos, incorporando un 20% de Gevuin en la alimentación de pollas, en el período desde eclosión a 30 días.

El contenido proteico de la harina desgrasada (23.6% de proteína bruta), junto con el contenido de fibra e hidratos de carbono, permite que también pueda aplicarse a alimentos para consumo humano, ya que fue probada

incorporándola en mezclas proteicas para alimentos infantiles y en productos de confitería y pastelería (KARMELIC, 1982 y VOULLIME, 1982).

El contenido de aceite es de 49.3 g por 100 g de frutos; cuya calidad para consumo alimenticio es comparable a los aceites de oliva y raps, contiene un 93% de ácidos grasos insaturados, sin embargo, el alto contenido del ácido graso palmitoléico (27,6%), poco común en los aceites vegetales, lo hace especialmente valioso para fines cosmetológicos (KARMELIC, 1982 y MEDEL, 1987).

El ácido palmitoléico penetra muy bien en la piel y tiene la propiedad de absorber las radiaciones bajas del espectro UV actuando como filtro, eliminando las radiaciones que producen eritemas en la piel, permitiendo el paso de aquellas (λ) que producen un bronceado sin daño. El aceite de Gevuin esta acompañado además de un alto contenido de vitamina A, que es favorable en los epitelios (KARMELIC, 1982 y MEDEL, 1987).

Finalmente una importante ventaja industrial del fruto de Gevuina es que es relativamente fácil extraer la nuez, en comparación con otras nueces como macadamia, reduciendo las perdidas de nueces destruidas en el proceso (HALLOY et al. 1996). Por otro lado la cáscara posee un alto valor calórico, de 3900 kcal/kg calculado en base tal cual (10.95% de humedad) y expresado en base seca equivale a 4700 kcal/kg, similar al poder calorífico de la leña que fluctúa entre 3300 y 5000 kcal/kg (KARMELIC, 1982).

2.1.6 Perspectivas como frutal de nuez. El gevuin es una planta que por su abundancia, rango de adaptación y posibilidades comerciales presenta un potencial en magnitud (MEDEL, 1987). Los mercados mundiales de exportación hortícola están creciendo en forma acelerada, cada vez más interesados en comidas novedosas, donde las exportaciones de nueces están creciendo rápidamente como snacks, alimentos nutritivos, y procesadas en diversos subproductos (HALLOY et al., 1996).

El gevuin produce una nuez comestible de sabor y aspecto similar a la nuez de macadamia (*Macadamia integrifolia* Maiden & Betche y *M. tetraphylla* L. A. S. Johnson) que pertenece también a la familia Proteaceae pero de clima subtropical, por lo que *Gevuina* es considerada en Nueva Zelandia como una macadamia de clima frío. Este factor, además del hecho de que la macadamia sólo ha sido desarrollada recientemente de su forma silvestre e incorporada con éxito al mercado mundial de nueces finas, con un fuerte crecimiento, abre posibilidades de mercado para el gevuin (HALLOY, 1993).

Además de lo anterior MEDEL y MEDEL, (2000) destacan que el gevuin puede competir con el maní tostado, en muy buenas condiciones y sabor como producto de aperitivo, con la ventaja de que nutricionalmente tiene un menor contenido de aceites grasos saturados. Dado el consumo mundial del maní, una buena campaña podría posicionar en el mercado a este producto nativo y natural.

El fruto del gevuin se comercializa en el país a niveles muy artesanales y en pequeños volúmenes, en contraste con lo que sucede con diversas especies productoras de nueces en el mundo. No se ha desarrollado industrialmente y no existen plantaciones con el propósito de obtener producción comercial, la producción se da en condiciones silvestres y recolectada por lugareños en zonas precordilleranas (IRIGOIN, 1994).

No existe información que permita una cuantificación nacional del recurso forestal y menos sobre la productividad de los avellanos en relación al fruto producido, por lo que es imposible hacer una correcta cuantificación de la disponibilidad de frutos. Entre la VIII y IX Región solo se procesan en forma de avellana tostada y harina de avellana, 180 t. de avellanas enteras que dan alrededor de 50 t de producto procesado, lo que es insignificante en comparación con el recurso existente (KARMELIC, 1982).

Al respecto IRIGOIN (1994) comenta que el avellano tiene posibilidades como fruta industrializada, pero para ello se debe contar con volúmenes permanentes, lo que es difícil de obtener de un árbol que no es manejado, ni

cultivado. Además, en sondeos para estimar el mercado nacional potencial para avellana tostada, en supermercados, y en varias industrias confiteras y chocolateras fue muy favorable, pero también manifestaron que se requería una oferta permanente y con calidad estandarizada (KARMELIC, 1982).

Así, se vislumbra al gevuin como una especie de la naturaleza, pero que dadas las condiciones del mercado mundial, se le puede agregar valor a través del mejoramiento genético. El concepto clon es clave para ingresar al comercio con un fruto de una estandarización determinada (SAN MARTIN y MEDEL, 1999).

2.2 Antecedentes de los clones seleccionados.

Tras una investigación de selección y prueba de clones de 20 años, bajo el programa de “Mejoramiento Genético y Cultural de especies nativas con potencial frutal” se han seleccionado series clonales de *Gevuina avellana* Mol. La selección de clones obedece a diferentes parámetros como: características del fruto, crecimiento estructural de la planta, polinización y fertilización, etc. (SAN MARTIN y MEDEL, 1999).

2.2.1 Selección clonal. Dada la necesidad de contar con clones especialmente adaptados bajo condiciones de clima y suelo particulares, se determinó seleccionar ecotipos y clones entre los paralelos 39° y 41° latitud sur, entre el sector más septentrional de la X Región y meridional de la IX Región. En un largo trabajo iniciado en 1970 se han realizado estas prospecciones de ecotipos locales y clones, considerando tres objetivos: obtener genotipos para producción de nueces para el mercado fresco y agroindustrial, selección de clones con objetivos nutricionales y cosmetológicos, según el contenido de ácidos grasos, vitaminas, aminoácidos y minerales, y selección de árboles con aptitud maderable (MEDEL y MEDEL, 2000).

Según los mismos autores, el programa se ha realizado en las siguientes etapas:

- 1970-1973: Conocimiento de especies frutales nativas y de sus condiciones de hábitat.
- 1977-1986: Prospección de ecotipos locales, selección de clones con características frutales y vigor estructural. Seleccionándose 119 accesiones con el fin de probarlas bajo distintas condiciones ambientales en la IX y X Región.
- 1987-2000: Se realizó una selección inicial de once clones por poseer buenos índices productivos bajo condición de secano, estrés hídrico estival y baja fertilidad natural de suelos, observando y midiendo su adaptabilidad productiva durante un periodo de 13 años.

Una de las serie clonales obtenidas es la serie SAR, cuyo nombre corresponde al lugar de colecta Precordillera de los Andes X Región, y actual establecimiento en el arboretum del fundo Santa Rosa de la Universidad Austral de Chile. Con el concepto de adaptabilidad productiva estos clones son manejados en condiciones de secano, sin uso de fertilizantes, fitoquímicos o poda (MARTINEZ, 2001).

2.2.2 Características frutales de los clones seleccionados. En base a la producción y calidad de fruto MARTINEZ (2001), evaluó los once clones de la serie SAR, cuyos resultados se observan en el Cuadro 1. Estableciendo tres grupos de acuerdo a la producción de nueces por clon, existiendo plantas de alta (59, 80, 26 y 69), media (04, 37, 48 y 93) y baja (71, 15 y 82) producción, con rendimientos medios por planta de 23, 15 y 6 kg respectivamente.

MARTINEZ (2001), destaca las diferencias de rendimiento entre plantas en el bosque cuya producción media no sobrepasa los 5 kg/planta, y la serie SAR donde la producción fluctúa entre 4.93 y 24.65 kg/planta, con una producción media de 15.71 kg/planta. Teniendo un gran potencial productivo los clones SAR categorizados como de alta y media producción, comparados con el avellano en estado silvestre, estas diferencias se deben a que las

CUADRO 1. Resumen de las características de frutos de la serie SAR

| Parámetro | Clon | | | | | | | | | | | |
|------------------------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|
| | 4 | 15 | 26 | 37 | 48 | 59 | 69 | 71 | 80 | 82 | 93 | Prom |
| Nuez | | | | | | | | | | | | |
| Producción(kg/planta) | 17,45 | 5,74 | 22,80 | 16,50 | 16,50 | 24,65 | 21,53 | 7,36 | 23,19 | 4,93 | 11,79 | 11,60 |
| Nueces/kg | 596 | 591 | 521 | 528 | 461 | 461 | 469 | 362 | 379 | 464 | 414 | 476 |
| Peso (g) | 1,66 | 1,64 | 1,89 | 1,89 | 2,18 | 2,27 | 2,08 | 2,72 | 2,53 | 2,08 | 2,44 | 2,13 |
| φ ecuatorial (mm) | 16,20 | 15,55 | 16,58 | 15,83 | 17,20 | 17,30 | 16,70 | 17,48 | 17,18 | 17,10 | 17,25 | 16,76 |
| φ polar (mm) | 16,48 | 17,80 | 16,80 | 18,63 | 19,58 | 19,95 | 19,05 | 20,68 | 18,98 | 18,23 | 20,13 | 18,76 |
| Forma (DE/DP) | 0,98 | 0,87 | 0,98 | 0,85 | 0,87 | 0,86 | 0,87 | 0,84 | 0,90 | 0,93 | 0,85 | 0,89 |
| Semilla | | | | | | | | | | | | |
| Peso (g) | 0,65 | 0,64 | 0,68 | 0,73 | 1,00 | 0,81 | 0,79 | 0,92 | 0,89 | 1,00 | 0,89 | 0,82 |
| φ ecuatorial (mm) | 10,93 | 10,40 | 11,23 | 10,48 | 12,18 | 11,70 | 11,38 | 11,88 | 11,95 | 12,08 | 11,65 | 11,44 |
| Rel. semilla :nuez (%) | 38,55 | 37,83 | 35,25 | 38,53 | 46,03 | 37,05 | 37,03 | 33,23 | 33,53 | 46,13 | 36,58 | 38,16 |
| Pericarpio | | | | | | | | | | | | |
| Peso (g) | 1,07 | 1,05 | 1,28 | 1,19 | 1,23 | 1,37 | 1,38 | 1,87 | 1,71 | 1,14 | 1,56 | 1,35 |
| Rel. peric : nuez (%) | 63,88 | 61,78 | 66,50 | 62,70 | 56,75 | 63,23 | 64,58 | 67,58 | 64,65 | 52,75 | 64,30 | 62,61 |
| Grosor (mm) | 2,46 | 2,58 | 2,68 | 2,68 | 2,51 | 2,80 | 2,66 | 2,80 | 2,61 | 2,51 | 2,80 | 2,66 |

FUENTE: MARTINEZ (2001).

plantas constituyentes de la serie son el resultado de una selección de años mejorando el aspecto productivo.

En general la serie SAR produce nueces de gran calidad, destacándose los clones SAR 80 y 93, con una producción de 23.19 – 24.65 kg/planta, tamaño de 18.98 – 19.95 mm y peso de nuez de 2.27 – 2.53 g (MARTINEZ, 2001).

Dentro de la serie existen diferencias de forma de nuez, existiendo clones que producen nueces con un pezón alargado y otros como el SAR 04 y 26 que producen una redondez casi perfecta. En lo que a calidad de semilla respecta los clones SAR 82 y 48 son los de mayor tamaño (>12 mm) y peso (1.0 g) de la serie, obteniendo una proporción de producto comestible de 46 % (MARTINEZ, 2001).

Se reconocen tres clones de la serie SAR, que presentan mayores posibilidades para ser explotados como frutal. El SAR 59 como fruto agroindustrial, ya que produce nueces pequeñas de bajo peso, pero con un alto rendimiento. El SAR 80 por tener un alto rendimiento, con nueces de peso y tamaño medio puede ser utilizada como fruto agroindustrial o venta directa como nuez pelada. El SAR 48 de producción media, con nueces de tamaño regular, pero con semilla de gran tamaño lo convierten en un eventual productor de fruto deshidratado (MARTINEZ, 2001).

2.3 Métodos de propagación.

Gevuina avellana Mol. se propaga fácilmente a partir de semillas o esquejes, pero con una baja tasa de sobrevivencia en invernadero después de el primer y segundo año (HALLOY et al., 1996). Sin embargo, en Chile se propaga comercialmente en viveros a partir de semillas, sin presentar mayores problemas, las que se pueden sembrar en otoño después de iniciadas las lluvias invernales, y empezarán a germinar en primavera en altos porcentajes (DONOSO, 1997).

La reproducción asexual es importante en fruticultura debido a que la mayoría de los cultivares de plantas frutales tienen un genotipo altamente heterocigoto y las características únicas de dichas plantas se pierden al propagarlas por semillas. La propagación empleando partes vegetativas de la planta original, es posible porque cada célula de la planta contiene información genética necesaria para duplicar la planta entera, esto permite perpetuar las características específicas de cualquier planta individual formando clones. (HARTMANN y KESTER, 1988).

De acuerdo con lo anterior CASO (1992), señala que la mayoría de las especies forestales tienen un alto grado de heterocigocidad y un prolongado ciclo de vida, lo cual requiere un número variado de generaciones para lograr una pequeña ganancia genética; en cambio, la clonación de individuos seleccionados por medio de técnicas convencionales puede dar como resultado una ganancia importante en una sola generación.

HARTMANN y KESTER (1988), indican que la propagación en masa por medios vegetativos no es más económica que la propagación por semilla, pero su empleo se justifica por la superioridad y uniformidad de clones específicos, la principal economía es la eliminación de la fase juvenil y el acortamiento del tiempo necesario para llegar a la madurez reproductiva.

2.3.1 Propagación vegetativa por esquejes. La estaca es una porción separada de la planta, provista de yemas caulinares e inducida a emitir raíces; las estacas tanto con hojas como en reposo, son susceptibles de enraizar en condiciones y con tratamientos químicos adecuados (WESTWOOD, 1982).

Prácticamente cualquier órgano puede regenerar órganos adventicios (raíces, tallos, hojas, ejes florales, etc.), sin embargo, las raíces y los tallos son los más utilizados. Especialmente en plantas leñosas perennes de enraizamiento fácil, las estacas de tallo son el medio más importante de propagación, de unas cuantas plantas madres es posible iniciar muchas nuevas

plantas en un espacio limitado, en forma rápida y simple (SIVORI, 1980; HARTMANN y KESTER, 1988).

2.3.2 Proceso fisiológico. Un hecho característico y decisivo de la propagación por esquejes, y en general de todos los métodos basados en el autoenraizamiento, es el proceso de la rizogénesis. La formación de raíces depende de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan en forma compleja y generan un amplio rango de efecto sobre el metabolismo, crecimiento y diferenciación (BALDINI, 1992; GUTIERREZ, 1995).

En los primeros estadios de desarrollo del embrión prácticamente todas las células se encuentran dividiéndose. Más tarde con el crecimiento y desarrollo posterior, las divisiones celulares y la proliferación queda restringida a partes especiales de la planta que muestran pocos rasgos de diferenciación en sus células, estos tejidos embrionarios presentes en el cuerpo vegetal maduro son denominados meristemas (FAHN, 1974).

La mayoría de las raíces adventicias de estacas de tallos proceden de grupos de células capaces de tornarse meristemáticas. En estacas herbáceas, esas células se encuentran fuera de los haces vasculares y entre ellos. En plantas perennes leñosas, donde hay presentes una o más capas de floema y xilema secundario, las raíces adventicias de las estacas de tallos se originan generalmente en el tejido del floema secundario joven, pero también de otros tejidos como son el cambium, los radios vasculares o la médula (WEAVER, 1976).

La rizogénesis, del punto de vista anatómico, consiste en la organización de iniciadores radicales que son grupos pequeños de células meristemáticas que siguen dividiéndose y formando grupos de muchas células pequeñas y que se desarrollan ampliamente para formar primordios nuevos de raíces; éstos en condiciones adecuadas crecen y muy pronto cada una de las células comienza a formar una estructura de puntas de raíces. Se desarrolla un sistema vascular en el nuevo primordio de raíces que se conecta con el haz vascular adyacente,

la punta crece hacia el exterior, a través de la corteza y la epidermis, surgiendo del tallo (WEAVER, 1976; BALDINI, 1992).

En algunas especies se presentan iniciadores radicales preformados, las cuales enraízan fácilmente, en especies que no estén presentes iniciadores preformados el enraizamiento también puede ser satisfactorio, pero se deben formar en el menor tiempo posible para impedir el desarrollo de procesos fisiológicos competitivos con la rizogénesis o perjudiciales para la supervivencia de las estacas (BALDINI, 1992).

Según WEAVER (1976), los tallos son la estructura preferida, debido a que por lo común tienen suficiente tejido no diferenciado para permitir la diferenciación de primordios radicales, y además sus yemas ya se han formado. La diferenciación y la emisión de los primordios radicales puede acompañarse de la formación de un tejido parenquimático cicatrizal en la base de las estacas, sin influencia en la rizogénesis (BALDINI, 1992).

Al respecto HARTMANN y KESTER (1988), señalan que en la mayoría de las plantas la formación de callo y de raíces son independientes entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares. Sin embargo, en algunas especies la formación de callo aparentemente es precursor de raíces adventicias.

2.3.2.1 Reguladores de crecimiento. Para la iniciación de raíces adventicias es favorable la acción hormonal de algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente, así varios tipos de reguladores de crecimiento influyen en la iniciación de raíces como las auxinas, citoquininas y giberelinas, como también hay inhibidores; el ácido abscísico y el etileno. De estos, la auxina es la que tiene el mayor efecto sobre la formación de raíces en estacas (SIVORI, 1980, y HARTMANN y KESTER, 1988).

Las auxinas desempeñan una función importante en la expansión de las células de tallos y coleoptilos, y son muy eficaces en la formación de raíces de varias especies vegetales; interviniendo tanto en la iniciación de raíces, como

en el control de su crecimiento y la formación de raíces adventicias (WEAVER, 1976).

Al respecto WESTWOOD (1982), indica que el equilibrio entre las auxinas y otros componentes de la planta controla la formación de órganos. El movimiento de la auxina y de los cofactores del enraizamiento es polar moviéndose hacia la base, mientras que el de las citoquininas va desde la base hacia el ápice. Así la auxina estimula el enraizamiento y la citoquininas la brotación de las yemas

Las giberelinas inhiben la rizogénesis durante la primera fase, mientras que en la diferenciación de los primordios puede estimularla. Las giberelinas quizá impide la división celular de tejidos maduros, que constituye un requisito previo necesario para la creación de condiciones meristemáticas y la formación de iniciales de raíces. También el efecto puede ser nutritivo ya que se estimula el crecimiento de los brotes, compitiendo por los productos asimilados que requiere la iniciación de raíces (WEAVER, 1976).

El etileno también puede mejorar la formación de raíces; por el contrario la presencia de inhibidores impide la rizogénesis por lo que deben eliminarse mediante la inmersión de la base de las estacas en agua (BALDINI, 1992).

WEAVER (1976), señala que las raíces que surgen después de aplicación de reguladores de crecimiento son de origen similar a las producidas normalmente, pudiendo variar las características de las raíces como su disposición en el tallo. Las concentraciones altas de reguladores de crecimiento pueden producir anomalías en la formación de raíces y necrosis de los tejidos.

2.3.2.2 Cofactores de la rizogénesis. El buen enraizamiento depende de la presencia en las estacas de cofactores que en combinación con las auxinas permiten el desarrollo inicial de la rizogénesis; los materiales nitrogenados y carbohidratos producidos en las hojas son quizá cofactores del enraizamiento. Los compuestos fenólicos generan una modificación del nivel de auxinas en los

tejidos activando o inhibiendo las enzimas que actúan en su metabolismo (WEAVER, 1976; BALDINI, 1992 y GUTIERREZ, 1995).

Según GUTIERREZ (1995), la dinámica de los niveles de auxina se encuentran influenciados con la actividad de las enzimas peroxidasas, las cuales oxidan el ácido indolacético. Durante la fase de inducción de la rizogénesis aumentan las peroxidasas, disminuyendo el nivel de auxina endógena; y en la fase de iniciación decae la actividad peroxidásica aumentando el nivel de auxina.

2.3.3 Control del método. El estado de las estaquillas, el tipo de madera y factores ambientales como temperatura y luz influyen también en el enraizamiento, adicionándose al efecto de reguladores de crecimiento. También tiene importancia el efecto la época de recolección y la parte de la rama de la cual se toman las estaquillas (WESTWOOD, 1982).

2.3.3.1 Influencia del tipo de madera y estado de madurez. La capacidad de propagación vegetativa está asociada con el carácter juvenil, cuanto más joven es el ejemplar, más rápida y fácil será su propagación. Este carácter juvenil persiste en las áreas basales de un árbol y las ramas más basales lo que posibilita su empleo para la multiplicación vegetativa (CASO, 1992).

El tipo de material a usar puede variar desde ramas terminales, muy succulentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad. Existen diferencias en la capacidad de enraizamiento; de ramas tomadas de distintos clones, diferencias entre ramas terminales y laterales. Y también si la madera es floral o vegetativa, existiendo aparentemente un cierto antagonismo entre regeneración vegetativa y la floración (HARTMANN y KESTER, 1988).

GUTIERREZ (1995), señala que el efecto del regulador de crecimiento depende tanto de la especie como del grado de madurez o parte del árbol desde donde se extrae la estaca. En la propagación por estacas los principales

problemas asociados al envejecimiento es la dificultad para enraizar material proveniente de árboles adultos, así como también con los fenómenos de variación dentro del clon.

La propagación de árboles adultos hace necesario utilizar técnicas de rejuvenecimiento para poder aplicar el estaquillado; la poda en varias especies permite lograr brotes aptos para enraizar. Por otro lado, la capacidad de enraizamiento de las estacas aumenta de generación en generación, seleccionando en cada generación el árbol madre de mejor calidad (CASO, 1992 y GUTIERREZ, 1995).

2.3.3.2 Condición fisiológica de la planta madre. Un factor importante es el contenido de agua, el material vegetal debe estar turgente, ya que se reduce el enraizamiento en estacas que sufren carencia de agua. La nutrición de la planta madre puede también ejercer una fuerte influencia en el desarrollo de raíces, siendo favorecido por el equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos (HARTMANN y KESTER, 1988).

2.3.3.3 Epoca del año. La estación del año puede tener una enorme influencia para obtener un buen enraizamiento; en especies siempreverdes de hoja ancha tienen durante todo el año, uno o más períodos de crecimiento y se pueden obtener estacas en varias épocas, relacionadas con dicho período. Siendo posible hacer estacas en cualquier época del año (HARTMANN y KESTER, 1988).

La estación del año influye en la capacidad de enraizamiento, las estacas presentan sistemáticas variaciones estacionales en evidente relación con los cambios del cuadro hormonal y nutricional de las ramas destinada a su preparación. Esto tiene también relación con la duración del período de luz, y es variable según la especie (MEDEL *et al.*, 1989 y BALDINI, 1992).

En un estudio realizado por MEDEL *et al.* (1989), se propagó avellano europeo por estacas de madera blanda, bajo condiciones controladas de

invernadero. Se evaluó el efecto de tres fechas de colecta sobre el desarrollo radical de estacas de madera blanda de avellano europeo, las fechas fueron: 30.12.87, 28.01.88, 14.03.88. La fecha de estaquillado significativamente menos efectiva fue el 14 de marzo debido a un aumento de ácido abscísico e inhibidores fenólicos, los que están ligados a la evolución de las yemas.

2.3.3.4 Largo del día. En relación con la época del año HARTMANN y KESTER (1988), señalan que el fotoperíodo o longitud del día, en el cual crecen las plantas madres puede tener alguna influencia en el enraizamiento de las estacas, lo cual puede estar relacionado con la acumulación de carbohidratos.

Existen en los vegetales mecanismos que pueden percibir la composición, duración e intensidad de la luz e influir en la actividad de las plantas de tal manera que su funcionamiento se hace dependiente del momento del día. Fotomorfogénesis comprende todos los procesos dependientes de la luz, distintos de la fotosíntesis, y que intervienen en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Los procesos fotomorfogénicos, jugando un papel regulador, intervienen en el control de la forma y momento de la utilización de los productos de la fotosíntesis, influyendo el tamaño, la forma y la composición de los distintos órganos así como el momento en que algunos órganos comienzan o dejan de ser formados (SIVORI, 1980).

2.3.3.5 Acondicionamiento del material. Se selecciona el material a propagar de plantas madres libres de enfermedades, vigorosas, que no presenten daños ni deficiencias nutritivas. La recolección se hace temprano en la mañana cuando el material está turgente. Las estacas de especies leñosas, siempreverdes, de hoja ancha se hacen de 7 a 15 cm de largo, reteniendo hojas en la parte superior y si las hojas son muy grandes se reduce el tamaño para disminuir la respiración y pérdida de agua (HARTMANN y KESTER, 1988).

2.3.3.6 Tratamientos con auxinas. Uno de los mejores estimuladores del enraizamiento es la auxina AIB (ácido indolbutírico); un producto químico persistente que se desplaza muy poco y se retiene cerca del sitio de aplicación. Los reguladores de crecimiento que se desplazan con facilidad pueden causar efectos indeseables de crecimiento en la planta propagada. Los reguladores de crecimiento modifican el tipo de raíz y el número en que se produzcan, el AIB produce raíces fuertes y fibrosas (WEAVER, 1976).

El mismo autor señala que el método de inmersión rápida es la forma más común de utilizar el AIB, los extremos basales de las estacas se sumergen aproximadamente 5 segundos en una solución concentrada que puede variar entre 500 a 10.000 ppm de IBA, en alcohol al 50% y luego se insertan en el medio de enraizamiento.

Las concentraciones de reguladores de crecimiento inmediatamente inferiores al punto tóxico son óptimas en la promoción del enraizamiento, dichas concentraciones provocan cierto hinchamiento en la parte basal del tallo producción profusa de raíces arriba de la base de la estaca. Las concentraciones demasiado fuertes pueden inhibir el desarrollo de yemas o provocar el amarillamiento o caída de las hojas e incluso la muerte de la estaca (WEAVER, 1976).

2.3.3.7 Tratamientos con fungicidas. Durante el enraizamiento y el período siguiente, las estacas están expuestas a ataques por diversos microorganismos, es aconsejable proteger a los esquejes de infecciones fungosas, tanto para una mayor supervivencia como para una mejor calidad de las raíces. Varias Proteaceae son susceptibles a *Phytophthora cinnamomi*, provocando pudrición de la raíz, ésta es la causa más común de mortalidad; el éxito con el uso de fosetil-Al (80% fosetil-Al) comprueba que *Phytophthora* puede ser uno de los principales problemas de vivero (HALLOY et al., 1996).

2.3.4 Condiciones ambientales durante el enraizamiento. Las condiciones microambientales deben ser reguladas para favorecer la rizogénesis, de acuerdo con las variaciones del cuadro fisiológico y nutricional de las estacas tratadas (BALDINI, 1992).

2.3.4.1 Humedad. La pérdida de humedad por las hojas puede reducir el contenido de agua de las estacas a un nivel tal que ocasione su muerte antes de que se formen las raíces, para un buen enraizamiento las estacas con hoja deben mantener su turgencia. Para reducir al mínimo las pérdidas de agua por transpiración, la presión de vapor de agua de la atmósfera debe mantenerse casi igual a la existente en los espacios intercelulares al interior de la hoja (HARTMANN y KESTER, 1988).

La humidificación consiste en mantener las estacas en un ambiente saturado de humedad, para mantener el equilibrio hídrico y permitir una larga supervivencia. Con la nebulización las estacas se riegan intermitentemente con agua aerosolizada, para controlar la transpiración como también la temperatura interna (BALDINI, 1992).

2.3.4.2 Luz. En el enraizamiento es de gran importancia la luz como fuente de energía para la fotosíntesis, cuyos productos son importantes en la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos de la luz pueden deberse a la intensidad, a la longitud del día y a la calidad (HARTMANN y KESTER, 1988).

MEDEL y PESSOT (1992), establecen que el largo de la luz del día modifica notablemente los resultados de enraizamiento en esquejes de madera blanda. En la propagación por esquejes de un nudo en mora del cultivar Black Satin, realizada en verano y otoño, donde la única variable no controlada fue el largo del día, disponiéndose de luz natural, se obtuvo mejores resultados en verano.

2.3.4.3 Temperatura. Las porciones basales de la estaca deben tener un adecuado nivel térmico para lograr la rizogénesis, ya que es importante que las

raíces se logren antes que el tallo. La técnica del calentamiento basal mediante sistemas automatizados permite un gradiente térmico adecuado, manteniendo la temperatura basal entre 20 y 22° C, y la temperatura atmosférica próxima al suelo oscila, dada la época, bastante más baja (HARTMANN y KESTER, 1988 y BALDINI, 1992).

2.3.4.4 Medio de enraizamiento. El sustrato de enraizamiento debe estar bien drenado para evitar perjudiciales estancamientos hídricos, debe proporcionar suficiente porosidad y tener una buena aireación para permitir la penetración de aire a la base de la estaca; optimizando las condiciones para obtener un buen desarrollo de raíces (BALDINI, 1992).

El medio de enraizamiento puede afectar al tipo de sistema radical que se origina de las estacas. En algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando son enraizadas en una mezcla de arena y musgo turboso o de perlita, desarrollan raíces delgadas, flexibles y bien ramificadas, siendo más apropiadas para luego ser transplantadas (HARTMANN y KESTER, 1988).

2.4 Antecedentes de propagación del gevuin y otras especies.

La información en avellano chileno respecto de propagación es insuficiente por lo que se estudian además antecedentes de otras especies pertenecientes a la familia Proteaceae, como es *Macadamia* y *Embothrium coccineum*.

2.4.1 Propagación por esquejes del gevuin. En forma experimental en Nueva Zelanda, MCKENZIE (1993,1994), propagó avellano bajo condiciones controladas de invernadero (temperatura basal y aspersión de agua), a partir de estacas de madera suave y semidura, cortes de tallo y de hoja con yema. El material fue tomado de accesiones obtenidas a través de semillas bajo

invernadero, existiendo diferencias en el porcentaje de enraizamiento de acuerdo a las distintas accesiones.

En ambos trabajos realizados por MCKENZIE (1993,1994), se logró el enraizamiento de estacas de gevuin aplicando una concentración de ácido indolbutírico de 5000 ppm, durante 5 segundos, sin evaluar el efecto de otras concentraciones.

En el primer ensayo, MCKENZIE (1993), propagó con buenos resultados estacas de madera suave y semidura, con 15 a 18 cm de largo tomadas de vástagos laterales de *Gevuina*; los cortes basales incluían parte del tallo principal. El número de días de enraizamiento varió de entre 18 y 71 días, ocurriendo el enraizamiento inicial a los 18 días y a los 50 días tenían un sistema radical bien desarrollado, con raíces bastante fibrosas.

Luego MCKENZIE (1994), evaluó el efecto, en el enraizamiento de cortes de tallo de *Gevuina*, de dos fechas de recolección verano e invierno durante 62 días. Obtuvo un mayor porcentaje de enraizamiento en verano (62%) que en invierno (3%), siendo además más corto el período en emitir raíces en verano, logrando un buen desarrollo a los 34 días.

Además, los resultados de ensayos realizados por MCKENZIE (1994), mostraron que el gevuin puede propagarse mediante cortes de tallo provenientes de vástagos apicales o axilares con 14 a 16 cm de largo, cortes de hoja con yema dejando 1 cm bajo la yema y 2 cm de tallo; siendo más bajo el porcentaje de enraizamiento para cortes de hoja con yema que para los cortes de tallo, pero el crecimiento subsecuente era similar para ambos tipos.

VASQUEZ (1998), realizó un ensayo de enraizamiento de estacas con hoja de *Gevuina avellana* Mol. entre otras especies, en la zona de Chiloé. En invernadero sin control de temperatura atmosférica, sin luz artificial y sin sistema de neblina, utilizando riego manual. El material fue recolectado de árboles originarios de la zona sin especificar de que parte de las ramas se obtuvo el material vegetal. Se utilizó cuatro concentraciones de ácido indolbutírico (0, 1000, 2000 y 4000) en polvo.

En este trabajo las estacas estuvieron 86 días en la cama de enraizamiento, obteniendo un 99% de supervivencia. Se evaluó el efecto de la aplicación de calor basal en el enraizamiento de estacas de gevuin, obteniendo una mejor respuesta en la cama fría. También se evaluó el efecto de la época, entre verano y otoño, obteniendo en verano un 49% de estacas enraizadas y 6% en otoño. El mayor número de raíces y largo de raíz ocurrió en estacas tratadas con 2000 ppm de IBA, y mejor porcentaje de enraizamiento y raíces secundarias con 1000 ppm.

2.4.2 Propagación por esquejes de Macadamia. Existen dos especies de Macadamia; *Macadamia integrifolia* y *M. tetraphylla*, nativas de Australia, pertenecientes también a la familia Proteaceae, es un árbol bastante similar al avellano chileno de hoja perenne, pero de clima tropical. Es producida comercialmente por sus frutos, similares a los del avellano chileno. Estas especies son propagadas por injertos para la producción frutal, siendo también posible la propagación por cortes de madera blanda (CALIFORNIA RARE FRUIT GROWERS, 1997).

MULLER (1992), propagó cortes de brotes apicales y laterales de seis cultivares distintos, desde ramas cinco semanas después de ser anilladas y de ramas no anilladas. Los cortes fueron mojados en soluciones de IBA de 3000 y 5000 ppm, y propagadas en invernadero, bajo 40% de sombra y neblina intermitente. No hubo diferencias significativas según el anillado, el porcentaje de enraizamiento más alto (65%) se logró con la solución de 5000 ppm de IBA, también hubo diferencias significativas entre distintos cultivares.

2.4.3 Propagación por esquejes de *Embothrium coccineum* Forst. Conocido como “notro” o “ciruelillo”, árbol nativo de Chile, pertenece a la familia Proteaceae, se encuentra asociado a los tipos forestales de bosque valdiviano, hualve y coigüe (MUÑOZ, 1980).

En Valdivia, bajo condiciones controladas en invernadero, KRAMM (1987), propagó esquejes de notro colectados en tres períodos; octubre, abril y julio, midió el efecto de seis dosis de ácido indol butírico (0, 250, 500, 1000, 2500, 5000 ppm). Luego de 60 días evaluó el enraizamiento, obteniendo los mejores resultados con las dosis de 250 y 500 ppm de AIB, resultando negativas las dosis de 2500 y 5000 ppm. En cuanto a la época en que se tomaron los esquejes, octubre fue la más apropiada.

En otro estudio realizado en Chonchi, Isla Grande de Chiloé, OJEDA (1998), investigó la propagación mediante estacas de tallo de Notro, entre otras especies nativas de la zona. Las estacas fueron tomadas de ramas laterales de crecimiento vertical, ramas de la porción juvenil inferior, o bien de rebrotes de tocon o tallos leñosos de un año de edad.

Las estacas fueron propagadas en un invernadero, con riego manual, durante 84 días en dos épocas; verano y otoño, utilizando distintas concentraciones de ácido indol butírico, entre 0 y 4000 ppm. Además, se estudio el efecto de camas de propagación fría o caliente. En ambas épocas el tratamiento de 300 ppm de AIB y cama fría resulto más favorable para el enraizamiento, y la mejor época fue el verano.

3. MATERIAL Y METODO

3.1 Ubicación del ensayo.

Los ensayos se realizaron en el invernadero perteneciente a la Facultad de Ciencias Agrarias en el Campus Isla Teja de la Universidad Austral de Chile, entre los meses de noviembre de 1999 y junio del año 2000. El material vegetal se obtuvo de plantas madres establecidas en el arboretum frutal de la Estación Experimental Santa Rosa (Valdivia, X Región).

3.2 Material vegetal.

Los esquejes para la propagación vegetativa fueron obtenidos de plantas madres de cinco clones de gevuin (*Gevuina avellana* Mol.), pertenecientes a la serie clonal SAR. Los clones de esta serie son el resultado de numerosas prospecciones destinadas a recolectar material vegetal realizadas dentro del programa de Mejoramiento Genético y Productivo de Gevuina, que se viene desarrollando con selecciones desde 1970 y especialmente durante los últimos quince años.

El material propagado pertenece a los clones: SAR 26, SAR 37, SAR 59, SAR 80 y SAR 93, los que fueron seleccionados por presentar interesantes características estructurales y de producción de frutos, de acuerdo a evaluaciones realizadas en trabajos previos.

Las plantas utilizadas se encontraban en su año 13 y están plantados en el arboretum en un marco de 6 m por 6m (278 plantas /ha), en buenas condiciones sanitarias y sin practicas de manejo cultural especiales.

3.3 Instalaciones del invernadero.

El invernadero es de estructura metálica con cubierta de vidrio, ventanas para la ventilación y piso de hormigón. El cielo y las paredes sur-oeste están cubiertas por un sombreador de malla Rashel 50% durante las épocas de primavera - verano, para evitar una excesiva radiación solar. Las dimensiones de la cámara en la cual se realizó el ensayo son 3 m de ancho por 6.5 m de largo.

3.3.1 Cama de enraizamiento. La cámara utilizada en el invernadero cuenta con una cama de propagación con marcos de madera y apoyos metálicos, base de pizarreño perforada para mantener un drenaje adecuado. Las dimensiones de la cama son, 4.88 m de largo, 1.49 m de ancho, 0.18 m de alto, y esta situada a 0.8 m del piso.

La cama de propagación estaba rellena con arena de río en una profundidad de 15 cm aproximadamente; en la cual se enterraron las cajas con el medio de enraizamiento, esto con el fin de mantener una temperatura pareja a nivel radical.

El sustrato de la cajas destinadas a los distintos tratamientos, fue una mezcla de sphagnum canadiense de marca Sunshine Peat Moss, con arena de río en proporción 1:1 (v/v). La arena utilizada en la mezcla se desinfectó previamente con cloro al 5% del producto comercial, eliminando luego con repetidas lavadas de agua cualquier residuo. Las cajas con el medio de enraizamiento, en el cual se insertaran los esquejes, poseen un volumen de un litro y una profundidad de 6.5 cm.

3.3.2 Control de temperatura y humedad. Con el fin de lograr una temperatura adecuada, máximo 30° C en el día y una mínima nocturna de 10°C, la cámara cuenta con una cubierta de malla Rashel 50% para dar un sombreado óptimo al medio de propagación. Se controló la temperatura ambiental mediante ventanas en el techo y laterales, las cuales fueron

accionadas manualmente de acuerdo a las temperaturas registradas por un termómetro de máxima y mínima.

El control de temperatura basal en la cama de propagación fue a través de una resistencia eléctrica distribuida en el fondo de la cama y regulada por un termostato, manteniendo una temperatura constante de 22° C.

La humedad del medio aéreo y radical fue proporcionada mediante un sistema de aspersión fina de agua, mediante un humidostáto y válvula solenoide eléctrica. El sistema permite la aspersión de agua de acuerdo a la evaporación producto de la temperatura ambiente, manteniendo los tejidos turgentes especialmente hasta que se forman las raíces adventicias.

3.4 Tipo y preparación de los esquejes.

Se evaluó la influencia del tipo de esqueje en el enraizamiento, utilizando esquejes representativos del estado del material vegetal de acuerdo a la época de corte y se utilizó material proveniente de madera del último año de crecimiento. Obteniendo esquejes apicales y sub apicales de dos nudos (Figura 1).

Los esquejes se obtuvieron temprano en la mañana, en ambos tipos de esquejes se dejó una hoja y un trozo de tallo con dos yemas, con dimensiones de entre 4 a 6 cm el largo del trozo de tallo.

Luego se trasladaron al invernadero, donde fueron acondicionados, cortando la zona apical de la hoja dejándola aproximadamente de 10 cm de largo, reduciendo el área foliar a un 50% y eliminando los folíolos basales. La parte del esqueje que fue insertada en el sustrato fue el internudo.



FIGURA 1 Esqueje apical (izquierda) y esqueje sub apical de dos nudos (derecha), de *Gevuina avellana*.

3.4.1 Fechas de estaquillado. Los esquejes sub apicales de dos nudos se obtuvieron en tres fechas: 10 de noviembre, 12 de enero y 27 de marzo, evaluando así la época de recolección para la primavera, verano y otoño. Paralelamente se realizaron ensayos de esquejes de ápices obtenidos el 10 de noviembre y 27 de marzo. Los esquejes permanecieron en la cama de propagación durante 62 días hasta ser evaluados.

3.4.2 Soluciones auxinicas. Se utilizó como fitohormona para estimular la rizogénesis una auxina sintética que fue el ácido indolbutírico (AIB) en una solución hidroalcohólica al 50%. El AIB en polvo se diluyó primero en 2 ml de KOH (0.1 N), agregando luego la solución hidroalcohólica hasta completar el volumen requerido, preparando primero una solución madre de 5000 ppm de AIB a partir de la cual se obtuvo concentraciones más diluidas de 2500, 1000 y 500 ppm.

Antes de colocar los esquejes en el sustrato, se sumergieron cinco segundos en una solución hidroalcohólica al 50%, con ácido indolbutírico. Se aplicó distintas concentraciones de AIB de acuerdo al tipo de esqueje y las fechas de recolección, como se muestra en el Cuadro 2.

CUADRO 2 Concentraciones de AIB aplicadas de acuerdo a cada tipo de esqueje y la fecha de recolección.

| Tipo de esqueje | Concentraciones de AIB (ppm) | | |
|-----------------|------------------------------|-----------------|-----------------|
| | 10 de noviembre | 12 de enero | 27 de marzo |
| Sub apical | 0 - 2500 - 5000 | 0 - 2500 - 5000 | 0 - 2500 - 5000 |
| Apical | 0 - 500 | | 0 - 500 - 1000 |

Después los esquejes fueron insertados en las cajas con el medio de enraizamiento y puestos en la cama de propagación hasta ser evaluados.

3.5 Observaciones y mediciones.

Luego de 62 días de iniciados los ensayos se efectuaron mediciones y observaciones para evaluar el desarrollo radical y desarrollo de los brotes en los esquejes.

3.5.1 Evaluación del desarrollo radical. Se hicieron las siguientes mediciones al sistema radical:

3.5.1.1 Porcentaje de esquejes enraizados (%). Proporción de esquejes enraizados del total de esquejes tratados.

3.5.1.2 Vigor del sistema radical. Este parámetro se estimó de acuerdo a una nota que diferenció los distintos grados de enraizamiento, usando una escala de valores del 1 al 5, correspondientes a esquejes sin raíz la nota 1 y esquejes de mayor desarrollo radical la nota 5 (Figura 2).



FIGURA 2 Escala de menor a mayor vigor radical en esquejes sub apicales de dos nudos, nota del 1 al 5.

3.5.1.3 Largo de raíz (cm). Se midió en los esquejes enraizados la longitud de raíces.

3.5.1.4 Formación de raíces secundarias. Fue evaluado este aspecto de acuerdo a una escala de valores del 1 al 5, en la cual la mayor cantidad de raíces secundarias corresponde a la nota 5 y sin presencia de ellas a la nota 1.

3.5.1.5 Ubicación de raíces. De acuerdo a una escala del 1 al 5, se diferenciaron los esquejes según donde se originan las raíces adventicias(Figura 3). Donde nota 1= raíces en la zona del corte, nota 3= raíces en la zona del corte y puntos meristemáticos en el tallo, nota 5= las raíces ocupan parte importante del tallo.



FIGURA 3 Ubicación de raíces, según zona de origen de las raíces.

3.5.1.6 Formación de callo. Se midió la formación de callo con una escala de valores del 1 al 5, correspondientes a: nota 1 sin callo y nota 5 formación de callo en toda la zona del corte.

3.5.2 Evaluación del desarrollo de brotes. Se midió el desarrollo aéreo de los esquejes a través de los siguientes parámetros:

3.5.2.1 Estado de desarrollo de los brotes. Se estimó el grado de desarrollo de los brotes de acuerdo a una escala de valores de 1 a 5, en la cual la nota 1 corresponde a esquejes sin brotes, nota 2 brotes sin hoja abierta, nota 3 brotes con hojas comenzando a abrir, nota 4 brotes desarrollados con una hoja abierta y la nota 5 es de brotes desarrollados con hojas completamente abiertas (Figura 4).



FIGURA 4 Estado de desarrollo de brotes, escala de mayor a menor grado de desarrollo de brotes.

3.5.2.2 Largo de brotes (cm).

3.5.2.3 Número de brotes.

3.6 Diseño experimental.

Los diferentes ensayos se realizaron bajo el esquema de diseño completamente al azar con arreglo factorial con distintos factores de variación, que se describen a continuación para cada uno de los ensayos.

3.6.1 Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes sub apicales de dos nudos. Los factores principales de variación fueron: clones (5), fechas de recolección (3), las concentraciones de AIB (3), y las interacciones correspondientes. En cada combinación de tratamientos se tuvo 10 unidades experimentales y un total de 450 esquejes evaluados.

3.6.2 Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes de ápices. Este ensayo tuvo tres fuentes de variación: clones (5), fechas de recolección (2) y concentraciones de AIB (2). Con las interacciones respectivas se tuvo finalmente 7 unidades experimentales por combinación de tratamientos y un total de 140 esquejes de ápices evaluados.

El segundo diseño para esquejes de ápices, corresponde al ensayo realizado sólo en otoño en el cual se agrego un tratamiento con una mayor concentración de AIB. Este ensayo cuenta con dos fuentes de variación: clon (5) y los tratamientos con AIB (3), con las interacciones correspondientes se tuvo 7 unidades experimentales y un total de 105 esquejes.

3.6.3 Efecto del tipo de esqueje en la rizogénesis y crecimiento aéreo. Al evaluar el efecto del tipo de esqueje en el enraizamiento, se tomaron los resultados de los tratamientos testigos (0 ppm de AIB) obtenidos en primavera en los ensayos de esquejes sub apicales y esquejes de ápices, teniendo dos fuentes de variación: tipo de esqueje (2) y los clones (5).

3.7 Análisis estadístico.

Los datos obtenidos en cada ensayo fueron sometidos a pruebas de normalidad, donde sobre el error calculado para los datos se verificó los principios de independencia, aleatoriedad y normalidad. Se utilizó el test estadístico de normalidad de Shapiro – Wilks con un nivel de significancia de 1%, lo que permitió verificar si los datos tienen una distribución normal (LITTLE, 1976).

Una vez realizadas las pruebas de normalidad, se verificó que las varianzas fueran homogéneas, utilizando el test estadístico de Bartlett's con un nivel de significancia de 1%.

Posteriormente los datos que resultaron poseer distribución normal y homogeneidad de las varianzas, fueron sometidos a un análisis de varianza de

acuerdo a Fisher (ANDEVA) y pruebas de medias de Tukey, considerando significativamente diferentes valores de $p \leq 0,05$ (LITTLE, 1976). Para estos análisis y pruebas realizadas se utilizó el programa computacional Statgraphics plus.

Los datos que no cumplieron con las pruebas de normalidad y homogeneidad de las varianzas fueron analizados con la prueba no paramétrica Mann – Whitney U test con un nivel de significancia de 5%, verificando si existían diferencias significativas entre los tratamientos (LINCOLN, 1994). Para realizar esta prueba se utilizó el programa computacional Statistica.

4. PRESENTACION Y DISCUSION DE RESULTADOS

En el desarrollo de este trabajo se obtuvieron interesantes resultados de la propagación vegetativa de cinco clones de gevuin, utilizando el sistema de confección de esquejes. Se presentan en forma separada los ensayos relativos a la respuesta de esquejes sub apicales y esquejes apicales.

En cada ensayo se analiza el efecto de los tratamientos: clones de gevuin, fecha y dosis de ácido indolbutírico, en forma individual y posteriormente las interacciones más importantes.

4.1 Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes sub apicales de dos nudos.

Luego de un período de enraizamiento en que los esquejes permanecieron 62 días en la cama de propagación bajo condiciones controladas, se evaluó a través de nueve parámetros el efecto de los distintos tratamientos en el desarrollo radical y de brotes.

4.1.1 Efecto clonal. Al evaluar la capacidad de rizogénesis en cinco clones, existen diferencias de desarrollo radical en menor o mayor forma según parámetro medido (Cuadro 3). El porcentaje de enraizamiento de esquejes, que es un aspecto básico en esta primera etapa de producción de plantas, tuvo variaciones según genotipo, donde los clones con mayor porcentaje de enraizamiento fueron el SAR 93 (80%) y SAR 80 (79%), con respecto al SAR 26 (54, 44 %).

Observando los resultados para el vigor radical y largo de raíz, la diferencia más extrema entre genotipos ocurrió con el clon SAR 26 que presenta un menor desarrollo en estos parámetros. El clon SAR 80 tiene un

mayor vigor radical y largo, lo que indica que las plantas obtenidas de este clon desarrollaron un mayor volumen de raíz, aspecto que es importante al momento de repique de plantas a vivero.

CUADRO 3 Desarrollo radical y de brotes en esquejes sub apicales de cinco clones de gevuin.

| CLONES | SAR 80 | SAR 59 | SAR 37 | SAR 26 | SAR 93 |
|-----------------------------|---------|----------|----------|---------|----------|
| DESARROLLO RADICAL | | | | | |
| Enraizamiento (%) | 78,88 a | 76,66 ab | 64,44 ab | 54,44 b | 80,00 a |
| Vigor radical (nota1-5) | 2,57 a | 2,43 ab | 2,08 bc | 1,84 c | 2,27 abc |
| Largo de raíz (cm) | 2,11 ab | 2,56 a | 1,77 bc | 1,22 c | 1,72 ab |
| Raíces secundarias (1-5) | 1,15 b | 1,33 ab | 1,71 a | 1,44 ab | 1,26 ab |
| Ubicación de raíces (1-5) | 3,04 a | 3,28 a | 2,17 b | 2,04 b | 2,95 a |
| Formación de callo (1-5) | 1,67 ab | 1,58 ab | 1,85 a | 1,47 b | 1,56 ab |
| DESARROLLO DE BROTES | | | | | |
| Estado de brotes (1-5) | 2,00 ab | 1,75 b | 2,04 ab | 1,81 b | 2,15 a |
| Largo de brotes (cm) | 1,20 ab | 0,94 b | 1,25 ab | 1,14 ab | 1,31 a |
| Número de brotes | 0,95 b | 1,14 b | 1,16 ab | 0,92 b | 1,41 a |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey, y la prueba Mann –Whitney para formación de callo y largo de brotes.

Similares diferencias de la capacidad rizogénica entre genotipos fueron observadas por MULLER (1992), al enraizar esquejes de brotes apicales y laterales de seis cultivares de Macadamia, otra especie perteneciente a la familia de las Proteáceas, obteniendo diferencias en el porcentaje de enraizamiento, siendo el más alto 65,3% y el menor 13,9%.

De acuerdo con BALDINI (1992), una misma especie puede reaccionar de manera distinta a los diferentes tratamientos rizógenos. Estas diferencias se deben a que los factores genéticos además de factores ambientales, afectan la clase y cantidad de cofactores de enraizamiento (WESTWOOD, 1982).

Los antecedentes anteriores y los resultados observados en este trabajo, demuestran que las respuestas de distintos genotipos ante un mismo sistema de propagación, pueden ser diferentes al ser influenciadas por las características genéticas de cada clon.

En los esquejes enraizados dentro de cada tratamiento se evaluaron características del sistema radical formado, como la aparición de raíces secundarias y la ubicación de las raíces adventicias en el esqueje, en las cuales también se observó diferencias entre clones, acentuando el efecto de los genotipos.

En cuanto al desarrollo de brotes también existió diferencias entre los distintos clones según cada estimador medido, presentando el clon SAR 93 brotes en un estado más avanzado de desarrollo y mayor número, respecto de los clones SAR 59 y SAR 26, y un mayor largo de brotes respecto al SAR 59.

Se obtuvo en general que un mayor desarrollo radical es alcanzado con un mayor desarrollo aéreo, pudiendo deberse a que el desarrollo vegetativo de los esquejes implica una mayor actividad fotosintética y por lo tanto varía el cuadro nutricional y hormonal favoreciendo la rizogénesis. GUTIERREZ (1995) y WEAVER (1976), señalan que los compuestos nitrogenados y carbohidratos producidos en las hojas son cofactores del enraizamiento, los cuales interactúan con las auxinas permitiendo la rizogénesis.

En el clon SAR 59 el buen desarrollo radical no fue acompañado de un buen desarrollo de brotes, por lo cual tuvo un flujo de crecimiento distinto, lo que se explica como se vio anteriormente, a que la respuesta ante los mismos tratamientos puede variar en los distintos clones.

Al analizar los resultados del total de parámetros que midieron el desarrollo radical y aéreo de los esquejes sub apicales, se obtiene que algunas plantas enraízan mejor que otras al ser propagadas por este método, siendo mejores los clones SAR 93 y SAR 80, que el clon SAR 26.

4.1.2 Efecto de la fecha de recolección. En el Cuadro 4, se presentan los resultados obtenidos en tres fechas de propagación, observándose un porcentaje de enraizamiento medio de 70.89%. Sin embargo, los otros parámetros de desarrollo radical fueron deletéreos hacia la tercera fecha, salvo en la ubicación de raíces. Este aspecto también se observó en el estado de desarrollo y largo de brotes.

Hay un claro efecto del largo del día en el enraizamiento de gevuin, viéndose favorecido en las épocas de primavera y verano con respecto al otoño, especialmente en el vigor radical y largo de raíz, que son aspectos de gran importancia para la propagación.

CUADRO 4 Efecto de tres fechas de obtención de esquejes en el desarrollo radical y de brotes.

| Fecha | noviembre | enero | marzo |
|--------------------------------|-----------|---------|---------|
| DESARROLLO RADICAL | | | |
| Enraizamiento (%) | 75,33 a | 74,67 a | 62,67 a |
| Vigor radical (nota 1-5) | 2,48 a | 2,41 a | 1,84 b |
| Largo de raíz (cm) | 2,05 a | 1,93 ab | 1,65 b |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | 1,45 a | 1,62 a | 1,06 b |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | 2,84 a | 2,77 a | 2,49 a |
| Formación de callo (nota 1-5) | 2,12 a | 1,36 b | 1,40 b |
| DESARROLLO DE BROTES | | | |
| Estado de brotes (nota 1-5) | 1,92 b | 2,26 a | 1,66 b |
| Largo de brotes (cm) | 1,30 a | 1,64 a | 0,57 b |
| Número de brotes | 0,97 a | 1,25 a | 1,13 a |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey y la prueba Mann –Whitney para formación de callo y largo de brotes.

El efecto de un menor desarrollo radical en la fecha 27 de marzo con respecto al 10 de noviembre y 12 de enero, coincide con otros ensayos de

propagación de gevuin, como VASQUEZ (1998), que obtuvo mejores resultados en verano que en otoño, en la propagación de esquejes sin nebulización ni control de temperatura en la zona de Chiloé, teniendo porcentajes de enraizamiento bastante más bajos que en este trabajo (49 % de estacas enraizadas en verano y 6% en otoño). Así mismo MCKENZIE (1994), obtuvo 62% de esquejes enraizados en verano, y 3% en invierno, en condiciones controladas, durante 62 días, en Nueva Zelandia.

Cabe mencionar, por la similitud con este trabajo en el método de propagación, el ensayo de esquejes de dos nudos de Notro (*Embothrium coccineum*), otra especie nativa de Chile perteneciente a la familia de las Proteaceas, realizado en Valdivia por KRAMM (1987), donde los mejores resultados fueron obtenidos en octubre con respecto a esquejes recolectados en abril y junio. Los resultados de estos trabajos confirman las diferencias en la capacidad rizógena de esquejes de una especie siempreverde, observadas en este trabajo, según distintas fechas de recolección.

En relación a las características del sistema radical, la formación de raíces secundarias fue mayor en las dos primeras fechas disminuyendo en la fecha 27 de marzo. En la ubicación de raíces no hubo efecto de la fecha de recolección, originándose mayormente en la zona del corte y presentando puntos meristemáticos sobre éste en el tallo.

La formación de callo fue mayor en la fecha 10 de noviembre disminuyendo hacia la tercera fecha, sin embargo el enraizamiento se produjo tanto en esquejes que formaron callo como en esquejes sin callo en la tres fechas. BALDINI (1992), señala que la diferenciación y emisión de los primordios radicales puede venir acompañada de la formación de callo, cuya presencia es útil, pero sin influenciar la rizogénesis, en la que el callo no participa directa ni activamente.

En cuanto al desarrollo de brotes se observó diferencias entre fechas, presentando un mayor estado de desarrollo el 12 de enero. El largo de brotes

fue mayor el 10 de noviembre y 12 de enero, en detrimento hacia la tercera fecha, pero en el número de brotes no existió diferencias de acuerdo a la época.

De acuerdo a los resultados obtenidos se podría concluir que gevuin, aunque sea una especie de hoja persistente, tiene distintos flujos de crecimiento, relacionados con aspectos como: la actividad fotosintética, período de luz del día y balance fitohormonal, los que en su conjunto permiten a los esquejes una mayor o menor factibilidad de ser enraizados y responder a los distintos tratamientos, en determinadas fechas.

HARTMANN y KESTER (1988), explican que especies siempreverdes tienen uno o más períodos de crecimiento durante el año y se puede obtener esquejes en varias épocas relacionadas con dicho período. Las plantas madres deben estar en crecimiento activo y no haber entrado en estado de floración, ya que existe un cierto antagonismo entre la regeneración vegetativa y la floración. Respecto a la floración, SILVA (2002), señala que en los clones de la serie SAR se produce entre enero y mayo, concentrándose la antesis floral desde la segunda quincena de febrero hasta la primera quincena de marzo, observando que las flores se concentran en madera de un año, en mayor cantidad en la parte apical y en la periferia de los árboles.

Lo anterior explica que la obtención de los mejores resultados fue en noviembre y enero, ya que durante la primavera y comienzos de verano gevuin se encontraba en una etapa de crecimiento vegetativo activo, sin presentar floración, por lo tanto, las plantas tenían un cuadro hormonal adecuado, una alta producción de carbohidratos y otros promotores del enraizamiento, favoreciendo la rizogénesis. Luego en la fecha de marzo el gevuin se encontraba con un menor flujo de crecimiento y un período de luz más corto, factores que en su conjunto implican una mayor cantidad de inhibidores que afectan la rizogénesis.

El efecto del largo del día observado en este ensayo coincide con otros ensayos de gevuin y en otras especies de clima templado bajo condiciones similares a las de este estudio. MEDEL et al. (1989), en esquejes de avellano

europeo señalaron que días mas cortos hacia el 14 de marzo causaron una depresión significativa del enraizamiento, lo que se debería en este caso a un aumento del ácido abscísico e inhibidores fenólicos. Además MEDEL y PESSOT (1992), establecen que el largo del día modifica notablemente los resultados en esquejes de madera blanda de mora del cultivar Black Satin, donde la única variable no controlada fue el largo del día, ya que el enraizamiento fue significativamente mayor en enero que en marzo.

Además del efecto del largo del día en la fecha de recolección, tuvo efecto durante la propagación en este ensayo, ya que se disponía de luz natural, teniendo en marzo una menor cantidad de luz afectando el desarrollo de los esquejes. VASQUEZ (1998) y MCKENZIE (1994), señalan que la época de obtención del material vegetal presenta una gran influencia en el período de tiempo necesario para el desarrollo radical de esquejes de gevuin, siendo en primavera y verano más corto el período de emitir raíces. Lo que en realidad esta influenciado por el largo de la luz del día.

El menor desarrollo de brotes en los esquejes en marzo pudo deberse además del efecto fotoperiódico, a que el material vegetal se encontraba luego de una etapa activa de crecimiento, y tenía muchas yemas axilares que presentaban brotes nuevos ya desarrollados. Este menor desarrollo aéreo como se vio anteriormente, pudo influir también en el desarrollo radical.

4.1.3 Efecto del ácido indol butírico (AIB). Se evaluó el efecto del ácido indol butírico en la propagación de esquejes sub apicales de Gevuin, utilizando concentraciones de 0, 2500 y 5000 ppm (Cuadro 5). En la mayoría de los parámetros que evalúan el enraizamiento y sus características, salvo en la formación de callo, hubo un efecto notoriamente positivo del AIB entre concentraciones de 0 y 2500 ppm, sin embargo se produce un efecto contrario con 5000 ppm de AIB.

Sucedió una situación inversa en el desarrollo de brotes, ya que en todos los parámetros que lo evalúan, se obtuvo los mejores resultados con el testigo, disminuyendo en la medida que se aplicó una concentración mayor de AIB.

La dosis más adecuada de AIB para el desarrollo radical fue 2500 ppm, obteniendo un 82% de enraizamiento, el mayor vigor, largo de raíz y formación de raíces secundarias. Por otro lado, en el porcentaje de enraizamiento y largo de raíz no existió diferencia entre la concentración de 5000 ppm de AIB y el testigo, anulándose el efecto positivo del AIB en elevadas concentraciones (Figura 5).

CUADRO 5 Efecto del AIB sobre el desarrollo radical y de brotes.

| Concentración AIB (ppm) | 0 | 2500 | 5000 |
|--------------------------------|---------|---------|---------|
| DESARROLLO RADICAL | | | |
| Enraizamiento (%) | 66,00 b | 82,00 a | 64,67 b |
| Vigor radical (nota 1-5) | 1,79 c | 2,68 a | 2,26 b |
| Largo de raíz (cm) | 1,65 b | 2,32 a | 1,66 b |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | 1,42 ab | 1,52 a | 1,20 b |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | 1,40 c | 3,12 b | 3,58 a |
| Formación de callo (nota 1-5) | 1,77 a | 1,76 a | 1,37 b |
| DESARROLLO DE BROTES | | | |
| Estado de brotes (nota 1-5) | 2,52 a | 1,87 b | 1,47 c |
| Largo de brotes (cm) | 1,93 a | 1,09 b | 0,49 c |
| Número de brotes | 1,90 a | 0,90 b | 0,55 c |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey, y la prueba Mann –Whitney para formación de callo y largo de brotes.

Un efecto similar del AIB en el desarrollo radical fue observado por KRAMM (1987), en esquejes de dos nudos de Notro. En este experimento se utilizó varias dosis desde 0 a 5000 ppm de AIB, obteniendo los mejores resultados con 250 y 500 ppm de AIB, y el efecto de las dosis 2500 y 5000 ppm

de AIB fue mínimo e incluso menor que con 0 ppm. Por lo tanto en estas Proteaceas la dosis de 5000 ppm se acerca al límite de toxicidad, a diferencia de lo ocurrido con esquejes de Macadamia, una Proteacea subtropical en que con 5000 ppm de AIB se tuvieron mejores resultados que con 3000 ppm (MULLER, 1992).

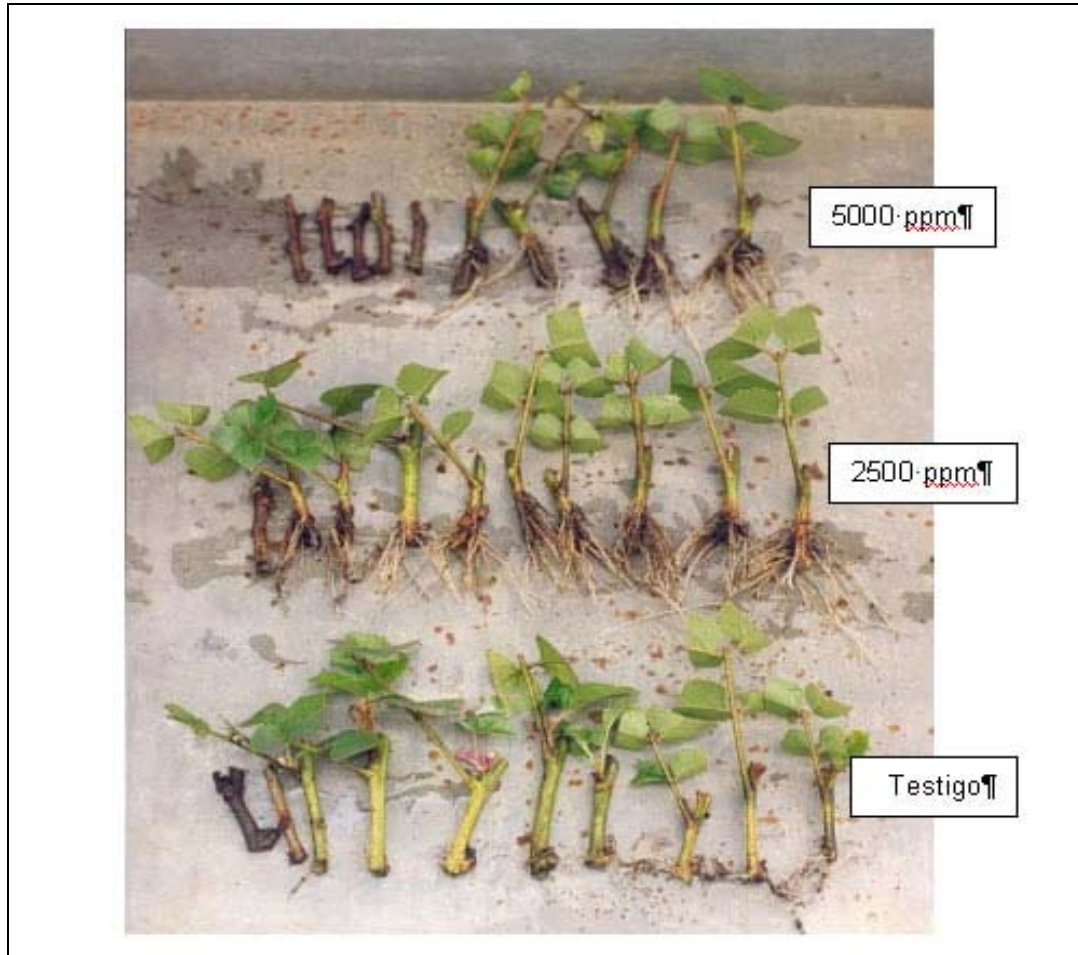


FIGURA 5 Efecto de la aplicación de dos dosis de AIB en el desarrollo radical de esquejes sub apicales.

Al respecto, según BALDINI (1992) y WEAVER (1976), la óptima estimulación de formación de raíces adventicias se logra a partir de concentraciones levemente bajo el nivel tóxico. Como consecuencia de

interacciones negativas entre los fitoreguladores endógenos y exógenos se han producido casos en que sustancias estimuladoras de la rizogénesis han reducido el porcentaje de enraizamiento.

En relación con lo anterior y a los resultados obtenidos se puede establecer que la concentración de 5000 ppm de AIB resulta excesiva para esquejes de gevuin. Al respecto VASQUEZ (1998), a medida que aumento la concentración de AIB, produjo un efecto creciente en el largo de raíz principal, número de raíces y grado de enraizamiento, existiendo siempre diferencias significativas entre el testigo y las concentraciones 1000, 2000 y 4000 ppm. Por lo tanto dosis de AIB hasta 4000 ppm con cinco segundos, no serían tóxicas para gevuin.

Existió diferencias en la ubicación de raíces adventicias al aplicar AIB, a mayor concentración de AIB aparecieron las raíces adventicias y puntos meristemáticos sobre la zona del corte del esqueje ocupando parte importante del tallo, a diferencia de los esquejes testigos donde las raíces se ubicaron mayormente en la base del esqueje (Figura 6).

Con respecto a lo anterior WEAVER (1976), señala que las raíces que surgen después de la aplicación de reguladores del crecimiento son de origen similar a las producidas normalmente, no obstante, las características de las raíces como su disposición en el tallo pueden variar considerablemente. En el caso de concentraciones de reguladores de crecimiento inmediatamente inferiores al punto tóxico provocan hinchamiento en la parte basal del tallo y producción profusa de raíces arriba de la base de la estaca.

En cuanto al desarrollo de brotes, se obtuvo un efecto totalmente negativo al aplicar AIB, tanto para el estado de desarrollo de los brotes como para el largo y número de brotes, los resultados fueron decrecientes al aplicar una concentración de 2500 ppm de AIB y luego 5000 ppm, en comparación con los testigos. Esto puede deberse a que las concentraciones de AIB demasiado altas pueden inhibir el desarrollo de yemas (WEAVER, 1976).

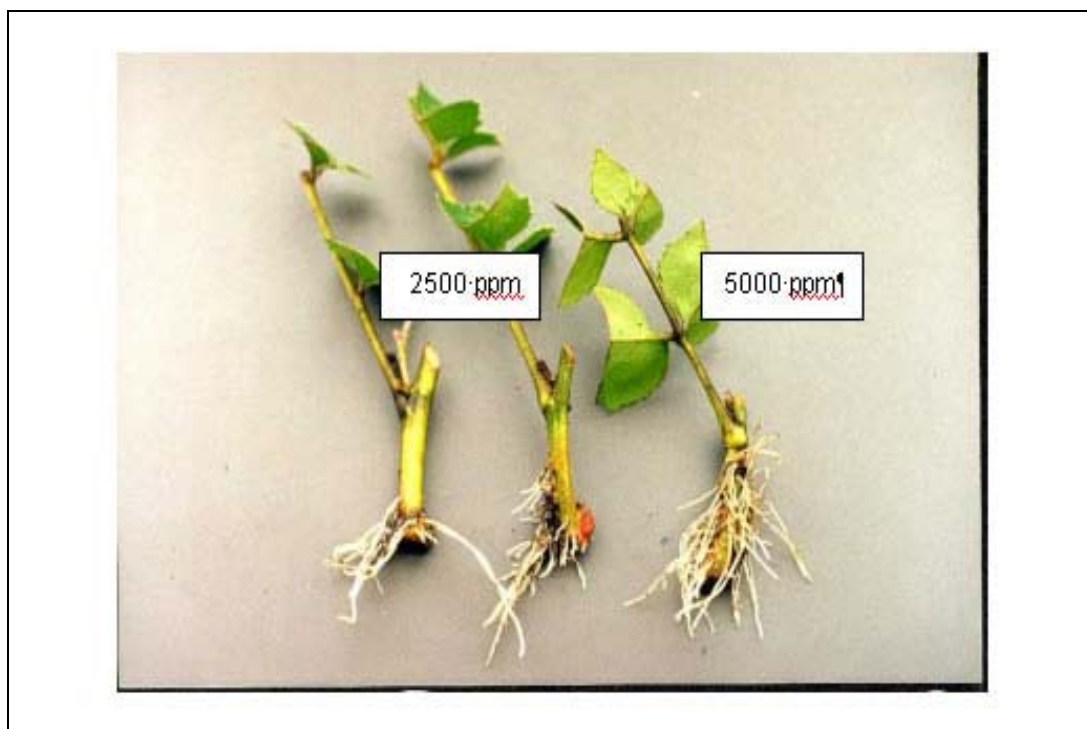


FIGURA 6 Ubicación de raíces con distintas concentraciones de AIB.

Debido a lo anterior el buen porcentaje de enraizamiento no se traduce en porcentaje de plantas comerciales, por lo que se debería considerar ensayos de concentraciones entre 0 y 2500 ppm, balanceando el efecto para obtener plantas con un equilibrado desarrollo aéreo y radical.

4.1.4 Efecto de las interacciones entre tratamientos. A continuación se presentan los resultados de la interacción doble de los factores: clones, fechas y AIB, en los distintos parámetros evaluados (Cuadro 6). Se observa que la interacción fecha x AIB fue la que causó un mayor efecto, tanto en el enraizamiento como en el desarrollo de brotes. En cambio no fueron relevantes las interacciones fecha x clon y AIB x clon.

En la interacción fecha x clon, sólo hubo diferencias en parámetros que evalúan características del enraizamiento como: formación de raíces secundarias y formación de callo, las que no se consideran tan relevantes en la formación de nuevas plantas, además en el largo de brotes hubo variaciones entre clones en las distintas épocas.

En el caso de la interacción AIB x clon, resulto tener efecto sobre la ubicación de raíces, formación de callo, largo y número de brotes. En los estimadores de formación de raíces adventicias propiamente tal, no se observaron diferencias significativas.

CUADRO 6 Efecto de las interacciones sobre el desarrollo radical y de brotes en esquejes sub apicales.

| Parámetros | Fecha x Clon | AIB x Clon | Fecha x AIB |
|--------------------------------|--------------|------------|-------------|
| DESARROLLO RADICAL | | | |
| Enraizamiento (%) | ns | ns | ns |
| Vigor radical (nota 1-5) | ns | ns | * |
| Largo de raíz (cm) | ns | ns | * |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | * | ns | ns |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | ns | * | * |
| Formación de callo (nota 1-5) | * | * | * |
| DESARROLLO DE BROTES | | | |
| Estado de brotes (nota 1-5) | ns | ns | * |
| Largo de brotes (cm) | * | * | * |
| Número de brotes | ns | * | * |

(*) Indica diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey, y la prueba Mann –Whitney para formación de callo y largo de brotes.

(ns) Indica diferencias no significativas ($p \leq 0,05$).

Al analizar el efecto de la interacción fecha x AIB, se obtuvo que el AIB no tiene la misma influencia sobre los esquejes en las distintas fechas estudiadas, en todos los parámetros evaluados salvo en el porcentaje de enraizamiento y formación de raíces secundarias.

En la Figura 7, se muestran los resultados obtenidos de la interacción fecha x AIB, para el vigor de raíz. Se observa que la acción del AIB tuvo un

efecto rizogénico hasta enero, disminuyendo la efectividad obtenida al avanzar la fecha, siendo nulo el efecto en marzo.

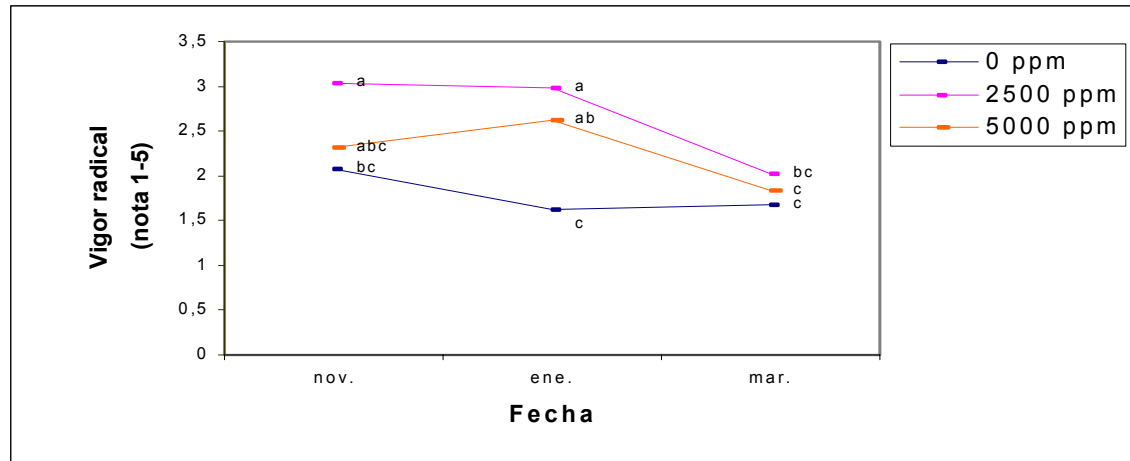


FIGURA 7 Efecto de la fecha y concentración de AIB en el vigor radical.

En forma similar a lo anterior varió la efectividad del AIB para el largo de raíz en las distintas fechas de obtención de esquejes, lográndose un efecto positivo en noviembre y enero, desapareciendo el efecto en marzo. El mayor largo se obtuvo con la dosis 2500 ppm, el tratamiento con 5000 ppm sólo tuvo una acción positiva en el largo de raíz en enero (Figura 8).

Similares diferencias en la respuesta a los tratamientos auxinicos, en distintas fechas, que en vigor y largo de raíz en este ensayo, obtuvo VASQUEZ (1998), donde hubo una respuesta positiva de varias concentraciones de AIB en el crecimiento radical de esquejes de gevuin recolectados en diciembre, y al avanzar en la fecha, en esquejes recolectados en abril el AIB no tuvo ninguna influencia.

Al contrario de lo que se podría esperar en una planta perenne, en esquejes de gevuin la aplicación de AIB tubo un efecto positivo hasta enero, desapareciendo su acción acercándose el otoño, de manera similar a lo que sucede en especies de hoja caduca. Esto se debe probablemente a que en días cortos hay una mayor cantidad de inhibidores, y menores promotores de la

rizogénesis, por lo que los esquejes se comportan de manera diferente ante los mismos tratamientos que son efectivos en fechas anteriores. Como se explicó al analizar en forma aislada el efecto de fecha de recolección, esto también está influenciado por las condiciones en que se encontraba el material vegetal de gevuin.

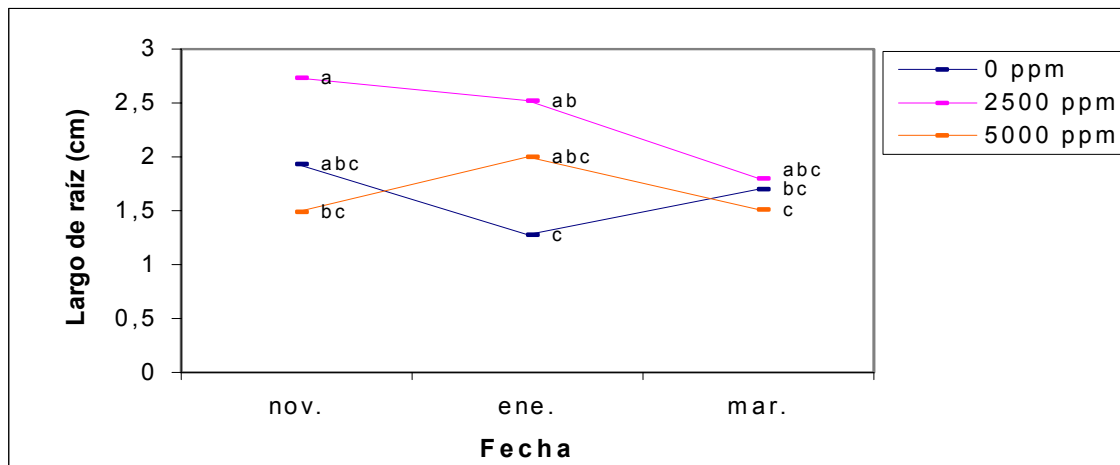


FIGURA 8 Efecto de la fecha y concentración de AIB en el largo de raíz.

En cuanto al desarrollo de brotes, en general, los tratamientos de AIB tuvieron un efecto negativo en el estado de desarrollo, largo y número de brotes, pero con algunas variaciones en su efecto en las distintas fechas. En la Figura 9 se presentan los resultados obtenidos de la interacción fecha x AIB en el estado de desarrollo de brotes, donde se observa que el AIB tiene un efecto negativo, siendo más negativo con la dosis de 5000 ppm. La dosis de 2500 ppm no afectó el grado de desarrollo de brotes en noviembre, para luego en las fechas siguientes tener el mismo efecto depresor que la dosis de 5000 ppm.

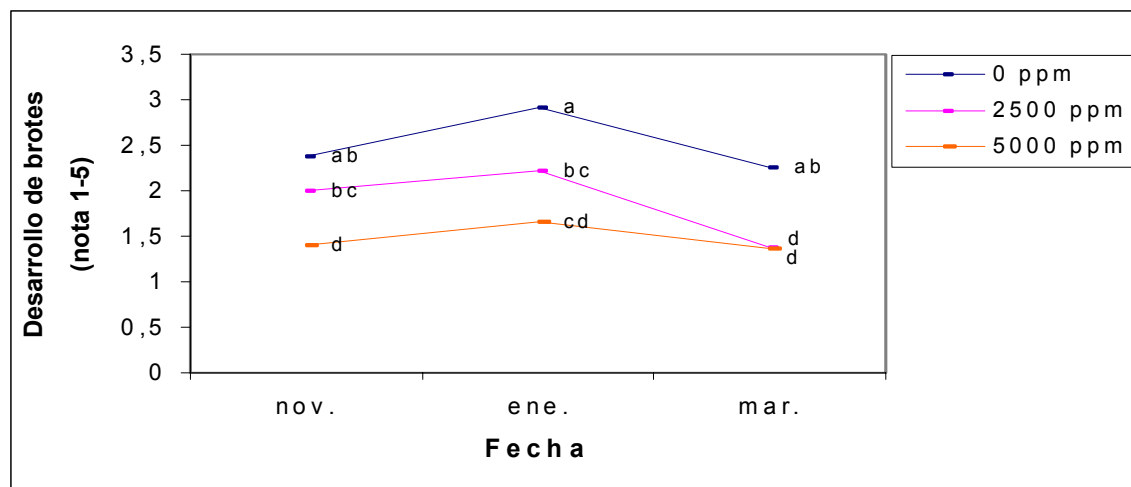


FIGURA 9 Efecto de la fecha y concentración de AIB en el desarrollo de brotes.

Coincide con lo anterior la interacción fecha x AIB del largo de brotes, donde hay un efecto deletereo en función de la dosis de AIB, teniendose el mayor efecto negativo con 5000 ppm. La dosis de 2500 ppm tiene un efecto menos negativo que 5000 ppm en noviembre y enero, pero en marzo llega a ser igual de negativa que 5000 ppm. En los testigos disminuye el largo de brote en marzo con respecto a las fechas anteriores, por lo que en esta fecha los esquejes tienen un menor crecimiento aéreo, independiente del efecto de las auxinas (Figura 10).

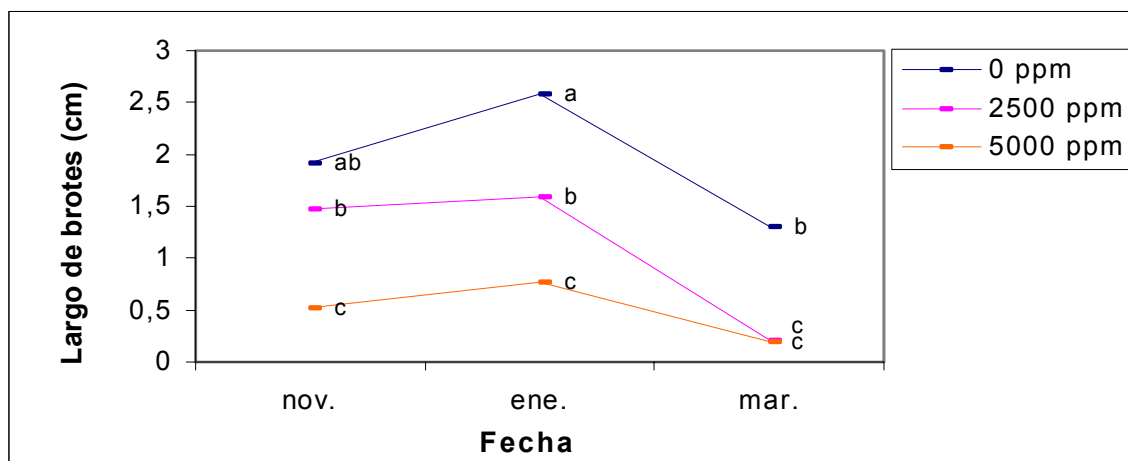


FIGURA 10 Efecto de la fecha y concentración de AIB en el largo de brotes.

El número de brotes resultó ir en significativo aumento hacia la tercera fecha en los testigos (Figura 11). La aplicación de AIB, como en las interacciones anteriores, afectó el número de brotes, sin embargo con la dosis de 2500 ppm resultó ser igual que el testigo en noviembre, provocando en las fechas siguientes el mismo efecto que 5000 ppm.

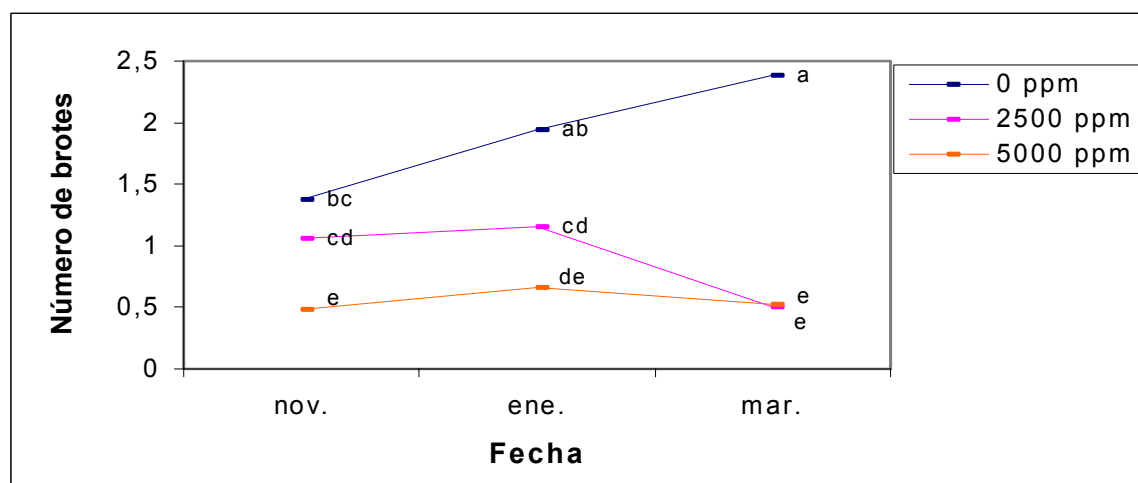


FIGURA 11 Efecto de la fecha y concentración de AIB en el número de brotes.

En los resultados de los tres parámetros de desarrollo de brotes, se observa que la aplicación de AIB afectó el desarrollo aéreo de los esquejes, salvo la dosis de 2500 ppm de AIB en noviembre con la que se obtiene el mismo desarrollo que con 0 ppm. Por lo que se podría concluir que en noviembre las plantas de gevuin presentaban una condición adecuada, de acuerdo al flujo de crecimiento y cantidad de promotores del crecimiento, para el tratamiento con 2500 ppm, lo cual varía hacia el otoño provocando que el AIB tenga un efecto negativo en enero y marzo. Un factor que pudo haber influido, fue que hacia la tercera fecha, parte del material vegetal correspondía a un tejido nuevo de la última etapa de crecimiento activo de primavera - verano, y por lo tanto más sensible a las soluciones auxínicas, por lo que se debería estudiar dosis menores de AIB.

4.2 Efecto de los tratamientos en la rizogénesis y crecimiento aéreo de esquejes apicales.

Dentro de este trabajo se evaluó la propagación de esquejes de ápices de gevuin en los clones presentados anteriormente, para el material recolectado el 10 de noviembre y 27 de marzo, presentándose a continuación los efectos de las variables como: clones, fecha y concentración de ácido indolbutírico.

4.2.1 Efecto clonal. En este material es poco acentuada la tendencia de que algunas plantas presentaran una mejor respuesta que otras, ante el método de propagación efectuado.

En el enraizamiento de esquejes apicales, no existieron diferencias entre clones, obteniéndose un porcentaje de enraizamiento de 75%, por lo cual este tipo de material prueba su valor. El vigor y largo radical, que son aspectos fundamentales en la propagación de plantas, tienen el mismo desarrollo en los distintos clones. Sólo hubo algunas diferencias en el desarrollo radical, entre los clones en las características del enraizamiento: formación de callo y de raíces secundarias (Cuadro 7).

El estado de desarrollo de brotes resultó igual para todos los clones, existiendo si algunas diferencias en el largo y número de brotes.

CUADRO 7 Desarrollo radical y de brotes en esquejes de ápices de cinco clones de gevuin.

| | CLONES | | | | |
|-----------------------------|---------|---------|---------|----------|---------|
| | SAR 80 | SAR 59 | SAR 37 | SAR 26 | SAR 93 |
| DESARROLLO RADICAL | | | | | |
| Enraizamiento (%) | 71,50 a | 78,50 a | 82,25 a | 78,50 a | 64,25 a |
| Vigor radical (1-5) | 2,21 a | 2,07 a | 2,14 a | 2,28 a | 1,85 a |
| Largo de raíz (cm) | 2,03 a | 2,12 a | 2,07 a | 2,07 a | 2,26 a |
| Raíces secundarias (1-5) | 1,35 ab | 1,20 b | 1,25 ab | 1,70 a | 1,00 b |
| Ubicación de raíces (1-5) | 1,05 a | 1,05 a | 1,00 a | 1,05 a | 0,90 a |
| Formación de callo (1-5) | 3,25 a | 2,96 ab | 1,96 c | 2,28 bc | 3,00 ab |
| DESARROLLO DE BROTES | | | | | |
| Estado de brotes (1-5) | 2,28 a | 2,21 a | 2,28 a | 2,42 a | 2,03 a |
| Largo de brotes (cm) | 2,32 a | 2,08 a | 1,98 b | 2,42 ab | 1,67 b |
| Número de brotes | 2,10 c | 3,17 a | 2,50 bc | 2,71 abc | 3,07 ab |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey, y la prueba Mann – Whitney para largo de brotes.

Al propagar esquejes de ápices de gevuin se presentó un diferencial genético poco relevante, presentando en general, el material vegetal condiciones bastante homogéneas. Por lo que este sistema de propagación permite una alta posibilidad de enraizamiento, sin existir clones con valores bajos. Al respecto, en el caso de la Macadamia, en un ensayo similar se obtuvo diferencias entre cultivares en el porcentaje de enraizamiento entre seis cultivares, tanto en esquejes de brotes apicales como con brotes laterales (MULLER, 1992), a diferencia de lo ocurrido en este ensayo.

4.2.2 Efecto de la fecha de recolección. Se presenta a continuación los resultados del efecto de la fecha de obtención de los esquejes en la propagación, según los cuales hay una mayor respuesta en noviembre que en marzo.

De acuerdo con el Cuadro 8, se obtuvo un excelente porcentaje de enraizamiento de 85,8% en la fecha 10 de noviembre, disminuyendo a un 64,2% hacia el 27 de marzo. La misma tendencia fue observada para todos los parámetros que evalúan el desarrollo radical y sus características, siendo más altos en primavera. Entonces para este tipo de material vegetal la capacidad de enraizamiento es definitivamente mayor en primavera que en otoño.

CUADRO 8 Efecto de dos fechas en el desarrollo radical y de brotes en esquejes de ápices de gevuin.

| Fecha | noviembre | marzo |
|--------------------------------|-----------|--------|
| DESARROLLO RADICAL | | |
| Enraizamiento (%) | 85,8 a | 64,2 b |
| Vigor radical (nota 1-5) | 2,45 a | 1,77 b |
| Largo de raíz (cm) | 2,60 a | 1,62 b |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | 1,46 a | 1,14 b |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | 1,14 a | 0,88 b |
| Formación de callo (nota 1-5) | 3,10 a | 2,28 b |
| DESARROLLO DE BROTES | | |
| Estado de brotes (nota 1-5) | 2,44 a | 2,05 b |
| Largo de brotes (cm) | 2,62 a | 1,58 b |
| Número de brotes | 2,21 b | 3,21 a |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey y la prueba Mann – Whitney para largo de brotes.

Con respecto al desarrollo de brotes en esquejes de ápices, se observa que la mejor evaluación en cuanto al estado de desarrollo y largo de brotes se

obtuvo el 10 de noviembre, con la diferencia de que el mayor número de brotes ocurrió el 27 de marzo pero de menor grado de desarrollo. Todos los esquejes apicales tenían un estado de desarrollo de brotes nota 2, que de acuerdo a la escala es brote inicial, por lo tanto hubo un escaso desarrollo en la primera fecha y ninguno en la segunda.

Los resultados obtenidos en esquejes de ápices, de presentar una mejor respuesta en noviembre que en marzo, coinciden con lo observado en esquejes sub apicales en este estudio, en otros ensayos de propagación de gevuin, y en otras especies de clima templado pertenecientes a familia Proteaceae, mencionados anteriormente. Confirmando la influencia del largo del período de luz y estado del material vegetal en la capacidad de emitir raíces adventicias, la cual disminuye hacia el otoño en esquejes de gevuin.

4.2.3 Efecto del ácido indolbutírico (AIB). Se evaluó en esquejes de ápices el efecto de la aplicación de AIB en una baja concentración debido a que se trata de un material herbáceo muy nuevo, y por lo tanto más sensible a efectos fitotóxicos (BALDINI, 1992), cuyos resultados se presentan en el Cuadro 9.

Se obtuvo un alto porcentaje de enraizamiento (87,10%), con un buen vigor y largo de raíz, estos parámetros resultaron mayores al aplicar 500 ppm de AIB que en los testigos. También hubo una mayor formación de callo y diferencias en la ubicación de raíces con la dosis de 500 ppm de AIB.

En cuanto al desarrollo de brotes el AIB no tuvo efecto alguno en el estado de desarrollo y largo de los brotes, pero si se obtuvo un mayor número de brotes al aplicar AIB.

De acuerdo a lo observado en este ensayo, la concentración de 500ppm de AIB resultó ser positiva para la formación de raíces y su desarrollo, sin afectar el desarrollo aéreo de los esquejes.

CUADRO 9 Efecto de dos concentraciones de AIB en el enraizamiento y desarrollo de esquejes de ápices de gevuin.

| Concentración AIB (ppm) | 0 | 500 |
|---------------------------------|---------|---------|
| DESARROLLO RADICAL | | |
| Enraizamiento (%) | 62,90 b | 87,10 a |
| Vigor radical (nota 1-5) | 1,74 b | 2,48 a |
| Largo de raíz (cm) | 1,51 b | 2,70 a |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | 1,22 a | 1,38 a |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | 0,82 b | 1,20 a |
| Formación de callo (nota 1-5) | 2,25 b | 3,12 a |
| DESARROLLO DE BROTES | | |
| Desarrollo de brotes (nota 1-5) | 2,15 a | 2,34 a |
| Largo de brotes (cm) | 1,87 a | 2,32 a |
| Número de brotes | 2,54 b | 2,88 a |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey y la prueba Mann –Whitney para largo de brotes.

Luego el 27 de marzo se incluyó una dosis más elevada de 1000 ppm de AIB, previendo una mayor dificultad de enraizamiento en otoño, evaluando así el efecto de tres concentraciones de AIB (Cuadro 10). Hubo diferencias positivas en la formación de raíces al aplicar AIB en comparación con los testigos, lográndose un buen porcentaje de enraizamiento (79,8 y 83%), un mayor vigor y largo de raíces. No existió diferencias entre las dosis de 500 y 1000 ppm, logrando el mismo efecto en el desarrollo radical y aéreo de los esquejes (Figura 12).

Se puede agregar que según MULLER (1992), al propagar esquejes de brotes apicales y laterales de macadamia, el porcentaje de enraizamiento más alto se obtuvo con 5000 ppm de AIB en comparación con 3000 ppm, obteniendo un 65 %.

CUADRO 10 Efecto de tres concentraciones de AIB en el desarrollo radical y de brotes en esquejes de ápices de gevuin.

| Concentración AIB (ppm) | 0 | 500 | 1000 |
|---------------------------------|---------|---------|---------|
| DESARROLLO RADICAL | | | |
| Enraizamiento (%) | 48,60 b | 79,80 a | 83,00 a |
| Vigor radical (nota 1-5) | 1,54 b | 2,00 ab | 2,17 a |
| Largo de raíz (cm) | 1,16 b | 2,08 a | 2,40 a |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | 1,12 a | 1,16 a | 1,00 a |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | 0,68 b | 1,08 a | 1,36 a |
| Formación de callo (nota 1-5) | 2,08 a | 2,48 a | 2,42 a |
| DESARROLLO DE BROTES | | | |
| Desarrollo de brotes (nota 1-5) | 2,00 a | 2,11 a | 2,05 a |
| Largo de brotes (cm) | 1,56 a | 1,59 a | 1,78 a |
| Número de brotes | 2,97 b | 3,45 ab | 3,60 a |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey.

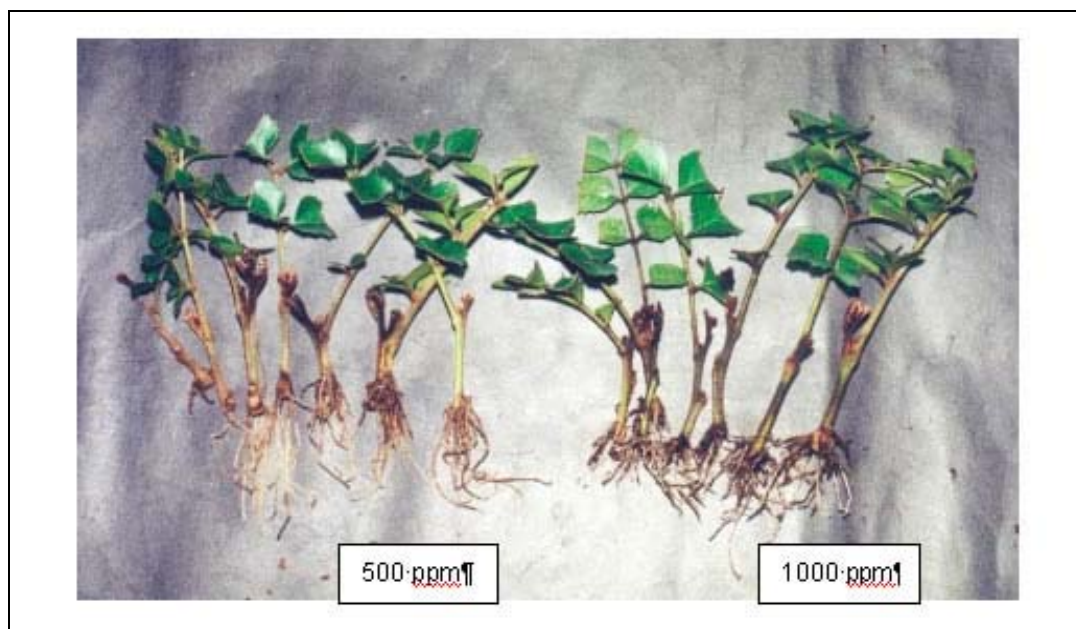


FIGURA 12 Efecto de la aplicación de AIB en esquejes de ápices.

No hubo efecto en la formación de raíces secundarias y formación de callo al aplicar AIB. Con respecto al desarrollo de brotes se observa que no hubo efecto alguno en el estado de desarrollo y largo de brotes al aplicar AIB, pero hubo una diferencia mayor en el número de brotes al aplicar concentraciones de 500 y 1000 ppm de AIB, sin haber diferencias entre estas dosis.

Finalmente se puede ver, en todos los parámetros con que se evaluó los esquejes de ápices en la época de otoño, que con 1000 ppm de AIB no se logro resultados mayores que con 500 ppm. Por lo que probablemente se debería manejar factores como el largo de la luz del día además de los tratamientos auxinicos para mejorar los resultados.

4.2.4 Efecto de las interacciones entre tratamientos. Al evaluar el efecto de las interacciones dobles de las variables: clones, fechas y AIB, en la propagación de esquejes de ápices, se observa que tuvo poca influencia, prácticamente no existieron interacciones significativas sobre los parámetros que evaluaron el enraizamiento (Cuadro 11).

En los parámetros más relevantes de la evaluación del enraizamiento, la única interacción significativa es clon x AIB, en el largo de raíz. Aparte resultan significativas en la formación de callo las interacciones clon x fecha, fecha x AIB, pero como ya se ha explicado anteriormente esta característica no es un factor fundamental en la propagación.

En cuanto a los parámetros que evalúan el desarrollo de los brotes, resultan significativas todas las interacciones en el largo de brotes, y en número de brotes la interacción clon x fecha. Sin embargo, tiene una mayor relevancia el estudiar la interacción época y AIB, que las variaciones entre clones de acuerdo a la fecha o a la aplicación de AIB.

CUADRO 11 Efecto de las interacciones sobre el enraizamiento y crecimiento de esquejes apicales.

| Parámetros | Clon x Fecha | Clon x AIB | Fecha x AIB |
|---------------------------------|--------------|------------|-------------|
| DESARROLLO RADICAL | | | |
| Enraizamiento (%) | ns | ns | ns |
| Vigor radical (nota 1-5) | ns | ns | ns |
| Largo de raíz (cm) | ns | * | ns |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | ns | ns | ns |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | ns | ns | ns |
| Formación de callo (nota 1-5) | * | ns | * |
| DESARROLLO DE BROTES | | | |
| Desarrollo de brotes (nota 1-5) | ns | ns | ns |
| Largo de brotes (cm) | * | * | * |
| Número de brotes | * | ns | ns |

(*) Indica diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey, y la prueba Mann –Whitney para largo de brotes.

(ns) Indica diferencias no significativas ($p \leq 0,05$).

El efecto más destacado de las interacciones dobles de las variables en esquejes de ápices, es la diferencia que se produce entre clones en el largo de raíz al aplicar AIB (Figura 13), donde los distintos genotipos responden en forma desigual al tratamiento auxínico. Se produce un efecto positivo en este parámetro con la aplicación de 500 ppm de AIB en los clones SAR 80 y SAR 93, en los clones SAR 59, SAR 37 y SAR 26 no existió diferencias significativas con los testigos. Por lo tanto, los clones SAR 80 y SAR 93, presentaron una mejor respuesta a este tratamiento auxínico.

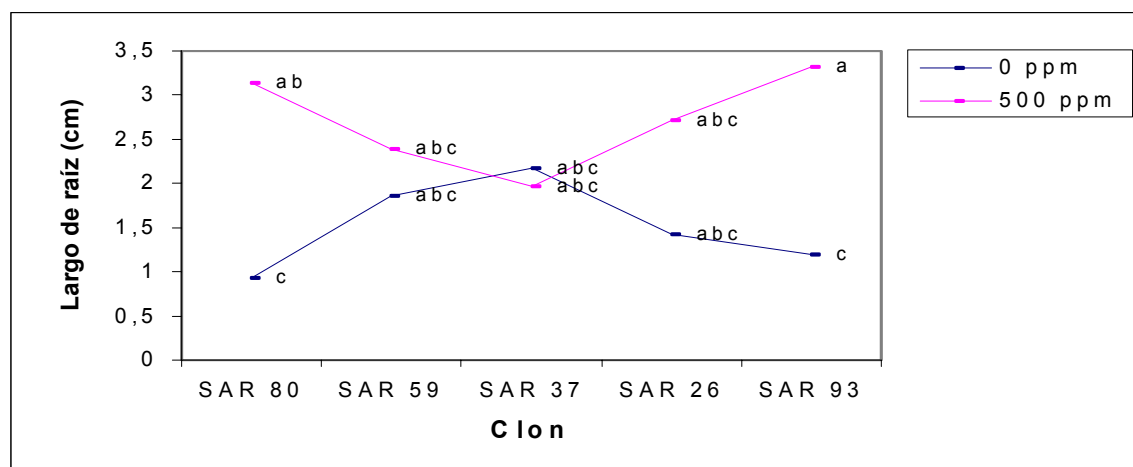


FIGURA 13 Efecto del clon y concentración de AIB en el largo de raíz.

ERCISLI y READ (2001), también obtuvieron una considerable variabilidad en el enraizamiento de 18 genotipos de avellano europeo, incluso hubo genotipos en que el mejor tratamiento fue con 0 ppm de AIB, lo que sugiere que tenían más auxinas endógenas o una menor concentración de inhibidores.

Para la interacción fecha x AIB en esquejes apicales, sólo causó un efecto importante en el largo de brotes, en el cual se logró un mayor largo con la concentración de 500 ppm de AIB en la fecha 10 de noviembre, disminuyendo esta superioridad hacia el 27 de marzo, donde no hubo diferencia entre el testigo y la aplicación de AIB (Figura 14). Este factor es de gran relevancia para la obtención de plantas, ya que el crecimiento aéreo implica un adecuado desarrollo radical.

El menor crecimiento de brotes en otoño podría estar influenciado por aspectos como: el estado de crecimiento en el que se encontraban las plantas madres, el efecto de una menor duración del período de luz, disminución de los promotores de crecimiento y aumento de los inhibidores, interactuando de tal manera que desfavorecen el crecimiento de los brotes.

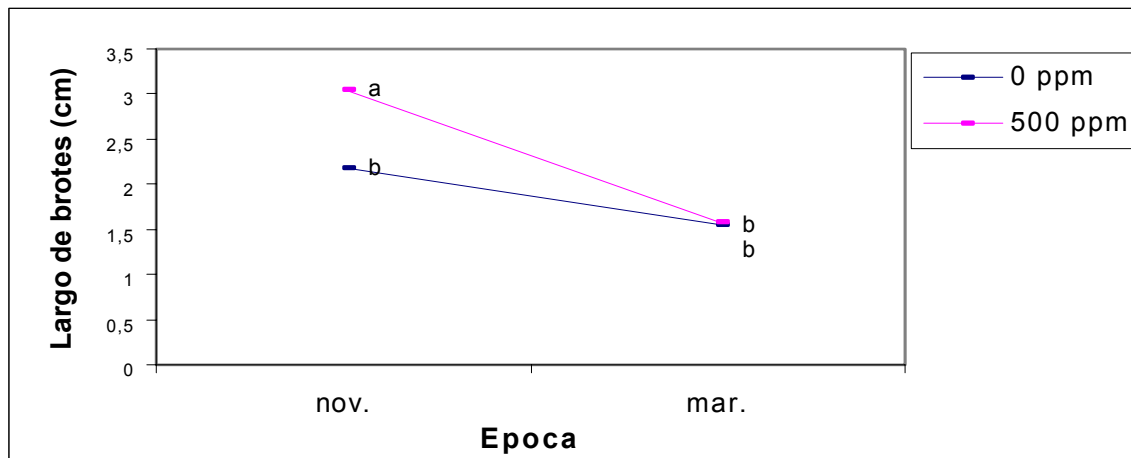


FIGURA 14 Efecto de la fecha y concentración de AIB en el largo de brotes.

4.3 Efectos del tipo de esqueje en la rizogénesis y crecimiento aéreo.

En este trabajo se evaluó el efecto de distintos tipos de esquejes; esquejes apicales y sub apicales de dos nudos de madera del último año, en el desarrollo radical y de brotes de esquejes de cinco clones de gevuin sin aplicar AIB, y fecha de recolección 10 de noviembre (Cuadro 12).

Ambos tipos de esquejes tuvieron un enraizamiento y desarrollo similar, la única diferencia importante ocurrió en el número de brotes, que fue mayor en los esquejes de ápices.

En este caso los dos tipos de material estudiados, tienen la misma capacidad rizogénica, sin embargo, hay muchas posibilidades de escoger el tipo de material a usar en la propagación vegetativa, señalan HARTMANN y KESTER (1988), desde ramas terminales muy suculentas del crecimiento en curso hasta estacas de madera dura de varios años. Existen diferencias entre plantas individuales propagadas por semillas, diferencias entre ramas laterales y terminales, entre diversas partes de la rama, y también entre madera floral y vegetativa.

De acuerdo con lo anterior WESTWOOD (1982), explica que el estado de la estaquilla influye también en el enraizamiento; de manera que las

estaquillas apicales enraízan mejor en algunas especies y en otras enraízan mejor la parte basal del ramo (madera del último año), pero de acuerdo a los resultados obtenidos en este ensayo, es posible utilizar ambos elementos de una planta madre en la propagación de gevuin.

Al respecto MACKENZIE (1994), comparó esquejes de gevuin de cortes de hoja con una yema y cortes de tallo. Ambos tipos de esquejes enraizaron bien, pero con un menor porcentaje de enraizamiento en los esquejes de hoja con yema que en los de tallo, y un subsecuente crecimiento igual. Ambos tipos de esquejes necesitaron el mismo tiempo para llegar a trasplante, tanto en primavera como en invierno. Estos resultados confirman que se puede usar distintos tipos de material vegetal para enraizar esquejes de gevuin.

CUADRO 12 Efecto del tipo de esqueje en el desarrollo radical y de brotes de esquejes gevuin.

| Tipo de madera | Apicales | Sub apicales |
|--------------------------------|----------|--------------|
| DESARROLLO RADICAL | | |
| Enraizamiento (%) | 77,20 a | 70,00 a |
| Vigor radical (nota 1-5) | 1,94 a | 2,08 a |
| Largo de raíz (cm) | 1,87 a | 1,93 a |
| Raíces secundarias (nota 1-5) | 1,32 a | 1,48 a |
| Ubicación de raíces (nota 1-5) | 0,96 b | 1,28 a |
| Formación de callo (nota 1-5) | 2,42 a | 2,36 a |
| DESARROLLO DE BROTES | | |
| Estado de brotes (nota 1-5) | 2,31 a | 2,38 a |
| Largo de brotes (cm) | 2,18 a | 1,91 a |
| Número de brotes | 2,11 a | 1,38 b |

*Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$), según la prueba de Tukey y la prueba Mann –Whitney para largo de raíz.

Lo anterior explica que no importando cual sea el tejido usado, es posible propagar vegetativamente estos clones de gevuin. Por lo tanto estos resultados y otros similares permiten el desarrollo de una gran plasticidad en cuanto a las técnicas para propagar gevuin, utilizando distintos tipos de esquejes de acuerdo con el material existente en el momento de recolección y ajustado los tratamientos según la época además del tipo del material, asegurando la factibilidad de propagación por esquejes de gevuin.

Finalmente, debido a que se puede propagar los dos tipo de esquejes, y a la influencia del período de luz observada en los resultados en los dos ensayos anteriores, en que hacia el otoño disminuye la capacidad rizógena, se podría inferir que si se manejan plantas madres bajo invernadero con luz artificial se podría tener material de propagación todo el año.

5. CONCLUSIONES

El trabajo experimental demostró que es posible propagar plantas de *Gevuina avellana* Mol. por esquejes.

Este tipo de propagación vegetativa está influenciada en mayor o menor medida por una serie de factores: genotipos, fechas de recolección de los esquejes, concentraciones de ácido indolbutírico (AIB) y los tipos de esquejes utilizados.

El tipo de esqueje no influye en el desarrollo de estos, pudiéndose propagar a partir de esquejes apicales y sub apicales de dos nudos.

Para algunos parámetros de desarrollo radical y crecimiento vegetativo se aprecian diferencias significativas entre clones.

Hay un importante efecto de la fecha de recolección de los esquejes en su desarrollo, resultando las mejores fechas para la propagación el 10 de noviembre y 12 de enero, disminuyendo los resultados para el 27 de marzo.

La capacidad de enraizamiento se vio mejorada con la aplicación de ácido indolbutírico, pero concentraciones de 2500 ppm y superiores inhiben el desarrollo aéreo. La concentración de 5000 ppm de AIB, resulto estar en el límite tóxico, afectando los resultados de desarrollo radical o siendo igual que en los testigos.

Finalmente, el efecto de los tratamientos de AIB varía de acuerdo a la fecha de recolección, manteniéndose el efecto positivo del AIB sobre el enraizamiento hasta enero, disminuyendo fuertemente en marzo, donde su efecto fue nulo.

6. RESUMEN

El gevuin o avellano chileno (*Gevuina avellana* Mol.) es una Proteacea nativa de Chile de amplia distribución, conocida por su madera, aptitud ornamental y en especial por su fruto, una nuez comestible de agradable sabor. Esta especie no ha alcanzado mayor desarrollo económico aún cuando sus nueces tienen interesantes características nutricionales y farmacológicas, las que podrían convertirla en una nuez de consumo mundial.

Para desarrollar esta especie con fines comerciales es necesario tener una producción estandarizada, para lo cual se requiere una selección genética del gevuin e identificar cultivares de gran calidad. Desde 1970 se ha estudiado en el sur de Chile a esta especie, seleccionándose variedades en función de sus características productivas y estructurales, y de calidad de fruto, lo que permite contar en la actualidad con varias series clonales.

El objetivo de este trabajo fue estudiar la propagación de cinco clones de gevuin, pertenecientes a la serie SAR, a través de esquejes apicales y sub apicales de dos nudos, bajo condiciones controladas de invernadero. El material vegetal se colectó en las fechas 10.11.99, 12.01.00 y 27.03.00. Los esquejes de sub apicales fueron tratados con 0, 2500 y 5000 ppm de AIB, y los de ápices con 0, 500 y 1000 ppm, luego de 62 días se midió el desarrollo radical y aéreo de los esquejes.

El trabajo experimental demostró que es posible propagar por esquejes *Gevuina avellana* Mol. El tipo de esquejes no influye en el enraizamiento, pudiéndose propagar a partir de esquejes apicales y sub apicales de dos nudos.

Existió algunas diferencias entre genotipos en el desarrollo radical y aéreo de los esquejes.

Las fechas de recolección más efectivas para la propagación fueron en primavera y verano, disminuyendo los resultados hacia el otoño, El ácido indolbutírico promovió efectivamente la emisión de raíces adventicias, pero la concentración de 5000 ppm de AIB, resulto estar en el límite tóxico.

La fecha de recolección influye en el efecto de los tratamientos de AIB, de tal manera que el ácido indolbutírico promueve el desarrollo de los esquejes en las dos primeras fechas, y luego en marzo no es efectiva.

SUMMARY

Gevuin or Chilean Hazelnut (*Gevuina avellana* Mol.) is a native Proteacea of Chile with ample distribution, well-known by its wood, ornamental aptitude, and its edible nuts with pleasant flavor. This plant has not reached a greater economic development, even though its nuts have interesting nutrition and pharmacological characteristics. Which could turn it in to a world-wide consumption nut.

In order to develop this plant with commercial aims, it is necessary to have a standardized production, for which a genetic selection of gevuin is required and identifying cultivars of great quality. This plant has been studied in the south of Chile since 1970, having selected varieties based on its productive and structural characteristics, and the fruit quality. At the present time, this study allows to count with several clonal series.

The objective of this work was to study the propagation of five clones of gevuin, belonging to SAR series, by means of two buds cuttings and terminal sprout cuttings, under controlled environmental conditions in a greenhouse. The vegetal material was collected on: 11.10.99, 01.12.00 and 03.27.00. Two buds cuttings were treated with 0, 2500 and 5000 ppm of IBA, and those of terminal sprout with 0, 500 and 1000 ppm. After 62 days the root and aerial development of cuttings were measured.

This work proves that it is possible to propagate *Gevuina avellana* Mol. by softwood cuttings. The type of cutting doesn't have any influence in cuttings development. It is possible to propagate with two buds cuttings and terminal sprout cuttings.

There are some differences between genotypes in the root and sprouts cuttings development.

The most effective collection for propagation were on spring and summer, with minor results in autumn .

The indolbutyric acid make roots to developed, but the concentration of 5000 ppm comes out to be toxic.

The collection dates have influence on the IBA treatments effect, so the indolbutyric acid facilitates the development of cuttings in the two first dates, then IBA is not effective in March.

7. BIBLIOGRAFIA

- ALBERDI, M. y RIOS, D. 1983. Frost resintance of *Embothrium coccineum* Forst. and *Gevuina avellana* Mol. during devolopment and aging. Acta Oecologica / oecologia Plantarum. 4 (18): 3-9.
- BALDINI, E. 1992. Arboricultura General.. Madrid. España. Mundi-Prensa. 379 p.
- CACERES, O.; ANRIQUE, R.; VOULLIEME, A. y MENDEZ, C. 1982. Utilización del fruto de avellano (*Gevuina avellana* Mol.) en alimentación de pollas Cornish de 0 a 30días de edad. Simiente (Chile) 52 (3 – 4): 161.
- CALIFORNIA RARE FRUIT GROWERS, 1997. Macadamia Fruit Facts. <<http://www.crfg.org/pubs/ff/macadamia.html>> (4 nov. 2000).
- CASO, O. 1992. Juvenilidad, rejuvenecimiento y propagación vegetativa de especies leñosas. Agrisciencia. (España). 9 (1): 5–16.
- DONOSO, C. 1978 a. Dendrologia Arboles y Arbustos Chilenos. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad de Chile. 2ª ed. Santiago, Chile. 142 p.
- _____. 1978 b. Avance de investigación, antecedentes sobre producción de avellanas. Bosque (Chile). 2 (2): 105-109.

- _____. 1992. Técnicas de vivero y plantaciones para avellano (*Gevuina avellana*). Chile Forestal. Documento Técnico N° 63. Santiago. Chile. 7 p.
- _____. 1997 a. Guía de reconocimiento de Arboles Nativos de Chile. Valdivia, Chile. Cúneo. 116p.
- DONOSO, M. 1997 b. El Avellano un productor múltiple. Chile Forestal (Chile). 22 (251): 14–16.
- ERCISLI, S. y READ, P. 2001. Propagation of hazelnut by softwood and semi-hardwood cuttings under Nebraska conditions. **In:** Acta Horticulturae, 5 International Hazelnut Congress. Oregon, USA, 27 – 31 Agosto 2001. pp: 275 – 279.
- FAHN, A. 1974. Anatomía vegetal. Madrid. España. H. Blume. 643p.
- GRINBERGS, J.; VALENZUELA, E. y RAMIREZ, C. 1987. Formación y desarrollo de raíces proteiformes en plántulas de *Gevuina avellana* Mol. Agro Sur (Chile). 15 (1): 1 - 9.
- GUTIERREZ, B. 1995. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en enraizamiento de estacas de especies forestales. Ciencia e Investigación Forestal. (Chile). 9(2): 261 - 277.
- HALLOY, S. 1993. Gevuina nut – a cool climate macadamia. **In:** Crop & food research (On line). <<http://www.crop.cri.nz./broadshe/gevuina.html>> (4 sep. 2000).

- _____; GRAU, A. Y MCKENZIE, B. 1996. Gevuina nut (*Gevuina avellana*, Protaceae), a cool climate alternative to Macadamia. *Economic Botany (USA)*. 50(2): 224 – 235.
- HARTMANN, H. Y KESTER, D. 1988. Propagación de plantas. 2ª ed. México. Continental. 695 p.
- HOFFMAN, A. 1982. Flora Silvestre de Chile Zona Austral. Fundación Claudio Gay, Santiago. Chile. 257p.
- IRIGOIN, M. 1994. Situación actual de la producción y perspectivas de exportación de castañas y avellanas chilenas. Tesis Lic. Agr. Santiago Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. 94 p.
- KARMELIC, J. 1982. Recolección e industrialización de avellana chilena. Instituto de Investigación Tecnológica. Santiago. Chile. 163 p.
- KRAUSE, G. 1996. Efectos del sustrato en la formación de raíces proteiformes de *Gevuina avellana*. Tesis Lic. Agr. Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. 78p.
- KRAMM, C. 1987. Propagación vegetativa de cuatro especies arbustivas nativas con posibilidades ornamentales. Tesis Lic. Agr. Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. 74p.
- LINCOLN, L. 1994. Estadística para las Ciencias Administrativas. 3ª ed. Mc Graw – Hill Interamericana. Bogotá. Colombia. 464p.
- LITTLE, T. 1976. Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura. Mexico. Trillas. 270 p.

- MARTINEZ, C. 2001. Evaluación de la producción de nueces de once clones de *Gevuina avellana* MOL. Tesis Lic. Agr. Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. 87p.
- MCKENZIE, B. 1993. Vegetative propagation of three plants with commercial Potential, *Averrhoa carambola* L., *Gevuina avellana* Mol., and *Hillia valererii* Standl. Combined Proceedings International Plant Propagator's Society (USA). 43: 389 – 392.
- MCKENZIE, B. 1994. Vegetative propagation of *Gevuina avellana* Mol. Combined Proceedings International Plant Propagator's Society (USA). 44: 413-415.
- MEDEL, F. 1987. Árboles frutales. Situación y potencial en el sur de Chile. Corporación de Fomento de la Producción. Santiago. Chile. 59 p.
- _____; VALENZUELA, P.; FUENTEALBA, J.; SEEMANN, P., y FUENTES, J. 1989. Propagación de avellano europeo *Corylus avellana* MoL. por estaca de madera blanda. Agro Sur (Chile). 17 (1): 50-55.
- _____ y PESSOT, R. 1992. Evaluación de dos sistemas de producción en moras del cultivar "Black Satin". Agro Sur (Chile). 20 (2): 21-29.
- _____ y MEDEL, R. 2000. *Gevuina avellana* Mol.: características y mejoramiento genético de un frutal de nuez nativo para el mercado internacional. Revista Fruticola (Chile) 21 (2): 37 – 46.
- MULLER, P. 1992. Rooting of Macadamia cuttings. Inligtingsbulletin -Instituut-vir-Tropiese-en-Subtropiese-Gewasse. (South Africa) 243: 1-3.

- MUÑOZ, M. 1980. Flora del Parque Nacional Puyehue. Santiago. Chile. Universitaria. 557p.
- OJEDA, M. 1998. Aplicación de técnicas simples de propagación vegetativa de de especies forestales en la Isla de Grande de Chiloé. Tesis Lic. Forest. Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Forestales. 86p.
- RAMIREZ, C.; GRINBERGS, J; VALENZUELA, E y SAN MARTIN, C. 1990. Influencia de las raíces proteiformes en plántulas de *Gevuina avellana* Mol. Bosque. (Chile). 11 (1): 11-20.
- SAN MARTIN, E. y MEDEL, F. 1999. Selección genética en avellano chileno. Campo sureño (Chile) 773: 8-9.
- SILVA, V. 2002. Caracterización estructural, fenológica y productiva de once clones de "Avellano Chileno" (*Gevuina avellana* MOL). Tesis Lic. Agr. Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. 98p.
- SIVORI, E.; MONTALDI, E. y CASO, O. 1980. Fisiología Vegetal.. Buenos Aires. Argentina. Hemisferio Sur. 679p.
- VASQUEZ, M. 1998. Propagación vegetativa de *Gevuina avellana* Mol., *Amomyrtus luma* (Mol.), *Tepualia stipularis* y *Pilgerodendron uviferum* mediante técnicas simples. Tesis Lic. Forest. Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Forestales. 75p.

- VOULLIEME, A. 1982. Posibilidades industriales del fruto del avellano chileno (*Gevuina avellana* Mol.). *Simiente (Chile)* 52 (3-4). 161.
- WATSON, L; y DALLWITZ, M. 1992. The Families of Flowering Plants (Online). <<http://biodiversity.uno.edu/delta/>> (22 Agost. 2000).
- WESTWOOD, M. 1982. Fruticultura de Zonas Templadas. Madrid. Mundi-prensa. 461p.
- WEAVER, R. 1976. Reguladores del crecimiento de plantas en la agricultura. México. Trillas. 622p.
- ZEVALLOS, P. y MATTHEI, O. 1992. Caracterización Dendrológica de las especies leñosas del Fundo Escuadrón Concepción, Chile. *Ciencia e Investigación Forestal (Chile)*. 6 (2): 220 –221.

ANEXOS

ANEXO 1 Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de esquejes de dos nudos, de *Gevuina avellana* Mol.

| .Fuente de variación | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|----------------------|---------|----|---------|-------------|---------|
| A: Clon | 4431,11 | 4 | 1107,78 | 4,27 | 0,0154* |
| B: Fecha | 1524,44 | 2 | 762,222 | 2,94 | 0,0819 |
| C: AIB | 2791,11 | 2 | 1395,56 | 5,38 | 0,0163* |
| Interacciones | | | | | |
| AB | 1942,22 | 8 | 242,778 | 0,94 | 0,5147 |
| AC | 1075,56 | 8 | 134,444 | 0,52 | 0,8258 |
| BC | 1048,89 | 4 | 262,222 | 1,01 | 0,4311 |
| Error | 4151,11 | 16 | 259,444 | | |
| Total(corregido) | 16964,4 | 44 | | | |

*Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 2 Análisis de varianza del vigor del sistema radical de esquejes de dos nudos.

| Fuente de variación | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A: AIB | 59,0178 | 2 | 29,5089 | 21,79 | 0,0000* |
| B: Clon | 29,8889 | 4 | 7,47222 | 5,52 | 0,0002* |
| C: Fecha | 36,0044 | 2 | 18,0022 | 13,29 | 0,0000* |
| Interacciones | | | | | |
| AB | 16,0711 | 8 | 2,00889 | 1,48 | 0,1611 |
| AC | 18,4889 | 4 | 4,62222 | 3,41 | 0,0092* |
| BC | 13,4178 | 8 | 1,67722 | 1,24 | 0,2749 |
| Error | 570,222 | 421 | 1,35445 | | |
| Total(corregido) | 743,111 | 449 | | | |

*Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 3 Análisis de varianza del Largo de raíz de esquejes sub apicales (asen $\sqrt{X/100}$).

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A:AIB | | 394,058 | 2 | 197,029 | 10,20 | 0,0000* |
| B: Clon | | 570,766 | 4 | 142,691 | 7,39 | 0,0000* |
| C: Fecha | | 130,68 | 2 | 65,34 | 3,38 | 0,0348* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 221,502 | 8 | 27,6878 | 1,43 | 0,1802 |
| AC | | 200,783 | 4 | 50,1957 | 2,60 | 0,0357* |
| BC | | 231,565 | 8 | 28,9456 | 1,50 | 0,1553 |
| Error | | 8129,51 | 421 | 19,31 | | |
| Total(corregido) | | 9878,87 | 449 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 4 Análisis de varianza de ramificación secundaria en esquejes sub apicales (asen $\sqrt{X/100}$).

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A:AIB | | 18,9297 | 2 | 9,46487 | 4,01 | 0,0197* |
| B: Clon | | 28,6738 | 4 | 7,16844 | 3,03 | 0,0186* |
| C: Fecha | | 50,6881 | 2 | 25,3441 | 10,73 | 0,0000* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 18,561 | 8 | 2,32012 | 0,98 | 0,4513 |
| AC | | 12,7206 | 4 | 3,18014 | 1,35 | 0,2543 |
| BC | | 49,3867 | 8 | 6,17333 | 2,61 | 0,0097* |
| Error | | 463,084 | 196 | 2,36267 | | |
| Total(corregido) | | 642,044 | 224 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 5 Análisis de varianza de la ubicación de raíces en esquejes sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A:AIB | | 198,942 | 2 | 99,4711 | 104,34 | 0,0000* |
| B: Clon | | 55,4933 | 4 | 13,8733 | 14,55 | 0,0000* |
| C: Fecha | | 5,07556 | 2 | 2,53778 | 2,66 | 0,0723 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 34,7467 | 8 | 4,34333 | 4,56 | 0,0000* |
| AC | | 16,3911 | 4 | 4,09778 | 4,30 | 0,0023* |
| BC | | 5,54667 | 8 | 0,69333 | 0,73 | 0,6673 |
| Error | | 186,853 | 196 | 0,95333 | | |
| Total(corregido) | | 503,049 | 224 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 6 Análisis Mann -Whitney U Test, para la presencia de callo en esquejes sub apicales, en cinco clones de *Gevuina avellana* Mol.

| AIB | Suma | Suma | U | Z | p- level | N | N |
|-------------|----------|----------|----------|----------|----------|---------|---------|
| Grupo 1 / 2 | Grupo 1 | Grupo 2 | | | | Grupo 1 | Grupo 2 |
| SAR 80 /59 | 8219.000 | 8071.000 | 3976.000 | -.211710 | .799157 | 90 | 90 |
| SAR 80 /37 | 7865.000 | 8425.000 | 3770.000 | -.801063 | .350151 | 90 | 90 |
| SAR 80 /26 | 8435.000 | 7855.000 | 3760.000 | -.829673 | .307476 | 90 | 90 |
| SAR 80 /93 | 8304.000 | 7986.000 | 3891.000 | -.454890 | .580483 | 90 | 90 |
| SAR 59 /37 | 7767.000 | 8523.000 | 3672.000 | -1.08144 | .205004 | 90 | 90 |
| SAR 59 /26 | 8380.000 | 7910.000 | 3815.000 | -.672321 | .405404 | 90 | 90 |
| SAR 59 /93 | 8233.500 | 8056.500 | 3961.500 | -.253193 | .756952 | 90 | 90 |
| SAR 37 /26 | 8720.000 | 7570.000 | 3475.000 | -1.64504 | .049241* | 90 | 90 |
| SAR 37 /93 | 8590.500 | 7699.500 | 3604.500 | -1.27455 | .131606 | 90 | 90 |
| SAR 26 /93 | 8010.500 | 8279.500 | 3915.500 | -.384797 | .629610 | 90 | 90 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 7 Análisis Mann -Whitney U Test, para la presencia de callo en esquejes sub apicales, durante tres fechas.

| AIB Grupo 1-2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| I-II | 26065.50 | 19084.50 | 7759.500 | -4.64626 | 0.00000* | 150 | 150 |
| I-III | 25849.50 | 19300.50 | 7975.500 | -4.35874 | 0.00000* | 150 | 150 |
| II-III | 22330.50 | 22819.50 | 11005.50 | -.325458 | 0.661579 | 150 | 150 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 8 Análisis Mann -Whitney U Test, para la presencia de callo en esquejes sub apicales, con tres dosis de AIB.

| AIB Grupo 1-2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| 0-2500 | 22874.00 | 22276.00 | 10951.00 | -.398004 | 0.648667 | 150 | 150 |
| 0-5000 | 24877.50 | 20272.50 | 8947.500 | -3.06490 | 0.00151* | 150 | 150 |
| 2500-5000 | 24562.50 | 20587.50 | 9262.500 | -2.64559 | 0.00894* | 150 | 150 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 9 Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes en esquejes sub apicales ($\log_{10} X$).

| Fuente variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|----------|-----|-----------|----------------|---------|
| A: Clon | | 0,566895 | 4 | 0,141724 | 3,84 | 0,0045* |
| B: AIB | | 4,12522 | 2 | 2,06261 | 55,89 | 0,0000* |
| C: Fecha | | 0,861498 | 2 | 0,430749 | 11,67 | 0,0000* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 0,541159 | 8 | 0,0676449 | 1,83 | 0,0693 |
| AC | | 0,4619 | 8 | 0,0577375 | 1,56 | 0,1334 |
| BC | | 0,359443 | 4 | 0,0898607 | 2,43 | 0,0467* |
| Error | | 15,538 | 421 | 0,0369073 | | |
| Total(corregido) | | 22,4541 | 449 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 10 Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes de esquejes sub apicales, en cinco clones de *Gevuina avellana*.

| AIB Grupo 1 / 2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|-----------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| SAR 80 /59 | 8271.500 | 8018.500 | 3923.500 | -.361909 | 0.694991 | 90 | 90 |
| SAR 80 /37 | 7707.500 | 8582.500 | 3612.500 | -1.25166 | 0.189512 | 90 | 90 |
| SAR 80 /26 | 7997.000 | 8293.000 | 3902.000 | -.423419 | 0.650586 | 90 | 90 |
| SAR 80 /93 | 7491.500 | 8798.500 | 3396.500 | -1.86962 | 0.052545 | 90 | 90 |
| SAR 59 /37 | 7518.500 | 8771.500 | 3423.500 | -1.79238 | 0.060726 | 90 | 90 |
| SAR 59 /26 | 7865.000 | 8425.000 | 3770.000 | -.801063 | 0.392611 | 90 | 90 |
| SAR 59 /93 | 7280.500 | 9009.500 | 3185.500 | -2.47328 | 0.01042* | 90 | 90 |
| SAR 37 /26 | 8467.500 | 7822.500 | 3727.500 | -.922653 | 0.338221 | 90 | 90 |
| SAR 37 /93 | 7943.500 | 8346.500 | 3848.500 | -.576479 | 0.556725 | 90 | 90 |
| SAR 26 /93 | 7590.500 | 8699.500 | 3495.500 | -1.58639 | 0.102615 | 90 | 90 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 11 Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes de esquejes sub apicales, en tres fechas.

| Epoca Grupo 1- 2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|------------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| I-II | 21527.00 | 23623.00 | 10202.00 | -1.39501 | .147790 | 150 | 150 |
| I-III | 24828.00 | 20322.00 | 8997.000 | -2.99901 | .001610* | 150 | 150 |
| II-III | 25643.50 | 19506.50 | 8181.500 | -4.08453 | .000020* | 150 | 150 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 12 Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes de esquejes sub apicales, tratados con tres dosis de AIB.

| AIB Grupo 1-2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| 0-2500 | 26337.00 | 18813.00 | 7488.000 | -5.00766 | .000000* | 150 | 150 |
| 0-5000 | 29009.00 | 16141.00 | 4816.000 | -8.56440 | .000000* | 150 | 150 |
| 2500-5000 | 25302.50 | 19847.50 | 8522.500 | -3.63062 | .000065* | 150 | 150 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 13 Análisis Mann -Whitney U Test para la interacción fecha x AIB, de largo de brotes de esquejes sub apicales.

| AIB Grupo 1 / 2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|---------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| I-0 / II-0 | 2268.500 | 2781.500 | 993.5000 | -1.76826 | 0.07497 | 50 | 50 |
| I-0 / III-0 | 2706.500 | 2343.500 | 1068.500 | -1.25123 | 0.20760 | 50 | 50 |
| I-0 / I-2500 | 2723.000 | 2327.000 | 1052.000 | -1.36498 | 0.16547 | 50 | 50 |
| I-0 / II-2500 | 2674.500 | 2375.500 | 1100.500 | -1.03063 | 0.29450 | 50 | 50 |
| I-0 / III-2500 | 3293.000 | 1757.000 | 482.0000 | -5.29445 | 0.00000* | 50 | 50 |
| I-0 / I-5000 | 3175.500 | 1874.500 | 599.5000 | -4.48443 | 0.00000* | 50 | 50 |
| I-0 / II-5000 | 3065.000 | 1985.000 | 710.0000 | -3.72266 | 0.00013* | 50 | 50 |
| I-0 / III-5000 | 3301.500 | 1748.500 | 473.5000 | -5.35305 | 0.00000* | 50 | 50 |
| II-0 / III- 0 | 2954.000 | 2096.000 | 821.0000 | -2.95745 | 0.00295* | 50 | 50 |
| II-0 / I-2500 | 2957.500 | 2092.500 | 817.5000 | -2.98158 | 0.00258* | 50 | 50 |
| II-0 / II-2500 | 2903.000 | 2147.000 | 872.0000 | -2.60586 | 0.00837* | 50 | 50 |
| II-0 / III-2500 | 3444.000 | 1606.000 | 331.0000 | -6.33542 | 0.00000* | 50 | 50 |
| II-0 / I-5000 | 3334.500 | 1715.500 | 440.5000 | -5.58055 | 0.00000* | 50 | 50 |
| II-0 / II-5000 | 3241.000 | 1809.000 | 534.0000 | -4.93598 | 0.00000* | 50 | 50 |
| II-0 / III-5000 | 3450.500 | 1599.500 | 324.5000 | -6.38023 | 0.00000* | 50 | 50 |
| III-0 / I-2500 | 2567.500 | 2482.500 | 1207.500 | -.292987 | 0.76693 | 50 | 50 |
| III-0 / II-2500 | 2567.000 | 2483.000 | 1208.000 | -.289540 | 0.76950 | 50 | 50 |
| III-0 / III-2500 | 3357.500 | 1692.500 | 417.5000 | -5.73911 | 0.00000* | 50 | 50 |
| III-0 / I-5000 | 3170.000 | 1880.000 | 605.0000 | -4.44651 | 0.00000* | 50 | 50 |
| III-0 / II-5000 | 3058.500 | 1991.500 | 716.5000 | -3.67785 | 0.00015* | 50 | 50 |
| III-0 / III-5000 | 3362.500 | 1687.500 | 412.5000 | -5.77357 | 0.00000* | 50 | 50 |
| I-2500 / II-2500 | 2498.500 | 2551.500 | 1223.500 | -.182686 | 0.85132* | 50 | 50 |
| I-2500 / III-2500 | 3128.000 | 1922.000 | 647.0000 | -4.15697 | 0.00000* | 50 | 50 |
| I-2500 / I-5000 | 3009.500 | 2040.500 | 765.5000 | -3.34006 | 0.00028* | 50 | 50 |
| I-2500 / II-5000 | 2904.000 | 2146.000 | 871.0000 | -2.61276 | 0.00553* | 50 | 50 |
| I-2500 / III-5000 | 3143.500 | 1906.500 | 631.5000 | -4.26383 | 0.00000* | 50 | 50 |
| II-2500 / III-2500 | 3070.000 | 1980.000 | 705.0000 | -3.75713 | 0.00005* | 50 | 50 |
| II-2500 / I-5000 | 2999.000 | 2051.000 | 776.0000 | -3.26767 | 0.00034* | 50 | 50 |
| II-2500 / II-5000 | 2888.500 | 2161.500 | 886.5000 | -2.50590 | 0.00734* | 50 | 50 |
| II-2500 / III-5000 | 3079.500 | 1970.500 | 695.5000 | -3.82262 | 0.00004* | 50 | 50 |
| III-2500 / I-5000 | 2530.000 | 2520.000 | 1245.000 | -.034469 | 0.96676 | 50 | 50 |
| III-2500 / II-5000 | 2386.500 | 2663.500 | 1111.500 | -.954794 | 0.26988 | 50 | 50 |
| III-2500 / III-5000 | 2512.000 | 2538.000 | 1237.000 | -.089620 | 0.916651 | 50 | 50 |
| I-5000 / II-5000 | 2407.500 | 2642.500 | 1132.500 | -.810024 | 0.33246 | 50 | 50 |
| I- 5000 / III-5000 | 2523.000 | 2527.000 | 1248.000 | -.013788 | 0.98669 | 50 | 50 |
| II-5000 / III-5000 | 2657.500 | 2392.500 | 1117.500 | -.913431 | 0.291016 | 50 | 50 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 14 Análisis de varianza de número de brotes de esquejes sub apicales ($\text{asen}\sqrt{X/100}$).

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A: Clon | | 227,429 | 4 | 56,8571 | 4,69 | 0,0010* |
| B: AIB | | 1628,34 | 2 | 814,168 | 67,10 | 0,0000* |
| C: Fecha | | 52,3592 | 2 | 26,1796 | 2,16 | 0,1169 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 243,398 | 8 | 30,4247 | 2,51 | 0,0114* |
| AC | | 144,06 | 8 | 18,0075 | 1,48 | 0,1607 |
| BC | | 288,792 | 4 | 72,198 | 5,95 | 0,0001* |
| Error | | 5107,98 | 421 | 12,133 | | |
| Total(corregido) | | 7692,35 | 449 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 15 Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento en esquejes de ápices de *Gevuina avellana* Mol.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|----|---------|-------------|---------|
| A: Clon | | 819,5 | 4 | 204,875 | 1,34 | 0,3906 |
| B: Fecha | | 2332,8 | 1 | 2332,8 | 15,31 | 0,0174* |
| C: AIB | | 2928,2 | 1 | 2928,2 | 19,22 | 0,0118* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 1617,7 | 4 | 404,425 | 2,65 | 0,1837 |
| AC | | 1581,3 | 4 | 395,325 | 2,59 | 0,1891 |
| BC | | 245,0 | 1 | 245,0 | 1,61 | 0,2736 |
| Error | | 609,5 | 4 | 152,375 | | |
| Total(corregido) | | 10134,0 | 19 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 16 Análisis de varianza del vigor de enraizamiento de esquejes de ápices.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 19,3143 | 1 | 19,3143 | 23,48 | 0,0000* |
| B: Clon | | 3,02857 | 4 | 0,757143 | 0,92 | 0,4544 |
| C: Fecha | | 16,4571 | 1 | 16,4571 | 20,01 | 0,0000* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 7,54286 | 4 | 1,88571 | 2,29 | 0,0632 |
| AC | | 2,85714 | 1 | 2,85714 | 3,47 | 0,0647 |
| BC | | 2,97143 | 4 | 0,742857 | 0,90 | 0,4644 |
| Error | | 102,0 | 124 | 0,822581 | | |
| Total(corregido) | | 154,171 | 139 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 17 Análisis de varianza del largo de raíz de esquejes de ápices.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A: AIB | | 49,4446 | 1 | 49,4446 | 21,03 | 0,0000* |
| B: Clon | | 0,879 | 4 | 0,21975 | 0,09 | 0,9844 |
| C: Fecha | | 33,2231 | 1 | 33,2231 | 14,13 | 0,0003* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 30,2819 | 4 | 7,57046 | 3,22 | 0,0149* |
| AC | | 2,52457 | 1 | 2,52457 | 1,07 | 0,3021 |
| BC | | 12,289 | 4 | 3,07225 | 1,31 | 0,2712 |
| Error | | 291,515 | 124 | 2,35093 | | |
| Total(corregido) | | 420,157 | 139 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 18 Análisis de varianza de ramificación secundaria de esquejes de ápices.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|-------|----|---------|-------------|---------|
| A: AIB | | 0,64 | 1 | 0,64 | 2,07 | 0,1537 |
| B: Clon | | 5,3 | 4 | 1,325 | 4,29 | 0,0033* |
| C: Fecha | | 2,56 | 1 | 2,56 | 8,29 | 0,0051* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 2,66 | 4 | 0,665 | 2,15 | 0,0813 |
| AC | | 0,36 | 1 | 0,36 | 1,17 | 0,2834 |
| BC | | 1,54 | 4 | 0,385 | 1,25 | 0,2976 |
| Error | | 25,94 | 84 | 0,30881 | | |
| Total(corregido) | | 39,0 | 99 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 19 Análisis de varianza de ubicación de raíces de esquejes de ápice.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|-------|----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 3,61 | 1 | 3,61 | 20,57 | 0,0000* |
| B: Clon | | 0,34 | 4 | 0,085 | 0,48 | 0,7471 |
| C: Fecha | | 1,69 | 1 | 1,69 | 9,63 | 0,0026* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 1,34 | 4 | 0,335 | 1,91 | 0,1164 |
| AC | | 0,01 | 1 | 0,01 | 0,06 | 0,8119 |
| BC | | 1,26 | 4 | 0,315 | 1,80 | 0,1374 |
| Error | | 14,74 | 84 | 0,175476 | | |
| Total(corregido) | | 22,99 | 99 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 20 Análisis de varianza de formación de callo de esquejes de ápices.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|----------|-----|-----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 26,5786 | 1 | 26,5786 | 17,07 | 0,0001* |
| B: Clon | | 32,9 | 4 | 8,225 | 5,28 | 0,0006* |
| C: Fecha | | 23,2071 | 1 | 23,2071 | 14,91 | 0,0002* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 0,385714 | 4 | 0,0964286 | 0,06 | 0,9928 |
| AC | | 7,77857 | 1 | 7,77857 | 5,00 | 0,0272* |
| BC | | 25,9 | 4 | 6,475 | 4,16 | 0,0034* |
| Error | | 193,043 | 124 | | | |
| Total(corregido) | | 309,793 | 139 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 21 Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes en esquejes de ápices.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|----------|-----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 1,20714 | 1 | 1,20714 | 2,63 | 0,1077 |
| B: Clon | | 2,28571 | 4 | 0,571429 | 1,24 | 0,2962 |
| C: Fecha | | 5,20714 | 1 | 5,20714 | 11,33 | 0,0010* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 4,4 | 4 | 1,1 | 2,39 | 0,0542 |
| AC | | 0,178571 | 1 | 0,178571 | 0,39 | 0,5342 |
| BC | | 1,97143 | 4 | 0,492857 | 1,07 | 0,3732 |
| Error | | 57,0 | 124 | 0,459677 | | |
| Total(corregido) | | 72,25 | 139 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 22 Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes en esquejes de ápices, en cinco clones de *Gevuina avellana* Mol.

| AIB Grupo 1/2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| SAR 80 /59 | 761.0000 | 835.0000 | 355.0000 | -.606313 | 0.52400 | 28 | 28 |
| SAR 80 /37 | 931.0000 | 665.0000 | 259.0000 | -2.17945 | 0.02547* | 28 | 28 |
| SAR 80 /26 | 806.0000 | 790.0000 | 384.0000 | -.131095 | 0.89333 | 28 | 28 |
| SAR 80 /93 | 920.5000 | 675.5000 | 269.5000 | -2.00739 | 0.03871* | 28 | 28 |
| SAR 59 /37 | 936.0000 | 660.0000 | 254.0000 | -2.26138 | 0.02000* | 28 | 28 |
| SAR 59 /26 | 811.5000 | 784.5000 | 378.5000 | -.221222 | 0.82086 | 28 | 28 |
| SAR 59 /93 | 941.0000 | 655.0000 | 249.0000 | -2.34332 | 0.01555* | 28 | 28 |
| SAR 37 /26 | 709.5000 | 886.5000 | 303.5000 | -1.45024 | 0.13779 | 28 | 28 |
| SAR 37 /93 | 791.0000 | 805.0000 | 385.0000 | -.114708 | 0.90575 | 28 | 28 |
| SAR 26 /93 | 894.5000 | 701.5000 | 295.5000 | -1.58133 | 0.10717 | 28 | 28 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 23 Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes en esquejes de ápices, en dos fechas.

| Epoca Grupo 1-2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|--------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| I-III | 5963.500 | 3906.500 | 1421.500 | -4.28635 | 0.00012* | 70 | 70 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 24 Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de brotes en esquejes de ápices, con dos dosis de AIB.

| AIB Grupo 1-2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| 0-500 | 4538.500 | 5331.500 | 2053.500 | -1.65244 | 0.09128 | 70 | 70 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 25 Análisis Mann -Whitney U Test para la interacción época x AIB, de largo de brotes en esquejes de ápices.

| AIB Grupo 1 / 2 | Suma Grupo 1 | Suma Grupo 2 | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|--------------------|-----------------|-----------------|----------|----------|----------|-----------------|-----------------|
| I-0 / III-0 | 1393.500 | 1091.500 | 461.5000 | -1.77366 | .069359 | 35 | 35 |
| I-0 / I-500 | 1048.500 | 1436.500 | 418.5000 | -2.27874 | .020858* | 35 | 35 |
| I-0 / III-500 | 1394.000 | 1091.000 | 461.0000 | -1.77953 | .068247 | 35 | 35 |
| III-0 / I-500 | 882.0000 | 1603.000 | 252.0000 | -4.23447 | .000015* | 35 | 35 |
| III-0 / III-500 | 1249.000 | 1236.000 | 606.0000 | -.076350 | .936859 | 35 | 35 |
| I-500 / III-500 | 1608.000 | 877.0000 | 247.0000 | -4.29320 | .000012* | 35 | 35 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 26 Análisis de varianza del número de brotes de esquejes de ápices.

| Fuente de variación | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------------|----------|-----|----------|----------------|---------|
| A: AIB | 4,11429 | 1 | 4,11429 | 4,98 | 0,0275* |
| B: Clon | 21,2143 | 4 | 5,30357 | 6,42 | 0,0001* |
| C: Fecha | 35,0 | 1 | 35,0 | 42,34 | 0,0000* |
| Interacciones | | | | | |
| AB | 7,67143 | 4 | 1,91786 | 2,32 | 0,0606 |
| AC | 0,714286 | 1 | 0,714286 | 0,86 | 0,3544 |
| BC | 9,35714 | 4 | 2,33929 | 2,83 | 0,0275* |
| Error | 102,5 | 124 | 0,826613 | | |
| Total(corregido) | 180,571 | 139 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 27 Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|----|---------|-------------|---------|
| A: Clon | | 615,067 | 4 | 153,767 | 0,59 | 0,6778 |
| B: AIB | | 3611,73 | 2 | 1805,87 | 6,96 | 0,0177* |
| Error | | 2074,93 | 8 | 259,367 | | |
| Total(corregido) | | 6301,73 | 14 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 28 Análisis de varianza del vigor radical de esquejes de ápices con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 7,39048 | 2 | 3,69524 | 5,65 | 0,0049* |
| B: Clon | | 8,57143 | 4 | 2,14286 | 3,28 | 0,0148* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 8,22857 | 8 | 1,02857 | 1,57 | 0,1441 |
| Error | | 58,8571 | 90 | 0,653968 | | |
| Total(corregido) | | 83,0476 | 104 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 29 Análisis de varianza del largo de raíz en esquejes de ápices con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A: AIB | | 28,8008 | 2 | 14,4004 | 5,94 | 0,0038* |
| B: Clon | | 17,9034 | 4 | 4,47586 | 1,85 | 0,1271 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 27,5269 | 8 | 3,44086 | 1,42 | 0,1995 |
| Error | | 218,291 | 90 | 2,42546 | | |
| Total(corregido) | | 292,522 | 104 | 104 | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 30 Análisis de varianza de ramificación secundaria en esquejes de ápices con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|----------|----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 0,346667 | 2 | 0,173333 | 1,73 | 0,1854 |
| B: Clon | | 1,28 | 4 | 0,32 | 3,20 | 0,0190* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 0,72 | 8 | 0,09 | 0,90 | 0,5225 |
| Error | | 6,0 | 60 | 0,1 | | |
| Total(corregido) | | 8,34667 | 74 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 31 Análisis de varianza de ubicación de raíces en esquejes de ápices con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 5,84 | 2 | 2,92 | 12,17 | 0,0000* |
| B: Clon | | 3,54667 | 4 | 0,886667 | 3,69 | 0,0094* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 11,0933 | 8 | 1,38667 | 5,78 | 0,0000* |
| Error | | 14,4 | 60 | 0,24 | | |
| Total(corregido) | | 34,88 | 74 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 32 Análisis de varianza de la presencia de callo en esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A: AIB | | 3,27619 | 2 | 1,6381 | 1,22 | 0,2993 |
| B: Clon | | 33,9048 | 4 | 8,47619 | 6,33 | 0,0002* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 27,581 | 8 | 3,44762 | 2,57 | 0,0141* |
| Error | | 120,571 | 90 | 1,33968 | | |
| Total(corregido) | | 185,333 | 104 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 33 Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes de esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|----------|-----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 0,228571 | 2 | 0,114286 | 0,86 | 0,4278 |
| B: Clon | | 0,514286 | 4 | 0,128571 | 0,96 | 0,4311 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 0,914286 | 8 | 0,114286 | 0,86 | 0,5556 |
| Error | | 12,0 | 90 | 0,133333 | | |
| Total(corregido) | | 13,6571 | 104 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 34 Análisis de varianza del largo de brotes en esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB, ($\text{asen} \sqrt{X/100}$).

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|---------|-------------|---------|
| A: AIB | | 4,74882 | 2 | 2,37441 | 1,29 | 0,2812 |
| B: Clon | | 32,3409 | 4 | 8,08523 | 4,38 | 0,0028* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 12,2145 | 8 | 1,52682 | 0,83 | 0,5808 |
| Error | | 166,096 | 90 | 1,84551 | | |
| Total(corregido) | | 215,4 | 104 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 35 Análisis de varianza del número de brotes de esquejes de ápices tratados con tres dosis de AIB.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|-----|----------|-------------|---------|
| A: AIB | | 7,6 | 2 | 3,8 | 4,69 | 0,0115* |
| B: Clon | | 24,8952 | 4 | 6,22381 | 7,69 | 0,0000* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 18,3048 | 8 | 2,2881 | 2,83 | 0,0076* |
| Error | | 72,8571 | 90 | 0,809524 | | |
| Total(corregido) | | 123,657 | 104 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 36 Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento en esquejes apicales y sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|--------|----|--------|-------------|---------|
| A: Clon | | 129,6 | 1 | 129,6 | 0,20 | 0,6759 |
| B: AIB | | 1137,4 | 4 | 284,35 | 0,44 | 0,7741 |
| Error | | 2557,4 | 4 | 639,35 | | |
| Total(corregido) | | 3824,4 | 9 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 37 Análisis de varianza del vigor radical de esquejes en esquejes apicales y sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|----------|----|----------|-------------|---------|
| A: TIPO | | 0,387227 | 1 | 0,387227 | 0,43 | 0,5162 |
| B: Clon | | 6,79092 | 4 | 1,69773 | 1,87 | 0,1253 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 6,88504 | 4 | 1,72126 | 1,89 | 0,1208 |
| Error | | 68,2571 | 75 | 0,910095 | | |
| Total(corregido) | | 83,9529 | 84 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 38 Análisis Mann -Whitney U Test, para el largo de raíz de esquejes apicales y sub apicales.

| Suma Grupo 1 Esq sub apic | Suma Grupo 2 Esq apical | U | Z | p- level | N Grupo 1 | N Grupo 2 |
|------------------------------|----------------------------|----------|----------|----------|-----------|-----------|
| 2122.500 | 1532.500 | 847.5000 | -.245559 | 0.803409 | 50 | 50 |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 39 Análisis de varianza de ramificación secundaria en esquejes apicales y sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|------|----|------|-------------|---------|
| A: Tipo | | 0,32 | 1 | 0,32 | 0,68 | 0,4142 |
| B: Clon | | 2,8 | 4 | 0,7 | 1,49 | 0,2236 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 0,08 | 4 | 0,02 | 0,04 | 0,9964 |
| Error | | 18,8 | 40 | 0,47 | | |
| Total(corregido) | | 22,0 | 49 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 40 Análisis de varianza de ubicación de raíces en esquejes apicales y sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|-------|----|------|-------------|---------|
| A: TIPO | | 1,28 | 1 | 1,28 | 4,27 | 0,0454* |
| B: Clon | | 0,68 | 4 | 0,17 | 0,57 | 0,6882 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 1,32 | 4 | 0,33 | 1,10 | 0,3699 |
| Error | | 12,0 | 40 | 0,3 | | |
| Total(corregido) | | 15,28 | 49 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 41 Análisis de varianza de la presencia de callo en esquejes apicales y sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|-----------|----|-----------|-------------|---------|
| A: TIPO | | 0,0968067 | 1 | 0,0968067 | 0,07 | 0,7984 |
| B: Clon | | 27,036 | 4 | 6,75899 | 4,59 | 0,0023* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 14,3301 | 4 | 3,58252 | 2,43 | 0,0548 |
| Error | | 110,514 | 75 | 1,47352 | | |
| Total(corregido) | | 150,188 | 84 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 42 Análisis de varianza del estado de desarrollo de brotes en esquejes apicales y sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|-----------|----|-----------|-------------|---------|
| A: TIPO | | 0,0889076 | 1 | 0,0889076 | 0,09 | 0,7652 |
| B: Clon | | 3,24471 | 4 | 0,811176 | 0,82 | 0,5168 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 10,7271 | 4 | 2,68176 | 2,71 | 0,0364* |
| Error | | 74,2429 | 75 | 0,989905 | | |
| Total(corregido) | | 89,4118 | 84 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 43 Análisis de varianza del largo de brotes en esquejes apicales y sub apicales, ($\log_{10}X+1$).

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|-----------|----|-----------|-------------|---------|
| A: TIPO | | 0,195506 | 1 | 0,195506 | 3,33 | 0,0720 |
| B: Clon | | 0,0240546 | 4 | 0,0060136 | 0,10 | 0,9813 |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 0,360844 | 4 | 0,0902111 | 1,54 | 0,2004 |
| Error | | 4,40443 | 75 | 0,0587257 | | |
| Total(corregido) | | 5,02649 | 84 | | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.

ANEXO 44 Análisis de varianza del número de brotes en esquejes apicales y sub apicales.

| Fuente de variación | de | SC | GL | CM | F calculado | P-Valor |
|---------------------|----|---------|----|----------|-------------|---------|
| A: TIPO | | 11,1007 | 1 | 11,1007 | 12,22 | 0,0008* |
| B: Clon | | 13,1943 | 4 | 3,29857 | 3,63 | 0,0093* |
| Interacciones | | | | | | |
| AB | | 6,8884 | 4 | 1,7221 | 1,90 | 0,1200 |
| Error | | 68,1286 | 75 | 0,908381 | | |
| Total(corregido) | | 98,4235 | 84 | 84 | | |

* Indican diferencias significativas $P \leq 0,05$.