



MANUAL DE VIVERIZACIÓN

***Eucalyptus globulus* a raíz cubierta**



AUTOR
RENÉ ESCOBAR RODRÍGUEZ





MANUAL DE VIVERIZACIÓN
Eucalyptus globulus a raíz cubierta

Proyecto INNOVA CHILE
DESARROLLO DE ESTÁNDARES DE ORIGEN DE LA SEMILLA Y CALIDAD
DE LA PLANTA PARA EL AUMENTO DE LA PRODUCTIVIDAD EN
PLANTACIONES Y BOSQUES NATURALES



AUTOR
RENÉ ESCOBAR RODRÍGUEZ

MANUAL DE VIVERIZACIÓN
Eucalyptus globulus a raíz cubierta

Registro de Propiedad Intelectual N° 166.036

I.S.B.SN. 978-956-8274-94-8

El resultado de este documento nace en base al proyecto INNOVA - CORFO CHILE 03C9FM-01 *DESARROLLO DE ESTÁNDARES DE ORIGEN DE LA SEMILLA Y CALIDAD DE LA PLANTA PARA EL AUMENTO DE LA PRODUCTIVIDAD EN PLANTACIONES Y BOSQUES NATURALES*. Este documento fue financiado por INNOVA CHILE – CORFO.

Copyright © 2007 Instituto Forestal
Primera Edición 2007
Tiraje 1.000 ejemplares

Este libro se terminó de imprimir en los talleres de Trama Impresores S.A.
Hualpén, Chile en el mes de Diciembre de 2007.

PROLOGO

La mayoría de los pequeños y medianos viveristas forestales han desarrollado y adaptado sus propias tecnologías de producción de plantas, las cuales en muchos casos desconocen o no incorporan avances ni conocimientos tecnológicos relevantes para mejorar su productividad.

Tal situación fue oportunamente detectada por INFOR, quien cumpliendo el rol de transferencia tecnológica de su misión institucional, implementó líneas de acción orientadas a sobrellevar tal problemática y apoyar el proceso de producción de las plantas forestales.

Entre tales acciones se elaboró el proyecto INNOVA-CORFO-03C9FM-01 “*Desarrollo de Estándares de Origen de la Semilla y Calidad de la Planta para el Aumento de la Productividad de plantaciones y bosque Naturales*”, que contó con el financiamiento y apoyo del Instituto Forestal y de la Subsecretaría de Agricultura, así como el financiamiento de INNOVA-CORFO, y de importantes viveros forestales, VIVERO PROPLANTA, VIVERO CATO, VIVERO PIEDRA EL AGUILA, VIVERO LOS ROBLES, VIVERO SANTO TOMAS y de cuatro instituciones asociadas, Corporación Nacional Forestal (CONAF), Instituto Nacional de Normalización (INN), Servicio Agrícola y Ganadero (SAG) y de la Corporación Chilena de la Madera (CORMA).

En el marco del mencionado proyecto se originó el primer Centro Tecnológico de la Planta Forestal (www.ctpf.cl) y se formularon las primeras normas chilenas que definen la calidad de plantas para las principales especies forestales del país (NCh N° 2957).

Un hito particularmente relevante ha sido la edición de este documento, denominado “Manual de Viverización: *Eucalyptus globulus* a raíz cubierta”, el cual está dirigido principalmente a pequeños y medianos productores de plantas, así como a estudiantes técnicos y universitarios del área forestal.

Junto con el importante aporte de información práctica y actualizada para la viverización de *E. globulus*, el texto constituye el primero de una serie de documentos similares que abordan el tema de la viverización forestal. Dentro de esta serie también se destaca la obra “Fertilización de *Eucalyptus globulus* producidos en contenedores”, al cual seguirán en el corto plazo otras publicaciones del mismo tenor, orientadas a mejorar la productividad y calidad de las plantas de los pequeños y medianos viveristas.

Con la edición y publicación de este texto, así como los restantes de la serie, esperamos contribuir a elevar el nivel tecnológico de los viveros nacionales y de esta forma mejorar la cadena productiva que se inicia en la producción de plantas y se extiende a lo largo del complejo ciclo de producción forestal. La edición final del documento fue responsabilidad de los ingenieros forestales Marta González O. e Iván Quiroz M.

Dr. Iván Quiroz Marchant
Ingeniero Forestal
Director Proyecto INNOVA-CORFO 03C9FM-01

Concepción, Octubre de 2007

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Iván Quiroz Marchant, Director del proyecto Innova Chile “*Desarrollo de estándares de origen de las semillas y calidad de plantas, para el aumento de la productividad en plantaciones y bosques naturales*”, por la confianza depositada en nuestro equipo de trabajo y permitirnos transmitir lo realizado.

A Alejandra, mi hija, colega y compañera de trabajo, por su colaboración en este documento y apoyo emocional, en los momentos en que la salud se negaba a acompañarme.

Al Profesor Guillermo Pereira Cancino, por su apoyo en el tema de las micorrizas.

A mis Alumnos Memorantes mencionados en este manual, por su trabajo y distinguirme con su confianza para colaborar en la fase final de sus estudios.

A los Laborantes, señores Daniel Vergara O. y Fernando Contreras, por su inestimable colaboración en el montaje y medición de tantos ensayos.

A los operarios de los diferentes viveros donde desarrollamos nuestras experiencias.

Dedicatoria:

A: Fely, Ale, Dani, Max y Francisco.

A: mis Ex – Alumnos.

INTRODUCCIÓN

En Chile se producen plantas de *Eucalyptus globulus*, a raíz cubierta, desde la segunda mitad del siglo XIX. Inicialmente los contenedores eran vasijas de madera, posteriormente, vasijas de barro y por largo tiempo, se utilizó como receptáculo bolsas de polietileno. Actualmente, se producen plantas en una gran diversidad de receptáculos contruidos de diferentes materiales, cada uno de los cuales genera condiciones ambientales específicas a las plantas en los distintos viveros distribuidos a lo largo del país. La especie se cultiva entre la Región de Coquimbo y la Región de los Lagos, situación que conlleva una gran diversidad de climas y condiciones ambientales para el manejo de las plantas.

Actualmente, la mayoría de los viveros forestales y en particular los grandes viveros (más de 10 millones de plantas), utilizan tecnología de última generación en la fase de establecimiento y pleno crecimiento, sin embargo, es menos actualizada durante la fase de endurecimiento de plantas. Desde la cosecha de las plantas hasta la plantación, en muchos casos, la tecnología empleada es la misma o muy similar a la de 50 años atrás. Los procesos de recolección, manipulación, producción, cosecha y transporte de material a utilizar en una plantación se entiende o explica como un conjunto de eventos sucesivos, cada uno dependiente del otro, por lo que se les puede asimilar a una cadena constituida por muchos eslabones, férreamente unidos, razón por la cual la falla o debilidad de uno de ellos, pone en riesgo el éxito del proceso completo.

El presente manual, preparado especialmente para pequeños y medianos productores de plantas pretende proporcionar herramientas simples, de relativamente fácil implementación, para el manejo de sus producciones de *Eucalyptus globulus* durante todas las fases de viverización. En su contenido, además del autor, participaron los Ingenieros Forestales Señores Manuel Acevedo Tapia, en el capítulo de Nutrición y Fertilización; Rafael Coopman Ruiz- Tagle, en el capítulo de Riego; Alejandra Escobar Saavedra, en el capítulo de Cosecha, Almacenaje y Transporte y mi colega y amigo Luis Cerda Martínez, en el capítulo de Plagas y Enfermedades.

René Escobar Rodríguez

Octubre 2007



INDICE

Página

CAPITULO 1: ELECCIÓN DEL SITIO Y FORMACIÓN DEL VIVERO	17
1.1 Elección del Sitio Para Establecer Un Vivero	17
1.1.1 Factores Principales en la Elección del Sitio	18
1.1.1.1 Disponibilidad de Luz	18
1.1.1.2 Disponibilidad de Agua	19
1.1.2 Disponibilidad de Energía	22
1.1.3 Consideraciones Ecopolíticas	23
1.1.4 Factores Secundarios en la Selección del Sitio	23
1.1.4.1 Microclima	23
1.1.4.2 Accesibilidad	24
1.1.4.3 Suelo	25
1.1.4.4 Disponibilidad de mano de obra	25
1.1.4.5 Distancia de proveedores y clientes	25
1.1.5 Metodología a Seguir en la Selección del Sitio para Establecer un Vivero	26
1.2 Diseño y Distribución de Instalaciones del Vivero	27
1.2.1 Viveros a Cielo Abierto	27
1.2.2 Viveros Bajo Sombra	31
1.2.3 Vivero Ambiente Semi-controlado	35
1.3 Contenedores	36
1.3.1 Características que Afectan el Crecimiento de las Plantas	37
1.3.2 Presentación de los Contenedores	38
1.3.3 Forma de los Contenedores	39
1.3.4 Materiales de Fabricación y Diseños	40
1.3.5 Selección del Tipo de Contenedor a Utilizar	41
1.4 Sustratos o Medios de Crecimientos	42
1.4.1 Funciones del Medio de Crecimiento	42
1.4.2 Atributos Deseables a un Buen Medio de Crecimiento	43
1.4.2.1 Atributos del sustrato que afectan el crecimiento de las plantas	43
1.4.2.2 Atributos del sustrato que afectan las actividades en el vivero	48
1.4.3 Compost de Corteza de Pino radiata	49

CAPITULO 2: FASES DE LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN EL VIVERO	55
2.1 Fase de Establecimiento	55
2.1.1 Manejo de Contenedores	55
2.1.1.1 Limpieza y desinfección de contenedores	56
2.1.1.2 Poda química de raíces	56
2.1.1.3 Llenado de contenedores	58
2.1.2 Atributos, Manejo y Siembra de Semillas	59
2.1.2.1 Atributos físicos y fisiológicos	59
2.1.2.2 Tratamientos previos a la siembra	63
2.1.2.3 Sistema de siembra	63
2.1.2.4 Época de siembra	65
2.1.2.5 Profundidad de siembra	67
2.1.3 Manejo del Riego	67
2.1.4 Raleo y Transplante	68
2.1.5 Micorrización	69
2.1.5.1 Viverización y establecimiento de plantas	69
2.1.5.2 Micorrizas y Eucalyptus	70
2.1.6 Manejo de Fertilización	71
2.1.7 Manejo Sanitario	71
2.2 Fase de Pleno Crecimiento	72
2.2.1 Manejo del Riego	72
2.2.2 Manejo de la Fertilización	72
2.2.3 Manejo Sanitario	73
2.2.4 Homogenización de Plantas	74
2.3 Fase de Endurecimiento	74
2.3.1 Preparación de Plantas Sitio Específico	76
2.3.2 Detención del Crecimiento en Altura	77
2.3.3 Inducción de Atributos fisiológicos	78
2.3.4 Inducción de Atributos del Comportamiento	79
2.3.5 Manejo Sanitario	81
 CAPITULO 3: PROPAGACIÓN VEGETATIVA	 85
3.1 Propagación a Través de Injertos	85
3.1.1 Aspectos Teóricos y Prácticos del Injerto	86
3.1.2 Injerto de Hendidura o Púa	90
3.1.3 Injerto de Aproximación con Lengüeta en Botella	92

3.2	Propagación de Plantas a Partir de Estacas	93
3.2.1	<i>Manejo de Setos</i>	95
3.2.2	<i>Factores que Regulan el Enraizamiento</i>	96
3.2.2.1	Factores inherentes a la planta	97
3.2.2.2	Factores inherentes al medio	99
3.3	Etapas de la Propagación Vegetativa a Partir de Estacas	105
3.3.1	<i>Fase de Establecimiento</i>	105
3.3.2	<i>Fase de Pleno Crecimiento</i>	109
3.3.3	<i>Fase de Endurecimiento</i>	111
 CAPITULO 4: NUTRICIÓN Y FERTILIZACIÓN		115
4.1	Nutrientes Minerales y Crecimiento	117
4.2	Deficiencias Nutricionales	123
4.2.1	<i>Síntomas de Deficiencia en E. globulus</i>	123
4.2.2	<i>Funciones Bioquímicas de los Elementos Nutritivos</i>	126
4.3	Evolución Estacional y Movilidad Interna de Nutrientes	128
4.3.1	<i>Equilibrios Nutritivos Óptimos</i>	130
4.3.2	<i>Factores que Afectan la Disponibilidad de Elementos en el Medio de Crecimiento</i>	133
4.4	Preparación de Soluciones Nutritivas Mediante el Uso de Sales	135
4.5	Fertilizantes Aplicados al Sustrato	137
4.6	Fertilización al Voleo Sobre Contenedores	137
4.7	Fertilizantes Líquidos	138
4.8	Manejo de los Nutrientes en el Fertirriego	143
 CAPITULO 5: RIEGO		147
5.1	Importancia del Agua en el Cultivo	147
5.1.1	<i>Sistemas de Riego</i>	148
5.1.2	<i>Principales Problemas Inherentes a los Sistemas con Micro Emisores</i>	149
5.1.3	<i>Importancia de la Homogeneidad en la Aplicación del Agua</i>	150
5.1.4	<i>Manejo del Agua Residual</i>	151
5.2	Calibración de la Uniformidad del Riego	151
5.3	Métodos para Determinar Cuanto Regar	154
5.3.1	<i>Método Visual</i>	155
5.3.1.1	Observación del follaje	155
5.3.1.2	Observación del cepellón	155

5.3.2	<i>Método de las Pesadas</i>	155
5.3.3	<i>Cámara de Presión (Schölander)</i>	158
5.4	Manejo del Riego en Diferentes Fase de la Viverización	161
5.4.1	<i>Manejo del Riego en Fase de Establecimiento</i>	161
5.4.2	<i>Manejo del Riego en Fase de Pleno Crecimiento</i>	161
5.4.3	<i>Manejo del Riego en Fase de Endurecimiento</i>	162
 CAPÍTULO 6: PLAGAS Y ENFERMEDADES		165
6.1	El Ambiente y la Ocurrencia de Plagas y Enfermedades	166
6.2	Detección de Plagas y Enfermedades	167
6.2.1	<i>Identificación de las Plagas y Enfermedades</i>	167
6.2.2	<i>Recolección, Almacenamiento y Embalaje de Muestras</i>	168
6.2.3	<i>Evaluación del Impacto de las Plagas y Enfermedades</i>	168
6.3	Principales Plagas y Enfermedades	169
6.3.1	<i>Plagas y Enfermedades de Semillas y Plántulas</i>	170
6.3.2	<i>Plagas y enfermedades de la parte aérea</i>	171
6.3.2.1	Enfermedades fungosas de la parte aérea	171
6.3.2.2	Insectos que afectan la parte aérea de la planta	173
 CAPITULO 7: CALIDAD DE PLANTAS		177
7.1	Atributos Morfológicos	179
7.1.1	<i>Longitud de Tallo</i>	180
7.1.2	<i>Diámetro de Cuello</i>	180
7.1.3	<i>Sistema Radicular</i>	182
7.1.4	<i>Biomasa de plantas</i>	184
7.1.5	<i>Follaje</i>	185
7.1.5.1	Área foliar	185
7.1.5.2	Superficie foliar Específica	186
7.1.6	<i>Relación Tallo \ Raíz</i>	187
7.1.7	<i>Relación Altura \ Diámetro</i>	188
7.1.8	<i>Resistencia a la Flexión</i>	189
7.1.9	<i>Micorrizas</i>	189
7.2	Atributos Fisiológicos	190
7.2.1	<i>Contenido de Carbohidratos</i>	190
7.2.2	<i>Estado Nutricional</i>	190

7.2.3	<i>Potencial Hídrico</i>	192
7.2.4	<i>Conductividad Electrolítica</i>	192
7.3	Atributos del Comportamiento	193
7.3.1	<i>Potencial de Crecimiento Radicular</i>	193
7.3.2	<i>Frío Resistencia</i>	195
7.3.3	<i>Resistencia al Estrés Hídrico</i>	196
 CAPITULO 8: COSECHA, ALMACENAJE Y TRANSPORTE DE PLANTAS		199
8.1	Cosecha de Plantas	199
8.2	Almacenaje de Plantas en Vivero	201
8.2.1	<i>Almacenaje en Frío</i>	201
8.2.1.1	Tipos de almacenaje en frío	202
8.2.1.2	Efectos sobre los atributos que determinan la calidad de las plantas	203
8.2.1.3	Efectos sobre las propiedades físicas, químicas y estatus nutricional de las plantas	204
8.2.2	<i>Almacenaje de Plantas Bajo Cobertizos</i>	208
8.3	Transporte de Plantas	208
 CAPITULO 9: BIBLIOGRAFIA		213



CAPITULO 1

ELECCION DEL SITIO Y FORMACION DEL VIVERO

1.1 Elección del Sitio Para Establecer un Vivero

La elección del sitio para establecer viveros que producen plantas en contenedores tiene, en general, menos restricciones que las requeridas para establecer un vivero que produzca plantas a raíz desnuda. Un vivero en contenedores se puede establecer en un suelo productivamente de mala calidad ya que las plantas crecen en un medio artificial, con estructuras y equipos que modifican los factores ambientales.

El objetivo básico de todas las operaciones de este tipo de viveros es modificar el ambiente natural para producir plantas de manera rápida, eficiente y económica. Los viveros en contenedores ofrecen la alternativa de modificar el medio ambiente, los costos de montaje y operaciones aumentan junto con el grado de modificación de las condiciones naturales. Existe una gran variedad de estructuras de propagación las que deben estar acordes con las características del sitio. Por ello, es necesario un conocimiento previo de los distintos tipos de estructuras y de los equipos de control ambiental requeridos, para realizar una adecuada evaluación del sitio en el cual se pretende establecer el vivero.

Un vivero a raíz cubierta exitoso, es consecuencia de un cuidadoso análisis de las condiciones ambientales del sitio. Un buen diseño para un lugar, no necesariamente debe ser bueno para otro. Por lo tanto, el tipo de instalaciones o desarrollo de un vivero debe ser consecuencia de un análisis en el corto y largo plazo, de cada factor crítico para un sitio en particular.

Al desarrollo o tipo de instalaciones del vivero se le debe dedicar un tiempo importante en la elección del sitio porque más tarde se pueden producir problemas biológicos y operacionales que están relacionados con descuidos de estos aspectos. Cuando en la elección del sitio predominan criterios económicos o políticos, normalmente, se producen deficiencias que limitan el éxito del vivero. Por el contrario, cuando en la elección del sitio ha predominado un criterio biológico, las posibilidades de éxito son mayores.

Para una mejor selección de un eventual sitio, en el cual establecer un vivero que produzca plantas en contenedores, es aconsejable separar las variables a evaluar en factores críticos y factores deseables o secundarios. Factores críticos son aquellos considerados fundamentales en el funcionamiento exitoso del vivero y como factores secundarios, se estiman aquellos que no son absolutamente indispensables, pero si están presentes, pueden hacer que el funcionamiento sea más económico y eficiente.

Tomada la decisión de establecer un vivero para producir plantas de *E. globulus* a raíz cubierta es importante tener presente que este puede tener variantes importantes que le otorgarán características específicas que, indudablemente, influirán en el medio ambiente en el cual se desarrollen las plantas. Independientemente del tamaño o magnitud de la producción que vaya a tener un vivero y de la modalidad de cultivo que se haya determinado utilizar en él, hay un aspecto básico a resolver como es la elección del sitio en el cual se establecerá, definitivamente. El equipo de especialistas que asesore en la elección de la ubicación definitiva de un vivero en una región, en un predio o en una parte de él, podrá variar según la alternativa de producción que se haya elegido pero en el grupo de especialistas no deberían dejar de participar, un experto en producción de plantas a raíz cubierta, un experto en plantaciones, un experto en aguas y riego, un experto en instalaciones de viveros a raíz cubierta, un experto en aspectos ecopolíticos y es deseable también, dependiendo de la magnitud de la inversión, la participación de expertos en sanidad vegetal, suelos y drenaje de aguas y un experto en construcción de invernaderos.

1.1.1 Factores Principales en la Elección del Sitio de un Vivero

1.1.1.1 Disponibilidad de luz

Todos los viveros forestales, independientemente de la especie y modalidad de producción, deben estar ubicados en el lugar con mayor luminosidad durante el día, del período de crecimiento, en la región o micro sitio en el cual se establezcan. *Eucalyptus globulus* como muchas otras especies que se utilizan en plantaciones, es intolerante y pionera y por ello, expresará todo su potencial de crecimiento, en la medida que disponga de la mayor luminosidad posible. Por lo anterior, en zonas montañosas, se deben evitar lugares con exposición sur y preferir aquellas con exposición norte o noroeste. Un sitio destinado a la producción de plantas, en el hemisferio sur, debe evitar presencia de obstáculos tales como cerros, cortinas de árboles, bosques, en sus costados norte, este y oeste. Al respecto, si los hubiera, es deseable que la zona de cultivo se encuentre, al menos, a una distancia de dos a tres veces la altura de los obstáculos señalados. En el costado sur del área de producción, pueden existir cortinas hasta una distancia en que la pérdida de follaje de los árboles que la forman no caiga sobre el cultivo. En sitios con valores altos de latitud en donde el período de crecimiento del lugar no sobrepase los 150 días se debiera considerar el empleo de luz artificial para aumentar el fotoperíodo y de esta manera, acortar el tiempo de cultivo.

1.1.1.2 Disponibilidad de agua

El agua constituye hasta el 90 % del peso fresco de una planta en vivero, de ahí su importancia en la fisiología del cultivo pero además, en el manejo del vivero, es una valiosa herramienta para proteger a las plantas de temperaturas extremas, ya sea de daño por heladas en otoño e invierno o de eventuales altas temperaturas, durante la primavera y verano. Durante el proceso de producción se requerirán varios litros de agua por cada planta que se produzca y su falta o carencia en un momento dado, puede significar el término de la producción. Jamás se debiera iniciar las operaciones de un vivero sin tener la certeza de que la puesta de agua de riego esté funcionando, adecuadamente, en él.

En la elección del sitio de un vivero el agua se debe analizar básicamente desde los siguientes puntos de vistas, fuente u origen, cantidad, calidad y eventual comportamiento en el área de cultivo.

Fuente u origen del agua: En el país, por mucho tiempo, tanto los viveros que producían plantas a raíz desnuda como los que lo hacían a raíz cubierta utilizaron como, fuentes de agua, la mismas que los agricultores ocupan para sus diferentes cultivos a través de las asociaciones de canalistas que existen, en las distintas zonas de cultivo. Esta práctica generaba problemas de atraso innecesario en los cultivos de los viveros, por cuanto la gran mayoría de estas organizaciones, habilitaban sus bocatomas en un periodo muy avanzado de la época normal de crecimiento vegetativo. La gran mayoría de las especies leñosas que se cultivan en los viveros inician su crecimiento durante los meses de agosto a septiembre, dependiendo de la latitud en que esté ubicado el vivero. En las mismas zonas, las aguas de riego de las asociaciones de canalistas están disponibles en octubre o noviembre. Por otra parte, esta fuente de agua se caracteriza por ser de baja calidad desde el punto de vista de la pureza, por cuanto, a través de su recorrido los canales van recibiendo permanentemente semillas de malezas transformándose el agua, en vehículo de transporte de ellas y en una fuente permanente de infestación de los viveros.

Por todo lo anterior, actualmente, la gran mayoría de los viveristas utilizan como fuentes de agua a las napas subterráneas del lugar. Dependiendo de la profundidad de esta y del caudal de agua requerido por el cultivo, emplean punteras, cuando la profundidad es inferior a 14 m y pozos profundos, cuando el agua está a más de 18 m de profundidad. De esta manera, se asegura disponibilidad de agua durante todo el período de cultivo del vivero, de más baja temperatura que el agua superficial y además, libre de semillas de malezas y otros agentes contaminantes superficiales.

Cantidad de agua: Las distintas especies, incluso de un mismo género, tienen diferente eficiencia en el uso del agua (UEA), entendido como la cantidad de agua que requiere la planta de una especie para formar un gramo de materia seca. De acuerdo a estudios preliminares el UEA en *E. globulus* oscila entre 139 y 144 (Donoso, 1999), lo que estaría indicando que una planta requiere alrededor de 140 g de agua para producir un gramo de materia seca. Dependerá entonces, de la biomasa final que cada vivero se haya fijado como objetivo, la cantidad de agua que utilizará en el proceso. En el análisis anterior, hay que considerar que no toda el agua que se aplica en un riego es utilizada directamente por las plantas,

ya que una parte se lixiviará, otra se evaporará desde las almacigueras o del follaje de las plantas y otra cantidad importante, caerá directamente o por lixiviación, al piso o suelo del vivero. La cantidad de agua que se aplica en el riego y que no es aprovechada por las plantas depende, entre otros, de factores tales como modalidad de cultivo utilizada, cielo abierto, bajo sombra o invernadero. Al respecto, se estima que a cielo abierto alrededor de un 50 % del agua aplicada en un riego no es aprovechada directamente por las plantas; en producción de plantas bajo sombra hay menor evaporación que en el caso anterior y en invernadero, es en donde habría un mayor aprovechamiento del agua de riego aplicada. El clima del lugar en que esté ubicado el vivero, es un factor que tiene directa incidencia en las tasas de evapotranspiración del cultivo y por ende, en la frecuencia de los riegos a aplicar en el cultivo y dependiendo de la modalidad de producción utilizada, en la cantidad de agua requerida por las planta en el vivero.

El coeficiente de uniformidad que tenga el equipo de riego será también un factor muy importante en la cantidad de agua a utilizar y en la uniformidad del tamaño de las plantas en los contenedores. Se estima que en producción de plantas a raíz cubierta el coeficiente de uniformidad de un sistema de riego debe estar por sobre el 85 %, valores inferiores, requieren de modificaciones o simplemente deben ser desechados y cambiados por otros con mayor uniformidad de aplicación. Los atributos morfológicos finales, deseados en las plantas y específicamente la biomasa final de estas, será determinante en la cantidad de agua a utilizar en un cultivo de vivero por su relación con el UEA. También afectará la frecuencia del riego en el vivero el tipo de contenedor utilizado en el cultivo y al respecto, son importantes el volumen de este, su longitud y forma (cónica, cilíndrica con presencia o ausencia de ranuras en la base).

Otro factor que afecta la capacidad de aprovechamiento del agua de riego en los viveros a raíz cubierta de *E. globulus*, es el esquema de manejo nutricional utilizado y específicamente, los niveles de nitrógeno aplicados a las plantas lo que las hará más o menos sensibles al estrés hídrico y por tanto, a la mayor o menor frecuencia de riego; el tipo de sustrato utilizado y su relación con el tamaño de partículas que lo constituyen, es otro aspecto que afecta a la cantidad de agua a aplicar en un vivero por su efecto en las diferentes porosidades del sustrato.

Calidad del agua: Cuando se habla de calidad de agua de riego para ser utilizada en viveros forestales se está pensando básicamente desde dos puntos de vista, calidad física y química:

Calidad desde un punto de vista físico: Este análisis es especialmente válido cuando el origen del agua es superficial. En este caso, se debe analizar la presencia de patógenos, semillas de malezas, algas; contaminación con plaguicidas o residuos industriales. Los relacionados con agentes de daño biótico deben ser solicitados a laboratorios de patología vegetal. Los análisis de contaminación con herbicidas o residuos industriales deben ser solicitados a laboratorios especializados cuando existe sospecha o evidencia de algún problema en el cultivo por este tipo de agentes. Se debe tener presente que un análisis

de plaguicida es complejo de establecer por cuanto estos se descomponen, gradualmente, en diferentes compuestos y en cada caso o producto, se requiere un análisis específico del plaguicida sospechado. En el país se han tenido experiencias de problemas en vivero con aguas superficiales contaminadas tanto por agentes bióticos como abióticos.

Calidad desde un punto de vista químico: Los análisis químicos de agua para riego en vivero que se utilizan en el país, son los mismos que se han determinado para los viveros del noroeste de Estados Unidos (Landis, 1989) los cuales consideran los siguientes aspectos:

Índices de calidad: conductividad electrolítica (CE) en $\mu\text{S}/\text{cm}$; Razón ajustada de absorción de sodio (RAAS); pH; Concentración de iones específicos en meq/l y ppm (sodio, calcio, magnesio, cloro, carbonato, bicarbonato sulfato y boro). Concentración de fertilizantes en ppm (nitrógeno amoniacal, nitrógeno nítrico, fósforo, potasio y micro nutrientes (Tabla 1.1).

Tabla 1.1. Estándares de calidad de agua de riego, para especies forestales producidas en contenedor en el noroeste de USA (Landis *et al.*, 1990).

Índice de calidad	Unidades	Clasificación por calidad		
		Buena	Marginal	Pobre
Salinidad	$\mu\text{S}/\text{cm}$	0 - 500	500 - 1.500	> 1.500
Efecto del sodio en la permeabilidad del suelo	RAAS	0 - 6	6 - 9	> 9
Umbral de toxicidad				
Iones tóxicos				
Sodio	ppm		50	
	meq		2,2	
Cloro	ppm		70	
	meq		2,0	
Boro	ppm		2,0	
	meq		0,75	
Iones nutrientes				
Calcio	ppm		100	
	meq		5,0	
Magnesio	ppm		50	
	meq		4,2	
Sulfato	ppm		250	
	meq		5,2	
Iones que producen manchado foliar				
Bicarbonato	ppm		60	
	meq		1,0	
Dureza total (Ca + Mg)	ppm		206	
Hierro	ppm		0,1	

El agua sobre la superficie del vivero: Otro aspecto vital en la selección del sitio para establecer un vivero, que produzca plantas a raíz cubierta, es el comportamiento superficial que tenga el agua en el lugar, especialmente, durante la época de mayor pluviosidad. En Chile, durante el invierno, cada cierto número de años, se producen lluvias de alta intensidad en cortos períodos de tiempo, fenómeno que se traduce en aumento del caudal de ríos y esteros a niveles insospechados que terminan en inundaciones de zonas aledañas de los mismos. Ello, puede afectar severamente la producción futura del vivero, a sus instalaciones, equipos y maquinarias, razón por la cual, se debe evitar establecer viveros en terrazas aluviales o en zonas de vegas aledañas a esteros de caudal permanente. En el país, en distintas regiones, son varios los casos de viveros, establecidos al oeste de la Ruta 5 Sur, que han estado expuestos a este tipo de problemas. También es importante esta observación porque el mismo fenómeno, en muchas ocasiones, causa daños severos a las obras de arte de los caminos de accesos a los viveros dejándolos aislados en la época de entrega o cosecha de plantas.

1.1.2 Disponibilidad de Energía

Toda actividad humana productiva es demandante, en menor o mayor medida de energía y un vivero que produzca plantas de *Eucalyptus* a raíz cubierta no escapa a esa necesidad. En Chile, la energía proveniente de fósiles tales como gas natural, petróleo, bencina, es cara, de precios altamente variables en el corto y mediano plazo y, poco segura desde el punto de vista de la disponibilidad oportuna. Hasta ahora, es utilizada para calentar ambientes en las áreas de climas templados y fríos en aquellos viveros que utilizan invernaderos. Probablemente, la energía de mayor consumo en producción de plantas, hasta ahora, sea la energía eléctrica cuya disponibilidad es manejada por diferentes distribuidores en las distintas regiones del país. Para ser utilizada en procesos productivos resulta más económico el empleo de electricidad trifásica, 380 volts, y en algunas actividades del vivero como por ejemplo, el riego, se pueden acoger, a través de convenios, a tasas de precios especiales.

Es necesario tener una idea, lo más aproximada posible, del potencial máximo de consumo de los diferentes tipos de energía que vaya a demandar la instalación de un vivero con el objeto de contratar la cantidad adecuada. Con ello, se evita eventuales ampliaciones posteriores que normalmente, salen más caras que la inversión inicial. Para determinar la demanda de energía, es importante conocer el número y tamaño de los motores eléctricos a utilizar, consumo por concepto de alumbrado, equipos de control ambiental, herramientas y todo lo que demande consumo de energía eléctrica. A lo anterior, se debe agregar la distancia del vivero a la red de conexión. En algunas áreas existe más de un distribuidor en cuyo caso, se debiera buscar información acerca de la calidad y confiabilidad de sus respectivos servicios. Un corte de energía no anunciado durante una fase crítica del vivero, por ejemplo, inicio de emergencia de semillas, puede ser desastroso en los resultados de la gestión del mismo. Es deseable, que junto con evaluar la instalación de la electricidad, se evalúe la adquisición de equipos de emergencia ante fallas del suministro por periodos relativamente cortos.

Probablemente los viveros con menor demanda de energía son los que producen plantas a cielo abierto y sus requerimientos mayores estén relacionados con el proceso de riego, siembra y requerimientos del personal. Los viveros que utilizan manejo ambiental, calentar y enfriar ambientes, son más demandantes de energía y también los que producen a mayores costos, razón por la cual son muy exigentes en las características aislantes de las instalaciones y en el aprovechamiento máximo de los espacios directamente productivos para lo cual, normalmente, trabajan con altas densidades de cultivo.

1.1.3 Consideraciones Eco-políticas

El aumento de la preocupación por la contaminación del medio ambiente de cualquier actividad económica, hace que en este momento sea uno de los factores más críticos en la elección del sitio para establecimiento de un vivero.

En zonas o áreas cercanas a centros urbanos puede haber sitios disponibles, pero las prohibiciones sobre el tipo de construcciones, usos de la tierra, tratamientos de residuos pueden hacer impracticable el establecimiento de un vivero. Siempre que se piense establecer un vivero en áreas aledañas a centros poblados será importante consultar previamente el plan de desarrollo urbanístico de la zona, ubicación de red de alcantarillado y restricciones de su uso. También es importante evaluar el tipo de construcciones que se utilizarán (temporales o permanentes). La recopilación de este tipo de antecedentes previenen sobre aspectos de encarecimiento del suelo que pueden llevar a que el cultivo del vivero no sea posible.

Las actividades industriales que se realicen en áreas cercanas al lugar en la cual se establezca el vivero pueden afectar su funcionamiento y al personal que en el labore. Antes de definir la instalación en algún sitio específico, es necesario averiguar la existencia de actividades agroindustriales y su ubicación, respecto de los vientos predominantes que tendrá el futuro vivero. Por otra parte, se debe tener presente que las actividades propias del vivero pueden generar dificultades en el entorno. En un vivero siempre habrá que tener muy claro el destino y tratamiento que tendrá el agua utilizada en el cultivo por cuanto esta, frecuentemente, estará arrastrando fertilizantes y restos de plaguicidas (insecticidas y fungicidas) utilizados en el cultivo.

1.1.4 Factores Secundarios en la Selección del Sitio

1.1.4.1 Microclima

Viento: Al seleccionar el sitio de un vivero es importante conocer el comportamiento del viento en el lugar. Al respecto interesan velocidad y direcciones principales en las diferentes fases del cultivo.

Un viento no superior a 4,0 km por hora sobre el follaje de las plantas, es un viento deseable en cualquier vivero, velocidades superiores afectan a los sistemas de riego y crecimiento de las plantas; la dirección del viento, además de su relación con el diseño del sistema de riego es importante para definir la ubicación de los vértices de las construcciones tales como invernaderos y sombreaderos. Si el vivero que se va a instalar es a cielo abierto la información acerca de las características del comportamiento del viento, en el sitio, es importante para aspectos tales como diseño del riego, modelo y densidad de aspersores y tipos de boquillas; el comportamiento del viento en el transcurso del año, permite evaluar el riesgo de eventuales daños por heladas ya que generalmente, los lugares planos con mal drenaje de aire frío son de alto riesgo de heladas en invierno, como ocurre en depresiones de suelos o en fondos de valles rodeados y/o terminados en cerros. La dirección del viento será determinante en la ubicación de los invernaderos y sombreaderos que se instalen. En el caso de los invernaderos, es vital que uno de los vértices de la estructura se encuentre en la dirección del viento predominante y de mayor intensidad. La velocidad del viento será un indicador de las características de las estructuras de él o los invernaderos a utilizar y puede llegar a ser un factor limitante severo en su instalación.

Temperaturas: La literatura establece que la especie *E. globulus* soporta, en forma natural, hasta menos 5°C. La experiencia en viveros que producen plantas a raíz cubierta demuestran que la especie puede sufrir severos daños por frío con -1 °C o soportar, sin daño por heladas, hasta -10 °C. Esta mayor o menor resistencia, como se verá más adelante, depende entre otros, de aspectos tales como edad fisiológica de la planta, manejo de tallo, estatus nutricional y manejo del nivel de estrés hídrico durante la fase de endurecimiento. En la elección del sitio de un vivero es importante tener información de las temperaturas mínimas absolutas, a nivel del suelo; mínimas y máximas absolutas, en el perfil de 0,4 a 1,2 m de altura. Información de valores de temperaturas a otros niveles, pueden ser de interés general pero no determinantes en la elección del sitio de un vivero que vaya a producir plantas de la especie, a raíz cubierta. Es deseable también, conocer el número de días con heladas y las épocas en las cuales estas se producen, cuanto más años de información al respecto se reúna, más seguridad habrá en lo que se vaya a sugerir.

1.1.4.2 Accesibilidad

Los viveros forestales deben tener acceso expedito durante todos los días del año, durante las 24 horas del día. El mayor riesgo de aislamiento temporal, de un vivero ocurre durante el invierno por ello, durante la elección del sitio, se deben evaluar los caminos de acceso, tipos de carpetas de rodado y estado de las mismas; analizar requerimientos de trazado o modificaciones del mismo para acceder a caminos troncales o principales; precisar número y tipos de obras de arte requeridas. Tanto en el acceso principal como al interior del vivero, se debe tener especial cuidado con los trazados de los radios de las curvas debido a que cada día, llegan camiones de mayor tamaño a los viveros ya sea para dejar insumos o retirar su producción.

1.1.4.3 Suelo

La calidad productiva del suelo no tiene importancia en un vivero que producirá plantas a raíz cubierta ya que el sustrato o medio de crecimiento, será producido en un sitio diferente al cual se producirán las plantas. Al evaluar el suelo, es importante conocer la profundidad y calidad de las napas freáticas, por la importancia que tienen en el riego; la topografía, debe ser lo más plana posible con pendientes suficiente, uno a dos por ciento, para drenar los lixiviados del fertirriego; la capacidad natural de drenaje, es otro aspecto importante para evitar acumulaciones de agua en el área de producción de plantas, si el suelo presenta problemas al respecto, es necesario considerar la construcción de drenes para evacuar los excedentes de agua; la facilidad a la compactación que el suelo tenga, ya que el tráfico natural de seres humanos y maquinarias que demanda la actividad productiva de un vivero pueden producir compactación del suelo en el futuro, generando problemas de drenaje los que deben ser previstos al momento de la instalación del vivero porque después resultará más caro corregirlo. El valor del suelo, es un aspecto importante en la elección del sitio para establecer un vivero, pero no determinante. Si el valor comercial del suelo está en el rango que se considera adecuado para el área en que se desea establecer el vivero, no siempre será mejor negocio comprar la alternativa más barata, en muchas ocasiones es mejor pagar un poco más al inicio y no tener que invertir en corregir problemas en el futuro.

1.1.4.4 Disponibilidad de mano de obra

La actividad de producir plantas a raíz cubierta, como muchas otras del sector agroforestal, tiene una demanda por mano de obra diferenciada en el tiempo. Hay etapas en que se requiere una gran cantidad de personal, siembra, selección y cosecha y otras, en las cuales los requerimientos bajan ostensiblemente y son cubiertos por el personal permanente del vivero el cual, debe ser altamente capacitado. Es importante que haya disponibilidad de mano de obra, temporal, cercana al futuro vivero y para ello, es necesario reunir información a cerca de los cultivos existentes en la zona que son competitivos por demanda de personal, en las diferentes épocas del año. Si hay cultivos con estas características obligará a buscar al personal a mayor distancia con los consiguientes problemas de transporte, entre otros. Los cultivos competitivos cambian en las diferentes zonas del país y épocas del año.

1.1.4.5 Distancia de proveedores y clientes

En los viveros se requiere de una gran diversidad de insumos directa e indirectamente necesarios para realizar la gestión de producir plantas. Luego, mientras más cercano esté el vivero a los centros de abastecimiento menores serán los costos de transporte de los mismos. Siempre será necesario recordar que el valor real del insumo es el que tiene una vez que está en el lugar en el cual se utilizará y no, el del lugar de venta. Esto, como se verá más adelante, es especialmente válido en la elección de los contenedores y fuentes de nutrientes que se vayan a utilizar en el vivero.

Respecto de la distancia a la cual debe estar ubicado el vivero de sus futuros clientes, al seleccionar la ubicación de este, se teoriza que el ideal es que este tenga un radio regular de abastecimiento de plantas. Ello, en la práctica y así lo ha demostrado la realidad del país, es imposible. Existen viveros, que abastecen importantes programas de plantación que están ubicados a la orilla del mar y otros, establecidos en un extremo del patrimonio al cual abastecen. Por otra parte, entre los pequeños y medianos forestadores lo que la realidad ha mostrado, es que una parte importante de los cliente viaja, no importando la distancia, hasta donde está el producto con el cual ha tenido mayor éxito en su plantación. Por lo anterior, pareciera ser que cada día será más importante la calidad del producto que entregue un vivero que la distancia que deban recorrer las plantas, que en el se producen, hasta el lugar de plantación. El aumento de la toma de conciencia de la importancia que tiene la calidad de las plantas en el proceso de plantación; el conocimiento, cada día mayor, de los atributos que califican a las plantas, por parte de los forestadores y sumado a ello, el mejoramiento de la infraestructura de la red caminera y de comunicaciones, ha contribuido a que este factor sea cada vez menos importante en la elección del sitio para establecer un vivero.

1.1.5 Metodología a Seguir en la Selección del Sitio para Establecer un Vivero

En la Tabla 1.2, se presenta un listado sucinto del resultado de la evaluación de dos eventuales sitios para establecer un vivero. En ella, se muestra el orden de importancia que el equipo evaluador le dio a cada criterio, la ponderación a cada uno de ellos y la nota y puntaje que, finalmente, obtuvo cada sitio evaluado.

Generalmente se evalúan por separado los factores principales o críticos de los secundarios o accesorios. Uno o más criterios, normalmente, son evaluados desde diferentes puntos de vista como por ejemplo, el agua a la que se le evalúa calidad, cantidad, costos de puesta en riego, entre otros.

Tabla 1.2. Criterio de evaluación, ponderación y puntaje obtenido por dos sitios, para establecer un vivero.

Ranking Criterio	Ponderación	Nota y puntaje	por sitio
		1	2
Luminosidad	10	6 (60)	10 (100)
Agua	9	10 (90)	5 (45)
Viento	9	8 (72)	8 (72)
Clima	7	5 (35)	10 (70)
Suelo y costos	8	8 (64)	9 (72)
Puntaje total		(321)	(359)

1.2 Diseño y Distribución de Instalaciones del Vivero

Una vez seleccionado el sitio en el cual se establecerá un vivero es determinante decidir la modalidad de producción que se utilizará, las alternativas más comunes son producción a cielo abierto (Figura 1.1), bajo sombra temporal, bajo sombra permanente (Figura 1.6) o en condiciones de ambiente semi controlado (Figura 1.10). Cada una de ellas implica diferentes requerimientos de infraestructura, costos y conocimientos de la fisiología del cultivo. La más barata de instalar y de menores exigencias técnicas, es la producción de plantas a cielo abierto, seguido del cultivo bajo sombra y del cultivo bajo en invernaderos, respectivamente.

Cuando se va a establecer un vivero es importante tener presente que en él, existirán espacios directa e indirectamente productivos, además de los destinados a oficinas y servicios del personal. Es importante que sobre un plano del área que cubrirá el futuro vivero, se determinen las áreas que cubrirán los contenedores; caminos y senderos; zonas de fabricación o acumulación de medios de crecimiento, galpones de siembra y almacenaje de equipos y maquinarias, cámaras de germinación, áreas destinadas a oficinas y servicios del personal, cortavientos, jardines, zonas de futuro crecimiento etc. Cuanto más información contenga el plano inicial el crecimiento y desarrollo futuro, serán más armónicos.

1.2.1 Viveros a Cielo Abierto

Debido a que esta modalidad de producción implica que las plantas estén en contacto directo con el ambiente del lugar y que operaciones futuras del vivero, pueden alterar algunos aspectos de él sobre todo a nivel y perfil del suelo, es importante diseñar cuidadosamente las instalaciones e infraestructura que requerirá y apoyarán al cultivo.



Figura 1.1. Vivero de plantas *E. globulus*, producidas a raíz cubierta y a cielo abierto.

Habrà que precisar si el lugar requiere o no de labores de micro nivelaci3n para evitar, en el futuro, problemas de encharcamientos como consecuencia de las aguas lluvias y de riego; embolsamiento localizado de masas de aire frío. Resuelto el aspecto anterior, es importante considerar la ubicaci3n de la fuente de agua de riego y distancia de esta a la zona de producci3n de plantas, una vez tomada la decisi3n se podrà diseàar la red de distribuci3n del transporte del agua a los distintos lugares de inter3s o sectorizaci3n del riego; definir cantidad y tipos de caàerías requeridas; cantidad y modelos de emisores; potencia y demanda de energía del equipo de riego. Como la actividad de regar implica que una importante cantidad del agua que se aplica al cultivo, finalmente, llega directamente al suelo habrà que diseàar un sistema de drenajes o evacuaci3n del agua superficial. Para ello, generalmente, se trabaja con el sistema espina de pescado en el cual, se hace un drenaje central o principal y secundarios, que confluyen al primero. El sistema de drenaje, normalmente, contempla una base de polietileno grueso, una capa de bol3n desplazador; sobre ellos una capa de ripio de 2 a 3 cm de diàmetro la cual se cubre con suelo del lugar o con arena si este es demasiado arcilloso y sensible a la compactaci3n.

Resuelto los aspectos de transporte y drenaje del agua en la zona de cultivo, se debe diseàar la infraestructura sobre la cual se colocarán los futuros contenedores. Para ello, normalmente se recurre a estructuras diseàadas con ladrillos o cemento y lo màs comùn, a mesones metàlicos o confeccionados con madera tratada o mezclas de madera y metal. La elecci3n estarà dada por la disponibilidad de recursos econ3micos o disponibilidad de algùn material específico en las cercanías del vivero.

El primer aspecto a resolver cuando se va a instalar las estructuras que soportarán a los contenedores durante el periodo de cultivo, es la orientaci3n que estas tendràn en el espacio. Al respecto, es recomendable asegurar o cuidar que la plantas reciban la mayor cantidad de luz posible durante el día y perío do de crecimiento. Por lo anterior, en general, se deben preferir las orientaciones norte – sur y màs aún, en el llano central, la orientaci3n sureste- noroeste, en ellas, las plantas ademàs de disponer de mayor cantidad de luz, tendràn una mejor aireaci3n con los consiguientes beneficios sanitarios y de apoyo al manejo, durante la fase de endurecimiento. En algunos sitios, esta orientaci3n, puede generar dificultades por efecto de la velocidad del viento que afecten la eficiencia del sistema de riego, en el caso de riegos fijos, se resuelve aumentando la densidad de aspersores en la primera mitad de la longitud de los mesones en la zona de ingreso del viento predominante al àrea de producci3n y estableciendo cortinas cortaviento al costado sur del cultivo. En el llano central del país, a fines de verano, son comunes los vientos del oeste los cuales tambi3n pueden distorsionar el abanico de los emisores de agua; si ello ocurre en algùn vivero ademàs de manejar el nùmero de aspersores, es recomendable el empleo de cortinas temporales de mallas plàsticas ubicadas en forma diagonal al suelo para facilitar el levantamiento del viento en la zona a proteger.

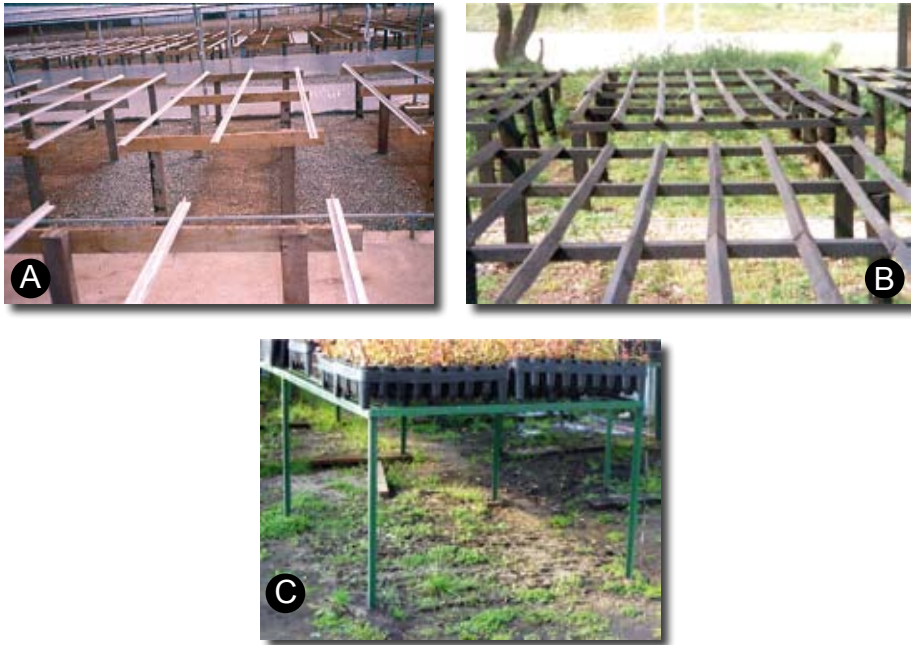


Figura 1.2. Mesones porta bandejas para producción de plantas a raíz cubierta, (A) mesón de madera y perfiles de aluminio; (B), mesón de estructura de madera; (C) mesón metálico.

La longitud de las estructuras porta contenedores debe establecerse en función del sistema de riego el cual tiene que asegurar igual presión y uniformidad de caudal en todo el largo de la estructura al igual que los sistemas de fumigación y fertilización; también es importante en esta decisión, la densidad y ancho de caminos principales y secundarios que se hayan definido utilizar en el futuro vivero.

El ancho de la estructura debe cuidar el mayor aprovechamiento posible del espacio disponible, sin dejar de lado facilitar el paso expedito del personal que trabaje en el vivero y principalmente, de aquel que esté a cargo de realizar los controles permanentes que demanda el cultivo, tales como evaluación de crecimiento, peso de contenedores, controles sanitarios etc. Generalmente, el ancho de la estructura está dado por el largo de los equipos que apliquen fertirriego, fumiguen o sólo fertilicen o por el radio de los aspersores, en el caso de sistemas de riego fijo.

La altura sobre el nivel del suelo es un aspecto de vital importancia en el diseño de una estructura porta contenedores que produce plantas a cielo abierto. Esta debe asegurar que la parte inferior del contenedor tenga una buena aireación para facilitar la poda de la raíz principal de las plantas; en zonas de buena aireación, basta con 30 cm sobre el nivel del suelo (Figura 1.3). Pero el aspecto más relevante en la decisión de la altura, es el mejor o peor manejo que el viverista puede realizar durante la fase de endurecimiento de las plantas. Al respecto, mientras más bajas o más cercanas a la superficie del suelo se ubiquen las plantas, más fácil es endurecerlas en esta modalidad de producción. La altura debe estar definida por el conocimiento acabado del comportamiento de las temperaturas a nivel del suelo y a 50

cm de altura. Plantas producidas a un metro sobre el nivel del suelo son más difíciles de endurecer que aquellas que se han ubicado a menor altura, tienen menos horas frío acumuladas. Además, mientras menor sea la altura a la que se producen las plantas, generalmente, menos problemas de viento hay en la época de mayor demanda de agua del cultivo y por lo tanto, la eficiencia del sistema de riego es más alta.



Figura 1.3. Mesones con plantas de *E. globulus* a diferentes alturas del suelo (A) mesón a 40 cm; (B), mesón a 90 cm.

En el país, por costos, rapidez y simpleza de instalación, la estructura más ampliamente utilizada en la producción de plantas a cielo abierto son mesones de madera y alambre (Figura 1.4). En su construcción se utilizan postes impregnados o de maderas resistentes a la pudrición, plantados cada 1,8 a 2,0 m de distancia, los que se unen en la parte superior por una tabla de 1x4 pulgadas sobre las cuales, de extremo a extremo en el mesón, se amarran hebras de alambre galvanizado N° 10 o 12. En ambos extremos del mesón, se utilizan dos a tres cabezales para que la estructura soporte la tensión del alambre, el que se realiza a través de griples con una herramienta especialmente diseñada para ello u otros diseños que cumplen función similar.



Figura 1.4. Mesón porta bandejas construido con postes impregnados, tapas de pino y alambre N° 12.

La distancia entre alambres para bandejas con contenedores en bloques debe ser tal que el 25 % de la longitud de esta se apoye sobre el alambre para evitar curvaturas de este sobre el mesón y que las bandejas queden a diferentes niveles (Figura 1.5). También, se utilizan estructuras metálicas con mallas, que tienen mayor duración pero son de mayor costo; en otros casos, se utilizan sólo estructuras de madera.



Figura 1.5. Colocación correcta de la bandeja de acuerdo con la distribución del peso respecto de su longitud sobre los soportes de alambres.

1.2.2 Viveros Bajo Sombra

La producción de plantas de *E. globulus* a raíz cubierta, durante la fase de establecimiento, históricamente en el país, se ha realizado bajo sombra; las fases de pleno crecimiento y endurecimiento, se hacían a cielo abierto. Para ello, se construían estructuras de madera las cuales se cubrían con ramas de álamos, carrizos o totoras, en la zona central; con ramas de *Eucalyptus*, teline o totora, en la zona costera. Una vez producida la emergencia y terminado el transplante a bolsas, las ramas o cubiertas eran retiradas y en algunos casos, guardadas hasta la próxima temporada de siembra. A fines de la década del 70, se introduce el empleo de mallas plásticas como elementos de cobertura del cultivo, la que hasta el presente se utiliza con las siguientes variantes (Figura 1.6): en un caso, la semi sombra se utiliza sólo durante la fase de establecimiento y se retira para mantener las plantas a cielo abierto, durante las fases de pleno crecimiento y endurecimiento; otra modalidad de empleo, es utilizar sombra durante la fase de establecimiento y después de finalizada la fase de endurecimiento y la tercera alternativa, es el cultivo de las plantas bajo sombra permanente, las dos últimas son las más utilizadas.



Figura 1.6. Producción de plantas de *E. globulus* a raíz cubierta bajo semisombra.

Para producir sombra sobre el cultivo, desde hace aproximadamente unos 25 años, se utilizan mallas plásticas con diferentes capacidades de intercepción de la luz solar siendo las más comunes las que disminuyen la radiación en un 50, 60 y 80 %, respectivamente. Generalmente la altura de la malla desde el nivel del suelo, dependiendo del vivero, oscila entre 2,5 y 4 m de altura. Estudios realizados con malla plástica con disminución del 50 % de la luminosidad, ubicada a 2,5 m sobre el nivel del suelo, disminuyen hasta en 7 °C la temperatura de este punto, a la hora de mayor calor.

Uno de los problemas que se les presenta a los viveros que utilizan semisombra es el efecto del viento sobre la estructura que soporta la instalación de la malla plástica, por ello es de vital importancia que en los costados de la zona de cultivo, se pongan cortinas cortavientos del mismo material, con ángulo y altura suficiente para elevarlo sobre la malla que protege la zona de cultivo (Figura 1.7).



Figura 1.7. Estructura de alambre que soporta la malla plástica móvil que se coloca sobre las plantas. En la parte superior de la figura, se observa la cortina cortavientos adosada al mismo sistema.

El empleo de semisombra está basado, fundamentalmente, en los siguientes aspectos técnicos:

- **Necesidad de bajar la temperatura del sustrato durante el período de germinación de las semillas.**

Esta medida, se generalizó en la zona central del país porque en el pasado, décadas del 50 al 60, se decía que la siembra de *E. globulus* se debía hacer desde fines de noviembre a diciembre; con el tiempo se ha demostrado que en ese período, en el área indicada, la temperatura del sustrato es de alrededor de 27 °C, valor que está 5 °C por sobre la óptima de germinación de la semilla de la especie y por lo tanto, en un alto porcentaje de semillas el proceso se inhibe. Por lo anterior, los que sembraban en la antigüedad, utilizaban sombra para bajar la temperatura del sustrato y de esta manera, lograban mejores tasas de germinación. Hoy, esto se hace sembrando cuando la temperatura es la adecuada o cuando se dispone de recursos económicos, las semillas se ponen a germinar en salas de ambiente controlado a la temperatura óptima, 22 °C.

- **Necesidad de protección de plantas durante el transplante y mantener el medio de crecimiento con suficiente agua para evitar mortalidad de plantas durante el periodo estival.**

Los “viveros temporales” de las décadas del 50 y 60, normalmente, se establecían en lugares con poca disponibilidad de agua, sin energía y equipos para que la impulsaran y tampoco existía en el mercado, toda la oferta de elementos de conducción de agua, que hoy es posible encontrar. Los riegos eran de baja frecuencia por lo laborioso que era regar y por la poca disponibilidad de agua en sectores del secano, área en la cual estaban ubicados la gran mayoría de este tipo de viveros. Con el fin de realizar un mejor aprovechamiento de la semilla, utilizaban el transplante como labor cultural. Por todo lo anterior, los viveristas de la época, con el fin de bajar las tasas de evapotranspiración en el cultivo, utilizaban semisombra durante la época de temperaturas más altas y las retiraban a fines de verano.

- **Necesidad de proteger plantas no endurecidas a daños por estrés hídrico y frío.**

En la actualidad muchos viveros que utilizan semisombra, probablemente, mantienen el cultivo con excesiva humedad en el medio de crecimiento y en el ambiente, debido a que riegan y fertilizan más de lo necesario, para las condiciones de humedad que les genera el empleo de mallas plásticas. Esta situación se refleja en la presencia de musgos sobre los sustratos durante el cultivo (Figura 1.8); en plantas etioladas sin resistencia a la flexión y con altos valores de superficie foliar específicas, atributos todos, que las hacen sensibles al estrés hídrico y a las bajas temperaturas.



Figura 1.8. Musgo sobre el contenedor como consecuencia de humedad excesiva en el medio de crecimiento.

Estudios realizados respecto del efecto que tiene, sobre la calidad de plantas de *E. globulus*, el empleo de la semisombra muestran, de manera consistente, que esta afecta negativamente a los atributos morfológicos y fisiológicos más importantes de las plantas (Escobar y Espinosa, 1988). Probablemente el atributo morfológico de mayor importancia que evalúa la calidad de plantas a utilizar en un proceso de plantación, es su sistema radicular; en el proceso de viverización a raíz cubierta, es difícil de evaluar ya que para ello, necesariamente, hay que destruir el cepellón. Por lo anterior, muchos viveristas y forestadores jamás descalifican plantas por este concepto como ocurre, con tanta intensidad y frecuencia, cuando se evalúan plantas producidas a raíz desnuda. Sin embargo, la evidencia del daño del empleo de la sombra, sobre esta variable, como lo muestra la Figura 1.9, obtenida del estudio indicado y cuyos resultados coinciden con muchos otros realizados en otras partes del mundo, son suficiente evidencia como para reducir el empleo de esta labor cultural a lo mínimo necesario, en los lugares que se requiera, en el cultivo de plantas de *E. globulus*.

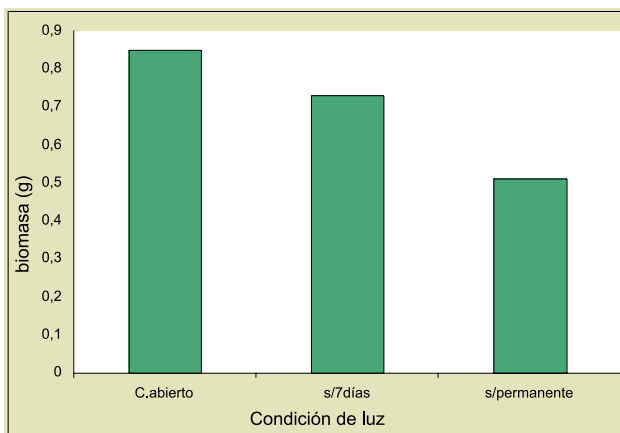


Figura 1.9. Efecto de la condición de luz sobre la biomasa radicular de plantas de *E. globulus*, producidas a raíz cubierta.

Los valores de la Figura 1.9, muestran que las plantas que se producen a cielo abierto logran alrededor de un 40 % más de raíces que aquellas que se producen bajo sombra permanente. Esta situación produce efectos negativos en el vivero como por ejemplo, mayor dificultad para formar cepellón y lo más importante, en el comportamiento de las plantas en la plantación, supervivencia y crecimiento inicial.

Desde el punto de vista indicado, resulta un contrasentido el empleo de mallas plásticas, durante todo el proceso de viverización de *E. globulus*, realizada a partir de semillas, en latitudes mayores a la zona central de la Región del Maule en el país. Más al sur, su empleo debiera ser temporal en los periodos más críticos de la fase de establecimiento, cuando la propagación de la especie es a partir de estacas.

1.2.3 Vivero en Ambiente Semi-controlado

El empleo del cultivo de árboles forestales bajo ambiente semi controlado o totalmente controlado, se recomienda cuando en el lugar de producción de plantas existen menos de 150 días de crecimiento (Coyhaique al sur); cuando en el mismo lugar, se cultivan especies que para lograr la altura final deseada, requieren de una permanencia superior a 24 meses en el vivero; cuando, en climas templados, la técnica de propagación vegetativa se realiza, preferentemente, en la época de mayor calor; cuando las condiciones climáticas, del lugar en el que está el vivero, impiden realizar un adecuado proceso de endurecimiento y se requiere aislar el factor que lo impide; cuando se conoce, profundamente la fisiología del cultivo y se dispone de recursos para implementar medios artificiales de cultivo de plantas leñosas.

En *E. globulus*, el empleo del cultivo bajo ambiente semi controlado, es de vital importancia durante la fase de establecimiento de muchos clones que se propagan vegetativamente (Figura 1.10); el ambiente totalmente controlado, es indispensable si se desea implementar la rizogénesis rápida, menos de 15 días, en el proceso de reproducción a partir de estacas.



Figura 1.10. Producción de plantas de *E. globulus*, a partir de estacas, bajo ambiente semicontrolado.

Las estructuras para la producción de plantas bajo ambiente semi controlado o totalmente controlados pueden ser construidas en bloques o en forma individual (Figura 1.11). En ambos casos, en la elección del lugar para su instalación, habrá que cuidar que uno de los vértices esté orientado en dirección de los vientos de mayor velocidad que predominen en el lugar. Cuando se establece este tipo de viveros, en la elección del sitio, el criterio de evaluación con mayor ponderación es la intensidad del viento en el lugar.



Figura 1.11. Invernaderos construidos en bloque (A); Invernadero individual (B).

En zonas de mucho viento por ejemplo, en la Patagonia funcionan mejor las estructuras individuales que las establecidas en bloques las cuales requieren de mayor protección contra este agente de daño. Las estructuras en bloques permiten un mejor aprovechamiento del espacio, aspecto que puede ser determinante en lugares reducidos o de alto costo.

1.3 Contenedores

En el país la especie forestal con mayor historia de producción a raíz cubierta es *E. globulus*, durante el siglo XIX se producía en vasijas de madera y barro en las que eran transportadas a terreno. Con el desarrollo del polietileno se produjeron plantas en contenedores individuales, primero en bolsas fabricadas con material transparente el que presentaba problemas con malezas y sistemas radiculares desarrollados fuera del cepellón. Posteriormente, fueron reemplazadas por bolsas fabricadas con polietileno negro. Debido a problemas radiculares que produce este tipo de contenedores, raíces en espiral y dobladas en la base del mismo; problemas en el llenado y manejo durante el proceso de producción fueron cambiados por contenedores producidos en poliestireno expandido y en plásticos rígidos de alta densidad.

1.3.1 Características que Afectan el Crecimiento de las Plantas

Altura: En la producción de *E. globulus* se utilizan contenedores de diferentes longitudes la mínima, alrededor de 4 cm, cuando se producen plantas para ser utilizadas en cultivo mixto y la máxima, 16 cm que es la longitud, hasta ahora, más adecuada para establecer plantaciones en áreas del secano costero e interior. La producción rutinaria de la especie se realiza en contenedores cuya longitud oscila entre los 7,0 y 16 cm las que se utilizan para una amplia gama de zonas edafoclimáticas.

En un estudio realizado por Salgado (1995) en donde probó el comportamiento de plantas producidas en contenedores de diferentes longitudes, en un transepto de la sexta región, determinó que en la medida que el sitio estaba a más distancia del mar, hacia el interior, era mejor el comportamiento de las plantas que se producían en contenedores de mayor longitud. En áreas cercanas al mar con más humedad ambiental y del suelo, la longitud del contenedor perdía su efecto. Los resultados de este estudio fueron lo que dieron las bases para la construcción del contenedor de poliestireno expandido de 130 cc y 16 cm de largo que hoy en día, es ampliamente utilizado en diferentes viveros del país.

En la Tabla 1.3, se presentan los principales atributos morfológicos de plantas de *E. globulus* de siete meses de edad, producidos en diferentes contenedores, cultivados con iguales porosidades de aireación y retención, esquema de riego y fertilización. De los valores de la Tabla, se desprende que los contenedores con más de 10 cm de longitud produjeron plantas de mayor largo de tallo y en la mayoría de ellos, con valores más altos de biomasa total. Respecto del crecimiento en diámetro de cuello este fue mayor en los contenedores cuyo espaciamiento era igual o superior a 5 cm entre plantas. Respecto del volumen de los contenedores no siempre hay una relación directa con los atributos de las plantas, probablemente por el comportamiento de las porosidades del sustrato.

Tabla 1.3. Atributos morfológicos de plantas producidas en diferentes contenedores de empleo frecuente en la producción de *E. globulus* (González, 1996).

Contenedor	Atributos morfológicos							
	altura (cm)	volumen (ml)	distancia entre plantas (cm)	diámetro (cm)	Altura (cm)	Peso aéreo (g)	Peso radicular (g)	Total (g)
Poliestir/84	10	95	5,2	4,37	20,15	2,37	0,98	3,35
Poliestir /60	14	95	6,0	5,07	33,95	3,21	1,24	4,45
Poliestir /84	16	130	5,2	4,41	32,82	3,45	1,10	4,55
Poliestir /112	14	100	4,5	3,18	37,35	2,44	0,36	2,80
Plástico duro	15	130	5,0	3,53	36,28	3,45	0,90	4,35

Volumen: Al igual que en la variable anterior *E. globulus* se produce en una amplia gama de volúmenes. Atributo que, normalmente, se le da gran importancia cuando se habla de la mayor o menor economía de sustrato que genera el empleo de uno u otro contenedor, pero la importancia es mucho menor o simplemente no se considera, para analizar el efecto de la variable sobre los atributos y comportamiento de las plantas. Una gran cantidad de viveros utilizan contenedores cuyos volúmenes oscilan entre 56 y 65 cm³; el resto, probablemente con la mayor magnitud de producción, utiliza volúmenes entre 100 y 137 cm³.

Al respecto, a igual longitud de contenedor, mientras mayor sea el volumen del contenedor mayor envergadura tendrán las plantas que en ellos se produzcan. Los resultados de estudios realizados al respecto, muestran que más importante que la cantidad de centímetros cúbicos que tenga la cavidad es como se distribuye esa cantidad de volumen en el perfil del contenedor. Por ejemplo, se producen plantas de *E. globulus* de comportamiento más eficientes, en terreno, en contenedores de 130 cc que estén en un contenedor de 16 cm de longitud que en un contenedor del mismo volumen pero de 10 cm de longitud, para un mismo sitio.

1.3.2 Presentación de los Contenedores

Los contenedores pueden estar ubicados en bloques o en cavidades individuales (Figura 1.12). Los contenedores individuales son muy eficientes para producción de plantas a partir de estacas y en viveros en los cuales no hay manejo ambiental o los equipos de riego, poseen baja eficiencia; presentan la ventaja respecto de los contenedores en bloques que permiten mover fácilmente las plantas en las diferentes fases de la producción en el vivero. Otra característica de los contenedores individuales es que, normalmente, resultan ser más caros al cotizarlos al fabricante pero no necesariamente, una vez que han absorbido los costos de transporte hasta el vivero y se amortiza su costo en relación a su vida útil.

Los distribuidos en bloques, son eficientes para ser utilizados en cultivos de *E. globulus* a partir de semillas y cuando se trabaja con ambiente semi o totalmente controlado, son fáciles de almacenar, pero requieren de grandes volúmenes de espacio para ello.

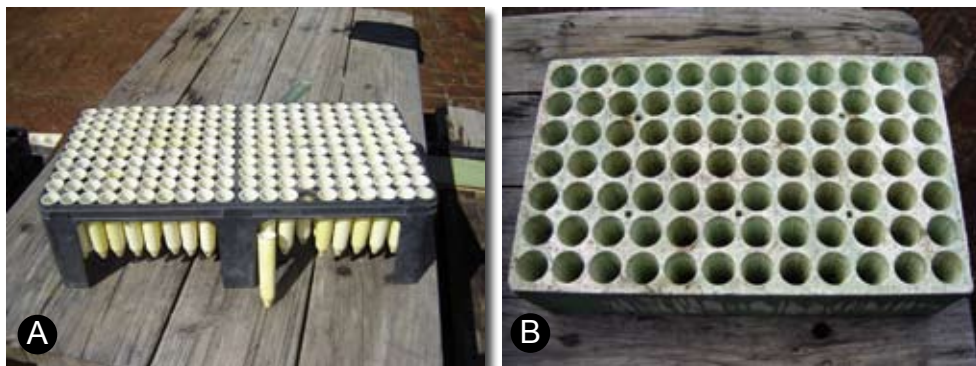


Figura 1.12. Contenedores individuales ubicados en una bandeja porta contenedores (A); (B) contenedores en bloques.

1.3.3 Forma de los Contenedores

Independientemente de la presentación, los contenedores en la parte superior pueden ser cuadrados o redondos. Los cuadrados, generalmente logran un mayor aprovechamiento del espacio, pueden tener forma piramidal y los redondos pueden ser cónicos o cilíndricos (Figura 1.13). Prácticamente todos, en la pared interna tienen estrías rectas que les permiten guiar el sistema radicular e impedir su crecimiento en espiral; en la base, disponen de orificios de diferentes formas y tamaños para facilitar el drenaje del agua de saturación; existen contenedores en cualquiera de sus presentaciones que en el tercio inferior, algunos en todo el perfil, tienen ranuras laterales para facilitar el drenaje del agua colgada.

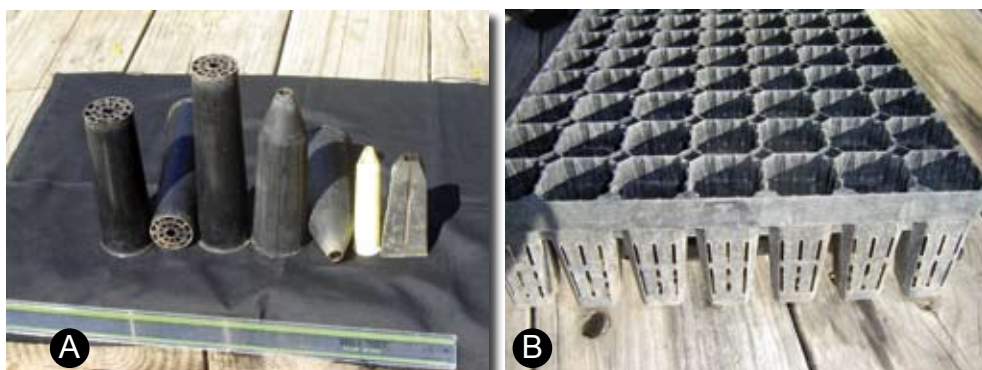


Figura 1.13. Contenedores individuales cilíndricos, cónicos, piramidales, de diferentes largos y volúmenes (A); contenedores en bloques con ranuras laterales para poda radicular y drenaje de agua colgada (B).

1.3.4 Materiales de Fabricación y Diseños

Los contenedores están fabricados de diferentes materiales y en cada uno de ellos de diferentes calidades o grado de duración (Figura 1.14). Existen los biodegradables que como se indican se degradan con la acción de microorganismos del suelo y duran sólo la temporada de vivero. De ellos los más populares son los Paperpot, una tecnología que fue desarrollada en Japón durante la década del 60; también, en esta misma línea, son importantes los fabricados de turba prensada. Se han probado con otros materiales pero no han tenido éxito en el mercado, por sus elevados costos.

En el país los más utilizados son los de espuma de poliestireno expandido los cuales son fabricados en diferentes formas y tamaños y son presentados en bloques. Se fabrican con diferentes densidades de material y mientras más alta sea esta, mayor será la dureza, su duración y menores los problemas de paso de raíces de una cavidad a otra. Su vida útil, dependiendo de su manejo en vivero, oscila entre tres y cinco temporadas.

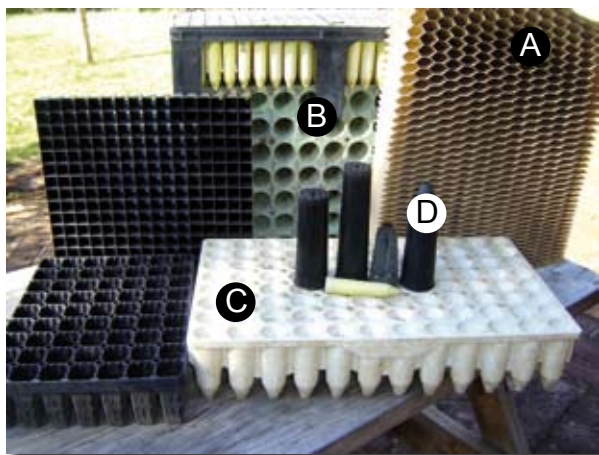


Figura 1.14. Distintos tipos de contenedores, contruidos de diferentes materiales; (A) biodegradables; (B) espuma de poliestireno expandido; (C) plástico de alta densidad; (D) plástico reciclado.

Los de mayor durabilidad, hasta diez años y más, son los de plásticos de alta densidad a los cuales pertenecen los Ropak Multi Pots. Estos contenedores están presentados en bloques con cavidades de diferentes longitudes y volúmenes. Son más pesados que los anteriores y de mayores costos.

También en esta línea, están los contenedores individuales algunos de los cuales se construyen con material reciclado el que es mucho más sensible a la radiación luminosa que los fabricados de material original y por lo tanto, de vida útil mucho más corta. Algunos de ellos, no sobrepasan la primera temporada de uso en condiciones de alta luminosidad.

1.3.5 Selección del Tipo de Contenedor a Utilizar

Cuando se instala un vivero y se decide que tipo de contenedor utilizar, en primer término, se debe tener presente que se trata de una determinación de tipo estrictamente técnico; de que junto con la elección del contenedor, se está asumiendo toda una tecnología relacionada, entre otros, con el sustrato que se va a utilizar; con equipos y maquinarias que se emplearán en el llenado; siembra o enterrado de estacas, dependiendo de la técnica de propagación adoptada; manejo del riego y fertilidad; características de los mesones a instalar; forma de cosecha, embalaje y transporte de plantas. Es decir, junto con la elección del contenedor se está asumiendo un paquete tecnológico completo el cual difícilmente, podrá ser cambiado en el corto y mediano plazo. Este hecho, es el que ha dificultado un mejoramiento tecnológico en muchos viveros que ya están funcionando y que tienen conciencia de algunos problemas o errores cometidos, pero deben convivir con ellos porque un cambio tecnológico, difícilmente será viable. Es la explicación de porque nuevas tecnologías en la fabricación de contenedores no han podido ser asumidas por viveros en funcionamiento y difícilmente lo serán en el futuro.

El tipo de contenedor a utilizar depende del nivel de manejo del medio ambiente que vaya a tener el futuro vivero. Al respecto, viveros de ambiente controlado o parcialmente controlado, con la excepción de propagación por estacas, pueden utilizar contenedores presentados en bloques ya que se espera una mayor homogeneidad del cultivo; debido a que ambientalmente, se pueden proporcionar las condiciones ideales de crecimiento el cultivo tiene una permanencia menor en el vivero y por lo tanto, se pueden utilizar contenedores más pequeños que los necesarios para rotaciones más largas; el tipo de plantas a producir es determinante en la selección del contenedor el cual debe ser definido por el programa de plantación a abastecer y no al revés, que el programa de plantación utilice lo que definió el vivero cuando seleccionó al contenedor. El contenedor influirá en atributos morfofisiológicos tales como longitud y volumen radicular; altura y diámetro de cuello; área foliar, biomasa y estatus nutricional de las plantas.

Mientras más estrés hídrico presente el lugar a plantar mayor debe ser la longitud del contenedor a utilizar, más gruesa y resistente a la flexión debe ser la planta. Mientras menos manejo ambiental tenga el vivero, más heterogénea será su producción y mayor movimiento de las plantas requerirá durante su manejo para lo cual será mejor disponer de cavidades individuales y no en bloques.

1.4 Sustratos o Medios de Crecimientos

1.4.1 Funciones del Medio de Crecimiento

Los medios de crecimiento tienen como función proporcionar a las plantas agua, aire, nutrientes minerales y soporte físico durante su permanencia en el vivero.

Agua: Las plantas requieren permanentemente de una gran cantidad de agua para poder crecer y realizar, eficientemente otros procesos fisiológicos tales como el enfriamiento a través del proceso de transpiración, transporte de nutrientes etc. Es proporcionada a las plantas a través del medio de crecimiento el cual la retiene interna y externamente para cuando estas las requieran. Externamente es retenida a través de los poros que se forman entre sus partículas e internamente al interior del material poroso que forma al medio de crecimiento. Debido al pequeño volumen de medio de crecimiento del cual dispone la planta en este proceso de producción, este debe tener como característica, una alta capacidad de retención de agua.

Disponibilidad de aire: Las raíces son órganos que para cumplir sus funciones fisiológicas tales como crecimiento, absorción de agua y nutrientes, consumen energía la que obtienen del proceso de respiración aeróbica, la cual consume oxígeno y libera bióxido de carbono. Este puede producir toxicidad a nivel radicular si no es liberado al medio ambiente por lo cual el sustrato debe ser suficientemente poroso, para que se produzca un adecuado intercambio entre el O_2 y el CO_2 . Como la velocidad de difusión del CO_2 en el agua es muy lenta, el proceso debe ocurrir en los macroporos que existen en el sustrato, lo que a su vez depende del tamaño, arreglo y grado de compactación de las partículas que los componen.

Disponibilidad de nutrientes minerales: De los diferentes elementos esenciales que requieren las plantas para sus distintos procesos fisiológicos sólo el carbono, el hidrógeno y el oxígeno las plantas no lo obtienen del medio de crecimiento, como ocurre con los trece restantes. Varios nutrientes minerales se encuentran en el medio de crecimiento como cationes por ejemplo, nitrógeno a la forma amoniacal (NH_4^+); potasio (K^+), magnesio (Mg^{+}) y calcio (Ca^+). Estos nutrientes, en forma de iones, se mantienen en la solución hasta que el sistema radicular de las plantas los toman y utilizan en los diferentes procesos fisiológicos; como la carga es eléctricamente positiva, son absorbidos por las cargas negativas que hay en el medio de crecimiento. Estos nutrientes absorbidos por el medio de crecimiento, son los que evalúa la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y constituyen la reserva del medio de crecimiento, para mantener las condiciones nutricionales necesarios para el crecimiento de las plantas, entre fertilizaciones (Pritchett, 1991).

Soporte físico o sostén de la planta: Otra función del medio de crecimiento es anclar a la planta en el contenedor y mantenerla erecta. Ello es consecuencia de la densidad, del grado de compactación y de la distribución del volumen en relación al tamaño de la planta, en el perfil del sustrato.

1.4.2 Atributos Deseables a un Buen Medio de Crecimiento

Las características de un medio de crecimiento para ser utilizado exitosamente en la producción de plantas a raíz cubierta, se debe analizar desde los siguientes aspectos: atributos que afecten el crecimiento de las plantas y los que afecten las actividades del vivero.

1.4.2.1 Atributos del sustrato que afectan el crecimiento de las plantas

Los medios de crecimiento deben cumplir con diferentes atributos de manejo que permitan producir plantas que logren el mejor comportamiento posible en las plantaciones. Entre ellos se destacan un pH levemente ácido, alta capacidad de intercambio catiónico, baja fertilidad natural y estar libre de plagas y enfermedades (Landis *et al.*, 1990).

pH levemente ácido: El principal efecto del pH, en los suelos minerales y orgánicos, es la función que tiene sobre la disponibilidad de nutrientes en el medio de crecimiento para las plantas. En suelos orgánicos como, es la mayoría de los medios de crecimiento utilizados en la producción de plantas a raíz cubierta, la mayor disponibilidad de nutrientes está en valores de pH de 5,5. *Eucalyptus globulus* crece bien en vivero a raíz cubierta, con pH que oscilan entre 4,5 y 6,0.

Alta capacidad de intercambio catiónico: La capacidad de un medio de crecimiento para absorber iones cargados positivamente, capacidad de intercambio catiónico (CIC), es uno de los atributos más importantes relacionados con la fertilidad del medio de crecimiento, es la suma de los cationes que un material puede absorber por unidad de peso o volumen. En el caso de medios de crecimiento orgánicos, en su evaluación se utiliza volumen; mientras más alto es el valor, mayor es la capacidad del medio de crecimiento para retener nutrientes, se mide en **miliequivalentes**. Los cationes primarios están constituidos, en orden decreciente, por calcio, Ca^{2+} ; magnesio, Mg^{2+} ; potasio, K^+ y amonio, NH_4^+ ; también se absorben iones tales como fierro, Fe^{2+} y Fe^{3+} , manganeso, Mn^{2+} ; cinc, Zn^{2+} y cobre, Cu^{2+} , todos estos nutrientes permanecen en el medio de crecimiento hasta que son absorbidos por el sistema radicular de las plantas (Landis *et al.*, 1990).

La capacidad de intercambio catiónico cambia de sustrato a sustrato, es deseable que sea la mayor posible, ya que permite mantener los niveles nutricionales en el medio de crecimiento entre fertilizaciones, previniendo o protegiendo al elemento de su lixiviación por el riego.

Baja fertilidad natural: A diferencia del suelo de un vivero destinado a producir plantas a raíz desnuda, en la producción de plantas a raíz cubierta, es deseable que el medio de crecimiento tenga una baja fertilidad natural. Sustratos con altos niveles nutricionales, especialmente nitrógeno, pueden ser tóxicos para el proceso de germinación de semillas de *E. globulus*. Además, la especie no requiere de apoyo nutricional durante las dos a tres primeras semanas de vida, etapa en la que se está induciendo

al sistema radicular que colonice al sustrato en toda la longitud del contenedor, eventualmente podría requerir un pequeño apoyo con fósforo, pero el resto de los nutrientes aún no son necesarios de aplicar, en esa fase del manejo. Diferente es la situación con plantas propagadas a partir de estacas en cuyo caso, la fertilización se inicia inmediatamente después que la estaca haya colonizado al sustrato en el perfil del contenedor. En el país, el medio de crecimiento más ampliamente utilizado en la producción de plantas de *E. globulus*, es el compost de corteza de pino radiata que se caracteriza por tener una baja fertilidad natural; en algunos caso se le mezcla con vermiculita que es rica en potasio; otra mezcla, menos frecuente, es compost de corteza con arena negra que es rica en fósforo.

Los sustratos con alta fertilidad natural son adecuados para el establecimiento y manejo de setos en contenedores, pero no para producción rutinaria de plantas, sobre todo para el manejo durante la fase de endurecimiento.

Adecuada distribución de tamaño de partículas: Probablemente, el aspecto más importante de las características de un medio de crecimiento, que se utilice en la producción de plantas a raíz cubierta, es la granulometría que el sustrato tenga y la distribución del tamaño de las partículas que lo componen. Una adecuada distribución de poros en el medio de crecimiento es determinante en el intercambio de gases del sistema radicular de las plantas lo que a su vez influirá directamente en la absorción de nutrientes y agua.

Un medio de crecimiento esta constituido por partículas sólidas y de espacios porosos que hay entre ellas. El espacio de poros se expresa como porcentaje de porosidad y es el resultado de la interacción tamaño, forma y distribución espacial de las partículas en el contenedor.

Porosidad total: Representa a la totalidad de los espacios porosos en un sustrato, se expresa como el porcentaje del volumen que no está ocupado por partículas sólidas. Por ejemplo, 100 ml de medio de crecimiento con una porosidad total del 60 %, tiene 60 ml de poros y 40 ml de partículas sólidas. La porosidad total, generalmente, se mantiene en porcentajes muy similares o estables en diferentes tipos de contenedores y aumenta muy gradualmente en la medida que aumenta la participación porcentual de partículas de mayor tamaño en el medio de crecimiento.

Porosidad de aireación: Es la proporción de volumen del sustrato que contiene aire después que este ha sido saturado con agua y se le ha dejado drenar libremente (Viel, 1997). El valor porcentual de la porosidad de aireación, en un mismo contenedor, aumenta en la medida que en el volumen del sustrato, la participación de las partículas de mayor tamaño aumenta (Figura 1.15). Por otra parte, la porosidad de aireación de un sustrato, aumenta con la longitud del contenedor que se utilice en el proceso de producción. Es considerada la propiedad física más importante de cualquier sustrato, ya que determina la cantidad de agua y minerales disponibles para las plantas (Swanson, 1989).

Porosidad de retención: Es la proporción del medio de crecimiento que permanece con agua después de haber sido saturado y drenado libremente. El porcentaje de porosidad de retención disminuye en la medida que aumenta la cantidad de macroporos o porosidad de aireación en el medio de crecimiento (Campano, 1996). En un mismo sustrato, en la medida que aumenta la longitud del contenedor que se está utilizando, disminuye la porosidad de retención (Figura 1.16). Esto último ocurre, porque en la medida que la longitud del contenedor aumenta, disminuye la proporción de sustrato con agua colgada.

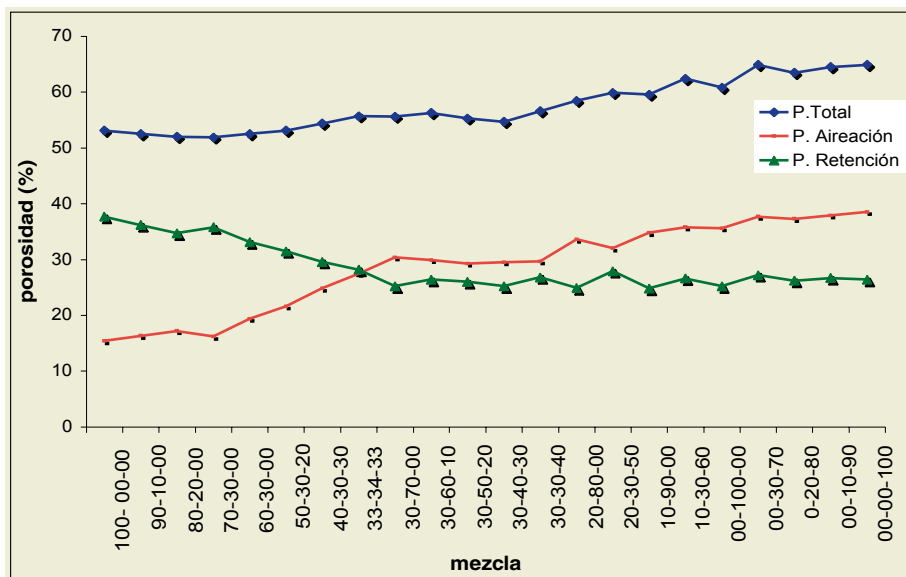


Figura 1.15. Comportamiento de la porosidad total, porosidad de aireación y porosidad de retención en diferentes mezclas de compost de corteza de pino radiata, cuya granulometría aumenta de izquierda a derecha (Campano, 1996).

Las porosidades, como ya se ha indicado, cambian con el tipo de mezcla de medios de crecimiento que se realice; con la distribución del tamaño de las partículas que componen al medio de crecimiento; con la longitud y volumen del contenedor que se utilice; con el grado de compactación al momento de llenado del contenedor; con el tiempo de permanencia del sustrato en el contenedor y con el grado de desarrollo del sistema radicular de las plantas. También se debe tener presente que la porosidad de aireación y de retención son complementarias. Cuando el tamaño de la partícula es mayor, la porosidad de retención disminuye (microporos) y la porosidad de aireación (macroporos) incrementa (Landis *et al.*, 1990; Campano, 1996).

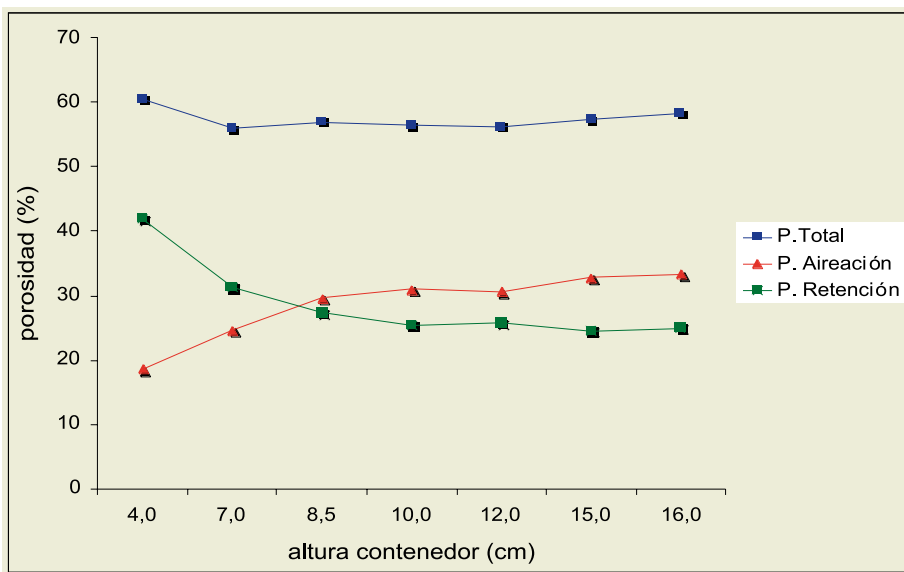


Figura 1.16. Efecto de la longitud del contenedor en los valores de porosidad total, porosidad de aireación y porosidad de retención (Campano, 1996).

Determinación de las porosidades: Del análisis anteriormente realizado se desprende que cuando se trabaja con compost de corteza de pino radiata como sustrato, la porosidad total oscila entre un 58 y 60 % y que por lo tanto, si se tiene presente que el rango ideal de la porosidad de aireación oscila entre un 20 y 30 %; la porosidad de retención, debiera oscilar entre un 38 y 30 %, respectivamente. Los mejores resultados en cultivo de *E. globulus* en contenedores de 16 cm de longitud y 130 cc de volumen y con sustrato con partículas cuyo tamaño oscilan entre 0 y 10 mm se logra con los siguientes rangos de porosidad:

Porosidad total	52 - 58 %
Porosidad de aireación	27 - 30 %
Porosidad de retención	25 - 28 %

Los valores anteriores caen dentro del rango lógico cuando se trabaja con compost de corteza de pino radiata como medio de crecimiento. Los viveristas debieran conocer el valor de las diferentes porosidades con que están trabajando en las distintas etapas del cultivo, de esta manera, podrán hacer las modificaciones que inicialmente sean necesarias y manejar técnicamente este aspecto que es determinante en el manejo del riego y la fertilización durante el cultivo.

El procedimiento para la determinación de las diferentes porosidades es el siguiente:

Utensilios:

- Disponer de 5 a 10 contenedores de los que utiliza el vivero. Si están en bloque es mejor cortarlos y separarlos.
- Huincha plástica engomada para sellar las perforaciones de drenaje de los contenedores.
- Se debe disponer de una probeta graduada para medir el agua que se agrega y que se recibe.
- Se debe disponer de un receptáculo para recibir el agua drenada el cual debe ser más ancho que el contenedor, funcionan bien globos.
- Agua.

Procedimiento:

- Sellar herméticamente el orificio de drenaje del contenedor; llenarlo con agua; medir el volumen de agua agregado y guardarlo como **“volumen del contenedor”**.
- Vaciar y secar el contenedor y llenarlo con el sustrato con la misma humedad y compactación con que se realizará el cultivo.
- Agregar lentamente agua hasta lograr que el sustrato esté totalmente saturado, lo que se detecta al observar que la superficie del contenedor se pone brillante.
- Registrar la cantidad total de agua agregada como **“volumen total de poros”**.
- Sobre el receptáculo o el globo, poner al contenedor y retirar el sello de los drenajes; dejar que el agua drene libremente por un periodo de dos o tres horas.
- Medir la cantidad de agua drenada y registrarla como **“volumen de poros de aireación”**.
- Calcular la porosidad total, la porosidad de aireación y porosidad de retención, utilizando las siguientes fórmulas:

$$\text{Porosidad total (\%)} = \frac{\text{Volumen total de poros}}{\text{Volumen del contenedor}} \times 100$$

$$\text{Porosidad de aireación \%} = \frac{\text{Volumen de aireación}}{\text{Volumen del contenedor}} \times 100$$

$$\text{Porosidad de retención de agua \%} = \text{Porosidad total} - \text{Porosidad de aireación}$$

1.4.2.2 Atributos del sustrato que afectan las actividades en el vivero

Costo y disponibilidad: medios de crecimiento orgánicos se pueden fabricar a partir de una gran diversidad de materias primas y mezclas entre ellas, y con materiales inorgánicos por ejemplo, aserrín y superabsorbente (Solis, 1999); restos de poda de *Eucalyptus* (Antileo, 2002); cortezas de pino radiata (Cabrera, 1995); corteza de *Pseudotsuga* (Buamscha, 2006), entre otros. El mejor sustrato, será siempre aquel material que se encuentre disponible en la mayor cantidad, lo más cercano posible al vivero y al menor costo. No siempre el sustrato más conveniente es el que utilizan otros viveristas o en el vivero más cercano. En el país, en la zona viñatera, probablemente el mejor sustrato sea aquel que se fabrique de sarmientos picados y orujo de uva; en el límite centro sur de la Región del Maule, probablemente, sea la corteza de arroz; entre esta misma Región por la costa hasta la Región de los Lagos por el llano central, probablemente, sea el compost de corteza de pino radiata; desde la Región de los Lagos al sur, seguramente la mejor materia prima para sustrato sea turba y piedra volcánica molida. Todos los sustratos son buenos si están disponibles cerca del lugar en el cual se les requiere, ya que el transporte tiene una alta incidencia en sus costos, y si cumplen con los estándares técnicos requeridos. Para lo cual se debe hacer un estudio exhaustivo de sus propiedades físicas y químicas antes de utilizarlos.

Uniformidad y reproducibilidad: De este grupo de atributos probablemente, este sea el más importante. Las partidas de sustrato, necesariamente, tienen que ser uniformes en tamaño y distribución de partículas y en sus propiedades químicas. Además, mantenerlas temporada tras temporada de fabricación o cosecha. Un proveedor cuyo producto cambie en la temporada o entre temporadas, no es confiable y debiera ser reemplazado por uno más regular.

Baja densidad: La densidad de un sustrato corresponde al peso que este tiene por unidad de volumen y se expresa en **g/cm³** o en **kg/m³**. Este valor está en función de la densidad de las partículas que constituyen el sustrato; de la facilidad de compresión que tengan las partículas y del arreglo de ellas entre si. Es una propiedad que se debiera determinar en sustrato seco y húmedo.

Estabilidad dimensional: Un sustrato no debe contraerse en seco ni hincharse en húmedo mientras permanezca en el contenedor. De los medios de crecimiento más utilizados, la turba es uno de los que más cambios experimentan al respecto. La corteza de pino, bien compostada, dimensionalmente, es muy estable; en seco, es hidrófoba y requiere de que se le baje la tensión superficial antes de ser utilizada.

Facilidad de almacenamiento: En general muchos de los medios de crecimiento son durables en el tiempo y relativamente fáciles de almacenar, sobre todo, si están compostados. Las materias primas como aserrines, corteza de arroz fresca, restos de podas pueden descomponerse durante el ciclo de cultivo y generar problemas, por lo cual su utilización no es recomendable.

Facilidad de mezclado y llenado: Un buen sustrato debe permitir una fácil mezcla con otros medios de crecimiento y permitir una expedita manipulación durante la fase de llenado de contenedores, lo que implica que debe escurrir fácilmente en condiciones de friabilidad.

Facilidad de rehumedecimiento: Ya sea porque el sustrato durante el almacenaje o durante el cultivo, en la fase de endurecimiento, ha perdido humedad, debe tener como propiedad una fácil humidificación. Los compost de corteza y turbas se transforman en materiales hidrófobos si se secan excesivamente, por ello el cuidado de su contenido de humedad debe ser una preocupación permanente antes del llenado de los contenedores y durante el cultivo.

Facilidad para formar cepellón: Si el proceso de cosecha implica que la planta sale del vivero con el envase, como ocurre con las plantas ornamentales, la trascendencia de formar un buen cepellón no es gravitante. En cambio si la planta será sacada desde el vivero sin el contenedor, como ocurre en la mayor parte del mundo con las plantas forestales, es importante que el sustrato tenga la capacidad de formar un buen cepellón con el sistema radicular ya que éste, deberá soportar las labores de cosecha, embalaje, almacenaje y transporte, sin perder su forma y adherencia al sistema radicular. También es importante la calidad del cepellón, cuando la herramienta de plantación hace una hendidura del tamaño de éste para plantar y así, evitar bolsas de aire. La formación de un buen cepellón es consecuencia de un manejo en vivero que haya estimulado un desarrollo radicular fibroso para lo cual es importante que el medio de crecimiento haya permitido una adecuada aireación de las raíces. La calidad del cepellón en la producción de *E. globulus* es más importante cuanto más avanzado en la época de crecimiento, se realice la plantación y mayor estrés hídrico estival haya en el lugar de plantación.

1.4.3 Compost de Corteza de *Pino radiata*

Biológicamente, se denomina corteza a todo lo que queda fuera del cambium vascular en el eje del árbol y es el resultado de la actividad del felógeno que produce súber y células muertas separadas por la peridermis (Essau, 1985). La corteza de pino radiata es un subproducto de la cosecha y aprovechamiento industrial de esta especie. Es una materia prima que debiera estar disponible entre la Región de Valparaíso y la Región de los Lagos, en sitios de cosecha y aserrío de plantaciones del pino radiata. La calidad de la corteza para compostaje varía con la edad del árbol, en árboles jóvenes, puede llegar a tener una relación C/N de hasta 600:1, en comparación con la proveniente de árboles maduros, en los cuales la relación es de alrededor de 350:1.

En la fábricas de compost se recibe una materia prima de tamaño variable en algunos casos, llegan trozos de corteza de más de 2,5 cm de diámetro y hasta 30 cm de longitud (Cabrera, 1995). La corteza es molida, generalmente en molinos de martillo, los cuales tienen un tamiz interior intercambiable característica que permite al fabricante manejar la distribución granulométrica del material a compostar.

Al respecto, mientras más pequeño es el tamaño de las partículas del material a compostar, mayor será el área superficial para la actividad de los microorganismos que participan en el proceso, pero partículas muy pequeñas impiden el movimiento del aire hacia el interior de la pila y la salida del bióxido de carbono desde la misma. Por otro lado, partículas demasiado grandes, tendrán un área de contacto muy reducida para la acción de los microorganismos pudiéndose paralizar el proceso totalmente. En la Tabla 1.4, se presenta un análisis físico relacionado con la participación porcentual de diferentes tamaños de partículas de corteza antes de iniciar el proceso, es decir como se recibe desde el aserradero; después que ha pasado por el molino de martillo y al término del proceso de compostaje.

Tabla 1.4. Participación porcentual de diferentes tamaños de partículas de corteza de pino radiata en diferentes fases del proceso de compostaje.

Rango (mm)	Corteza fresca sin moler (%)	Corteza fresca molida (%)	Corteza compostada (%)
> 14	68,8	34	12,1
13,9- 6,35	16,7	37,7	24,1
< 6,34	14,4	28,2	63,8

Los valores de la Tabla 1.4, muestran la reducción general que experimenta el tamaño de las partículas que inician el proceso de compostaje, después de tres meses. En el proceso de producción de *E. globulus* a raíz cubierta, normalmente, sólo se utilizan granulometrías inferiores a 10 mm de diámetro e incluso algunos viveristas utilizan únicamente, partículas menores a 6 mm. En este último caso, sólo alrededor de un 60 % del material compostado que aparece en la Tabla 1.5, califica para ser utilizado en el proceso de viverización. El resto, debiera ser nuevamente pasado por el molino si se trata de un compost maduro, o retornar a las pilas de compostaje para terminar el proceso, si aún no tiene la madurez suficiente.

El proceso de compostaje es aeróbico y dura entre 3 y 5 meses al término del cual, idealmente, la relación C/N debiera ser 20:1 hasta 30:1; valores de relaciones de 50:1 o mayores, pueden producir problemas durante la germinación de las semillas y en algunos casos, de rizogénesis en producción a partir de estacas. La corteza es rica en taninos, compuestos que le dan el olor característico a la corteza fresca de pino, son compuestos tóxicos para el crecimiento de las plantas, durante el transcurso del compostaje son desnaturalizados mediante el calor y eliminados a través de la lixiviación (Toval, 1983).

Para realizar el compostaje la corteza, una vez molida, se pone en pilas de longitud variable y de la mayor altura posible, generalmente de 3 a 4 m (Figura 1.17). Para acelerar el proceso compostaje se aplica N, generalmente, en la forma de urea en dosis que oscilan entre 0,5 y 2,5 kg por m³. Con ello, se activa la acción de las bacterias nitrificantes lo que se manifiesta a través del aumento de la temperatura interna de la pila de corteza la que puede alcanzar valores por sobre los 80 °C, lo cual es dañino para las mismas. Por

lo anterior, cuando la temperatura de la pila de compostaje es de alrededor de 60 a 70 °C se realiza el volteo de la misma con el fin de bajar la temperatura, airearla y rehumedecer si fuera necesario.



Figura 1.17. Pilas de corteza de pino radiata fresca (A); proceso de volteo de corteza una vez que ha logrado la temperatura adecuada en la pila (B).

Una vez terminado el compostaje, se generan cambios químicos en la corteza (Tabla 1.5). En algunos casos se producen disminuciones importantes en los valores de ciertos compuestos como ocurre con el nitrógeno nítrico; en otros, se observan aumentos como sucede con el pH y otros se mantienen muy estables como ocurre con el carbono orgánico.

Uno de los aspectos más importantes del compostaje aeróbico es que por las temperaturas que se manejan en el transcurso del proceso, el material resultante es bastante aséptico, libre de hongos patógenos, larvas y huevos de insectos, nemátodos y semillas de la mayoría de las malezas más comunes en los viveros que utilizan suelo mineral como medio de crecimiento.

Tabla 1.5. Composición química de corteza fresca de pino radiata y una vez terminado el proceso de compostaje.

Composición química	Corteza fresca	Corteza compostada
N total (%)	0,32	0,38
N nítrico (ppm)	110	77
N amoniacal (ppm)	140,5	130
Materia orgánica (%)	34,5	33,7
Carbono orgánico (%)	20,06	19,60
Relación C/N	62,70	51,58
pH suspensión 1:5	4,9	5,4
Cond. Electrolítica (mmhos/cm)	0,50	0,20
Manganeso (ppm)	122	195

Un aspecto importante del compost de corteza de pino radiata es que se trata de una material extremadamente fácil de manipular y por lo tanto, es simple modificar su granulometría, la distribución del tamaño de sus partículas y por ende, prepararlo y adaptarlo a los requerimientos específicos del cultivo que el viverista esté realizando. Además se le puede mezclar con otros materiales cuando se busca generar medios de crecimientos con atributos especiales (Tabla 1.6).

En el futuro es probable, que las fábricas de compost de corteza produzcan diferentes tipos de productos según los requerimientos específicos de los diferentes usos que se le puede dar a los medios de crecimientos orgánicos.

Tabla1.6. Diferentes mezclas y tamaño de partículas de compost de corteza afectan los valores de las porosidades.

Tamaño partícula	Mezclas (%)			Porosidades (%)		
	Corteza	Turba	Arena	Total	Aireación	Retención
<3 mm	50	30	20	58	20	38
<3 mm	60	30	10	56	21	35
3 – 6 mm	60	30	10	61	30	31
<3 mm	60	0	0	51	23	28

De los valores de la tabla anterior, se desprende que el viverista puede preparar las mezclas que estime pertinente según su disponibilidad de recursos o los requerimientos específicos del cultivo con el cual esté trabajando. Se debe tener presente que los diferentes tamaños de partículas que componen al medio de crecimiento y la participación de ellas en la mezcla, afectarán o modificarán a las distintas porosidades en un mismo tipo de contenedor. Por otra parte, los diferentes volúmenes y longitudes de contenedores afectarán, los valores de las porosidades de un mismo sustrato o medio de crecimiento. Este hecho es el que determina que cada vivero tenga su propia realidad y ella sólo es aplicable en otro que utilice el mismo modelo de contenedor y proveedor de medio de crecimiento. Basta un cambio en cualquiera de los aspectos señalados para que técnicamente, la situación sea diferente.

Las distintas especies y técnicas de propagación, tienen requerimientos específicos respecto de algunas porosidades para lograr una mayor eficiencia en el cultivo. El viverista debiera conocerlas, adaptarlas y aplicarlas a su propia realidad de cultivo. En la Figura 1.18, se presentan los resultados obtenidos en la tasa de enraizamiento de estacas de *Pinus radiata* cuando en un mismo contenedor se utilizan distintas mezclas que originan diferentes valores de porosidades.

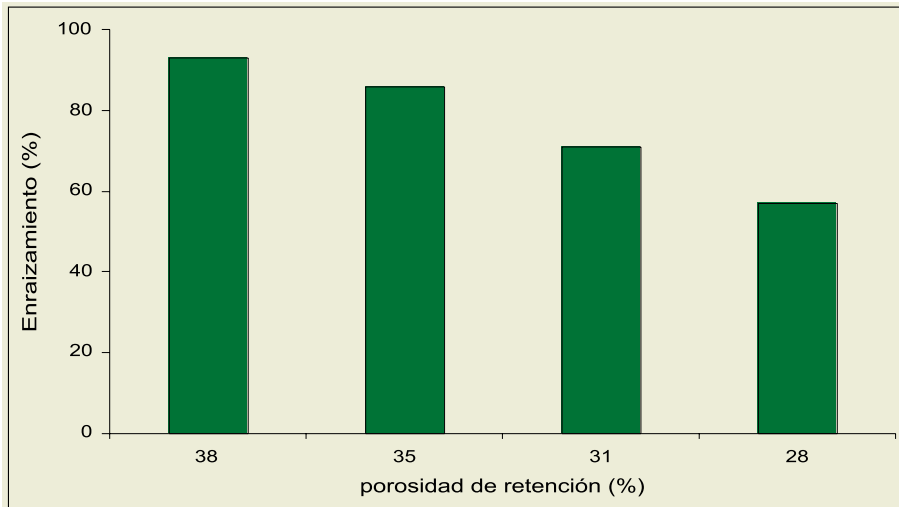


Figura 1.18. Efecto de la porosidad de retención del sustrato sobre el porcentaje de enraizamiento de plantas de *Pinus radiata*.

En la Figura 1.18, se muestra como en un mismo contenedor, los valores de porosidad de retención pueden oscilar entre 38 y 28 %, y como estos, afectan significativamente a la tasa de enraizamiento de estacas de *Pinus radiata* el cual oscila entre un 92 y 65 %.



CAPITULO 2

FASES DE PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN EL VIVERO

Todo proceso de producción de plantas en vivero, independientemente de la modalidad y técnica de propagación utilizada, tiene tres fases o etapas de cultivo bien diferenciadas: establecimiento, pleno crecimiento y endurecimiento. Cada una de ellas tiene objetivos y características de manejo específicas.

2.1 Fase de Establecimiento

Cuando se produce plantas a partir de semillas, esta fase se inicia con la manipulación de los contenedores y termina una vez que las plantas lanzan el primer par de hojas verdaderas o han sido inoculadas con micorrizas; en el caso de plantas propagadas a partir de estacas, se inicia con la recolección del material para preparar las estacas y termina una vez que el sistema radicular de estas aparece en la base o parte inferior del contenedor. Es una fase determinante para el comportamiento futuro del cultivo y durante su desarrollo se realiza, en promedio, la inversión de alrededor del 70 % de los costos totales de producción de las plantas a producir. En producción a partir de semillas el proceso puede durar entre 1 y 4 semanas, dependiendo de la tecnología que maneje el vivero. En la reproducción a partir de estacas, actualmente, la fase demora entre 3 semanas y 120 días dependiendo de la época y característica del material a propagar.

2.1.1 Manejo de Contenedores

En viveros con más de una temporada de producción los contenedores, antes de ser reutilizados, deben ser limpiados y desinfectados para disminuir los riesgos de eventuales daños bióticos. En Chile, esto es especialmente importante por cuanto se generalizó el mal hábito de transportar las plantas desde el vivero al lugar de plantación, en los mismos contenedores en los cuales fueron producidas. Ello no sólo redunda en problemas de riesgos de infestación, sino que además, en pérdidas de plantas por mala

manipulación; aumento de los costos de transporte, por problemas de volumen; cancelación a los viveros por deterioro de contenedores y lo más importante, las plantas sufren mayor daño fisiológico durante el transporte hasta el lugar de plantación, que si fueran trasladadas en otros tipos de embalaje (Tabla 2.1).

Los valores de la Tabla 2.1, muestran el nivel de pérdida de agua que experimentan las plantas de *E. globulus* trasladadas de diferentes formas en distintos períodos de tiempo. Cuando los valores superan los -1,8 MPa las plantas empiezan a sufrir daños importantes tales como disminución de la tasa de crecimiento en terreno, y en casos más graves, la mortalidad de las mismas. Muchos plantadores, sin saberlo, plantan sus plantas ya muertas por malas condiciones de transporte.

Tabla 2.1. Efecto del tipo de transporte en el potencial hídrico de plantas de *E. globulus* después de 6 y 12 horas de sacadas del vivero (Escobar, 2000a).

Tipo de transporte	Potencial hídrico (MPa)	
	6 horas	12 horas
Bandeja sin protección	-1,8	- 2,2
Bandejas cubiertas con carpa	-1,2	- 1,6
Caja con súper absorbente	-0,5	- 0,8
Caja +Raíz con alusa + superabsorbente	-0,4	-0,6

2.1.1.1 Limpieza y desinfección de contenedores

Siempre después del cultivo de plantas en los contenedores quedan restos de medios de crecimiento; restos de raíces y tierra o barro que se les pega durante el transporte y plantación. Cualquiera de estos residuos puede ser fuente de contaminación de agentes de daños y por tal razón, deben ser eliminados antes de reutilizarlos. Para ello, se procede a lavarlos con agua a presión asegurando que se desprenda todo material extraño adherido a las paredes del contenedor. Algunos viveristas, una vez limpios los contenedores, los desinfectan para lo cual utilizan vapor de agua; inmersión en agua con hipoclorito al 1 % e inmersión en agua a más de 80 °C durante uno o dos minutos.

2.1.1.2 Poda química de raíces

Aunque la mayoría de los contenedores utilizados en el proceso de producción a raíz cubierta, en sus paredes internas disponen de estructuras destinadas a evitar el enroscamiento de las raíces, ello no es suficiente para asegurar una buena estructura del sistema radicular de las plantas. Es común observar sistemas radiculares que presentan lo que se conoce como efecto sauce o el efecto canastillo, en ambos casos, las raíces se han desarrollado entre las paredes del contenedor y la masa de sustrato o cepellón, generando raíces poco eficientes. Por otra parte, en contenedores contruidos en poliestireno expandido de baja densidad, generalmente, las raíces cruzan de un contenedor a otro dificultando el proceso de extracción de plantas, durante la cosecha. Los problemas señalados se resuelven, hasta ahora, a través de

la poda química para lo cual se utilizan metales tales como Zn y Cu, este último el más empleado en el país, mezclados con látex acrílico y agua, la que se aplica en las paredes internas de los contenedores.

Las concentraciones de Cu en la mezcla, varían según la especie que se esté cultivando; para el género *Eucalyptus*, oscilan entre las 30 a 90 mil ppm. Específicamente, *E. globulus* requiere de concentraciones superiores a las 40 mil ppm para lograr resultados eficientes en el proceso (Quilodrán, 1998). Un aspecto importante de la aplicación de esta mezcla es el grado de adherencia que logre a la pared del contenedor; una manera práctica de comprobarlo es que una vez seca la pintura en la pared del contenedor, se le expone a un chorro de agua a presión normal durante unos treinta segundos. Si la pintura permanece adherida a la pared, la cantidad de látex utilizada es la adecuada, por el contrario, si es arrastrada por el agua es necesario aumentar la proporción de látex en la mezcla.

Una buena poda química es aquella que evita, en todo el perfil del contenedor, que aparezcan raíces fuera del cepellón. En la Figura 2.1 se muestra el sistema radicular de plantas de *E. globulus* con y sin poda química. En ella, se puede observar que el cepellón “a”, sin poda química, está cubierto de raíces en su parte externa y al eliminarle el sustrato, lo más probable, es que las raíces presenten lo que se conoce como “efecto sauce”, una mal formación del sistema radicular, no existe raíz principal, lo que afectará la eficiencia de la planta en el proceso de absorción, durante su permanencia en vivero, al potencial de crecimiento radicular, al potencial de crecimiento inicial en terreno, y probablemente, su estabilidad en la plantación en algunos tipos de suelos. Algunos plantadores resuelven, parcialmente el problema, pasando una hoja cortante en sentido longitudinal en dos o tres partes del cepellón inmediatamente antes de plantar.



Figura 2.1. El cepellón “a”, corresponde a una planta sin poda química; el cepellón “b”, a una planta con poda química.

2.1.1.3 Llenado de contenedores

Como todas las labores del proceso de viverización, el llenado de contenedores se puede realizar manual o mecánicamente dependiendo de la magnitud de la producción y de los recursos disponibles. Lo importante es que el contenedor se llene hasta un nivel tal que no dificulte la labor de siembra y posterior tapado de las semillas. Otro aspecto relevante es que el medio de crecimiento, una vez lleno el contenedor, tenga los valores de porosidad total, de aireación y retención en los rangos considerados como adecuados para producir plantas de *E. globulus*. Los valores de porosidades y granulometrías del medio de crecimiento, varían si se trata de producción de plantas a partir de semillas o de estacas (Tabla 2.2).

Tabla 2.2. Rangos de Porosidad total, de aireación y de retención en el sustrato, para el cultivo de *E. globulus* a partir de semillas y estacas.

Tipo de cultivo	Porosidad Total	Porosidad Aireación	Porosidad Retención
Plantas de semillas	58- 52	30 - 27	28 - 25
Plantas de estacas	75 -70	33 - 30	42 - 40

La porosidad del sustrato es una variable determinante en el cultivo de plantas a raíz cubierta en aspectos tales como manejo del riego, fertilización y atributos del sistema radicular de las plantas. Está directamente influenciada por el tamaño de las partículas que componen el medio de crecimiento y la proporción en que estas se encuentren en él; por la altura, volumen y forma del contenedor que se utilice; por el grado de compactación que se le de al medio de crecimiento durante el proceso de llenado de los contenedores y por el sistema radicular de las plantas. Es importante tener presente que un mismo medio de crecimiento o sustrato tendrá valores desiguales de porosidades en distintos contenedores y que en un mismo contenedor, diversos medios de crecimiento, tendrán distintos valores de porosidades. Por ello, la importancia de que cada viverista conozca los rangos de porosidades en los cuales la especie, que esté cultivando, se produce más eficientemente, logrando mejor calidad de plantas a menores costos.

En la producción de plantas a partir de semillas es muy importante el manejo de la porosidad de aireación, por la trascendencia que tiene el contenido de oxígeno del medio de crecimiento, en el proceso de germinación de las semillas. Al respecto, se estima que el valor de esta variable no debiera ser inferior a 25 %. Algunos viveristas para lograr un mejor y más rápido cepellón, prefieren utilizar medios de crecimiento con granulometrías pequeñas, menores a 6 mm, aún en contenedores con volúmenes superiores a 100 cc, esta determinación atenta contra la porosidad de aireación y posterior manejo en las fases más avanzadas del proceso de producción y terminan afectando, negativamente, a los sistemas radiculares. Para producción de plantas a partir de estacas, en un mismo contenedor, se requiere utilizar granulometría más fina de manera tal que disminuya la porosidad de aireación y aumente la de retención. Ello mejorará las condiciones de manejo durante la fase de establecimiento y facilitará la formación del cepellón en las fases de pleno crecimiento y endurecimiento. Es importante

recordar, que no sólo el tamaño de las partículas del medio de crecimiento está afectando a las diferentes porosidades, sino que también el grado de compactación que se le de al sustrato durante el proceso de llenado de los contenedores, y al respecto, se deben evitar llenados con sustratos muy sueltos o por el contrario, demasiado compactados.

2.1.2 Atributos, Manejo y Siembra de semillas

Las semillas que se utilizan en los diferentes viveros pueden provenir de huertos semilleros de polinización controlada, de áreas de cosecha de semillas o de bosques manejados. Estudios realizados con semillas provenientes de plantaciones ubicadas en diferentes regiones del país, establecen que no hay efectos de la procedencia de éstas en su comportamiento durante el proceso de germinación, ni en los atributos de las plantas que estas originan (Urrutia, 1992; Guajardo, 1997). Diferente es la situación cuando se trabaja con semillas provenientes de huertos semilleros de polinización controlada ya que *E. globulus*, a diferencia de otras especies, produce semillas, generalmente, de mayor viabilidad, capacidad y energía germinativa, cuando se poliniza artificialmente. Por otra parte, hay familias y clones que producen semillas de diferentes calidades y plantas con diferentes resistencias al estrés hídrico, entre otros aspectos.

2.1.2.1 Atributos físicos y fisiológicos

Los atributos que califican a las semillas se determinan en laboratorios que tienen o aplican, para cada especie, los protocolos establecidos por las normas ISTA para el análisis de semillas forestales. Normalmente, obtenidos los resultados, en función de ellos prescriben o recomiendan el manejo que se les debe realizar previo a la siembra, al lote que representa la muestra analizada. Por lo tanto, resulta de vital importancia que la muestra enviada a análisis sea realmente representativa de un lote específico de semillas.

Las variables que califican a las semillas, según las normas ISTA están relacionadas con atributos físicos y fisiológicos de las mismas. Entre los atributos físicos destacan el porcentaje de pureza, peso de mil semillas y número de semillas limpias por kilogramo.

Pureza: La pureza es una variable que se expresa en porcentaje, normalmente se entrega con dos cifras decimales, y representa la cantidad real de semillas de la especie, en una muestra de peso determinado. Mientras más cercano el valor al 100 %, mayor es la calidad de la semilla analizada; el menor o mayor valor de la variable está dada por la meticulosidad con que se haya realizado el proceso de limpieza de las semillas una vez que estas se extrajeron desde las cápsulas o frutos. Es normal que *E. globulus* en el mercado nacional, se comercialice con valores superiores al 98 %.

Peso de 1.000 semillas: Las normas ISTA establecen la determinación de esta variable para todas las especies forestales. Es un indicador indirecto de tamaño o calibre y de la viabilidad de las

semillas de la muestra analizada. Al respecto, mientras más grande sea el calibre o tamaño, mayor será el valor de su peso; por otra parte, cuando se evalúa dos lotes distintos de igual calibre y uno pesa más que el otro, normalmente, lo que se está reflejando es una diferencia de viabilidad o de contenido de humedad de las muestras. En semillas de *E. globulus*, analizadas en el Laboratorio de Semillas de la Facultad de Ciencias Forestales, de la Universidad de Concepción, los valores máximos y mínimos que se han determinado para esta variable son 6,6 y 1,2 g para semillas con un 10 % de humedad lo que significa un rango entre 150 mil y 833 mil semillas limpias por kilo, respectivamente.

Número de semillas limpias por kilo: Como todas las especies forestales, la semilla de *E. globulus* de una misma procedencia, árbol madre o fruto, está constituida por individuos de diferentes tamaños. Sabido es que las semillas de mayor tamaño germinan primero; emergen antes, a igual profundidad de siembra, y dan origen a plantas de mayor tamaño (Escobar y Peña, 1985; Urrutia, 1992). En la Figura 2.2, se muestran diferentes rangos de diámetros y sus respectivos porcentajes de participación encontrados en una muestra rutinaria de análisis de semillas de *E. globulus*. Estos varían con el origen, procedencia, clon, desde el cual provengan las muestras para análisis.

Es común encontrar, para la misma especie, sitios en los cuales se producen semillas de mayor tamaño, por ejemplo, en los arenales con nivel freático alto; también familias y clones, establecidos en huertos semilleros, que producen semillas más grandes que otras. Es frecuente que en una misma muestra de semillas, generalmente, las más pequeñas tienen menor viabilidad y mayor dormancia que las intermedias y más grandes. Por todo lo anterior, es que antes de sembrar se recomienda calibrar las semillas por diámetro y cada uno de ellos, tratarlos como lotes diferentes, aunque provengan de un mismo árbol madre. De esta manera, se aseguran siembras homogéneas en profundidad y emergencia.

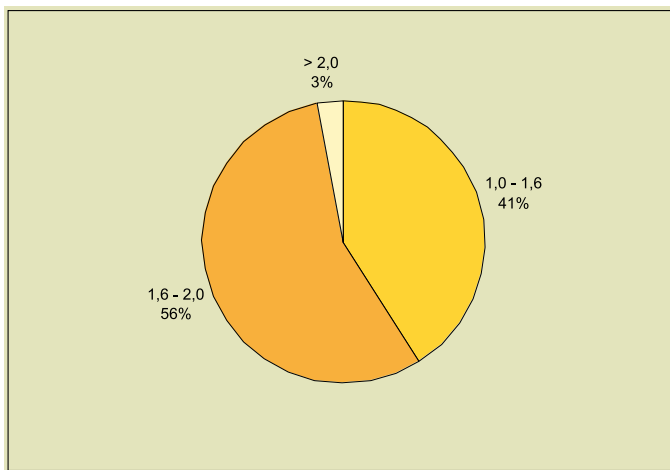


Figura 2.2. Participación porcentual de diferentes calibres en un kilogramo de semillas limpias de *E. globulus* (López, 1996).

El número de semillas por kilogramo es una variable que tiene relación inversa con el tamaño o calibre (Tabla 2.3), con el porcentaje de viabilidad y con el contenido de humedad de la misma. Mientras mayores sean los valores de los atributos mencionados menor será el número de semillas por kilogramo.

Tabla 2.3. Diferentes rangos de diámetro de semillas de *E. globulus* de una misma procedencia; peso de 1.000 semillas y número de semillas limpias por kg, para cada rango y valores promedios de la muestra.

Diámetro semillas (mm)	Peso 1.000 semillas (g)	Número semillas por kilo
> 2,0	4,76	210.084
1,5 – 2,0	3,03	330.033
1,0 – 1,6	1,94	515.464
Media	3,24	351.860

Los valores de la Tabla 2.3, muestran que el peso medio de 1.000 semillas es de 3,24 g y que el número promedio de estas por Kg es de 351. 860. Sin embargo, cuando las semillas de la misma muestra se calibran, los valores varían entre 210.084 y 515.464 semillas por Kg y los valores del peso de 1.000 semillas, oscilan entre 4,76 y 1,94 g. Muchos viveristas evitan utilizar en el proceso de siembra, a las semillas con diámetros o calibres menores a un mm, a las cuales consideran desecho.

Los atributos fisiológicos que califican a las semillas se determinan, técnicamente, para precisar la necesidad o no de realizarles tratamientos previos a la siembra; de sus relaciones, se determina el tipo de tratamiento y la intensidad del mismo. Entre los atributos fisiológicos destacan la viabilidad, la capacidad y la energía germinativa; para efectos de almacenaje, es importante el contenido de humedad de las semillas.

Viabilidad: La viabilidad representa a la cantidad de semillas de una muestra que eventualmente puede dar origen a plantas, es una variable que se expresa en porcentaje. Existen diferentes métodos para su determinación, entre los que destacan flotación, test de corte, test bioquímico o de tetrazolio y rayos X. Este último, en el país sólo se utiliza con fines experimentales. Prácticamente todos los viveristas utilizan el de flotación ya que, como tratamiento previo, emplean el remojo de semillas y eliminan del lote a sembrar, a aquellas que después de un periodo de tiempo flotan. Los laboratorios de semillas utilizan, preferentemente, el test de corte y el test bioquímico de viabilidad, este último es más exacto que el primero ya que informa de las semillas llenas que están vivas.

Capacidad germinativa: La capacidad germinativa representa a la cantidad total de semillas que germinan en un ensayo de germinación, se expresa en porcentaje.

Energía germinativa: La energía germinativa o valor máximo de germinación, representa a la cantidad de semillas que germinaron más rápido en un ensayo de germinación, se expresa en porcentaje y junto con el valor logrado, se indica el día del ensayo en el cual se logró.

Ambas variables se determinan en un ensayo de germinación para lo cual las semillas deben tener un enfriamiento previo de siete días y ponerse a germinar sobre papel filtro a temperaturas oscilantes de 20 y 30 °C o a 22 °C a temperatura constante. El ensayo tiene una duración de 28 días y el primer recuento se debe realizar al séptimo día después de iniciado el ensayo. Ello implica que un análisis de semillas realizado según normas ISTA, para la especie, tiene una duración mínima de 35 días, desde el momento de recepción de la muestra más el tiempo necesario para el procesamiento e interpretación de resultados, razón por la cual, el análisis debe ser solicitado con la debida antelación.

Algunos viveristas hacen sus análisis de semillas utilizando el mismo sustrato en el cual van a sembrarlas, argumentando que se trata de una situación más real. Tienen razón, pero lo que ellos están realizando es un estudio de velocidad de emergencia de las semillas, que es un aspecto físico de la siembra y no fisiológico como lo es el proceso de germinación, que en el manejo de semillas, tienen objetivos absolutamente diferentes. Se debe entender que los resultados de un ensayo de germinación se realizan bajo condiciones ambientales óptimas para que el proceso se produzca y estos se utilizan para precisar requerimientos de pretratamientos en las semillas y por lo tanto, los valores de germinación de campo, no tienen porqué ser los mismos que entrega el análisis de laboratorio. Lo normal es que los valores sean menores porque, difícilmente, las condiciones ambientales de un vivero son las ideales para que se produzca la germinación del *E. globulus* (22 °C aplicados en forma constante durante 96 horas).

Pruebas de vigor de semillas: El hecho de que una semilla, de cualquier especie, logre determinados valores en un ensayo de germinación no significa, necesariamente, que al sembrarla va a dar origen a plantas terminadas. En algunos casos, ocurre que las semillas germinan y emergen con valores muy similares a los logrados en el ensayo de germinación pero, al poco tiempo de transcurrido el proceso, detienen su crecimiento y mueren o simplemente no crecen, a pesar de las labores de manejo aplicadas las plántulas. Este comportamiento, puede estar explicado porque durante el transcurso de la cosecha, extracción o limpieza de las semillas eventualmente, hayan sufrido algún daño fisiológico; también porque durante el almacenaje hubiesen estado expuestas a cambios bruscos de temperatura que hubiesen alterado sus tasas de respiración y sus reservas estén agotadas o que se trate de semillas con alto grado de endogamia como consecuencia de un proceso de polinización controlada.

En este caso, además de las pruebas normales de un ensayo de germinación, es aconsejable realizar pruebas de vigor a las semillas, con ello no sólo se aseguran las tasas de germinación de las mismas sino que además, se podrá determinar la potencialidad de crecimiento de las plantas que se originen a partir de esas semillas. Algunas de las pruebas más utilizadas son el ya mencionado test de tetrazolio; germinación en frío; la prueba de Hiltner; la prueba de agotamiento, entre otras. Este tipo de pruebas permite además dirimir, con mucha precisión, si los problemas de crecimiento inicial de las plántulas se deben a aspectos relacionados con la semilla utilizada en el transcurso de la siembra o a dificultades relacionadas con el medio de crecimiento en el cual fue sembrada la semilla. Ambos aspectos, tienden a confundirse y más aún, cuando se carece de la experiencia adecuada.

2.1.2.2 Tratamientos previos a la siembra

Cuando en un análisis de semilla los valores de capacidad y energía germinativa son similares a los de viabilidad y se logran al inicio del ensayo de germinación, la semilla analizada, no tiene dormancia y por lo tanto, no requiere de tratamiento previo a la siembra. Si los valores de energía y capacidad germinativa difieren en más de un 10 % entre ellos, y los últimos, en alrededor de un 5 % con los valores de la viabilidad, en la muestra analizada, hay semillas duras que requieren de pretratamiento, normalmente un remojo a temperatura normal por 48 horas o en agua con temperaturas entre los 25 y 30 °C, por un periodo de 24 horas estaría bien. Por otra parte, esta situación también es indicadora, para el caso de semillas ya tratadas, que el tratamiento aplicado no fue el adecuado. Por último, cuando los resultados del análisis indican que energía y capacidad germinativa se igualan o son muy similares, al final del ensayo de germinación y sus valores difieren en más de un 30 % con los de viabilidad, se trata de una muestra de semillas fuertemente latentes. En este caso, además del remojo anterior, será adecuado poner las semillas al frío, entre 2 y 4 °C, por un período que puede oscilar entre siete y quince días o en su defecto, ponerlas en una solución de ácido giberélico en una concentración de 250 ppm durante 8 a 12 horas.

2.1.2.3 Sistemas de Siembra

Una vez llenas las cavidades a sembrar; el medio de crecimiento con las porosidades en los rangos adecuados para la especie; las semillas debidamente calibradas y tratadas para lograr una rápida y homogénea germinación, se está en condiciones de depositarlas sobre el sustrato. Previo a ello, debido a la similitud de su color con el del sustrato, es recomendable aplicarles una película de talco o algún producto, de preferencia blanco, que permita visualizarlas, rápidamente, sobre la superficie de la cavidad (Figura 2.3). De esta manera, se evitará dejar cavidades sin semillas o pérdidas innecesarias por exceso de semillas en la cavidad sembrada.



Figura 2.3. Semillas de *E. globulus* bañadas en talco, preparadas para la siembra.

El proceso de siembra propiamente tal contempla los siguientes pasos:

- Marcación del punto de siembra.
- Ubicación de las semillas sobre el medio de crecimiento.
- Tapado de la semillas.
- Riego.

Todas las labores, anteriormente indicadas, se pueden hacer de forma manual o mecánica o en una mezcla de ambas. Desde el punto de vista técnico, la siembra será de mayor calidad mientras más rápido y homogénea sea la emergencia, menor sea el número o porcentaje de cavidades sin plantas y menor número de ellas con más de una planta emergida. Como se desprende de lo anteriormente dicho, no es importante con que se haya realizado la siembra, sino como se hizo. Otro aspecto básico, es que se haga en el menor tiempo posible para homogeneizar el futuro manejo del vivero.

Siembra manual: La siembra manual, técnicamente presenta el problema de que requiere de una gran cantidad de mano de obra con el mismo nivel de capacitación. Niveles diferentes de capacitación de los operarios, afectan el rendimiento en el proceso de siembra y básicamente a la cantidad de semillas depositadas por cavidad. En bandejas de 84 cavidades, una siembra realizada en forma totalmente manual, un buen operador, siembra entre 120 y 150 bandejas por jornada con un 10 a 15 % de multiplicidad de siembra (una o más semillas por cavidad). Si la siembra se ejecuta con la pequeña sembradora manual que se muestra en la Figura 2.4, el rendimiento, puede subir desde 450 a 600 bandejas diarias y la multiplicidad de siembra, baja a cifras que oscilan entre un 5 y 10 % de las cavidades sembradas.



Figura 2.4. Vista exterior de una sembradora manual y detalle de sus unidades dosificadoras ubicadas en la base del recipiente de semillas.

Este instrumento de siembra, como toda sembradora mecánica, requiere de rangos muy estrechos de calibración de semillas para lograr una mayor uniformidad de siembra o del empleo de semillas peletizadas.

Siembra mecanizada: La siembra mecanizada, a diferencia de la manual, es rápida y de mayor precisión. Dependiendo de los modelos y tipos de máquinas los rendimientos oscilan entre 3 y 15

bandejas por minutos. El mayor rendimiento, hasta ahora controlado en el país, lo logra una máquina sembradora neumática, construida en el Vivero Proplantas, ubicado en las cercanías de Quinchamalí en la Región del Bío - Bío, la que puede llegar a sembrar hasta 900 bandejas por hora con un total de 10 operadores; que además, puede lograr valores cercanos al uno o dos por ciento de duplicidad o triplicidad de siembra, dependiendo de la rigurosidad en los ajustes de entrega de semillas.

El resto de los equipos de siembra de *Eucalyptus* que tienen paso longitudinal de la bandeja por el rodillo o unidad de siembra, normalmente, no superan las siete bandejas por minuto. Situación similar ocurre con las sembradoras que realizan siembra con agua o humedad.

2.1.2.4 Época de siembra

El conocimiento del rango de temperatura y la temperatura óptima a la cual germinan las semillas de una especie determinada, permiten que el viverista establezca la época o condición ambiental más adecuada para realizar la siembra.

Al igual que todas las especies *E. globulus* tiene un rango de temperaturas en el cual se produce el proceso de germinación y un valor en el cual, la capacidad y energía germinativa, son mayores (Figura 2.6) Para el caso de la especie la germinación se produce entre los 15 y 35 °C, lográndose la mayor germinación alrededor de los 20 °C (Lema, 1987).

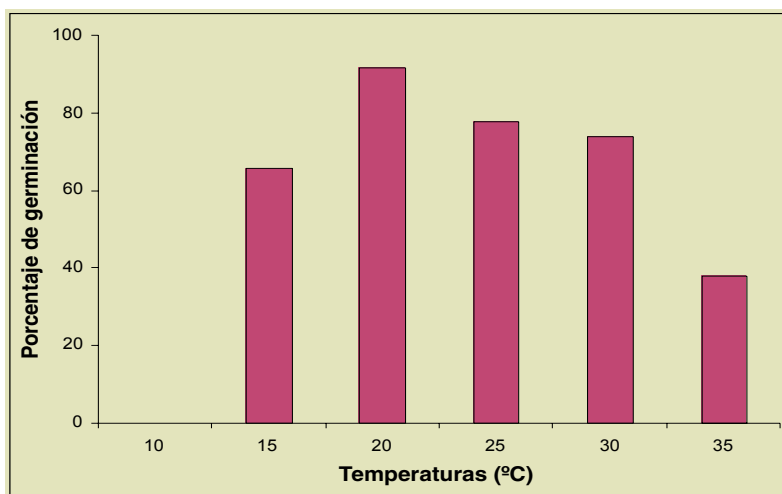


Figura 2.5. Rango de temperaturas en el cual germinan las semillas de *E. globulus* (Lema, 1987).

En un estudio más específico en el cual se evaluó el comportamiento de la germinación de las semillas utilizando intervalos de un °C, en un rango entre los 19 y 24 °C, se determinó que la temperatura óptima de germinación, para la especie, es de 22 °C (Figura 2.5). Además, que en los valores más bajos del rango de temperatura el desarrollo de la germinación es lenta y heterogénea y cuando se sobrepasa la temperatura óptima, el proceso es más rápido pero se afecta negativamente, a la capacidad germinativa de las semillas.

De los valores de la Figura 2.5 se puede inferir que la mejor época para sembrar semillas de *E. globulus* es cuando la temperatura del medio de crecimiento, en los tres primeros mm de profundidad fluctúa entre los 20 y 23 °C. Si el vivero dispone de salas de germinación con temperatura controlada, el proceso es más rápido y mayor cuando las semillas se ponen a germinar a 22 °C, aplicados de manera constante.

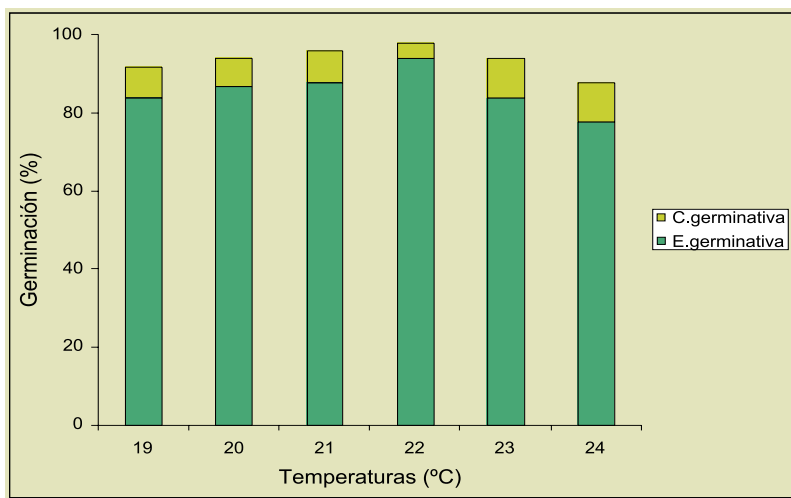


Figura 2.6. Capacidad y energía germinativa de semillas de *E. globulus* en el rango de temperatura entre 19 y 24 °C (Escobar, 1990).

En siembras tardías, si las temperaturas del medio de crecimiento están por sobre los valores ya señalados, se pueden bajar a través del empleo de mallas plásticas. Una malla de 50 % de cobertura, ubicada entre 2,5 y 3,0 m sobre la cama de semillas, puede bajar hasta 7 °C la temperatura del sustrato en la zona del llano central de la Región del Bio-Bio, pero se debe tener presente que el empleo de semisombra, en esta especie y muchas otras intolerantes, tiene efectos negativos prácticamente en todos los atributos morfológicos que califican a las plantas. En zonas en las cuales el medio de crecimiento logra las temperaturas óptimas para que se produzca la germinación, cuando el periodo de crecimiento de las plantas está ya muy avanzado, como ocurre por ejemplo, en la Región de los Ríos, es recomendable poner las semillas a germinar en salas con temperatura controlada o en invernaderos.

2.1.2.5 Profundidad de siembra

En un estudio de profundidad de siembra de semillas de *E. globulus*, realizado con diferentes sustratos, los resultados obtenidos muestran que la emergencia más rápida se logra cuando las semillas se depositan o entierran a 1 mm de profundidad; siembras más profundas, retardan el proceso y disminuyen el porcentaje de emergencia (Figura 2.7). Se ha determinado que profundidades de siembra superiores a 5 mm con semillas entre 1,0 y 1,6 mm de diámetro, pueden presentar problemas de “gateo”, es decir, las semillas germinan pero no emergen debido a que agotan sus reservas bajo el sustrato.

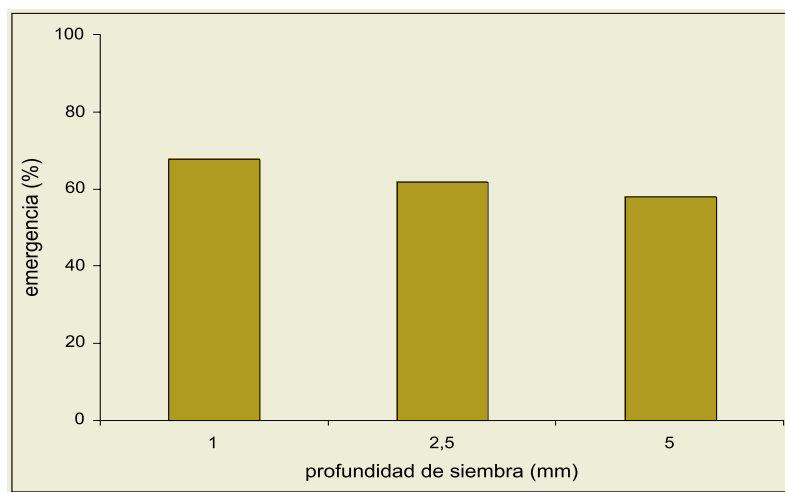


Figura 2.7. Efecto de la profundidad de siembra en el porcentaje de emergencia de semillas de *E. globulus* (López, 1996).

2.1.3 Manejo del Riego

Durante el proceso de germinación se debe cuidar que la cama de semillas se mantenga con una humedad lo más cercana posible a la capacidad de contenedor. En los viveros que producen plantas a cielo abierto y cultivan plantas en bandejas de poliestireno expandido una buena práctica, es realizar un riego hasta goteo, inmediatamente después de realizada la siembra, y apilar las bandejas cubriendo a las de la capa superior, con malla plástica. Las bandejas de las capas inferiores mantendrán una humedad adecuada por más de 120 horas después de transcurrida la siembra y sólo se debe cuidar que las bandejas de la parte superior, mantengan la humedad adecuada en cuyo caso si fuera necesario se les debe regar. Si las temperaturas ambientales son cercanas a las óptimas, ya mencionadas, el proceso de germinación ocurre alrededor de 72 horas después de realizada la siembra. En bandejas con cavidades individuales éstas se pueden cubrir con un plástico con lo cual se lograrán resultados similares. El esquema de manejo señalado, requiere de frecuentes revisiones a la superficie de las cavidades ya que en tanto se logre un 25 % de semillas apareciendo sobre la superficie del sustrato, las bandejas se deben distribuir en los mesones de cultivo, donde terminarán el proceso de germinación.

A continuación, una vez que han aparecido los cotiledones, en más del 90 % de las cavidades de una bandeja, se debe bajar la humedad del contenedor a niveles del 75 % de pérdida del agua aprovechable. De esta manera, se logrará que rápidamente el sistema radicular de las plantas ocupe todo el perfil del contenedor y se evitará el crecimiento de raíces con efecto canastillo, frecuente en plantas que sólo reciben riegos superficiales.

2.1.4 Raleo y Transplante

Durante el proceso de siembra en muchas cavidades se depositarán y germinarán dos, tres o más semillas, en este caso, se debe efectuar un raleo antes de que aparezca el primer par de hojas verdaderas para lo cual, en lo posible, se debe cuidar que la plántula que permanezca en la cavidad sea aquella que se encuentre ubicada lo más al centro posible de esta. Muchos viveristas prefieren hacer siembras más densas para asegurar, al menos, una planta por cavidad y el material de raleo lo utilizan para hacer transplante manual. No es aconsejable mezclar transplante con siembra en una misma bandeja ya que, normalmente, una planta transplantada difícilmente logra alcanzar el desarrollo de una no transplantada. Es preferible, si se desea aprovechar el material de raleo, hacer transplante a bandejas completas y de esta manera, generar un material homogéneo para su manejo posterior.

Durante el transplante, se debe cuidar que las plántulas extraídas se mantengan permanentemente en agua (Figura 2.8) de esta forma, se atenúa el estrés por transplante.



Figura 2.8. Plantas de *E. globulus* en un depósito con agua para mantenerlas hidratadas durante el proceso de transplante.

2.1.5 Micorrización

Desde hace más de dos décadas los viveristas se vienen preocupando del problema de la presencia de micorrizas en los sistemas radiculares de las plantas, producidas en viveros, como un atributo de calidad de las mismas. Por tal razón, se ha considerado oportuno tocar este aspecto del manejo de plantas en vivero y para lo cual, se le ha pedido su opinión y apoyo al profesor de la Universidad de Concepción Dr. Guillermo Pereira C., especialista en el tema.

El término micorriza define la asociación simbiótica mutualística que se establece entre las raíces de las plantas y determinados hongos del suelo (Harley, 1959; Honrubia *et al.*, 1992; Pereira, 1998). En ella, ambos componentes de la asociación (simbiontes) se benefician mutuamente. Por una parte, el hongo obtiene de la planta las fuentes de carbono producto de la fotosíntesis, y a su vez, proporciona a la planta un aumento de su capacidad de absorción de agua y nutrientes, por ende, mayor crecimiento y supervivencia de las plantas en campo y protección frente a la infección de organismos patógeno y estrés ambiental (Honrubia *et al.*, 1992; Pereira *et al.*, 1999; Pereira, 2002). Por tal razón se reconoce en la actualidad, que las micorrizas son una parte integral de la planta, con un importante rol en el crecimiento y desarrollo de los vegetales.

La mayoría de las plantas que crecen sobre la superficie terrestre (más del 95%), presentan esta asociación, las especies cultivadas en Chile no son la excepción a la regla (Pereira, 2002). Solamente algunas familias botánicas como *Ciperáceas*, *Quenopodiáceas* y *Crucíferas*, se describen como no micorrícicas (Honrubia *et al.*, 1992; Pereira, 1998; Pereira *et al.*, 1999). El beneficio de las micorrizas para las plantas es diverso. Ello, en términos muy generales, se traduce en mejoras en el transporte de agua y nutrientes a las plantas hospederas, favoreciendo su establecimiento, su desarrollo y su resistencia a enfermedades. También se destacan las acciones activas o pasivas destinadas a ejercer un control sobre agentes patógenos del suelo. Asimismo las micorrizas influyen significativamente en plantas que crecen en suelos contaminados por sustancias tóxicas. Se consideran, por tanto, como biofertilizadores, biorreguladores y bioprotectores (Honrubia *et al.*, 1992; Pereira *et al.*, 1999; Pereira, 2002).

2.1.5.1 Viverización y establecimiento de plantas

Hoy en día existe consenso entre los silvicultores que el objetivo de la viverización de especies leñosas, independiente de la modalidad de cultivo (raíz desnuda, raíz cubierta), es abastecer con plantas de la mejor calidad posible a un programa de repoblación. Ello con la finalidad de obtener el máximo de retorno, a través de productos madereros y no madereros, en el menor tiempo posible. Este gran desafío no siempre es fácil de realizar, pues la mayoría de las veces los sitios forestales a repoblar, presentan procesos avanzados de degradación ambiental, producto de manejos inadecuados en épocas anteriores, fragilidad de los mismos, tenencia de la tierra, etc., lo cual dificulta lograr los objetivos planteados por

los silvicultores. En las forestaciones de estas áreas, en donde las plantas estarán sometidas a condiciones múltiples de estrés ambiental es cuando cobran mayor importancia los hongos micorrícicos, como componente biológicos, para las plantas (Pereira, 2002). En este mismo sentido, Honrubia *et al.* (1992), afirman que al utilizar especies vegetales dependientes de las micorrizas, en programas de forestación, estas fracasarán si no se introducen micorrizadas con inóculos adecuados, cuando en el ambiente natural no existen los organismos pertinentes.

2.1.5.2 Micorrizas y *Eucalyptus*

Numerosas investigaciones han puesto de manifiesto la presencia de simbiosis entre especies del género *Eucalyptus* y hongos ectomicorrícicos (Chilvers y Prior, 1965; Chu-Chou y Grace, 1982; Heinrich *et al.*, 1988). Sin embargo, este género también forma simbiosis con micorrizas arbusculares (Godoy *et al.*, 1991; Rodríguez, 1993; Adjoud *et al.*, 1996; Pereira y Herrera, 1997) o con los dos grupos a la vez (Bagyaraj, 1989; Rodríguez, 1993; Brundrett *et al.*, 1996). El efecto positivo de las micorrizas en el crecimiento de especies del género *Eucalyptus* se describe en diversas publicaciones (Adjoud *et al.*, 1996; Pereira y Herrera, 1997; Pereira, 1998). De acuerdo a la experiencia del grupo de investigación del Profesor Pereira, las especies del género *Eucalyptus* (*E. globulus*, *E. nitens* y *E. delegatensis*) tienen mejor respuesta en la etapa de viverización a la micorrización con especies del grupo de las endomicorrizas, sin embargo, una vez establecidas en terreno estas plantas pueden asociar también con especies del grupo de las ectomicorrizas, encontrándose normalmente asociadas en Chile a especies como *Scleroderma verrucosum*, *Laccaria laccata*, y en algunos casos, a *Pisolithus tinctorius*.

De acuerdo con Pereira *et al.* (1999), diversos son los factores que afectan el desarrollo y actividad de las micorrizas, algunos de ellos relacionados directamente con el sitio (condiciones físico-químicas del medio, factores biológicos y ambientales) y otros con la simbiosis planta-hongo (grado de dependencia a la micorrización, especificidad, efectividad de las simbiosis, etc.). Se debe tener presente que no existe sólo un hongo micorrícico que sea adecuado para todos los sitios, sino que cada especie fúngica (cepa o ecotipo) tienen sus propias limitaciones ecológicas (Pereira *et al.*, 1999; Pereira, 2002). Por lo tanto, existirán hongos micorrícicos más beneficiosos que otros en determinadas condiciones ambientales. El productor de plantas junto con el forestador deberán, entonces encaminar sus esfuerzos a encontrar la relación óptima entre planta-hongo-sitio, lo que sin duda requiere de la aplicación de silvicultura específica a nivel de vivero. Desde esta perspectiva, los desafíos del forestador una vez tomado la decisión de repoblar una zona determinada, con una o más especies leñosas, es interiorizarse a través del conocimiento, con cual grupo de especies micorrícicas estas plantas realizan simbiosis. Teniendo en consideración además, que probablemente los esquemas tradicionales de manejo de la fertilización en vivero deban ser modificados o más específicos, para no impedir o bajar la eficiencia de un proceso de micorrización. Hoy en día el manejo de la fertilización en producción de plantas de *E. globulus* producidos a raíz cubierta es tan intensiva que es muy probable que, entre otros, sea la causa

de la difícil inoculación con hongos ectomicorrícicos. De acuerdo a resultados obtenidos por Rodríguez (1993), es probable que un desfase del momento de inoculación con micorrizas en el vivero deba ser analizado para micorrizar a escala operacional, en el futuro.

2.1.6 Manejo de la Fertilización

Una vez que las plántulas han lanzado el primer par de hojas verdaderas paralelamente en el sistema radicular se han formado las primeras raíces secundarias, que son las más eficientes en la absorción de agua y nutrientes, es el momento oportuno para realizar las primeras fertilizaciones a las plantas si es que no se aplicó elementos de lenta entrega al medio de crecimiento (capítulo 4). Para ello, es necesario recordar que la aplicación del fertirriego tiene tres etapas: en la primera, que tiene como objetivo recuperar la capilaridad del medio de crecimiento, sólo se aplica agua; en la segunda, que tiene por objeto fertilizar, es cuando se aplican las soluciones nutritivas y en la tercera, solamente se aplica agua para lavar las sales desde la parte aérea e incorporar los nutrientes al medio de crecimiento. En esta fase, una buena concentración de los elementos en las soluciones de fertilizante líquido para macro y micronutrientes es la recomendada por Landis (1989) y que se presenta en la Tabla 4.5 del capítulo 4.

2.1.7 Manejo Sanitario

En el proceso de producción de plantas a raíz cubierta los principales problemas sanitarios, son aquellos que afectan a la parte aérea; las plagas y enfermedades relacionadas con el sistema radicular de las mismas, prácticamente no existen ya que como cada planta está en una cavidad individual, en la eventualidad de la presencia de algún agente de daño, es de muy difícil transmisión de planta a planta. Por otra parte, cuando se prepara compost a partir de subproductos de la cosecha o manejo de árboles, el proceso se realiza bajo condiciones de alta temperatura razón por la cual, es muy difícil encontrar hongos de caída o larvas de insectos. De todas maneras si se desea proteger la siembra de eventuales daños por hongos, una desinfestación con 5 g de TMTD por Kg de semillas es suficiente.

El mayor problema en la fase de establecimiento de viveros de *E. globulus* son probablemente, los daños provocados por pájaros que se comen la semilla durante la fase de germinación en donde destacan especies como chincoles (*Zonotrichia capensis*), codornices (*Callipepla californica*), jilgueros (*Carduelis barbatus*), loicas (*Sturnella loyca*), tordos (*Curaeus curaeus*), tórtolas (*Zenaida auriculata*), principalmente. Sin duda el mejor control del daño, es la contratación de pajareros durante las horas de alimentación de las especies indicadas.

2.2 Fase de Pleno Crecimiento

Durante esta fase del proceso de viverización se busca proporcionar a la planta las mejores condiciones ambientales para su crecimiento. La planta, independientemente de la metodología de producción utilizada, debe vivir en un ambiente que le permita altas tasas de transpiración y fotosíntesis, de manera tal que logre el máximo crecimiento y producción de reservas para las etapas posteriores. Es la fase o etapa en la cual las plantas deben alcanzar la altura final deseada o sobre pasarla, si el esquema de manejo considera manejo de tallo. Se inicia cuando las plantas han lanzado sus dos primeros pares de hoja o después de haber sido micorrizadas y termina, cuando han logrado la altura final deseada. Dependiendo de la modalidad de producción y criterio de manejo que utilice el vivero, para *E. globulus* puede durar desde 6 hasta 24 semanas. En producción de plantas a cielo abierto y con manejo de tallo, el proceso dura entre 10 y 12 semanas; sin manejo de tallos, se puede acortar a 8 semanas.

2.2.1 Manejo del Riego

Durante esta fase la planta nunca debe alcanzar niveles de estrés hídrico, es decir, sobre pasar valores superiores a $-1,3$ MPa, se trata de proporcionarle las mejores condiciones para que tenga la mayor tasa de transpiración y por lo tanto de crecimiento. El riego siempre se debe hacer hasta lograr goteo en la base del contenedor y se debe repetir cuando el agua disponible haya bajado entre un 50 y 75 %. Riegos a menor porcentaje de pérdida del agua disponible, como por ejemplo, 20 a 30 % y por lo tanto, de mayor frecuencia, afectan negativamente el crecimiento de las plantas, estimulan la presencia de musgos y algas en la superficie de los contenedores, hacen menos eficiente el aprovechamiento de los fertilizantes aplicados y tienen mayores riesgos de contaminación al suelo por lixiviación de nutrientes. Por otro lado, riegos más espaciados con pérdida del 100 % del agua aprovechable en el contenedor, producen estrés en la planta y se afecta negativamente su crecimiento en altura y diámetro.

Si la temperatura del follaje de las plantas sobrepasa los 35 °C se debe utilizar riegos de enfriamiento del ambiente.

2.2.2 Manejo de la Fertilización

La fertilización es la herramienta de manejo que mayor efecto tiene sobre el crecimiento de las plantas de *E. globulus* en viveros que producen plantas a raíz cubierta, y en ella, juega un rol fundamental la concentración de nitrógeno que se utilice en la solución de fertirriego. El viverista puede llegar a manejar, con mucha precisión, la tasa de crecimiento que desea para sus plantas, sólo manejando la concentración de este elemento en la solución de riego (Monsalve, 2006). Existe una gran diversidad de prácticas, entre los viveristas, respecto del manejo de la fertilización durante esta fase de producción, los

hay desde los que fertilizan una vez a la semana hasta los que fertilizan diariamente.

En plantas producidas a cielo abierto, lo que se debe buscar es que jamás el nivel de nitrógeno baje del 2 % en el follaje, y durante el último tercio de la fase, los niveles del elemento se deben llevar a consumo de lujo alrededor de 2,5 a 3,5 %. De esta manera, se evitará que durante la evolución negativa que experimentan las plantas, durante la fase de endurecimiento, el nivel del elemento no esté por debajo de 1,7 % en los dos primeros meses de otoño al momento de la cosecha.

Para lograr niveles de nitrógeno en plantas de *E. globulus* como los ya indicados, se debe tener presente que se trata de una especie menos eficiente en la absorción de nutrientes que otras del mismo género. Por lo tanto, además de utilizar las concentraciones adecuadas en las soluciones de fertilizante líquido se debe manejar, con mucha precisión, la interacción riego - fertilización. Ello implica, utilizar rigurosamente el esquema de aplicación de fertirriego ya descrito para la fase anterior, y manejar la combinación frecuencia de riego - fertilización. Debido a la eficiencia de *E. globulus* en la absorción de nutrientes, es mejor fertilizar cada dos o tres riegos, dependiendo del esquema que esté utilizando el vivero. Si el riego se repite al 50 % de pérdida del agua aprovechable, es recomendable fertilizar cada dos riegos, por el contrario, si se riega al 75 % del agua aprovechable no es necesario fertilizar más de dos veces a la semana. Se deben evitar fertilizaciones con altas concentraciones de nutrientes, realizadas con frecuencia de hasta 24 horas en sustratos mal regados, porque generalmente, presentan problemas de alta concentración de sales, con valores de conductividad eléctrica que superan los 1.800 $\mu\text{S}/\text{cm}$, lo cual afecta, negativamente, el crecimiento de las plantas en la especie.

2.2.3 Manejo Sanitario

Durante esta fase, en producciones a cielo abierto, por las condiciones de temperatura y aireación prácticamente no hay problemas fungosos. Eventualmente, al inicio de la fase, se pueden presentar ataques de trips y de *Ctenarytaina eucalypti*. En ambos casos, se recurre a insecticidas de contacto para su control. En el caso de *Ctenarytaina*, es aconsejable aplicar antes el producto en las áreas aledañas a los mesones, ya que cuando se aplica el plaguicida sobre estos, los insectos se desplazan hacia los costados y pueden escapar del control. Otro problema, menos reportado, que se produce durante esta fase de cultivo, es el daño por ratas las cuales utilizan plantas desde varias bandejas para fabricar sus nidos y tener sus crías. El daño es de difícil detección ya que en el mesón, no se observan manchones sin plantas por la estrategia de recolección de material que utilizan. El problema se resuelve desratizando el área antes de poner las bandejas sobre los mesones.

En los viveros que producen plantas bajo mallas o bajo plástico, en invernaderos, con dificultades de drenaje de aire y que utilizan alta frecuencia de riego es común que, sobre las cavidades, se desarrollen musgos y líquenes que si bien es cierto no afectan directamente la sanidad de las plantas

interferirán en el manejo de la nutrición, riego y contribuyen a generar un ambiente propicio para problemas fungosos de la parte aérea de las plantas.

2.2.4 Homogenización de Plantas

Cuando el riego del vivero tiene bajo coeficiente de uniformidad (CU); cuando durante la siembra no se han calibrado las semillas por tamaño, o la profundidad de siembra ha sido irregular o simplemente, las temperaturas durante el proceso de germinación han estado muy por debajo del óptimo requerido, la emergencia de plantas es heterogénea y el crecimiento posterior de las mismas también. Lo normal es que, de no mediar la intervención del viverista, las plantas mantengan o acrecienten las diferencias iniciales de altura y diámetro lo que redundará en que a la cosecha, haya un porcentaje de pérdida por no calificar para ser plantadas o sean enviadas a terreno, en donde mantendrán las diferencias hasta la cosecha del rodal si es que las más débiles logran sobrevivir en terreno. Esta situación se puede resolver si a mediados de la fase de pleno crecimiento, al revisar en detalle las bandejas, se seleccionan las plantas por tamaños y posteriormente, se les realizan manejos diferenciados con ello, en pocas semanas, se puede lograr que plantas que tenían como destino la eliminación durante la cosecha, se transformen y logren atributos similares a las que les aventajaban, al final del proceso.

2.3 Fase de Endurecimiento

Los investigadores coinciden en señalar que en los diferentes lugares del mundo, en los cuales se establecen plantaciones forestales, el mejor momento o época para plantar es aquella en la cual se produce la mayor pluviosidad. En climas templados fríos, en los cuales se encuentra establecida la mayor superficie plantada del país, la época de más pluviosidad es en invierno y por lo tanto, para todas las especies, la adecuada para realizar las plantaciones. Ello implica que las plantas se deben establecer en receso vegetativo, estado fisiológico en el cual mejor soportan el estrés por transporte, transplante, sequía y frío. En la Figura 2.9, se muestran los diferentes factores que regulan los procesos de endurecimiento y de dormancia de todos ellos, el viverista actúa sobre el estrés hídrico y nutriente, cuando produce plantas a cielo abierto. En viveros que producen plantas bajo ambiente totalmente controlado puede manipular, simultáneamente, los cuatro factores.



Figura 2.9. Factores que intervienen en el proceso de endurecimiento y dormancia de plantas en el vivero.

El endurecimiento, es relativamente fácil de conseguir cuando en el vivero se cultivan plantas de especies que forman yemas terminales o que son de hojas caducas, pero es bastante más complejo lograr el objetivo cuando no las forman, o la especie que se cultiva, mantiene su actividad fisiológica en un amplio rango de valores de los factores climáticos que regulan el comportamiento del crecimiento de las plantas. Es el caso, entre otras especies, de *E. globulus* que ha mostrado ser muy plástica en vivero, por ejemplo, sus semillas germinan en un rango entre los 15 y 35 °C; sus raíces crecen entre los 5 y 22 °C (Mendoza, 1997); el crecimiento primario y secundario se mantiene con fotoperíodos que oscilan entre 8 y 12 horas (Zapata, 1999); una vez endurecidas sus plantas pueden soportar hasta – 9 °C sin daños por frío (Figura 2.10).



Figura 2.10. Plantas de *E. globulus* producidas a cielo abierto, manejadas con el proceso más intenso de endurecimiento y que pasaron, sin problemas de frío, todo el invierno del 2007, en el llano central.

2.3.1 Preparación de Plantas Sitio Específico

Eucalyptus globulus, se planta en una amplia gama de condiciones edafoclimáticas las que presentan diferentes factores limitantes para su establecimiento y crecimiento inicial. Se debe tener presente que una planta se establece en terreno cuando inicia el crecimiento radicular en el lugar en fue plantada, para que ello ocurra más rápidamente, desde el vivero debe salir suficientemente potenciada para formar nuevas raíces y en el suelo del lugar de plantación, debe haber una humedad cercana a la capacidad de campo; el nivel de oxígeno, debe estar entre el 20 a 30 % del volumen del suelo a nivel de raíces y la temperatura del mismo, debe estar por sobre los 5 °C y no superar los 30 °C, en los primeros 15 cm de profundidad. Independientemente del área edafoclimática en la que se esté plantando, si el suelo no está en los rangos dados anteriormente, para los diferentes factores mencionados, está limitando el establecimiento de las plantas.

En las macro áreas edafoclimáticas en la cuales se establecen plantaciones de *E. globulus*, los principales factores limitantes para el establecimiento de las plantas son los siguientes:

Falta de agua: este, probablemente, es el factor ambiental con mayor incidencia en el establecimiento exitoso de plantas de *E. globulus* en terreno. Ello puede ocurrir, en primer término porque la especie es muy poco eficiente a la competencia por agua, y segundo, porque el lugar a plantar presente problemas de disponibilidad adecuada de agua para el establecimiento y crecimiento inicial de la especie. Las causas más frecuentes de falta de agua para las plantas pueden estar explicadas por los siguientes aspectos: que el sitio esté ubicado en una zona con menos de 600 mm de pluviosidad y con más de cuatro meses sin lluvia; que el sitio tenga pluviosidades menores a 1.400 mm con 2,5 a 3 meses sin lluvia y en el cual no se haya realizado control de pasto; que el sitio tenga menos de 1.400 mm de pluviosidad y en el cual el suelo esté compactado y tenga una densidad aparente límite dependiendo de la textura de este; por ejemplo, valores superiores a 1,2 g/cm³ o con valores de resistencia superiores a los 2 MPa. En sitios ubicados en áreas con más de 1.500 mm de pluviosidad con suelos sin limitantes físicas en los primeros 150 cm de profundidad y con 100 % de cobertura de pastos, las plantas no mueren por estrés hídrico, sólo restringen su crecimiento por competencia por agua (Escobar *et al.*, 1990).

Bajas temperaturas: *E. globulus* en reposo fisiológico, producido a raíz cubierta y a cielo abierto soporta hasta - 9 °C sin sufrir daños por frío; en actividad fisiológica, sobre todo a inicios de periodos de crecimiento, sufre daño por bajas temperaturas hasta con -0,5 °C y puede morir con -3 °C. Muchas plantas mueren afectadas por daños por frío, tanto en el vivero como en plantaciones recién realizadas, porque durante el proceso de endurecimiento, no han sido preparadas adecuadamente para ser frío resistente. La resistencia al frío que se induce en vivero no es permanente, es el resultado de un manejo silvícola y por lo tanto, tiene una duración muy definida en el tiempo, y este es, mientras la planta está en reposo vegetativo.

En terreno una planta *E. globulus*, debidamente endurecida en vivero, soporta temperaturas como las ya indicadas y su comportamiento será mejor mientras más se haya atenuado el riesgo de heladas a través del proceso de habilitación del suelo, por ejemplo, realizando un adecuado control de pasto. Otra medida que contribuye a evitar daños por frío en una plantación, recién establecida, es no plantar en lugares con mal drenaje de aire. Aspecto, generalmente, muy poco considerado por los forestadores quienes tienden a plantar al barrer olvidando que, en un mismo sitio, puede haber lugares considerablemente más fríos que otros.

Dependiendo de las limitantes que tengan que vencer las plantas en terreno, deberá ser el manejo que reciban, durante la fase de endurecimiento, en el vivero (Escobar, 2000b). Por ejemplo, las que se plantan en primavera, en plena fase de crecimiento de la especie, no requieren de endurecimiento en el vivero, es un contrasentido endurecerlas. Por el contrario, si la plantación se hace a mediados de otoño o en invierno y en zonas con heladas, las plantas requieren de un manejo riguroso durante la fase de endurecimiento en el vivero.

2.3.2 *Detención del Crecimiento en Altura*

El proceso de endurecimiento tiene dos etapas bien diferenciadas, la primera es la detención del crecimiento en altura y junto con ello, lograr inducir que la planta se haga resistente al estrés hídrico que deberá soportar mientras no inicie el crecimiento radicular en el lugar en el cual se plante.

Si las plantas van a un lugar con eventuales daños por estrés hídrico pero sin problemas de frío (heladas con -5°C), la altura de las plantas se maneja con estrés hídrico regulado y manejo de la fertilización. En el segundo caso, si las plantas deben ser preparadas para soportar estrés hídrico y frío, la detención del crecimiento en altura además de lo ya indicado, se realiza con manejo del tallo, labor que considera poda de tallo principal y eliminación de ramas laterales. Se pueden hacer plantas frío resistentes sin poda de tallo pero estas no superan los -6°C .

La detención del crecimiento en altura utiliza dos herramientas de manejo, la primera es el empleo de estreses hídricos sucesivos y crecientes, sin llegar a límites que comprometan la vida de las plantas. Durante la fase de pleno crecimiento se han estado regando con un nivel de estrés no superior a $-0,8$ Megapascuales (MPa) de contenido de agua en el tallo de las plantas. Durante la fase de endurecimiento el nivel de estrés normalmente se inicia con el valor indicado, durante la primera semana; se sube a $-1,0$ MPa, durante la segunda; posteriormente a $-1,2$ MPa durante la tercera semana para, en la cuarta, llegar a un máximo de $-1,5$ MPa y mantener este régimen de riego por unas tres a cuatro semanas. Valores superiores, ($-1,8$ o $-2,0$ MPa), producen daños en el follaje de las plantas. El proceso dura aproximadamente cuatro semanas para finalmente mantener en el tiempo el valor más bajo de agua en el tallo.

La otra herramienta de manejo es la disminución brusca del contenido de nitrógeno en la solución de riego, dependiendo de los niveles encontrados al término de la fase de pleno crecimiento los niveles se podrán bajar a 50 o 25 ppm de nitrógeno en la solución nutritiva para cada fertilización, el resto de los elementos se mantiene en los mismos niveles que se venían utilizando en el período de pleno crecimiento; la frecuencia de las fertilizaciones, debe bajar a la mitad y desaparecer del esquema de manejo al final del período de endurecimiento, cuando las plantas entran al receso vegetativo.

Se debe tener presente, que el crecimiento en diámetro y radicular finaliza al término de la fase de endurecimiento y por ello, aquellos viveros que utilicen sombra como herramienta de manejo, debieran aplicarla una vez terminada esta fase. Antes, el empleo de la malla, tendrá efectos negativos sobre ambas variables y sobre los atributos del follaje.

2.3.3 Inducción de Atributos Fisiológicos

El atributo fisiológico más importante, por su relación con otros, en las plantas es el estatus nutricional de estas, evaluado en el follaje, al término de la fase de endurecimiento.

En las últimas dos semanas de la fase de pleno crecimiento, las plantas deben quedar con los niveles nutricionales finales establecidos. Durante la fase de endurecimiento sólo se debiera trabajar en resolver algunos problemas de relaciones entre elementos si los hubiere. Por ejemplo, el contenido de nitrógeno en el follaje de plantas de *E. globulus*, producidas a cielo abierto, para ser plantadas en época de invierno oscila entre 1,7 y 2,3 %. Niveles inferiores al señalado, reducirán la resistencia al frío y el crecimiento inicial; niveles por sobre los indicados, reducen la resistencia de las plantas a la sequía y aumentan su sensibilidad a daños por animales.

Se debe tener presente, que a partir del término de la fase de endurecimiento las plantas en vivero, vivirán a costa de sus reservas acumuladas. Cualquier labor de manejo que rompa el período de dormancia, en el cual deben permanecer, les producirá trastornos fisiológicos que afectarán su comportamiento en terreno.

El receso vegetativo de los sistemas radiculares de las plantas en el vivero es un aspecto de mucha importancia en su comportamiento futuro en terreno. En la Tabla 2.4, se muestra el efecto de distintos estados de receso del sistema radicular de plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta, en el comportamiento de estas respecto de supervivencia y crecimiento en altura después del primer período vegetativo de plantadas.

Tabla 2.4. Efecto del grado de crecimiento radicular en el cepellón, en el vivero, en la supervivencia y crecimiento inicial de plantas de *E. globulus* (Escobar, 1991b).

Tipo de plantas	Supervivencia (%)	Altura total (cm)
Cepellón sin raíces creciendo	100 a	150 a
Cepellón hasta 5 raíces	95 ab	100 b
Cepellón más 10 raíces	90 b	60 c

Letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$).

De los valores de la Tabla 2.4, se desprende que cuando se ha reiniciado el crecimiento radicular en el vivero, se afecta negativamente la tasa de supervivencia y lo más importante, la tasa de crecimiento inicial en altura. Esto ocurre cuando las plantas han terminado el período de invierno en vivero o cuando durante el invierno, se hacen aplicaciones tardías de nitrógeno.

2.3.4 Inducción de Atributos del Comportamiento

Si las plantas además de soportar estrés hídrico, deben ser frío resistente y tener un alto potencial de crecimiento radicular, durante la fase de pleno crecimiento se deberán manejar a altas tasas de crecimiento en altura para lo cual se utilizan contenidos de nitrógeno, en la solución nutritiva, no inferior a 150 ppm y se busca un nivel del elemento en el follaje, al término del periodo de crecimiento, entre 2,5 y 3,0 %; se debe hacer crecer al tallo entre un 20 a 40 % más que la altura final deseada. Cuando ello se ha logrado, se corta a la longitud prefijada, debiendo tener especial cuidado en retirar de la zona de producción todo el material que caiga a las bandejas y suelo del vivero para eliminar riesgos de contaminación con *Botrytis*.

El desorden hormonal que genera la eliminación del ápice caular en las plantas producirá los siguientes efectos en el tallo: En primer término, habrá una proliferación de ramas laterales las que deberán ser periódicamente eliminadas; el follaje irá cambiando de color y textura hasta transformarse en un tejido quebradizo al doblarse y el tallo, aumentará su lignificación hasta transformarse en un tejido resistente a la flexión si la planta es tomada de su tercio superior (Figura 2.11).



Figura 2.11. Endurecimiento progresivo del follaje de plantas de *E. globulus* y resistencia a la flexión del tallo, después del proceso de endurecimiento.

Las plantas podadas responden mejor al proceso de endurecimiento y son fisiológicamente más eficientes que las no podadas (Villalobos, 2006).

Al sobrepasar las 500 horas frío acumuladas, base 10, aumentará el potencial de crecimiento radicular, ello se acelera si las plantas se cultivan a 40 cm de altura con respecto a las cultivadas entre 80 y 120 cm de altura sobre el suelo. Otro aspecto determinante en el potencial de crecimiento radicular, son los niveles de nitrógeno en el follaje y fundamentalmente, la relación N/K, como se indica en el capítulo 4.

En síntesis, un adecuado y oportuno proceso de endurecimiento en vivero, producirá plantas capaces de soportar estrés hídrico en terreno, hasta por cuatro semanas; heladas de hasta -9 °C en el vivero o en terreno (Figura 2.12) y además, tendrán un alto potencial de crecimiento radicular. Todo ello sin necesidad de empleo de semisombra o de invernaderos.

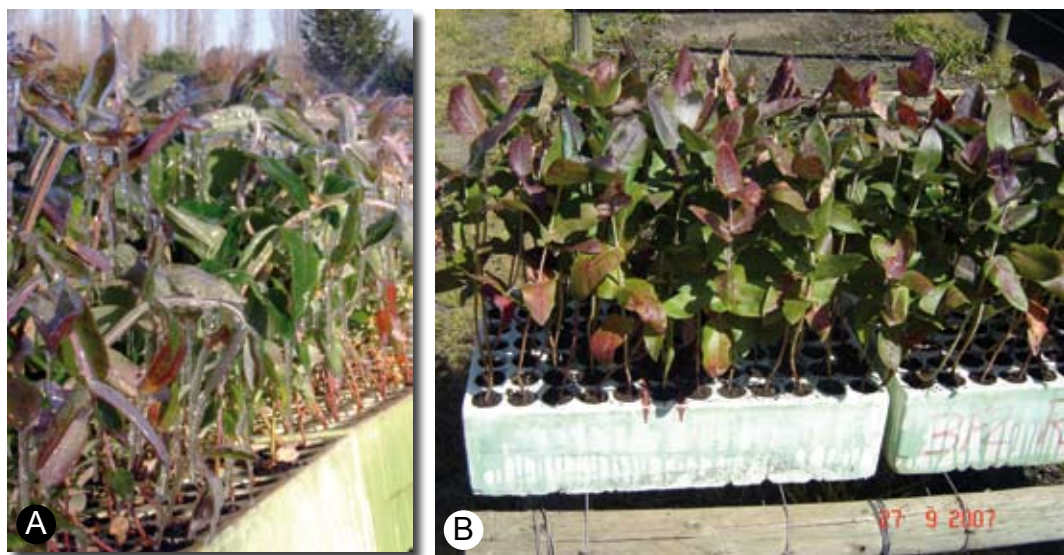


Figura 2.12. Plantas de *Eucalyptus globulus* producidas a cielo abierto en la Región del Bio – Bio, (A) congeladas por el hielo de una helada de $-9,4^{\circ}\text{C}$ a nivel de follaje (Mayo 2007); las mismas plantas 4 meses después (B).

2.3.5 Manejo Sanitario

Durante esta fase de la viverización el mayor problema sanitario lo constituyen los eventuales ataques de *Botrytis* hongo que afecta al follaje y tallo de las plantas llegando a causar su muerte (Figura 2.13). El manejo o labores culturales que se realizan para evitar la presencia de esta enfermedad en un vivero, van desde producir plantas a cielo abierto hasta secar con chorros de aire seco el follaje de las plantas en las primeras horas de la mañana. El mejor control que se puede hacer de esta enfermedad en el vivero, es evitar que se establezca el inóculo. Para ello, es necesaria una asepsia permanente eliminando todo tejido muerto desde las bandejas con plantas y desde el suelo.



Figura 2.13. Daño por botrytis en plantas de *Eucalyptus globulus* producidos a raíz cubierta (Cortesía Luís Cerda M. Docente Fac. Cs. Forestales. UdeC).



CAPITULO 3

PROPAGACION VEGETATIVA

La propagación vegetativa es un método de reproducción asexual, que permite capturar y transferir al nuevo árbol todo el potencial genético del progenitor, como consecuencia de la totipotencialidad de la célula vegetal. Por ello, es el método que se utiliza para la producción de árboles deseados incrementando los beneficios que puedan transmitir los genotipos más deseados para un fin específico.

Uno de los aspectos más destacables de este método de propagación es la rápida utilización de las características genéticas del árbol seleccionado, ya que no es necesario esperar la producción de semillas para obtener material vegetal y establecer una plantación. Otro beneficio del método, en comparación con plantas provenientes de semillas, es que posibilita una mayor uniformidad en el material que produce un solo clon. Este hecho puede ser de mucha importancia en el futuro, en aspectos tales como disminución de las tasas de contaminación de procesos industriales como resultados del empleo de materia prima más uniforme para la obtención de algún producto determinado, incluso puede llegar a tener tanto o más importancia que los beneficios esperados por aumento de la productividad en el bosque.

Lo anterior, biológicamente, se explica porque el método de propagación toma los dos componentes de la variación genética, la aditiva y la no aditiva de las características de un clon, ya que se reproduce idénticamente al individuo propagado. La reproducción a partir de semillas sólo toma la varianza aditiva (Zobel y Talbert, 1988).

Por medio de la reproducción vegetativa, se pueden reproducir individuos que no producen semillas viables; que tienen producción de semillas marcadamente periódica o que tienen una compleja condición de latencia o dormancia; lograr, en casos específicos, que el viverista obtenga una planta desarrollada en menor tiempo que si trabajara con semillas es uno de los objetivos de este sistema .

Como muchas otras especies vegetales *E. globulus* tiene la propiedad de dar origen a otros individuos a partir de distintos tejidos vegetales. En el país, a mediados de la década del 70, se iniciaron los primeros intentos para reproducir vegetativamente a la especie. Actualmente, se conocen los protocolos para propagarla a través de injertos, estacas y micropropagación a partir de embriones cigóticos. En el caso de la macropropagación o propagación a partir de estacas, se utilizan jardines de setos y últimamente, se ha incorporado el empleo de setos cultivados en hidroponía. Ambas tecnologías son consideradas complementarias por los especialistas en el tema. En este documento se tratarán, específicamente, las técnicas de injertación y propagación a partir de estacas.

Esta es una técnica a la cual siempre se le ha puesto en tela de juicio el riesgo que conlleva la clonación, debido a que todos los individuos de un clon son idénticos, y ante un eventual evento de mutación o cambio en las condiciones climáticas, pueden ser altamente sensibles a determinados agentes de daño, como ha ocurrido con otros cultivos en el mundo. Hasta ahora esto se trata de resolver o prevenir plantando material proveniente de varios clones en un mismo sitio.

3.1 Propagación a Través de Injertos

3.1.1 Aspectos Teóricos y Prácticos del Injerto

Los orígenes del injerto se remontan a tiempos muy antiguos. Existen pruebas de que el arte de injertar fue conocido por los chinos desde 1.000 años A.C. En sus escritos, Aristóteles (384-322 A.C.), trata de los injertos con bastante detalle. Durante el Imperio Romano el injerto era muy popular y en los escritos de esa época se describen los métodos con bastante precisión (Hartmann *et al.*, 2002).

Injertar es el arte de unir entre sí dos porciones de tejido vegetal viviente de tal manera que se unan y posteriormente crezcan y se desarrollen como una sola planta. La parte de la combinación del injerto que va a constituirse en la copa o parte superior se le llama púa, aguja o injerto y aquella que va a formar la porción baja o la raíz se le llama patrón, masto, pie o porta injerto (Figura 3.1) (MacDonald, 1989; Hartmann *et al.*, 2002).

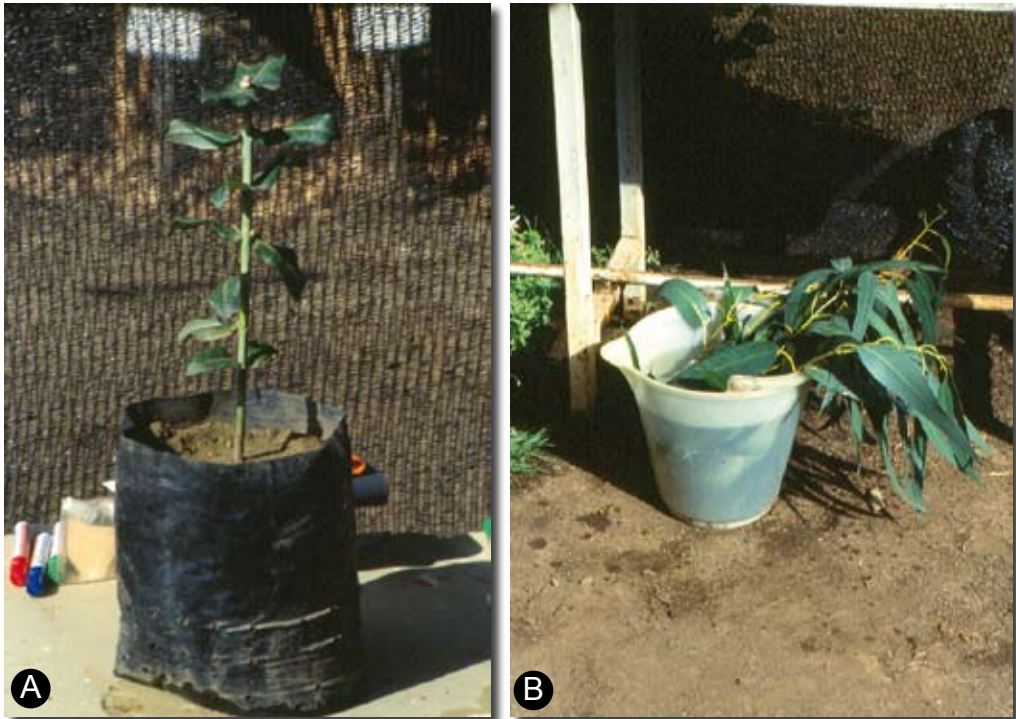


Figura 3.1. Planta de *E. globulus* preparada para ser utilizada como patrón (a) y material adulto recolectado para confección de púas (b).

El injerto representa quizás uno de los aspectos más fascinantes de las técnicas de propagación convencional. Dentro de un gran contexto, la injertación tiene una muy variada aplicación horticultural, incluyendo por ejemplo, producción de fruta y semillas, plantas ornamentales y ocasionalmente, reparando árboles dañados en forma directa.

En la actualidad se reconocen tres tipos de injertación:

- Autoplástica: Púa y patrón poseen el mismo genotipo (intraespecífico).
- Homoplástica: Púa y patrón son de la misma especie (intraespecífico).
- Heteroplástica: Púa y patrón son de diferentes especies (interespecífico).

Compatibilidad: Tanto el patrón como la púa tienen que estar estrechamente emparentados para injertarse entre sí. Un problema al cual están frecuentemente enfrentados los propagadores forestales, es la incompatibilidad en injertos que puede resultar en pérdidas considerables en el trabajo, tal problema puede ocurrir inmediatamente después de injertado o bien en muchas ocasiones, no se detecta hasta un largo tiempo después de realizados los injertos. La incompatibilidad de injertos se define como la incapacidad de dos plantas diferentes, injertadas entre sí, para producir con éxito una unión y desarrollarse satisfactoriamente como una planta compuesta (Hartmann *et al.*, 2002).

En *Eucalyptus*, los signos de incompatibilidad, normalmente, aparecen pronto después de realizado el injerto. Esta, usualmente, se manifiesta a través de un sobre crecimiento tanto del patrón como de la púa. Tal incompatibilidad no es generalizada, sino más bien limitada a algunos clones y no a todos los injertos de un clon (Davidson, 1977).

Formación de la unión del injerto: Se han realizado numerosos estudios detallados de la cicatrización de las uniones de injerto, en su mayoría en plantas leñosas. Según MacDonald (1989) y Hartmann *et al.* (2002), la unión de púa y patrón se realiza por medio de la formación de un tejido parenquimático o callo, cuyas células terminan por diferenciarse en células cambiales que crecen y se multiplican formando finalmente conductos que transportan los nutrientes entre ambas partes. La secuencia usual de eventos en la cicatrización de la unión de injertos es la siguiente:

- a) El tejido recién cortado de la púa, con capacidad de actividad meristemática, se coloca en contacto seguro, íntimo, con tejido similar recién cortado del patrón, de manera que las regiones cambiales de ambos estén en estrecho contacto. Las capas externas de células de la región cambial tanto de la púa como del patrón, producen células de parénquima que pronto se entremezclan y entrelazan formando lo que se llama tejido callo.
- b) Algunas células del callo, de nueva formación, que están en la misma dirección de la capa de cambium de la púa y el patrón intactos, se diferencian en nuevas células cambiales.
- c) Estas nuevas células cambiales producen nuevo tejido vascular entre la púa y el patrón. En el puente de callo, la capa de cambium recién formada comienza a tener actividad cambial característica, depositando nuevo xilema hacia el interior y nuevo floema hacia el exterior, al igual que el cambium vascular original del patrón y de la púa, y lo continúa haciendo durante toda la vida de la planta.

Cuando hay un cambium vascular continuo, existe la capacidad, por parte de sus células, de adicionar nuevos elementos de xilema y floema, siendo esta la forma como se produce la conexión vascular entre patrones y púas para constituir una unión fisiológica.

El éxito o fracaso en esta unión depende, de factores inherentes al patrón y púa, del cuidado general y de las condiciones ambientales y vegetativas. Según Hartmann *et al.* (2002), se debe cumplir con ciertos requisitos que para tal efecto son muy importantes:

- El operador debe tener pericia y conocimiento en la práctica de injertación
- El uso adecuado de las herramientas, así como la habilidad en la ejecución de los cortes y conocimiento de las técnicas de injertación, son indispensables para lograr éxito en los injertos
- Debe existir la cantidad adecuada de equipos y materiales que se requieran para ejecutar la operación.
- Mantener las condiciones de temperatura y humedad durante y después de realizado el injerto.

Existen varios tipos de herramientas y materiales necesarios para la realización de injertos, tanto para la ejecución de los cortes como para el amarre y protección de éstos, la elección de un modelo en particular depende de las necesidades de los trabajos y del tipo de material vegetativo.

Los factores ambientales como temperatura, luz y humedad ejercen un papel importante en el desarrollo de los injertos ya que deben ser óptimos para favorecer el crecimiento vegetativo y por ende, el progreso de la unión anatómica, además de que intervienen en forma directa en el rompimiento de la latencia y el comienzo de la actividad de las plantas (Barbosa, 1987).

En general, las temperaturas demasiado bajas (inferior a 5° C) o muy elevadas (superior a 40° C) son perjudiciales para el buen desarrollo de células de neoformación, ya que a temperaturas muy altas puede ocurrir una proliferación excesiva de células y a temperaturas muy bajas el proceso se puede detener. La humedad relativa es fundamental para el buen desarrollo de los injertos, por lo que es primordial mantenerla alta para evitar el desecamiento de las púas (Hartmann *et al.*, 2002).

Smith *et al.* (1972), citados por Barbosa (1987), recomiendan el empleo de la humidificación y los sistemas de niebla que aseguran una humedad relativa muy cercana al 100 %. Wright (1964), señala que es recomendable cortar las púas de árboles que disponen de agua abundante o estén bien hidratados al momento de recolección del material.

En el proceso de injertación se debe tener en consideración:

- El patrón y la púa deben ser compatibles, con capacidad para unirse.
- La región cambial del patrón debe quedar en contacto íntimo con la de la púa. Las superficies cortadas deben mantenerse estrechamente unidas envolviéndolas por ejemplo con elásticos de injertación. Es necesario que la unión de injerto cicatrice con rapidez, en forma tal que para cuando las yemas del injerto comiencen a abrirse dispongan de provisión de agua y nutrientes que provengan desde el patrón (Hartmann *et al.*, 2002).
- Inmediatamente después de realizada la operación de injerto, todas las superficies cortadas deben protegerse de la desecación. Existe en el mercado un buen número de productos para este efecto los cuales, contienen fungicidas, bactericidas, ingredientes para sanar heridas y repelentes para insectos (Barbosa, 1987).
- Transcurrido cierto tiempo después de realizada la operación, se debe dar a los injertos el cuidado adecuado. Los brotes que salen del patrón bajo la unión a veces afectan el crecimiento deseado del injerto, es por ello que la parte del patrón que está en competencia directa con la púa debe podarse. También sucede que los brotes de la púa crecen en forma tan vigorosa que pueden provocar la ruptura en la unión del injerto, por lo que es necesario atarles un tutor (Hartmann *et al.*, 2002).

Zobel y Talbert (1988), señalan que frecuentemente no es una inadecuada técnica de injerto la que conduce al fracaso, sino más bien, el poco cuidado que se le da a la púa y al patrón antes o durante

el injertado, o el olvido después de realizado el injerto. El éxito también depende de si se usa material de uno o varios años de edad, lo cual se relaciona a la especie y al tipo de injerto que se emplea, si se usa brotes de un año de edad es mejor cortarlos retirados del ápice, pues generalmente esta demasiado succulento (Alfaro y Orthmann, 1988).

Otro factor que incide en el éxito de injertos es la época en la cual estos se realizan, al respecto, Moscoso (1993) injertando *E. globulus* entre fines de invierno hasta mediados de verano, determinó que dependiendo del tipo de injerto utilizado los resultados cambiaban. El injerto de hendidura tiene mayor éxito cuando se realiza a fines de invierno y mediados de verano; el de aproximación con lengüeta en botella, es más exitoso cuando se realiza a fines de primavera y mediados de verano.

En relación al género *Eucalyptus*, Davidson (1977), señala que el mejor período del año para injertar depende del método utilizado, de la especie, de factores medio ambientales y del lugar de injertación, a su vez señala que el éxito o fracaso de injertos es altamente dependiente de la interrelación de la púa con el óptimo estado de crecimiento y actividad del patrón.

3.1.2 Injerto de Hendidura o Púa

En la Figura 3.2, se presenta una secuencia del proceso de injertación de *E. globulus* en hendidura y en ella, los pasos más importantes del proceso: Confección y humectación de la hendidura, corte correcto de la púa, incrustación de la púa en el patrón, sujeción de púa y patrón, sellado del injerto e injerto ya producido o terminado.

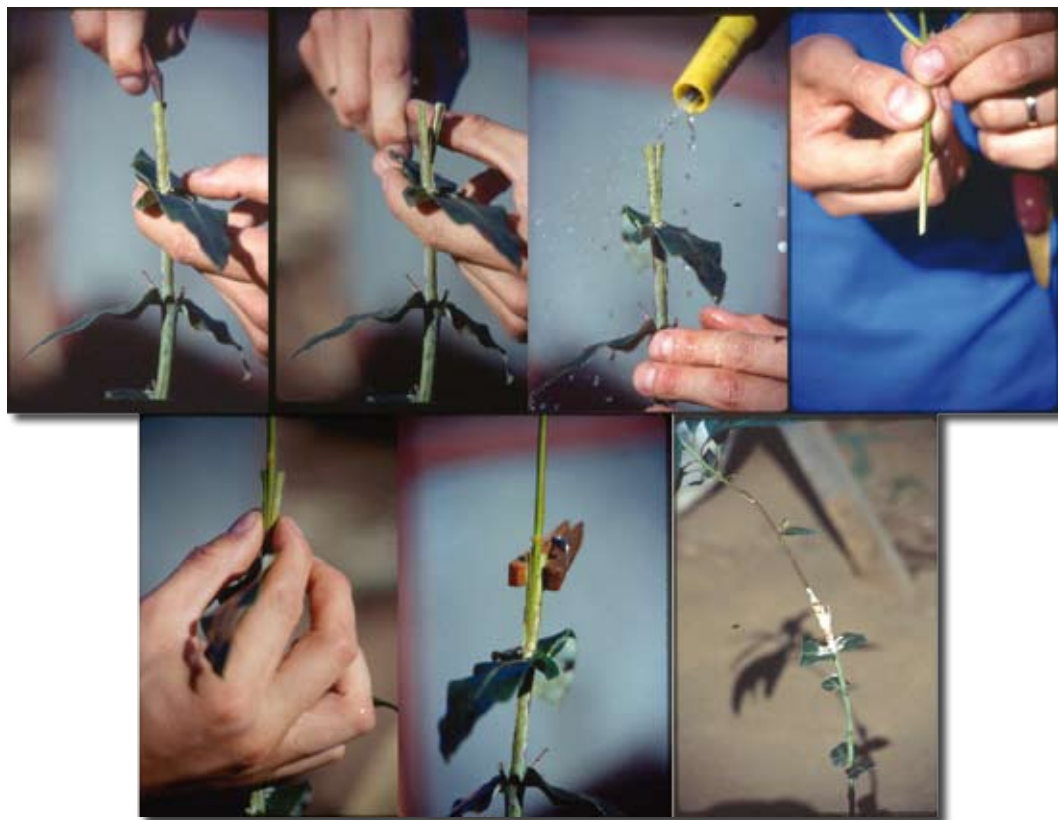


Figura 3.2. Diferentes fases ordenadas en forma secuencial, del proceso de injertación en hendidura de *E. globulus*.

Descripción del injerto: La púa, extraída de la sección apical de las ramas, se corta a una longitud de 15 a 20 cm; luego, se le extrae un 75 % del follaje cortando las hojas a 1/4 de su tamaño.

Al extremo basal de la púa se le da forma de cuña de unos 5 a 6 cm de longitud, comenzando muy superficialmente hasta llegar a la médula, de modo de dejar mayor cantidad de cambium expuesto. Luego, se deposita en agua mientras se prepara el patrón. Al patrón, de sección cuadrada, se le extrae un 50 % del follaje con el propósito de disminuir la superficie de transpiración.

El patrón se corta justo por sobre el lugar de injertación, cercano a la base, pero dejando al menos dos pares de hojas (12 – 15 cm de alto).

El corte de injertación debe ser continuo y uniforme, de 5 a 6 cm de largo, avanzando por el centro de la sección medular, cuidando que el largo sea lo más similar al corte realizado en la púa. Dicho corte se debe mantener cerrado para evitar su desecamiento mientras se procede a realizar el injerto. Se sugiere realizar el injerto sobre un mesón cuidando que la zona de corte quede a la altura de la vista del operador (Moscoso, 1993).

3.1.3 Injerto de Aproximación con Lengüeta en Botella

Las diferentes etapas del injerto de aproximación con lengüeta en botella ordenado en forma secuencial se presentan en la Figura 3.3. En primer término, se muestra la zona de corte del patrón la cual debe ser mojada; los cortes de la púa sumergidos en agua; la púa se incrusta en el área de mayor similitud de diámetro con el patrón; la zona de injerto debe quedar bien sellada y finalmente, la base de la púa se sumerge en un envase con agua.



Figura 3.3. Principales fases del proceso de injertación con lengüeta en botella en *E. globulus*.

Descripción del injerto: Para la realización de este tipo de injerto, la púa debe tener entre 30 a 35 cm de longitud la cual se limpia y elimina, aproximadamente un 75 % del follaje, cortando las hojas hasta 1/4 de su tamaño. En el tallo, se efectúa un primer corte superficial de corteza de, aproximadamente, 6 cm de longitud. Luego, se realiza un segundo corte desde la sección más gruesa hacia la más delgada, hasta aproximadamente 3/4 de la longitud del corte anterior, formando una pequeña lengua. Posteriormente, se introduce en agua mientras se prepara el patrón.

Al patrón se le extraen las hojas y brotes en los 2/3 inferiores, el tamaño de las hojas restantes se reduce a la mitad; se le extrae un trozo de corteza de 6 cm de longitud, dejando el cambium expuesto. Luego, en el sector cortado, 1 cm más abajo del corte inicial, se efectúa un nuevo corte profundo hacia abajo, hasta aproximadamente 3/4 de la longitud del primer corte, formando una pequeña lengüeta.

Las áreas de injertación se unen entrelazando las lengüetas y cuidando, especialmente, que los cambiums de ambas partes, púa y patrón, queden en estrecho contacto, para lo cual se procura tener la máxima similitud de diámetro entre púa y patrón. Luego, se mantiene fija la unión mientras se envuelve el injerto con cinta de injertar. La base de la púa se introduce en una botella con agua, la cual se debe rellenar periódicamente para asegurar buen abastecimiento de agua a la púa (Moscoso, 1993). Una vez comprobado el éxito del injerto, se elimina la porción del patrón que está por sobre este a través de un corte diagonal al tallo; quince días después de la operación anterior se corta la parte basal de la púa y se elimina la botella.

En ambos tipos de injertos es básico que el patrón presente una sección cuadrada del tallo y que todo el proceso se haga bajo un chorro de agua. Para tener éxito en la operación, se requiere de sombreaderos muy básicos en las épocas de mayor insolación.

En un estudio posterior al de Moscoso, se probó la aplicación de diferentes concentraciones de hormonas, en ambos tipos de injertos, los resultados señalan que no hubo efectos positivos en ninguno de ellos. Dosis de ácido indolbutírico (IBA), superiores a 1.000 ppm disminuyeron significativamente la supervivencia de los injertos (Meza, 1997).

3.2 Propagación de Plantas a Partir de Estacas

De todos los métodos de propagación vegetativa que existen, el más empleado en árboles y arbustos, es la propagación por estacas. Se denomina esqueje o estaca a cualquier porción de tallo, raíz u hojas, separada de la planta madre y que, colocadas en condiciones favorables de crecimiento, puedan desarrollar raíces adventicias, sistema aéreo o ambos.

En *E. globulus* el material para producir estacas se puede obtener desde rebrotes de árboles con atributos deseables, ubicados en el bosque; desde setos originados por plantas provenientes de semillas de cruzamientos controlados; desde setos originados por plantas propagadas a partir de embriones. Los setos, pueden estar en jardines de setos plantados directamente al suelo (Figura 3.4); en receptáculos ubicados a cielo abierto o en invernaderos (Figura 3.5) o en bandejas de cultivo hidropónico en invernadero (Figura 3.6).

El seto, como toda planta destinada a producir material para dar origen a estacas, independientemente de sus propiedades genéticas y ubicación, requiere de manejo especializado de manera tal que produzca la mayor cantidad de estacas utilizables y de la mejor calidad posible. La calidad de la estaca esta determinada por su morfología; diámetro, longitud, capacidad de supervivencia durante el proceso de rizogénesis y tasa final de enraizamiento.



Figura 3.4. Jardín de setos de *E. globulus* manejados a cielo abierto (Foto cortesía Carolina Alvarez, estudiante Ing. Forestal UdeC.).



Figura 3.5. Jardín de setos de *E. globulus* en contenedores ubicados a la intemperie y de *E. gunni*, en invernadero.



Figura 3.6. Setos de *E. globulus* cultivados en invernaderos en hidroponía (Foto cortesía Manuel Acevedo Alumno, Esc. Graduados, UdeC).

3.2.1 Manejo de Setos

La formación de la planta madre o seto, se inicia con la poda del tallo de esta cuando el brote logra al menos, 30 cm de longitud. Se dejan 2 a 3 pares de hojas, con el objeto de estimular el desarrollo de brotes laterales, una vez que estos logren una longitud de 30 a 40 cm, se realiza una segunda poda dejando, esta vez, sólo un par de hojas desarrolladas por brote. Cuando la planta ha obtenido las características de biomasa y forma deseada, es llevada al jardín de setos donde se realizarán labores de manejo destinadas a obtener plantas madres con las características deseadas.

El material a usar debe estar en un constante proceso de rejuvenecimiento, lo que se logra con podas sucesivas (podas de revigorización) cuidando, en lo posible, que durante la fase de producción de material, los setos no sobrepasen los 45 a 55 cm de altura.

Uno de los aspectos más importantes en el manejo de los setos para mantener e incrementar su productividad, además de su sanidad, es el manejo del riego y fertilización. Ambas herramienta de manejo deben cumplir la función de estimular la productividad de nuevos brotes, darles la dureza requerida para su cosecha y permitirles permanecer productivos en el tiempo. Ello implica un control riguroso y permanente de ambas labores por lo cual, en jardines de setos de gran magnitud, el tema se maneja con personal especializado con dedicación exclusiva a estas labores.

Manejo del riego en el jardín de setos: el riego se debe manejar de manera tal que durante la fase de brotación primaveral los brotes destinados a cosecha jamás bajen de un contenido de humedad mayor a -0,8 Mpa. Antes de la cosecha 5 a 7 días, los brotes deben bajar los contenidos de agua a niveles cercanos a -1,2 MPa, con el objeto de endurecer los tejidos a cosechar. Realizada la cosecha de material en el seto, se debe volver al régimen de riego anterior, con el objeto de lograr nuevas y buenas brotaciones y realizar más cosechas en el seto, durante la misma temporada. A fines de verano, el riego debe estar enfocado a manejar el proceso de endurecimiento del seto para que este soporte las bajas temperaturas del invierno, etapa en la cual debe estar en el mayor y más prolongado reposo vegetativo posible. Para el endurecimiento de los setos a fines del verano, la frecuencia de riego debe bajar gradualmente, hasta lograr contenidos de humedad de punto de marchitez permanente en los primeros 30 cm de profundidad del suelo.

Manejo de la nutrición en los setos: El manejo nutricional de los setos es específico y es determinante en la productividad de los mismos. Se realiza de manera diferenciada, al inicio y en plena fase productiva de material a reproducir, el seto se mantiene en niveles de consumo de lujo en macroelementos y durante la fase de mantención, en donde los requerimientos nutricionales están destinados a almacenar reservas e inducir reposo fisiológico, son absolutamente diferentes en la misma planta.

El estatus nutricional del material a cosechar es de vital importancia en la tasa de enraizamiento de las estacas (Valdés, 2005). Especial importancia tienen los niveles de nitrógeno en el follaje del

material destinado a la confección de estacas el que debe oscilar, idealmente, entre 3,0 y 3,5 % para el elemento. Estacas con niveles inferiores a éste producen plantas con tallos débiles, mientras que estacas con niveles superiores son demasiado succulentas, por lo cual requieren de cuidados especiales del manejo del agua en la planta para evitar problemas en el control de hongos y deshidratación del material. El manejo nutricional del seto debe considerar fertilizaciones periódicas ricas en nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K) y calcio (Ca), con la finalidad de obtener una gran cantidad de vástagos, además de proveer de estacas con el nivel de lignificación deseado.

Los niveles de los diferentes elementos en la fase previa a la cosecha de material a reproducir se estima que debe estar alrededor de los siguientes valores por elemento (Tabla 3.1):

Tabla 3.1. Niveles de macroelementos de material para propagación a partir de estacas en setos de *E. globulus*.

Elemento	Porcentaje (%)
N	3,0 – 3,5
P	0,20 – 0,27
K	1,3 – 1,7
Ca	0,50 – 0,70
Mg	0,30 – 0,50

Valdés (2005), establece que los setos de mayor productividad en *E. globulus*, durante la etapa de cosecha, tienen una relación N : P : K de 84 %: 3 %: 13 %, respectivamente. A mediados de otoño, con la finalidad de reducir el daño por heladas, las plantas madres deben ser podadas por sobre los 50 cm y bajo los 80 cm de altura, actividad que debe ir acompañada de una fertilización de endurecimiento que se caracteriza por ser baja en nitrógeno y mantiene los niveles del resto de los elementos. El objetivo es que el contenido de nitrógeno en el follaje del tercio superior del seto, baje a valores que oscilen entre 1,5 y 2,0 %. Una vez finalizado el invierno los setos deben ser podados nuevamente para eliminar todo el material que haya sufrido daños por frío (Jaque, 2001).

Después de la poda primaveral, se deben iniciar las fertilizaciones periódicas ricas en nitrógeno y fósforo las que se acompañan de riegos frecuentes, los que tienen como finalidad favorecer el desarrollo del seto. En las áreas de setos se deben realizar las medidas culturales necesarias para mantener las plantas madres libres de malezas y plagas (Jaque, 2001).

3.2.2 Factores que Regulan el Enraizamiento

El enraizamiento de estacas depende de una serie de factores, algunos inherentes a la planta y otros conocidos como externos, relacionados con el medio en el cual serán cultivadas las estacas.

3.2.2.1 Factores inherentes a la planta

Dentro de los factores internos destacan la edad del material, la posición de la estaca dentro del brote, capacidad natural de enraizamiento, el estado nutricional del seto, dimensiones de la estaca, época de enraizamiento e influencia de las hojas.

Edad del material: Existe consenso entre propagadores y genetistas que cuando un árbol tiene el tamaño y la edad para ser evaluado presenta problemas para ser propagado, debido a que sus tejidos son muy maduros. Propagar árboles a partir de material maduro conlleva heterogeneidad en la rizogénesis y vigor de las plantas obtenidas y problemas similares, en las plantas que se reproducen a partir de ese material original. Este problema se resuelve a través del rejuvenecimiento del material a propagar lo que se puede lograr a través de injertos sucesivos en combinación con macro y micropropagación y, a través de podas sucesivas en el manejo de setos.

Como en muchas especies, en *E. globulus* las estacas provenientes de madera semi dura logran mayores tasas de enraizamiento que las de madera blanda y madera dura. Debido a lo anterior, muchos propagadores le dan gran importancia al diámetro de la estaca por la relación de esta variable morfológica, con las características de la madera de la misma. Las estacas más delgadas, generalmente, son suculentas y se deshidratan rápidamente, lo que implica un manejo ambiental con mayor humedad relativa lo que trae como consecuencia, un aumento del riesgo de pérdida por ataques de hongos. Además, si logran enraizar, las plantas tienen menores dimensiones que las provenientes de estacas con mayor diámetro, situación que dificulta su manejo en las fases posteriores de viverización. Por otro lado, si se emplean estacas demasiado lignificadas estas tienen una baja capacidad rizogénica.

Posición de la estaca dentro del brote: Existe una estrecha relación entre la posición de las estacas dentro del seto y el enraizamiento de éstas, las estacas más próximas a la base son las que poseen un mayor porcentaje de arraigamiento.

En general, las estacas basales enraízan mejor que las apicales, debido a la relación directa, entre distancia del brote y células iniciales que originarán la planta y su capacidad rizogénica. Si los brotes se cortan a inicios de la etapa de crecimiento, el número de estacas es menor, debido a que la lignificación del material afecta negativamente el crecimiento de los brotes, con lo cual se tiene menor material y de internodos más cortos. Después de realizada la cosecha, el material apical del seto debe ser removido para favorecer el incremento de brotes basales y evitar el crecimiento en altura del seto (Jaque, 2001).

Cuando se utiliza material cosechado de tocones en el bosque o de brotes estimulados en el fuste de árboles en pie, se debe utilizar la parte central del brote (madera semi dura) que tenga sección cuadrada. Cuando se cosecha material proveniente desde setos, es recomendable utilizar estacas cercanas a la base del brote siempre de madera semi dura y de sección cuadrada. Las estacas provenientes de la base, de sección redonda y las apicales, deben ser desechadas por el nivel de enraizamiento que presentan.

Capacidad de enraizamiento: Uno de los criterios básicos de selección del material a propagar en *E. globulus* es la capacidad natural que tiene un clon para enraizar. Al respecto, se estima que el material a propagar entra al proceso reproductivo operacional cuando su capacidad de enraizamiento está por sobre el 60 %. Valores inferiores encarecen y dificultan la producción de plantas. Las razones de tanta diversidad en la capacidad rizogénica de un banco clonal, en formación, son múltiples y de diferente índole y cuyo análisis no es temario de este documento por su especificidad. En Europa, existe un programa de mejoramiento que se inició con una población de alrededor de 1.500 árboles diferentes, a los tres años, más del 60 % había sido eliminado por recalcitrantes. Los propagadores que deben producir plantas a gran escala, a veces varios millones, le dan mucha importancia a este aspecto.

Tamaño de la estaca: El corte basal de la estaca debe ser recto y limpio. El diámetro de la estaca debe ser entre 3 – 5 mm, la longitud de 8 – 12 cm. Cuando la estaca proviene de material cosechado en jardines de setos manejados a cielo abierto, es adecuado utilizar estacas de alrededor de 10 cm de longitud y 4 mm de diámetro. La estaca se prepara haciendo un corte recto en su base y 3 a 4 cm más debajo de una zona internodal. En el material proveniente de setos cultivados en hidroponía, la longitud se reduce a no más de 3 cm y el diámetro a 1 o 1,5 mm.

Follaje de la estaca: Las hojas en las estacas son consideradas elementos esenciales para su enraizamiento ya que se les atribuye una parte del aporte de carbohidratos en la formación de raíces. Muñoz (1997) estudió el efecto de la interacción del número de hojas de la estaca y la concentración de auxinas; concluyó que las estacas con dos pares de hojas iniciales, producen plantas con mayor peso seco, volumen radicular y cantidad de raíces, que aquellas que sólo tenían un par de hojas. Sin embargo, el empleo de estacas con más de un par de hojas involucra una mayor cantidad de material a producir por seto, debido a que el empleo de este tipo de estacas descalifica a una gran cantidad de brotes, puesto que estacas con éstas características, no son fáciles de encontrar. Ello implica un aumento de las superficies de setos para obtener la misma cantidad de estacas. Las estacas con dos pares de hojas tienden a perder las hojas basales, lo que implica un mayor riesgo de infestación por hongos en el cultivo (Jaque, 2001).

Debido a lo anterior, se ha masificado el empleo de estacas con un solo par de hojas, determinación que permite un mejor aprovechamiento del material generado por los setos ya que en estas son más fáciles de encontrar y/o confeccionar dentro de la ramilla (Figura 3.7). Durante su confección se les debe remover entre el 50 – 60 % del follaje tratando de dejar entre 20 y 30 cm² de área foliar, con el objeto de disminuir el área de pérdida de agua de la planta (*op. cit.*).

De una ramilla se puede obtener más de una estaca, ya que en *E. globulus*, a diferencia de *Pinus radiata*, no hay efecto en la tasa de enraizamiento de estacas provenientes de distintas secciones u ordenes de la ramilla cuando estas son cosechadas de los brotes basales de la planta madre (*op. cit.*).



Figura 3.7. Estacas de *E. globulus* con un solo par de hojas (Foto cortesía Carolina Alvarez, estudiante Ing. Forestal, UdeC).

Época de cosecha: En todos los lugares en que se reproduce *E. globulus* a partir de estacas obtenidas desde setos manejados a cielo abierto, la época de cosecha va desde mediados de primavera (octubre), hasta mediados de verano (enero). En otras épocas, invierno y otoño, las tasa de enraizamiento, para un mismo material de origen, decrece significativamente o simplemente no ocurre. En algunos lugares cuando desean adelantar el inicio de la época de cosecha, ponen a los setos en condiciones ambientales similares a las requeridas para el enraizamiento de las estacas y de esta manera, pueden iniciar la cosecha con buenos resultados, 2 a 3 semanas antes. El cultivo de setos en hidroponía permiten una ventana de cosecha más amplia y por lo tanto, complementaria a la anterior. En viveros que deben producir gran cantidad de plantas y los setos a cielo abierto, no alcanzan a cubrir las necesidades de material o el espacio de cultivo disponible no permite cubrir toda la producción con un solo sistema de setos, es recomendable y conveniente el empleo de la combinación de ambos métodos.

3.2.2.2 Factores Inherentes al Medio

De los factores externos que influyen en el proceso, se pueden destacar las condiciones ambientales del lugar de enraizamiento, características del sustrato y hormonas utilizadas.

Condiciones ambientales: La mejor condición ambiental para un rápido y alto porcentaje de enraizamiento es realizar el proceso con una humedad del 100 % con neblina a un nivel de visibilidad menor a 1 m de distancia; temperatura ambiental entre 16 y 18 °C y temperatura de sustrato entre 21 y 23 °C, y con niveles de CO₂ entre 1.500 y 2.000 ppm, todos los factores aplicados en forma constante. Bajo esas condiciones el proceso dura entre 10 y 12 días en clones con buena tasa de enraizamiento. Ello, se hace en invernaderos herméticos con tecnología para disipar o reincorporar la neblina adecuada en un periodo de tiempo que oscila entre 2 y 5 minutos.

En el país se trabaja, muy exitosamente, utilizando tecnología menos sofisticada que la indicada en el párrafo anterior, logrando altas tasas de enraizamiento y porcentaje de plantas plantables. En general, se trata de trabajar con valores de temperaturas cercanas a las ya indicadas pero con niveles de humedad ambiental más bajos y probablemente con niveles inferiores de CO₂. La diferencia entre ambas tecnologías comentadas es la velocidad con que se logra la rizogénesis.

Cuando el vivero no cuenta con instalaciones de ambiente controlado, la fase de establecimiento debiese realizarse cuando en el interior del invernadero se logren acumular, a nivel del sustrato, al menos 12 horas por sobre los 20 °C. En el manejo ambiental, se debe evitar el riego a saturación del sustrato y debe haber buena ventilación para evitar la aparición de agentes patógenos como *Botrytis*.

Contenedores: Cuando se produce plantas en confinamiento el contenedor a seleccionar debe ser aquel que permita producir la máxima cantidad de plantas por unidad de superficie, sin afectar la calidad de ellas, en el menor tiempo posible y que sean aptas para las condiciones climáticas de la zona de plantación (Landis *et al.*, 1990).

En la producción de plantas, a partir de estacas, se da el contra sentido que no obstante que el proceso se realiza en ambiente semi controlado, la mejor cavidad a utilizar es la de presentación individual (Figura 3.8). Ello, porque las estacas aunque provengan de la misma planta madre, brote y clon, en ambientes semi controlados siempre habrá una diferencia de la velocidad de enraizamiento entre ellas, de manera tal, que las que terminen primero la fase de establecimiento, se pueden extraer desde las bandejas porta contenedores y darles el manejo diferenciado que requieren. Además, permite la reutilización rápida de las bandejas cuando hay cavidades en las que no hubo éxito en el proceso.



Figura 3.8. Bandeja con estacas de *E. globulus* establecidas en cavidades individuales en pleno proceso de rizogénesis.

Además, cuando las condiciones lo requieren se puede manejar o aumentar la distancia entre plantas proporcionándoles un mayor espaciamiento con lo que se puede mejorar algunas de sus características morfológicas.

Donoso (1994), señala que por cada mes de permanencia de las plantas en el vivero, se debe considerar, al menos, 10 cm³ de volumen de sustrato por cavidad. Antecedente que puede ayudar a definir el volumen del contenedor a utilizar al iniciar el establecimiento del vivero para propagar plantas a partir de estacas.

El contenedor debe proporcionar un área suficiente para permitir el desarrollo de un follaje sano en toda la planta, el que debe permanecer hasta el momento de la plantación (Faulds, 1994). Debe proporcionar las condiciones para el desarrollo del sistema radicular, una buena distribución vertical y horizontal de las raíces y un volumen de sustrato que permita soportar el follaje de la planta.

El drenaje se logra mediante los orificios ubicados en la base del contenedor y diseñados de manera tal que aseguren la contención del sustrato, y a su vez, permita la evacuación del exceso de agua. Además, debe facilitar la poda de las raíces, producto de la desecación de ellas, mediante la circulación de aire bajo éste (Jaque, 2001).

En *E. globulus* cuyas plantas en promedio permanecen entre 6 y 7 meses se cultivan bien en contenedores de 130 a 140 cc con una densidad máxima de 400 plantas por metro cuadrado. Densidades mayores producen plantas etioladas que pierden follaje en la parte basal, el que posteriormente se transforma en una fuente de inóculo de hongos que afectan su sobrevivencia (Jaque, 2001). Además de las características antes mencionadas, se debe tener presente que el tamaño, especialmente longitud de este, debe estar en relación con el sitio al cual serán destinadas las plantas al momento de la plantación. Al respecto, contenedores más largos favorecen el éxito de la plantación en zonas con mayor estrés hídrico estival (Salgado, 1995).

Si el vivero utiliza como criterio de producción el concepto de plantas sitio específico, es probable que en el proceso se empleen dos longitudes diferentes de contenedores pero de igual diámetro. En este caso, se debe cuidar que por partida de reproducción se debe utilizar un solo tipo de contenedor ya que el manejo ambiental, además de la especie, considera al tamaño y tipo de contenedor.

Sustrato o medio de crecimiento: El medio de enraizamiento además de mantener firme a la estaca en el contenedor, debe proporcionarle a esta las mejores condiciones ambientales, disponibilidad de agua y aire, para que realice el proceso de rizogénesis en el menor tiempo posible.

Seguramente habrá tantos medios de crecimientos ideales como consultas se hagan al respecto. Se está en condiciones de informar que en el país, entre otras, se ha utilizado en el proceso de enraizamiento de estacas de *E. globulus*, los siguientes materiales solos y en las mezclas y proporciones que se indican:

• Perlita - vermiculita	50 y 50 %; 40 y 60 %
• Perlita – vermiculita – turba	20 - 40 y 40 %
• Vermiculita - turba	50 y 50 %
• Vermiculita	100 %
• Compost corteza de pino - turba	80 y 20 %
• Compost corteza de pino	100 %
• Aserrín – corteza pino – turba	40 - 40 - 20 %
• Arena – Turba	80 – 20; 60 – 40 %

Es probable que en el listado precedente, falten materiales y mezclas que pertenezcan “al secreto” de algunos propagadores. En la Figura 3.9, se muestra una cama caliente cuyo medio de crecimiento es perlita y vermiculita en mezcla de 50 y 50 % y probablemente, funcione muy bien como medio de crecimiento en ella. Pero la misma mezcla, en un contenedor de 60 cc y en otro de 130 cc, tendrá un comportamiento absolutamente diferente porque cambiarán los valores de las distintas porosidades.



Figura 3.9. Cama caliente con estacas de *E. globulus* con mezcla de perlita y vermiculita.

Como se explicó en el capítulo I, el mejor medio de crecimiento siempre será el más barato y de mayor disponibilidad en el lugar en el cual se esté propagando, y cumpla los requerimientos de porosidades en el receptáculo que se vaya a utilizar. Todas las mezclas pueden ser buenas y malas si cumplen o no, con los rangos de porosidades en los cuales se logran las mayores tasas de enraizamiento con *E. globulus* lo cual depende, principalmente, de la granulometría del medio de crecimiento, porcentaje de distribución del tamaño de sus partículas, volumen y longitud del contenedor utilizado y grado de compactación durante el llenado del mismo.

Los valores de los rangos de las diferentes porosidades en los cuales se logran altas tasas de enraizamiento con la especie, se presentan en la Tabla 3.2. Tienen, como factor común, que en todos ellos, no hay problemas de comportamiento del agua en el contenedor.

Tabla 3.2. Rangos de valores de porosidad total, de aireación y de retención en el medio de crecimiento en los cuales se logra rizogénesis en *E. globulus*.

	Porosidad total	Porosidad de aireación	Porosidad de retención
	(%)	(%)	(%)
	75	35	40
	63	23	40
Media	69	29	40

Aplicación de hormonas. Todas las plantas poseen hormonas que les permiten realizar el proceso de rizogénesis en forma natural. La mejor o peor época de enraizamiento de un órgano vegetal está relacionada con el contenido de hormonas endógenas en el tejido a reproducir. Si el contenido natural de auxinas es alto, es muy probable que no requiera del apoyo de reguladores de crecimiento u hormonas exógenas para que el proceso de rizogénesis se produzca; será habilidad del propagador conocer la fisiología del cultivo con el cual esté trabajando y como alterarlo en beneficio de su gestión. El contenido de hormonas endógenas cambia de especie a especie, de variedad a variedad, de clon a clon y lo más importante, de época a época. Esta debiera ser, la explicación de diferencias tan notorias en el enraizamiento entre clon y clon en un jardín de setos y es altamente probable, que esté muy relacionada con las diferencias de fenología entre los diferentes clones.

El empleo de reguladores de crecimiento en *E. globulus* es una práctica común y la más utilizada, es el ácido indolbutírico (IBA) en cualquiera de sus formulaciones y modo de empleo. Las concentraciones varían entre 0,3 y 1 % siendo las más usadas entre 0,5 a 0,8 % (5.000 a 8.000 ppm); la mayoría de los estudios realizados al respecto, con esta y con otras especies, reportan que su empleo no aumenta al porcentaje de estacas enraizadas, pero si acelera al proceso de rizogénesis e incrementa la cantidad de raíces en la estacas enraizadas (Muñoz, 1997). También se ha utilizado el ácido naftalenacético (ANA) puro y en combinación con IBA.

La hormona se encuentra en el mercado en diferentes formulaciones y concentraciones y las preferencias de su empleo, están dadas por diferentes aspectos por ejemplo, una característica de la hormona formulada en gel o en polvo talco es que se comercializan a concentraciones puras o preestablecidas, por lo tanto, no es fácil la obtención de una concentración distinta a la ofrecida en el comercio, ya que en la fabricación de éstas se requieren instalaciones especializadas, a diferencia de la hormona líquida que sólo requiere ser diluida en un poco de agua destilada para variar su concentración, y de esta forma, obtener la nueva concentración deseada (Jaque, 2001).

3.3 Etapas de la Propagación Vegetativa a Partir de estacas

Como todo proceso de producción de plantas, en la propagación de *E. globulus* a partir de estacas se distinguen tres fases: Establecimiento, pleno crecimiento y endurecimiento de plantas.

3.3.1 Fase de Establecimiento

La fase de establecimiento comienza cuando las estacas se ubican en el sustrato y termina cuando, una vez enraizadas, finalizan la etapa de aclimatación para abandonar el invernadero en el cual enraizaron y su sistema radicular ha sobrepasado la longitud del contenedor (Figura 3.10). La duración de esta etapa varía desde algunas semanas hasta más de 3 meses, dependiendo básicamente, de las condiciones ambientales del enraizamiento, época de instalación y el clon a propagar.



Figura 3.10. Planta de *E. globulus* producidas a partir de estacas al término de la fase de establecimiento.

Desde que la estaca es cosechada en el seto hasta que es instalada en el medio de crecimiento, no debiese transcurrir más de una hora, tiempos mayores implican pérdida de humedad del material a enraizar lo que afecta su futura tasa de enraizamiento.

Antes de instalar la estaca se recomienda un baño con una mezcla de fungicidas sistémicos y de contacto (Figura 3.11). La forma de aplicación del fungicida está directamente relacionada con la forma de la utilización de la hormona enraizante. Cuando se utiliza AIB líquido, este va asociado a un fungicida en polvo, es decir, primeramente se sumerge la base de la estaca en una solución líquida o gel con la hormona enraizante y posteriormente, se aplica a la base de la estaca el fungicida. Cuando el fungicida se aplica mediante inmersión rápida de las estacas en una solución, el AIB se aplica en polvo en la base de la estaca.

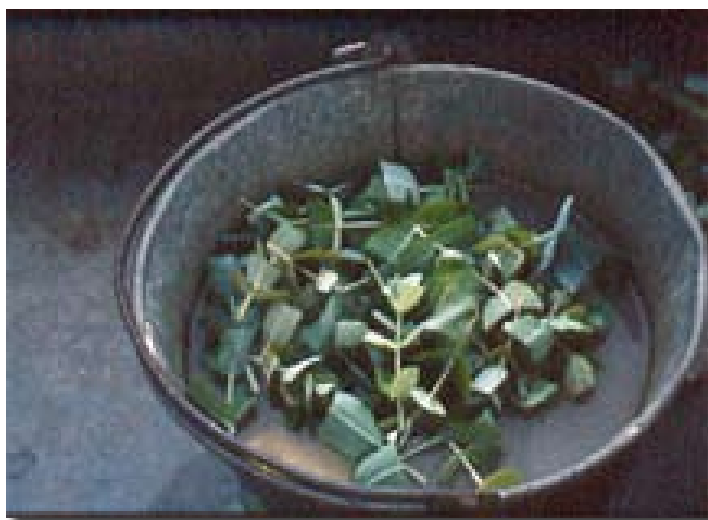


Figura 3.11. Estacas de *E. globulus* bañadas en una solución con fungicida.

La utilización de la hormona líquida no es recomendable por algunos propagadores ya que como las estacas permanecen en agua durante su confección, en el momento en que se realiza la inmersión de la base en la hormona, el agua que escurre diluye la concentración del enraizante. Prefieren la hormona formulada en gel y en polvo talco porque tienen una mayor consistencia, lo que permite visualizar la eventual disminución de esta y facilita determinar cuando renovar la solución para mantener las concentraciones requeridas.

Si se opta por el empleo de soluciones líquidas, debido a las concentraciones utilizadas, la inmersión debe ser rápida, alrededor de cinco segundos, ya que mayores tiempos de inmersión (más de 10 minutos) disminuyen los porcentajes de enraizamiento y producen un enrojecimiento de las estacas. Probablemente, por un problema de deshidratación que se origina como consecuencia de la concentración del alcohol utilizados en su formulación.

Instalación de las Estacas: La instalación de las estacas se debe hacer en un ambiente de temperatura y humedad controlada, con el fin de evitar deshidratación en las estacas; de preferencia se debe utilizar el mismo invernadero en que serán cultivadas, para evitar daños por transporte de las bandejas desde el sector de instalación al de cultivo.

Con el fin de evitar deshidratación durante la confección de las estacas se les debe sumergir en agua la cual debe mantener una temperatura que oscile entre los 20 a 25 ° C.

Como la longitud de la estaca no afecta su tasa de enraizamiento, en su confección se debe tener la precaución de confeccionarla de manera tal que pueda ser enterrada, al menos, a 3 cm de profundidad en el medio de cultivo y que tenga una altura de a lo menos 5 cm sobre el nivel del sustrato (Figura 3.12).

Se debe tener la precaución de que, con posterioridad a la instalación la sección de las estacas que queda sobre el sustrato, tenga la misma longitud o altitud evitando la formación de micro-climas al interior del invernadero.



Figura 3.12. Estacas de *E. globulus* en fase de establecimiento con disminución del follaje y establecidas a una misma altura del sustrato.

Manejo Ambiental: El manejo ambiental se inicia junto con la instalación de las estacas en el invernadero, ya que como se ha mencionado anteriormente éstas son muy sensibles a sufrir daños por deshidratación. Se recomienda que la humedad relativa en el ambiente de enraizamiento de las estacas, no debe ser inferior al 60 % ni superior al 90 %. Niveles inferiores provocan deshidratación y niveles superiores favorecen la proliferación de patógenos especialmente de *Botrytis*. Para mantener el nivel de humedad indicado, se utiliza aspersiones o nebulizaciones intermitentes, que permitan mantener una película de agua muy fina sobre las hojas con el objeto de reducir la tasa de transpiración.

La temperatura ambiental durante el período de enraizamiento no debe ser inferior a 15 °C y la superior puede alcanzar hasta 35 °C, sin perjudicar el proceso. En general, es aconsejable mantener temperaturas altas, ya que éstas aceleran el proceso de enraizamiento. La temperatura a nivel de sustrato debe ser cercana a los 22 °C, ya que para *Eucalyptus* ésta es la temperatura ideal para iniciar la rizogénesis (Jaque, 2001).

Es muy importante elegir en forma correcta el sistema de control ambiental a utilizar. Si el nebulizador o mist, produce una gota muy gruesa, las aspersiones necesarias para mantener la humedad requerida deben ser más frecuentes lo que termina saturando el sustrato y favoreciendo la proliferación de hongos en la base de las estacas (*op. cit.*).

Fertilización: Algunos propagadores recomiendan que durante esta etapa de desarrollo el medio de cultivo sea rico en fósforo, por estimarlo necesario y esencial para el desarrollo radicular de las plantas, por lo tanto, sugieren que la fertilización debe estar enfocada a proveer de este elemento a la estaca en el mismo instante en que ésta comienza la rizogénesis.

El fósforo puede ser aportado directamente al sustrato mediante la incorporación de un fertilizante de lenta entrega o por aplicaciones periódicas a través de un sistema de fertirrigación. La incorporación del fertilizante mediante la fertirrigación trae como consecuencia una disminución de la aireación y un aumento de la saturación del sustrato, además de bajar su temperatura (Jaque, 2001).

La mejor forma de proporcionar el fósforo a la planta es una combinación de los dos métodos, es decir una incorporación al sustrato mediante los fertilizantes de lenta entrega y fertilizaciones periódicas con un fertilizante soluble. La incorporación en forma mixta tiene como finalidad que la planta tenga, en todo momento y sobre todo al inicio de la rizogénesis, al fósforo disponible en el sustrato. Las aplicaciones en forma periódica mediante fertirrigación, bajo el sistema mixto, son con menor periodicidad y en menor cantidad que si no se le incorporara un fertilizante de lenta entrega al sustrato (*op. cit.*).

Manejo sanitario: Como se mencionó, durante el proceso de enraizamiento las estacas son susceptibles a sufrir daños por estrés, motivo por el cual es común que se produzcan pérdidas al interior de los invernaderos, como consecuencia de muerte de tejidos y/o estacas y por otro lado, debido a las condiciones ambientales que hay al interior del invernadero, el cual es propicio para el desarrollo de patógenos. Producto de la presencia de material muerto y los niveles de temperatura y humedad al interior de los invernaderos, es que proliferan con mucha facilidad hongos especialmente *Botrytis*.

Se deben realizar aplicaciones periódicas de fungicidas, con la finalidad de evitar la proliferación de patógenos, los que deben ir alternando entre productos sistémicos y de contacto. Además, es conveniente mantener otro tipo de medidas culturales tales como la eliminación de tejidos muertos y/o infestados y realizar desinfecciones previas al medio de cultivo.

Aclimatación previa: Esta es una fase intermedia entre el término del enraizamiento y el instante en el cual las plantas están listas para ser retiradas desde el invernadero en el cual cumplieron la fase de establecimiento. El tiempo transcurrido entre estas dos fases es de apenas unos pocos días y su objetivo, es acondicionar las plantas para que no sufran un shock al momento del traslado al sombreadero. Las labores culturales que involucra este acondicionamiento contemplan la disminución en forma paulatina de las aspersiones de los nebulizadores a fogger y realizar aberturas graduales de los faldones de los invernaderos. De esta forma, gradualmente se va disminuyendo la humedad relativa al interior de los invernaderos logrando que ésta sea lo más parecida a la humedad ambiental exterior, preparando de esta manera a las plantas para soportar la deshidratación y evitando pérdidas por desecación, durante los primeros días en el sombreadero (Jaque, 2001). Este proceso se facilita cuando los invernaderos están implementados con ventiladores que puedan generar vientos, sobre el follaje de las plantas, con velocidades que no superen los 3,5 Km/h.

3.3.2 Fase de Pleno Crecimiento

La fase de pleno crecimiento se inicia una vez que las estacas enraizadas, han finalizado la fase de aclimatación o endurecimiento al estrés hídrico y finaliza, cuando han alcanzado alrededor del 80 % de la altura final deseada. Su duración es variable ya que es absolutamente dependiente de la intensidad del manejo que se le de al crecimiento en altura el cual dependerá de la fecha en la cual lograron el enraizamiento; del esquema de riego y del esquema de fertilización nitrogenada que se les aplique. Las estacas enraizadas, que fueron instaladas a principio de temporada poseen una fase de crecimiento más larga y menos acelerada que aquellas que fueron instaladas al final de la temporada.

En la planificación del proceso de producción de plantas de *E. globulus* a partir de estacas, la duración de la fase de pleno crecimiento, es un importante factor a considerar ya que en la programación de la producción de las plantas, se debe considerar utilizar el invernadero en más de una oportunidad con el objeto de dar un uso más intensivo a la capacidad instalada. Por lo tanto, el proceso de crecimiento se debe manejar de acuerdo a la época de instalación de las estacas y de esta forma, obtener el mayor número de plantas terminadas al momento de iniciar la fase de endurecimiento, con la finalidad de homogeneizar el material al comenzar la última fase del desarrollo (Jaque, 2001).

Manejo del riego: En esta fase, el riego cumple dos funciones: primero proporcionar una adecuada disponibilidad de agua a la planta para su crecimiento y segundo aportar nutrientes a las plantas mediante la fertirrigación. En esta fase, se utiliza un tamaño de gota mayor que en la fase anterior. Durante la primera semana los riegos se deben realizar varias veces al día con un bajo volumen de agua, con el objeto de mantener el follaje siempre húmedo y evitar deshidratación. Transcurrido este periodo, se aumenta el volumen de agua y se da por terminada la fase de aclimatación la que fue iniciada en la última semana de permanencia en invernadero (*op. cit.*).

Posteriormente los riegos se repiten cuando el medio de crecimiento, en el contenedor, ha perdido un 30 % del agua aprovechable. La frecuencia en el tiempo variará con las condiciones climáticas imperantes en el lugar en que esté establecido el vivero (*op. cit.*).

Para definir cuando regar se pueden emplear diferentes criterios, uno de ellos consiste en tomar plantas de mayor biomasa y retirarlas del contenedor y a través de una inspección visual determinar la necesidad de regar; otro, es utilizar plantas de tamaño medio y a través del peso, determinar el nivel de agua en el sustrato y definir cuando regar; un tercer criterio, consiste en utilizar sensores de humedad del sustrato y a través de sus lecturas, definir cuando regar.

Manejo nutricional: Como se indica en el capítulo 4 durante esta fase el esquema de fertilización busca llevar a las plantas a niveles de consumo de lujo de los principales macroelementos. En la fase de pleno crecimiento la fertilización involucra la incorporación de todos los elementos, tanto macro como micro nutrientes, que la planta requiere para el desarrollo y crecimiento en biomasa.

En la fertirrigación se utilizan fertilizantes solubles, los que son disueltos en una baja cantidad de agua (solución madre) y son incorporados al sistema de riego mediante un sistema de inyección. En la actualidad el sistema de inyección más utilizado es el Dosatrón, el que tiene la particularidad de mantener siempre constante la proporción de inyección del fertilizante independiente de las variaciones del caudal en el sistema de riego, a diferencia de las bombas de inyección, que entregan una cantidad fija de solución madre, independientemente del caudal de riego, por lo que varía la proporción de fertirrigación.

Las plantas de *Eucalyptus* son muy sensibles a las variaciones del pH y a los aumentos de la conductividad electrolítica (CE) en la solución de riego, por lo tanto, es conveniente realizar mediciones previas a la aplicación de cualquier solución nutritiva de ambas variables para corregir eventuales errores antes de aplicarla. Para realizar estas mediciones se retira el sustrato de una planta, se deja remojando en agua destilada y se miden las variables en la solución. Si existieran variaciones en el pH y un aumento de la CE a valores no deseados, se pueden realizar las correcciones necesarias aplicando agua de riego a todas las plantas para lavar las sales presentes en el sustrato (Jaque, 2001).

Algunos viveristas prefieren utilizar fertilizantes con soluciones ya preparadas por un fabricante, argumentando para ello, que éstas han sido probadas controlando las relaciones entre elementos y la precisión de la formulación, la que se mantiene estable a través del tiempo. Además, agregan que las sales utilizadas no afectan mayormente el pH y el fabricante entrega tablas con los aumentos de la CE por cada litro de solución, agregan que muchos de estos productos proveen de los microelementos que la planta requiere.

Todo lo anterior, se puede lograr con mezclas hechizas con la ventaja de que estas se pueden ir modificando, constantemente, de acuerdo a los requerimientos del cultivo.

Es conveniente realizar análisis fitoquímicos periódicos con el fin de evaluar la eficiencia de la fertilización aplicada, el análisis de nutrientes en la planta refleja la captación real de elementos por parte de ella; los análisis del sustrato, sólo miden la disponibilidad de estos a nivel radicular.

Manejo sanitario: El manejo sanitario durante esta etapa no es muy crítico mientras se mantengan las medidas culturales necesarias para prevenir el ataque de hongos, en especial *Botrytis*.

Entre las medidas culturales a implementar se pueden mencionar las siguientes:

- Eliminación de hojas muertas en la base de la planta.
- Aislar las bandejas, que tengan ataque, del resto de las plantas.
- Aplicación semanal de fungicidas para prevenir el ataque de hongos.
- Mantener la turgencia de la planta para evitar la muerte de tejidos.
- Prevenir el daño de plantas por cualquier agente ya sea físico o mecánico, de esta forma se previene la muerte de tejidos.

3.3.3 Fase de Endurecimiento

La fase de endurecimiento comienza una vez que alrededor del 80 % de las plantas han alcanzado entre el 80 al 90 % de la altura final deseada. Durante esta fase las plantas culminan su crecimiento en altura, diámetro de cuello y crecimiento radicular. Además, se les induce los atributos del comportamiento deseados tales como resistencia al estrés hídrico, al frío y alto potencial de crecimiento radicular, factores que contribuyen a mejorar su futuro comportamiento en terreno.

El proceso se inicia con la detención del crecimiento en altura, a través del manejo del riego y fertilización nitrogenada y finaliza, cuando los atributos del comportamiento han logrado los valores deseados. Ello implica que se trata de una etapa de constantes evaluaciones de las plantas.

Se tiende a confundir el endurecimiento, con el hecho de someter a las plantas a un estrés hídrico y nutricional, llegando a niveles mínimos de supervivencia. Ello puede y de hecho detiene el crecimiento en altura y también, disminuye la actividad metabólica de las plantas pudiéndoles causar daños fisiológicos irreparables. Quizás sea importante recordar que la técnica de cultivo del bonsái está basada en la aplicación de este tipo de estrés a las plantas.

Manejo del riego: Durante la etapa de endurecimiento el manejo del riego es uno de los factores más importantes a considerar para el acondicionamiento de las plantas, debido a que éste es el segundo factor en importancia en el manejo de su crecimiento en altura.

Una vez iniciada la fase de endurecimiento se debe disminuir paulatinamente la intensidad de riego hasta llegar a una humedad, en el medio de crecimiento, a niveles de punto de marchitez permanente (PMP). El potencial hídrico en el tallo, se debe reducir a valores que oscilen entre -1,2 a -1,5 MPa, de esta forma, se reduce el crecimiento en altura y se inicia el proceso de endurecimiento.

Manejo nutricional: La fertilización, durante la fase de endurecimiento, debe ser baja en nitrógeno y mantener la concentración del resto de los elementos en la solución. Si bien el potasio no es constituyente de ningún órgano de la planta, su importancia radica en que es utilizado en la mayor parte de los procesos metabólicos y es un promotor de la resistencia al estrés. Por ello, se menciona como uno de los elementos más importantes a incorporar durante esta fase de desarrollo.

Es muy importante mantener un buen status nutricional en la planta, así como también una buena relación entre los diferentes elementos. Como ya se analizará en el capítulo 4 de nutrición mineral y fertilización, una adecuada relación N: K tiene un fuerte impacto sobre el crecimiento, vigor, resistencia a las enfermedades e insectos y en la duración de la demanda de la planta. Así mismo, los niveles relativos de uno determinan la eficiencia y utilidad del otro.

Manejo sanitario: Durante esta fase no existen grandes problemas sanitarios siempre que el acondicionamiento de plantas se realice antes de que se inicien las primeras heladas, ya que si las plantas aún se encuentran en crecimiento, pueden sufrir daños en sus hojas más tiernas, produciéndose la muerte de estos tejidos y el consiguiente ataque de *Botrytis*.

Si el manejo nutricional o el estrés hídrico generan pérdida de hojas basales en las plantas, éstas deben ser retiradas periódicamente, para evitar ataques de hongos. A inicios de otoño y fines de invierno es normal que después de una lluvia alumbre el sol, lo que constituye el ambiente ideal para la proliferación de hongos. Siempre los especialistas han señalado que el control de hongos en viveros que producen plantas a raíz cubierta debe ser integrado, en el cual se mezcla la aplicación de productos químicos con actividades culturales que contribuyan al control sanitario. La aplicación de las actividades más abajo detalladas, pueden reducir las pérdidas producto del ataque de algún patógeno en plantas propagadas a partir de estacas (Jaque, 2001):

- Retiro periódico de tejidos muertos.
- Retiro de plantas moribundas.
- Eliminación de malezas.
- Aplicación de fungicidas específicos contra *Botrytis*.
- Mantener el follaje seco, durante las fases de pleno crecimiento y endurecimiento.
- Mantener un sistema de ventilación de las plantas.
- Utilizar contenedores esterilizados o desinfectados con algún producto químico.



CAPITULO 4

NUTRICIÓN Y FERTILIZACIÓN DE PLANTAS

René Escobar Rodríguez y Manuel Acevedo Tapia¹

El análisis del proceso de nutrición de las plantas tiene como objetivo fundamental el establecimiento de normas técnicas de fertilización que permitan obtener el máximo de calidad y rendimiento del cultivo. La fertilización, para estos efectos, se define como el aporte de elementos minerales realizados por el hombre. Los beneficios de esta son variados, dado que estimula el desarrollo de las raíces, permite a la planta ocupar efectivamente el suelo aprovechando mejor el agua y nutrientes disponibles, se logra un rápido crecimiento inicial, mayores tasas de supervivencia, etc.

La nutrición mineral se define como el suministro y absorción de compuestos químicos necesarios para el crecimiento y metabolismo natural de la planta, su relevancia radica en que es uno de los factores que pueden ser controlados en las actividades del vivero. Los nutrientes minerales, elementos esenciales que las plantas obtienen del suelo o del sustrato, tienen funciones específicas en el metabolismo de las plantas: ellos pueden funcionar como constituyentes de estructuras orgánicas, activadores de reacciones enzimáticas, o como osmoreguladores; es por esto que la absorción no adecuada de ellos produce alteraciones en la fisiología de la planta que se manifiestan principalmente en su aspecto exterior.

Una adecuada nutrición preparará a la planta para desarrollarse al máximo de su potencial genético, logrando un óptimo crecimiento y desarrollo, obteniendo finalmente la calidad de planta deseada, siendo ésta la principal razón por la cual se realiza la fertilización. Para esto, debe existir una eficiencia en los procesos de absorción, transporte, utilización y eliminación de elementos nutritivos, considerando este último como “absorción negativa y el transporte como una absorción célula a célula”.

¹ Ingeniero Forestal. Alumno Programa doctorado Facultad de Ciencias Forestales UdeC, Concepción, Chile.

La absorción de nutrientes requiere, como es lógico, la presencia de estos en el medio de una forma fácilmente asimilable. El C, O e H son aportados por el aire, por esta razón es que no son motivo de preocupación por parte del viverista, suministrarlos al medio de crecimiento. Por el contrario los macro y micro elementos como N, P, K, Ca, Mg, S, Mn, Fe, Zn, B, Mo y Cu son obtenidos por la planta desde el medio de crecimiento, por lo que su adecuada absorción depende de la disponibilidad y forma química en que éstos se encuentren, principalmente N, P y K que son los que la planta requiere en mayor proporción. De lo anterior se desprende, que es posible que los elementos requeridos por la planta estén presentes de una forma no asimilable, como puede ser formando parte de un compuesto que no es absorbido por esta hasta que no se descomponga. Será importante entonces proveer los elementos nutritivos en compuestos (orgánicos o inorgánicos) que sean asimilables por la planta, como se verá más adelante, además de la existencia de otros factores que afectan la disponibilidad de los mismos.

La fertilización se entenderá entonces, como una herramienta de la cual dispone el viverista o silvicultor para incrementar la cantidad y calidad del producto, y debido a la importante influencia que tiene sobre el cultivo, es necesario conocer la fuente adecuada mediante la cual se hacen llegar los elementos nutritivos a la planta.

En la historia de la producción de plantas forestales se han usado muchos tipos de fertilizante; por ejemplo, en un inicio se ocupó fertilizantes orgánicos tales como sangre, huesos y estiércol; fertilizantes minerales como el salitre y rocas fosfatadas, los cuales aún pueden ser utilizados dependiendo de su disponibilidad, precio, y sobre todo su efectividad. Sin embargo actualmente la mayoría de los fertilizantes que aportan N, P y K, son mezclas de formas inorgánicas producidas de manera industrial.

Los fertilizantes suelen agruparse según el tipo de elemento que aporten, estos pueden ser tres: fertilizantes de macro-nutrientes (N, P y K), de elementos secundarios (Ca, Mg y S) y fertilizantes de micro-nutrientes.

Los fertilizantes nitrogenados más usados son el sulfato de amonio (21 % N), nitrato de amonio cálcico (26 % N) y urea (46 % N). Para el caso del fósforo se mencionan las rocas de fosfatos naturales o los superfosfatos solubles en sus formas simples, dobles o triples, fosfato monoamónico (21 % P), fosfato monopotásico (23 % P). Los fertilizantes potásicos son usualmente utilizados en formas de cloruro potásico (40 % K), sulfato de potasio (50 % K) o sulfato de potasio y magnesio (28 % K).

Los fertilizantes mencionados anteriormente pueden ser granulados o en polvo, existiendo también la opción de utilizar fertilizantes líquidos y de gas. En la actualidad se está dando importancia a fertilizantes pastillados los cuales presentan ventajas tales como una fácil dosificación, facilidad de aplicación y aseguran un suministro lento de nutrientes por lo cual tienen un mejor aprovechamiento y una respuesta más prolongada en el tiempo.

Otra alternativa es la generación y aplicación de soluciones líquidas nutritivas mediante fertirriego. El principal atractivo de este tipo de mezclas, es que se puede diseñar un programa de fertilización balanceado, y aplicarse los nutrientes requeridos prontamente en el agua de riego. Por otra parte, la concentración de cada uno de ellos puede ser ajustada en cualquier momento durante la etapa de cultivo. Los cálculos para formular las mezclas hechas son relativamente complicados, en comparación con las mezclas comerciales de fertilizante, pero una vez que se han logrado, la mezcla de los ingredientes es simple.

El presente capítulo pretende entregar conceptos generales y operativos respecto del manejo de la fertilización durante las diferentes etapas del proceso de viverización de *E. globulus* a raíz cubierta, para producir plantas nutricionalmente equilibradas.

4.1 Nutrientes Minerales y Crecimiento

Si un trozo de material vegetal fresco se seca en una estufa a 105 °C durante 24 horas, el material seco resultante constituirá aproximadamente el 15 % del peso fresco inicial. Entre el 90 y el 95 % de este residuo seco estará constituido por tres elementos, carbono, oxígeno e hidrógeno. El resto del material seco constituye lo que denominamos, el contenido mineral de la planta, y que es tomado por está desde el suelo o desde el medio de crecimiento cuando se trata de producción a raíz cubierta.

En la actualidad se reconocen 16 elementos minerales que son imprescindibles para el adecuado y normal desarrollo de la planta. Estos se denominan “elementos esenciales”, y se agrupan de diversas formas, siendo la más conocida aquella que se refiere a la concentración de ellos en la planta, denominándose macronutrientes y micronutrientes a los de mayor y menor concentración, respectivamente.

La importancia de los elementos minerales esenciales radica en que ellos determinan entre otros procesos: la transición reversible del estado vegetativo al reproductivo, aceleran o retardan la velocidad del crecimiento, controlan la generación y maduración de semillas y frutos, modifican la susceptibilidad al calor y al frío extremos, aumentan o disminuyen la resistencia a la sequía y determinan la calidad de los productos a través de la bioquímica de los hidratos de carbono, proteínas y productos naturales.

Existe una relación característica entre la concentración de un nutriente en el tejido de la planta y su crecimiento, la cual se puede apreciar en la Figura 4.1. Cuando un nutriente está presente en bajas concentraciones en el tejido vegetal, se dice que está deficiente y limitando el crecimiento. En el extremo inferior de este intervalo de deficiencia, la planta con frecuencia muestra ciertas anomalías visibles, y tales “síntomas de deficiencia” son característicos de la carencia de un nutriente en especial. A pequeños incrementos de las concentraciones en el tejido, el nutriente está aún lo suficientemente

deficiente como para limitar el crecimiento de las plantas, pero no tanto como para producir síntomas o signos de deficiencia. Esta condición es conocida como “hambre oculta o necesidad oculta” porque, aunque el crecimiento de la planta es reducido, la deficiencia nutricional es difícil de diagnosticar a simple vista. Los análisis de nutrientes en las plantas con frecuencia son útiles para identificar esta condición. Cuando la disponibilidad de nutrientes minerales no es limitante, el crecimiento de las plantas alcanza un comportamiento constante, llamado “intervalo óptimo o consumo de lujo” de nutrientes. La amplitud de tal intervalo varía entre diferentes nutrientes (también entre especies), pero es en este intervalo donde acontece la maximización del crecimiento. Cuando los nutrientes minerales están presentes en el medio de crecimiento en cantidades excesivas, las plantas pueden continuar absorbiendo esos nutrientes aunque no exista ya un incremento medible en el crecimiento; esta condición es denominada “consumo excesivo”. El consumo en exceso es relativamente común en los viveros que producen plantas en contenedor, debido a un ambiente ideal de crecimiento y a la falta de los factores ambientales que limitan el crecimiento en condiciones naturales. Cuando las concentraciones de nutrientes en el tejido de las plantas alcanzan niveles extremadamente elevados, puede haber toxicidad nutricional, y el crecimiento de la planta puede disminuir; en casos extremos, las concentraciones excesivas de nutrientes, incluso pueden causar su muerte.

En este sentido, la Figura 4.1 muestra el valor óptimo del intervalo en los niveles foliares para algunos macro y microelementos en plantas de *E. globulus*, creciendo en vivero a raíz cubierta, obtenidos como el resultado de un número considerable de análisis foliares de plantas que presentaban los valores más altos para los distintos atributos morfológicos, fisiológicos y del comportamiento que las calificaban como plantas de la más alta calidad. Además refrendado por un buen comportamiento en terreno respecto de supervivencia y crecimiento inicial.

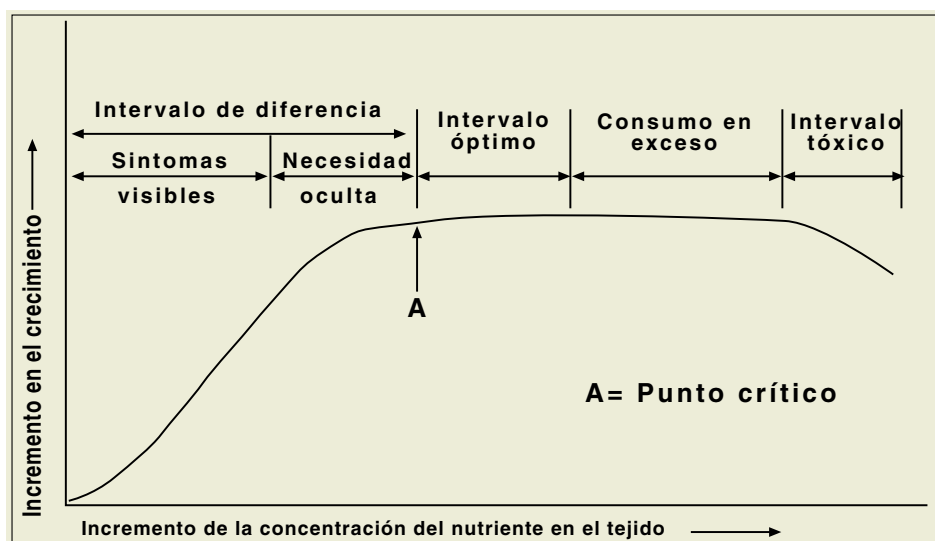


Figura 4.1. Relación entre el crecimiento de las plantas y los niveles de nutrientes en los tejidos (Landis, 1989).

Es importante destacar que los valores absolutos de los niveles, determinados en el follaje que se entregan en la Tabla 4.1 carecen de importancia si no se analiza la relación, base peso atómico, entre los principales elementos. Al respecto, una planta puede estar muy bien en los contenidos de N pero baja en los contenidos de K y la relación entre ambos elementos no permitirá que la planta exprese todo su potencial en aspectos tales como resistencia al frío, capacidad para producir nuevas raíces y crecimiento inicial.

De los macroelementos necesarios para la supervivencia y crecimiento de las plantas, el nitrógeno, fósforo y potasio son los nutrientes claves del crecimiento y de otras muchas funciones vitales. De estos tres elementos nutritivos principales, el nitrógeno es fundamental para el crecimiento, así como en la producción de proteínas, enzimas, aminoácidos. Es el único elemento nutritivo que no forma parte de los minerales del suelo, siendo la atmósfera la principal fuente de nitrógeno, el cual debe ser fijado al suelo por organismos simbióticos y no simbióticos. La absorción de este elemento se efectúa de forma escalonada a lo largo de todo el ciclo de crecimiento y constituye el elemento clave en vivero para el manejo de variables como altura, diámetro de cuello y área foliar de las plantas.

Tabla 4.1. Niveles foliares óptimos para plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta a cielo abierto (modificado de Escobar, 1994).

Elemento	Concentración
N	1,7 - 2,3 %
P	0,16 - 0,26 %
K	1,2 - 1,6 %
Ca	0,6 - 1,0 %
Mg	0,20 - 0,40 %
Fe	60 - 120 ppm
Cu	15 - 30 ppm
Mn	90 - 150 ppm
Zn	40 - 50 ppm
B	15 - 25 ppm

La Figura 4.2, muestra el comportamiento de la altura en el tiempo, para concentraciones creciente de N (ppm), obtenidos en un ensayo de fertilización a raíz cubierta en plantas de *E. globulus* realizado por Monsalve (2006). Las curvas muestran que la fertilización nitrogenada es una herramienta que permite manejar la altura durante la fase de pleno crecimiento, debido a que esta variable es afectada significativamente por la cantidad de N suministrado en la solución nutritiva.

La importancia práctica de este resultado radica en que por ejemplo, si se fijara una altura objetivo final de 30 cm para las plantas, con un esquema de fertilización de 200 ppm se lograría en 40 días; con el esquema de 150 ppm lo haría una semana más tarde (47 días), el esquema de 100 ppm tardaría 53 días y finalmente, con 50 ppm de N en la solución nutritiva la altura objetivo se obtendría en 63 días.

De esta forma, el viverista podría elegir que “vía tomar” (cambiando la concentración de N en el medio de crecimiento) en función de la disponibilidad de tiempo con que cuente, permitiéndole adelantar o retrasar la tasa de crecimiento en altura de las plantas, es decir, el viverista podría llevar al cultivo al momento justo cuando los factores ambientales cambian y se dan las condiciones adecuadas para dar inicio a la fase de endurecimiento, entre otras aplicaciones.

Otro aspecto importante que se desprende de la Figura 4.2 es el hecho que en ningún momento la respuesta en altura de las plantas tiende a decrecer por aumentos en la concentración de la fertilización nitrogenada. Por lo tanto, todavía se podrían producir aumentos en esta variable frente a concentraciones más elevadas de nitrógeno en el medio de crecimiento. Por otra parte, la Figura 4.3 muestra el efecto de fertilización nitrogenada sobre el diámetro de cuello, obtenidos en el mismo ensayo mencionado anteriormente. En ella, es posible observar un aumento de esta variable en función al aumento de la concentración de nitrógeno.

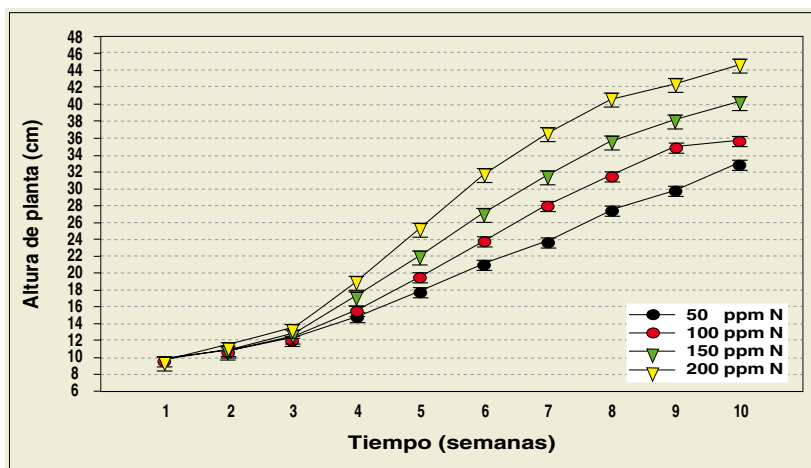


Figura 4.2. Evolución del crecimiento en altura (cm) en respuesta a distintos niveles de fertilización nitrogenada en plantas de *E. globulus* (Monsalve, 2006).

La Figura muestra diferencias importantes entre 50 y 100 ppm de nitrógeno, concentración a partir de la cual el aumento del nitrógeno no se traduce en incrementos significativos para esta variable. Pudiendo esto ser explicado por las limitaciones de espacio producto de la alta densidad de cultivo a la cual se trabaja en este sistema de producción.

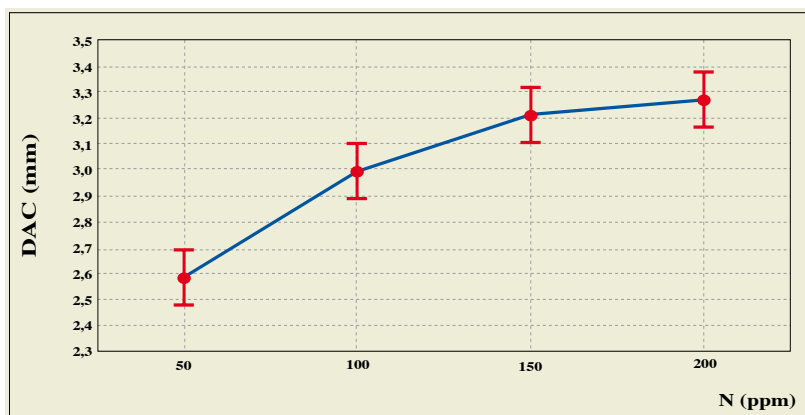


Figura 4.3. Relación entre la concentración de fertilización nitrogenada y la respuesta en el diámetro de cuello (DAC) en milímetros al momento de la cosecha en plantas de *E. globulus* (Monsalve, 2006).

De igual forma, la Figura 4.4 muestra que existe una directa relación entre la concentración de nitrógeno en la solución nutritiva y desarrollo del área foliar de las plantas. Esta relación es lineal entre las tres primeras concentraciones de nitrógeno a pesar de no ser significativa la respuesta entre los tratamientos de 100 y 150 ppm. Se observa además una fuerte respuesta en el tratamiento de 200 ppm en comparación con su tratamiento antecesor. Nótese que con los tratamientos extremos es posible obtener una respuesta de casi el doble de área foliar con un número de hojas que oscila entre 10 y 11 para todos los tratamientos. Por lo tanto, la fertilización es una herramienta que permite manejar la relación superficie de absorción con su homólogo de transpiración, cuando se producen plantas bajo el concepto de plantas específicas para sitios específicos.

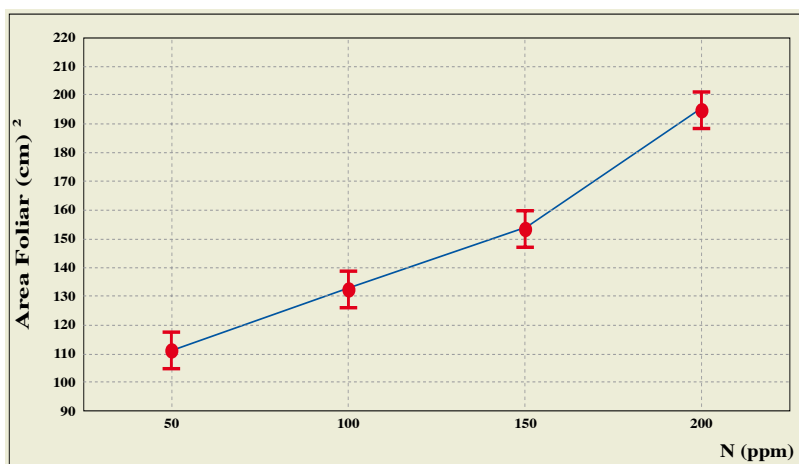


Figura 4.4. Relación entre la concentración de la fertilización nitrogenada y la respuesta en el área foliar de las plantas obtenidas a la cosecha en *E. globulus* (Monsalve, 2006).

La Tabla 4.2 muestra los resultados de otro ensayo en el cual se estudió la interacción del riego y fertilización nitrogenada a raíz cubierta sobre atributos morfológicos en plantas de *E. globulus* evaluadas al final de un ciclo de producción, el cual fue realizado por Bobadilla (2006). Para el factor riego los tres niveles corresponden al % de pérdida del agua aprovechable fijados como criterio de riego, estos niveles fueron monitoreados mediante el peso de la bandeja.

Independiente de las respuestas en las variables que son explicadas por cada uno de los factores estudiados o por la interacción de ellos, este ensayo mostró que en la producción de plantas a raíz cubierta realizada a cielo abierto, en el llano central de la Región del Bio Bio, es la fertilización el factor que genera las mayores respuestas sobre el crecimiento, la producción de biomasa y el potencial de crecimiento radicular (PCR) de las plantas. Situación ejemplificada en la Tabla 4.2 en la variable largo de tallo (LT). Otro aspecto importante que aportó este estudio es el hecho que la especie *E. globulus* puede ser regada a niveles mayores de pérdida de agua del contenedor sin perder crecimiento o calidad de atributos durante un proceso productivo completo.

Tabla 4.2. Efecto de la interacción riego y fertilización nitrogenada sobre atributos morfológicos en plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta (Bobadilla, 2006).

	DAC	LT	NºH	VR	AF	SFE
	(mm)	(cm)		(cc)	(cm ²)	(cm ² /g)
(A) Riego						
25%	3,18	36,6 a	17	2,19 a	135,87	168,30
50%	3,18	37,6 ab	17	2,60 b	136,48	168,85
75%	3,18	37,9 b	16	2,06 a	142,73	170,19
(B) Fertilización						
50 ppm N	3,01	33,6 a	18	2,15 a	114,94	165,28
100 ppm N	3,16	36,3 b	15	2,32 ab	130,65	162,43
150 ppm N	3,37	42,1 c	17	2,37 b	169,50	179,65
Varianza						
A		*		*		
B		*		*		
A * B	*		*		*	*

Donde: DAC: diámetro a la altura del cuello; LT: largo de tallo; NºH: número de hojas; VR: volumen radicular; AF: área foliar; SFE: superficie foliar específica.

4.2 Deficiencias Nutricionales

La manifestación de síntomas o signos de deficiencia en las plantas independiente del sistema de producción, está supeditada a una disponibilidad inadecuada de elementos. Esta disponibilidad a nivel de medio de cultivo puede deberse a:

- Baja concentración del elemento en el sustrato o en la solución nutritiva.
- El elemento está presente, pero no se encuentra en una forma química disponible o asimilable por la planta.
- Puede desarrollarse una deficiencia debido a los efectos de un antagonismo entre distintos elementos, de tal forma que la presencia de un elemento en una determinada concentración puede impedir la absorción de otro.

Las alteraciones metabólicas con la consiguiente disminución en el rendimiento, pueden tener lugar sin que aparezcan ningún signo de deficiencia, o mucho antes de que tales síntomas aparezcan, por lo que es necesario disponer de un método que permita conocer en un momento dado el estado nutricional de la planta.

La identificación *de visu* de una determinada deficiencia sólo está al alcance de especialistas muy familiarizados con los síntomas de deficiencia, y aún a veces esta identificación es casi imposible de hacerla con éxito, ya que en condiciones de campo es muy raro que aparezca deficiencia de un sólo elemento; lo normal es que sea múltiple, lo que hace muy difícil dar un diagnóstico basado exclusivamente en la sintomatología. Otro factor que dificulta aún más el diagnóstico visual es el hecho que muchos síntomas, como clorosis o amarillamiento, seguido de necrosis de las áreas cloróticas, son comunes en las deficiencias de varios de los elementos esenciales.

Una observación importante al emitir un diagnóstico, es si los síntomas de deficiencia aparecen primero en las hojas jóvenes o viejas. Ya que esto es un indicador de si la está produciendo un elemento móvil o inmóvil en la planta. Al respecto, los elementos móviles manifiestan sus deficiencias en el follaje de mayor edad y los inmóviles en las hojas nuevas o de brotes terminales.

4.2.1 Síntomas de Deficiencia en *E. globulus*

En este apartado se describen y muestran los principales síntomas de deficiencias inducidos que son posibles de visualizar en la especie *E. globulus*.

Nitrógeno: Exceptuando la sequía, no hay otra deficiencia que presente síntomas tan dramáticos como la de nitrógeno. La clorosis y reducción del crecimiento (Figura 4.5), comúnmente llamado “achaparramiento” son los síntomas más característicos, debido a la gran movilidad de este elemento, los

síntomas aparecen primero en hojas inferiores. El “achaparramiento” por deficiencia de N, comúnmente es fácil de diagnosticar, y fácil de corregir, porque las plantas con deficiencia responden rápidamente a las aplicaciones de fertilizantes nitrogenados.



Figura 4.5. Izquierda, hoja con fertilización; derecha, hoja deficiente en N.



Figura 4.6. Tres hojas de planta deficiente en P, de mayor (arriba) a menor (abajo) grado de madurez.

Fósforo: Uno de los primeros signos que se observan es una coloración verde oscura o verde azulada en las hojas. En deficiencias severas las hojas toman una coloración púrpura producto de la formación de pigmentos antociánicos (Figura 4.6). Debido a la gran movilidad, son las hojas más viejas las primeras en evidenciar el síntoma.

Potasio: El síntoma más característico de la deficiencia de potasio es la aparición de un moteado de manchas cloróticas seguido por el desarrollo de zonas necróticas en la punta y bordes de las hojas (Figura 4.7). Debido a la movilidad del elemento la aparición de los síntomas ocurre primero en las hojas maduras. En general una planta deficiente en potasio presenta un aspecto más achaparrado debido al acortamiento de los entrenudos.



Figura 4.7. Necrosis foliar comenzando por los bordes y avanzando hacia la base de la hoja por deficiencia de potasio.

Calcio: Los síntomas de deficiencia de calcio son fáciles de observar y muy espectaculares. Las regiones meristemáticas de los tallos, hojas y raíces son atacadas fuertemente y pueden acabar muriendo, cesando el crecimiento de estos órganos. Síntoma característico es la malformación en las hojas jóvenes, las cuales abarquillan sus bordes hacia el haz. Debido a la inmovilidad del calcio los síntomas de deficiencia se presentan primero en hojas jóvenes, en casos severos, en todo el tallo (Figura 4.8). Las raíces dañadas por deficiencia de calcio son más susceptibles a la infección de bacteria y hongos.



Figura 4.8. Abarquillamiento de hojas por deficiencia de calcio.



Figura 4.9. Hojas jóvenes deficientes en azufre.

Azufre: Los síntomas de deficiencia en azufre son parecidos a los de nitrógeno. Sin embargo, hay una diferencia fundamental, ya que debido a la inmovilidad de este elemento los signos aparecen primero en las hojas jóvenes (Figura 4.9).

Magnesio: La clorosis intervenal en las hojas es uno de los síntomas más característicos de la deficiencia de este elemento. Los síntomas se presentan primero en las hojas maduras dato indicativo de su movilidad dentro de la planta (Figura 4.10).



Figura 4.10. Hoja deficiente de Magnesio.



4.11. Arriba hoja madura, abajo hoja joven deficientes en hierro.

Hierro: Debido a la relativa inmovilidad de este elemento, el síntoma más característico es una clorosis general en las hojas jóvenes, que puede comenzar como intervenal, pero al cabo del tiempo los nervios también acaban perdiendo la clorofila (Figura 4.11).

4.2.2 Funciones Bioquímicas de los Elementos Nutritivos

Nitrógeno (N): Es considerado el cuarto elemento más abundante en vegetales después del carbono, hidrógeno y oxígeno. Como componente de proteínas, coenzimas, nucleótidos y clorofila está implicado en todos los procesos de crecimiento y desarrollo vegetal. En el mundo vegetal un 80 % del N se encuentra en forma de proteínas, y un 10 % como ácidos nucleicos. El N se encuentra en mayor concentración en los tejidos jóvenes. Además, nutre a los microorganismos del suelo para ayudar a la descomposición de la materia orgánica. Su principal síntoma de carencia, la clorosis, lo que se debe a una inhibición en la síntesis de clorofila.

Fósforo (P): La gran parte del fósforo se encuentra en forma inorgánica, especialmente en forma de ion dihidrógeno fosfato (H_2PO_4^-), ion hidrógeno fosfato (HPO_4^{2-}). La cantidad de una o otra forma depende del pH, de modo que a pH bajo se favorece la forma H_2PO_4^- , y a pH elevado, la forma HPO_4^{2-} . Forma parte de ácidos nucleicos adenosin- difosfatos (AMP, ADP, ATP) y piridín nucleótidos (NAD, NADP) por lo que participa en todas las reacciones energéticas del metabolismo, procesos anabólicos y transferencia de características hereditarias.

Potasio (K): Este elemento es el único catión monovalente que es esencial no solamente para los vegetales, sino también para todos los seres vivos. Aunque la mayoría de las plantas requieren cantidades relativamente grandes de potasio, no ha sido aislado ningún metabolito vegetal que contenga este elemento. El principal papel del potasio es el de actuar como activador de numerosos enzimas. Se ha sugerido por algunos investigadores que este elemento mantiene un ambiente iónico que permite preservar la estructura tridimensional apropiada en orden a obtener una actividad enzimática óptima. El potasio también parece desempeñar un importante papel en el transporte de azúcares por el floema, además de su función en los mecanismos reguladores de la abertura y cierre de estomas.

Calcio (Ca): En las membranas celulares el Ca^{2+} sirve de enlace entre los grupos PO_4^{3-} y $-\text{COO}-$ de fosfolípidos y proteínas, aumentando su hidrofobicidad y elasticidad, factores esenciales en los procesos de crecimiento y división celular. Al mismo tiempo, insolubiliza los ácidos pécticos para formar la estructura peptocelulósica de las paredes celulares, el Ca tiene una escasa movilidad en la planta, con un desplazamiento limitado en sentido ascendente, vía xilema. Ello produce una acumulación progresiva e irreversible de Ca en los tejidos de los órganos senescentes. Por ello, a diferencia de otros nutrientes, una deficiencia en Ca se manifiesta preferentemente en los tejidos jóvenes. Sin embargo, a pesar de la necesidad de un aporte continuo de Ca exógeno, esta deficiencia es muy poco frecuente y la especie no responde a través de los atributos normalmente evaluados para definir calidad de plantas (Acevedo, 2006).

Magnesio (Mg): Al igual que el calcio, el magnesio puede encontrarse en plantas como elemento estructural o como cofactor enzimático. Su papel estructural es formando parte de la molécula de clorofila, aunque bajo esta forma sólo constituye el 10% del magnesio presente en las hojas. Como activador enzimático, el magnesio es cofactor de casi todos los enzimas que actúan sobre sustratos fosforilados, por lo que es de una gran importancia en el metabolismo energético.

Azufre (S): Es absorbido por la planta en forma de sulfato y debe ser reducido antes de poder ser incorporado en componentes orgánicos. Su función más importante es la participación en la estructura de las proteínas formando parte de los aminoácidos azufrados, cisterna, cistina y metionina. También forma parte de compuestos como timina, biotina y coenzima A, metabolitos esenciales en el metabolismo de las plantas, ya que actúan como cofactores o coenzimas de varios sistemas enzimáticos.

Manganeso (Mn): El manganeso ha sido estudiado en el papel que desempeña en la liberación de oxígeno que tiene lugar en el fotosistema II durante la fotosíntesis. La hipótesis más aceptada es la de que actúa como transportador de electrones entre el agua y el fotosistema II. Actúa en la activación de muchas enzimas del ciclo de Krebs, por lo que la deficiencia de este elemento afecta la respiración celular. La deficiencia de manganeso provoca desorganización en la estructura de las membranas de los cloroplastos, lo que se traduce en una inhibición del fotosistema II.

Hierro (Fe): Al igual que otros elementos vistos, el hierro funciona como elemento estructural y como cofactor enzimático. Forma parte estructural de los citocromos, citocromos oxidasa, catalasas, peroxidasa y ferredoxina. Aproximadamente el 75% de hierro está asociado con los cloroplastos, ya que el hierro es esencial para la síntesis de clorofila, existiendo una buena correlación entre la síntesis de clorofila y la concentración del elemento.

Cobre (Cu): Este elemento forma parte de un grupo de enzimas tales como tirosinasa, lacasa, fenolasas y ácido ascórbico oxidasa, todas ellas caracterizadas por la utilización directa del oxígeno en la oxidación de sustrato.

4.3 Evolución Estacional y Movilidad Interna de Nutrientes

Durante el proceso de viverización los elementos nutricionales, dependiendo de sus requerimientos, evolucionan y se movilizan entre los diferentes órganos de la planta (Figura 4.12). Un elemento puede experimentar una baja de sus niveles en un órgano y un aumento en otro producto de su movilidad interna, ello puede ocurrir como un fenómeno natural del proceso de crecimiento en plantas que crecen en climas templados o como consecuencia o respuesta, de una labor de manejo propia del proceso de viverización (Kosche, 1977; Escobar y González 1987).

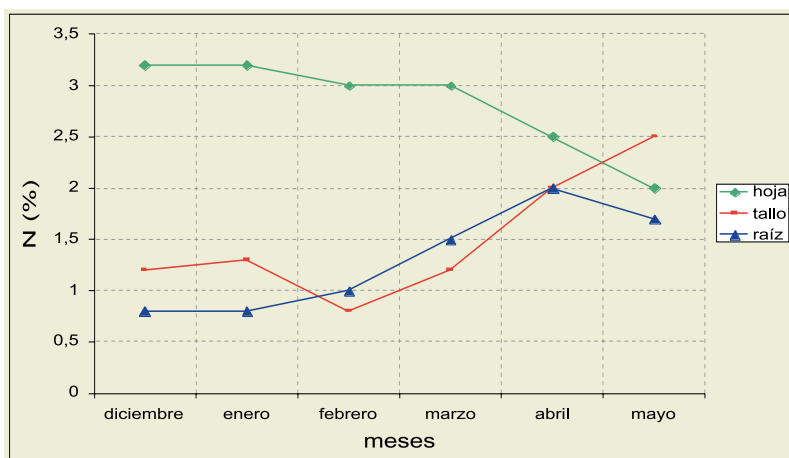


Figura 4.12. Comportamiento del nitrógeno en plantas de *E. globulus*, producidas a raíz cubierta, en hojas, tallos y raíces entre los meses de diciembre a mayo (Escobar, 1993).

Esta movilidad es algo natural en las plantas que crecen en viveros que producen plantas a raíz desnuda y a raíz cubierta a cielo abierto o bajo sombra, que utilizan al proceso de endurecimiento como labor rutinaria de manejo. Sin embargo, en viveros que hacen producción rápida, en el cual no se detiene el crecimiento en altura, las plantas de *E. globulus* no tienen movilidad de nutrientes entre órganos (Figura 4.13).

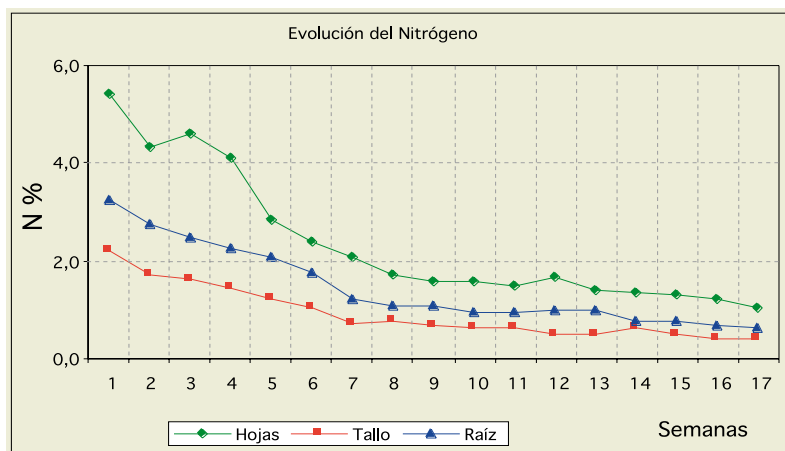


Figura 4.13. Comportamiento del nitrógeno en hojas, tallos y raíces de plantas de *E. globulus*, en producción rápida en vivero (Barudy, 2007).

Debido a la movilidad de los nutrientes el momento en el cual se debe realizar el análisis, época de muestreo, es aquel en el cual el mayor número de elementos esenciales se encuentren en la mayor cantidad, en el órgano a muestrear. Ello, normalmente, se determina o conoce a través de un trabajo específico que se denomina estudio de evolución estacional de nutrientes. Solicitar o realizar análisis de contenidos de nutrientes en el follaje de plantas fuera de época, induce a interpretación errónea de sus resultados ya que como se explicó, ello puede ser consecuencia de la movilidad que estos tienen en la planta (Tabla 4.3). Un vivero o lote de plantas que se analiza en el momento adecuado (marzo) puede tener los macroelementos en niveles normales en el follaje; esas mismas plantas, analizadas seis meses después, pueden tener niveles deficitarios como consecuencia de la movilidad de estos en la planta. Es normal que una vez producida la máxima tasa de incremento en altura los niveles de N, P y K experimenten una evolución negativa en el follaje, por el contrario, Ca y Mg experimentan una evolución positiva en el mismo órgano.

Tabla 4.3. Contenido de macroelementos en el follaje de plantas de *E. globulus* analizadas en pleno crecimiento (febrero), inicio de endurecimiento (marzo), fin de endurecimiento (abril) y 5 meses después del término del endurecimiento (septiembre) (Escobar, 1993).

Elemento	Época de muestreo			
	Febrero	Marzo	Abril	Septiembre
N	3,50	2,20	2,00	1,20
P	2,20	0,18	1,60	0,14
K	1,60	1,40	1,50	1,10
Ca	0,30	0,40	0,50	0,61
Mg	0,25	0,30	0,35	0,41

En viveros que producen plantas a raíz cubierta, ya sea a cielo abierto o bajo sombra, el análisis se debe realizar inmediatamente antes de la primera etapa de la fase de endurecimiento, es decir, cuando se detiene el crecimiento en altura o al término de la fase de endurecimiento, cuando se han inducido los atributos del comportamiento. En un esquema de producción rápida el análisis se debe hacer tres a cuatro semanas antes de la entrega de las plantas.

La muestra de tejido que se toma para un análisis fitoquímico debe ser representativa del lote de plantas que representa; las muestras deben estar diferenciadas por aspectos de manejo en el vivero y entre los más importantes se pueden destacar: tipo de contenedor, tipo o partida de sustrato, época de siembra o enterrado de estacas, esquema de fertilización, esquema de riego. Por cada lote o sector de plantas a analizar la muestra debe estar constituida por un mínimo de 11 submuestras, tomadas a lo largo y ancho de los mesones; el material a analizar debe ser extraído del tercio superior de la planta y siempre en la misma orientación, por ejemplo, lado norte; a la misma hora e igual condición de manejo, por ejemplo, en la mañana temprano siempre antes de un riego; la cantidad de material a recolectar debe ser equivalente a aquella que cabe en un puño cerrado; la muestra debe ser depositada en bolsa de papel Kraft, debidamente etiquetada, embalada idealmente en frío, y enviada al laboratorio (González y Escobar, 1974). Respecto del laboratorio, se sugiere utilizar el más cercano al vivero, que esté debidamente acreditado y de confianza al viverista. Se estima que es un error enviar muestras a laboratorios distintos o cambiar permanentemente de laboratorio, ya que se pueden producir diferencias de resultados por protocolos analíticos diferentes, equipos analíticos, diferencias de tiempo entre toma de muestra y estabilización de esta, aspectos que sólo inducen a confusión y que conspiran contra una sistematización de resultados que es lo que se debe buscar.

4.3.1 *Equilibrios Nutritivos Óptimos*

Los análisis foliares entregan los niveles en los cuales se encuentran los distintos elementos en un momento determinado y en función de ellos, se podrá determinar la relación en la cual se encuentran en un tejido determinado. Las relaciones adecuadas o equilibrios nutritivos óptimos entre los diferentes

elementos son específicas según sean los objetivos para los cuales se están fertilizando y nutriendo las plantas por ejemplo, en una misma especie será diferente la relación ideal de N : P : K para soportar frío que para producir material para reproducción vegetativa y estas, distintas a la de una planta después del primer periodo vegetativo en terreno. En otras palabras, la fertilización debe estar enfocada a lograr determinadas relaciones entre nutrientes y no valores absolutos de niveles de ellos en algún tejido específico.

Si se tiene presente los valores entregados en la Tabla 4.1 puede suceder que una planta tenga por ejemplo, 2,3 de nitrógeno y 1,2 de potasio, ambos valores están en lo que se considera el rango óptimo para cada elemento, pero desde el punto de vista del equilibrio nutritivo para soportar frío, es una planta mal nutrida o desequilibrada nutricionalmente ya que la relación, base peso atómico, de N : K en el caso señalado es 84 : 16 y para que una planta de *E. globulus* soporte frío requiere que la participación porcentual de potasio no sea inferior a 20 % en la relación binaria indicada.

Generalmente los viveristas que manejan estos conceptos enfocan, el manejo nutricional o la búsqueda de los equilibrios nutritivos óptimos de sus plantas, a la inducción de los atributos del comportamiento tales como potencial de crecimiento radicular y frío resistencia, por lo tanto este es un aspecto del manejo que se logra con el término de la fase de endurecimiento de las plantas. Para ello, es de vital importancia que los niveles de los elementos involucrados en la relación que se desea afinar, a fines de la fase de pleno crecimiento se encuentren en valores de consumo de lujo en el follaje de las plantas, es decir, por sobre los valores entregados en la Tabla 4.1. Ello, porque los diferentes elementos como nitrógeno, fósforo y potasio disminuyen, en forma natural, su contenido en el follaje a partir del término de la fase de pleno crecimiento y por el hecho de que fertilizaciones tardías, especialmente altas en nitrógeno, prolongan el período de crecimiento aumentando la sensibilidad de las plantas al frío.

En la Tabla 4.4 se presentan los resultados obtenidos en un estudio en el cual se probaron dos esquemas diferentes de fertilización los cuales, al término de la fase de endurecimiento, originaron plantas con diferentes relaciones entre los elementos nitrógeno y potasio. En ambos casos las plantas estuvieron expuestas a temperatura de -9,4 °C a nivel de follaje, posterior al evento de frío señalado, se les realizó un ensayo de potencial de crecimiento radicular. Los valores de la Tabla muestran que para ambos atributos, el comportamiento de las plantas en las que la participación del potasio era del 26 %, lograron mejores resultados.

Tabla 4.4. Efecto de la relación N : K, base peso atómico, de plantas de *E. globulus* en la resistencia al daño por frío y potencial de crecimiento radicular (Escobar *et al.*, 2007).

Relación N:K	Daño por heladas (%)	P. C. R.	
		Nº raíces	Longitud raíces (cm)
74 : 26	2	55	13
87 : 13	45	24	7

En la Figura 4.14, se muestran las plantas del estudio anterior y para cada una de ellas se entregan las diferentes relaciones, base peso atómico, estudiadas. En todas las relaciones establecidas en el estudio, el porcentaje de participación del potasio es mayor a 21 % en las plantas que muestran mejor comportamiento al frío y que tienen mayor capacidad de producir raíces nuevas y por lo tanto, tienen mayor capacidad de establecimiento en terreno.



(A)	(B)
N : K	N : K
74 : 26	87 : 13
N : P : K	N : P : K
72 : 3 : 25	83 : 4 : 13
N : P : K : Ca : Mg	N : P : K : Ca : Mg
59 : 3 : 21 : 8 : 9	71 : 3 : 11 : 6 : 9

Figura 4.14. Diferentes relaciones de macroelementos en plantas con distinto PCR y resistencia al frío. Bandeja con plantas frío resistentes (A) y bandeja con plantas afectadas por una helada de - 9,4°C en el follaje (B) (Escobar *et al.*, 2007).

La fertilización, como se indicó anteriormente, es importante en los atributos morfológicos de las plantas, pero cuando se buscan comportamientos específicos de ellas son más importantes las relaciones entre determinados elementos en sus tejidos. Ello es lo que establece la diferencia entre fertilizar un cultivo o nutrir equilibradamente ese cultivo. Esto último es un aspecto que además está íntimamente relacionado con el medio ambiente para el cual se produce el cultivo, por ejemplo, será diferente el manejo de la nutrición en plantas de *E. globulus* producidas en la costa de la Región del Bio Bio, que en el llano central de la misma. En este último caso, necesariamente, el manejo de la nutrición debe estar enfocado a la inducción de frío resistencia en las plantas, en cambio en la costa, se puede potenciar más la capacidad de crecimiento inicial de las mismas.

Es importante que los diferentes viveros conozcan la evolución de los nutrientes en sus plantas y las relaciones de estos en los tejidos de análisis según sus propios esquemas y dosis de fertilización para que puedan hacer las modificaciones que requieran. Cuando se maneja este tipo de aspectos es cuando al viverista le conviene hacer sus propias mezclas de fertilizantes, presenta ventajas respecto de comprar y aplicar paquetes que ofrece el mercado ya que le permite modificar, exactamente, la dosis de algún elemento específico en el momento requerido.

4.3.2 Factores que Afectan la Disponibilidad de Elementos en el Medio de Crecimiento

Son variados los factores y las relaciones entre ellos que inciden sobre el crecimiento vegetal. Son también variadas y disímiles estas relaciones entre un suelo de un bosque natural, cultivos en vivero a raíz desnuda y también sobre cultivo en contenedores. Estos factores deben ser considerados cuando se diseña un programa de fertilización, pues tienen influencia significativa sobre la disponibilidad de los elementos minerales.

pH: Por definición el pH es una medida relativa de la concentración de iones hidrógeno (H^+) expresada en una escala logarítmica. Los valores de pH varían de 0 (muy ácido) a 14 (muy alcalino), con 7 representando neutralidad. Puesto que las unidades de pH son logarítmicas, una solución con un pH de 6 tiene 10 veces más iones H^+ , una solución con un pH de 5 tiene 100 veces más iones H^+ , y una solución con un pH de 4 tiene 1.000 veces más iones H^+ , que una solución con un pH neutro (7,0).

El principal efecto del pH en los suelos minerales, radica en su influencia en la disponibilidad de nutrientes minerales, especialmente microelementos; varios nutrientes minerales pueden hacerse no disponibles o incluso tóxicos con valores extremos de pH. La comparación del efecto del pH en la disponibilidad de nutrientes minerales en suelos minerales y orgánicos, muestra que el máximo de disponibilidad para suelos orgánicos está una unidad entera por debajo (pH 5,5) de los suelos minerales (pH 6,5) como lo muestra la Figura 4.15.

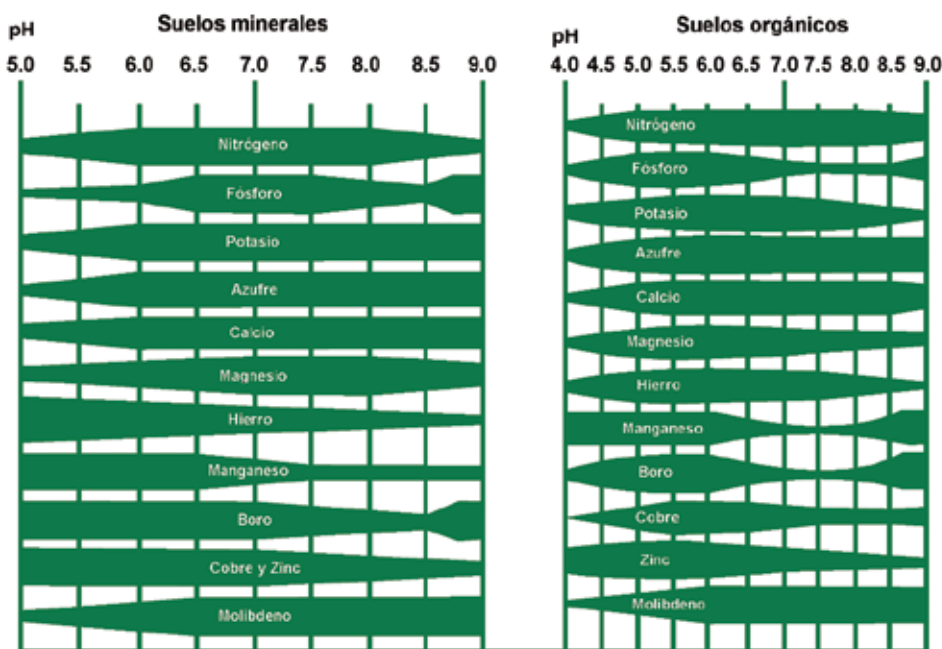


Figura 4.15. La disponibilidad relativa (tanto más gruesa la banda, más disponible el nutriente) de los nutrientes minerales, es distinta para suelos con base mineral, y para suelos con base orgánica. La máxima disponibilidad de nutrientes para suelos minerales se da con pH de 6,5, comparado con pH 5,5 para suelos orgánicos (Landis, 1989).

Las relaciones entre el pH del sustrato y la disponibilidad de nutrientes para las plantas son factores a tener en cuenta. Frecuentemente los materiales y mezclas empleados como sustratos tienen valores de pH fuera del rango óptimo, presentándose problemas con la disponibilidad de los nutrientes para la planta, la cual, en casos extremos, puede presentar síntomas visuales de deficiencia nutricional aún cuando la solución del medio de cultivo contiene valores adecuados de nutrientes. Este fenómeno, entre otros, explica porqué en plantas leñosas no hay una correlación entre el contenido de un elemento en el medio de crecimiento y el contenido del mismo en la plantas.

Medio de crecimiento: Independiente del sistema de producción que se esté utilizando, el medio de crecimiento debe proporcionar a la planta un continuo y adecuado aprovisionamiento de agua para el crecimiento y otros procesos fisiológicos, como es el enfriamiento a través de la transpiración. Esta agua debe ser provista por el sustrato, el agua es retenida tanto externa como internamente por el medio de crecimiento hasta que es requerida por la planta: externamente, en los poros relativamente pequeños entre las partículas, e internamente, en el espacio interior de materiales porosos como la turba de musgo. En el caso de un volumen limitado como ocurre en la producción en contenedores, el medio de crecimiento debe poseer una elevada capacidad para almacenar agua, para proveerla a las plantas entre un riego y el siguiente, este abastecimiento de agua debe ser el requerido por la planta ya que este elemento es el vehículo que permite a los distintos nutrientes poder ingresar y ser utilizados por la planta.

El medio de crecimiento debe proporcionar además una adecuada aireación ya que los tejidos de las raíces gastan energía para el crecimiento y otros procesos fisiológicos, como la absorción de nutrientes minerales desde la solución del medio. La energía para estos procesos fisiológicos es generada por la respiración aeróbica que requiere una cantidad establecida de oxígeno. El subproducto de esta respiración es el dióxido de carbono (CO_2), que puede ser acumulado hasta niveles tóxicos si no es dispersado en la atmósfera. Por ello, el sustrato debe ser lo suficientemente poroso para facilitar un eficiente intercambio de oxígeno y bióxido de carbono.

Otra función del medio de crecimiento es anclar o dar soporte físico a la planta en el contenedor y mantenerla en una posición vertical. Este soporte es una función de la densidad (peso relativo) y de la rigidez del sustrato. El peso es importante en el caso de los contenedores grandes e individuales, pero es intrascendente para los de volumen pequeño, presentados en bloques, que son los típicamente usados en viveros forestales. La rigidez de un medio de crecimiento está en función de la compresionabilidad y de la compactación de sus, así como del tamaño del contenedor.

Volumen del contenedor: Una de las consideraciones más importantes en la fertilización de plantas en contenedor, es el relativamente pequeño volumen de muchos contenedores para producir una planta destinada a plantación, y esta pequeña capacidad significa que las plantas tienen sólo una limitada cantidad de reservas nutricionales. Durante la fase de pleno crecimiento, tanto las concentraciones de nutrientes como el balance entre éstos en el pequeño volumen del medio de crecimiento, pueden cambiar con rapidez. Para alcanzar tasas de crecimiento óptimas, los viveristas deben asegurarse de que el medio de crecimiento contenga una cantidad constante y balanceada de todos los nutrientes minerales esenciales.

4.4 Preparación de Soluciones Nutritivas Mediante el Uso de Sales

Independientemente del tipo de fertilizante a usar, el primer paso para desarrollar un programa de fertilización, es determinar qué nutrientes están presentes en el agua de riego, y en qué concentración. El agua natural, usualmente contiene concentraciones apreciables de varios nutrientes para las plantas. Por ejemplo, las llamadas “aguas duras” contienen concentraciones altas de calcio y magnesio (Ca y Mg), que podrían ser suficientes para satisfacer parcial o totalmente los requerimientos de las plantas.

El pH y la conductividad eléctrica (CE) del agua, son elementos que deben ser monitoreados permanentemente junto con los nutrientes. La conductividad eléctrica, es la concentración relativa de sales disueltas en el agua de riego, y es reportada en unidades de microsiemens por centímetro ($\mu\text{S}/\text{cm}$). Cada vivero debería tener sus propios medidores de pH y de CE, y debería realizar sus propias pruebas con regularidad, para supervisar los cambios en la calidad del agua.

Una vez que es conocido el nivel de nutrientes en el agua, la “capacidad de amortiguamiento” de ésta deberá determinarse mediante titulación ácida. La titulación es un procedimiento en el cual se agregan pequeñas cantidades de ácido a una muestra de agua de riego (generalmente 1 lt), con el objeto de determinar la cantidad de ácido requerida para reducir el pH de ésta a un nivel deseado (por ejemplo pH=6,5).

Un procedimiento es usar una solución de ácido fosfórico (H_3PO_4) al 1%. Este ácido, al 75 u 85 % es empleado con frecuencia en las mezclas de fertilizante para reducir el pH y para agregar fósforo. Una solución al 1% de este ácido puede hacerse a partir del ácido al 85 % agregando 11,75 ml de éste a un volumen de agua destilada hasta completar un litro de solución.

En los viveros forestales que producen plantas en contenedor se han utilizado varios ácidos en los sistemas de inyección, incluyendo el nítrico, el sulfúrico, el fosfórico, e incluso el ácido acético. Idealmente siempre que sea posible para estos fines se debiera utilizar ácido fosfórico debido a que presenta las siguientes ventajas respecto de los otros mencionados:

- Es el más seguro de manipular.
- No reacciona violentamente con el agua ni produce gases tóxicos.
- Es una fuente de P.

Las dosis a utilizar para regular el pH del agua de riego son específicas de cada vivero. Por ejemplo, el vivero experimental de la Facultad de Ciencias Forestales de la Universidad de Concepción, para un ensayo de fertilización de *E. globulus* en contenedor tuvo que agregar 1,3 ml, en promedio, de H_3PO_4 al 1% para bajar el pH del agua de 6,9 a 6,5. En cambio, en el vivero Los Quillayes, ubicado en la localidad de Quillón, fue necesario utilizar 5 ml del ácido para regular el agua en el mismo rango de pH. Esto indica que el agua del segundo vivero tiene una mayor capacidad de amortiguamiento en el pH, y por lo tanto, responderá en forma más estable frente a cambios, por ejemplo, en el esquema de fertilización o ante una eventual contaminación, entre otros aspectos.

¿Como proporcionar los elementos nutritivos a las plantas?

Como ya se ha planteado, en el proceso de viverización a raíz cubierta, el medio de crecimiento disponible no es capaz de abastecer los requerimientos nutricionales de las plantas durante su permanencia en el vivero. Por una parte, debido al escaso volumen de sustrato del que dispone cada planta y por otra, a las características químicas de los medios de crecimiento que se emplean en la producción de plantas a raíz cubierta.

Los requerimientos nutricionales de las plantas son distintos en las diferentes etapas de viverización por lo cual, en cada caso, se deben utilizar formulaciones específicas para lograr una mayor eficiencia de los nutrientes aplicados y lo más importante, para no inducir trastornos fisiológicos en ellas, que pueden afectar su comportamiento en terreno e incluso su vida en el vivero.

Respecto de la fertilización, básicamente existen tres formas para aplicar fertilizantes en viveros que producen plantas a raíz cubierta:

- Incorporando un fertilizante de liberación lenta directo al sustrato.
- Depositando fertilizantes sólidos en la superficie del sustrato (fertilización al voleo).
- Inyectando una solución de fertilizante líquido en el agua de riego.

4.5 Fertilizantes Aplicados al Sustrato

Muchos viveristas argumentan que la manera natural por parte de las plantas de nutrirse es absorbiendo los diferentes elementos desde el medio de crecimiento. Por ello prefieren el empleo de fertilizantes aplicados directamente al sustrato para lo cual recurren al empleo de productos “de lenta entrega” los que son mezclados con el medio de crecimiento antes de llenar los contenedores. Existen productos en el mercado que aseguran esta condición y establecen que su acción, en parte, es dependiente de la temperatura del medio de crecimiento. La experiencia a través de seguimiento periódico del estatus nutricional de plantas de *E. globulus* señala que, a cielo abierto, la eficiencia de la fertilización con este tipo de productos es baja, heterogénea y su persistencia en el medio de cultivo, no es todo lo prolongada que el cultivo requiere. En algunas situaciones puede constituir una herramienta de apoyo inicial, pero en ningún caso una alternativa única.

Muchos viveristas aplican superfosfato triple al medio de crecimiento antes del llenado de contenedores argumentando para ello un mejoramiento del crecimiento y desarrollo del sistema radicular inicial y una persistencia del P_2O_5 durante la fase de establecimiento. Al respecto, como se analiza en el capítulo 2, existen otras herramientas más eficaces para estimular el desarrollo radicular en esta fase de la viverización. Además, es importante tener presente que el fósforo aplicado a la forma de superfosfato triple en un medio de crecimiento artificial, no se comporta de la misma forma que cuando se aplica a un suelo *in situ*. Además, cuando se emplea esta práctica hay que tener especial cuidado con la dosificación del fertilizante aplicado al volumen de sustrato. Es de alta ocurrencia ver plantas intoxicadas por exceso de este u otros elementos cuando se han aplicado al medio de crecimiento. Quizás sea necesario recordar que las dosificaciones de estos productos aplicados por unidad de superficie, generalmente, están calculados para un volumen de suelo de alrededor de 2.000 m³ por lo tanto, 100 kg de P_2O_5 por hectárea, equivalen a 50 g/m³ es muy probable, que el desconocimiento de este aspecto sea la principal causa de toxicidades de plantas en la fase de establecimiento de algunos viveros que utilizan esta alternativa de fertilización del cultivo.

4.6 Fertilización al Voleo Sobre Contenedores

Algunos viveros que carecen de los medios económicos para establecer un sistema de fertirrigación y que cuentan con personal experimentado en la aplicación de fertilizantes granulados o en

polvo aplicados al voleo, utilizan esta forma de fertilización. También la utilizan viveristas que disponen de sistemas de fertirriego pero que por diversas razones sus equipos no aplican homogéneamente el agua al cultivo, en este caso, le llaman fertilización de desmanche.

Este método requiere del conocimiento del volumen del sustrato contenido en los contenedores a fertilizar para evitar sobre dosificaciones de alguno de los fertilizantes a aplicar. Generalmente, el operador lo hace con un producto a la vez y si aplica mezclas, estas las hace por formulación mezclando, por ejemplo, granulados con granulados pero jamás, mezcla granulados con fertilizantes en polvos. El problema de este método es que independiente de la experticia del aplicador siempre habrá áreas que reciben más fertilizantes que otras o producto de la heterogeneidad de los sistemas de riego, la eficiencia de la fertilización es heterogénea sobre un mesón de cultivo (Figura 4.16).



Figura 4.16. Diferencia de color y tamaño de plantas de *E. globulus* debido a fertilización heterogénea.

Ello se resuelve, con aplicaciones sucesivas en donde el operador utiliza la coloración del follaje o tamaño de las plantas como criterio regulador de la dosificación aplicar. Si se dispone de un buen aplicador el sistema puede llegar a ser muy eficiente.

4.7 Fertilizantes Líquidos

Con el empleo del agua como vehículo de transporte de los nutrientes a aplicar en el cultivo de plantas forestales se han diseñado diferentes equipos de aplicación y soluciones nutritivas a utilizar en el proceso de producción de plantas. En el mercado existe una amplia oferta de productos con diferentes nombres comerciales que buscan resolver la aplicación de nutrientes. No es objeto de este documento referirse a ninguno de ellos en particular, razón por la cual sólo se analizarán los fundamentos para que

cada viverista, si lo desea, pueda hacer sus propias mezclas de acuerdo a sus objetivos y condiciones de manejo que desee llevar a cabo.

El principal atractivo de una solución fertilizante líquida, es que se puede diseñar un programa de fertilización balanceado en el que se pueden aplicar los nutrientes requeridos en el agua de riego y la concentración de cada uno de ellos, puede ser ajustada en cualquier momento durante la etapa de cultivo.

Los valores de la Tabla 4.5 para las distintas fases de viverización han sido probados exitosamente en diferentes especies producidas a raíz cubierta, entre las cuales se pueden mencionar *E. globulus*, *E. nitens*, *E. camaldulensis*, *Pinus radiata* y *Quillaja saponaria*, entre otras. Dependiendo del esquema de riego utilizado en el vivero, se deben aplicar entre dos y tres veces a la semana.

Tabla 4.5. Concentración óptima para 13 elementos esenciales en soluciones de fertilizante líquido (Landis, 1989).

Nutriente Mineral	Dosis óptima de aplicación (ppm)		
	Establecimiento	Pleno crecimiento	Endurecimiento
	Macronutrientes		
N	50	150	50
P	100	60	60
K	100	150	150
Ca	80	80	80
Mg	40	40	40
S	60	60	60
	Micronutrientes		
Fe	4,0	4,0	4,0
Mn	0,8	0,8	0,8
Zn	0,32	0,32	0,32
Cu	0,15	0,15	0,15
B	0,5	0,5	0,5
Cl	4,0	4,0	4,0

Es importante tener siempre presente que la mayoría de las sales o fertilizantes basados en sales aportan 2 elementos nutritivos absorbibles por la planta. Esto implica que, en la medida que se busca balancear la concentración de un elemento en particular, ineludiblemente, se realiza la aplicación del otro elemento constituyente de la sal, este aporte obviamente está en función del % que constituye cada elemento en la sal. Por ejemplo, al querer agregar nitrógeno en la forma de nitrato de calcio, $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, también se está agregando calcio.

Las mezclas de fertilizantes hechizas, utilizan productos químicos para proporcionar los nutrientes minerales necesarios para el cultivo de las plantas. Existen varios grados de productos químicos, los cuales están clasificados según su uso, los grados técnicos o purificados, resultan más prácticos para las mezclas de fertilizantes hechizos, en términos de pureza y costo.

Las sustancias químicas se disuelven en agua para formar soluciones nutritivas. Es una buena idea usar agua caliente para la preparación, ya que esto permite lograr una más rápida y completa disolución de la sal. Las soluciones son muy corrosivas, por lo cual es recomendable disponer de tanques plásticos y no metálicos, con cubiertas para mantenerlas sin basura.

Por seguridad propia, siempre se debe agregar primero el componente ácido a la solución. Ciertos nutrientes, especialmente el Ca y el Mg, causan problemas en las soluciones concentradas porque forman precipitados con otros nutrientes, como los sulfatos o los fosfatos: $\text{Ca} + \text{SO}_4 = \text{CaSO}_4$ (yeso). Con frecuencia se utilizan tres soluciones separadas para proporcionar todos los nutrientes, mientras se mantiene la solubilidad óptima de las sustancias en cada solución. El Ca, normalmente, es agregado en la solución de micronutrientes porque de lo contrario formará precipitados con los fosfatos o con los sulfatos en la solución de macronutrientes:

Solución 1 (S#1): Ácido diluido. Reduce el pH del agua de riego y, si se emplea ácido fosfórico, proporciona P.

Solución 2 (S#2): Macronutrientes excepto Ca. Proporciona todos éstos, excepto el Ca, el cual debe ser suministrado en la S#3, por razones de solubilidad.

Solución 3 (S#3): Micronutrientes más Ca. Proporciona todos los micronutrientes y Ca.

Ejemplo práctico

La Tabla 4.6, muestra el balance hecho para una solución aplicada sobre un ensayo de fertilización en *E. globulus*. La parte superior de la Tabla muestra la solución objetivo, que corresponde a los niveles que se buscan lograr en el balance de la solución. La unidad de concentración está expresada en partes por millón (ppm). De la concentración total de nitrógeno, se utilizó una relación de 70:30 para la forma de nitrato y amonio, respectivamente para este elemento.

La segunda fila muestra el resultado del análisis químico del agua. Se puede apreciar que ella aporta el 27,5 y 45 % de los requerimientos de Ca y Mg, respectivamente para esta solución. Situación que ilustra la importancia de lo mencionado anteriormente respecto de contar con este antecedente de las características químicas del agua en cada vivero.

La diferencia entre los niveles deseados y el aporte del agua constituye lo que se debe agregar en la solución fertilizante, lo cual esta expresado en la fila “a agregar”.

La parte inferior de la Tabla muestra el resultado del balance hecho para lograr las concentraciones de los elementos en la solución. Es importante mencionar, que este balance se logra únicamente mediante prueba de distintas combinaciones y cantidades de sales que permitan satisfacer el nivel objetivo. De esto se desprende entonces, que no existe una única combinación de sales que satisfagan una solución en particular.

Al estar los elementos en una proporción fija dentro de una sal, y al contar con un número finito de sales químicas, no es de extrañar entonces, que no siempre sea posible lograr el balance completo para todos los elementos, siendo la mejor solución la que más se acerca a los niveles establecidos. En este caso, por ejemplo, no fue posible balancear por completo la solución, quedando el azufre con un nivel por debajo del deseado.

La forma y la secuencia del procedimiento utilizado en este caso particular es el siguiente:

Tabla 4.6. Muestra de cálculos para solución aplicada en ensayo de *E. globulus*.

	Concentración de elemento (ppm)								
	N total	NO ₃	NH ₄	P	K	Mg	S	Ca	
Objetivo	150	105	45	60	100	40	60	80	
Análisis del agua	0	0	0	1	3	18	0	22	
a agregar	150	105	45	59	97	22	60	58	
Sales	N total	NO₃	NH₄	P	K	Mg	S	Ca	Solución aplicada
H₃PO₄ (85%)				27					0,0588 (ml/lit)
MgSO₄						22	29		220 (mg/lit)
Ca(NO₃)₂	51	51						58	341 (mg/lit)
KH₂PO₄				32	39				139 (mg/lit)
K₂SO₄					58		24		132 (mg/lit)
NH₄NO₃	68	34	34						200 (mg/lit)
NaNO₃	20	20							125 (mg/lit)
CO(NH₂)₂	11		11						24 (mg/lit)
Sol. resultante	150	105	45	60	100	40	53	80	

Producto de la titulación ácida del agua de riego, se determinó que es necesario agregar 0,0588 ml de H₃PO₄ (85%) por litro de agua de riego. Por lo tanto para calcular la cantidad de P agregado,

primero es necesario saber la cantidad de gramos que equivale los 0,0588 ml del ácido. La densidad del ácido al 85 % es de 1,436 g/ml por lo tanto mediante la fórmula de densidad:

$$1,436 = (X/0,0588) \gggg X = 0,0844 \text{ g} = 84,4 \text{ mg.}$$

El siguiente paso es convertir el H_3PO_4 al 85 % a partes por millón de P. La Tabla 4.7 muestra que el ácido fosfórico contiene 32 % de P, entonces:

$$84,4 \text{ mg/lt} = 84,4 \text{ ppm} \times 0,32 = 27 \text{ ppm de P.}$$

Para satisfacer la necesidad de P es necesario entonces agregar 32 ppm adicionales a los que aporta en ácido fosfórico, por lo tanto es necesario buscar otra fuente de P, para este caso se escogió el fosfato monopotásico (KH_2PO_4). Ahora es necesario saber la cantidad de KH_2PO_4 que satisfacen los 32 ppm, esto se logra dividiendo lo requerido por el % de aporte de fósforo de esta sal (Tabla 4.7).

$$32 \text{ ppm} / 0,23 (\% \text{ P en } \text{KH}_2\text{PO}_4) = 139 \text{ mg/lt de } \text{KH}_2\text{PO}_4.$$

Ahora, como esta sal también aporta K en un 28 %, la cantidad de ppm de K es:

$$139 \text{ mg/lt} * 0,28 = 39 \text{ ppm de K}$$

De esta forma, y mediante un proceso de prueba y error, se procede con el resto de los nutrientes hasta encontrar la solución que mejor satisfaga los requerimientos teóricos fijados.

Una recomendación importante en este procedimiento, es siempre dejar como último elemento del balance al nitrógeno. Esto debido a que existen sales que sólo aportan nitrógeno como el nitrato de amonio (NH_4NO_3), y dentro del balance del nitrógeno es recomendable dejar al final a la forma amoniacal, ya que se cuenta con la Urea ($\text{CO}(\text{NH}_2)_2$) que constituye una fuente pura para esta forma de nitrógeno.

Por otra parte, la Tabla 4.7, muestra en su tercera columna la solubilidad que presentan las sales expuestas en g de sal por cada 100 ml de solvente (agua). Este aspecto es particularmente importante cuando se pretende producir soluciones que posteriormente serán aplicadas a un cultivo que se fertiliza mediante fertirriego, debido a que esta solución debe considerar la tasa de inyección del equipo, por lo tanto, la solución debe estar bastante concentrada.

Tabla 4.7. Sustancias químicas fertilizantes solubles que proporcionan macronutrientes para soluciones fertilizantes hechizas (Landis, 1989).

Compuesto	Fórmula	% de nutriente proporcionado							
	Química	*	NH ₄ ⁺	NO ₃ ⁻	P	K	Ca	Mg	S
Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	118	17	17	--	--	--	--	--
Sulfato de amonio	(NH ₄) ₂ SO ₄	71	21	--	--	--	--	--	24
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂	102	--	15	--	--	17	--	--
Fosfato diamónico	(NH ₄) ₂ HPO ₄	43	21	--	24	--	--	--	--
Fosfato dipotásico	K ₂ HPO ₄	167	--	--	18	45	--	--	--
Sulfato de magnesio	MgSO ₄	71	--	--	--	--	--	10	13
Fosfato monoamónico	NH ₄ H ₂ PO ₄	23	11	--	21	--	1	--	3
Fosfato monopotásico	KH ₂ PO ₄	33	--	--	23	28	--	--	--
Ácido nítrico	HNO ₃	ND	--	22	--	--	--	--	--
Ácido fosfórico	H ₃ PO ₄	548	--	--	32	--	--	--	--
Carbonato de potasio	K ₂ CO ₃	112	--	--	--	56	--	--	--
Cloruro de potasio	KCl	35	--	--	--	52	--	--	--
Nitrato de potasio	KNO ₃	13	--	13	--	37	--	--	--
Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	7	--	--	--	44	--	--	18
Nitrato de sodio	NaNO ₃	73	--	16	--	--	--	--	--
Ácido sulfúrico	H ₂ SO ₄	ND	--	--	--	--	--	--	33
Urea	CO(NH ₂) ₂	78	45	--	--	--	--	--	--

*: Solubilidad en agua (g/100 ml)

ND: No determinado

4.8 Manejo de los Nutrientes en el Fertirriego

Una vez definida la concentración de los diferentes elementos a utilizar en la solución de riego, se debe definir la frecuencia con que se aplicará los nutrientes al cultivo, ello dependerá del método de fertilización utilizado, de la concentración de los elementos en la solución, del tamaño de las plantas y del esquema o frecuencia de riego que se haya definido para el vivero.

Si la fertilización se hace al voleo con fertilizantes granulados o en polvo y el riego se repite al 50 % de pérdida de la capacidad de contenedor, la fertilización se debe realizar cada ocho o diez días. Si la fertilización se hace a través del sistema de riego y este se aplica cuando se ha perdido un 50 % o más del agua aprovechable del contenedor, la fertilización se debe realizar con cada riego. En el caso que la frecuencia de riego sea mayor, 25 a 30 % de pérdida del agua aprovechable, la fertilización se debe realizar riego por medio.

El empleo de riegos de alta frecuencia en el vivero, menos del 30 % de la capacidad de contenedor, requieren de mayor frecuencia de aplicación de fertilizantes y mayores dosis lo que no necesariamente redundará en mayores contenidos de los elementos en las plantas, pero si habrá una mayor lixiviación de los mismos.

En la Figura 4.17, se muestra como aumenta el contenido de nitrógeno en la medida que el riego disminuye la frecuencia de aplicación. Mientras las plantas que se regaban cada tres o cuatro días (100 pérdida de agua aprovechable) logran valores del orden del 2,2 % de nitrógeno en el follaje, las más frecuentemente regadas (25 % de pérdida de agua disponible) sólo logran 1,3 %, un 40 % menos de concentración del elemento en el mismo órgano, no obstante, que en ambos casos, se ha utilizado la misma concentración del elemento. Para igualar los niveles del elemento de las plantas mejor nutridas se requerirá duplicar o triplicar la frecuencia de aplicación de fertilizantes en las que tienen riegos más frecuentes.

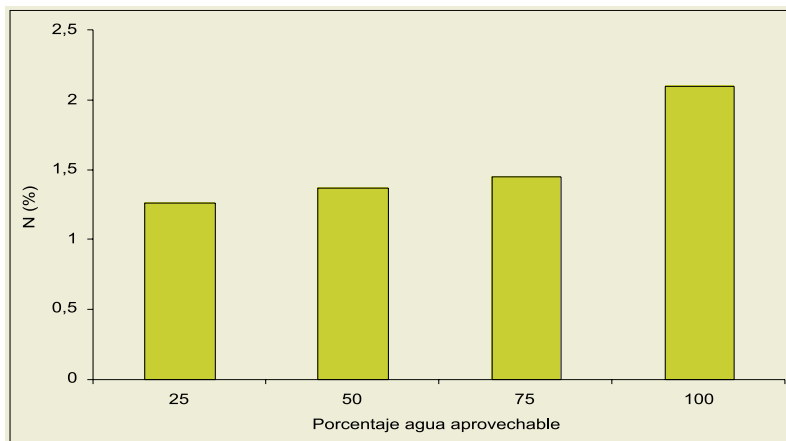


Figura 4.17. Contenido de nitrógeno en el follaje de plantas de *E. globulus* fertilizadas a una concentración de 200 ppm y regadas a diferentes porcentajes de pérdida de agua aprovechable.



CAPITULO 5

RIEGO

Rafael Coopman Ruiz-Tagle² y René Escobar Rodríguez

5.1 Importancia del Agua en el Cultivo

El agua juega un rol crucial en la vida de las plantas. Estas deben balancear delicadamente la relación entre absorción y pérdida de agua. Pequeños desequilibrios en el flujo de agua pueden causar déficit en la planta y severos malfuncionamientos en muchos procesos celulares. La turgencia del tejido es esencial para una gran cantidad de procesos fisiológicos, incluidos elongación celular, intercambio de gases en las hojas y transporte de fotosíntatos, entre otros. Las plantas están continuamente absorbiendo y perdiendo agua, debido a que en el proceso de fotosíntesis las plantas necesitan obtener dióxido de carbono desde la atmósfera, mediante la apertura de los estomas, lo anterior conlleva la salida de agua desde la hoja al aire, proceso denominado transpiración. Este último proceso es importante en la disipación del calor absorbido desde el sol, como consideración, la hoja de una planta bien hidratada, en un día soleado puede transpirar el 100 % de su agua en una hora.

En un vivero forestal, el agua, además de su importancia en la fisiología de las plantas, es utilizada como una importante herramienta de manejo del cultivo, ya que cumple diversas y vitales funciones durante las diferentes etapas de la producción. En el **establecimiento**: se utiliza para el enfriamiento de la cama de semillas; luego de emergidas las plantas, a través de la aplicación de leves estrés se induce la colonización del sustrato por el sistema radicular; en propagación vegetativa por medio de humectaciones del follaje, se utiliza para minimizar deshidratación de estacas y regular temperatura del aire; en **pleno crecimiento**: se emplea como medio de transporte de nutrientes y plaguicidas; durante el **endurecimiento**: su manejo es determinante en la inducción de la dormancia; detención del crecimiento en altura; en la protección contra heladas; en regular la relación área foliar/área radicular;

² Ingeniero Forestal. Msc. Alumno Programa Doctorado Facultad de Ciencias Forestales UdeC, Concepción, Chile.

en la selección de genotipos tolerantes a la sequía. Por otro lado, mediante un buen manejo del agua se pueden minimizar los impactos ambientales de la producción de plantas forestales, disminuyendo el riesgo de contaminación de napas por excesiva lixiviación de nutrientes y plaguicidas.

En general, la experiencia muestra que los requerimientos de agua en el cultivo de *E. globulus* y otras especies que se producen a raíz cubierta en el país, normalmente, son producto de la destreza que haya adquirido el encargado del manejo del riego en cada vivero y no necesariamente, a los requerimientos reales de agua por parte de las plantas. También, en algunos casos, el conocimiento ha sido adquirido en un vivero ubicado en un sitio determinado y se copia y aplica en otro de condiciones climáticas distintas, que cultiva en contenedores y sustratos diferentes. Se ha determinado que una gran cantidad de viveros utilizan, en promedio, un 50 % más del agua que el cultivo realmente requiere lo que redundaría en plantas poco endurecidas en las diferentes etapas del cultivo (Pinto, 1999; Urrutia, 2007).

Comparado con otras especies, *E. globulus* es una especie eficiente en el uso del agua de riego cuando se le cultiva a raíz cubierta, por cada g de materia seca, requiere absorber directamente alrededor de 139 a 144 g de agua (UEA); cantidad en la que no está considerada la que se pierde por evaporación ni aquella que no llega directamente al contenedor, por lo cual, a la cantidad señalada, se debe agregar alrededor del doble de agua por cada gramo de biomasa esperada (300 g), dependiendo de la eficiencia del equipo de riego y metodología de producción que tenga el vivero (Donoso, 1999).

5.1.1 *Sistemas de Riego*

El mercado nacional provee una gran diversidad de tipos de emisores de riego para la agricultura, muchos de los cuales se han usado por añadidura en viveros forestales a raíz cubierta, con resultados variables. Dado lo anterior, el uso de ciertos tipos de emisores se ha segregado naturalmente en relación al nivel de control del ambiente de propagación requerido.

Cielo abierto: últimamente los mejores resultados se han observado, mediante el uso de sistemas de aspersión de impacto de mediano alcance (10 a 15 m de radio mojado y flujos de entre 150-250 l/h), distribuidos equidistantemente acorde a características de diseño, considerando un 100 % de traslape, como mínimo. En los bordes del vivero se pueden usar aspersores de impacto, similares a los del interior, pero con arco de mojado regulable, para las típicas aplicaciones de 90, 180 y 270° (esquinas, borde y rincones, respectivamente).

Bajo cubierta de malla y ambiente semi controlado: es común encontrar micro emisores de corto alcance (3 a 6 m de radio de mojado y flujos que oscilan entre 30 a 50 l/h), tales como micro aspersores giratorios o micro jet. Su funcionamiento puede ser montado en varillas a aproximadamente 50 cm sobre la superficie de la bandeja de cultivo. Algunos, también pueden funcionar en forma invertida

acoplados al techo de la estructura, en tal caso es recomendable utilizar dispositivos antigoteo. Su distribución debe ser equidistante acorde a características de diseño, sin importar el arreglo de pasillos, mesones del vivero o soportes del techo.

En algunos viveros se usan los sistemas de carros de riego, montados sobre rieles; son sistemas que con una buena elección y regulación de las boquillas pueden aplicar en forma eficiente el agua (Figura 5.1). El problema asociado, es que dado que es un sistema diseñado para el fertirriego, usualmente su movilidad esta restringida a una unidad de cultivo particular (nave) y su costo de adquisición o construcción es alto.



Figura 5.1. Sistema de riego de carro.

5.1.2 Principales Problemas Inherentes a los Sistemas con Micro Emisores

Doblamiento de cañerías de soportes: El doblamiento de cañerías de soportes de micro emisores, se produce debido a las características del material de fabricación, efectos del sol y como consecuencia de los distintos laboreos propios de la actividad como movimiento de bandejas, etc. Cambia el ángulo de salida del agua de riego, alterando la uniformidad del sistema. Este problema es muy frecuente y se aprecia en casi la totalidad de los mesones con bandejas observados por los autores.

Susceptibilidad a la obturación: el orificio del micro emisor usualmente inferior a 1 mm de diámetro, se obstruye por la presencia de pequeñas partículas y algas. Lo anterior, genera micro aspersores entregando distintos caudales, a diferentes revoluciones. Por otro lado, dado el relativo gran número de emisores que se requieren para irrigar un vivero, que en muchos casos supera las 1.500 unidades, la **mantención** del sistema operando en condiciones óptimas, se hace **laboriosa** y difícil, requiriéndose de supervisión constante en el caso de aspersores rotatorios.

5.1.3. Importancia de la Homogeneidad en la Aplicación del Agua

La importancia de la homogeneidad en la aplicación del agua en viveros forestales es vital, dado que de ello dependerá en gran medida, la homogeneidad y calidad de las plantas, así como también, la capacidad del viverista para optimizar el uso de agroquímicos (fertilizantes y fungicidas) y minimizar el impacto ambiental de la gestión de producción de plantas forestales (Figura 5.2). En un estudio realizado en diferentes viveros de la Región del Bio Bio, Navarrete (1999) determina que en ninguno de los viveros analizados los equipos de riego cumplían con los requerimientos mínimos respecto del coeficiente de uniformidad técnicamente sugeridos para ser utilizados en este tipo de cultivo. Esta situación, no difiere mucho con otras regiones y debiera ser una preocupación constante por mejorar, debido a la importancia que tiene el agua en el desarrollo del cultivo.



Figura 5.2. Efecto de la fertirrigación con un sistema de carro con baja uniformidad del riego; boquillas con un arco de mojado muy pequeño induciendo concentración de la solución bajo las boquillas (inducción de toxicidad en sentido longitudinal al recorrido del carro).

Cada vez que se riegue se debe aplicar el agua hasta alcanzar la saturación de todo el sustrato contenido en el contenedor, lo cual se constata cuando se inicia el drenaje de esta, en la base de la cavidad. Ello además de proporcionar un adecuado abastecimiento de agua al sustrato, permite la dilución del lixiviado del medio de crecimiento, logrando que este se mantenga en valores de conductividad electrolíticas adecuadas impidiendo la concentración excesiva de sales en el medio de crecimiento.

Este aspecto que parece tan simple, tiene algunas consideraciones como por ejemplo, que lo aseverado es válido, sólo si el sustrato tiene la humedad suficiente que permita una alta conductividad hidráulica, determinando una buena distribución horizontal y vertical del agua en el perfil del contenedor. Es normal que sustratos demasiado finos y excesivamente manipulados se les destruya su estructura y por lo tanto se les afecte su capilaridad, lo que genera que el agua no tenga el comportamiento adecuado en el medio de crecimiento. Situación similar ocurre cuando el sustrato ha sido inoculado con hongos micorrícicos, los que pueden modificar la tensión superficial del medio de crecimiento transformándolo en un producto hidrófobo. Otra labor cultural que puede afectar, negativamente, el comportamiento del agua en el perfil del contenedor, es el nivel de desecación que se le induzca al sustrato durante el proceso de endurecimiento, si este se seca demasiado, se contrae levemente y adquiere propiedades hidrófobas de manera tal, que el agua aplicada en el riego escurre entre el cepellón y la pared del contenedor. Cada vivero de acuerdo a las características de las plantas que desea producir y a la metodología de cultivo que utiliza, debiera definir, con bastante exactitud, la cantidad de agua a aplicar por cada riego y la cantidad total requerida para el cultivo.

5.1.4 Manejo del Agua Residual

El lixiviado del riego, agua con nutrientes y plaguicidas, que no es interceptada por el cultivo, llegan hasta el suelo del vivero donde se acumulan y por lixiviación, pueden contaminar las napas superficiales del lugar en el cual este se encuentre ubicado. Para evitar el mencionado problema, como se indicó en el capítulo 1 se debieran construir, bajo los mesones porta bandejas, drenes con el sistema espina de pescado de manera tal que toda el agua que penetra a las capas superficiales del suelo, sea drenada y almacenada, en estanques de reciclaje, evaporación o purificación de aguas utilizadas. Otra alternativa, normalmente de mayor costo es poner una carpeta de cemento bajo los mesones y en el centro de ellos, se construyen zanjas de drenajes superficiales que confluyen a un drenaje ubicado en uno o en ambos extremos de los mesones y a través de ellos, conducir el agua drenada hasta las piscinas de decantación.

5.2 Calibración de la Uniformidad del Riego

Al inicio del cultivo cada contenedor dispone de casi la totalidad de su sección superior para la recepción del agua asperjada, las plantas están pequeñas y se riega con el medio de crecimiento al

descubierto. Sin embargo, durante el desarrollo del cultivo, las plantas producidas a raíz cubierta pueden llegar a obtener hasta 4 m² de área foliar por m² de bandeja. Por tanto, se generan varias superficies de intercepción de agua de riego, dificultando en gran medida el ingreso de esta al sustrato. Dado lo anterior, se debe utilizar emisores de agua que aseguren un profuso escurrimiento a través del follaje y que esta llegue en cantidad adecuada, al medio de crecimiento para ser absorbida por el sistema radicular de las plantas. Lo anterior, se logra aumentando el tiempo de regado y por tanto, el de operación del equipo de riego. Al inicio, dependiendo del tamaño del contenedor, se puede requerir sólo de unos pocos minutos para realizar un buen riego; al final del período de crecimiento, para lograr el mismo grado de humectación del sustrato, el tiempo de operación del equipo se puede fácilmente triplicar.

Metodología para el diagnóstico de un sistema de riego: En la Tabla 5.1 se presentan los diferentes aspectos que considera un diagnóstico de un sistema de riego operando en un vivero que produce plantas de *E. globulus* a raíz cubierta.

La primera variable evaluada es el coeficiente de uniformidad del equipo de riego. Al respecto se considera ideal que el CU del equipo, operando en condiciones normales no sea menor a un 85 %. Valores inferiores aconsejan revisión de otros aspectos relacionados con la uniformidad de entrega de agua del equipo al cultivo. Para el cálculo del coeficiente de uniformidad se procede a distribuir, sistemáticamente, a lo largo y ancho de un mesón cubierto con bandejas de cultivo una cantidad de recipiente que permitan obtener una muestra representativa, que reciban el agua aplicada por el equipo en un tiempo determinado (Figura 5.3). Posteriormente se procede al cálculo de uniformidad de riego (CU).



Figura 5.3. Disposición de receptáculos, sobre las bandejas para la determinación de la uniformidad del riego en mesones de cultivo.

La determinación del CU se realiza mediante la utilización de la siguiente fórmula:

$$CU = \left[1 - \frac{\sum_{i=1}^n |X_i - X_m|}{n * X_m} \right] * 100$$

Donde:

- CU : Coeficiente de Uniformidad de Christiansen, en porcentaje.
 X_i : Cantidad de agua recogida individualmente.
 X_m : Media de la cantidad de agua recogida.
 N : Número de colector.

En la Tabla 5.1, se presentan los valores de coeficiente de uniformidad de riego (CU); caudal, número de emisores; distancia entre emisores, presión de operación de la bomba e individualización de los mesones evaluados, en un vivero de la Región del Bio Bio.

Los valores de la Tabla muestran que el promedio de la uniformidad del riego en los 4 sectores, fue de 79,8, lo cual esta bajo lo recomendado para viveros forestales a raíz cubierta con fertirriego (>85 %). Por otro lado, la precipitación del sistema en promedio fue de 10,72 (mm/h).

Tabla 5.1. Resultados del diagnóstico del sistema de un sistema de riego operando en un vivero que produce *E. globulus*.

Sector	1	2	3	4
C.U (%)	77,5	80,6	78,5	82,4
Caudal (l/m²/h)	9,18	10,96	10,20	12,56
Nº Emisores	440	375	419	495
Distancia emisores (en*entre línea)	1,6 * 2,92	1,6 * 2,92	1,6 * 1,96	1,6 * 1,96
Presión operación (bar)	3,9	3,6	3,5	3,3
Mesones evaluados	6, 7 y 8	26, 27 y 28	45, 46 y 47	64, 65 y 66

En los gráficos siguientes, se muestra la distribución de la precipitación de agua por el sistema de riego actual, en los sentidos transversal y longitudinal a los mesones de cultivo. La tendencia general es que en los sectores donde los aspersores fueron dispuestos a mayores distancias entre líneas que en la línea (sectores 1 y 2), la uniformidad en el sentido transversal al mesón disminuye y se genera la clásica forma de campana. Por el contrario, el efecto anterior se reduce en los sectores (3 y 4), dada la mayor equidistancia de los emisores. En cuanto a la uniformidad del riego en sentido longitudinal se aprecia una aplicación de agua más uniforme.

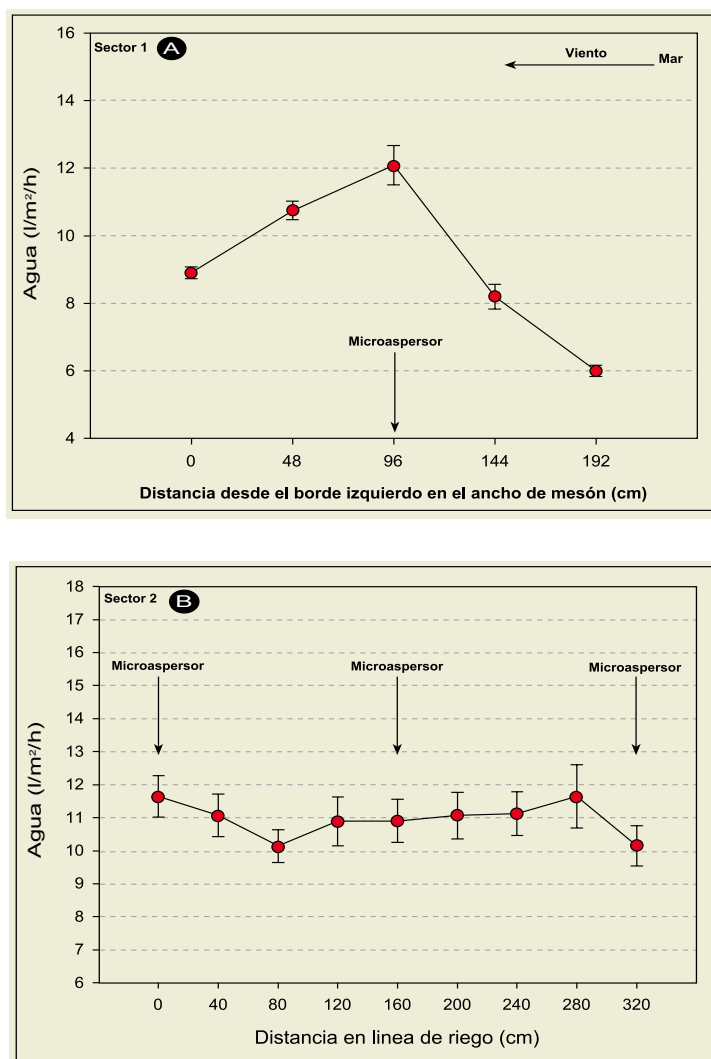


Figura 5.4. Distribución de la precipitación de agua por el sistema de riego, en los sentidos transversal (A) y longitudinal (B) a los mesones de cultivo de la Figura 5.3.

5.3 Métodos para Determinar cuando Regar

Los viveristas disponen de diferentes métodos para determinar cuando regar desde los más simples a los más sofisticados, en este documento se hará referencia a tres de ellos.

5.3.1 *Método Visual*

Este es un método empírico y probablemente, sea el más utilizado por los viveristas. En la práctica tiene dos variantes, observación del follaje de las plantas y observación del cepellón.

5.3.1.1 Observación del Follaje

A toda planta con déficit de agua en el vivero, se le marchita su follaje a las horas de mayor calor, cuando la falta de agua es leve las hojas recuperan su turgencia una vez transcurrido el período en el cual la cantidad de agua es más baja en los tejidos, debido a la mayor demanda hídrica, medio día a media tarde. Si el déficit es importante, las plantas permanecen marchitas y mantienen este estado hasta las primeras horas de la mañana del día siguiente. En este momento, se debiera volver a regar aunque la mayoría de los viveristas riegan apenas notan leves signos de marchitez en las plantas de los bordes, de mesones y contenedores los que, normalmente por estar expuestos a condiciones como mayor viento y radiación solar directa, tienen menos agua o la pierden más rápidamente que el resto.

5.3.1.2 Observación del Cepellón

Muchos viveristas retiran plantas de diferentes puntos de un mesón con bandejas y observan el grado de humedad superficial que tiene el sustrato adherido a las raíces y de acuerdo a un criterio preestablecido, definen la necesidad o no de regar. También, esta técnica es útil para determinar visualmente si la intensidad del riego es la adecuada, mediante la detección de la profundidad del frente húmedo en el perfil del sustrato. Debido a que el sustrato saturado adquiere una tonalidad más oscura que uno parcialmente seco, se pueden evidenciar problemas de riegos muy superficiales que pueden inducir crecimientos erráticos del sistema radicular. Sin embargo, el método tiene la subjetividad de que sólo se observa el agua superficial del cepellón y se puede utilizar una vez que la planta ha formado esta estructura. Antes de esta etapa, se recurre a la observación del sustrato en la sección superior de las cavidades. Cuando se utilizan mezclas en el sustrato que con baja humedad presentan problemas de conductividad hidráulica, se corre el riesgo de que el agua aplicada en los riegos escurra por los bordes del cepellón y sólo moje la parte exterior del mismo, permaneciendo el centro, sin humedecer.

5.3.2 *Método de las Pesadas*

El agua es el elemento que mayormente contribuye al peso de las bandejas de contenedores o bien a las cavidades individuales, llegando en algunos casos a un 80 % del peso total del sistema constituido por contenedores, sustrato, plantas y agua. Por lo anterior, el monitoreo del peso de las

bandejas constituye un eficaz método para definir en forma bastante exacta cuando regar. La idea es utilizar el peso de una muestra representativa de las plantas y en función de ello precisar cuando regar (Figura 5.5). El método evalúa la cantidad de agua evapotranspirada en un determinado período de tiempo.

Para aplicarlo, se procede de la siguiente forma:

Requerimientos:

- Balanza con capacidad de hasta 15 kg y de entre 1 a 20 g de precisión.
- Plantas homogéneas en crecimiento.
- Sistema de riego con un coeficiente de uniformidad superior al 85 %.

Procedimiento:

- Se riega la bandeja con plantas hasta escurrimiento de agua en la base del contenedor.
- Se deja drenar el agua y después de unos 60 minutos se pesa la bandeja y se registra como peso a “capacidad de contenedor”.
- Se deja a las plantas y muestras regadas, en el ambiente del vivero, hasta que estas muestren los primeros signos de marchitez.
- Se pesa nuevamente la bandeja y se registra como peso de “pérdida de agua aprovechable”.
- Se establece la diferencia entre capacidad de contenedor – pérdida de agua aprovechable y se registra como cantidad total de agua aprovechable.
- Se define el porcentaje de agua aprovechable al cual se volverá a regar (criterio de riego: depende de la fase de viverización).
- Se determina el peso que debe tener la bandeja o el contenedor para volver a aplicar el riego.



Figura 5.5. Balanza digital monitoreando el peso de bandeja de plantas de *E. globulus*.

En la fase de establecimiento, normalmente, se pretende mantener la humedad del sustrato cercana a capacidad de contenedor; en la fase de pleno crecimiento, los riegos se pueden repetir al 50 o 75 % de pérdida del agua aprovechable; y durante la fase de endurecimiento, el agua se va reduciendo gradualmente, hasta llegar a mantener las plantas hasta siete días en 100 % de pérdida de agua aprovechable (Figura 5.6). Cada vez que se realiza un nuevo riego, este se realiza hasta lograr el peso de capacidad de contenedor. La periodicidad de los riegos variará con las tasas de evapotranspiración del cultivo en el lugar en el cual esté establecido, es decir, el método se auto-calibra en función de la demanda hídrica imperante. Al respecto, la menor frecuencia se requiere cuando el cultivo está bajo malla, seguido del cultivo en invernaderos plásticos y el de mayor requerimiento de agua, se tiene en viveros que cultivan a cielo abierto, por las condiciones ambientales.

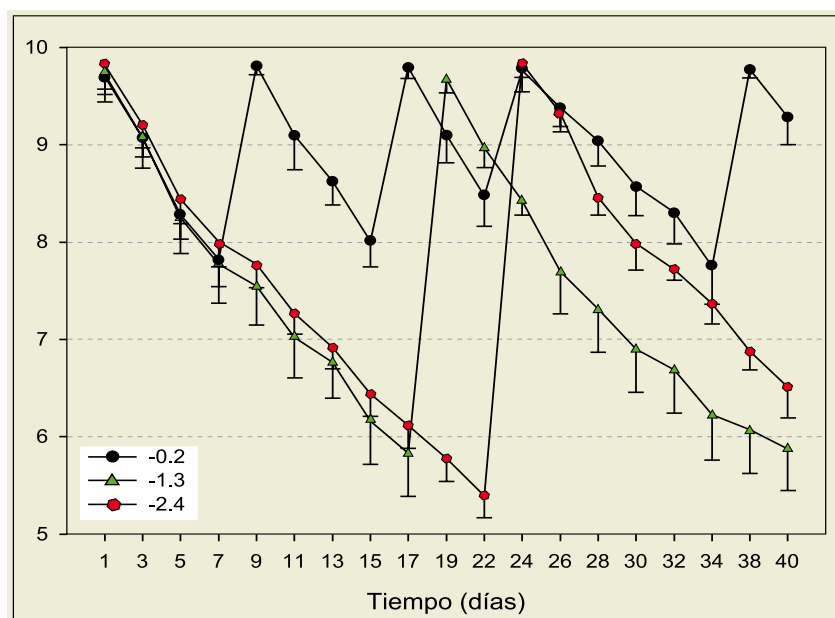


Figura 5.6. Manejo del riego durante la fase de endurecimiento con diferentes niveles de estrés de agua en las plantas, -0,2; -1,3 y -2,4 MPa, y su relación con el peso de bandeja (Coopman, 2005).

Dado el aumento en el peso total de la bandeja o cavidad producto del crecimiento de las plantas, el método exige que cada cierto tiempo (15 días aproximadamente), según el crecimiento de las plantas, se re-determinen los pesos de bandeja y/o contenedores a capacidad de contenedor. Uno de los problemas prácticos para su implementación, cuando el vivero trabaja con bandejas de espuma de poliestireno expandido, es que estas con el uso y diferencias de densidad en su material de construcción, son heterogéneas en peso. En este caso, se recomienda agrupar las bandejas de similares características, en unidades de control de irrigación independientes.

5.3.3 Cámara de Presión (Schölander)

Este método es adecuado para calibrar cualquiera de los otros que se utilicen para monitorear la cantidad de agua en la planta o en el sustrato y sus requerimientos hídricos. Es una forma destructiva de evaluación de la cantidad de agua en las plantas, razón por la cual se utiliza, preferentemente, para calibrar otros métodos de diagnóstico para definir cuando regar. Como se mostraba en la Figura 5.6 en la que se relaciona el potencial hídrico (MPa) con el peso de la bandeja y en función de ellos, se define cuando regar nuevamente. Es un método que se debiera utilizar, al menos una vez, para cada especie y modalidad de producción.

En esta técnica, la porción superior del tallo de la planta de una longitud de 10 cm debe ser cortado de la planta y parcialmente sellado en la cámara de presión (Figura 5.7). Antes de la separación,

la columna de agua en el xilema esta bajo tensión. Por tanto, cuando la columna de agua es cortada por la separación del órgano, el agua es rápidamente succionada desde el xilema hacia las células vivas que lo rodean por osmosis. En consecuencia, la superficie del corte aparece seca. Para hacer la medición, el viverista debe presurizar la cámara con gas comprimido hasta lograr retornar el tejido a la condición de pre-separación. Esto puede ser detectado visualmente por la observación del agua cuando aflora y puede ser vista en la superficie del corte. La presión requerida para llevar el agua de vuelta a su condición original antes del corte se llama presión de equilibrio y es en sí, el potencial hídrico de la planta. La ventaja principal de esta técnica es que permite cuantificar el estado hídrico de la planta en forma muy precisa y directa.

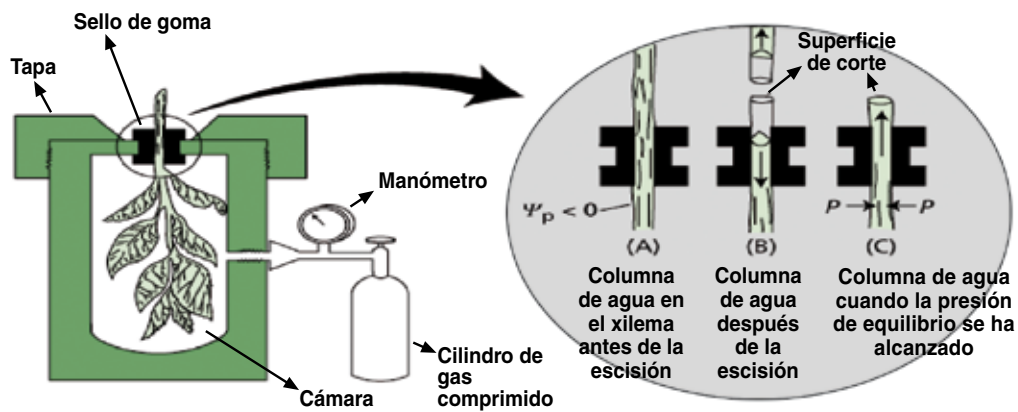


Figura 5.7. Método de la cámara de presión para la determinación del potencial hídrico (Modificado de Taiz y Zeiguer, 2006).

Como ya se ha dicho, la correcta irrigación del cultivo otorga numerosas ventajas. Sin embargo, específicamente en la fase de endurecimiento de plantas, donde se persigue inducir cambios tanto morfológicos como de aumento en la resistencia a estrés ambiental, el manejo del riego de endurecimiento se hace particularmente crítico, ya que el cultivo debe ser expuesto a ciclos de estrés hídrico sucesivos y no letales de intensidad regulada.

En la Figura 5.8, se muestra el monitoreo de 3 tratamientos de endurecimiento que fueron aplicados durante 54 días en un cultivo de *E. globulus* en invernadero, consistiendo de 2 ciclos de restricción de riego hasta que se alcanzaban los valores de potencial hídrico objetivos (-0,2; -1,3 y -2,4 MPa). Después de que estos se lograban, las plantas se regaban hasta la saturación del sustrato. Cabe destacar, el nivel de sensibilidad con la cual se puede determinar directamente el estado hídrico de las plantas y por ende en la oportunidad exacta del próximo riego. Al manejar el riego de un vivero con esta técnica, también se requiere de la determinación de criterios de riego, que como en el caso de las pesadas dependerán de la fase de la viverización.

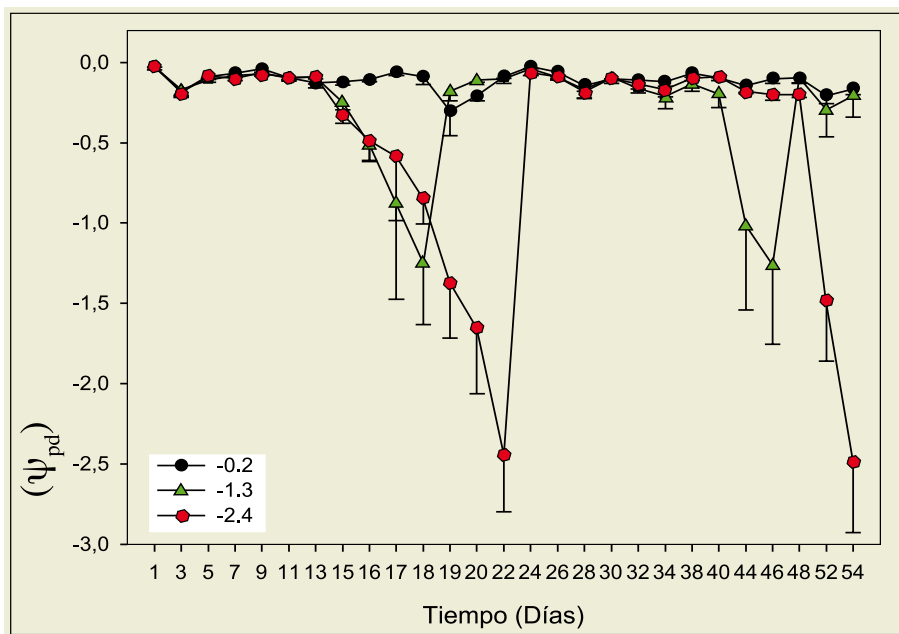


Figura 5.8. Variación del potencial hídrico (ψ_{pd}) en plantas de *E. globulus* durante la aplicación de 3 tratamientos de endurecimiento (Coopman, 2005).

A modo de ejemplo e ilustración en la Figura 5.9 b, se muestran plantas una semana después de haber sido expuestas a estrés hídrico de distintas intensidades, desde -2,0 hasta -3,5 MPa, donde se aprecian niveles de daño incipiente a partir de -2,5 MPa, hasta una necrosis foliar total en -3,5 MPa.

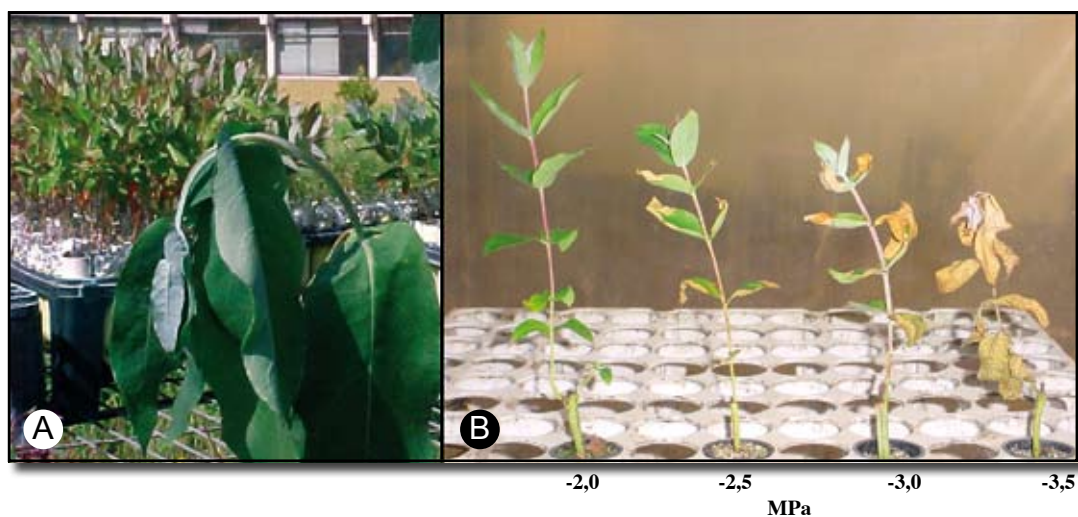


Figura 5.9. Planta de *E. globulus* con signo de marchitez para ser regada (A); estado de plantas ocho días después de haber sido sometidas a los niveles de estrés indicados (B).

5.4 Manejo del Riego en Diferentes Fase de la Viverización

5.4.1 Manejo del Riego en Fase de Establecimiento

Durante el proceso de germinación se debe cuidar que la cama de semillas se mantenga con una humedad lo más cercana posible a la capacidad de contenedor. En los viveros que producen plantas a cielo abierto y cultivan plantas en bandejas de poliestireno expandido, una buena práctica, es realizar un riego hasta goteo, inmediatamente después de realizada la siembra, y apilar las bandejas cubriendo las de la capa superior con malla plástica. Las bandejas de las capas inferiores mantendrán la humedad del sustrato en capacidad de contenedor por más de 120 horas después de transcurrida la siembra y sólo se debe cuidar que las bandejas de la parte superior, mantengan la humedad adecuada a través de aplicaciones de riego, si fuere necesario. Si las temperaturas ambientales son cercanas a las óptimas (22 °C), el proceso de germinación ocurre alrededor de 72 horas después de realizada la siembra. En bandejas con cavidades individuales éstas se pueden cubrir con un plástico, con lo cual se lograrán resultados similares al señalado para las bandejas con cavidades en bloques. El esquema, requiere de frecuentes revisiones a la superficie de las cavidades ya que en tanto se logre un 50 % de semillas iniciando la emergencia, las bandejas se deben distribuir en los mesones de cultivo.

Existe la tendencia durante esta fase de la viverización de mantener un riego de alta frecuencia (hasta dos veces al día) con baja intensidad (no más de 1 cm de sustrato húmedo), por más tiempo del requerido. Este hábito de manejo del riego es el principal responsable, tanto en producción a partir de semillas como de estacas, de la malformación radicular denominada efecto canastillo que se origina en las plantas producidas a raíz cubierta. Para evitarlo, una vez que han aparecido los cotiledones en alrededor del 90 % de las cavidades de una bandeja, se debe bajar el contenido de humedad del contenedor a niveles cercanos al 75 % de pérdida del agua aprovechable, se induce un pequeño estrés. De esta manera, se estimulará que el sistema radicular de las plantas crezca hacia la zona de mayor oferta de agua, el tercio inferior del contenedor, y se logrará que rápidamente ocupe todo el perfil de este y se evitará el crecimiento de raíces dobladas hacia la parte superior del contenedor (efecto canastillo).

5.4.2 Manejo del Riego en Fase de Pleno Crecimiento

Durante esta fase la planta nunca debe alcanzar niveles de estrés hídrico, valores inferiores a -0,5 MPa, de tal manera que tenga la mayor tasa de transpiración y por lo tanto de crecimiento. El riego siempre se debe hacer hasta lograr goteo en la base del contenedor y se debe repetir cuando el agua disponible haya bajado entre un 50 y 75 %. Riegos a menor porcentaje de pérdida del agua disponible, entre 20 y 30 % y por lo tanto, realizados con más alta frecuencia afectan negativamente el crecimiento de las plantas, estimulan la presencia de musgos y algas en la superficie de los contenedores, hacen menos eficiente el aprovechamiento de los fertilizantes aplicados y se producen mayores riesgos de

contaminación al suelo por lixiviación de nutrientes. Por otro lado, riegos más espaciados con pérdida de hasta el 100 % del agua aprovechable en el contenedor, producen estrés hídrico en la planta y se afecta negativamente su crecimiento en altura y diámetro. Si la temperatura del follaje de las plantas sobrepasa los 35 °C se debe utilizar al agua como herramienta para enfriar el ambiente. Otro aspecto que afectará la frecuencia del riego, es el nivel de Nitrógeno que se esté utilizando en la solución de fertilizante y su frecuencia de aplicación. Al respecto plantas con niveles superiores a 2,5 % de N en el follaje, son más sensibles a la pérdida de agua que aquellas que se mantienen con niveles entre 1,7 y 2,0 %. Durante esta fase, idealmente se debiera utilizar un tamaño de gota de agua mayor al de la etapa anterior y los tiempos de riego deben ser más prolongados para dejar al medio de crecimiento en capacidad de contenedor.

5.4.3 Manejo del Riego en Fase de Endurecimiento

Durante la primera etapa de la fase de endurecimiento se debe detener el crecimiento en altura de las plantas y junto con ello, se logra inducir que estas se hagan resistente al estrés hídrico que deberá soportar mientras no inicie el crecimiento radicular en el lugar en el cual se plante.

Si las plantas van a un lugar con eventuales problemas por estrés hídrico pero sin problemas de frío (heladas con - 5 °C), la altura de las plantas se maneja con estrés hídrico regulado y manejo de la fertilización. En el segundo caso, si las plantas deben ser preparadas para soportar estrés hídrico y problemas de frío, la detención del crecimiento en altura además de lo ya indicado, se realiza con manejo del tallo, labor que considera poda de tallo y eliminación de brotes laterales.

La detención del crecimiento en altura utiliza dos herramientas de manejo: la primera de ellas es el empleo de estrés hídrico sucesivo y creciente sin llegar a límites que comprometan la vida de las plantas. Durante la fase de pleno crecimiento se ha estado regando las plantas sin estrés hídrico, es decir, con valores de potencial hídrico en el tallo entre 0 a -0,5 MPa. Durante la fase de endurecimiento el nivel de estrés normalmente se inicia con el valor indicado, durante la primera semana, se baja a -1,0 MPa durante la segunda, posteriormente a -1,2 durante la tercera semana para, en la cuarta semana, llegar a un máximo de -1,5 MPa y mantener este régimen de riego por unas tres a cuatro semanas. Contenidos de agua entre -1,8 ó -2,0 MPa, producen daños en el follaje de las plantas. El proceso de descenso del potencial hídrico dura aproximadamente cuatro semanas para finalmente, mantener durante el resto de la fase de endurecimiento un valor cercano a -1,5 MPa.

La otra herramienta de manejo del endurecimiento, relacionada con el riego es la disminución brusca del contenido de nitrógeno en la solución de fertirriego. Dependiendo de los niveles encontrados al término de la fase de pleno crecimiento los niveles se podrán bajar a 50 o 25 ppm de nitrógeno en la solución nutritiva en cada fertilización, el resto de los elementos se mantiene en los mismos niveles que

se venían utilizando en el período de pleno crecimiento; la frecuencia de las fertilizaciones, debe bajar a la mitad y desaparecer del esquema de manejo al final del período de endurecimiento.

Se debe tener presente, que el crecimiento en diámetro y radicular finaliza al término de la fase de endurecimiento y por ello, aquellos viveros que utilicen sombra como herramienta de manejo, debieran aplicarla una vez terminada esta fase de manejo. Antes, el empleo de la malla, tendrá efectos negativos sobre ambas variables y sobre los atributos del follaje.



CAPÍTULO 6

PLAGAS Y ENFERMEDADES

Luís Cerda Martínez³

Las plagas y enfermedades son una preocupación constante para los viveristas forestales que producen plantas en contenedor, debiendo estos mantenerse informados de los diferentes factores que pueden dañar sus cultivos.

En el manejo de los viveros que producen a raíz cubierta, es de suma preocupación el crecimiento saludable de las plantas que podrán sobrevivir y desarrollarse una vez establecidas en terreno. El concepto **saludable** infiere una condición óptima de la planta, tanto fisiológica como morfológicamente, y el **estrés** es cualquier factor que llega a alterar su estado óptimo (Conafor, 2004).

Cualquier daño que interfiera con el proceso para la producción de plantas sanas y vigorosas, dentro de un ciclo estándar de producción en el vivero, debe ser considerado como **problema**, correspondiendo esto a cualquier cambio permanente de la condición fisiológica o morfológica normal que caracteriza a una planta saludable.

Los factores de estrés que pueden producir problemas pueden ser tanto biológicos (**bióticos**) como ambientales (**abióticos**); los factores de estrés ambientales incluyen las deficiencias de nutrientes minerales, daños provocados por eventos climáticos tales como heladas, lesiones mecánicas y daños químicos. Una gran cantidad de agentes biológicos pueden provocar problemas, incluidos los insectos, hongos, bacterias, virus, animales y aún malezas, los cuales pueden provocar una reducción del crecimiento debido a competencia por agua, luz o nutrientes minerales (Conafor, 2004).

El término **síntoma** es usado comúnmente para describir tanto síntomas como signos, existiendo una diferencia particular y significativa entre los dos términos cuando se habla de la patología

³ Ingeniero Forestal. Profesor de Entomología Forestal. Universidad de Concepción, Chile.

de las plantas. **Síntoma** es un término generalmente utilizado para describir la respuesta fisiológica o morfológica de la planta huésped al factor de estrés (por ejemplo, clorosis foliar, reducción en el crecimiento). Los **signos** son evidencias reales de un organismo causal y por lo tanto, solamente son encontrados en los problemas de origen biótico (por ejemplo, micelios de un hongo, hojas masticadas) (Conafor, 2004).

Aunque tanto los síntomas como los signos son utilizados en la detección de problemas, los signos son más útiles dado que implican un organismo específico o grupo de organismos, mientras que los síntomas pueden ser provocados por una gran variedad de factores bióticos o abióticos.

Una enfermedad o plaga llega a ser un problema grave cuando provoca pérdidas económicas considerables. Una plaga que provoca pérdidas insignificantes generalmente no es considerada como un problema, dado que el costo del tratamiento no excede el beneficio económico de su control. Por lo tanto, la definición de problemas por enfermedad o plagas es subjetiva, dado que involucra una evaluación del impacto económico real o potencial por parte del viverista, quién deberá intentar identificar rápidamente todas las enfermedades y plagas en su cultivo antes que alcancen proporciones de daño.

6.1 El Ambiente y la Ocurrencia de Plagas y Enfermedades

Un vivero que produce plantas en contenedores está diseñado para optimizar todos los factores ambientales que afectan el crecimiento de las plantas. Las semillas se siembran en un suelo artificial, formulado especialmente para producir un medio físico y químico ideal, el cual comúnmente se encuentra libre de patógenos. Las áreas de crecimiento son diseñadas para regular la luz solar, temperatura y viento. Los invernaderos completamente automatizados cuentan con controles que permiten mantener los niveles de humedad, temperatura, dióxido de carbono y los requerimientos de luz, en valores ideales. Los niveles de humedad y nutrientes son cuidadosamente monitoreados y mantenidos a niveles óptimos. La densidad de crecimiento de las plantas es controlada por el tamaño de los contenedores y su distribución espacial. En este tipo de viveros se puede acelerar el crecimiento de las plantas, comparado con los viveros que producen a raíz desnuda. Desafortunadamente, un ambiente diseñado para producir plantas en forma acelerada, también favorece el desarrollo de plagas y enfermedades (Conafor, 2004).

Los factores que pueden producir condiciones potenciales para la presencia de plagas y enfermedades en los viveros de contenedor, son:

- **Clima favorable** (temperatura, humedad)
- **Alta densidad** (competencia)
- **Monocultivo** (un solo tipo de alimento)
- **Crecimiento acelerado** (tejidos suculentos)
- **Ambiente estéril** (ausencia de controladores naturales)

6.2 Detección de Plagas y Enfermedades

La detección consiste en una búsqueda sistemática de las causas de la enfermedad o plaga, reconociendo síntomas, signos y patrones de ocurrencia. El diagnóstico de plagas y enfermedades en vivero, consiste de tres etapas:

- **Identificación** del problema,
- **Diagnóstico** de la causa real, y
- **Determinación del impacto** (evaluación) del problema sobre la producción.

6.2.1 Identificación de las Plagas y Enfermedades

La identificación de plagas y enfermedades requiere un cierto grado de experiencia y entrenamiento. Los trabajadores del vivero requerirán de conocimientos básicos sobre la fisiología y morfología de las plantas, antes de que sean capaces de detectar esas pequeñas alteraciones en la condición normal de la planta, que constituyen un **problema o anormalidad**. Este conocimiento puede provenir tanto de la experiencia lograda a través de los años, como de la capacitación formal, aunque lo ideal es que los trabajadores tengan una combinación de ambas.

La detección temprana es extremadamente importante para el control de las plagas y enfermedades, especialmente en los programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP).

Los viveristas deben adoptar una actitud de vigilancia y realizar inspecciones periódicas del cultivo, a fin de determinar, de manera temprana, posibles problemas. Muchas plagas son difíciles de erradicar una vez que se han logrado establecer.

La mayoría de las plagas y enfermedades que afectan a las plantas producidas en viveros que producen plantas a raíz cubierta, presentan síntomas que son fácilmente identificables, como la decoloración del follaje, sin embargo, muchos problemas no llegan a ser evidentes hasta que los daños provocados son irreversibles.

Etapas en la detección de Plagas y Enfermedades:

- Revisar todas las partes de las plantas, para detectar síntomas de problemas y determinar qué partes están siendo afectadas.
- Determinar si los lotes de plantas de todas las especies o de la misma especie están afectados de la misma forma.
- Observar el patrón de los síntomas del problema dentro del área de crecimiento.
- Verificar los diferentes síntomas de las plantas, con la ayuda de una lupa, para encontrar signos de agentes bióticos.

- Considerar la posibilidad de que sea un problema de origen abiótico.
- Establecer un historial de problemas detectados.
- Documentar sus análisis de los problemas con observaciones por escrito y, si fuese posible, con fotografías a color.

6.2.2 *Recolección, Almacenamiento y Embalaje de Muestras*

La mayoría de los diagnósticos de plagas y enfermedades, requieren un examen cuidadoso de las plantas afectadas, por parte de un especialista, por lo que las muestras deben ser recolectadas y embaladas para ser enviadas a un laboratorio para su diagnóstico e identificación. La obtención de muestras y su manejo consiste de las siguientes etapas:

Recolección de muestras. Recolectar muestras, tan pronto los síntomas sean evidentes, especialmente cuando se desarrollan signos. Si es posible, recolectar un conjunto de plantas que muestren el proceso gradual de la enfermedad, desde plantas sanas hasta severamente dañadas; esto permitirá al especialista realizar comparaciones relativas y estimar el impacto de la enfermedad.

Protección de muestras. Proteger las muestras del deterioro provocado por el calor o desecación, colocándolas en bolsas de plástico y almacenándolas refrigeradas. Asegurarse de que todas las muestras sean identificadas adecuadamente con la especie, lote de semilla, edad, fecha, descripción de los síntomas y signos, y cualquier otra información de utilidad (ubicación dentro del área de crecimiento, las prácticas culturales realizadas previamente, las condiciones climáticas).

Descripción de la muestra. Agregar una descripción escrita del problema e incluir un diagnóstico tentativo y, si fuese posible, incluir fotografías a color de los síntomas.

Embalaje y envío. Embalar las muestras y enviarlas al laboratorio tan pronto como sea posible. El mejor procedimiento es establecer contacto con el especialista y solicitar instrucciones de manejo y despacho de la muestra.

6.2.3 *Evaluación del Impacto de las Plagas y Enfermedades*

El hecho de que en un vivero existan plagas o enfermedades, no necesariamente significa que afectarán la producción, por lo que es necesario realizar una evaluación del impacto. Los problemas por plagas y enfermedades pueden no ser económicamente serios si se mantienen en un nivel pequeño, o si pueden ser controlados lo suficientemente temprano y si la pérdida de producción, se mantiene dentro de los factores de sobre siembra previstos.

El impacto de las plagas o enfermedades se refleja en pérdidas económicas, y puede ser medido en términos de pérdida de crecimiento esperado o directamente por mortalidad de las plantas.

El procedimiento normal para determinar el impacto de las plagas o las enfermedades, es realizar un inventario de todos los lotes de plantas afectados y un conteo directo, o bien una estimación estadística para calcular el porcentaje de pérdida de plantas.

La información proveniente del impacto por plagas y enfermedades debe ser utilizada para realizar acciones de manejo, involucrando medidas de control terapéutico para el cultivo actual, así como para apoyar un plan de medidas preventivas y de control para futuros cultivos.

6.3 Principales Plagas y Enfermedades

Desde el punto de vista práctico, las **enfermedades**, son causadas principalmente por patógenos microscópicos tales como los hongos y bacterias, y las **plagas**, son provocadas por organismos macroscópicos tales como insectos y roedores.

Dentro de los principales problemas sanitarios que presentan los viveros forestales, los producidos por hongos son los más relevantes. A su vez el moho gris (*Botrytis cinerea*) y el damping off (*Phytium*, *Phytophthora*, *Fusarium* y *Rizoctonia*) en forma conjunta engloban casi las dos terceras partes de los problemas de enfermedades fungosas.

Dado que los viveros que producen en contenedor son ambientes artificiales, los cuales en su inicio no contienen enfermedades endémicas, los agentes potenciales para el desarrollo de enfermedades deben ser introducidos dentro del vivero. Las plagas pueden introducirse de muchas formas: en el sustrato, en el agua de riego, en los contenedores reutilizables, en el germoplasma (semillas, trasplantes, estacas, entre otros), suelo o sustrato contaminado por las herramientas, etc., y por plagas que por sus propios medios de movilidad ingresan directamente al área de crecimiento.

El desarrollo de las enfermedades bióticas en el vivero puede ser ilustrado de una mejor forma mediante un ejemplo, como la enfermedad del moho gris, la cual es provocada por el hongo *B. cinerea*.

B. cinerea es un saprófito agresivo que coloniza plantas muertas o material de desecho, para posteriormente infectar a las malezas u otras plantas alrededor del área de crecimiento. Este hongo produce una gran cantidad de esporas, que son transportadas por el viento hacia el interior del vivero mediante el sistema de ventilación (Figura 6.1). Esta inoculación aérea se deposita sobre el follaje de las plantas para posteriormente germinar sobre el follaje seco o dañado, una vez que se presentan condiciones de humedad. El hongo puede extenderse rápidamente sobre el tejido dañado o en el follaje inferior de las plantas donde existen condiciones de sombra, el cual típicamente se deseca luego del cierre de copas de las plántulas. El mayor impacto de *B. cinerea* ocurre cuando el hongo invade el tallo principal de las plantas, provocando muerte de tejidos. Esta muerte eventualmente anillará el tallo provocando la muerte descendente o la muerte total de la planta.

Los síntomas del moho gris son la necrosis del follaje y el tejido muerto en el tallo, y los signos son el micelio grisáceo y la presencia de conidiosporas en la superficie del follaje dañado. Las esporas provenientes de la planta dañada pueden llegar a ser una fuente de inoculación aerotransportada, promoviendo la dispersión secundaria de una enfermedad, que se presentará en la siguiente etapa de crecimiento. El hongo es capaz de sobrevivir bajo condiciones adversas durante el invierno o entre estaciones de crecimiento, mediante la formación de estructuras latentes especiales en las plantas infectadas o en el tejido de las malezas, llamados esclerocios. Los esclerocios pueden permanecer en el sustrato o en los desechos de las plantas dentro del área de crecimiento y eventualmente son capaces de producir esporas, cuando las condiciones ambientales se vuelven favorables. La producción de las esporas dispersadas por el viento, completa el ciclo de la enfermedad.

6.3.1 Plagas y Enfermedades de Semillas y Plántulas

Las semillas y las plántulas son más susceptibles a las plagas y enfermedades, durante el intervalo de tiempo entre la preparación de la semilla (por ejemplo, la estratificación) y cuando las recién emergidas plántulas forman tejido leñoso en los tallos.

La identificación de enfermedades y plagas, y su diagnóstico, puede ser difícil durante las etapas de germinación y emergencia, pues la semilla en germinación no es visible. Durante este periodo, los viveristas deben estar particularmente alertas para detectar problemas, con el propósito de prevenir pérdidas cuantiosas de plántulas. Las semillas en germinación deben ser revisadas diariamente para detectar posibles plagas, y las condiciones ambientales deben ser revisadas cuidadosamente a efecto de prevenir tensiones abióticas innecesarias.

Damping-off. Es una enfermedad común que afecta semillas, semillas en germinación y plántulas jóvenes de muchas especies vegetales, y las especies leñosas no son la excepción. Se reconocen dos tipos de damping: **pre emergente**, que afecta semillas y semillas en germinación antes de que se inicie la emergencia, y **post emergente**, que afecta plántulas jóvenes antes de que sus tallos se lignifiquen (<http://146.83.41.79/pforestal/files/cap9.doc>; Conafor, 2004).

Ambas formas de la enfermedad son originadas por el mismo grupo de hongos. El damping ha sido catalogado como la segunda enfermedad, en importancia, de entre las enfermedades que afectan plántulas producidas en contenedor, y los hongos de las semillas son la principal fuente de esta enfermedad. Las semillas de todas las especies son afectadas.

El manejo del damping se puede hacer de dos formas:

Control Cultural: El factor más importante es la calidad de la semilla. Los contenedores reutilizables deben ser limpiados cuidadosamente para prevenir que el inóculo de los hongos pase de un

cultivo al siguiente. Los sustratos contaminados son una fuente de inóculo de hongos. La sobresiembra origina plántulas débiles que son más susceptibles a enfermedades. La fertilización con elevados niveles de nitrógeno y el exceso de riego, también pueden predisponer a las plántulas, tanto como un ambiente de cultivo con elevada humedad, poca luz, y temperaturas extremadamente altas o bajas.

Control Químico: Tratamientos a la semilla antes de sembrar, los que incluyen remojo en agua, enjuague en agua corriente y tratamientos químicos con blanqueador, peróxido de hidrógeno o fungicidas.

6.3.2 Plagas y Enfermedades de la Parte Aérea

Las plagas y enfermedades de la parte aérea, son relativamente más importantes en los viveros que producen en contenedor, que en los que lo hacen a raíz desnuda, primariamente debido al ambiente húmedo y cálido que puede conducir al desarrollo de enfermedades.

6.3.2.1 Enfermedades fungosas de la parte aérea

Moho gris. El hongo que causa el moho gris (*Botrytis cinerea*), es la enfermedad más perjudicial de especies forestales producidas en contenedores en los viveros.

El moho gris afecta a la mayoría de las especies de plántulas que crecen en contenedores, pero ciertas especies son particularmente susceptibles: *Eucalyptus globulus*, *Pinus radiata*.

Esta enfermedad puede ser identificada por el micelio gris, algodonoso, y por las masas de esporas sobre la superficie del tejido afectado, especialmente sobre hojas senescentes de la parte baja. El examen del hongo con una lupa revelará estructuras con una apariencia vellosa, que producen esporas. Conforme la enfermedad progresa, el tejido infectado de la parte aérea comienza a ser acuoso y con frecuencia se desarrollan lesiones color café. El hongo se puede propagar al tallo principal, donde la muerte de los tejidos, eventualmente, anilla y mata los ápices. Debido a que el hongo es un agresivo saprófito, los síntomas usualmente aparecen primero en el follaje sombreado, senescente, en la base del brote. La enfermedad es más común en el otoño, cuando la copa de las plántulas se cierra, los niveles naturales de luz son bajos y la humedad con frecuencia se condensa en el follaje. Bajo condiciones favorables, *B. cinerea* puede propagarse rápidamente de una plántula a otra, y manchones de la enfermedad pueden desarrollarse en las copas de las plántulas.

Las esporas de *B. cinerea* pueden ser introducidas en un vivero de contenedores por el aire, en las semillas o en el agua de riego. El hongo usualmente invade follaje debilitado o dañado. Las superficies con humedad libre, la elevada humedad y las bajas temperaturas, son propicias para el desarrollo de una infección. Cuando las condiciones ambientales se hacen desfavorables se forman las estructuras de descanso llamadas esclerocios y pueden persistir en el suelo o restos de plantas; estas estructuras producen esporas cuando se presentan nuevamente condiciones favorables.



Figura 6.1. Daño de *Botrytis* en plantas de *Eucalyptus globulus* (Cortesía de Luís Cerda Martínez).

La reducción del daño por moho gris, requiere una combinación de métodos de control, tanto culturales como químicos. Los viveros que producen en contenedores deben tender a mantener las condiciones menos favorables para el crecimiento de *B. cinerea* y aplicar fungicidas para limitar las infecciones iniciales.

Varias prácticas culturales pueden ser usadas para reducir la incidencia y la extensión de infecciones por moho gris:

- Mantener las plántulas saludables y vigorosas, y evitar daños al follaje. El follaje quemado por fertilizantes, o dañado por las heladas, es particularmente susceptible a infecciones por *B. cinerea*.

- Evitar densidades demasiado altas, seleccionando un contenedor que permita un adecuado espaciamiento para el desarrollo de las plántulas. Los contenedores también pueden ser puestos a mayor espaciamiento, para permitir una mejor circulación del aire durante los periodos en que las plántulas son especialmente vulnerables.
- Reducir el tiempo en que el follaje de la plántula está húmedo promoviendo la circulación del aire, regando temprano en la mañana, usando surfactantes en el agua de riego, proporcionando calentamiento bajo las mesas, o forzando el secado del follaje con ventiladores.
- Seguir una estricta política sanitaria, que incluya la remoción y destrucción de todos los restos de plantas, una pronta eliminación de plántulas infectadas, y la esterilización de contenedores en las superficies del área de cultivo entre cosechas.

Todos los fungicidas utilizados para el control del moho gris son protectores, que deben ser aplicados en forma preventiva, antes de que la infección tenga lugar.

El tiempo de aplicación de fungicidas es importante. Estos productos deben cubrir el tejido vegetal susceptible antes de que las esporas de *B. cinerea* germinen y penetren en el follaje. Debido a que las infecciones con este hongo son más comunes en el otoño, las aplicaciones de fungicida deben comenzar a fines del verano. Debido al efecto del nuevo follaje y al efecto humectante del riego, los fungicidas protectores deben ser aplicados a intervalos regulares (cada una o dos semanas) durante el periodo susceptible.

Independientemente de la efectividad de los plaguicidas, el control químico del moho gris es virtualmente imposible sin el correspondiente programa coordinado de prácticas culturales de control.

6.3.2.2 Insectos que afectan la parte aérea de la planta

Muchos insectos se alimentan del follaje y de brotes de plantas de especies forestales producidas en contenedores, causando diferentes tipos de daños. El diagnóstico de daño por insectos puede ser difícil, pues estas plagas son muy móviles, y por lo tanto no fácilmente asociadas con el daño.

Ctenarytaina eucalypti (Maskell) (Hemiptera, Psyllidae): Este insecto succionador, conocido como *psílido del eucalipto*, originario de Australia y Tasmania, fue detectado en Chile el año 1999, en la I Región, expandiéndose rápidamente a través del territorio nacional, abarcando desde el año 2001 hasta la X Región. Inicialmente ha sido un problema grave en todos los países donde se ha introducido, a diferencia de lo que ocurre en sus lugares de origen, donde no ocasiona pérdidas económicas, por contar con biocontroladores naturales.

Descripción de los estados de desarrollo: *Ctenarytaina eucalypti* tiene metamorfosis incompleta, es decir, presenta tres estados de desarrollo: huevo, ninfa y adulto (Figura 6.2). Los adultos, semejantes a pequeñas chicharras, son de color púrpura oscuro con bandas amarillas; llegan a medir 1,5 a 2 mm de longitud; las alas son membranosas y de color grisáceo. Cada hembra pone grupos de 20-100 huevos, de color amarillo, adosados a los tallos mediante una sustancia cementante, ubicándolos cerca de los ápices; son ovalados y ahusados hacia los extremos, de un tamaño aproximado de 0,4 mm de longitud por 0,16 mm de ancho. La fase inmadura o ninfa, pasa por 5 estadíos antes de alcanzar el estado adulto (Meza y Baldini, 2001).



Figura 6.2. Adulto (izquierda) y ninfa (derecha) de *Ctenarytaina eucalypti*.

Ciclo biológico: Presenta un comportamiento de tipo polivoltino, registrando varias generaciones durante el año; en poblaciones altas de la plaga, principalmente en primavera y verano, se produce una superposición de las fases de desarrollo, encontrándose huevos, ninfas y adultos, durante casi todo el año; a temperatura y humedad relativas promedio de 18°C y 70%, respectivamente, el desarrollo de una generación puede tener lugar en un mes (Meza y Baldini, 2001).

Síntomas y signos: La mayoría forman agallas en los brotes o las partes florales; existe una desecación paulatina del ápice, brotes y hojas sésiles; se pueden detectar los filamentos cerosos, algodonosos, que exudan las ninfas, los que llegan a cubrir completamente las colonias; las ninfas, además, producen abundante secreción azucarada, sobre la cual se desarrolla el **moho negro** o **fumagina**; el insecto puede ser detectado durante todo el año, en todos sus estados.

Daños: Este insecto afecta a *Eucalyptus spp.*, succionando la savia en hojas juveniles sésiles y brotes, ocasionando deformaciones, marchitamiento y a veces la muerte de las hojas jóvenes, originando

bifurcaciones de los ápices y deformaciones que retardan el crecimiento de la planta. La presencia del moho negro o fumagina, disminuye la capacidad fotosintética de las hojas (Figura 6.3). La infestación de este psílido en altas poblaciones puede llegar a matar las plantas en vivero. Los daños más severos ocurren cuando los crecimientos son más lentos y se prolonga la permanencia del follaje juvenil (Meza y Baldini, 2001).



Figura 6.3. Ataque de *Ctenarytaina eucalypti* en plantas de *E. globulus*.

Manejo de la plaga: El manejo de *C. eucalypti*, en los países donde se ha establecido, se ha realizado en forma exitosa, sobre la base de la introducción a estos, de la microavispa *Psyllaephagus pilosus* (Hymenoptera, Encyrtidae), controlador natural del psílido del eucalipto.

Psyllaephagus pilosus actúa como parásito interno en las ninfas de último estadio de *C. eucalypti*, completando su ciclo de vida en un lapso de 3 a 8 semanas, en condiciones de terreno. La hembra deposita un solo huevo por ninfa, logrando así una máxima eficiencia como controlador natural.

La internación de *P. pilosus* a Chile se efectuó el año 2001, iniciándose la liberación de adultos y/o de ninfas parasitadas el mismo año, para finalizar el año 2004, con un establecimiento exitoso en todas las regiones y logrando, ya en el año 2003, un parasitismo superior al 80 %. Con ello se logró bajar las poblaciones de *C. eucalypti*, a niveles en que no se requiere la aplicación de medidas de control, ya que actualmente, la aparición de un foco de ataque de *C. eucalypti* es controlado en poco tiempo por *P. pilosus*, en forma natural.

El control químico no resulta conveniente, debido a las rápidas reinfestaciones que se producen, lo que obligaría a efectuar numerosas aplicaciones con el impacto económico negativo que ello implica. Su uso se limitaría solo a una medida paliativa inicial, ante la aparición de un ataque de *C. eucalypti*.



CAPITULO 7

CALIDAD DE PLANTAS

En Silvicultura intensiva de plantaciones forestales, se define como planta de buena calidad a aquella que, una vez establecida en el terreno, logra la más alta tasa de supervivencia y crecimiento inicial en un sitio determinado, por lo tanto, la prueba final de una planta producida en vivero, es su comportamiento en la plantación. Allí, algunas sobreviven y prosperan, aún en sitios difíciles. Otras, mueren a las pocas semanas de ser plantadas o permanecen latentes por varios años en el lugar. Estas diferencias de comportamiento reflejan el efecto de distintos factores que, en conjunto, constituyen lo que se conoce como calidad de plantas (Escobar, 1994). Es común ver que plantas con iguales atributos, producidas en un mismo vivero, establecidas al mismo tiempo, en distintas condiciones edafoclimáticas, pueden tener comportamientos iniciales muy diferentes (Figura 7.1).

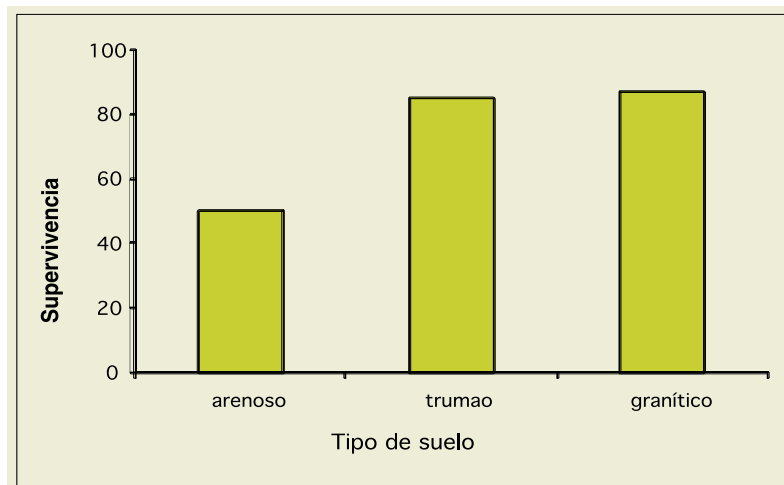


Figura 7.1. Efecto de la textura de suelo en la supervivencia de plantas de *E. globulus* con iguales atributos morfofisiológicos.

Ello está indicando que el manejo de las plantas en el vivero debe ser acorde a las características o factores limitantes que el sitio de plantación presente (Escobar, 1991a). En otros términos, no existe una planta buena para todos los sitios a plantar, sino que cada área edafoclimática requiere de material de plantación con atributos específicos (Figura 7.2).

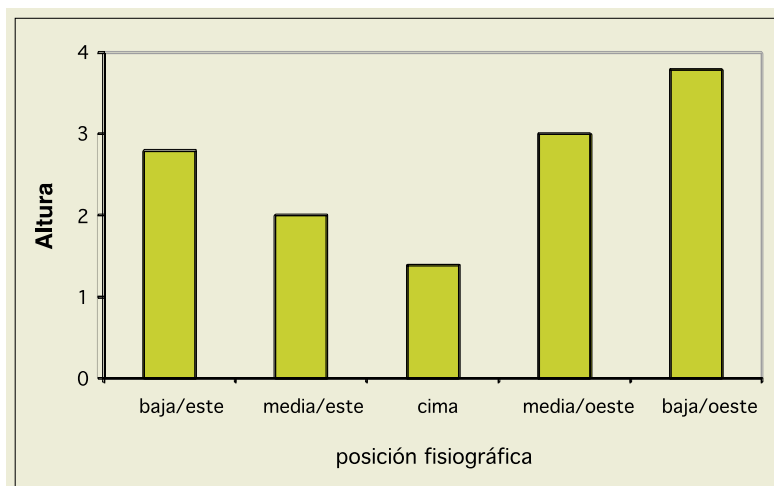


Figura 7.2. Efecto de la posición fisiográfica en el crecimiento en altura de *E. globulus* después de tres años en terreno (Bassaber, 1993).

Los atributos que permiten determinar si una planta es de mayor o menor calidad que otra es de diferente índole. Los más conocidos y hasta ahora utilizados, son los que dicen relación con la estructura de la planta a los que se les conoce como atributos morfológicos los que, en general, se caracterizan por ser buenos predictores del crecimiento inicial y desarrollo futuro de las plantas en terreno.

Al conjunto de variables que determinan el estado fisiológico de las plantas al momento de ser retiradas del vivero hasta el momento en que son plantadas, se les conoce como atributos fisiológicos, estos se caracterizan por ser buenos predictores de supervivencia, crecimiento y desarrollo inicial. Por último, al conjunto de variables que permiten predecir el comportamiento de las plantas ante situaciones de estrés específicos que presente el sitio a plantar, se conocen como atributos del comportamiento y se destacan por ser buenos predictores de la supervivencia de estas.

7.1 Atributos Morfológicos

En un sentido biológico estricto, morfología significa forma y estructura. En la práctica, cualquier característica que puede ser observada o medida es considerada como tal. Como son atributos relativamente fáciles de controlar y medir, han sido extensamente usados para definir la calidad de las plantas. A pesar de la aceptación general y amplio uso, la morfología, por si sola, no predice toda la variabilidad respecto de supervivencia y crecimiento posible de encontrar en terreno, pero puede ser de gran valor comparativo cuando el estatus fisiológico de las plantas es igual o similar. También hay que tener presente que el valor predictivo de estas variables es alto y perdurable en el tiempo, cuando el sitio de plantación presenta factores que realmente limiten el comportamiento de las plantas; por el contrario, si el sitio es benigno y no presenta limitantes para el cultivo, la variable morfológica puede o no tener un efecto inicial y si lo tiene, este se pierde en el tiempo (Figura 7.3).

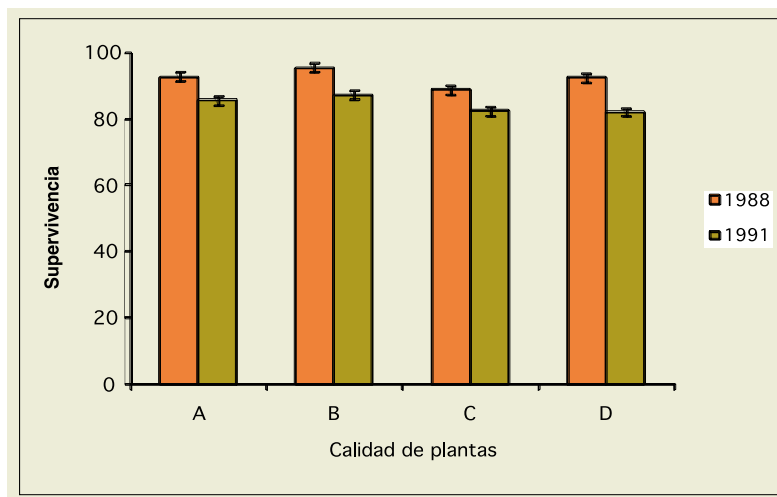


Figura 7.3. Efecto del diámetro de cuello en la supervivencia de plantas de *E. globulus*, transcurrido uno y tres periodos vegetativos en un sitio sin limitantes severas (adaptado de Bassaber, 1993).

Los atributos morfológicos más utilizados en la caracterización de la calidad de plantas son altura o largo de tallo, diámetro de cuello, sistema radicular, relación raíz-tallo, relación altura-diámetro, biomasa, área foliar y la presencia de micorrizas. Así mismo, se han desarrollado diversas relaciones matemáticas entre algunos de estos atributos con el mismo objetivo.

7.1.1 Longitud de Tallo

La altura o largo de tallo de las plantas representa tanto la capacidad fotosintética como el área de transpiración de estas y se encuentra altamente correlacionada con el número de hojas.

Durante el proceso de producción esta variable puede ser afectada por una serie de factores, tales como: el manejo que utiliza la **poda de tallo** y **eliminación de ramas laterales** como herramientas para proporcionar una adecuada relación largo de contenedor altura de planta, por el tipo de desorden hormonal que genera en ella y cambios morfológicos en el follaje posibilita que esta logre una mayor rusticidad o resistencia al frío, mayor resistencia al estrés hídrico y mayor resistencia a la flexión. **La edad de la planta o época de siembra**, es un factor importante en el crecimiento en altura de la planta, siembras y emergencias tempranas en el período vegetativo de la especie, en ausencias de estrés, producen plantas de mayor altura o que logran alturas específicas más temprano que aquellas sembradas o puestas a enraizar más tarde. **La disponibilidad de nutrientes** y específicamente los niveles de nitrógeno en la solución de riego, durante la fase de pleno crecimiento, afectan significativamente el crecimiento en altura de las plantas de manera tal que se puede regular según se desee el comportamiento de esta variable, en función de esta herramienta de manejo. **La disponibilidad de agua**, cuando en la fase de pleno crecimiento las plantas se riegan entre un 50 y 70 % de la capacidad de contenedor, se logran las mayores respuestas de crecimiento en altura de las plantas que se producen a cielo abierto, riegos con menores o mayores porcentajes de pérdida de agua, en el sustrato, pueden inhibir el crecimiento en altura de las plantas. **La densidad del cultivo**, cuando se utilizan contenedores cuya área superior supera los 20 cm² y de longitudes inferiores a 10 cm, la densidad de cultivo y el volumen del contenedor disminuyen factores que afectan, negativamente a la altura de las plantas.

Muchos viveristas, que no hacen manejo de tallo, controlan la altura de las plantas utilizando el estrés hídrico y el estrés nutricional como herramientas de manejo de la variable, ello necesariamente afecta significativamente a variables como potencial de crecimiento radicular y tasa de crecimiento en terreno durante el primer periodo vegetativo. La altura ideal de la planta de *E. globulus*, producida a raíz cubierta, varía con la modalidad de producción, con la longitud y volumen del contenedor, con el sitio a plantar y nivel de preparación de este, con la exposición del lugar, con la época de plantación. No obstante lo anterior, la mayoría de los viveros trata de obtener plantas con alturas que oscilen entre 30 y 35 cm de altura a cosecha y los plantadores las aceptan entre los 20 y 40 cm de altura.

7.1.2 Diámetro de Cuello

Se estima que es el atributo morfológico de mayor valor predictivo del comportamiento de plantas que se producen en los viveros forestales, se determina en el cuello de la planta, a nivel del suelo o a 10 mm bajo los cotiledones o de las cicatrices de los cotiledones. En el proceso de producción, en orden de importancia, es afectado por la **densidad de cultivo**, densidades más bajas producen plantas más gruesas; **disponibilidad de nutrientes**, un programa de fertilización que contenga todos los nutrientes y que considere niveles de nitrógeno entre 100 y 200 ppm produce plantas más gruesas que aquellos esquemas con niveles

inferiores del elemento; **disponibilidad adecuada de agua**, *E. globulus* es una especie eficiente en el uso de agua pero, y muy sensible al estrés hídrico de manera tal que cuando el riego se realiza con la frecuencia y cantidad adecuada, la planta responde con buen crecimiento en esta variable; por último, **la edad de la planta** por su relación con el crecimiento y madurez fisiológica, es un factor que también afecta a esta variable, al respecto, plantas de mayor edad en un mismo vivero, logran mayor crecimiento en diámetro. El diámetro de cuello de las plantas también es afectado por la modalidad de producción o ambiente de manejo de las mismas, en general las plantas producidas a cielo abierto son más gruesas que las producidas bajo sombra o en invernaderos En la Tabla 7.1, se presentan los rangos de diámetros que se pueden obtener con diferentes modalidades de producción, en plantas reproducidas, a partir de semillas, en contenedores de 130 cc con 84 cavidades por bandeja y el potencial de crecimiento radicular que lograron en cámaras aeropónicas.

Tabla 7.1. Diámetro de cuello mínimo, rangos de diámetros y potencial de crecimiento radicular que se obtienen, en un contenedor de 130 cc, con tres modalidades de producción de plantas de *E. globulus* a raíz cubierta.

Modalidad de producción	Diámetro de cuello (mm)		Potencial de crecimiento radicular
	Mínimo	Rango	Nº de raíces nuevas
Cielo abierto	4	4 -7	35
Bajo malla	3	3-5	8
Producción rápida (*)	2	2-3	12

(*) Siembra inicios de mayo, cosecha última semana de septiembre.

Otro factor que afecta al diámetro de cuello de las plantas producidas a raíz cubierta, es el **volumen del contenedor** que se utilice (Figura 7.4), en general, a mayor volumen del contenedor más diámetro de cuello tienen las plantas.

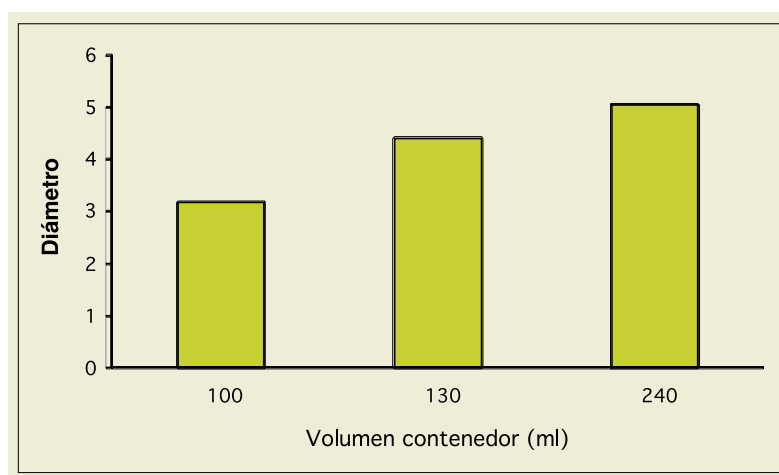


Figura 7.4. Efecto del volumen del contenedor en el crecimiento en diámetro de cuello en plantas de *E. globulus* producidas a cielo abierto, regadas al 50 % de pérdida de la capacidad de contenedor y fertilizadas con 150 ppm de N.

En la Figura 7.4, se muestran los diámetros de cuello de plantas de *E. globulus* que se logran con contenedores de poliuretano expandido de diferentes volúmenes, con iguales valores iniciales de porosidad del medio de crecimiento, mismo esquema de riego (50 % capacidad de contenedor) y fertilización (150 ppm de N), después de siete meses, producidas a cielo abierto. En ella, se aprecia una relación directa entre volumen del contenedor y diámetro de cuello de las plantas.

7.1.3 Sistema Radicular

Para los productores de plantas más avezados en el mundo, de los atributos morfológicos que califican a las plantas, esta es, probablemente, la variable de mayor importancia a tal punto, que algunos de ellos se autodefinen como productores de raíces de plantas que van a ser plantadas y no como viveristas o propagadores de plantas.

El sistema radicular es determinante en la formación del cepellón, mezcla de sustrato y raíces de la planta, de manera tal que evite la disgregación del medio de crecimiento y la percolación de las partículas más finas que lo componen. Al momento de cosechar las plantas, además de lo mencionado, es importante la estructura del sistema radicular y en él, el número de raíces laterales principales y raíces secundarias inferiores a un mm de diámetro o fibrosidad del sistema radicular, factor determinante en el comportamiento de las plantas en terreno, dentro de un rango de diámetro.

La longitud y forma del sistema radicular, en un mismo contenedor, está determinada por la técnica de propagación utilizada, estas son diferentes si se trata de plantas producidas a partir de semillas o estacas; en general, las primeras logran sistemas radiculares de mayor longitud ya que las plantas obtenidas a partir de estacas lanzan raíces desde la base de estas.

En plantas producidas a raíz cubierta el volumen y biomasa del sistema radicular está en directa relación con el volumen, longitud y forma del contenedor (Coopman, 2000). Contenedores de mayor volumen producen plantas con masa radicular más abundante; a mayor longitud y rectitud en la base del contenedor, corresponden sistemas radiculares más fibrosos; el empleo de poda química, favorece la formación de un sistema radicular normal en el interior del cepellón, es decir una raíz principal bien definida y un sistema radicular secundario que nace de la misma en todo el perfil del contenedor; no utilizar esta herramienta de manejo induce malformaciones radiculares tales, como el con efecto sauce (Figura 7.5).



Figura 7.5. Estructura de raíces de *E. globulus* producidas sin poda química (A) crecen por el borde externo del contenedor y al eliminar el medio de crecimiento tiene efecto sauce; con poda química (B), raíces crecen al interior del cepellón y todas nacen desde la raíz principal, en todo el perfil del contenedor (Quilodrán, 1998).

El esquema y frecuencia de riego utilizados durante el proceso de producción pueden afectar la forma y volumen del sistema radicular, al respecto, riegos de bajo volumen y alta frecuencia, favorecen la formación de raíces con efecto canastillo, por el contrario, riegos realizados en la forma adecuada y cuando el cultivo lo requiere, según la etapa de cultivo, aseguran mayor biomasa del sistema radicular. Por último, el empleo de semisombra durante el proceso de viverización de *E. globulus* afecta negativamente al volumen y número de raíces secundarias, respecto de aquellas que se producen a plena luz (Figura 7.6).

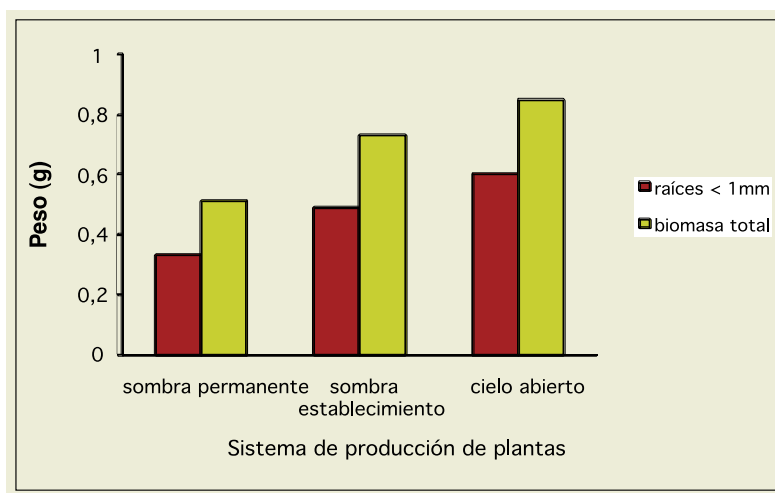


Figura 7.6. Biomasa de raíces menores y mayores a 1 mm de diámetro de plantas de *E. globulus* producidas bajo distintos esquemas de condición de luz, a raíz cubierta (Escobar y Espinosa, 1988).

7.1.4 Biomasa de Plantas

Esta variable es un indicador de las condiciones ambientales bajo las cuales se produjo la planta ya que es el reflejo de las tasas de transpiración y fotosíntesis a las que estuvo expuesta durante el proceso de viverización. La biomasa o peso seco de las plantas representa a la materia seca acumulada en sus distintos órganos, aéreos y radicales (tallo, hojas, raíz principal, raíces mayores y menores a 1 mm de diámetro), durante su permanencia en el vivero. La biomasa es afectada por el medio ambiente por ejemplo, plantas regadas con alta frecuencia y alto volumen de agua; producidas en ausencia de luz solar y excesivamente protegidas del viento, se criarán a bajas tasas de transpiración y por ello, lograrán menores tasas de crecimiento y producción de materia seca (biomasa) que aquellas que han estado expuestas a altas tasas de transpiración durante el proceso de viverización (Figura 7.7). Por otra parte, las plantas que se producen a plena luz con temperaturas de follaje inferiores a 35 °C, con adecuada humedad y fertilidad en el medio de crecimiento, durante el período de pleno crecimiento, trabajan a tasas de fotosíntesis mayores que aquellas que están bajo sombra temporal o permanente.

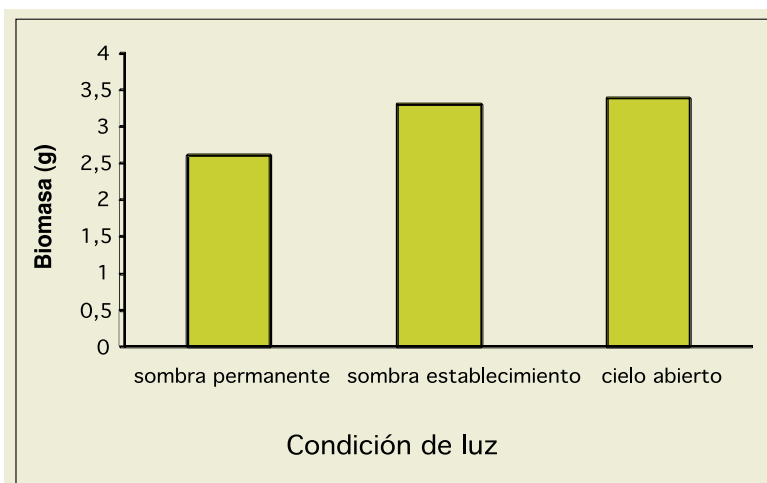


Figura 7.7. Valores de biomasa de plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta bajo diferentes condiciones de luminosidad en el vivero (Escobar y Espinosa, 1988).

En especies como *E. globulus*, que no acumulan las reservas del fotosintato en yemas terminales, la biomasa acumulada, en los distintos órganos, es un indicador importante de su eventual capacidad de supervivencia, ante procesos lentos de establecimiento en terreno; además, es un buen indicador de su capacidad de crecimiento inicial si la planta se establece rápidamente en la plantación. Especial importancia en la participación de la biomasa total tiene el peso del sistema radicular y en él, el peso de las raíces más finas, menores a 1 mm de diámetro, ya que son las que inician primero el crecimiento y son las que primero micorrizan.

7.1.5 Follaje

Esta es una variable morfológica que está en directa relación con la superficie fotosintética de la planta y por ende de su capacidad para producir y almacenar sustancias que determinarán su capacidad de crecimiento. Se evalúa a través de dos variables: el área foliar y la superficie foliar específica, algunos viveristas utilizan el número de hojas como criterio de calidad y selección de plantas.

7.1.5.1 Área foliar

En un mismo tipo de contenedor, esta variable tiene relación directa con la altura o largo de tallo de la planta y su valor, depende del tamaño de las hojas que la planta produzca y del número de las mismas.

El tamaño promedio de las hojas es afectado con la concentración de nitrógeno en la solución de fertirriego (Figura 7.8); por la densidad del cultivo, al respecto menor densidad de plantas por unidad de superficie producen plantas con más hojas y de mayor tamaño; también el número de hojas es afectado por la altura de la planta y fundamentalmente, por la resistencia de estas al estrés hídrico durante la fase de endurecimiento. Por ello, que el concepto de utilizar el número de hojas como criterio de clasificación es poco consistente, al menos en plantaciones de otoño e invierno. Probablemente, sea un criterio más adecuado para ser utilizado en el trópico o en plantas que se plantan en plena actividad fisiológica pero no en aquellas en que se detiene el crecimiento.

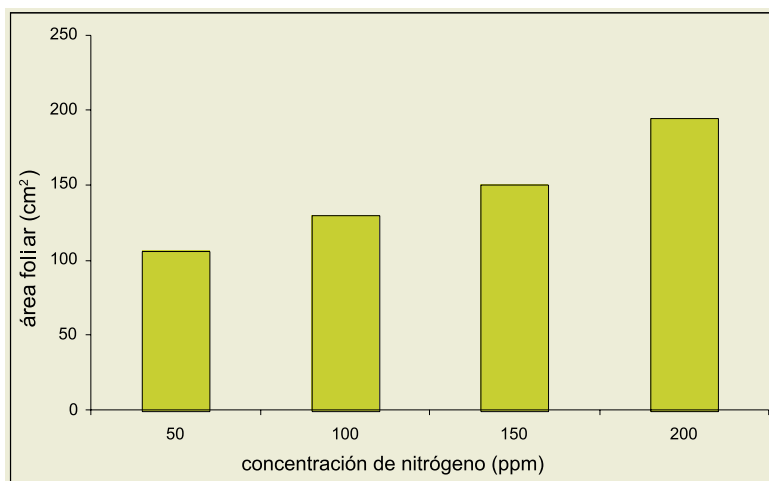


Figura 7.8. Valores de área foliar en plantas de *E. globulus* fertilizadas con diferentes concentraciones de nitrógeno (ppm), en la solución nutritiva (Monsalve, 2006).

Es frecuente ver en viveros, que plantas provenientes de semillas, producidas a través de polinización abierta o producidas de estacas a partir de distintos clones, presenten diferencias que se producen respecto de la pérdida del follaje basal en la primera fase del proceso de endurecimiento o de estrés hídrico. Mientras algunas de ellas no muestran ningún efecto físico a la falta temporal de agua en el sustrato, otras reaccionan disminuyendo o acelerando la abscisión de hojas, fenómeno que afecta al área foliar de las mismas (Figura 7.9). Este fenómeno natural en la especie, podría ser utilizado como criterio de selección en un programa de mejoramiento de resistencia al estrés hídrico y sus relaciones con el ambiente (Coopman, 2005).



Figura 7.9. Respuesta diferenciada al estrés hídrico (A), clon sensible al estrés hídrico con pérdida de follaje; (B), clon resistente al estrés hídrico durante el endurecimiento (Cortesía Rafael Coopman).

7.1.5.2 Superficie foliar específica (SFE)

Esta variable relaciona al área de la hoja con la biomasa de la misma. En hojas de tamaño normal (3 a 4 cm²) mientras menor es el valor de la relación o cociente, de las variables indicadas, mayor es la biomasa de la hoja y más resistencia al estrés hídrico y a bajas temperaturas tendrá la planta. Por el contrario, cuando el valor de la relación es alto, plantas de sombra, estas soportan menos estrés hídrico, tienen mayor sensibilidad a daños por luz y menor resistencia al frío. Es frecuente ver plantas que han permanecido bajo sombra que al exponerlas directamente a la luz solar presentan necrosis en el follaje, especialmente en los bordes lo que muchas veces se confunde con carencia de agua.

La superficie foliar específica es afectada, negativamente, por el empleo de sombra durante alguna de las fases del cultivo (Figura 7.10), por la aplicación de fertilizaciones nitrogenadas tardías y por el uso excesivo de agua de riego durante las fases de pleno crecimiento y endurecimiento.

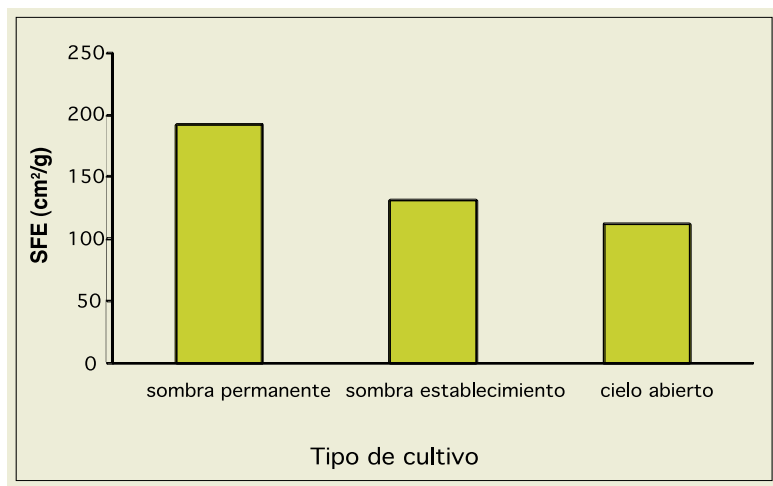


Figura 7.10. Efecto del tipo de cultivo sobre la superficie foliar específica (SFE) en plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta (Escobar y Espinosa, 1988).

7.1.6 Relación Tallo-Raíz

Es una variable que relaciona la cantidad de material leñoso que fue capaz de producir la planta, tanto en la parte aérea como radicular y, por lo tanto, la relación entre superficie de transpiración y absorción; mientras más estrecha sea esta relación, mejor calidad se le atribuye a la planta. Es una variable a la que se le atribuye un bajo valor predictivo respecto del crecimiento de la planta en terreno. En el vivero depende de las condiciones ambientales bajo las cuales se produjo la planta entre las que destacan edad o época de siembra, densidad de cultivo, disponibilidad de agua en el sustrato, cantidad de luz solar disponible (Figura 7.11), porosidad de sustrato, volumen y longitud del contenedor, entre las principales.

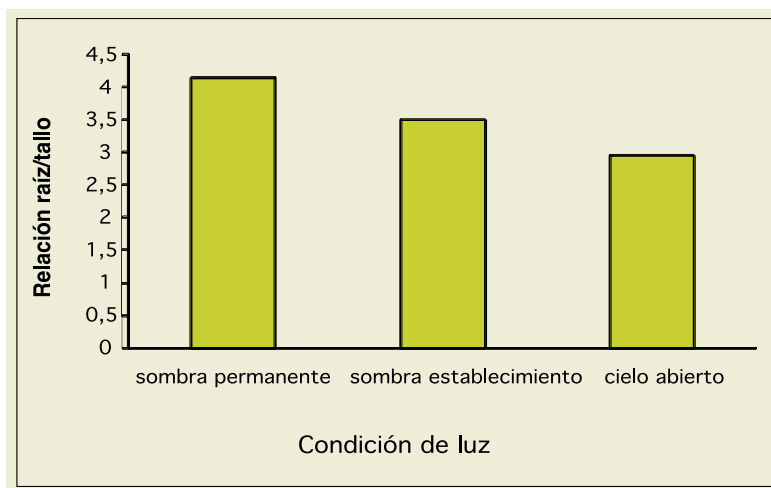


Figura 7.11. Efecto de la condición de luz durante el cultivo, en vivero, en la relación tallo/raíz de plantas de *E. globulus*, producidas a raíz cubierta (Escobar y Espinosa 1988).

7.1.7 Relación Altura / Diámetro

Es una variable ampliamente utilizada en el país para calificar a las plantas producidas en vivero. Los valores para plantas de *E. globulus*, producidas a raíz cubierta, varían entre 4 y 20 con una mejor calidad asociada a los valores más bajos. Es un criterio errático para predecir comportamiento en terreno (Escobar y Peña, 1985; Thompson, 1985). Es una variable significativamente afectada por la condición de luz a la cual han estado las plantas durante el cultivo (Figura 7.12).

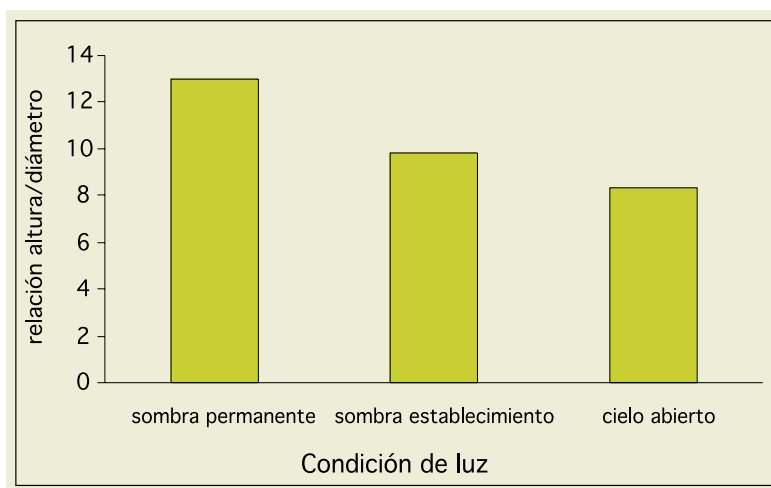


Figura 7.12. Efecto de la condición de luz sobre la relación altura/diámetro, durante el cultivo de plantas de *Eucalyptus globulus* (Escobar y Espinosa 1988).

7.1.8 Resistencia a la Flexión

Es una variable morfológica, en general muy poco utilizada por viveristas y plantadores, aunque todos la reconocen y aceptan cuando tienen en sus manos una planta más o menos flexible que otra. Representa al conjunto de los atributos ya mencionados, además de algunos atributos fisiológicos y del comportamiento tales como grado de lignificación del tallo, resistencia al estrés hídrico y frío resistencia. Se mide tomando el tallo de la planta con los dedos índice y pulgar, con el cepellón con humedad en capacidad de contenedor, a diferentes distancias del diámetro de cuello (Figura 7.13).



Figura 7.13. Plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta a cielo abierto resistentes a la flexión.

Mientras más al extremo del tallo se tome a la planta y esta permanezca sin flectarse, más resistente al transporte, al estrés hídrico y al frío será. Generalmente, cuando la planta es tomada de la parte media de la longitud del tallo y este permanece sin flectarse se le considera apta para resistir estrés hídrico; cuando la prueba se hace tomando a la planta desde el tercio superior del tallo y este no se flecta, se estima que además la planta es frío resistente. Experimentalmente, se determina a través de la evaluación del momento flector o del módulo de elasticidad (MOE) (Cisternas, 2005).

7.1.9 Micorrizas

Las micorrizas son hongos simbios con los sistemas radiculares de las plantas a las cuales les mejoran la eficiencia de estos en la absorción de nutrientes y agua ya que le aumentan el volumen y por lo tanto, la superficie de exploración a las raíces y por su parte las raíces les aportan carbohidratos. Existen dos tipos de micorrizas las endo y las ecto micorrizas, *E. globulus*, posee ambos tipos. La inoculación con ectomicorrizas en vivero, es difícil de lograr, probablemente, por los niveles de fertilización aplicados en el cultivo y que normalmente, son antagónicos con la eficiencia de las micorrizas. El tema se trata con mayor detalle en el punto 2.1.5 del capítulo 2 de este documento.

7.2 Atributos Fisiológicos

Como se mencionara en el punto anterior, los atributos relacionados con la forma del material de plantación, por si solos, no explican la diversidad de comportamientos que se pueden encontrar en una plantación. Por ello, se ha recurrido a diferentes aspectos relacionados con la fisiología de las plantas, durante la fase de producción o al momento de establecerlas en terreno, para utilizarlos como criterios de calificación de las mismas y como pruebas rápidas de eventuales daños de partidas de plantas.

Estos diferentes aspectos son conocidos como atributos fisiológicos y entre ellos destacan, la concentración de carbohidratos (azúcar y almidón); el estatus nutricional; el potencial hídrico; la conductividad electrolítica relativa; la conductividad estomática, asimilación CO_2 y fluorescencia de la clorofila.

7.2.1 *Contenido de Carbohidratos Solubles*

Las reservas acumuladas en vivero juegan un papel fundamental en el establecimiento de la planta en el sitio definitivo, ya que cuando la actividad fotosintética, que debería promover la extensión radicular, está interrumpida o se ve disminuida por la descompensación hídrica derivada del no funcionamiento del sistema radicular, la planta vive a expensas de sus reservas. Por otra parte, en condiciones críticas de plantación, cuando la tasa fotosintética se encuentra reducida, es cuando las reservas determinan la capacidad de superar la fase de enraizamiento, de modo tal, que si las reservas se consumen antes de reiniciar su actividad, la planta muere. Por esta razón, la concentración de almidón y azúcares solubles se consideran con frecuencia en la evaluación de la calidad de un stock de plantas del vivero. A través de experimentos específicos se ha determinado que valores en el rango de 28 a 35 mg/gpf de carbohidratos solubles totales son adecuados en plantas de *E. globulus*.

7.2.2 *Estatus Nutricional*

El crecimiento de las plantas se restringe severamente cuando los niveles nutricionales son bajos y se incrementa rápidamente, cuando se desplazan hacia los niveles de suficiencia; se estabiliza cuando los nutrientes están en niveles excesivos y declina cuando estos alcanzan niveles tóxicos.

Los valores, en el follaje, de los principales macroelementos a partir de los cuales, se pueden visualizar deficiencias nutritivas; el rango en el cual el follaje de la planta no manifiesta signos de deficiencias pero si estas aparecerán ante una situación de demanda en un órgano diferente (Tabla 7.2). Por ejemplo, cuando se inicia el crecimiento radicular de una planta, que ha estado en reposo, se produce demanda de nitrógeno a nivel del órgano en crecimiento; el elemento, es movilizado desde el follaje a la zona de demanda, si la planta se encuentra en niveles de hambre oculta, el signo de deficiencia del

elemento, se manifestará en las hojas basales de la planta. Este fenómeno es tan evidente en plantas con rangos nutricionales en zona de hambre oculta, que se puede utilizar como un indicador de que estas iniciaron el crecimiento radicular en una plantación o en un test de PCR; también se entregan los rangos de los niveles de macro y microelementos que se consideran adecuados para considerar a una planta bien nutrida; niveles por sobre los indicados, se consideran en consumo de lujo.

Los valores entregados en el rango “adecuados” se han obtenido de diferentes estudios y plantaciones operacionales que se han establecido, durante la época de invierno, entre la Región de Valparaíso, por el norte y la Región de Los Lagos, por el sur, cuyas tasas de supervivencia han superado el 95 % y el crecimiento inicial ha sido superior a 1,2 m en nueve meses trascurrida la plantación.

Tabla 7.2. Niveles foliares deficientes, rango de hambre oculta de macro nutrientes y niveles adecuado de macro y micronutrientes en plantas de *E. globulus*, producidos a raíz cubierta (Modificado de Escobar, 1994).

Elemento	Nivel del Elemento		
	Deficiente	Hambre oculta (*)	Nivel adecuado
Macronutrientes	%		
N	<1,3	1,4 – 1,6	1,7 – 2,2
P	<0,11	0,12 – 0,14	0,15 – 0,24
K	<0,50	0,50 – 0,75	0,80 – 1,30
Ca	<0,20	0,30 – 0,55	0,60 – 0,90
Mg	<0,10	0,10 – 0,15	0,20 – 0,30
Micronutrientes	Ppm		
Fe	-	-	60 – 80
Cu	-	-	10 – 15
Mn	-	-	90 – 110
Zn	-	-	40 – 45
B	-	-	15 – 20

(*) Aparece signo de deficiencia en test de potencial de crecimiento radicular.

Los valores de los rangos, señalados en la tabla, se han determinado al término de la fase de endurecimiento, en plantas producidas a raíz cubierta a cielo abierto permanente y para plantas que se han producido con empleo de sombra, sólo durante la fase de establecimiento, y que se han sometido a un proceso de endurecimiento. Debido a que esta labor cultural, induce una evolución de los nutrientes en la planta al igual que en la viverización a raíz desnuda, es determinante el momento en el cual se toma la muestra para el análisis fotoquímico (Sánchez, 1987). Se recomienda realizar los análisis foliar después de tres semanas de terminado el proceso de endurecimiento. Fuera de éste período es conveniente solicitar análisis completo de la planta es decir hojas, tallos y raíces y generalmente estos se solicitan para balancear el estatus nutricional de las plantas.

7.2.3 Potencial Hídrico

Corresponde a uno de los atributos fisiológicos más importantes de las plantas, sin embargo, también es uno de los más influenciados. Se determina empleando la cámara de presión de Scholander y se expresa, usualmente, en atmósferas, bar, dinas por centímetro cuadrado, pascales y mega pascales.

El déficit hídrico puede ocasionar cierre de los estomas, reducir la fotosíntesis, afectar los procesos de respiración y translocación, interrumpir el metabolismo de carbohidratos y proteínas, dañar las estructuras y membranas de las células causar cambios en la actividad enzimática, junto con aumentar la susceptibilidad a los ataques de patógenos e insectos. Ocurre en forma normal y llega a ser importante sólo cuando afecta en forma negativa a los procesos fisiológicos, el crecimiento o la supervivencia.

Landis *et al.* (1990) señalan que plantas con ψW entre 0 y $-0,5$ MPa presentan un nivel de estrés hídrico suave, lo que se traduce en un rápido crecimiento en plantación. Cuando las plantas presentan ψW entre $-0,5$ y $-1,0$ MPa, presentan un nivel de estrés hídrico moderado, lo que podría reducir la tasa de crecimiento de las plantas. Plantas con potenciales entre $-1,0$ y $-1,5$ MPa se encuentran con estrés hídrico severo, que puede comprometer su desempeño en plantación.

El manejo del potencial hídrico en plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta tiene dos momentos críticos: el primero, es al inicio de la fase del proceso de endurecimiento en el cual las plantas se deben estresar hasta un máximo de $-1,5$ Mpa por un período no superior a las dos semanas; niveles de estrés más severos afectan negativamente al potencial de crecimiento radicular de las plantas. El otro período crítico ocurre cuando las plantas salen desde el vivero al lugar de plantación en ese instante, hasta el momento de plantarlas, el potencial hídrico no debe ser inferior a los $-0,5$ Mpa. Niveles de estrés más severos, afectan negativamente el potencial de las plantas para iniciar el crecimiento radicular e incluso pueden provocar su muerte antes de plantarlas sin que el plantador se percate. Por ello, la importancia de que las plantas viajen protegidas del viento y del sol al lugar de plantación, aunque viajen en los contenedores.

7.2.4 Conductividad Electrolítica

En las células de las plantas existen una gran cantidad de electrolitos los que al disolverse en agua conducen corriente eléctrica. El electrolito más abundante en las células vegetales es el potasio. El fundamento del empleo de la medición electrolítica, es que las células dañadas pierden sus electrolitos si se ponen en agua quedando estos formando parte en la solución. La intensidad del daño que ha sufrido una célula se correlaciona con la magnitud o valor de la conductividad eléctrica del agua en la cual están sumergidas. Altos valores de conductividad eléctrica, normalmente, indican la presencia de daños a nivel celular.

Para su determinación, se requiere de discos de láminas foliares de 8 mm de diámetro, extraídos desde el centro de la lámina, se sumergen en agua desionizada cuyo valor de conductividad eléctrica es cero. Estas muestras pueden seguir dos caminos en laboratorio, si se busca relacionar conductividad electrolítica con frío resistencia, los tejidos se someten a un programa de frío y se busca destruir la célula a través del empleo de bajas temperaturas. Si el objetivo es detectar un eventual daño fisiológico de la planta, causado por problemas de manipulación o sanitario, la muestra se procesa a alta temperatura. En ambos casos, se compara un valor de conductividad electrolítica inicial en el cual el tejido ha permanecido por alrededor de 24 horas en agua desionizada, contra otro valor en el cual el tejido ha estado expuesto a -30°C o a más 90°C . La medición se expresa entonces como Conductividad Electrolítica Relativa (CER). Para *E. globulus* se estima que valores de conductividad electrolítica relativa superiores al 50 %, son indicativos de que hay daños severos a nivel celular y que probablemente, existe muerte de tejidos.

Es importante en un test de CER, conocer antecedentes respecto de plaguicidas tales como herbicidas en plantas a raíz desnuda o de aplicaciones de fertilizantes en plantas a raíz cubierta (fertilización de pre cosecha) que se mantengan sobre los tejidos de la muestra porque se pueden obtener altos valores de conductividad debido a ellos y confundir la interpretación del análisis. Generalmente cuando con este test se evalúan daños fisiológicos en las plantas, se acompañan de otras determinaciones tales como conductividad estomática, fluorescencia clorofílica, tasa fotosintética, pruebas todas, que evalúan niveles de estrés en los tejidos vegetales.

La CER, es una herramienta muy útil para el viverista que evalúa, periódicamente, los avances en los niveles de inducción de frío resistencia de las plantas.

7.3 Atributos del Comportamiento

Plantas cuyos atributos morfológicos y fisiológicos estén dentro de los valores considerados como adecuados puede ocurrir que al ser llevadas a sitios que presenten diferentes condiciones limitantes tengan comportamientos muy diferentes. Esta diferencia, normalmente, está explicada por lo que se conoce como **los atributos del comportamiento de las plantas** y que en el vivero, se les induce en la última fase de cultivo, la del endurecimiento. Los atributos de este tipo más conocidos y utilizados en la evaluación de la calidad de las plantas son el potencial de crecimiento de raíces (PCR); resistencia al frío y la resistencia al estrés hídrico.

7.3.1 Potencial de crecimiento radicular (PCR)

Se define como la capacidad de una planta para generar y/o elongar raíces cuando es sometida a condiciones ambientales favorables para dar inicio al crecimiento radicular. Los factores ambientales

que regulan el inicio del crecimiento radicular de una planta son la temperatura del sustrato, la disponibilidad de agua y disponibilidad de oxígeno. Como en todo proceso fisiológico, en cada una de las variables ambientales antes mencionadas existe un rango de valores en el cual este ocurre, un valor óptimo en el cual el proceso es máximo y un valor límite, a partir del cual el crecimiento radicular se inhibe. Respecto del crecimiento radicular la experiencia ha mostrado que en general, la gran mayoría de las especies leñosas, producen nuevas raíces con valores muy similares de humedad y disponibilidad de oxígeno, pero tienen requerimientos muy particulares respecto de la temperatura a la cual se produce el mayor y más rápido crecimiento radicular. Fenómeno extremadamente similar a lo que ocurre con el proceso de germinación de semillas y es más, con valores de temperatura muy cercanos o iguales, en ambos procesos.

Ello implica que es un atributo que se expresa bajo condiciones bien específicas. Para el caso de *E. globulus*, cuando se utiliza cámara aeropónica, el mayor y más rápido crecimiento radicular ocurre entre los 20 y 22 °C (Mendoza, 1997).

El PCR es considerado uno de los atributos más confiables para predecir la viabilidad y vigor del stock de plantas. Decarli (1999), establece que el PCR es un buen predictor del comportamiento del crecimiento en altura y diámetro de plantas de *E. nitens*, producidas a raíz cubierta.

A través de este test, se pueden detectar partidas de plantas incapaces de producir nuevas raíces en condiciones favorables de crecimiento. Los patrones de desarrollo de raíces en las plantas varían considerablemente entre especies y del manejo que hayan tenido en el vivero, por lo tanto, los resultados de la prueba de PCR sólo se pueden comparar con plantas de la misma especie y producidas bajo el mismo sistema. No son comparables por ejemplo, comportamientos radiculares de plantas provenientes de semillas con los de plantas provenientes de estacas o plantas producidas a raíz desnuda con el de plantas producidas a raíz cubierta. La magnitud de este atributo se encuentra correlacionada con la supervivencia y el crecimiento inicial de las plantas cuando son llevadas a plantación (Figura 7.14).

Se ha determinado que en *E. globulus* el PCR es afectado por una serie de factores, tales como el estado fisiológico de la planta al ser cosechada, condiciones ambientales durante el proceso de endurecimiento, cantidad de horas frío acumulado, estatus y manejo nutricional, manejo radicular y contenido de carbohidratos disponibles para el crecimiento (Santibáñez, 1997; Venegas, 2000).



Figura 7.14. Raíces nuevas creciendo en plantas de *E. globulus* sometidas a prueba de Potencial de Crecimiento Radicular en cámara aeropónica.

Se estima que un buen PCR en *E. globulus* es cuando en el test, supera las 15 raíces nuevas por planta e idealmente, está por sobre las treinta (Burdett, 1979) y la longitud de las raíces más largas supera los 20 cm, en promedio. En este caso, las plantas lograrán un rápido establecimiento en terreno y tienen un alto potencial de crecimiento inicial. Valores inferiores a los señalados, generalmente, redundan en períodos de establecimiento muy prolongados y por lo tanto, en menores crecimientos iniciales.

7.3.2 Frío Resistencia

Se define como la menor temperatura, bajo el punto de congelación, a la cual una planta puede ser expuesta sin ser dañada. También se define con frecuencia, como la temperatura mínima en la cual el 50 % de las plantas mueren, se expresa como temperatura letal 50 (TL_{50}). El proceso de frío resistencia provee a las plantas de la capacidad para sobrevivir a las bajas temperaturas de invierno y a climas fríos.

La frío resistencia implica cambios fisiológicos en todos los tejidos de una planta. El primero de ellos afecta la ultra estructura y permeabilidad de la membrana, dependiendo de la cantidad de fotosintatos que la planta haya logrado obtener. La importancia de este atributo para la calidad de plantas reside en el incremento de la resistencia al estrés conferido a las plantas por los procesos de endurecimiento.

Entre los factores que influyen en la mayor o menor tolerancia al frío se encuentran los carbohidratos solubles totales. En estudios realizados en el país, se determinó que plantas de *E. globulus* que tienen concentraciones de carbohidratos sobre los 28 a 35 mg/gpf pueden resistir hasta -9°C sin mostrar evidencias de daño en sus tejidos (Figura 7.15).



Figura 7.15. Plantas de *E. globulus* producidas a cielo abierto congelada por hielo (A) y bandeja con las mismas plantas, 4 meses después de haber soportado el evento de hielo (B).

En vivero para aumentar la frío resistencia lo primero es tener plantas fisiológicamente maduras, por ello, es importante sembrar temprano en el periodo vegetativo ya que permite, al viverista, reaccionar ante eventuales desajustes y emergencias en el proceso; también es necesario un adecuado y oportuno manejo de tallo (Arévalo, 1994); un manejo preciso del estrés hídrico (Coopman, 2000; Benavente, 2005); un manejo equilibrado, durante todo el cultivo, de la relación nitrógeno - potasio y al término del cultivo, cuidar que esta no sea menor al 26 % de participación del potasio base peso atómico, en la relación binaria. En la relación de N, P y K y en la relación de N, P, K, Ca y Mg no debe ser inferior al 20 % la participación del mismo elemento. En producción de plantas bajo condiciones de ambiente controlado el manejo de la temperatura y el fotoperiodo contribuyen a mejorar la frío resistencia y capacidad de las plantas para formar nuevas raíces (Medina, 2006).

7.3.3 Resistencia al Estrés Hídrico

El agua es el factor ambiental que en mayor grado afecta a la distribución de las especies vegetales y el que con más frecuencia limita la productividad en la tierra. Por ello, el establecimiento de plantaciones de *E. globulus* en sitios con más de cuatro meses de sequía implica que las plantas estarán expuestas a prolongados estrés hídricos, donde la deshidratación es la principal causa de muerte durante los cuatro primeros meses post-plantación, fenómeno que, entre otras razones, ocurre por las diferencias entre las condiciones ideales de crecimiento que hay en los viveros y las del sitio que, en muchos casos, llegan a ser extremadamente adversas (Coopman, 2005).

Se distinguen o reconocen dos respuestas al estrés hídrico: tolerarlo o evitarlo. Evitarlo implica que la planta deberá modificar su estructura, ya sea alargando sus raíces hasta alcanzar las napas freáticas con el objeto de evitar el efecto de las capas superficiales de suelo seco; inicialmente, eliminar parte importante de su follaje con el objeto de disminuir su tasa de transpiración. En la tolerancia, la planta debe ser capaz de resistir la falta de agua.

Entre las labores de manejo que se realizan a las plantas de *E. globulus* en vivero hay algunas que inducen una mayor resistencia de ellas al estrés hídrico entre las que se pueden mencionar el manejo del riego, al inicio de la fase de endurecimiento; el manejo de tallo y el manejo radicular, entre las principales (Bascuñan, 1998). En un estudio realizado por Villalobos (2006) en el cual se probaron, bajo ambiente controlado, diferentes ciclos de estrés en plantas de *E. globulus* con y sin poda de tallo, se determinó que el manejo de tallo (poda de tallo y eliminación de brotes laterales) y repetición de riego cuando se ha perdido alrededor del 40 % del agua aprovechable en el contenedor durante la fase de endurecimiento, producen plantas de *E. globulus* más resistentes al estrés hídrico. Las plantas aclimatadas al estrés hídrico a través del riego y manejo de tallo en vivero, son capaces de realizar fotosíntesis a menores potenciales de agua en el xilema.

El manejo radicular a través de la poda química favorece la resistencia al estrés de las plantas de *E. globulus*, ellas pueden sobrevivir entre 25 y 30 días más que las no podadas, bajo condiciones de punto de marchitez permanente del suelo.



CAPITULO 8

COSECHA, ALMACENAJE Y TRANSPORTE DE PLANTAS

René Escobar Rodríguez y Alejandra Escobar Saavedra⁴

8.1 Cosecha de Plantas

Las plantas se encuentran en condiciones de ser cosechadas cuando en el vivero ha logrado los atributos morfológicos y fisiológicos deseados y se encuentran, debidamente endurecidas y en estado de reposo. Cualquier permanencia mayor o innecesaria en el sitio de producción, se hará a costa de un deterioro fisiológico de las mismas, el cual afectará su comportamiento en terreno. Es común ver en viveros de *E. globulus* que los forestadores retiran las plantas a fines de invierno o durante la primavera siguiente a la del inicio del cultivo habiendo permanecido durante todo el invierno, la mejor época para plantarlas, en sus cavidades. Probablemente desconocen que cuando las plantas se retiran del vivero en la primavera siguiente a la cual fueron sembradas o puestas a enraizar, es muy probable que más del 90 % de las plantas ya hayan reiniciado el crecimiento radicular en el cepellón y con ello, están perdiendo hasta un 60 % del potencial de crecimiento inicial en el lugar de plantación, el cual nunca más recuperarán.

En este caso sería más eficiente y, probablemente, más económico utilizar el sistema de producción rápido de plantas. Siembras de fines de verano e inicios de otoño, para cosechar a fines de invierno mediados de primavera. En este caso, se debe cuidar que las plantas no tengan noches con temperaturas menores a 10 °C y manejar el fotoperiodo entre 10 y 12 horas diarias; la plantación se establece con plantas en plena actividad fisiológica como ocurre en el trópico y subtropical.

Sin embargo, independientemente, de lo que el viverista haga con su producción, en algún momento, debe cosechar las plantas que produjo y deberá tener presente tanto él como el forestador, que el tiempo que transcurra desde el momento que las plantas son cosechadas en el vivero, hasta que

⁴ Ingeniero Forestal. M. Sc., Encargada de Producción Vivero los Quillayes.

son llevadas al lugar de plantación, son susceptibles a diversos tipos de estrés: causados por aspectos tales como daños mecánicos, exposición del sistema radicular al viento, y desecación, lo que conlleva estrés hídrico. Aunque en plantas producidas a raíz cubierta el estrés por cosecha se atenúa, sin embargo, igualmente requieren de cuidados especiales previos al proceso y durante la ejecución del mismo. Es importante por ejemplo, que el medio de crecimiento esté separado o suelto de la pared del contenedor; que el contenido de agua del sustrato esté a nivel de saturación y, que el contenido de agua en las plantas sea lo más alto posible, $-0,05$ Mpa; idealmente, $-0,01$ MPa. Situaciones distintas de contenido de agua en el medio de crecimiento y plantas, pueden constituirse en una importante fuente de estrés que puede afectar, negativamente, algunos atributos del comportamiento tales como resistencia al frío y potencial de crecimiento radicular.

Otra consecuencia no tan inmediata, en el comportamiento de las plantas es la disminución, considerable, en las tasas de crecimiento y supervivencia en el sitio de plantación. Durante la faena de cosecha las plantas pueden sufrir daños físicos a nivel de tallo, follaje y en el sistema radicular por lo cual, es necesario minimizar los impactos que pueden ocasionar estas faenas en el stock de plantas. Es importante, para el buen estado general de las plantas, realizar la faena de cosecha bajo protección de los efectos directos del viento, del sol y pasada la media tarde, aunque se trate de plantas producidas a raíz cubierta (Correa, 1997).

La época para cosechar las plantas tiene una alta influencia en la capacidad de éstas para resistir el almacenaje en frío, independiente de las variables que afectan la calidad de las plantas, ya que el almacenamiento en frío modifica el patrón normal de cambio estacional en la fisiología de las plantas; por ejemplo, si estas son expuestas a un almacenaje en frío a fines de invierno o principios de primavera, el brote de las yemas y la pérdida de resistencia al frío, se retardan. La capacidad de crecimiento radicular también es retardada. Cabe señalar que la época óptima de cosecha no es simple de determinar ya que varía con una serie de factores, tales como condiciones climáticas durante la fase de endurecimiento; ubicación geográfica del vivero; intensidad del régimen de endurecimiento; metodología de producción; época de siembra, entre otros. Cuando se inicia el proceso de cosecha, se recomienda que la extracción de las plantas se realice cuando el estrés hídrico de estas sea bajo, por lo que en muchos viveros se les riega antes de ser cosechadas. Esta actividad es fundamental cuando las plantas van a ser almacenadas a bajas temperaturas, ya que permite que mantengan altos niveles de humedad durante su permanencia en las cámaras de frío.

En estudios realizados sobre la fisiología de las plantas y su relación con diversos tipos de estrés al momento de la cosecha, se ha detectado la existencia de una alta correlación entre resistencia al stress e intensidad de la dormancia que éstas presenten. La intensidad de la dormancia, entre otros, depende del frío que las plantas acumulen en las dos últimas fases de la viverización el que va incrementando paulatinamente, logrando la mayor cantidad de horas frío acumuladas, a mediados de invierno. La acumulación de horas frío es fundamental para que en primavera, las plantas ya plantadas en terreno, puedan salir de estado del dormancia y dar inicio al crecimiento (Bustos, 1999; Lazo, 2001).

Los tratamientos culturales aplicados a las plantas durante la fase de endurecimiento, con el fin de inducir resistencia al frío o al estrés hídrico, son fundamentales para que puedan ser almacenadas exitosamente. Además, es durante esta fase que las plantas acumulan la cantidad suficiente de reservas en carbohidratos que les permiten mantener los procesos fisiológicos para mantenerse durante el almacenaje. Por otra parte, logran acumular horas frío, las que son fundamentales para no comprometer su sobrevivencia durante el almacenamiento, ya que si son cosechadas y almacenadas sin una acumulación suficiente de horas frío, son susceptibles al ataque de patógenos, pérdida de carbohidratos, pérdidas severas de humedad y muerte de tejidos, independiente del método de empaque o tipo de almacenamiento aplicado (Escobar, 2005).

Resultados de estudios realizados al respecto, permiten recomendar que la cosecha de plantas se inicie cuando estas hayan acumulado, al menos, 400 horas frío base 10, encontrando el óptimo entre 600 horas y 1.200 horas frío acumuladas; se debe evitar la cosecha de plantas con más de 1.400 horas frío acumuladas por el efecto negativo que esta cantidad de horas frío acumuladas tiene sobre el potencial de crecimiento radicular.

8.2 Almacenaje de Plantas en Vivero

8.2.1 Almacenaje en Frío

Una vez cosechadas las plantas, están expuestas y son extremadamente vulnerables a condiciones ambientales adversas y es difícil protegerlas en terreno. La protección de las plantas en esta etapa es de alta prioridad. La calidad de plantas mantenidas al aire libre en invierno depende del clima predominante, por este motivo, el riesgo de deterioro es acentuado comparado con un almacenamiento en frío.

El almacenaje en frío es una herramienta que permite mantener la calidad de las plantas cuando éstas sean requeridas en la plantación, para ello es necesario que éstas se encuentren sanas y en estado de dormancia con el fin de evitar que disminuya su calidad, lo que ocurre cuando se cosechan con yemas radiculares o en el tallo, en estado de brotación.

Frecuentemente las operaciones de plantación son interrumpidas por períodos de lluvia, sequía y tiempo de calor, por lo cual es necesario algún tipo de almacenamiento para las plantas. El uso del almacenaje en frío permite cosechar para proseguir cuando las condiciones son favorables, entonces, las plantas almacenadas están disponibles para un inmediato despacho cuando las condiciones de plantación son adecuadas. Sin embargo, independiente de las variables que afectan a la calidad de las plantas, se debe considerar la época de cosecha al momento de decidir el tipo de almacenaje, ya que el almacenamiento en frío modifica el patrón normal de cambio estacional en su fisiología.

Existe una serie de indicadores fisiológicos que sirven para determinar la época de cosecha, entre ellos destaca la dormancia de yemas, frío resistencia, potencial de crecimiento radicular y potencial hídrico del xilema.

El uso de almacenaje en frío posibilita cosechar parte o toda la producción del vivero de una sola vez, lo que permite que esta sea guardada y se extraiga sólo la cantidad de plantas demandadas por el programa de plantación. Además, permite contar con disponibilidad de plantas para un inmediato envío cuando las condiciones ambientales, en el lugar de plantación, sean las adecuadas, además permite garantizar que la condición fisiológica de las plantas utilizadas a comienzo y final de la temporada de plantación, sean lo más similar o parecidas posible. También, se le considera como una medida de manejo para proporcionar una reserva en el abastecimiento de plantas para aprovechar el trabajo de clasificación o empaque en el vivero, durante períodos de mal tiempo.

8.2.1.1 Tipos de almacenaje en frío

El almacenaje en frío se puede realizar refrigerando o frigorizando las plantas. La refrigeración consiste en almacenarlas a temperaturas sobre los cero grados, operacionalmente se trabaja con temperaturas entre 1-3 °C. La frigorización contempla mantener las plantas en cámaras de frío a temperaturas entre -1 y -3 °C, en ambos casos, la humedad relativa de las cámaras debe ser lo más cercana al 100 %.

El tipo de almacenaje dependerá del tiempo que las plantas deban esperar para ser llevadas a terreno. Si las plantas deben permanecer unos pocos días almacenadas, basta con que sean refrigeradas. Ahora, si la permanencia es de varias semanas o meses es necesario frigorizarlas, ya que durante el almacenaje se ven afectados, entre otros atributos, las reservas de carbohidratos que posean las plantas. Estos carbohidratos varían declinando su concentración rápidamente en el follaje y las raíces (Escobar, 1999).

Las plantas del género *Eucalyptus*, en general, no experimentan una dormancia natural, por lo tanto, no pueden ser almacenadas por mucho tiempo. Para almacenar plantas de *Eucalyptus*, junto con estar debidamente endurecidas, es determinante que se encuentren en buen estado sanitario. Se recomienda una aplicación de fungicida durante la cosecha, con el fin de evitar la aparición de hongos, como *Botrytis*, durante el almacenamiento (Cea, 1993).

El almacenaje de las plantas puede realizarse en bolsas de papel Kraft enceradas en su interior o en cajas plásticas diseñadas para almacenamiento. Se recomienda evitar el uso de bolsas plásticas, ya que se ha determinado que en plantas de *E. globulus*, junto con afectar significativamente a la condición hídrica de la planta, favorece la aparición de hongos durante la permanencia de éstas en las cámaras de frío (Cea, 1993).

Antes de ingresar las plantas a las cámaras de frío es necesario realizar un acondicionamiento previo, golpe de frío, con el objeto de exponerlas en forma paulatina a bajas temperaturas y, de esta manera, evitar daños por congelamiento. Generalmente, las plantas se exponen por 24 horas, a una temperatura de 5 °C con contenidos de humedad ambiental superiores al 90 %, posteriormente, entran a la temperatura de almacenaje. Hay viveristas que al frigorizar plantas utilizan dos fases en el golpe de frío, 5 y 3 °C, por 24 horas en cada caso. Al término del proceso de frigorización se procede exactamente al revés, las plantas pasan por una fase de refrigeración y recién después de ello, están en condiciones de ser transportadas a terreno (Escobar, 1999).

8.2.1.2 Efectos que determinan la calidad de las plantas

En condiciones naturales, las plantas se encuentran expuestas a fuertes fluctuaciones de temperatura, intensidad y duración de la luz, agua y otros factores. La mayoría de las especies se encuentran adaptadas a estos cambios y pueden crecer y desarrollarse a pesar de ellos.

El almacenamiento de plantas ha sido extensamente estudiado y muchas investigaciones han reportado cambios en la calidad de plantas durante un almacenaje en frío prolongado. Esto es tanto para la supervivencia como el crecimiento inicial en plantación, ya que cuando las plantas son cosechadas desde el vivero y almacenadas en frío y oscuridad, se le cambian drásticamente las condiciones a las cuales se encuentran adaptadas.

El uso del almacenaje en frío puede influenciar a los atributos fisiológicos y del comportamiento, y por ende, el desempeño de las plantas en plantación, por lo que es de vital importancia almacenarlas una vez que hayan alcanzado el estado de dormancia. Si las plantas se cosechan en otoño, se estima que han recibido una moderada cantidad de frío, por lo que no están en completa dormancia, razón por la cual se recomienda almacenar sólo bajo condiciones de refrigeración, desde unos pocos días hasta semanas.

Para un buen almacenaje, existe una serie de elementos básicos que son importantes y deben ser considerados para el almacenamiento en frío, tales como, condición fisiológica de la planta, contenedores o receptáculos de almacenaje, labores de acondicionamiento de pre y post almacenaje y acumulación de horas frío. Este requerimiento es necesario para evitar daños celulares producto de la presencia de tejidos nuevos al momento de ser llevadas a almacenaje. Además, es aconsejable que las plantas a almacenar se encuentren libres de agentes patógenos.

Procedencia de las plantas: Uno de los factores que influye sobre los resultados del almacenamiento es la procedencia de las plantas. Está claro que las plantas adaptadas a condiciones de invierno son más viables para el almacenamiento. Son numerosos los estudios relativos a la duración del almacenaje de plantas provenientes de zonas de gran elevación, regiones montañosas que muestran la factibilidad de un largo período de almacenamiento en frío o simplemente de lugares con fríos intensos.

Los resultados sugieren que plantas de especies procedentes de grandes latitudes pueden ser cosechadas en otoño y almacenadas en frío por siete meses, sin efectos negativos de su desarrollo en la plantación. Por el contrario, plantas provenientes de lugares benignos al frío, por ejemplo desde zonas costeras, deben ser muy bien endurecidas y cosechadas en el momento preciso para ser almacenadas.

Riesgos del almacenaje en frío: Las plantas no deben ser refrigeradas o congeladas sin un previo acondicionamiento, ya que se les puede provocar severos daños celulares. En general, una máquina puede sufrir desperfectos y las unidades de almacenaje no son la excepción. Por lo tanto, las unidades de refrigeración debiesen estar equipadas con un dispositivo de aviso como un timbre o centelleo de luz que indique al personal del vivero que ha ocurrido algún inconveniente. Es necesario realizar inspecciones frecuentes para asegurar que los controles de temperatura y humedad ambiental se encuentran funcionando en óptimas condiciones. Una constante atención de todos los factores envueltos en la operación de almacenaje se traduce en la obtención de plantas sanas para la plantación. Además, se debiese implementar un sistema de registro de la temperatura en las plantas para determinar cambios fortuitos en la cámara de refrigeración. Un sistema de alarmas es esencial para evitar pérdidas por una falla en el sistema de refrigeración. Algunos frigoríficos poseen equipos de emergencia para resolver problemas eventuales de energía y de enfriamiento, ante la eventualidad de falla del equipo principal.

Un mal funcionamiento en los equipos de refrigeración puede provocar que las plantas sean expuestas a temperaturas bajo el punto de congelación. Esta exposición puede dañar especialmente al sistema radicular, el que es más sensible al congelamiento que el tallo. Por esta razón, es necesario determinar las plantas que se deben descartar para la plantación; esto se puede hacer mediante el método de cambios de presión, que se aplica durante la primera semana después del congelamiento y es confiable para la estimación de la supervivencia.

Debido al riesgo de daño por hielo y hongos, la influencia del medio de almacenamiento y tipo de empaque se han estudiado a través de su relación con cambios en el peso fresco y contenido de agua, peso seco, respiración, estatus nutricional, contenido de carbohidratos, potencial de crecimiento radicular y la concentración de ácidos nucleicos.

8.2.1.3 Efectos sobre las propiedades físicas, químicas y estatus nutricional de las plantas

Efectos sobre las propiedades físicas: La tolerancia al frío o la habilidad de las plantas para resistir temperaturas bajo congelación sin sufrir daño celular, es uno de los muchos factores que han sido estudiados en detalle.

El potencial de deterioro y mecanismos de tolerancia al frío han sido un foco de estudio particularmente intensivo, porque la tolerancia al frío es un proceso que consume energía y responde a

un cambio ambiental. El almacenaje interfiere en el desarrollo natural de la resistencia al frío, además, como las reservas de carbohidratos sufren una disminución neta durante el almacenamiento, se debiese esperar una disminución de la resistencia al frío de las plantas cuando estas son almacenadas.

El vigor, relacionado con la resistencia al frío, es una de las condiciones necesarias para que las plantas resistan el almacenaje y, posteriormente, la plantación. Un procedimiento para determinar la condición satisfactoria de las plantas para el almacenaje puede ser aquel que se basa en la medición del vigor o resistencia al frío, esto se hace mediante un test de resistencia eléctrica del tallo, que está directamente relacionado con la supervivencia de las plantas.

Efectos en el estado nutricional: En todas las plantas las reservas alimenticias son guardadas en forma de almidón y azúcares para sostener el crecimiento y el metabolismo. Estas reservas alimenticias son producidas exclusivamente por la fotosíntesis. Este proceso junto con la respiración son fuertemente dependientes de la temperatura y además, la fotosíntesis requiere de luz. El almacenaje en frío afecta a la fotosíntesis de dos formas: primero, la ausencia de luz la detiene y en segundo lugar, la baja temperatura disminuye la relación de respiración. El efecto neto es que las plantas consumen su suministro de reservas de carbohidratos durante el almacenaje. Claramente los carbohidratos solubles mantenidos en tallo y raíces son fundamentales para que la planta pueda dar inicio al crecimiento cuando es llevada a plantación, por lo tanto, la pérdida de estos puede afectar negativamente su desempeño en terreno (Escobar, 1999).

Humedad de la cámara de almacenaje y las plantas al ser almacenadas: Cuando las plantas han sido cosechadas, su estado puede cambiar rápidamente como resultado de la deshidratación, desarrollo de hongos, respiración o procesos de crecimiento. Por lo tanto, el éxito en minimizar el deterioro de las plantas almacenadas depende de la temperatura y del control del potencial hídrico de estas. Se ha determinado que cuando las plantas presentan bajos potenciales hídricos (inferiores a $-1,0$ MPa) al momento de la cosecha, tras el almacenaje disminuye considerablemente la supervivencia y crecimiento inicial en plantación. Se recomienda que durante la cosecha y permanencia de las plantas dentro de la cámara de almacenaje, el potencial hídrico de las plantas no sea inferior a los $-0,5$ MPa. Este nivel de estrés hídrico en las plantas no es difícil de mantener y asegura un buen comportamiento de éstas cuando sean llevadas a terreno.

En cuanto a la humedad relativa dentro de las cámaras de almacenaje, se recomienda que esta sea lo más alta posible, por sobre el 90 %, el ideal es que esta sea cercana al 100 %. La humedad se debe mantener constante para asegurar que las plantas no sufran deshidratación y así, mantenerlas con potenciales hídricos por sobre los $-0,5$ MPa. Sin embargo, se debe evitar el exceso de humedad cuando las plantas sean embaladas para ser almacenadas, de lo contrario, la probabilidad de crecimiento de hongos durante el almacenaje se ve altamente incrementada, ya que durante el almacenamiento, especialmente en el refrigerado, se dan todas las condiciones para la proliferación de agentes patógenos.

En plantas de *E. globulus*, se ha determinado que existe pérdida de humedad cuando estas son almacenadas en condiciones de refrigeración por 15 días. Ésta pérdida depende del tipo de embalaje empleado, siendo mayor en las plantas que fueron almacenadas en bolsas de papel Kraft (Tabla 8.1).

Tabla 8.1. Porcentaje de humedad de plantas de *E. globulus* refrigeradas en distintos tipos de embalaje (Cea, 1993).

Tipo de embalaje	Porcentaje de humedad
Bolsas de papel Kraft	59,7 b
Polietileno	67,9 a
Kraft/polietileno	66,6 a
Control	68,6 a

Distintas letras indican evidencias de diferencias significativas entre las medias de los tratamientos de acuerdo a Test de Tukey con 95 % de confianza.

Las diferencias de contenido de humedad en las plantas, de la Tabla 8.1, se explican por el tipo de embalaje utilizado durante su almacenaje. Normalmente, las plantas pierden el agua a través de los procesos transpiración y evaporación. La transpiración es un proceso fisiológico que es afectado por la temperatura ambiente; durante el almacenaje de plantas, se reduce al mínimo para lo cual se utilizan temperaturas cercanas a 0°C; la evaporación, depende del gradiente de potencial de agua entre la planta y el ambiente, el cual debiese tender a cero para evitar la pérdida de humedad desde el interior de esta. En el caso de los valores de la Tabla 8.1, la explicación más probable, del comportamiento de las plantas embaladas en la bolsa de papel Kraft, es la diferencia de gradiente que se genera entre este material y el contenido de agua en la planta. En este caso, la bolsa estaría comportándose como un extractor de agua desde la planta.

En la Figura 8.1, se presenta el efecto del tipo de embalaje empleado durante el almacenaje en la supervivencia de las plantas, cuando son llevadas a plantación.

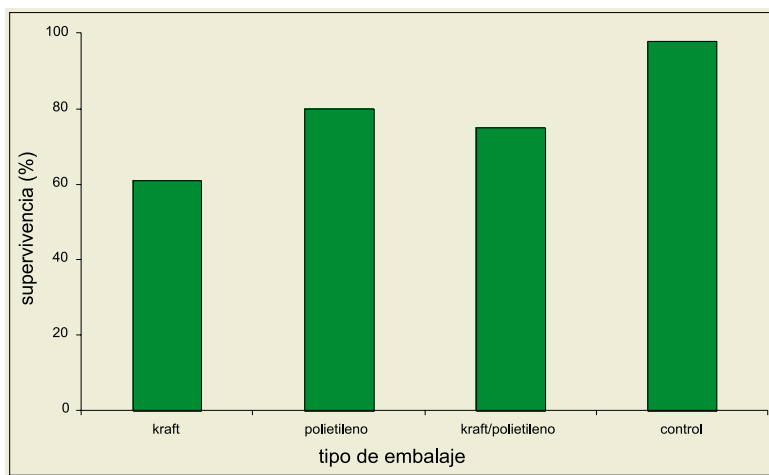


Figura 8.1. Efecto del tipo de embalaje en la supervivencia de plantas de *E. globulus* almacenadas por 15 días en condiciones de refrigeración (Cea, 1993).

La Figura 8.1, muestra que las diferencias en la supervivencia dependen del tipo de embalaje. La baja supervivencia para las plantas almacenadas en papel Kraft se debe a que en ese tipo de embalaje el contenido de humedad es inferior y presentan una mayor cantidad de daño por agentes patógenos. En general, cuando se almacenan plantas en bolsas de papel Kraft, éstas disminuyen, significativamente, su potencial hídrico llegando incluso a niveles críticos. Además, se debe considerar que las plantas de *E. globulus* tienen una mayor susceptibilidad que otras especies a la falta de agua.

Esta pérdida de humedad durante el almacenaje no sólo afecta a la supervivencia, sino que también influye sobre el crecimiento inicial. En la Figura 8.2, se muestra el efecto del tipo de embalaje durante el almacenaje en frío sobre el incremento medio en altura de plantas después de una temporada de plantación.

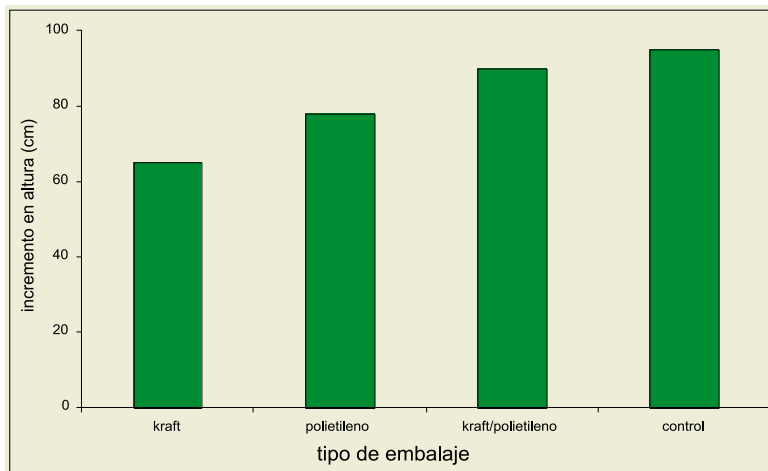


Figura 8.2. Efecto del tipo de embalaje sobre el incremento medio en altura en plantas de *E. globulus* almacenadas en condiciones de refrigeración (Cea, 1993).

En la Figura 8.2, se observa como el tipo de embalaje en el almacenaje, afecta al crecimiento en altura, coincidiendo con que las plantas embaladas en papel Kraft son las que presentan el más bajo incremento. Esto se debe a que son las que más deshidratación sufrieron durante la permanencia en la cámara de almacenaje.

Para un buen almacenaje en frío, actualmente, se recomienda que las plantas sean cosechadas con un alto contenido de agua; luego bañadas sus raíces con superabsorbentes de granulometría gruesa, bien hidratados; embaladas en una película de film plástico, que sólo cubra los sistemas radiculares, en paquetes de 25 a 30 plantas y posteriormente, depositadas en cajas de embalaje. Si se envolviese la parte aérea de las plantas, producto del calor generado por la respiración de las plantas y la alta humedad relativa de las cámaras de frío, se generan las condiciones óptimas para la aparición de agentes patógenos, que pueden afectar negativamente la calidad de las plantas durante el almacenaje.

Si no se dispone de film para proteger las raíces, se deben bañar las raíces con superabsorbente de granulometría gruesa, debidamente hidratado, con el fin de disminuir el riesgo de pérdidas de humedad a nivel radicular. Bajo estas condiciones de almacenaje, *E. globulus* producido a raíz cubierta, bajo las actuales técnicas de manejo en viveros que producen plantas a cielo abierto, puede permanecer refrigerado hasta por 60 días sin problemas posteriores de comportamiento en terreno respecto de supervivencia y crecimiento inicial.

8.2.2 Almacenaje Bajo Cobertizos

Cuando no se dispone de equipos e instalaciones para realizar almacenaje en frío y el programa de entrega de plantas requiere que una cantidad de ellas sean almacenadas, se puede utilizar un cobertizo o galpón, debidamente cerrado que proteja del viento y del sol a las plantas. También se puede recurrir a cobertizos de mallas plásticas los que deben tener una altura mínima de 2,5 m de altura, en ambos casos, si fuera necesario bajar las condiciones de temperatura se puede recurrir al empleo de balones de CO₂ (Ramírez, 1999) o a la construcción de fosos de 1,5 a 2 m de profundidad, con paredes debidamente estabilizadas, para mantener a las plantas en condiciones de bajas temperaturas. Este tipo de almacenaje, si se llegara a utilizar, no debe ir más allá de las 48 horas.

8.3 Transporte de Plantas

Una vez cosechadas y adecuadamente embaladas las plantas ya sea desde el vivero o del lugar de almacenaje las plantas deben viajar en vehículos acondicionados para transportar este tipo de producto. Durante el viaje, las plantas no deben viajar directamente expuestas al viento o a la acción del sol, se debe cuidar al máximo el contenido de agua en el sustrato y al interior de las plantas. De igual modo, en el caso de trasladarlas en camiones con repisas, se debe cuidar el espaciamiento entre los pisos, con el fin de evitar daños mecánicos en el follaje y tallo de las plantas.

Muchos forestadores por economizar en implementos de embalaje de plantas estiman que con trasladarlas en las bandejas en las cuales se produjeron en el vivero, es suficiente para asegurar condiciones óptimas de traslado de las mismas (Figura 8.3).

A través de estudios específicos se ha determinado que muchas plantas, con esta modalidad de transporte, pierden tal cantidad de agua que llegan al sitio de plantación sin capacidad de recuperación y mueren a los pocos días de haber sido plantadas.



Figura 8.3. Plantas de *Eucalyptus globulus* cargadas en vehículo abierto(A). Plantas transportadas en vehículo cerrado y con repisas (B).

Las plantas debieran ser transportadas a terreno totalmente protegidas del efecto directo del viento y del sol, idealmente, en vehículos refrigerados. Embaladas en cajas especiales (Figura 8.4), de manera tal, que se asegure una total aislamiento de los efectos directos del viento y del sol. Junto con ello, los cepellones debieran viajar protegidos con superabsorbente debidamente hidratado, de manera de asegurar un alto contenido interno de agua en las plantas (Figura 8.5). El mismo sistema se debiera utilizar en el transporte de plantas durante la ejecución de la faena de plantación. El empleo de superabsorbente en estas etapas del proceso de plantación resulta ser más eficaz que aplicarlo en otras posteriores (Becerra, 2001).



Figura 8.4. Caja de embalaje, almacenaje y transporte de plantas, que ha demostrado proporcionar las mejores condiciones de mantención de las plantas.

Probablemente, la mayor causalidad de muerte y de bajo crecimiento inicial, se genera en un transporte inadecuado de las plantas. Al menos así lo han demostrado los estudios específicos realizados al respecto.

Cuando se transportan plantas que han sido almacenadas bajo condiciones de frigorización, se recomienda emplear camiones refrigerados, ya que durante el traslado desde el vivero al lugar de plantación, se realiza el acondicionamiento de las plantas a temperaturas más altas, disminuyendo el estrés que conlleva el congelamiento de los tejidos.



Figura 8.5. Plantas en la caja de embalaje con aplicación superabsorbente hidratado sobre los cepellones de plantas de *E. globulus*.

El superabsorbente, además de bien hidratado debe tener la mayor granulometría posible del producto a utilizar, ya que con ello se evitará que con el movimiento durante el transporte, los gránulos hidratados escurran, entre los sistemazas radiculares hasta el fondo de la caja portadora de plantas. Cuando el superabsorbente es de granulometría muy fina la mayor parte del producto, precipita hasta la base de la caja y las plantas de la parte superior, terminan con menor contenido de agua que las de la parte inferior lo que afecta su comportamiento en la plantación. Para evitar el problema antes mencionado, se recomienda agregar el superabsorbente en capas, sobre el sistema radicular de las plantas.



CAPITULO 9

BIBLIOGRAFÍA

- Acevedo, M. 2006. Efecto de la fertilización con calcio sobre atributos morfofisiológicos y del comportamiento en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Adjoud, D.; C. Plenchette and R. Halli-Hargas. 1996. Response of 11 *Eucalyptus* species to inoculation with three arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*. 6:129-135 pp.
- Antileo, E. 2002. Evaluación de una alternativa de Compost elaborado con residuos agroforestales. Memoria de Titulo. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Alfaro, R. y W. Orthmann. 1988. La injertación como técnica auxiliar del Mejoramiento Genético Forestal. Informe interno. Dpto. de genética y Mejoramiento. INFOR. Santiago, Chile.
- Arevalo, J. 1994. Efecto del manejo de raíces y tallo en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. en vivero, en la resistencia a bajas temperaturas. Memoria de Titulo. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Bagyaraj, D. 1989. Mycorrhizas. En: Tropical rain forest ecosystems. Biogeographical and ecological studies. Ed. H. Lieth y M. J. Werger. Elsevier. Nueva York. pp: 537-546.
- Barbosa, M. 1987. Manual de injertos de especies forestales. Boletín técnico N° 1. Centro de Genética Forestal. Chapingo, Mexico.

- Barudy, M. 2007. Comportamiento de los principales elementos nutritivos en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. en un esquema de producción rápida a raíz cubierta. Memoria de Titulo. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Bascuñán, F. 1998. Efecto del manejo radicular, fertilización y manejo de tallo, en los atributos morfológicos y fisiológicos de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de Titulo. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Bassaber, C. 1993. Efecto de diferentes calidades de plantas de las especies *Eucalyptus globulus* Labill., *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco y *Pinus radiata* D. Don establecidas en distintas exposiciones y posiciones en la pendiente. Memoria de Titulo. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Becerra, G. 2001. Crecimiento de *Pinus radiata* y *Eucalyptus globulus* Labill. bajo distintos tratamientos de aplicación de agua y superabsorbente en el secano interior de la VIII región. Memoria de Titulo. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Benavente, M. 2005. Efecto de diferentes niveles de estrés hídrico durante el endurecimiento en la frío resistencia de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de Titulo. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Bobadilla, P. 2006. Efecto de la concentración de nitrógeno y esquemas de riego sobre el crecimiento y potencial de crecimiento radicular en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. producidas a raíz cubierta. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile. 45p.
- Brundrett, M.; N. Bougher; T. Grove and N. Malajczuk. 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. ACIAR. Camberra. 374 pp.
- Buamscha, M. 2006. Chemical and physical properties of Douglas fir bark relevant for the production of container crops in Oregon. Master of Science Thesis. Oregon State University. Corvallis, USA.
- Burdett, N. 1979. New methods for measuring root growth capacity their value in assessing Lodgepole pine Stock quality. Can. Jou. For. Res. 9: 63 – 67. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile.

- Bustos, R. 1999. Efecto de las horas frío acumuladas en vivero en el potencial de crecimiento radicular de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile.
- Cabrera, R. 1995. Influencia del tamaño inicial de partículas en el proceso de compostaje aeróbico de corteza de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile.
- Campano, J. 1996. Efecto de la granulometría y altura del contenedor en las porosidades del compost de corteza de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile.
- Cea, J. 1993. Almacenamiento en frío de plantas de *Pinus radiata* d. Don y *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Chillán, Chile.
- Chilvers, G.A. and L.D. Pryor. 1965. The structure of eucalypt mycorrhizas. Aust. J. Bot. 13: 245-259.
- Chu-Chou, M. and L.J. Grace. 1982. Mycorrhizal fungi of *Eucalyptus* in the north island of New Zealand. Soil Biol. Biochem. 14: 133-137.
- Cisternas, C. 2005. Evaluación del módulo de elasticidad y momento flector en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. endurecidas bajo cinco niveles de estrés hídrico. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile.
- Conafor. 2004: Manual “Tecnología de hongos micorrícicos en la producción de especies forestales en vivero”. Primera parte: Viverismo. 32 pp. www.ctpf.cl/documentos/2texto_micorrizas.pdf.
- Coopman, R. 2000. Efecto del tipo de contenedor en las porosidades del sustrato, variables morfofisiológicas y aspectos de manejo en vivero, de plantas de *Pinus radiata* D. Don propagadas a partir de estacas. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Coopman, R. 2005. Growth, root growth potencial, plant water relationships and freezing resistance of *Eucalyptus globulus* clones in response to different drought hardening regimes in nursery. Tesis de grado, Magister en Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales. Concepción, Chile.

- Correa, M. 1997. Efecto del tiempo de almacenaje y el tipo de embalaje en el potencial de crecimiento radicular para plantas de *Pinus radiata*. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Davidson, J. 1977. Problems of vegetative propagation of *Eucalyptus*. Third world consultation on forest tree Breeding, pp. 1 – 25. Univ. Technology, Papua Nuw Guinea. Canberra, Australia.
- Decarli, N. 1999. El potencial de crecimiento radicular como predictor del comportamiento inicial de plantas de *Eucalyptus nitens* en terreno. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Donoso, R. 1994. Factores que afectan la calidad de una planta speedling. Silvotecn IV. Forestal Mininco y Fundación Chile Eds. Noviembre 1994. Concepción, Chile.
- Donoso, P. 1999. Determinación de la eficiencia en el uso del agua y relación de atributos morfofisiológicos en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. producidas a raíz cubierta. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 1990. Temperaturas óptimas de germinación de *Pinus radiata*, *Eucalyptus globulus* y *Eucalyptus nitens*. Proyecto de investigación, temperaturas de germinación de las principales especies forestales en Chile. Depto. de Cs. For. Fac. Cs. Agrop y For. Univ. de Concepción, Chile. Informe de ensayos (no publicado).
- Escobar, R. 1991a. Visión general de modalidades de producción de plantas de *Eucalyptus* ssp. en el mundo: Técnicas más utilizadas, implicancias y tendencias futuras. En : Sierra, V. y M. Espinosa Eds. Actas seminario. Situación actual y perspectivas en la producción de plantas a raíz desnuda y en container de especies del género *Eucalyptus*. Facultad de Ciencias Forestales UdeC. y Forestal Mininco. Los Ángeles, Chile
- Escobar, R. 1991b. Efecto del estado de desarrollo radicular en el cepellón en la supervivencia y crecimiento inicial de plantas de *E. globulus* establecidas en suelo Diguillín. Informe final de ensayo. Convenio Forestal Tornagaleones – Universidad de Concepción. Chillán, Chile (no publicado).
- Escobar, R. 1993. Evolución estacional de nutrientes en plantas de *E. globulus* producidas a raíz cubierta. Informe final. Convenio Facultad de Cs. Forestales Universidad de Concepción – Forestal Tornagaleones. Chillán, Chile (no publicado).
- Escobar, R. 1994. La planta ideal: Variables que predicen su comportamiento y factores que lo afectan. En: Acta Silvotecn IV: Producción de plantas. Forestal Mininco S.A y Fundación Chile. Concepción, Chile.

- Escobar, A. 1999. Efecto del almacenaje en frío sobre atributos morfofisiológicos en plantas de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Escobar, R. 2000a. Efecto de la condición y tiempo de transporte en el potencial hídrico de plantas de *Eucalyptus globulus*, producidas a raíz cubierta. Informe final de ensayo. Convenio Universidad de Concepción – Forestal Mininco (no publicado).
- Escobar, R. 2000b. Fase de endurecimiento etapa crucial para plantas de vivero. Agroanálisis 12: 21-25. Osorno, Chile.
- Escobar, A. 2005. Efecto del almacenaje refrigerado y horas frío acumuladas sobre época de cosecha y atributos morfofisiológicos y del comportamiento de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Escobar, R. y E. Peña. 1985. Efecto del tamaño de semilla en la velocidad de emergencia y tamaño final de planta de *Pinus radiata* D. Don en: Olivares, B. y E. Morales Eds. Pino radiata D. Don investigaciones en Chile. Volumen 1: 86-96 Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile.
- Escobar, R. y C. González. 1987. Evolución de nutrientes en plantas de *Pinus radiata* durante el acondicionamiento. Simposio sobre Silvicultura y Mejoramiento Genético de Especies Forestales. Centro de Investigación y Experiencias Forestales. Buenos Aires, Argentina.
- Escobar, R. y M. Espinosa. 1988. Efecto de la condición de luz en la producción de plantas de *Eucalyptus globulus* producidos a raíz desnuda y raíz cubierta. En: Actas Simposio Manejo Silvícola del Género *Eucalyptus* IX. Eds. CORFO, Gerencia de Desarrollo e INFOR, División Silvicultura. Viña del Mar, Chile.
- Escobar, R.; M. Espinosa; E. Kunstmann y C. Bassaber. 1990. Efecto de la interacción preparación de suelos-herbicida y fertilización en la supervivencia y crecimiento inicial de *Eucalyptus globulus* Labill. En: Actas VI Congreso Nacional de las Ciencias del Suelo. pp 68-74. Temuco, Chile.
- Escobar, R.; G. Gotelli y A. Escobar. 2007. Efecto de diferentes relaciones nitrógeno potasio en la solución nutritiva en los niveles nutricionales, relaciones entre nutrientes, frío resistencia y potencial de crecimiento radicular en plantas de *E. globulus*, producidas a raíz cubierta. Estudio de manejo nutritivo en plantas producidas a raíz cubierta. Vivero Los Quillayes (no publicado).
- Essau, K. 1985. Anatomía vegetal. Omega S.A. Barcelona, España.

- Faulds, T. 1994. Producción de cuttings en Nueva Zelanda. Silvotecnica IV. Forestal Mininco y Fundación Chile. Eds. Noviembre 1994. Concepción, Chile
- Godoy, R.; C. Riquelme; H. Peredo y R. Carrillo. 1991. Compatibilidad y eficiencia de hongos micorrícicos vesículo-arbusculares en *Eucalyptus camaldulensis* y *Quillaja saponaria*. Ciencia e investigación forestal. 5: 237-250.
- González, C. y R. Escobar. 1974. Intensidad de muestreo, determinación de órgano más representativo y manipulación de muestras para análisis fotoquímicos en plantas de *Pinus radiata* D. Don, cultivadas en vivero. Informe Proyecto N°15.20. Estudios nutritivos de plantas forestales. Convenio de investigación conjunta, Univ. De Chile, Fac. Cs. Químicas y farmacéuticas – Univ. Concepción, Carrera. Tec. Forestales (no publicado).
- González, M. 1996. Efecto del tipo de contenedor en distintos atributos morfológicos en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Guajardo, C. 1997. Efecto de la procedencia de semillas en la supervivencia y crecimiento inicial de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill ssp *globulus*, establecidas en dos sitios diferentes. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Harley, J. L. 1959. The Biology of mycorrhizal symbiosis. Academia. Press. Londres. 483 pp.
- Hartmann, H.; Kester, D.; Davies, F. And Geneve, R. 2002. Plant propagation: principles and practices. 7th ed. Prentice Hall. New Jersey. USA. 880 p
- Heinrich, P. A.; D. Mulligan and J. Patrick. 1988. The effect of ectomycorrhizas on the phosphorus and dry weight acquisition of *Eucalyptus* seedlings. Plant Soil. 109: 147-149.
- Honrubia, M.; P. Torres; G. Díaz y A. Canon. 1992. Manual para micorrizar plantas en viveros forestales. Ministerio de Agricultura, pesca y alimentación. ICONA. Madrid 47 pp.
- <http://146.83.41.79/pforestal/files/cap9.doc> Plagas, enfermedades y micorrizas en viveros forestales. 45 pp
- Jaque, C. 2001. Propagación vegetativa por estacas en *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales. Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile

- Kosche, R. 1977. Evolución estacional y movilidad interna de los nutrientes minerales en plántulas de *Pinus radiata* D. Don. Tesis de prueba. Fac. de Cs. Químicas, Universidad de Chile, Santiago, Chile. 45p.
- Landis, T.; R. Tinus; S. McDonald and Barnett, J. 1990. Container and growing media, Vol. 2, The Container Tree Nursery Manual, Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U. S. Department of Agricultura, Forest Service. 88 p.
- Landis, T.D. 1989. Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor. pp. 1-67. In: Landis, T. D.; Tinus R. W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P., (eds). Manual Agrícola. Volumen N°4. 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Lazo, R. 2001. Efecto del almacenaje en frío y horas frío acumuladas en la supervivencia y crecimiento inicial de plantas de *Pinus radiata* D. Don. en plantación. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Lema, M. 1987. Época de siembra y efecto de semisombra en la producción de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill 1-0 a raíz desnuda. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales. Chillán, Chile.
- López, G. 1996. Efecto del diámetro de semillas de *Eucalyptus globulus* sobre la germinación acumulada. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Mac Donald, B. 1989. Practical woody plant propagation for Nursery Growers. Volumen I. Timber Press, Portland. Oregon, USA.
- Medina, J. 2006. Efecto de la temperatura de acondicionamiento, sobre la tolerancia al congelamiento y potencial de crecimiento radicular en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. producidas a raíz cubierta. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Mendoza, A. 1997. Influencia de la temperatura en el potencial de crecimiento radicular en plantas de *Pinus radiata*, *Eucalyptus nitens* y *Eucalyptus globulus*. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Meza, M. 1997. Efecto de la aplicación de hormonas en el comportamiento de dos tipos de injertos en *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.

- Meza, P. y A. Baldini. 2001. El psílido de los *Eucalyptus Ctenarytaina eucalypty* Maskell (1890) (Hemiptera, Psyllidae). Nota técnica N° 39, año 21. Programa Protección Sanitaria Forestal, CONAF. 8 pp.
- Monsalve, J. 2006. Fertilización nitrogenada en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. producidas a raíz cubierta. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura. Concepción. Chile. 30p.
- Moscoso, A. 1993. Efecto de la época en la supervivencia de dos tipos de injertos en *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Chillán, Chile.
- Muñoz, M. 1997. Efecto del número de hojas y concentración de ácido indolbutírico, en el enraizamiento de estaquillas de *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Navarrete, H. 1999. Evaluación del coeficiente de uniformidad de riego de equipos de riego móviles bajo cubierta y equipos fijos, semifijos y móviles a la intemperie, en viveros forestales de la VIII Región. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Pereira, G. y M. A. Herrera. 1997. Micorrizas vesículo arbusculares en *Eucalyptus camaldulensis*: Efecto en el crecimiento de plántulas. I Congreso Forestal Hispano Luso. Pamplona, España. pp: 509-514 pp.
- Pereira, G. 1998. Efecto de las micorrizas vesículo arbusculares en plántulas de *Eucalyptus globulus* (Labill.) y *E. Camaldulensis* (Dehnh.) en relación a la tolerancia de sustancias fitotóxicas. Tesis Doctoral. ETSIAM. Universidad de Córdoba, España. 141 pp.
- Pereira, G. 2002. Micorrizas, suelos degradados y silvicultura de precisión. Chile Forestal 289: 27-29 pp.
- Pereira, G.; I. Roldán y M. A. Herrera. 1999. Micorrizas en especies leñosas. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca. Sevilla, España. 40 pp.
- Pinto, J. 1999. Comparación de tres esquemas de riego en viverización de plantas de *Eucalyptus globulus* producidas a raíz cubierta. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.

- Pritchett, W. 1991. Suelos forestales: propiedades, conservación y mejoramiento. Traductor, J. Vega. Editorial Limusa; grupo Noriega. 634. p. México D. F., México.
- Quilodrán, C. 1998. Poda química de raíces de *Pinus radiata* D. Don, *Eucalyptus globulus* Labill. y *Eucalyptus nitens* Maid., producidas a raíz cubierta. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Ramírez, M. 1999. Efecto de la condición ambiental y tiempo de permanencia en el transporte de plantas de *Pinus radiata* D. Don y *Eucalyptus nitens* Maiden. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Rodríguez, J. 1993. Presencia de micorrizas Vesículo – arbuscular y su influencia sobre el crecimiento de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. en macetas. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Chillán, Chile.
- Salgado, O. 1995. Supervivencia y crecimiento de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. plantadas en diferentes sectores de la VI región. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias. Forestales, Departamento. Silvicultura. Concepción, Chile.
- Sánchez, V. 1987. Esquemas de acondicionamiento de plantas de *Eucalyptus globulus* 1-0 producidas a raíz desnuda. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias. Forestales, Departamento. Silvicultura. Chillán, Chile.
- Santibáñez, C. 1997. Efecto del esquema de manejo en vivero, sobre el potencial de crecimiento radicular de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Chillán, Chile.
- Solis, C. 1999. Combinación de superabsorbente MVH – 102 con aserrín fresco y compost de corteza de pino en producción de plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. a raíz cubierta. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Chillán, Chile.
- Swanson, B. 1989. Critical Physical Properties of Container Media. American Nurseryman, June 1:59 – 63 p. USA.
- Taiz, L. and E. Zeiger, 2006. Plant Physiology. Sinauer Associates. Sunderland, Massachusetts. Fourth Edition. Sinauer Associates, Inc. 2006.
- Thompson, E. 1985. Seedling morphological evaluation: What you can tell by looking. p : 59 – 70. En: M. Duryea (Ed.) Proceeding: Evaluating seedling quality; principles, procedures and predictive abilities of major tests. Oregon State University, Corvallis. USA.

- Toval, G. 1983. Utilización de la corteza de pinos como sustrato en vivero. An, INIA/ Ser. Forestal (7):67 – 81 p.
- Urrutia, E. 1992. Caracterización y comportamiento en vivero de tres procedencias de semillas de *Eucalyptus globulus* cosechadas en Chile. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales. Chillán, Chile.
- Urrutia, C. 2007. Efecto de cuatro regímenes de riego en los atributos morfofisiológicos y del comportamiento en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. producidas a raíz cubierta. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento. Silvicultura. Concepción, Chile.
- Valdés, P. 2005. Efecto de diferentes dosis de fertilización en la productividad de las estacas de plantas madres de *Eucalyptus globulus*. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Venegas, G. 2000. Efecto de la fertilización de pre cosecha sobre el potencial de crecimiento radicular de plantas de *Eucalyptus globulus* y *Eucalyptus nitens*. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Viel, R. 1997. Efecto de la altura del contenedor y porosidad del sustrato en el crecimiento y desarrollo de plantas de *Pinus radiata* D. Don. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Villalobos, M. 2006. Tolerancia a la sequía de plantas de *Eucalyptus globulus* en respuesta a diferentes regímenes de aclimatación a la sequía y poda de tallo en vivero. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Wright, J. 1964. Mejoramiento genético de los árboles forestales. Estudios de Silvicultura y Productos Forestales N° 16 FAO. Roma, Italia
- Zapata, J. 1999. Efecto del manejo del fotoperíodo en vivero en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. sobre la conductividad electrolítica relativa, contenido de carbohidratos solubles totales y potencial de crecimiento radicular. Memoria de título. Universidad de Concepción. Facultad de Ciencias Forestales, Departamento Silvicultura. Concepción, Chile.
- Zobel, B y J. Talbert. 1988. Técnicas de Mejoramiento genético de árboles forestales. Limusa, México. D. F. 545 p.



NOTAS











René Escobar Rodríguez. Técnico Forestal. Ex-Profesor de Viveros y Repoblación durante 35 años en la Universidad de Concepción, en las Carreras de Técnico Forestal e Ingeniería Forestal; Profesor Programa de Magister en Ciencias Forestales. Ex-Profesor Invitado de las Facultades de Ciencias Forestales de la Universidad Austral de Chile y Universidad de Talca.

Ha prestado asesoría técnica a empresas privadas y a organismos estatales nacionales, en el extranjero, a empresas en Argentina, Bolivia, Ecuador, México y Uruguay y en organismos internacionales como FAO. Actualmente, se desempeña como Administrador del Vivero Los Quillayes, en Quillón. rescobar@viverolosquillayes.cl

