



PROPAGACIÓN DE ESPECIES FORESTALES NATIVAS DE LAS ZONAS ÁRIDAS Y SEMIÁRIDAS DE CHILE



ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN	9
II.	INSTALACIÓN DEL VIVERO	11
2.1	TIPOS DE VIVEROS	11
2.2	SELECCIÓN DEL SITIO	12
2.3	ESTRUCTURAS	13
2.4	SISTEMA DE RIEGO	16
2.5	CONTENEDORES	17
2.6	SUSTRATOS	19
III.	PRIORIZACIÓN Y SELECCIÓN DE ESPECIES	21
3.1	ESTADO DE CONSERVACIÓN DE LAS ESPECIES	21
3.2	FORMAS DE VIDA DE LAS PLANTAS	21
3.3	VALOR ECOLÓGICO DE LAS ESPECIES	21
3.4	IMPORTANCIA ECONÓMICA	21
3.5	NECESIDADES DE CONSERVACIÓN	22
IV.	PRODUCCIÓN DE PLANTAS	23
4.1	FASES DE CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS	23
4.2	ABASTECIMIENTO DE SEMILLAS	23
4.3	MANEJO Y PROCESAMIENTO DE FRUTOS Y SEMILLAS	25
4.4	TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS Y SIEMBRA	27
4.5	RALEO Y REPIQUE	29
4.6	RIEGO	30
4.7	FERTILIZACIÓN	31
4.8	MICORRIZACIÓN	32
4.9	MANEJO SANITARIO	33
4.10	ENDURECIMIENTO	36
4.11	COSECHA Y TRANSPORTE	38
V.	FICHAS DE PROPAGACIÓN POR ESPECIE	40
5.1	ANACARDIACEAE	43
	Molle (<i>Schinus latifolius</i>)	43
	Muchi (<i>Schinus montanus</i>)	45
	Huingán (<i>Schinus polygamus</i>)	47
	Litre (<i>Lithraea caustica</i>)	49
5.2	ARECACEAE	51
	Palma chilena (<i>Jubaea chilensis</i>)	51

5.3	ASTERACEAE	54
	<i>Proustia ilicifolia</i> (Huañil)	54
5.4	BORAGINACEAE	56
	Carbonillo (<i>Cordia decandra</i>)	56
5.5	BUDLEJACEAE	58
	Matico (<i>Buddleja globosa</i>)	58
5.6	CELASTRACEAE	60
	Maitén (<i>Maytenus boaria</i>)	60
5.7	CUPRESSACEAE	63
	Ciprés de la cordillera (<i>Austrocedrus chilensis</i>)	63
5.8	ESCALLONIACEAE	68
	Lun o Corontillo (<i>Escallonia revoluta</i>)	68
	Lun (<i>Escallonia myrtoidea</i>)	70
5.9	FABACEAE	72
	Algarrobilla (<i>Balsamocarpon brevifolium</i>)	72
	Tara (<i>Caesalpinea spinosa</i>)	75
	Mayú (<i>Sophora macrocarpa</i>)	79
	Chañar (<i>Geoffroea decorticans</i>)	82
	Culén (<i>Otholobium glandulosum</i>)	86
5.10	MIMOSACEAE	89
	Espino (<i>Acacia caven</i>)	93
	Algarrobo (<i>Prosopis chilensis</i>)	97
	Algarrobo dulce (<i>Prosopis flexuosa</i>)	101
	Algarrobo blanco (<i>Prosopis alba</i>)	
5.11	MONIMIACEAE	106
	Boldo (<i>Peumus boldus</i>)	106
5.12	NOTHOFAGACEAE	109
	Hualo (<i>Nothofagus glauca</i>)	109
	Roble Santiago (<i>Nothofagus macrocarpa</i>)	112
	Roble (<i>Nothofagus obliqua</i>)	115
5.13	PROTEACEAE	118
	Radal (<i>Lomatia hirsuta</i>)	118
5.14	ROSACEAE	120
	Frangel (<i>Kageneckia angustifolia</i>)	120
	Quillay (<i>Quillaja saponaria</i>)	122

5.15	SALICACEAE	126
	Chin chin (<i>Azara microphylla</i>)	126
5.16	ZYGOPHYLLACEAE	127
	Guayacán (<i>Porlieria chilensis</i>)	127
VI.	REFERENCIAS	129

I. INTRODUCCIÓN

Las zonas áridas y semiáridas comprenden un complejo grupo de regiones naturales distribuidas en los diferentes continentes. Si bien mantienen ciertas peculiaridades que las diferencian de otros ecosistemas, dentro de ellas existe una gran diversidad.

En Chile las zonas áridas y semiáridas cubren una superficie aproximada de 16,5 millones de hectáreas, distribuidas entre la cuenca del río Copiapó y la del río Itata, representando el 22% de la superficie continental del país. Presentan características edafoclimáticas muy restrictivas para los cultivos, con bajas tasas de supervivencia y pobres rendimientos limitando severamente su productividad.

Al margen de lo dicho, en esta zona se encuentra una gran riqueza de especies leñosas endémicas, concentrándose entre las Regiones de Coquimbo al Bío Bío, principalmente en la Cordillera de la Costa (Figura 1). Ellas presentan un potencial natural y cultural para el desarrollo sustentable (biodiversidad, biomasa, agua, suelo, etc.). No obstante, a pesar de ese potencial, estas zonas han sufrido un acelerado proceso de degradación ambiental, particularmente durante las últimas décadas.

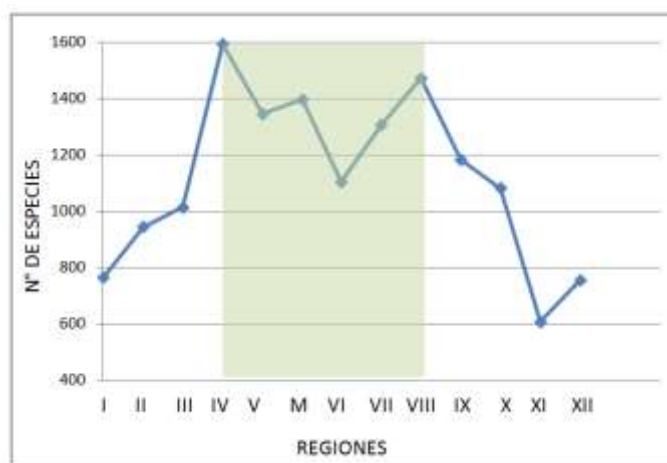


Figura N° 1
DISTRIBUCIÓN APROXIMADA DE ESPECIES POR REGIÓN
 (Fuente: Adaptado de Sandoval 2012)

En lo que respecta al ámbito económico y social, la repoblación forestal de zonas áridas y semiáridas es un tema prioritario, situación que queda de manifiesto en las políticas de incentivos estatales desarrolladas para la actividad forestal, las que se orientan preferentemente a pequeños propietarios y terrenos degradados. Desde el punto de vista ambiental, la repoblación forestal es una herramienta con usos potenciales para la restauración de ecosistemas degradados, permitiendo cambios en la composición y estructura de la vegetación, revirtiendo un ambiente degradado a una condición más cercana a la de su estado original. En este contexto, una de las alternativas para la restauración y conservación de ecosistemas naturales es el empleo de especies nativas.

Para la conservación y uso sustentable de los recursos genéticos forestales se requiere de información técnica que oriente las acciones para estas materias. Al respecto, las técnicas de viverización y producción de plantas son especialmente relevantes para apoyar labores de enriquecimiento, recuperación y restauración de los bosques.

Dentro del marco del proyecto INNOVA 09CN14-9518 *“Programa de Promoción y Uso Sustentable de los Recursos Genéticos Forestales de Chile. Fase I: Zonas Áridas y Semiáridas”*, se elaboró el presente manual de propagación, donde se reúnen los antecedentes técnicos necesarios para acometer las labores de propagación y viverización de aquellas especies forestales, que en virtud de distintos criterios, han sido clasificadas como de interés prioritario o secundario para efectos de conservación y uso sustentable en las zonas áridas y semiáridas de Chile.

El presente manual pretende servir de referencia para iniciar programas de producción de plantas en viveros forestales, tanto comunitarios como comerciales, que estén orientados a la recuperación de áreas desforestadas. En su primera parte el manual describe los aspectos generales que deben considerarse en el proceso de instalación de un vivero forestal y en el manejo del mismo para realizar la producción de plantas, desde el aprovisionamiento de semillas hasta el despacho final de las plantas. En su segunda parte, incluye una colección de fichas de propagación de especies consideradas como prioritarias para su conservación y uso sustentable en zonas de secano. En cada ficha se entrega una descripción de la especie, antecedentes de su distribución, hábitat, fenología, estado de conservación y usos, los que se complementan con información para su producción de plantas en vivero, fundamentalmente los relacionados con características de las semillas, tratamientos pregerminativos, valores de germinación esperada, y antecedentes para su viverización y propagación. Finalmente, se entregan antecedentes obtenidos de estudios experimentales en laboratorio y vivero que verifican los protocolos bibliográficos, complementando su información.

II. INSTALACIÓN DEL VIVERO

Los viveros son terrenos en donde se cultivan las plantas en sus primeros estados de desarrollo, desde que se encuentran como semillas hasta que germinan y alcanzan un tamaño suficiente para poder ser llevadas al sitio de plantación (Benedetti y Perret, 1995).

En los proyectos de restauración y conservación, la función de un vivero es relevante para obtener plantas de calidad, y con ello disminuir las probabilidades de mortalidad en el lugar de plantación, asegurando así, su desarrollo y éxito en los proyectos de forestación.

En la naturaleza muchas de las semillas que produce una especie vegetal son consumidas por los animales o se pierden, reduciendo la posibilidad de que la planta se reproduzca. Algunas especies producen grandes cantidades de frutos y semillas, pero otras producen pocas y muy esporádicamente. El manejo apropiado de semillas en el vivero garantiza que la mayor parte de las semillas germinen, contribuyendo así a la conservación de la biodiversidad.

Los viveros de especies nativas ofrecen la ventaja de manejar especies locales, especies amenazadas, poco comunes, muchas de ellas consideradas de poco valor comercial pero de gran valor ecológico.

2.1. TIPOS DE VIVEROS

Según su duración los viveros se clasifican en permanentes o transitorios. Son permanentes cuando se establecen por tiempo indefinido y, por lo tanto, necesitan de una infraestructura básica como invernaderos, camas de germinación, un sistema de riego, bodega, equipos y un plan de producción y manejo. Algunos de estos viveros alcanzan dimensiones muy grandes, con altos niveles de tecnificación y altos costos para su mantenimiento y manejo. Son temporales cuando se establecen por períodos cortos, generalmente cerca de los sitios de plantación. Son viveros de apoyo, sitios de paso, de adaptación o para la producción de material en pequeñas cantidades. Constan de estructuras sencillas y el costo de la instalación y el mantenimiento es bajo, generalmente se establecen con materiales de la zona.

De acuerdo con el sistema de producción los viveros se clasifican en viveros a raíz desnuda o en contenedor a raíz cubierta. Los primeros producen las plantas en platabandas, usando el suelo del lugar, mientras que los segundos producen las plantas en un sustrato contenido en recipientes (Figura 2). Estos recipientes pueden ser contenedores múltiples (como las bandejas o *speedling trays*) o individuales (como los tubetes, bolsas u otros contenedores similares).

Según su estructura de producción los viveros pueden ser a cielo abierto o a cielo cubierto; a su vez, estos últimos pueden hacer su producción bajo sombreadero, o en condiciones semi controladas en invernadero.



Figura N° 2

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN DE PLANTAS

(Fotografía: INFOR, 2012). (A) estacas de *Pinus radiata* a raíz desnuda; (B) *Quillaja saponaria* a raíz cubierta en bolsas; (C) *Nothofagus glauca* a raíz cubierta en contenedores.

2.2. SELECCIÓN DEL SITIO

La selección del sitio para viveros que producen plantas en contenedores, en general tiene menos restricciones que las requeridas para establecer un vivero a raíz desnuda, debido a que se desarrollan en un sustrato artificial, y cuentan con estructuras y equipos que son capaces de modificar el ambiente físico (Landis *et al.*, 1995).

Entre los criterios para seleccionar el sitio para el establecimiento de un vivero se distinguen factores críticos, que son aquellos esenciales para la operación exitosa de un vivero; y factores secundarios, que pueden incrementar la eficiencia y economía de la operación del vivero (Cuadro N° 1).

Cuadro N° 1

CRITERIOS PARA SELECCIONAR EL SITIO DE ESTABLECIMIENTO DE UN VIVERO

Factores Críticos	Factores Secundarios
• Disponibilidad de luz (radiación solar) • Disponibilidad de agua (de calidad) • Disponibilidad de energía (confiable) • Terreno adecuado (superficie, forma)	• Microclima favorable • Topografía suave • Disponibilidad de mano de obra • Accesibilidad • Distancia a los mercados

(Fuente: Landis *et al.*, 1995)

Los viveros deben estar localizados en áreas con una buena iluminación natural, tanto en el transcurso del día como durante toda la estación de crecimiento, de modo que reciban radiación solar durante el día. Las áreas de crecimiento no deben ser afectadas por la sombra de arbolado o de edificaciones cercanas al vivero.

Un suministro de agua de buena calidad (partículas suspendidas, sedimentos o plagas y/o sales disueltas) es el factor más importante para la selección del sitio. En general el agua disponible en el sitio seleccionado para establecer el vivero deberá cumplir con los requisitos estipulados en la cuadro N° 2.

Cuadro N° 2
ESTÁNDARES DE CALIDAD DE AGUA PARA VIVEROS

Índice de Calidad	Límite Máximo
pH	6,0 a 7,5
Salinidad (conductividad eléctrica)	1.500 umhos/cm
lones Tóxicos:	
• Sodio (Na^+)	50 ppm
• Cloro (Cl^-)	70 ppm
• Boro (B^-)	0,75 ppm
lones complementarios:	
• Calcio (Ca^{2+})	100 ppm
• Magnesio (Mg^{2+})	50 ppm
• Sulfato (SO_4^{2+})	250 ppm
lones que causan manchas foliares:	
• Bicarbonato (HCO_3^-)	60 ppm
• Dureza total (Ca + Mg)	200 ppm

(Fuente: Landis *et al.*, 1995)

Para el establecimiento del vivero, se deben considerar terrenos que no tengan problemas de temperaturas extremas o fuertes vientos, aunque debe estar asegurada la ventilación durante las épocas calurosas. Idealmente la topografía debe ser relativamente plana y con un adecuado acceso para recibir los suministros, materias primas del vivero y despacho de las plantas. Se requieren caminos transitables durante todo el año, y que conecten con las rutas y carreteras importantes.

2.3. ESTRUCTURAS

Los requerimientos de infraestructura de los viveros dependen de la modalidad de producción que se utilizará. A este respecto las principales opciones en orden creciente de complejidad son:

- Viveros a Cielo Abierto

La principal estructura de producción de estos viveros corresponde a los mesones sobre los cuales se dispondrán los contenedores. Estos se pueden confeccionar con distintos materiales, de estructura metálica o soportes de madera impregnada sobre la cual se tensan apoyos de alambre galvanizado N° 10 o 12 siendo de más bajo costo y de fácil instalación (Figura

N° 3). Los principales aspectos a tener en consideración durante la instalación de estas estructuras son su orientación, largo, ancho y altura.



Figura N° 3
MESÓN PORTA BANDEJAS

(Fotografía: INFOR, 2010). (A) Construido con estructuras metálicas. (B) Postes impregnados, tapas de pino y alambre galvanizado.

Los mesones porta contenedores deben disponerse de forma tal que las plantas reciban la mayor cantidad de luz posible durante el día y período de crecimiento. Escobar (2007) recomienda las orientaciones norte-sur. La altura de los mesones debe asegurar que la parte inferior del contenedor tenga una buena aireación para facilitar la poda de la raíz principal de las plantas. Así, Benedetti y Perret (1995) recomiendan una altura ergonómica de mesón de 1 m a 1,20 m., lo que facilita el trabajo de los operarios.

El largo de los mesones queda acotado en la práctica en función de la capacidad del sistema de riego, el cual debe proveer la misma presión y uniformidad de caudal en toda la extensión del mesón. El ancho de la estructura normalmente está determinado por el radio de aplicación de los aspersores, y la facilidad de operación para el viverista.

- **Viveros Bajo Sombra**

El control de condiciones ambientales al aire libre es muy difícil de lograr. Por esta razón normalmente se utilizan filtros como mallas plásticas (malla Raschel) o telas finas de diferente grado de permeabilidad a la luz directa, ubicadas a diversas alturas sobre los contenedores (Figura N° 4). Particularmente en climas secos, al igual que para especies más tolerantes, se usan coberturas más densas, llegando hasta 50% y 80% de disminución de luminosidad.

El uso de sombreadero debiera ser temporal, empleándolo solo en periodos críticos de la fase de establecimiento de las plantas, principalmente para aquellas menos tolerantes a la sombra, ya que esta etapa se dificulta cuando no existe luz suficiente para conseguir el desarrollo.

Generalmente la altura de la malla desde el nivel del suelo, dependiendo del vivero, oscila entre 2,5 m 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, a la hora de mayor calor.

El empleo de semisombra está recomendado para bajar la temperatura del sustrato durante el período de germinación de las semillas; como protección de las plantas durante el transplante, para mantener el medio de crecimiento con suficiente agua evitando la mortalidad de plantas durante el periodo estival y cuando es necesario proteger plantas no endurecidas ante daños por estrés hídrico y frío.



Figura N° 4
PRODUCCIÓN DE PLANTAS BAJO SEMISOMBRA.
(Fotografía: INFOR, 2010)

- **Producción en Invernadero**

El invernadero es un área cubierta con algún tipo de plástico, que permite temperaturas internas más altas para favorecer los procesos de germinación, especialmente en clima frío (Figura N° 5). El uso de invernaderos permite producir plantas, aunque tengan dificultad o lentitud para germinar y desarrollarse, o cuando no puedan ser producidas en viveros a cielo abierto (Quiroz *et al.*, 2009). Escobar (2007) recomienda usar invernaderos cuando en el lugar de producción de plantas existen menos de 150 días de crecimiento; cuando se cultivan especies que para lograr la altura final deseada, requieren de una permanencia superior a 24 meses en el vivero; y cuando se realiza producción mediante técnicas de propagación vegetativa, particularmente enraizamiento de estacas.

En general, los invernaderos permiten un mejor crecimiento de las plantas, aunque las hacen menos resistentes a la intemperie, por lo que al menos la fase de endurecimiento debe efectuarse preferentemente al aire libre.



Figura N°5
PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN INVERNADERO
 (Fotografía: INFOR, 2000)

Los invernaderos pueden construirse en bloque o en forma aislada, los primeros permiten un mejor aprovechamiento del espacio y son más resistentes al viento. La estructura normalmente es de acero galvanizado sobre la cual se dispone una cubierta de polietileno o policarbonato. El primero es más económico pero de menor duración. Internamente los invernaderos pueden contar con distintos equipamientos de control de las condiciones ambientales, que varían en función de los requerimientos del cultivo y de la capacidad económica de su propietario.

2.4. SISTEMA DE RIEGO

El mercado nacional provee una gran diversidad de tipos de aspersores de riego para la agricultura, muchos de los cuales se han usado por añadidura en viveros forestales a raíz cubierta. El sistema de riego puede ser de distinta naturaleza, pero dependerá fundamentalmente del tamaño del vivero y de las características de las especies a producir. En la actualidad, es habitual que estos sistemas cuenten con algún grado de automatización, aunque los métodos manuales se continúan empleando en viveros pequeños, o cuando los requerimientos de riego por parte de distintas especies en producción son muy disímiles.

En la producción de plantas en contenedores los sistemas de riego más utilizados son por aspersión y nebulización, donde los aspersores o boquillas se montan en líneas que conforman una red con distintos esquemas de distribución.

Las redes de riego se pueden equipar con diferentes tipos de boquilla, no obstante se recomienda el uso de boquillas de gota relativamente gruesa para minimizar las pérdidas de agua por nebulización, asegurar una buena penetración a través del follaje de las plantas y conseguir que un mayor caudal permita reducir los tiempos de riego. El nebulizado resulta apropiado en las fases iniciales del desarrollo de las plantas y como una medida para controlar temperatura y

mantener una alta humedad relativa del aire durante la producción en invernadero. Dependiendo del tipo de vivero las características de los sistemas son:

- **Sistema de Riego para Producción a Cielo Abierto**

Se pueden obtener buenos resultados mediante el uso de sistemas de aspersión de mediano alcance (desde 10 m a 15 m de radio mojado y caudal de entre 150 L/h y 250 L/h), distribuidos equidistantemente de acuerdo a las características de diseño y considerando un 100 % de traslape. En los bordes del vivero se pueden usar aspersores de impacto, similares a los del interior, pero con arco de mojado regulable, para las aplicaciones en esquinas en ángulo de 90°, en bordes en ángulo de 180° y rincones con ángulo de 270°.

- **Sistema de Riego para Producción Bajo Sombra o en Invernadero**

Se suelen usar aspersores de corto alcance, 3 m a 6 m de radio de mojado y caudales que oscilan entre 30 L/h y 50 L/h. Estos se pueden montar sobre alzadores de policloruro de vinilo (PVC) o en varillas de aproximadamente 50 cm de longitud sobre la superficie de los contenedores de cultivo.

Alternativamente, los aspersores pueden funcionar en forma invertida acoplados al techo de la estructura. En este último caso es recomendable dotarlos de dispositivos antigoteo. Independientemente de su emplazamiento los aspersores deberán distribuirse en forma equidistante.

Cualquiera que sea el sistema de riego aplicado, se debe tener presente su uniformidad sobre el total de las plantas, teniendo especial cuidado en que el agua llegue a hidratar el sustrato. 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.

2.5. CONTENEDORES

La función principal de cualquier contenedor utilizado en los viveros es la de soportar una determinada cantidad de sustrato sobre el cual producir una planta de calidad, capaz de establecerse y crecer una vez plantada en terreno. En la actualidad existen diversos tipos de envases (Figura N° 6), los que como principio general deben permitir un buen desarrollo de las raíces y evitar su espiralamiento.

Al establecer un vivero, se debe seleccionar cuidadosamente el tipo de contenedor a utilizar, por cuanto esta decisión trae aparejada una serie de aspectos que incidirán en la forma de operar del vivero. Así, asociado al contenedor elegido se encuentran aspectos tales como: Los tipos de sustrato a utilizar, la tecnología de llenado, la forma de efectuar la siembra, el manejo del riego y fertilización, las características de los mesones y la forma de cosechar y embalar las plantas para despacho.

El tipo y tamaño del contenedor a emplear depende de factores tales como el tamaño de la semilla, el tamaño final de la planta, las condiciones ambientales del sitio de plantación, el comportamiento de la raíz en el medio de crecimiento y el volumen de raíces, además de factores

económicos, como el precio del contenedor, la disponibilidad y diseño de contenedores, el volumen de sustrato y el espacio disponible en el vivero.

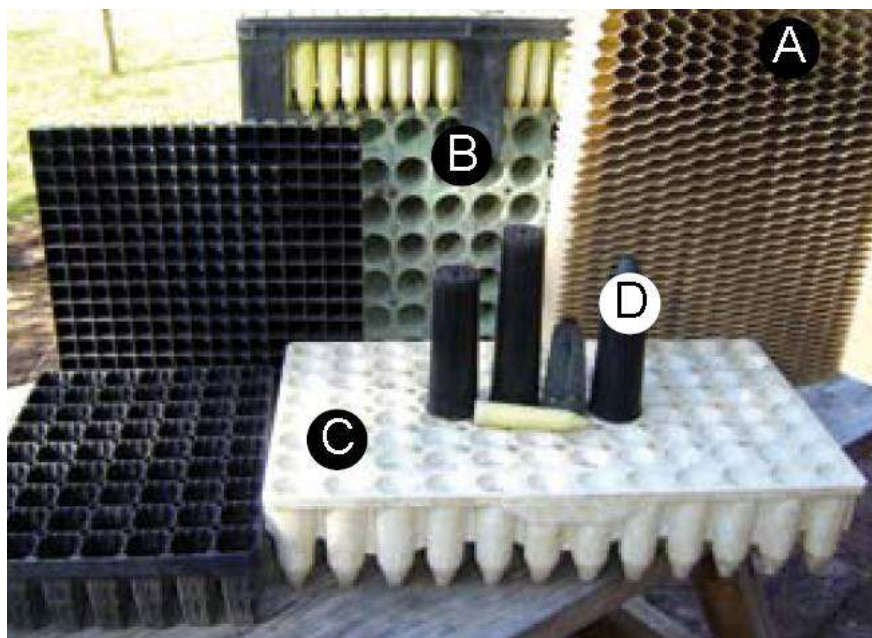


Figura N° 6

TIPOS DE CONTENEDORES, CONSTRUIDOS DE DIFERENTES MATERIALES

(Fuente: Escobar, 2007). (A) Biodegradables. (B) Espuma de poliestireno expandido.

(C) Plástico de alta densidad. (D) Plástico reciclado.

De acuerdo con Escobar (2007), el tipo de contenedor a utilizar dependerá del grado de control que tenga el vivero sobre las variables ambientales que condicionan el desarrollo de las plantas. Un vivero a cielo abierto tiene mucho menor control sobre estas variables, por lo que su producción será más heterogénea y requerirá mayor movimiento de las plantas, por lo mismo será mejor disponer de contenedores individuales y no en bloques. En cambio, los viveros que cuentan con ambientes controlados pueden utilizar contenedores en bloques, ya que proporcionan condiciones ideales de crecimiento, demandan una menor permanencia de las plantas en el vivero y generan una producción más homogénea.

El tipo de plantas a producir es determinante en la selección del contenedor, por cuanto este influye en los atributos morfofisiológicos de la planta, como su longitud y volumen radicular, su altura y diámetro de cuello, el área foliar, su biomasa y su estado nutricional. Así, para zonas áridas, mientras más estrés hídrico imponga el lugar a plantar, mayor deberá ser la longitud y volumen del contenedor a utilizar, por cuanto la planta debe ser más gruesa y resistente a la flexión.

Para la producción de plantas nativas a raíz cubierta se utilizan básicamente tres tipos de contenedores, según material y forma, los que seleccionan en base a un adecuado desarrollo radicular y mayores posibilidades de mecanizar su manejo (Quiroz *et al.*, 2009):

- **Bolsas de Polietileno**

Corresponden a bolsas individuales de dimensiones variables. En general su uso ha disminuido considerablemente, debido a que utilizan demasiado sustrato, lo que hace ineficiente el proceso productivo, y fundamentalmente porque provocan un espiralamiento radicular que resulta perjudicial para las plantas una vez establecidas en terreno.

- **Tubetes Individuales Insertos en Bandejas**

Corresponden a envases plásticos individuales de sección cuadrada cónica, los cuales se insertan en bandejas o mallas de alambre. Los volúmenes más utilizados fluctúan entre 80 y 300 cm³. Presentan facilidades para el reordenamiento de las plantas y son reutilizables.

- **Bandejas de Poliestireno Expandido (*Styrobloks*)**

Son bandejas con cavidades en forma de pirámide invertida, no separable ni biodegradable. Los volúmenes de las cavidades más utilizadas en las bandejas oscilan entre 56 cm³ y 100 cm³ para las especies exóticas más plantadas. Para especies nativas un volumen de contenedor de 130 cm³ permite producir plantas de buenas características. Para especies de zonas áridas podrían requerirse contenedores de mayor volumen. A nivel operacional son los contenedores más utilizados por su facilidad de almacenaje, limpieza, llenado, transporte, y reutilización.

La tendencia hoy en día es emplear contenedores de dimensiones pequeñas a medianas, de materiales livianos y forma cuadrada cónica, lo cual disminuye los costos de reposición, permite una mayor producción, facilita el transporte y evita el espiralamiento de las raíces, lo que es un problema normalmente detectado en la producción con bolsas de polietileno (Quiroz *et al.*, 2009).

2.6. SUSTRATOS

El sustrato o medio de crecimiento es todo material sólido de origen mineral u orgánico, que colocado en un contenedor en forma pura o en mezcla, permite el anclaje de la planta, constituyendo el almacén desde donde las raíces obtienen agua, oxígeno y sales minerales para que estas se desarrollen. Los sustratos se clasifican según sus propiedades en inertes (vermiculita) y activos (corteza de pino compostada). Los primeros cumplen sólo un rol de soporte para la planta, mientras que los segundos actúan además como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización, almacenándolos o cediéndolos según las exigencias de la planta.

Los sustratos también se pueden clasificar según su origen en orgánicos e inorgánicos. Entre los materiales orgánicos se encuentran los de origen natural como las turbas; los de síntesis, como polímeros orgánicos no biodegradables; y subproductos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas, como la corteza. Entre los materiales inorgánicos o minerales, se encuentran los de origen natural, como arena, grava y tierra volcánica; los transformados o tratados, como perlita, lana de roca y vermiculita, y los residuos y subproductos industriales, como las escorias de horno alto y estériles del carbón, entre otros (Quiroz *et al.*, 2009).

Los sustratos deben cumplir con diferentes atributos relacionados con el desarrollo de las plantas, entre ellos se destaca un pH levemente ácido, alta capacidad de intercambio catiónico y baja fertilidad natural. Probablemente, el aspecto más importante de un medio de crecimiento para 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.

En cuanto a su fertilidad natural, en la producción de plantas a raíz cubierta, es deseable que el medio de crecimiento tenga una baja fertilidad natural, sobre todo para el manejo durante la fase de endurecimiento (Escobar, 2007).

Por otra parte, los sustratos también deben cumplir ciertas condiciones relacionadas con las actividades de operación del vivero. La principal de ellas es que el sustrato se mantenga de una temporada a otra de forma uniforme en tamaño, distribución de partículas y propiedades químicas. Entre otras características es deseable que exista una disponibilidad permanente de sustratos para la operación del vivero, de bajos costos económicos, fácil de almacenar, y que se hidraten con facilidad.

En Chile, para el área forestal, es la corteza de pino compostada el sustrato comercial más usado, debido a su disponibilidad y a sus buenos resultados en el desarrollo de las plantas. Como se trata de un desecho de aserraderos, se encuentra disponible a bajo costo (30-35) US\$/m³. Sin embargo, su uso en zonas áridas del Norte Chico, se ve limitado debido a su alto costo en transporte.

III. PRIORIZACIÓN Y SELECCIÓN DE ESPECIES

Una de las primeras preguntas que enfrentan los nuevos viveristas es qué especies y qué cantidades de plantas producir. Al respecto, y teniendo en cuenta que en la propagación de especies nativas hay mucho por investigar y aprender, es recomendable iniciar la producción con un reducido número de especies, hasta adquirir suficiente experiencia para considerar nuevas especies y aumentar el número de plantas.

El primer paso para iniciar una producción de plantas, ya sea con fines comerciales, de investigación o autoabastecimiento, es hacer un plan de trabajo acorde con las necesidades y capacidad del vivero. Además, es importante considerar la diversidad regional o local, de manera de incluir finalmente el mayor número de especies a propagar. Para la selección de especies es importante tener en cuenta, entre otros, los siguientes criterios:

3.1 ESTADO DE CONSERVACIÓN DE LAS ESPECIES

Se refiere al grado de amenaza de la especie, ya sea a nivel local, regional o si se encuentra en alguna de las categorías de amenaza definidas por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN, 2001), o está en los libros rojos de plantas amenazadas (Squeo *et al.*, 2008). Este criterio le da un gran valor al vivero como sitio para la conservación de especies en peligro.

El manejo de este tipo de plantas puede necesitar mayor esfuerzo debido a las bajas densidades poblacionales, a la escasez de semilla y al poco conocimiento para el manejo que se tiene de la mayoría de estas especies.

3.2 FORMAS DE VIDA DE LAS PLANTAS

Se refiere al tipo de crecimiento, lo que debe ser considerado cuando se planea la producción y el esquema de trabajo para las actividades de propagación y siembra. Muchas hierbas y arbustos se propagan de manera sencilla por estacas u otras estructuras vegetativas lo que facilita su manejo y mejora los resultados, en contraste con las especies leñosas. En los proyectos de recuperación y restauración esta estrategia permite la producción de grandes cantidades de plantas a bajo costo.

3.3 VALOR ECOLÓGICO DE LAS ESPECIES

Numerosas especies de árboles y arbustos cumplen un papel muy importante en los ecosistemas al proveer diversos beneficios como productos forestales no madereros (PFNM), recuperación de suelos degradados, restauración ecológica y ambiental, entre otros. Cuando se incluyen especies de alto valor ecológico en los programas de restauración y conservación de ecosistemas, la efectividad es mayor.

3.4 IMPORTANCIA ECONÓMICA

En las áreas rurales hay grandes necesidades de madera para leña, postes para cercos y construcción de viviendas, entre otras. La mayor parte de esta madera se extrae desde los

bosques, los cuales en muchas ocasiones son escasos o inexistentes en las proximidades de las zonas de demanda. El uso de especies introducidas de rápido crecimiento disminuye la presión sobre las formaciones de masas boscosas endémicas y nativas, las que pueden ser establecidas bajo diferentes arreglos, conformando así sistemas integrados de producción sustentable (sistemas de silvopastoreo, sistema silvoagrícola, cortinas cortavientos, cercos vivos, entre otros). Otro factor a considerar son los programas de arborización comunitaria regionales, donde las especies a utilizar se definen según objetivos como, por ejemplo, la restauración de los bosques, la arborización urbana, la protección de nacimientos de agua, entre otros.

3.5 NECESIDADES DE CONSERVACIÓN

En ecosistemas degradados los objetivos están dirigidos a su conservación y restauración ecológica. Sin embargo, en la mayoría de los casos se desconoce el manejo apropiado de las especies presentes, así como las técnicas de viverización y establecimiento para su supervivencia. Asimismo, se necesita un mayor conocimiento de las especies a nivel local y regional, tanto en su identidad como en sus requerimientos y la presencia de fuentes de propágulos, que son las estructuras que sirven para multiplicar vegetativamente una planta.

IV. PRODUCCIÓN DE PLANTAS

La producción de plantas de calidad es fundamental para el éxito de los programas de forestación y restauración, en ellas se debe considerar el origen genético de las semillas y/o estacas a utilizar, momento de instalación del cultivo y condiciones del ambiente para la producción.

4.1 FASES DE CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS

La producción de plantas en vivero involucra distintas actividades según las etapas del desarrollo de las plantas. Para efectos prácticos el proceso se puede dividir en tres fases:

- Fase de Establecimiento

Se inicia con las actividades previas a la siembra y se extiende hasta que las plantas presentan los primeros pares de hojas. Esta primera fase es determinante para el comportamiento futuro del cultivo, en ella se realiza aproximadamente el 70% de la inversión total de producción y es la fase en que se recomienda la aplicación de micorizas.

- Fase de Pleno Crecimiento

Se inicia cuando las plantas presentan sus dos primeros pares de hojas, o después de haber sido micorizadas, y termina cuando han logrado la altura final deseada.

Durante esta fase se deben brindar a la planta condiciones ambientales favorables de modo que logre altas tasas de transpiración y fotosíntesis para maximizar su crecimiento y producción de reservas para las etapas posteriores. El objetivo de esta fase es lograr que las plantas alcancen una altura final deseada y un desarrollo radicular fortalecido.

- Fase de Endurecimiento

Se inicia una vez que las plantas han logrado el tamaño deseado y tiene por objeto acondicionarlas para soportar exitosamente las condiciones que deberán enfrentar al ser establecida en el lugar de plantación.

Durante el proceso de endurecimiento se debe detener el 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 de plantación. El proceso de endurecimiento se logra con la reducción del riego y la disminución brusca del aporte de nitrógeno. Las limitantes que tengan que vencer las plantas en terreno determinarán el tipo de manejo que deberán recibir durante la fase de endurecimiento en vivero.

4.2 ABASTECIMIENTO DE SEMILLAS

Las semillas pueden obtenerse básicamente de dos formas; comprándolas a un tercero o cosechándolas directamente. En el primer caso la principal consideración es privilegiar a proveedores formales, que den garantías respecto de la calidad del producto a adquirir, teniendo certeza respecto a la especie, procedencia, año de cosecha, e idealmente disponer de datos

respecto a viabilidad, germinación, pureza y número de semillas por kilogramo, antecedentes básicos para determinar la cantidad de semillas que será necesario adquirir para satisfacer la meta proyectada de producción de plantas. En el caso de efectuar la cosecha de semillas en forma directa, se deben considerar los siguientes aspectos (Martínez y Schinelli, 2009):

- **Qué cosechar**

Semillas de individuos con características fenotípicas deseables (buena forma, vigorosos, alta producción de frutos y/o flores) acorde al objetivo final de producción, priorizando en la colecta aquellos que no presenten enfermedades o mal formaciones. Lo ideal es cosechar semillas del rodal o de los individuos más cercano al área donde se quiere plantar, lo cual garantiza la adaptabilidad a las condiciones ambientales de esa zona. Como orientaciones generales, es deseable que los diámetros de los árboles a cosechar sean en lo posible mayores a la media del rodal, y que el número de individuos desde donde se obtenga la semilla esté compuesto preferentemente por 25 a 50 árboles, esto con el objeto de asegurar una aceptable diversidad genética en el lote de plántulas.

- **Cuándo cosechar**

El momento de cosecha varía dependiendo de las especies y de su ubicación. Normalmente las semillas maduran en verano y existe cierta antelación en las poblaciones de más al norte, o de menor altitud, respecto a las que se ubican hacia el sur o en altitudes mayores. Algunas manifiestan añerismo, por lo mismo alternarán años de muy alta producción de semillas con otros donde prácticamente no habrá fructificación. Por esta razón, en años de alta producción es conveniente efectuar grandes cosechas de aquellas especies cuya semilla pueda ser almacenada para años donde la producción es baja.

Un aspecto relevante es cosechar las semillas cuando están maduras, por cuanto las inmaduras tendrán menor viabilidad. Al respecto, es importante monitorear periódicamente el estado de madurez de los frutos, que suele manifestarse mediante cambio de coloración. Para tener certeza de que las semillas colectadas provienen de los árboles seleccionados, la colecta debe ser realizada justo antes de que se produzca la dispersión natural.

- **Como cosechar**

Básicamente existen dos formas de cosechar las semillas:

Método directo o individual: Consistente en colectar las semillas desde el árbol antes de su dispersión, mediante escaleras y/o tijeras de altura (pértigas). Si, los árboles a cosechar son muy altos, se deben contratar profesionales con experiencia para su recolección vía escalamiento.

Método indirecto: Consiste en recolectarlas desde el suelo, desde el árbol sacudiendo las ramas capturadas en mallas o lonas extendidas bajo la copa de los árboles o desde árboles caídos o cortados. Es útil para rodales homogéneos de buena calidad donde no es necesario mantener una identificación individual de los árboles semilleros.

4.3 MANEJO Y PROCESAMIENTO DE FRUTOS Y SEMILLAS

Son las operaciones a realizar desde la colecta del fruto o semilla hasta que estas queden listas para su almacenamiento o siembra, las que varían dependiendo de la especie. Las actividades involucradas son las que se indica a continuación.

- Extracción y Limpieza

Antes de proceder a la extracción de la semilla, puede ser necesario realizar una limpieza de los frutos y en función de este, la extracción de semilla puede ser mediante procedimientos de secado, trillado o maceración.

El proceso de limpieza consiste en eliminar las impurezas acumuladas durante el proceso de recolección y extracción de las semillas desde los frutos. Estas impurezas pueden ser hojas, tierra, fragmentos de ramas, semillas en mal estado, semillas de otras especies, restos de frutos, insectos y otros, efectuándose de forma manual o mecánica.

- Secado

Es común que las semillas o frutos lleguen húmedos al vivero. Para muchos frutos, especialmente aquellos dehiscentes (conos, algunas cápsulas y legumbres) el secado facilita su apertura y liberación de las semillas. En otros, como bayas y drupas, puede ser necesario remojar el fruto para remover su pulpa y extraer las semillas.

Las semillas pueden ser secadas a temperatura ambiente o en hornos, procesos que además de secar la humedad exterior contribuye a disminuir la humedad interior de la semilla, lo que es fundamental para prolongar su viabilidad en el tiempo.

- Análisis

Antes de almacenar la semilla hasta el momento de su utilización (siembra), es recomendable efectuar estimaciones de ciertos parámetros claves que permiten caracterizar a las semillas y que aportan información relevante para dimensionar su siembra. Entre tales parámetros se encuentran: Número de semillas por kilogramo, viabilidad, porcentaje de pureza y germinación. Para cada estimación, y dependiendo del tipo de semillas, existen normas específicas del ISTA (International Seed Testing Association) que regulan el procedimiento de laboratorio para efectuarlas. Independientemente de lo anterior, con fines prácticos y de información interna del vivero, existen algunas orientaciones generales que permiten estimar tales parámetros en forma simplificada.

Pureza: Se determina tomando dos muestras, que dependiendo del tamaño de las semillas fluctúan entre 1 y 300 g. Cada muestra se pesa y se limpia minuciosamente dejando sólo semillas puras, las cuales se vuelven a pesar. Para cada muestra, el peso de las semillas puras respecto del peso inicial total se expresa en porcentaje. El porcentaje promedio de ambas muestras constituye el porcentaje de pureza del lote analizado.

Número de semillas por kilogramo: Se determina a partir de muestras de semillas puras, contando las semillas contenidas en un determinado peso de las mismas, o alternativamente,

pesando un número conocido de semillas. En ambos casos, mediante simple regla de tres se determina el número de semillas por kilogramo.

Viabilidad: Determina el potencial de germinación de las semillas al momento de la siembra. Se expresa como porcentaje de semillas viables respecto del número de semillas totales, mediante métodos que permiten identificar semillas viables, estos son:

Método de Flotación: Consiste en remojar en agua fría por 24 h un número conocido de semillas (50 a 100 unidades), posteriormente se cuenta como viables a las que se hunden.

Test de Corte: Consiste en cortar con bisturí un número conocido de semillas (50 a 100 unidades), contabilizando como viables a aquellas que presentan contenido de endosperma.

Test del Tetrazolium: Consiste en cortar un número conocido de semillas y remojarla en una solución de tetrazolium, el cual teñirá de color rosado a las semillas viables.

En los tres casos el número de semillas viables expresado como porcentaje respecto del número de semillas evaluadas constituirá el porcentaje de viabilidad. La precisión de esta estimación se puede mejorar aumentando el número de muestras.

Capacidad germinativa: Este parámetro representa el porcentaje de semillas germinadas con respecto al total de semillas sembradas en condiciones de laboratorio. Las muestras de semillas se componen de 50 a 100 unidades, con tres o cuatro repeticiones, las que se disponen sobre un medio húmedo de germinación (papel secante, papel filtro, arena y otros medios de cultivo), dentro de una cámara o equipamiento diseñado para este propósito. Posteriormente se contabiliza diariamente el número de semillas germinadas, hasta que el proceso se detenga. El número de semillas germinadas, expresado como porcentaje de las semillas puestas a germinar se denomina capacidad germinativa. Este sistema permite también determinar la energía germinativa y el periodo de energía; el primero corresponde a la germinación acumulada, obtenida el día de máxima tasa de germinación; y el segundo corresponde al número de días transcurrido para obtener la máxima tasa de germinación acumulada diaria.

- Almacenamiento

Si bien las semillas de algunas especies deben sembrarse en la misma temporada en que se colectan, muchas otras permiten ser almacenadas para su uso posterior. El almacenamiento de la semilla limpia y analizada puede efectuarse en distintos tipos de envases herméticos, como frascos de distintos materiales, o en bolsas plásticas, colocándolos en ambiente seco y frío, con condiciones de baja humedad y temperatura entre 2°C y 4°C. Cada envase debe ser etiquetado con antecedentes como: Nombre de la especie, procedencia, fecha de recolección, y datos obtenidos de su análisis. El control sobre la temperatura de almacenamiento será el factor más influyente para mantener la viabilidad de la semilla de un año a otro. Previo al almacenamiento es recomendable clasificar las semillas por calibre o tamaño, por cuanto esta variable ha demostrado tener un efecto significativo sobre el crecimiento, calidad y homogeneidad de las plantas. También resulta recomendable que antes del almacenamiento se proceda a desinfectar las semillas con algún producto comercial que garantice su estado sanitario.

4.4 TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS Y SIEMBRA

Las semillas de muchas especies forestales, aun estando sanas y viables, normalmente no germinan o lo hacen muy lentamente. Esta situación obedece a que las condiciones ambientales del medio no son las más adecuadas, o debido a restricciones a la germinación impuestas por las propias condiciones morfológicas y fisiológicas de las semillas. Esta última situación, denominada latencia, es la causa más frecuente de la baja germinación en vivero.

En la naturaleza, la latencia de las semillas es un mecanismo de supervivencia que permite postergar la germinación hasta que las condiciones del medio brinden mejores oportunidades para garantizar la supervivencia y desarrollo de las plantas. No obstante, en vivero es un fenómeno que retrasa la germinación, complica la obtención de plantas e induce heterogeneidad de tamaño en las mismas, por lo que se requieren tratamientos pregerminativos para interrumpir la latencia.

- Tratamientos Pregerminativos

Son procedimientos que se aplican para romper la latencia de semillas en forma artificial, acelerando y homogenizando su germinación, lo que facilita las tareas posteriores en vivero (Shinelli y Martínez, 2010). En general, al extraer las semillas desde su almacenamiento, se requiere remojarlas para restituir su contenido de humedad y prepararlas para la siembra. Para muchas especies el sólo remojo de sus semillas en agua fría por 24 h resulta suficiente para mejorar su germinación, por cuanto les permite hidratarse y que se remuevan algunos inhibidores presentes en sus cubiertas. Otras poseen tegumentos gruesos que requieren mayor tiempo en agua para lograr el mismo propósito. Otras semillas en tanto, requerirán tratamientos pregerminativos complementarios para eliminar su latencia. Tales tratamientos pueden ser:

Estratificación: Es un tratamiento adecuado para romper la latencia fisiológica. Consiste en remojar las semillas en agua por 24 h, posteriormente mezclarlas con arena húmeda y depositar esta mezcla en bolsas plásticas perforadas y someterla a condiciones de frío (estratificación fría) o de calor (estratificación cálida). En la estratificación fría se mantienen las semillas a temperaturas de 4°C a 10°C, simulando las condiciones de invierno; en el caso de la estratificación cálida, la temperatura oscila entre 22°C y 30°C. En ambos casos, el tratamiento se extiende por un periodo de tiempo que varía entre 30 y 90 días.

Escarificación: Se utiliza para eliminar la latencia provocada por la dureza o impermeabilidad de la cubierta de las semillas. Consiste en el adelgazamiento o abertura de la cubierta externa mediante abrasión, para hacerla permeable, sin dañar el embrión y el endosperma. La escarificación física consiste en raspar mecánicamente la cubierta de las semillas con elementos abrasivos, por ejemplo agitando las semillas al interior de un recipiente rígido revestido en lija, o que contenga arena o grava. La escarificación química, consiste en remojar las semillas en ácido sulfúrico concentrado, por periodos que fluctúan desde algunos minutos hasta más de una hora, dependiendo de la especie, para después lavarlas en agua corriente por un mínimo de 5 min. Este último tratamiento es particularmente útil para leguminosas, se puede aplicar a espino (*Acacia caven*) y especies de *Prosopis* (algarrobos, tamarugo), debiendo ajustarse el tiempo de remojo mediante ensayos preliminares, antes de tratar el lote de semillas completo.

Remojo en hormonas o estimuladores de crecimiento: Procedimiento adecuado para remover la latencia interna de las semillas. Consiste en remojarlas en soluciones de ácido giberélico (GA3), citoquininas, nitrato de potasio, tiourea, etileno, entre otros, usando tiempos de remojo y concentraciones variables por especie y lote de semillas, los que deben ajustarse mediante ensayos preliminares. Remojos de 24 h a 48 h en una solución de giberelina en concentración de 200 ppm resultan adecuados para remover la latencia en aquellas especies en que se recomienda estratificación fría por 30 o más días.

- Siembra

Se recomienda realizar con semilla pretratadas. Dependiendo del tamaño de la semilla, de su facilidad de manipulación y de su calidad, la siembra puede realizarse en almacigueras, para posteriormente traspasar las plántulas a los contenedores definitivos, o sembrarse directamente en estos últimos. En ambos casos, para especies nativas la siembra suele efectuarse en forma manual, el uso de máquinas sembradoras automatizadas generalmente se verifica en producciones masivas de plantas, en grandes viveros destinados a producción de pino y eucaliptos.

La siembra en almacigueras es recomendable para semillas que presentan baja germinación (menor a un 40%), lo que ocurre comúnmente con semillas de pequeño tamaño y con calidad deficiente. También, se utilizan las almacigueras cuando la germinación es muy irregular. Esta siembra consiste en depositar una fina capa de semillas homogéneamente distribuidas en una almaciguera (cajón) con sustrato húmedo, las que posteriormente deben cubrirse con una capa de sustrato fino, de un espesor de 1 a 2 veces el diámetro de las semillas. Durante el proceso de germinación las almacigueras deben mantenerse con un nivel de humedad que no sobrepase la capacidad de campo o que induzcan algún tipo de enfermedad de preemergencia. En una etapa posterior las plántulas deberán ser repicadas a los contenedores definitivos.

La siembra directa consiste en colocar las semillas sobre el suelo y/o sustrato, y al igual que en el caso anterior, cubrirlas con una capa del mismo, de modo que las semillas queden a una profundidad de aproximadamente dos veces su diámetro. Dependiendo de la viabilidad de la semilla, se debe depositar entre una y tres unidades en cada contenedor. Previo a efectuar la siembra, los contenedores deben ser lavados, desinfectados, llenados con sustrato y haber humedecido este último en forma abundante.

Respecto a la época de siembra es importante observar las indicaciones existentes para cada especie. Para la producción de plantas en contenedores, la época de siembra corresponde a un período de tiempo más flexible, que para la producción a raíz desnuda. Del mismo modo, mientras más controladas sean las condiciones ambientales imperantes durante la producción de plantas (por ejemplo producción en invernadero), mayor variación se podrá considerar en la época de siembra.

Aun así, es necesario contar con un programa de producción que permita disponer de las plantas definitivas en un momento que coincida con la época de plantación. La programación ideal para producir plantas en una temporada considera efectuar la siembra a fines de invierno y comienzos de primavera (agosto, septiembre), viverizar durante toda la temporada de crecimiento vegetativo, endurecer las plantas, y tenerlas listas para despacho a plantación en el

invierno del año siguiente (junio). A pesar de lo anterior existirán variaciones, por cuanto algunas especies requerirán más de una temporada de viverización antes de estar apropiadas para plantarlas en terreno.

4.5 RALEO Y REPIQUE

Una vez efectuada la siembra, independiente de si esta se realiza en forma directa o en almaciguera, comenzará a manifestarse la germinación de las semillas y emergencia de las plántulas. Cuando se hayan desplegado los cotiledones y comenzado a emerger los primeros pares de hojas verdaderas, será necesario efectuar nuevas actividades.

En el caso de siembra en almaciguera, las plántulas deberán repicarse a sus contenedores definitivos donde completarán su desarrollo en vivero. Esta es una de las tareas más delicadas de la viverización, debido a que las plántulas recién nacidas son muy frágiles y susceptibles a deshidratarse.

El repique consiste en trasplantar las plántulas emergidas desde la almaciguera a los contenedores, labor que se realiza para aprovechar en su totalidad la capacidad de germinación de las semillas, seleccionar las plántulas de mayor vigor e inducir una mejor formación radicular. Normalmente se realiza luego de que las plántulas forman completamente sus dos primeros pares de hojas verdaderas. Para efectuar esta labor Quiroz *et al.* (2009) aconsejan tener las siguientes precauciones:

- Realizar el repique en un lugar protegido de condiciones ambientales extremas, especialmente del viento y altas temperaturas.
- Utilizar como instrumento de ayuda pinzas, con las cuales se extrae la planta de la almaciguera y se introduce la raíz en el sustrato del contenedor. La manipulación directa puede provocar quemaduras o deshidratación de las raíces.
- Regar las plantas inmediatamente de efectuado el repique.

En el caso de la siembra directa en contenedor, en muchos envases germinarán dos, tres o más semillas, mientras que en otros no germinará ninguna. En tal situación, se debe efectuar un raleo antes de que aparezca el primer par de hojas verdaderas, removiendo las plántulas excedentes y eventualmente replantarlas en los contenedores vacíos. Durante esta operación, en lo posible se debe cuidar que la plántula que permanecerá en el contenedor sea aquella que se encuentre ubicada lo más al centro posible del recipiente.

Respecto de las plántulas extraídas, no es aconsejable que estas se replanten mezclándolas en una misma bandeja con plántulas no trasplantadas. Esta recomendación, entregada por Escobar (2007), procede dado que plantas trasplantadas experimentan un retraso de crecimiento que las hace exhibir un desarrollo inferior al de las plantas no trasplantadas, lo que genera una indeseable heterogeneidad de las mismas. Es preferible, si se desea aprovechar el material de raleo, hacer trasplante a bandejas nuevas, de esta manera se genera un material homogéneo para su manejo posterior. Durante el replante, se debe cuidar que las plantas extraídas se mantengan hidratadas, atenuando el estrés por trasplante.

4.6 RIEGO

En un vivero forestal, el agua, es muy importante, tanto para la fisiología de las plantas como para las diferentes etapas en el manejo del cultivo. La frecuencia y la cantidad de riego están dadas por las necesidades de cada especie, el tipo de contenedor, el sustrato utilizado y fundamentalmente por la fase de desarrollo de las plantas.

- Fase de Establecimiento

En esta fase el riego se utiliza para el enfriamiento de la cama de semillas. Posteriormente, una vez que han emergido las plántulas, la regulación del riego inducirá la colonización del sustrato por el sistema radicular.

En las almacigueras y contenedores recién sembrados el sustrato se encuentra suficientemente húmedo, de modo que el riego debe manejarse solo para compensar el agua perdida por evaporación en la parte superior del contenedor. En esta fase las plantas aún no evidencian alto consumo de agua. Por lo mismo, se recomienda efectuar riegos superficiales, cortos y frecuentes, dos veces al día, una vez por la mañana y otra vez por la tarde. Luego de un mes de la germinación, la frecuencia de riego puede disminuir a uno y como máximo dos por día pero con mayor intensidad.

- Fase de Pleno Crecimiento

Es la etapa de máximo consumo de agua por parte de las plantas, en ella el agua de riego se emplea como medio de transporte de nutrientes y plaguicidas. Durante esta fase la planta nunca debe alcanzar niveles de estrés hídrico, de modo que tenga la mayor tasa de transpiración y por lo tanto de crecimiento. Consecuentemente, los riegos se deben aplicar en cantidad suficiente para saturar el sustrato y permitir además una ligera lixiviación o goteo por el fondo de los contenedores, de modo que este arrastre las sales sobrantes derivadas de la aplicación de fertilizantes. El riego deberá repetirse cuando el agua disponible haya bajado entre un 50 y 75%.

Se debe tener presente que los riegos deben humedecer no solo el follaje, sino la mayor parte de la raíz. Esto se puede verificar al extraer la planta con sustrato del contenedor.

Durante esta fase es aconsejable (Quiroz *et al.*, 2009) utilizar un tamaño de gota mayor al de la fase anterior. De igual forma, los tiempos de riego deben ser más prolongados, pero cuidando que la sobresaturación no facilite el ataque de hongos. Esto ocurre con mayor frecuencia en ambientes poco o mal ventilados, como puede ocurrir dentro de un invernadero, o en un sistema de cultivo demasiado denso.

- Fase de Endurecimiento

En esta fase la reducción de la frecuencia y cantidad de riego es determinante en la inducción de la dormancia, formación de yemas, detención del crecimiento en altura y en la protección contra heladas (Escobar, 2007).

Durante la primera etapa de la fase de endurecimiento se debe detener el crecimiento en altura de las plantas y junto con ello, inducir resistencia al estrés hídrico que deberán soportar

mientras no inicien el crecimiento radicular en el lugar en el cual se planten. Para la detención del crecimiento en altura se utiliza como una herramienta de manejo el control del riego, induciendo un nivel de estrés hídrico sucesivo y creciente, pero sin llegar a límites que comprometan la vida de las plantas.

Durante la fase de pleno crecimiento las plantas son regadas de modo que no experimenten estrés hídrico, es decir con valores de potencial hídrico en el tallo entre 0 MPa a 0,5 MPa. En cambio, durante la fase de endurecimiento, el potencial hídrico se reduce progresivamente hasta llegar a 1,5 MPa, es un proceso paulatino que dura aproximadamente cuatro semanas.

En esta fase hay que tener cuidado con la falta de uniformidad del riego, por cuanto atendiendo a los menores aportes generales de agua, aquellas zonas que estén subirrigadas podrán inducir niveles peligrosos de estrés en las plantas.

4.7 FERTILIZACIÓN

Diversas estrategias de fertilización pueden ser utilizadas para inducir ciertas características morfológicas y fisiológicas en las plantas, de modo que estas respondan haciéndose más resistentes o aumentando su potencial de crecimiento. Los requerimientos nutricionales están en directa relación con el estado de desarrollo de la planta. La tendencia es estimular que la planta crezca rápido en el inicio para luego apoyar su endurecimiento, de tal forma que resista el estrés durante el traslado a su establecimiento en terreno.

Un indicador del contenido de fertilizantes en el suelo puede ser la concentración de nutrientes en el follaje. Bajos niveles foliares de algún elemento pueden indicar bajo contenido de ellos en el suelo. De esta forma, mediciones periódicas de nutrientes foliares pueden llegar a ser un indicador, tanto de las necesidades de fertilización, como sobre la oportunidad en que esta debe efectuarse.

- Fase de Establecimiento

Durante el periodo de germinación en las almacigueras, las plántulas sostienen sus demandas mediante el consumo de las reservas que poseen sus semillas, por lo mismo, los sustratos de germinación no requieren, necesariamente, de la aplicación de soluciones nutritivas adicionales.

Cuando la siembra se realiza en forma directa en los contenedores definitivos, el sustrato puede estar suplementado con fertilizantes con una elevada concentración de fósforo (P), en una proporción 4:1:1 por sobre nitrógeno (N) y potasio (K). El objetivo es incentivar el desarrollo radicular de la plántula, ya que las raíces constituyen la porción que primero se desarrolla. De esta forma, un buen sistema radicular asegurará un adecuado anclaje al sustrato, dándole a la plántula la posibilidad de absorber agua y nutrientes durante la posterior fase de desarrollo.

- Fase de Pleno Crecimiento

Una vez que la planta inicia el periodo de máximo crecimiento vegetativo, demanda altos consumos de nutrientes, los que se debe suministrar mediante fertilización mineral. Para estos

efectos es recomendable utilizar una nueva formulación de fertilizantes, con mayor concentración de nitrógeno en relación a fósforo y potasio, para favorecer el crecimiento en altura. Durante esta fase también puede ser necesario aplicar calcio y micronutrientes para inducir el máximo crecimiento de las plantas.

- **Fase de Endurecimiento**

Además de la disminución del riego, como herramienta para endurecer las plantas se utiliza la disminución brusca del nitrógeno, así como la reducción de los demás componentes a la mitad, hasta eliminarlos completamente al término del periodo de endurecimiento. Eventualmente, algunos autores (Schinelli y Martínez, 2010) sugieren aumentar las concentraciones de fósforo y potasio según la especie.

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.

4.8 MICORRIZACIÓN

Las micorrizas constituyen relaciones simbióticas entre un hongo y las raíces de una planta. Esta asociación proporciona a la planta diversos beneficios que se traducen en mejoras en el transporte de agua y nutrientes, su establecimiento, su desarrollo y su resistencia a enfermedades; también involucra acciones activas o pasivas destinadas a ejercer control sobre agentes patógenos del suelo; y aumenta la capacidad de las plantas para crecer en suelos contaminados por sustancias tóxicas. Por tales razones, en la actualidad se reconoce que las micorrizas son una parte integral de la planta y que contribuyen al crecimiento y desarrollo de las mismas. Se estima que alrededor del 95% de las plantas vasculares participan de este tipo de asociaciones.

Aunque la simbiosis entre hongo y planta se encuentra muy extendida en los variados ecosistemas terrestres, diversos fenómenos de degradación ambiental hacen recomendable aplicar técnicas de inoculación artificial en vivero, para garantizar la presencia de micorrizas en las plantas que se establecerán en terreno.

La inoculación micorrícica se efectúa durante la fase de establecimiento. Al respecto, existen diversas formas de poner en contacto el hongo con la planta hospedante. Las técnicas más frecuentes corresponden a:

- **Micorrización mediante suelo de bosque**

Es un método de bajo costo que ocasionalmente entrega buenos resultados de inoculación con los hongos micorrícicos presentes en el suelo. Los viveros forestales que emplean esta modalidad de inoculación ocupan gran cantidad de suelo del bosque o de áreas cercanas al vivero, lo que aporta cierta cantidad de esporas de hongos micorrícicos que actúan como inóculos para la producción de plantas. Sin embargo, la formación efectiva de micorrizas suele ser errática y sin ningún control en la selección específica de las especies y cepas fúngicas. Por otra parte, el uso de suelos sin esterilizar aumenta el riesgo de enfermedades radiculares en el vivero, las que suelen ser difíciles de erradicar y disminuyen notablemente la producción de plantas.

- **Micorrización mediante esporas**

Este tipo de inóculo es utilizado en los viveros forestales, particularmente con hongos que producen gran cantidad de esporas o cuerpos frutales, como *Scleroderma* y *Rhizopogon*, cuyos cuerpos de fructificación son grandes y contienen un gran número de esporas que pueden ser utilizadas para preparar inoculantes esporales frescos o secos, para inoculación en vivero a gran escala, sin necesidad de requerimientos especiales de procedimiento o equipamiento. La preparación del inóculo puede ser tan simple como preparar una suspensión de las esporas en agua y aplicar posteriormente este inóculo en el sustrato de las plantas. También se puede mezclar el inóculo con las semillas justo antes de su siembra.

- **Micorrización mediante micelios**

El uso de inóculo micelar es el método más efectivo de inoculación, alcanzando mayores porcentajes de micorrización en un menor tiempo y con un menor riesgo de introducción de organismo no deseados en la zona radicular de las plantas a micorrizar. Como contrapartida, es el método más complejo en cuanto a la preparación de los inóculos; requiere conocimiento y equipamiento de laboratorio específico para el cultivo y desarrollo de los hongos a utilizar. Sin embargo, una vez obtenido el inoculante su aplicación a las plantas puede ser tan sencilla como en el caso de los inóculos esporales.

4.9 MANEJO SANITARIO

Los factores que pueden causar daños en la condición de las plantas pueden ser de naturaleza ambiental (factores abióticos) o biológica (factores bióticos). Entre los primeros se encuentran las deficiencias nutritivas, toxicidad química, heladas, efectos de temperatura elevada y deficiencias hídricas. Entre los segundos se encuentran las enfermedades causadas por organismos patógenos como hongos, bacterias, insectos y otros.

En un vivero las condiciones ambientales se controlan de forma tal que contribuyan a facilitar la producción de plantas y no constituyan limitantes al desarrollo de las mismas. Por ello se debe manejar la sombra, controlar el riego, aplicar fertilizantes, y otras medidas. Sin embargo, las mismas condiciones que favorecen el desarrollo de las plantas pueden favorecer el desarrollo de enfermedades. Para que se produzca enfermedad se necesita un agente patógeno causal, un hospedero susceptible y condiciones ambientales que favorezcan la infección (Agrios, 2003).

Para evitar o mitigar pérdidas considerables en la producción de un vivero, es necesario implementar y desarrollar estrategias de manejo sanitario con métodos integrados de control (químicos, físicos, biológicos y culturales), manteniendo un sistema de monitoreo en forma periódica y frecuente del estado sanitario. Los agentes patógenos relacionados con las pérdidas de plantas en los viveros son descritos a continuación.

- **Hongos**

Las enfermedades fúngicas más frecuentes son el complejo *Damping-off* (Géneros *Phyrium*, *Phytophthora*, *Fusarium* y *Rizoctonia*) y el moho gris (*Botrytis cinerea*), las que constituyen el 75% de incidencia.

Damping-off

En la fase de establecimiento e inicio de la fase de pleno crecimiento de las plantas, el complejo *damping-off* es una enfermedad común que afecta semillas, semillas en germinación y plántulas jóvenes de muchas especies vegetales. 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. El síntoma causado por esta enfermedad es la “caída de plantas”, en las cuales se observa una lesión húmeda en el eje raíz-cotiledón a nivel del suelo (cuello), la que generalmente asciende desde la parte superior de la raíz hacia los cotiledones. El inóculo existente en las semillas y contenedores es la principal causa de la enfermedad. El manejo y control del damping se puede hacer de dos formas:

Control cultural: 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, son apropiados para reducir la incidencia de la enfermedad.

La desinfección del sustrato con fungicidas antes de la siembra o el repique, disminuye el riesgo de contaminación. Cuando la enfermedad ya se ha manifestado en las plántulas, se necesitan controles periódicos permanentes. En post emergencia, se recomienda efectuar aplicaciones de Captan (2,5 g/L) más Benlate (2 g/L), cada diez días durante un mes. De continuar los síntomas se debe evaluar su repetición en función del nivel de daño que se presenta. Arnold (1996, cit. por Quiroz et al., 2009) recomiendan empezar con aplicaciones preventivas luego de la emergencia, o a mas tardar cuando aparecen los primeros síntomas.

Moho Gris

La enfermedad “moho gris”, causada por *Botrytis cinerea* Pers. ex Fr., se presenta en diversos cultivos incluyendo viveros forestales de la Región de Valparaíso hasta la Región de los Lagos de Chile, donde afecta, preferentemente, a plantas del género *Eucalyptus*. Este patógeno también ha sido descrito sobre plántulas de *Pinus radiata* D. Don durante su viverización, atacando la porción apical (Butin y Peredo 1986).

Tanto en *P. radiata* como en especies de *Eucalyptus*, *B. cinerea* constituye un serio problema de pudrición en estaca durante las primeras etapas del establecimiento o “estaquillado”. Los factores que favorecen la infección por *B. cinerea* son aquellos que resultan en daño físico producido a la planta (Coley-Smith et al. 1980, Figueredo et al. 2001, Sanfuentes y Ferreira 1997), que en el caso particular en viveros de *P. radiata* y *Eucalyptus* spp. en Chile, es especialmente importante el daño causado por heladas. Una vez introducido *B. cinerea* en los

cultivos, puede sobrevivir en sustrato orgánico, hojas muertas caídas en la superficie de los recipientes y en tejidos de plántulas como componente de la biota del filoplano (Sanfuentes y Ferreira, 1997; Sharabani *et al.*, 1999; Pande *et al.*, 2001; Barnes y Shaw, 2003).

Debido a que el hongo es un agresivo saprófito, los síntomas usualmente aparecen primero en el follaje sombreado, senescente, en la base del brote. Bajo condiciones favorables, *B. cinerea* puede propagarse rápidamente de una plántula a otra, invadiendo follaje debilitado o dañado. Las superficies con humedad libre, elevada humedad ambiental y bajas temperaturas, son propicias para el desarrollo de una infección.

Tradicionalmente el principal método de control de *B. cinerea* ha sido mediante el uso de fungicidas. Aunque estos continúan siendo el soporte del manejo del “moho gris”, estudios han constatado una menor efectividad en las aplicaciones, producto del abrupto aumento de los niveles de resistencia del patógeno a fungicidas benzimidazoles, como también un desarrollo paulatino de resistencia a dicarboximidas, por el uso repetitivo de estos grupos de fungicidas (Ferreira 1989, Zhang *et al.* 1994, Esterio y Auger 1997).

La reducción del daño por moho gris, requiere una combinación de métodos de control, tanto culturales como químicos. Todos los fungicidas utilizados para el control del moho gris son protectores, que deben ser aplicados en forma preventiva. Debido a que las infecciones con este hongo son más comunes en el otoño, las aplicaciones deben comenzar a fines del verano y repetirse a intervalos regulares (cada una o dos semanas) durante el período susceptible. Aún así, el control químico del moho gris es virtualmente imposible sin el correspondiente programa coordinado de prácticas culturales de control, entre las que debe considerarse:

- 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 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 períodos 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.

- **Insectos**

Muchos insectos se alimentan del follaje y de brotes de plantas de especies forestales producidas en contenedores, causando diferentes tipos de daños que suelen ser de difícil diagnóstico, debido a que son plagas muy móviles y por tanto no fácilmente asociadas con el

daño. Otro grupo de insectos, que vive en el suelo, ataca tanto el cuello de las plantas como las raíces de las mismas. No obstante la incidencia de estos últimos agentes es de mucho menor envergadura en los viveros que producen plantas en contenedores, respecto de aquellos otros que lo hacen a raíz desnuda. Dentro de los principales insectos que atacan a las plantas en vivero se encuentran los de las órdenes *Coleoptera*, *Himenoptera* y *Lepidoptera*.

Una vez que se ha detectado daño provocado por insectos, el método de control más común es el químico. La aplicación racional de pesticidas debe considerar el ciclo biológico de los agentes dañinos a controlar. Para ello se sugiere aplicar pesticidas en dos oportunidades basado en los estados larvarios de la mayoría de los insectos. La primera aplicación es en preemergencia de manera de controlar los estados larvales de los insectos que dañan las raíces; esta no sería necesaria para las plantas producidas en contenedores con sustratos desinfectados. La segunda se sugiere realizarla en post emergencia donde se encuentra la mayor parte de los estados larvales de los desfoliadores. Como medida complementaria, después de cada aplicación debe realizarse un riego que permita incorporar efectivamente el pesticida en el sustrato.

- **Nemátodos**

Los nemátodos son organismos que habitan en el suelo y que provocan lesiones en el sistema radicular de las plantas impidiendo su crecimiento. En viveros que producen plantas en contenedor no representan un agente de daño importante. El control preventivo de estos agentes puede efectuarse mediante la aplicación de nematicidas de aspersión (Dazomet) durante la preparación del sustrato para llenar los contenedores.

- **Otras Plagas**

Durante la fase de establecimiento, los pájaros (chincoles, jilgueros, tordos, tórtolas, entre otros) pueden constituir un problema al escarbar las almacigueras y alimentarse de las semillas y plantas recién emergidas. El control puede ser tan sencillo como cubrir las almacigueras con malla, o que el propio personal del vivero, u otro contratado para ese fin, se dedique a espantar a las aves en las horas que acostumbran alimentarse.

Otro problema, aunque menos común, es el daño causado por ratas que utilizan las plantas para fabricar sus nidos y tener sus crías. El daño es de difícil detección, pero se puede prevenir desratizando el área del vivero.

En invernaderos o bajo sombreaderos, donde hay escasa ventilación, sustrato con drenaje reducido y riego frecuente, es común que sobre la superficie del sustrato se desarrollen algunos vegetales inferiores, como musgos, líquenes y hepáticas, que si bien no afectan directamente la sanidad de las plantas, pueden interferir en el manejo del riego y nutrición de las mismas, y contribuir a generar un ambiente propicio para proliferación de hongos dañinos. La forma de evitar estos problemas es impedir que se mantengan las condiciones ambientales que favorecen el desarrollo de tales organismos.

4.10 ENDURECIMIENTO

El endurecimiento es la última fase de la producción de plantas en vivero, antes de su despacho al lugar de plantación. Corresponde a un proceso en que se promueven los mecanismos

de resistencia frente a un factor de estrés para la planta, que resulta beneficioso, o al menos no tiene efectos negativos, sobre la calidad de la misma (Vilagrosa *et al.*, 2006).

De acuerdo con Schinelli y Martínez (2010), los objetivos de la fase de endurecimiento son:

- Detener el crecimiento de la parte aérea de las plantas: Las yemas cerradas evidencian el cese del crecimiento vegetativo, el que debe lograrse antes de las primeras heladas de modo que éstas no dañen el tejido juvenil. Normalmente se logra disminuyendo el aporte de nitrógeno y la frecuencia de riego.
- Promover la acumulación de glúcidos: Considerando que frecuentemente las plantas se cultivan sólo durante una temporada en vivero, la acumulación de reservas es una condición clave para su desarrollo posterior. Debe promoverse que ellas lleguen al lugar de plantación con reservas suficientes para lograr un crecimiento rápido de raíces, se debe aumentar los aportes de fósforo y potasio.
- Aumentar la resistencia a la falta de agua y bajas temperaturas: Son condiciones necesarias para mejorar las expectativas de supervivencia de las plantas durante las primeras etapas de desarrollo en terreno. Además de los cambios mencionados en la aplicación de fertilizantes, también se modifican las condiciones del ambiente de crecimiento. Se busca aumentar la amplitud térmica y disminuir la frecuencia de riego. Ambas se implementan en forma lenta y progresiva para disminuir el metabolismo de la planta sin dañarla.

Habitualmente, el endurecimiento se practica durante las últimas semanas de cultivo, coincidiendo con el final del período de crecimiento vegetativo de las plantas, al final del verano o en otoño, y cuando las plantas ya han alcanzado el grado de desarrollo deseado. Hasta entonces, las plantas deben ser cultivadas con una disponibilidad de recursos óptimos y en condiciones adecuadas.

Para que las plantas producidas en vivero puedan establecerse exitosamente en terreno, deben presentar ciertas características que les permitan soportar los trastornos físicos y fisiológicos conocidos como “*shock* de trasplante”. Para evitar este efecto, Quiroz *et al.* (2009) señalan que durante la fase de endurecimiento, una vez que las plantas han alcanzado el tamaño deseado, deben sacarse del invernadero hacia el exterior, de modo que puedan lignificarse gradualmente, protegiéndolas al comienzo con malla de sombra y retirarlas posteriormente para exponerlas directamente a la intemperie.

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 cuando no las forman, o en especies perennes que mantiene su actividad fisiológica durante todo el año (Escobar, 2007).

El manejo que reciban las plantas durante la fase de endurecimiento en el vivero dependerá de las limitantes que tengan que vencer en terreno. Por ejemplo, las que se plantan en primavera, en plena fase de crecimiento no requieren de endurecimiento y es un contrasentido efectuarlo; por el contrario, si la plantación se hace a mediados de otoño o en invierno y en zonas

con heladas y/o de sequo, las plantas requieren de un manejo riguroso durante la fase de endurecimiento en el vivero.

Si las plantas son destinadas a sitios donde enfrentarán estrés hídrico, su altura se puede controlar reduciendo el riego y modificando la fertilización como se ha indicado en los apartados de fertilización y riego de este manual. Si además al estrés hídrico, las plantas también enfrentaran heladas y baja temperatura, se deberá podar el tallo principal y eliminar las ramas laterales. Las plantas podadas responden mejor al proceso de endurecimiento y son fisiológicamente más eficientes que las no podadas (Escobar, 2007).

El endurecimiento por estrés hídrico incrementa la resistencia de las plantas a la sequía pero los resultados de su efecto en la mejora de la supervivencia y crecimiento post trasplante no son absolutamente concluyentes. Algunas especies, muestran una reducción de la capacidad de formar nuevas raíces al ser endurecidas por estrés hídrico, lo cual puede ser un inconveniente ya que la formación de las mismas es importante para su establecimiento. En otras especies, en cambio, la tendencia parece ser la contraria (Vilagrosa *et al.*, 2006).

4.11 COSECHA Y TRANSPORTE

Las plantas se encuentran en condiciones de ser cosechadas cuando han logrado los atributos morfológicos y fisiológicos deseados en el vivero, 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.

La cosecha de las plantas del vivero y su preparación para el transporte es una labor especialmente delicada en aquellos viveros que producen plantas a raíz desnuda. En el caso de producción en contenedores es menos crítica, pues las plantas pueden despacharse en los mismos contenedores en que han sido producidas, siendo esta la condición preferente para su despacho a plantación. En esta última situación es recomendable que el sustrato este separado o suelto de la pared del contenedor y que el contenido de agua del sustrato este a nivel de saturación para asegurar un nivel óptimo de hidratación de las plantas.

Alternativamente, las plantas pueden ser extraídas desde los contenedores, acomodándolas horizontalmente en cajas, o envueltas en arpilleras húmedas, evitando que sean comprimidas para que puedan llegar en buenas condiciones a su destino final. Es conveniente que en cada arpillera no se coloquen más de 100 plantas, dependiendo del volumen del contenedor utilizado, de modo que no se amontonen y deteriore su follaje o raíces. Esta forma de embalaje se puede utilizar para distancias de transporte relativamente cortas, donde el tiempo total de traslado no supere las 12 h (Quiroz *et al.*, 2009).

Independientemente de que las plantas se despachen con o sin sus contenedores, es recomendable efectuar una selección de las mismas en función de su calidad (sanidad, forma, tamaño, entre otras) y enviar a plantación lotes homogéneos de calidad aceptable.

Una vez cosechadas y adecuadamente embaladas, las plantas deben viajar en vehículos acondicionados para transportar este tipo de producto. El transporte debe realizarse fuera del

período vegetativo y el plazo de entrega debe ser el más breve posible. El plazo entre la salida de la planta del vivero y su recepción en terreno no debe exceder las 24 h.

Para las plantas producidas a raíz cubierta, normalmente se prefiere el transporte en bandejas, debido a que las plantas mantienen forma radicular. Para ello, en las camionetas o camiones, se construyen estructuras metálicas o de madera que permitan ordenar las bandejas en varios niveles, de tal forma de aprovechar el espacio disponible y llevar la mayor cantidad de plantas por viaje.

Durante el viaje, las plantas no deben ir expuestas al viento o al 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.

V. FICHAS DE PROPAGACIÓN POR ESPECIE

En esta sección se presentan fichas descriptivas con antecedentes de propagación para especies forestales características de las zonas áridas y semiáridas de Chile. La información presentada corresponde a antecedentes recogidos desde bibliografía especializada y a otros generados directamente por INFOR e INIA durante el desarrollo del proyecto “*Programa de Promoción y Uso Sustentable de los Recursos Genéticos Forestales. Fase I: Zonas Áridas y Semiáridas*”. Particularmente estos últimos antecedentes corresponden a resultados de ensayos de germinación, mediante los cuales se evaluó el efecto de distintos tratamientos pregerminativos; y otros de viverización donde se analizó el efecto de distintos sustratos sobre la emergencia de plantas en vivero.

El detalle de la información contenida en las fichas corresponde al siguiente:

- **Información taxonómica**

Familia botánica a la que pertenece la especie, su nombre científico y los nombres comunes por los que se la conoce.

- **Descripción botánica de la especie**

Corresponde a una descripción breve para ayudar a la identificación y diferenciación de las especies en función de características distintivas fácilmente observables.

- **Distribución y hábitat**

Regiones y condiciones ecológicas donde la especie se encuentra en forma natural en el país. Se mencionan otros países donde también se desarrolla.

- **Fenología**

Se especifican los meses del año en que se desarrollan las flores (floración) y los frutos (fructificación), información de interés para planificar la recolección de semillas.

Estado de conservación

Cuando se dispone de la información, se presenta el estado de conservación de la especie de acuerdo a las clasificaciones de los libros rojos o la UICN (2001)¹.

- **Usos**

Se especifican los usos o aplicaciones conocidas de la especie, registrados en la bibliografía.

- **Semillas y germinación**

¹ Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza

Antecedentes relativos a las características de las semillas, particularmente información relacionada con su germinación y tratamientos pregerminativos para la viverización. En este acápite se incluyen resultados de ensayos de germinación efectuados por INFOR e INIA, los cuales se establecieron siguiendo dos protocolos generales, que en las fichas se mencionan como “Protocolo 1” y “Protocolo 2”.

- **Protocolo 1:** Corresponde al usado en los ensayos de germinación establecidos por INFOR en el Laboratorio de Biología Molecular de Plantas (LBMP) perteneciente al Centro de Estudio Avanzados en Zonas Áridas (CEAZA). Se trata de ensayos de germinación *in vitro* donde se probó el efecto de diversos tratamientos pre-germinativos sobre la respuesta de germinación de las especies analizadas. Para este fin, las semillas en estudio fueron limpiadas en forma manual, para retirar restos de hojas y/o ramillas y luego desinfectadas en forma superficial con hipoclorito de sodio al 5% durante 7 min.², posteriormente fueron enjuagadas en agua destilada estéril (ADE) y secadas en papel absorbente. Una vez secas, se les aplicó los tratamientos pregerminativos correspondientes, para posteriormente sembrarlas en placas de Petri en medio Agar-Agar (Winkler), e incubarlas en una cámara de crecimiento a 21°C, con fotoperiodo de 16 h, por un periodo de tiempo que varió dependiendo de la especie en estudio. Para cada especie, se estableció un conjunto de cuatro repeticiones de 15 semillas por tratamiento y testigo.

Durante el ensayo se registró diariamente la germinación, considerando una semilla como germinada cuando la radícula era visible por completo y alcanzaban al menos 2 mm de longitud. Al final del ensayo, se determinó la capacidad germinativa (porcentaje de una muestra de semilla que ha germinado de manera normal en un periodo de prueba específico), la energía germinativa (porcentaje de germinación cuando la tasa de germinación es máxima) y el periodo de energía (número de días requeridos para que se exprese la máxima tasa de germinación); los dos últimos valores estimados mediante el método de Czabator. Todas las variables fueron evaluadas mediante análisis de varianza y comparación múltiple de medias por tratamiento, mediante el test de Tukey ($\alpha=0,05$).

- **Protocolo 2:** Corresponde al usado en los ensayos de germinación establecidos por INIA, mediante los cuales se evaluó siete tratamientos pregerminativos destinados a remover la latencia de cubierta y estimular la germinación de las especies leguminosas (*Mimosaceae* y *Fabaceae*) consideradas en las fichas. Para este fin se limpió las semillas y se les aplicó los tratamientos pregerminativos, para posteriormente sembrarlas en placas petri sobre un medio de agar-agar agua (10g/l). Las placas fueron incubadas durante 30 días a 20°C, con 70% de contenido de humedad relativa y fotoperíodo de 12 horas. Cada tratamiento, al igual que el testigo, se constituyó de tres réplicas de 20 semillas cada una.

El monitoreo de germinación fue realizado cada 2 días, considerándose como semilla germinada a toda aquélla, cuya radícula presentó una longitud superior a 2 mm al momento de la revisión. Al final del ensayo se analizó el efecto de los tratamientos sobre la capacidad germinativa. Las diferencias estadísticas fueron determinadas mediante un análisis de varianza y las diferencias entre tratamientos, a través de una prueba de Duncan.

² Protocolo de desinfección superficial de semillas. Laboratorio de Patología Forestal. Universidad de Concepción.

- Viverización

Incluye antecedentes referentes a la producción de plantas en vivero, recomendaciones de métodos y procedimientos para su propagación registrados en la bibliografía y resultados de experiencias empíricas realizadas en INFOR. Estas últimas corresponden a la evaluación del efecto del sustrato sobre la emergencia de plantas de algunas de las especies contempladas en las fichas. Tales experimentos se establecieron usando una metodología que en las fichas se menciona como “Protocolo 3”.

- **Protocolo 3:** Corresponde al utilizado en los ensayos de viverización efectuados por INFOR para estudiar el efecto de dos sustratos (tierra de hoja y corteza compostada de pino) sobre la emergencia y crecimiento inicial de plantas de algunas de las especies consideradas en las fichas siguientes. Estos ensayos fueron efectuados en condiciones de vivero, bajo sombra, en las dependencias del Instituto Forestal, Sede Diaguitas y del Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria (INIA-Intihuasi), ambos ubicados en la región de Coquimbo. En estos ensayos se sembró semillas pretratadas en bandejas de poliestireno expandido de 84 cavidades de 130 cc, limpias y revestidas en una mezcla de latex y oxiclورو de cobre. La fertilización se llevo a cabo mediante riego directo a las plantas usando una solución nutritiva compuesta de 50 mgL⁻¹ de nitrógeno, 60mgL⁻¹ de fosforo, 100 mg L⁻¹ de potasio, 80 mgL⁻¹ de calcio, 40 mgL⁻¹ de magnesio y 60 mg L⁻¹ de azufre.

Para cada especie se usó un diseño de bloques completos al azar, donde una bandeja con 32 semillas correspondió a la unidad experimental. Los ensayos fueron dispuestos en cuatro repeticiones por tratamiento, donde los tratamientos correspondían a los sustratos analizados. Al final del ensayo, se registró la **Capacidad de emergencia** (porcentaje de plántulas emergidas respecto del número total de semillas sembradas por tratamiento); la velocidad **de emergencia** (cociente máximo entre el porcentaje de emergencia acumulado y el número de días en que se alcanzó dicho porcentaje); variables dasométricas (altura y diámetro de cuello de las plantas a los tres meses de edad). Todas las variables fueron evaluadas mediante análisis de varianza y comparación múltiple de medias por tratamiento mediante el test de Tukey ($\alpha=0,05$).

- Propagación vegetativa

Antecedentes para la producción de plantas, cuando la bibliografía los reconoce como una opción adecuada para la especie en cuestión.

5.1 ANACARDIACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Schinus latifolius* (Gill. Ex Lindl) Engler

Nombre común: Molle

ASPECTO GENERAL. Es un árbol siempreverde, de 2 m a 10 m de altura. Su tronco es tortuoso, profusamente ramificado desde el nivel del suelo, con copa globosa, ramas erectas y densamente pobladas de hojas (Rodríguez *et al.*, 1983). La corteza externa es de color gris oscuro, alcanzando diámetros a la altura de pecho (DAP) de 20 cm a 50 cm. Las hojas son simples, alternas, ovadas, con el margen suavemente aserrado y muy ondulado; de 3-7 x 2-5 cm, el ápice es redondeado y la base asimétrica; el haz es de color verde claro y la nervadura muy notoria, el envés y el pecíolo es pubescente. Posee flores unisexuales, pequeñas de 2 mm a 3 mm de diámetro, dispuestas en racimos terminales o axilares, y de color amarillo verdoso. El fruto es una drupa globosa de 3 mm a 4 mm de diámetro, inicialmente violáceo y posteriormente negruzco. Los frutos maduran entre diciembre y enero (Rodríguez *et al.*, 1983) o en enero a marzo (Donoso y Cabello, 1978).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Crece en la zona central de Chile, principalmente en la costa, desde la provincia del Limarí en la Región de Coquimbo hasta la provincia de Talca en la Región del Maule. Rara vez se le encuentra en la precordillera andina. Habita en las laderas asoleadas de los cerros. Forma parte del matorral costero donde existe cierta humedad, especialmente en las partes más bajas. Crece aislado o bien formando

pequeños grupos (Rodríguez *et al.*, 1983; www.florachilena.cl; www.chilebosque.cl).

FENOLOGÍA. Los episodios de floración han sido registrados entre agosto y noviembre y sus frutos maduran entre diciembre y enero (Rodríguez *et al.*, 1983).

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Se encuentra en la categoría Fuera de Peligro de Conservación tanto en Coquimbo como en el resto de las regiones en que habita (Marticorena *et al.*, 2001; Benoit, 1989).

USOS. Su madera es dura en el centro y se empleándose en mazas de carretas, horcones de rancho y leña. La resina blanca se usa como antiespasmódico, también en las cataratas de los ojos y sirve para preparar emplastos para aliviar golpes, esguinces y reumatismos musculares. Sus propiedades balsámicas la hacen útil en afecciones de las vías urinarias y en las bronquitis. La cocción de su corteza se emplea en enfermedades nerviosas y la de sus hojas para los miembros tullidos por el frío y la humedad. Los brotes nuevos comprimen las encías y limpian los dientes. Las abejas colectan el polen y el néctar de sus flores entre agosto y noviembre (Montenegro, 2000).

Sus frutos se consumen frescos, al fuego dan miel purgativa que al ser purificada con agua caliente actúa como diurético, depurativo y es un buen tónico para curar heridas y

hemorroides. También se fabrica chicha denominada “chicha del molle”. Protección y sombra para el ganado.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Los frutos de molle se cosechan entre enero y marzo, conteniendo una semilla en su interior (Motoki *et al.*, 1998). El procesamiento de los frutos generalmente comprende el desprendimiento y la eliminación del exocarpio y de las impurezas. El exocarpio se desprende fácilmente por frotamiento, ya que es delgado y quebradizo. Al sembrar las semillas, la cubierta corresponde al mesocarpio, el endocarpio no constituye una barrera mecánica a la expansión del embrión. Las semillas limpias pueden almacenarse en frío por más de una temporada. Según análisis el número de semillas por kilogramo varía entre 25.000 y 28.000, respondiendo a la estratificación fría para su germinación (Donoso y Cabello, 1978). Como tratamiento pregerminativo, Motoki *et al.* (1998) recomiendan depositar las semillas en un recipiente con agua a 60°C y dejarlas remojar en ella durante 48 h. La germinación es epigea y se comienza a manifestar 20 días después de la siembra, alcanzando valores bajos, del orden del 5%.

De acuerdo con Donoso y Cabello (1978) ensayos de germinación de semillas de molle, montados en discos petri, en oscuridad, a 25°C no germinan, mientras que en germinadora infrarroja, a la misma

temperatura y con luz natural, obtiene una germinación de 2%. Los mismos autores indican que la especie responde a la estratificación fría, pero no entregan datos de germinación ni de duración del pretratamiento.

VIVERIZACIÓN. Los frutos se maceran para liberar a la semilla de la pulpa. Estas se siembran en otoño o invierno para que las bajas temperaturas estimulen la germinación. Se recomienda sembrarlas en almácigos, usando como sustrato una mezcla 1:1 de tierra de hoja y arena (sustrato franco arenoso) y luego repicar las plantas a contenedores individuales con el mismo sustrato cuando presentan dos hojas verdaderas. Alternativamente se puede usar como sustrato, tanto para el almácigo como para los contenedores individuales, una mezcla de tierra común con compost de eucalipto y arena, en proporción de 3:2:1. El crecimiento en vivero es relativamente rápido, alcanzando en una temporada (9 meses) un tamaño adecuado para su establecimiento en terreno.

De acuerdo a la experiencia en vivero, las semillas deben sembrarse en otoño o en invierno, para que las bajas temperaturas estimulen la germinación. Es recomendable sembrarlas en cajas de almácigos y luego repicar las plántulas a recipientes.

Nombre científico: *Schinus molle* (Phil.) Engler

Nombre común: Muchi, Litrecillo

(Fotografía: Darian Stark, INIA)

ASPECTO GENERAL. Arbusto de alrededor de 2 m. de altura con ramas lisas, glabras, cenicientas. Hojas persistentes, alternas, simples, coriáceas, lámina anchamente obovada, obtusa o ligeramente apiculada en la parte superior, ondulada en el margen, de 2 cm a 3,5 cm. de largo por 1,5 a 2,8 cm. de ancho. Inflorescencias en racimos densos, más cortos que las hojas; flores unisexuales o hermafroditas, pentámeras, pequeñas blancas crema. Su fruto es una drupa globosa violácea, de hasta 6 mm de diámetro.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Especie endémica de Chile, que crece en las montañas bajas de la zona central, especialmente entre las regiones de Valparaíso y Metropolitana. Crecen en zonas de secano, con períodos sin precipitaciones de 3 a 5 meses. Es una especie que resiste bajas temperaturas hasta -8°C, puede tolerar nevazones ocasionales y cobertura por nieve durante un par de semanas al año. Puede crecer en zonas donde las precipitaciones varían entre los 400 mm y 800 mm anuales, concentrándose en invierno.

ESTADO DE CONSERVACION. Según la UICN (2001) se encuentra fuera de peligro de conservación

USOS. Valor Ornamental

SEMILLAS Y GERMINACION. Estudios realizados por INFOR (Protocolo 1) señalan que la estratificación fría en arena, por 4 semanas a 5°C, de semillas de *S. molle* tiene un efecto significativo ($P < 0,05$) para promover su germinación, respecto a semillas sin estratificar (Figura 7). Después de 35 días de sembradas en medio agar-agar, las semillas tratadas registraron una germinación de 25%, mientras que el testigo sin estratificar sólo alcanza un 5%. La máxima germinación de las semillas tratadas se alcanza a los 32 días y corresponde a 12%, mientras que en el caso de las semillas sin tratar el periodo de energía es de 8 días y la energía germinativa de sólo 3%.

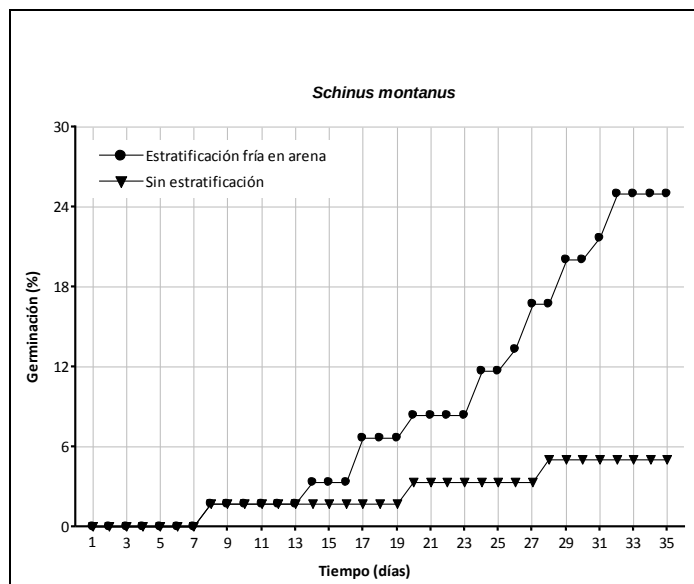


FIGURA N°7
GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS ESTRATIFICADAS
Y SIN ESTRATIFICAR DE *Schinus montanus*

VIVERIZACIÓN. De acuerdo con resultados de INFOR (Protocolo 3), el uso de corteza compostada de pino o de tierra de hojas, como sustrato de siembra para semillas estratificadas de *Schinus montanus*, no tiene efecto estadísticamente significativo sobre el

porcentaje de emergencia, la velocidad de emergencia y la altura a los tres meses de las plantas (Cuadro 2). En el caso del diámetro de cuello, el valor es estadísticamente mayor en tierra de hoja (0,94 mm) que en corteza compostada (0,79 mm).

Cuadro N° 2
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *Schinus montanus* SEMBRADAS EN CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
25 (A)	13,2 (A)	22 (día 41)	11 (día 40)	4,50 (A)	4,0 (A)	0,94 (B)	0,79 (A)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)

Nombre científico: *Schinus polygamus* (Cav.) Cabrera

Nombre común: Huingán, Borocoi, Boroco

(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

ASPECTO GENERAL. Es un arbusto dioico, siempreverde, que alcanza una altura de 2,5 a 3 m. Presenta un tronco tortuoso, ramificado desde cerca de la base. Sus ramas son glabras, cilíndricas, largas, delgadas y terminan en espinas. La especie se caracteriza por ser extremadamente polimorfa en cuanto a forma, tamaño y disposición de sus hojas. La corteza externa es de color gris y rugoso. Las hojas son simples, alternas o verticiladas, de forma muy variable, generalmente oblongas, con láminas de 1,5-2,5 cm x 0,5-1,5 cm, margen entero e irregular, ápice redondeado, base atenuada y pecíolos rojos de 1 mm a 5mm de largo, a veces sésiles. Sus flores son unisexuales de 4 mm a 5 mm de diámetro dispuestas en racimos axilares densos. El cáliz está formado por 4-5 sépalos, la corola se compone de 4-5 pétalos; las flores masculinas poseen 10 estambres. El fruto es una drupa globosa de color violeta a negro, de 3 mm a 5 mm de diámetro.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Crece en la zona mediterránea de Chile, entre las Regiones Atacama y Los Ríos, preferentemente sobre suelos pobres, áridos y asoleados, tanto en las partes baja como a grandes alturas en ambas cordilleras. Es una especie frecuente del matorral xerofítico y mesofítico del valle

central. También se le encuentra en Argentina, Brasil, Perú y Uruguay.

FENOLOGÍA. Florece desde octubre a diciembre y los frutos maduran entre enero y marzo (Donoso y Cabello, 1978; Rodríguez *et al.*, 1983).

USOS. Es una especie ornamental, también se usa para leña y cercos vivos. De sus frutos se prepara chicha o aguardiente; la resina de su tronco se usa como digestivo y purgante.

SEMILLAS Y GERMINACION. Los frutos se colectan entre febrero y marzo. El número de semillas por kilogramo fluctúa entre 47.000 (Motoki *et al.*, 1998) y 100.000 (Donoso y Cabello, 1978). La germinación es epigea, recomendándose remojar las semillas en agua a 60 °C y dejándolas enfriar por 48 h antes de la siembra. Con este tratamiento la germinación comienza a manifestarse a los 14 días y alcanza valores de hasta 26% (Motoki *et al.*, 1998). Semillas sin tratamiento pregerminativo, dispuestas en germinadora Jacobsen, a temperaturas entre 10 y 25°C alcanzan una capacidad germinativa de 12% (Donoso y Cabello, 1978).

VIVERIZACIÓN. Las semillas pretratadas se siembran en invierno en almacigueras, usando como sustrato una mezcla de tierra común, compost de eucalipto y arena en proporción de 3:2:1. La corteza compostada de pino también

puede ser un sustrato adecuado para producir plantas de esta especie. El repique a contenedores individuales se realiza cuando las plántulas exhiben el primer par de hojas verdaderas.



Nombre científico: *Lithraea caustica* (Molina) Hook. Et Arn.

Nombre común: Litre

(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

ASPECTO GENERAL. El litre es un árbol o arbusto dioico, que puede alcanzar alturas de hasta 10 m a 15 m, excepcionalmente 20 m, aunque la situación más frecuente como arbusto es de 1,5 m a 4 m. Su corteza posee canales resiníferos como también en los rayos medulares del xilema. Presentan resina con el componente Urushiol que produce alergias severas, las que pueden llevar a la muerte por shock anafiláctico. Presenta hojas simples, alternas, coriáceas, glabras o pubescentes, ovales, con margen entero, ondulado, nervadura nítida, ápice agudo, y pecíolo de 3 mm. En el haz son de color verde profundo, algo opaco y en el envés más claras de 2,5 cm a 6 cm de longitud y 2 cm de ancho. Son polígamas o dioicas, se agrupan en panojas, de 5 cm a 6 cm de longitud, terminales y axilares, con pedúnculos cubiertos de pubescencia rojiza y bractéolas de 2 mm de largo (Cabrera, 1938). El fruto es una drupa globosa, comprimida de 5 mm a 8 mm de diámetro, de color amarillo blanquecino, liso y brillante; madura entre febrero y marzo y permanece durante largo tiempo en la rama. Las semillas son lenticulares café, ligeramente rugosas de 4,5 mm a 5,5 mm de largo (Rodríguez *et al.*, 1983).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es una especie endémica de Chile, donde se distribuye desde la provincia de Limarí en la Región de Coquimbo, hasta la provincia de Malleco en la Región de La Araucanía, especialmente en la Cordillera de la Costa y Precordillera de Los Andes. Es una especie xerófita que crece especialmente en las laderas y lugares abiertos.

FENOLOGÍA. Florece de septiembre a diciembre y su polinización es entomófila.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según la UICN (2001) está en la categoría de riesgo más bajo.

USOS. Su madera es muy dura y usada tradicionalmente para confeccionar estribos y ruedas de carreta; proporciona además una leña de excelente calidad y se explota considerablemente para fabricar carbón. Sus flores producen abundante néctar, considerándose una especie melífera. Sus frutos dulces y abundantes eran usados para preparar dulces y chicha. Su hojarasca descompuesta se conoce como “tierra de litre”, la que es altamente demandada para jardinería. En la actualidad una de sus principales aplicaciones se encuentra en la

recuperación de terrenos degradados de la región semiárida de Chile.

SEMILLAS Y GERMINACION. El litre se multiplica por semillas. Los frutos con las semillas se colectan entre febrero y marzo. El número de semillas por kilogramo fluctúa entre 15.000 y 19.000 unidades (Donoso y Cabello, 1978). Estas presentan una germinación epigea y una latencia mixta compleja.

La latencia exhibida por las semillas es una combinación de efectos físicos, mecánicos y fisiológicos. Los dos primeros son consecuencia de un mesocarpo céreo y grueso, impermeable al agua, y por un endocarpo óseo, sin suturas, que restringe el paso de agua y la expansión del embrión. La latencia fisiológica es leve y se debería a la baja permeabilidad a los gases presentada por el endosperma y/o por la testa (Cabello, 1979).

Ensayos de germinación con semilla sin pre-tratamiento, efectuados por Donoso y Cabello (1978) permitieron obtener capacidades germinativas de 0% en los 30 días de un ensayo montado en discos petri, en oscuridad y a 25°C de temperatura. En otro ensayo montado en germinadora infrarroja, con luz natural y la misma temperatura, obtuvieron una capacidad germinativa de 56%, pero después de 6 meses de evaluación, concluyendo la presencia de latencia y sugiriendo que las semillas pueden responder a tratamientos de remojo en ácido sulfúrico por 3 h o más. Un completo estudio de la germinación de litre y del efecto de distintos tratamientos pregerminativos se encuentra en Cabello (1979).

Del estudio se concluye que los tratamientos más efectivos corresponden a aquellos mixtos que combinan remojo en ácido sulfúrico por 8 h, seguido de estratificación fría por 7, 15 y 30 días. Con ellos se obtiene, respectivamente:

58, 45 y 42% de capacidad germinativa, observándose que esta disminuye al aumentar el período de estratificación y sugiriéndose probar remojos más largos combinados con estratificación de 7 días.

VIVERIZACIÓN. Las semillas pre-tratadas se siembran en invierno en almacigueras, usando como sustrato una mezcla de tierra común, compost de eucalipto y arena en proporción de 3:2:1. La corteza compostada de pino también puede ser un sustrato adecuado para producir plantas. El repique a contenedores individuales se realiza cuando las plántulas exhiben el primer par de hojas verdaderas.

5.2 ARECACEAE (PALMAE)



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Jubaea chilensis* (Mol.) Baillon

Nombre común: Palma chilena

ASPECTO GENERAL. Es un árbol que puede llegar a vivir más de 1.000 años, medir hasta 30 m de altura, alcanzando diámetros entre 80 cm a 1,1 m. Es una especie monocotiledónea endémica de Chile y la palma más austral del mundo (Arrué, 2000; Forcelledo, 2006). Su corteza es muy dura, de color ceniciento, cubierta de cicatrices rómbicas, causadas por el desprendimiento de las hojas (Rodríguez *et al.*, 1983), dispuestas en forma helicoidal, a lo largo de todo el estípite; presenta grietas superficiales longitudinales y transversales, principalmente en el tercio inferior del estípite (Senerman, 1970). Las hojas son perennes, pinnadas, coriáceas, de 2 m a 4 m de largo por 0,5 m a 0,6 m de ancho.

Las flores son unisexuales y se presentan en inflorescencia, diclina - monoicas, sésiles, dispuestas sobre numerosas ramas delgadas y tortuosas. En la parte basal de la inflorescencia van flores de ambos sexos y en su parte superior sólo las masculinas. Los frutos maduran entre enero y marzo, corresponde a una drupa ovoide, de 3 cm a 4 cm de largo, cónica, de mesocarpo carnoso. El endocarpo es duro, lignificado, esférico de 2 cm a 2,5 cm de diámetro. En su interior se encuentra una semilla esférica de 2 cm a 2,5 cm de diámetro, hueca, la cual es comestible (Arrué, 2000; Forcelledo, 2006). El número aproximado de semillas por kilogramo (frutos sin pulpa) es de

372 unidades, mientras que los frutos (frutos con pulpa) llegan a las 145 unidades por kilogramo.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Su distribución original era desde el sur del Río Limarí hasta los alrededores de Curicó en la Cordillera de la Costa. Actualmente su área de distribución se encuentra reducida, concentrándose en los Palmares de La Campana, Ocoa y Cocalán que son zonas protegidas para la conservación de la especie (Forcelledo, 2006). La especie habita en fondos de valles, desde el nivel del mar hasta los 1.500-1.600 msnm; en quebradas sombrías y húmedas; en sectores altos, secos y soleados; demostrando que la especie posee una gran resistencia a la sequía.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Su estado de conservación se clasifica en la categoría de especie vulnerable. En su condición actual es una especie poco frecuente, aunque no es difícil encontrar poblaciones densas en los sectores donde se presenta en forma preferencial (Arrué, 2000).

USOS. La savia se utiliza para la producción de miel, la que se obtiene a partir de incisiones en el tronco o por la corta del árbol.

Su fruto es utilizado para confitería y pastelería, de él se extrae un aceite de alta

calidad que se utiliza para la fabricación de cosméticos y jabones.

Las hojas son utilizadas para la fabricación de cestas y artesanías. Posee también un importante valor ornamental que la ha llevado a estar presente en parques, plazas y jardines desde Copiapó hasta Frutillar.

SEMILLAS Y GERMINACION. La semilla de palma presenta una latencia fisiológica profunda, la cual se asocia a la barrera impuesta por los tejidos del endocarpo óseo, testa y endosperma a la oxigenación del embrión y al retraso que provocan para que este absorba el agua requerida para iniciar su germinación. En efecto, la remoción de estas cubiertas mejora considerablemente la activación de los embriones, mientras que en semillas intactas la germinación es considerablemente más lenta. Cabello e Infante (1994), demuestran mediante ensayos que el endocarpo sólo retrasa la absorción de agua, pero no la impide, ni restringe la expansión del embrión, postulando que la latencia de la semilla se debe a la impermeabilidad al paso de oxígeno hasta el embrión, impuesta por la testa y el endosperma.

Numerosas referencias establecen que la germinación de la palma chilena se caracteriza por ser irregular y lenta, lo que es un problema serio para su propagación en vivero. La germinación puede tardar entre uno y cuatro años en manifestarse, aún en cocos sometidos a tratamientos pregerminativos.

La capacidad germinativa fluctúa entre 2 y 8% después de 12 a 15 meses de la siembra, llegando a 24% en dos años (Cabello, 1987, cit. por Arrué, 2000). Cabello (1990), logró alcanzar una capacidad germinativa en vivero de 68,7% en 21 meses, sin aplicar ningún tratamiento pregerminativo, verificándose la germinación un año después de la siembra y observando que el 44,2% de las semillas lo hicieron entre primavera y comienzos de verano. Por su

parte, Angulo (1985) señala una capacidad germinativa de 5% en el primer año y hasta un 60% durante el segundo, indicando que la germinación continúa manifestándose hasta por cuatro años.

Experiencias realizadas por Infante (1989, cit. por Forcelledo, 2006) permitieron obtener una capacidad germinativa de 68,67% en seis meses, sometiendo los frutos maduros a una temperatura de 30 °C, en bolsas de polietileno cerradas y sin sustrato. Vega (2001, cit por Forcelledo, 2006) sometió semillas a remojo durante 24 h en Ethrel (5000 ppm), posteriormente las almacenó en bolsa transparente durante 20 y 60 días y después las sembró en aserrín, obteniendo una capacidad germinativa de 6,3% y 5,7% en los 406 días de duración de la experiencia.

Arrué (2000) obtuvo en 6 meses una capacidad germinativa de 24,2% sembrando la semilla en una mezcla de maicillo más aserrín, mientras que en la siembra realizada en aserrín puro logró un 19,9%.

Al someter la semilla a distintas concentraciones de peróxido de hidrógeno, los mejores resultados obtenidos fueron con una concentración de 20 volúmenes por un tiempo de 120 h, lográndose una capacidad germinativa del 11%, iniciándose la germinación al cabo de una semana (Forcelledo, 2006)

El etileno es una hormona que juega un rol importante en el proceso de germinación y ruptura de latencia de las semillas. Para facilitar el uso práctico del etileno y de superar las dificultades de su aplicación en forma de gas, se han desarrollado compuestos que permiten liberar esta hormona.

Forcelledo (2006) realizó diferentes tratamientos pre germinativos, y los que arrojaron los mejores resultados fueron:

-Semillas remojadas en ácido sulfúrico por 10 min y sembradas en una mezcla de maicillo y

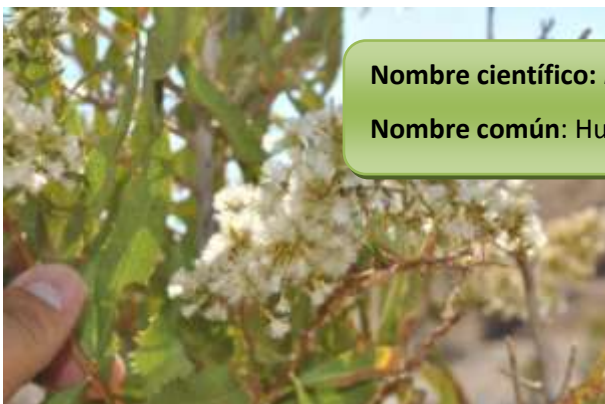
aserrín (1:1) permitió alcanzar un 7,4% de capacidad germinativa a los 375 días de la siembra; y remojo de las semillas en Ethrel (5.000 ppm) durante 24 h, depositadas en bolsas negras por 22 días y posteriormente sembradas en compost de corteza, alcanzando un 13% capacidad de germinativa a los 179 días de la siembra.

VIVERIZACIÓN. Las semillas deben ser sembradas rápidamente cuando están maduras y frescas sin permitir que se sequen en ningún momento. Las semillas pueden ser preparadas para la siembra de diferentes maneras: (i) escarificándolas con lija áspera; (ii) remojándolas en agua por uno o dos días; o utilizando los mejores tratamientos pregerminativos indicados. Cualquiera sea el método utilizado, se requieren temperaturas de 25°-30°C. La germinación tardará entre 2 y 12 meses. Las semillas deben ser sembradas en contenedores profundos que permitan el buen desarrollo del sistema radicular, alternativamente pueden sembrarse en cajones almacigueros y posteriormente cuando emergen las hojas repicarlas a contenedores (Hechenleitner *et al.*, 2005). El período de viverización demanda más de una temporada antes de poder llevar las plantas a terreno (Cabello, 1987).

MICROPROPAGACIÓN. Se ha efectuado cultivo in vitro de embriones extirpados lográndose una germinación de hasta 75% dependiendo

del medio nutritivo y de la temperatura utilizada. Los mejores resultados se logran con temperaturas de incubación de 30 °C (Cabello e Infante, 1986 cit. por Arrué, 2000). Por su parte, Yuri (1985, cit por Forcelledo, 2006), logró al cabo de 30 a 40 días que el 25% de los embriones cultivados estuvieran en condiciones adecuadas para poder ser trasplantados a macetas. Este autor indica que se logra acelerar el proceso de germinación en forma considerable, sin embargo destaca que el problema es el establecimiento definitivo de las plantas, ya que la mayor limitante es que los porcentajes de supervivencia son muy bajos. Infante (1989, cit. por Forcelledo, 2006) cultivó embriones in vitro a 30 °C en sustrato agar- agua, logrando capacidades germinativas de 48 a 52% en dos meses. El mejor de estos resultados fue utilizado para obtener plántulas in vitro, las que fueron trasladadas a sustrato franco arenoso, obteniéndose con ellas un 76,5% de supervivencia en los 45 días de control.

5.3 ASTERACEAE



Nombre científico: *Proustia ilicifolia* (Hook. & Arn. fr. Baccharoides)

Nombre común: Huañil

(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

ASPECTO GENERAL. Es un arbusto de hasta 3 m de altura por 2 m de diámetro. Presenta una velocidad de crecimiento mediana. Posee hojas coriáceas, alternas, sésiles, de borde dentados espinosos y con yemas lanosas. Se caracteriza porque sus ramas florales no terminan en espinas. Las flores son panojas de capítulos con flores iguales, tubulosas y blancas.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. El Huañil se distribuye desde la región de Coquimbo a la Metropolitana, crece en suelos secos, pedregosos, a pleno sol.

FENOLOGÍA. Su floración comienza entre el tercer y quinto año y florecen en verano. Su flor es un aquenio con vilano blanco que madura en otoño (Riedemann y Aldunate, 2006).

ESTADO DE CONSERVACIÓN: Fuera de Peligro (Squeo *et al.*, 2008)

USOS: Planta de bajo valor ornamental (chileflora, 2012).

SEMILLAS Y GERMINACION. Las semillas de huañil, al igual que muchas asteráceas, presentan abundante vilano o papus que permiten que las semillas sean diseminadas por el viento a modo de pelusas. Cada individuo produce gran cantidad de semillas,

aunque se caracteriza por presentar un gran porcentaje de semillas inviables.

Según resultados de INFOR (Protocolo 1), las semillas de esta especie presentan una buena germinación alcanzándose un 90% de capacidad germinativa con semillas remojadas en agua por 48 horas. La tasa máxima de germinación es de 81% y se obtiene a los 13 días. Por el contrario los tratamientos de remojo en giberelinas resultan de efecto negativo, reduciendo significativamente la capacidad de germinación.

VIVERIZACIÓN. Se propagan en otoño, por semilla en almácigos estratificados, en proporción de 1:1:1 de mezcla de compost, arena y tierra de hoja. Cuando las plántulas presentan al menos dos hojas verdaderas se repican a bolsas, con la misma mezcla. También se pueden multiplicar en invierno por estaca con hormonas enraizantes, ya sea en cámara de frío o directamente al suelo (Riedemann y Aldunate, 2006). Respecto a los sustratos de viverización, los resultados aportados por INFOR (Protocolo 3) indican que la tierra de hoja resulta significativamente mejor ($P<0,05$) que la corteza de pino en lo que respecta a porcentaje de emergencia de plantas y velocidad de emergencia. Por el contrario el tamaño de las plantas, expresado como altura y diámetro de cuello, no presenta

diferencias estadísticamente significativas entre los dos sustratos anteriores (Cuadro 3).

Cuadro N° 3
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *Proustia ilicifolia* SEMBRADAS EN
CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
40 (B)	0,5 (A)	68 (día 21)	2,2 (día 11)	0,6 (A)	0,55 (A)	0,13 (A)	0,15 (A)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)

5.4 BORAGINACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Cordia decandra* (Hook. & Arn.)

Nombre común: Carbonillo, Carbón, Carboncillo

ASPECTO GENERAL. Es un arbusto xerofítico pequeño, de hasta 4 metros de altura, que a veces presenta hábito arbóreo. Posee una copa densa y redondeada, con fuste tortuoso de hasta 20 cm de diámetro. Posee corteza rugosa de color gris ceniciento. Sus hojas son perennes, simples coriáceas, lanceoladas, de 3 cm a 5 cm de largo por 4 mm a 7 mm de ancho, con la cara superior áspera y oscura y la inferior verde ceniciento a blanquizco. Las flores son hermafroditas, de 2,5 cm a 3 cm de diámetro, blancas, muy vistosas, agrupadas en panículas en el extremo de las ramas. Su fruto una drupa leñosa, seca, de color café y aproximadamente 1 cm de diámetro. Las semillas se presentan de 2 a 3 por fruto, son triangulares y de color blanco (viarural, 2010).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es endémico de Chile, donde se distribuye tanto en el litoral como en el interior, hasta los 1.500 m de altitud, desde el sur de la Región de Atacama, en los alrededores de Copiapó hasta la Región de Coquimbo, de preferencia se ubica en laderas bajas, pedregosas y en llanos suavemente ondulados de las serranías, fuera de la influencia costera (Rodríguez *et al.*, 1983).

FENOLOGÍA. El periodo de floración se manifiesta entre septiembre y diciembre. Su maduración es rápida y ocurre entre enero y febrero.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Su estado de conservación corresponde a la categoría Vulnerable de acuerdo con Benoit (1989), sin embargo la clasificación de Squeo *et al.*, (2008),

en el libro rojo de la región de Atacama la considera como Fuera de Peligro.

USOS. Es una especie de aplicación ornamental y melífera, debido a su abundante y atractiva floración. También se usa para obtención de carbón y leña, situación que representa la principal causa de la disminución de sus poblaciones, particularmente en el Norte de su distribución.

SEMILLAS Y GERMINACION. Las semillas de carbonillo, al ser sembradas en arena húmeda, y sometidas a temperatura de 25 °C en cámara de cultivo, exhiben una capacidad germinativa de hasta el 90%. Cabello (1987) señala que en laboratorio las semillas sin tratamiento pregerminativo expresan una capacidad de germinación que varía entre 6 y 88%, con un valor promedio de 41%. La máxima velocidad de germinación se manifiesta entre los 15 y 55 días de iniciado los ensayos.

VIVERIZACIÓN. La propagación en vivero de esta especie no presenta dificultad, sin embargo las plantas deben protegerse de las heladas y recibir aplicaciones preventivas de fungicida. En una temporada de vivero las plantas pueden alcanzar entre 30 cm y 60 cm de altura (Cabello, 1987).

Si se deja el fruto en agua hasta que este comience a abrir, y luego se siembra en un suelo con buen drenaje, después del mes germina el 90% de las semillas. Son muy sensible al repique (Chile bosque, 2010).

Ensayos efectuados por INFOR (Protocolo 3) concluyen una baja tasa de emergencia de plántulas y ausencia de diferencias significativas respecto a crecimiento a los tres

meses de edad, al viverizar *Cordia decandra* en tierra de hoja y corteza compostada de pino (Cuadro 4).

Cuadro N°4
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *CORDIA DECANDRA* SEMBRADAS EN
CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
6 (A)	5 (A)	3,8 (día 60)	4 (día 25)	7,1 (A)	10,2 (A)	1,97 (A)	1,7 (A)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)

5.5 BUDLEJACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Buddleja globosa* Hope

Nombre común: Matico, Pañil, Palquín

ASPECTO GENERAL. El matico es un arbusto o árbol pequeño de hasta 4 m de altura, de tronco delgado, blando y muy ramificado, con ramas angulosas o estriadas cubiertas por un tomento blanquecino. Sus hojas son perennes, simples, con pecíolo corto, nervadura muy notoria, especialmente el nervio medio, lámina de 5-20 cm x 1,5-4,4 cm, aovadas-lanceoladas, de margen crenulado, de color verde oscuro y glabras en la cara superior y más claras y cubiertas por un tomento denso en la inferior. Sus flores son hermafroditas, de color amarillo anaranjado, dispuestas en densas cabezuelas globosas, pedunculadas, de 1,5 cm a 2 cm de diámetro. Sus frutos son cápsulas bivalvas reunidas en cabezuelas, en cuyo interior se encuentra una gran cantidad de pequeñas semillas poliédricas, de aproximadamente 1 mm de diámetro y que se dispersan por el viento (Rodríguez *et al.*, 1983; Voguel *et al.*, 2008).

DISTRIBUCIÓN Y HÁBITAT. En Chile crece desde la provincia del Choapa, en la Región de Coquimbo hasta la Isla de Chiloé en la Región de Los Lagos, llegando hasta los 2.000 msnm en la cordillera andina. También crece en forma natural en Perú y Argentina. Se desarrolla sobre una diversidad de suelos, prefiriendo aquellos húmedos y de buen drenaje. No tolera la sombra y se le encuentra preferentemente en matorrales

abiertos o bordes de caminos, incluso expuesto a ambientes marinos (Doll *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 1983).

FENOLOGÍA. La floración se inicia en primavera y se extiende hasta mediados del verano.

USOS. Las hojas del matico se emplean profusamente en medicina popular, como diurético, anti-inflamatorio, antiséptico local, cicatrizante y en la curación de úlceras digestivas; los extractos de las hojas remojadas en agua tibia se aplican en la limpieza de ojos y aseo de heridas, tanto en humanos como en animales domésticos. También se usa como pigmento de coloración parda. Por otra parte, numerosos metabolitos secundarios, como terpenos, flavonoides, taninos y alcaloides se han extraído de sus hojas, tallos y raíces, verificándose parcialmente la actividad biológica de estos (Doll *et al.*, 2003; Voguel *et al.*, 2008).

Las propiedades mencionadas han difundido extensamente el cultivo de matico fuera de su área de distribución natural (Doll *et al.*, 2003; Rodríguez *et al.*, 1983).

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. La semilla de matico es muy pequeña, estimándose que

existen entre 1 a 1,5 millones de unidades por kilogramo, se recolecta entre los meses de febrero y mayo (Vogel *et al.*, 2008).

El remojo en agua fría por 48 h puede favorecer la germinación, la cual comienza a manifestarse 10 a 12 días después de la siembra y se extiende hasta por 30 días.

VIVERIZACIÓN. Se multiplica fácilmente en forma vegetativa mediante enraizamiento de estacas. También se propaga por semillas pero los resultados son erráticos (Vogel *et al.*, 2008). La siembra debe ser superficial, utilizando semilla pretratada de acuerdo a lo indicado en el punto anterior. Debido a su pequeño tamaño se recomienda mezclar las semillas con arena, lo que permite homogenizar su distribución sobre la superficie de los cajones almacigueros.

En el primer mes las plantas alcanzan una altura de hasta 5 cm, con uno o dos pares de hojas. En este estado conviene repicarlas a contenedores individuales, actividad que debe efectuarse bajo semisombra y con abundante humedad. Como sustrato se

puede usar una mezcla de arena gruesa con tierra de hoja, en proporciones que varían entre 1:1 y 1:4. Después de efectuado el repique es importante asegurar un riego frecuente, que en verano debe ser diario (Voguel *et al.*, 2008).

Las plantas se mantienen en vivero hasta su establecimiento definitivo en terreno. Para plantar en primavera (agosto-septiembre) se siembra en enero y se repica a macetas en marzo. Si las plantas se mantienen por más tiempo en vivero, pueden efectuarse podas de raíz y aérea de hasta un tercio de su biomasa, lo que aumenta la formación de brotes y hojas nuevas (Vogel *et al.*, 2008).

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. Se multiplica fácilmente por estacas, induciendo su enraizamiento con ácido indolbutírico (AIB) (Wolf, 2001; Oyanedel, 2002; Doll *et al.*, 2003; Voguel *et al.*, 2008). Constituyendo una interesante alternativa para multiplicar a individuos de destacado valor productivo.

5.6 CELASTRACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Maytenus boaria* Mol.

Nombre común: Maitén

ASPECTO GENERAL. Es un árbol que puede alcanzar hasta los 20 m de altura, pero que corrientemente sólo alcanza hasta 12 m a 15 m de altura lo que depende de la latitud, longitud, altitud y condiciones particulares del sitio. El tronco crece generalmente en forma recta y cilíndrica. Su corteza es gris cenicienta a gris oscura. Sus hojas son perennes de borde aserrado fino, lanceoladas a oval-lanceloladas, muy agudas en ambos extremos, pero variables en forma y tamaño. Sus flores son numerosas y pequeñas, de color amarillo verdoso, ubicadas en las axilas de las hojas. Es dioica, con flores femeninas rudimentarias en arboles macho, los que no producen frutos y con flores masculinas rudimentarias en los arboles hembras que son los productores de frutos. Sus frutos son capsulas pequeñas biloculadas, con forma de pepa de uva (semilla) que se abren longitudinalmente dejando al descubierto una o dos semillas erectas cubiertas por un arilo de color rojo o naranja brillante que las cubre totalmente.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. El Maitén es un árbol frecuente en los bosques templados lluviosos o subantárticos de Chile y Argentina, pero también se encuentra en Rio Grande do Sul en Brasil. Posee una clara plasticidad frente al clima y factores medio-ambientales en general. Se encuentra desde climas áridos-

semidesérticos en el Norte, pasando por el clima mediterráneo en todas sus variantes y gradientes, hasta el clima oceánico templado húmedo y templado seco, y en los climas de altura costeros y andinos o de hielo.

FENOLOGÍA. Según Cabello (1990) florece entre agosto y diciembre y la época de colecta de semillas se extiende desde enero hasta mayo, aunque normalmente muchos frutos permanecen en el árbol durante el invierno.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según la UICN (2001), se encuentra en la categoría de riesgo más bajo.

USOS. Ornamental, madera para fabricación de chapas, carpintería, tornería, fabricación de tacos para el calzado, juguetería, zócalos, embalajes y mueblería. Sus constituyentes químicos son resinas, gomas y taninos.

Sus hojas presentan contenidos importantes de hidratos de carbono, ácidos orgánicos, sustancias grasas, taninos, glucósidos y lignina. Además de tener valor forrajero muy nutritivo, poseen propiedades febrífugas y purgantes, son indicadas contra las alergias producidas por el Litre y tienen propiedades antiinflamatorias y antipiréticas.

En las hojas y el tallo, hay daucosterina, dulcitol, lupenona, beta amyrina, ácido oleanico, beta sitosterol y alfa spinasterol. El dulcitol y el beta sitosterol son posibles antitumorales; en la raíz hay flavonoides, esteroides, azúcares y taninos, que tienen propiedades antibióticas. Sirve de antídoto para curar las erupciones cutáneas, para aliviar el resfrío (en forma de vapor, hirviendo las hojas), y la infusión de las hojas, es muy buena para problemas de hígado.

SEMILLAS Y GERMINACION. Su germinación es epigea. La capacidad germinativa y los pre-tratamientos necesarios son muy variables (Donoso, 2006), como se aprecia en el Cuadro 5. Se observa que la respuesta de las semillas a la estratificación fría es muy buena en las

poblaciones de la depresión central del norte y muy baja o nula en las poblaciones de más al sur en la depresión central, y en las de alturas sobre los 600 msnm entre los 36° y 40°S.

Aparentemente las semillas de maitén poseen una baja capacidad de almacenamiento y además son latentes. La latencia se debería al efecto inhibitor del arilo que envuelve a las semillas y además a la existencia de algún mecanismo interno. El almacenamiento más adecuado por periodos cortos es el frío húmedo. A 5°C durante 90 días con arena húmeda se logra una capacidad germinativa de 52%. La mortalidad de semillas sin arilo durante el almacenamiento es más alta. Se debe entonces almacenar las semillas con arilo y extraer este antes de las siembras.

Cuadro N° 5
VALORES PROMEDIO DE CAPACIDAD GERMINATIVA DE MUESTRAS SEPTENTRIONALES, MERIDIONALES Y DE ALTITUD (MONTAÑA) DE MAYTENUS BOARIA, COMO RESPUESTA A DISTINTOS PERIODOS DE ESTRATIFICACIÓN EN ARENA HÚMEDA A 4°C

Población	Estratificación (días)	Capacidad Germinativa		
		%	±Dev.Stan.	Rango
Norte (Llano central hasta 37°30'S)	0	1	2,53	0--57
	30	8,86	14,96	0--42
	60	25,71	30,45	4--90
	90	48,29	28,41	16--98
Sur (Llano Central desde 38°S)	0	0	/	/
	30	0	/	/
	60	1	1,41	0--4
	90	6,2	13,52	0--44
Cordillera sobre 600 msnm	0	0	/	/
	30	0	/	/
	60	2,4	4,34	0--10
	90	2,4	2,19	0--4

(Fuente: Donoso y Wendler, 1985); /=No calculada

El arilo inhibe el porcentaje y velocidad en la germinación significativamente. Semillas sin arilo inician su germinación después de 20 a 30 días alcanzando capacidades germinativas entre 0% y 74% dependiendo de la temperatura de cultivo y sustrato, mientras que las semillas con arilo lo hicieron al cabo de 40 a 60 días alcanzando entre 0% y 18,7% de germinación. El arilo se puede extraer manualmente cuando se procesan pequeñas cantidades de semillas. Para ello se frota, entre las manos, las semillas mezcladas con

arena fina húmeda, de esta forma se desprende el arilo fácilmente.

Las temperaturas óptimas de germinación se ubican entre 10°C y 15°C, con capacidades germinativas entre 54,7% y 74,7% para semillas sin arilo en 90 días, y entre 4% y 18,7% para semillas con arilo.

La mejor combinación de tratamientos pregerminativos es la eliminación del arilo por frotación seguida por estratificación a 5°C. El

porcentaje y velocidad de germinación con temperatura de cultivo de 15°C aumentan progresivamente a medida que se prolonga el periodo húmedo-frío.

VIVERIZACIÓN. Si se necesita propagar masivamente al maitén, es probable que los viveristas se encuentren con problemas serios. Por un lado, aparentemente, la semilla es de vida corta o recalcitrante, lo que implica una baja capacidad de almacenamiento (Cabello y Vita, 1980); y por otro, la semilla presenta latencia combinada; exógena, causada por el arilo que las rodea, y endógena, de tipo fisiológica.

Para la obtención de una satisfactoria germinación Cabello y Camelio (1996), recomiendan los siguientes tratamientos pre-germinativos:

La escarificación mecánica (frotación manual de las semillas con arena húmeda) seguida por estratificación fría, la cual supera efectivamente la latencia combinada.

Considerando la manipulación de las semillas durante la siembra en el vivero, el tratamiento más adecuado es la estratificación fría durante 60 días (capacidad germinativa 81,3%), junto con esto establecen que las temperaturas óptimas son 10°C a 15°C; y 20°C favorece el ataque de hongos, causando la muerte del 75 al 95% de las semillas, y 30°C es letal (Cabello y Camelio, 1996).

La radícula de Maitén crece progresivamente alcanzando en la primera semana hasta 3 cm de longitud. Entre 10 y 15 días después de la iniciación de la germinación se abren los cotiledones, de color verde intenso, y empiezan a aparecer las raicillas en una radícula de 4 cm a 5 cm entre los 15 a 20 días del proceso. Al mismo tiempo aparecen las hojas normales que alcanzan su tamaño

normal 30 a 40 días después de iniciada la germinación.

En ensayos de siembra realizados en junio, bajo cubierta plástica en contenedores de aislapol de 24 cc con sustrato de corteza compostada, las plántulas registraron una altura promedio de 7,1 cm al cabo de 16 semanas de iniciada la germinación. Al término de la primera temporada de crecimiento la altura promedio llegó a 12,1 cm.

Tanto la época como el tipo de siembra afectan notoriamente el crecimiento de las plantas de maitén en el vivero.

5.7 CUPRESSACEAE



Nombre científico: *Austocedrus chilensis* (D. Don) Pic. Ser. Et Bizzarri
Nombre común: Ciprés de la cordillera.

(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA).

ASPECTO GENERAL. Es una cupresácea dioica con aptitud forestal, conífera endémica de los bosques andino-patagónicos. En los mejores sitios de Argentina supera los 25 m de altura llegando en algunos rodales como los que se encuentran al Sur del Lago Traful, individuos con 30 m de altura de 100 años de edad. No obstante las alturas más frecuentes no sobrepasan los 20 m. Las ramas son persistentes y numerosas, con diámetros finos en bosques densos, y se disponen en forma extendida, ascendente y con ángulos de inserción cercanos a los 90°. Posee ramitas comprimidas, dispuestas en forma de abanico. La corteza es áspera y rugosa, parda en la parte inferior y gris –cenicienta en la parte superior. Las hojas son perennes, escumiformes, imbricadas y opuestas.

Los conos masculinos son cilíndricos amentiformes y aparecen en posición terminal en ramitas o ejes muy cortos del orden 4 o 5. Están formados por 5 pares de brácteas. En los árboles femeninos, los conos se ubican en la parte superior de la copa en posición terminal sobre ejes del orden 5, son leñosos, de forma ovoide y miden entre 8 mm a 15 mm de largo por 5 mm a 8 mm de ancho. Están compuestos por 4 escamas o brácteas coriáceas opuestas. Cada bráctea superior es fértil y presenta dos semillas ovoides de 6 mm a 8 mm, con un ala membranácea unilateral.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Se distribuye desde los 32° hasta los 44° LS en la Cordillera de Los Andes, en el sureste de Chile y oeste de Argentina, entre 900 y 1.800 msnm. Es una especie heliófita, que crece bien a plena luz del sol, resistente a la sequía y a la acción del viento, pudiendo cubrir terrenos abiertos y adaptarse a una gran variedad de suelos, desde terrenos pedregosos y poco profundos, hasta otros profundos y con buenas condiciones de drenaje. También es capaz de establecerse bajo doseles abiertos de *Nothofagus dombeyi* y *N. glauca*, demostrando así capacidad para tolerar algún grado de sombra.

FENOLOGÍA. Florece entre los meses de noviembre a diciembre. La formación y maduración del fruto ocurre entre noviembre y febrero. Las semillas se diseminan en verano (febrero) en el lapso de una semana.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según UICN (2001), está en categoría Vulnerable.

USOS. El diseño y el color atractivo de la madera lo ha hecho predilecto para la construcción de muebles y viviendas, por lo que su comercialización ha aumentado el precio en relación a otras coníferas. La arquitectura de uso turístico en los bosques andinos argentinos suele utilizar troncos de ciprés a la vista, sin entablonar, como estructura y ornamentación. Por su forma

recta y resistencia a la pudrición, el tronco también se emplea para hacer postes de electricidad y rodrigones para viñas.

SEMILLAS Y GERMINACION. Los frutos maduros se colectan directamente del árbol, o del suelo colindante usando lonas, en el periodo comprendido entre fines de enero y febrero, cuando cambian de color verde a café claro. En forma natural las semillas se diseminan en verano (febrero) en el lapso de una semana.

Para la extracción de las semillas, los frutos deben disponerse extendidos sobre lonas o directamente en el piso de un recinto cerrado, durante dos a tres días, para que en la medida que se sequen a temperatura ambiente, comiencen a abrirse y permitan liberar las semillas mediante golpes y agitación de los mismos. También pueden secarse artificialmente en hornos a 50°C por 4 a 6 h (López *et al.*, 1986). Las alas de las semillas se pueden eliminar manualmente mediante frotación suave, usando guantes.

La cantidad de semillas por kilogramo fluctúa de acuerdo a su distribución geográfica entre 200.000 a 380.000 unidades por kilo (Cabello, 1987; Pastorino y Gallo 2000).

Los árboles masculinos y femeninos de ciprés de la cordillera alcanzan su madurez reproductiva aproximadamente a los 20 años

de edad (Rovere *et al.*, 2004), sin embargo se ha observado floración y producción de semillas (78% viabilidad) en individuos plantados, a los 9 años de edad. No existen antecedentes de periodicidad en la producción de semillas, la cual se manifiesta regularmente en un ciclo anual, que abarca desde la formación de los primordios florales hasta la dispersión de la semilla madura.

La semilla viable debe someterse a un tratamiento de estratificación fría, en arena húmeda, durante 35 a 40 días a temperatura de 2°C a 4°C, con el objeto de romper su latencia, acelerar y homogenizar su germinación.

La germinación es epigea y se manifiesta durante un periodo de 25 a 30 días. Los porcentajes normales de germinación de semilla fresca, viable y previamente estratificada, fluctúan entre 36% a 80%, exhibiendo variación entre procedencias (Donoso *et al.*, 1995 b).

En ensayos establecidos por INFOR (Protocolo 1), semilla de *A. chilensis* estratificada en arena, por 30 días, a 4°C obtuvo una germinación de 35%, valor que no resultó estadísticamente distinto del obtenido por el testigo sin estratificar (28,5%). Ver figura 8.

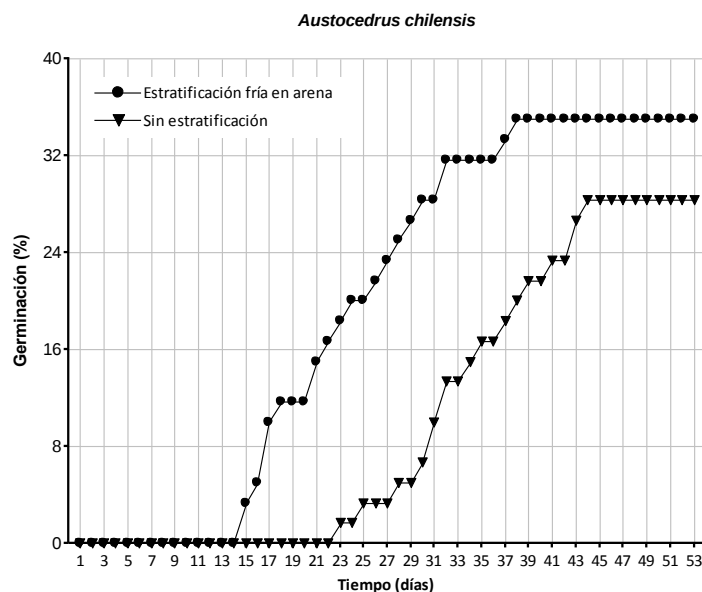


FIGURA N°8
GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS ESTRATIFICADAS
Y SIN ESTRATIFICAR DE *Austrocedrus chilensis*

VIVERIZACIÓN. En forma natural, se propaga fundamentalmente por semillas. La propagación vegetativa es considerada rara, pero ha sido observada en forma natural en poblaciones marginales del norte de Chile y de la estepa patagónica argentina, donde constituye una estrategia de supervivencia de la especie, cuando las condiciones ambientales limitan su capacidad de reproducción sexual. La producción de plantas de ciprés de la cordillera en vivero demora de 2 a 3 temporadas para obtener una planta utilizable en plantación de 25 a 30 cm de altura.

La siembra puede efectuarse a raíz desnuda en platabandas, en almaciguera para posteriormente repicar a contenedores, o directamente en contenedores. En todos los casos, previo a la siembra, las semillas deben someterse a una prueba de viabilidad, remojándolas en agua durante 24 h. Las semillas viables deben someterse a un tratamiento de estratificación como los indicados precedentemente para después sembrarlas a una profundidad no mayor a un centímetro. En el caso de las platabandas

estándares de 1,2 metros de ancho, se recomienda una densidad de siembra de 200 semillas por metro lineal de platabanda.

Cabello (1987), recomienda sembrar a mediados de otoño, previa estratificación por 30 días o más tardar a fines de invierno. Las plantas presentan un crecimiento lento y requieren dos o tres temporadas de vivero antes de alcanzar una altura de 25 a 30 cm, y un estado de desarrollo adecuado para que puedan ser establecidas en terreno. Así, una vez que las plantas emergen, necesitan 2 temporadas adicionales de trasplante, es decir un esquema de viverización 1:2. El tamaño estimado de las plantas al final de la primera temporada de viverización es de 5 cm a 7 cm; de 10 cm a 15 cm en la segunda; y de 25 cm a 40 cm en la tercera. En el caso de producciones manejadas en invernadero el periodo total puede reducirse a dos años (Donoso *et al.*, 1995 b). López *et al.*, (1986) coinciden en que el tipo de planta a utilizar debe ser 1:2 o 1:3. Después de un año en platabanda, las plantas se deben traspasar a contenedores individuales.

Respecto a sustratos para la viverización de ciprés de la cordillera, INFOR (Protocolo 3) compara la emergencia de plántulas y el desempeño inicial de las mismas en corteza de pino compostada y en tierra de hojas. En ese estudio se observó una emergencia de plántulas significativamente superior en tierra de hojas (28,5%) la que se inició 21 días después de la siembra, mientras que en

corteza compostada la emergencia fue sólo del 3% y se inició 31 días después de la siembra. A pesar de las grandes diferencias en esta variable, el crecimiento de las plantas evaluado a los tres meses sólo evidenció diferencia en diámetro de cuello, a favor de la tierra de hoja, mientras que la altura no mostró diferencias entre sustratos (Cuadro 6).

Cuadro N°6
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *Austrocedrus chilensis* SEMBRADAS EN
CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
28,5 (B)	3 (A)	1,3 (día 39)	22 (día 46)	3,5 (A)	3,1 (A)	0,37 (B)	0,11 (A)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)

Luego de la emergencia de las plántulas se debe proporcionar semisombra equivalente a 50%. Esta debe ser retirada paulatinamente desde la segunda semana de febrero. El riego debe efectuarse de acuerdo a las condiciones climáticas.

López *et al.* (1986), recomiendan aplicar tres dosis de salitre potásico, la primera un mes después de la emergencia, la segunda en enero y la tercera en marzo, complementándolo con aplicaciones de abono foliar completo en febrero y marzo.

Antes de la plantación, es recomendable que las plantas reciban una poda de raíces. Esto es válido para las producidas a raíz desnuda en platabandas, donde tienden a presentar un sistema radicular descompensado, con una raíz pivotante muy desarrollada y escasa presencia de raíces finas. Esta labor debe efectuarse cuando las plantas alcanzan los 25 cm a 30 cm de altura, durante el tercer año de viverización.

La faena de poda de raíces es recomendable efectuarla entre fines de febrero y principios de marzo, idealmente durante las últimas horas de la tarde para evitar la deshidratación de la plantas durante el día. Posteriormente, transcurridas dos semanas de efectuada la poda de raíces, pueden realizarse los descalces.

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. Para el enraizamiento de estacas de ciprés de la cordillera, Hechenleitner *et al.*, (2005) recomiendan colectar propágulos de 5 cm de longitud a principios de otoño, seleccionando aquellos semileñosos, semiduros, de talón y de la misma estación de crecimiento. Estos deben tratarse con hormona enraizante y disponerse bajo condiciones de humedad y sombra, sobre cama de propagación caliente a 18°C, con riego intermitente o bajo cubierta plástica cerrada. En tales condiciones el enraizamiento tarda entre 2 y 3 meses. No obstante, según antecedentes aportados por Aparicio *et al.*, (2009), los

resultados que pueden esperarse de esta práctica no parecen ser muy alentadores.

Efectivamente, Aparicio et al., (2009) han estudiado la capacidad de esta especie para propagarse asexualmente por enraizado de estacas y por injertos, analizando también la influencia de auxinas exógenas, la estación de colecta, el estadio ontogénico de las plantas donantes, la estación de injerto y del tipo de púa. Al respecto concluyen que la capacidad de enraizamiento de ciprés de la cordillera es muy baja, tanto para ortets adultos (promedio = 0,27%) como para

juveniles (promedio = 2,10%). Sólo una progenie juvenil de procedencia xérica mostró resultados de interés, con 33% de enraizamiento. Los injertos mostraron buenos resultados a comienzos de primavera usando esquejes vigorosos y semileñosos, con un 81% de prendimiento. La compatibilidad entre genotipos de diferentes procedencias usados como púa y portainjertos fue amplia. Estos resultados indican que aunque *A. chilensis* es una especie de difícil enraizado, su propagación por injertos es factible utilizando tecnología de bajo costo.

5.8 ESCALLONIACEAE



Nombre científico: *Escallonia revoluta* (Hook. & Arn.)

Nombre común: Corontillo, Lun, Siete camisas

(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

ASPECTO GENERAL. Es un árbol pequeño, siempreverde, que alcanza una altura de hasta 10 m y 60 cm de DAP, ramificado desde la base, característico por sus inflorescencias terminales, grandes y cónicas, no cilíndricas, de flores blancas (Donoso, 2006). Posee hojas simples alternas o fasciculadas, de bordes aserrados, sobre todo en la parte apical. Láminas elípticas, revolutas, de 2,5 cm a 6 cm de largo, cubierta de glándulas en el envés. Pecíolo de hasta 9 mm de largo. Las flores se disponen en panículas de 40 a 100 unidades en el extremo de las ramas, son hermafroditas de 1,2 cm a 2 cm de longitud, de color blanco o rosado. Cáliz formado por 5 sépalos fusionados, corola tubular de 5 pétalos. Estambres 5, estilo simple con estigma capitado. El fruto es una cápsula de 4 mm a 5 mm de largo con numerosas semillas diminutas en su interior.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es endémico de Chile, donde se distribuye entre las provincias de Coquimbo y Osorno en ambas cordilleras y en especial en quebradas húmedas y sombrías (Rodríguez *et al.*, 1983).

FENOLOGÍA. Florece durante primavera, verano y comienzos de otoño.

USOS. Tiene uso ornamental y aplicaciones en medicina popular, donde sus hojas se utilizan para preparar infusiones, o se mezclan con aceite para curar heridas y quemaduras (florachilena, 2011).

SEMILLAS Y GERMINACION. Las semillas de *Escallonia spp.* son extremadamente pequeñas, por lo que su manipulación es un poco complicada. Landaeta (2010) sugiere que el pretratamiento con mejor resultado consiste en lavar las semillas con agua fría a 15 °C por 5 min., posterior a esto sumergir las semillas en GA3 a una concentración de 1.000 mg/L por 24 h. Sin embargo, resultados obtenidos por el Banco Base de semillas de INIA indican que la germinación alcanza excelentes resultados a 20°C en presencia de luz.

Ensayos efectuados por INFOR (Protocolo 1), señalan una germinación del 100%, en 18 días, para semillas de *E. revoluta* lavadas en agua fría (15°C) por 5 minutos y posteriormente remojadas por 24 horas en una solución de ácido giberélico en concentración de 1 gL⁻¹. Paralelamente, un lote testigo donde el remojo en ácido giberélico se reemplazó por agua, obtuvo solo un 46,7% de germinación (Figura 9).

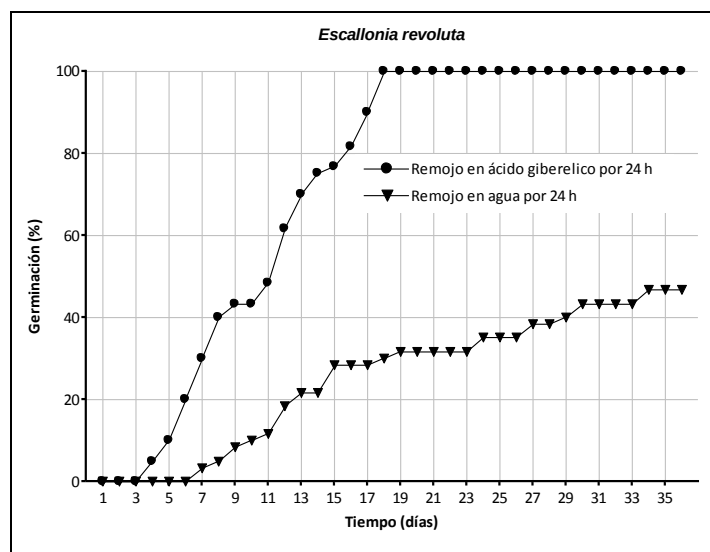


Figura N°9
GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Escallonia revoluta*
REMOJADAS POR 24 HORAS EN AGUA Y EN ÁCIDO GIBERÉLICO (1 g/L)

VIVERIZACIÓN. La propagación de *Escallonia* spp. se puede realizar por medio de semillas estratificadas en otoño y sembradas en primavera sobre almácigos con sustrato compuesto por compost y arena. También se puede propagar por estacas de madera leñosa en invierno o por esquejes de madera semi-leñosa en verano, en cama fría de arena. Dado que estas especies enraízan con facilidad, se pueden obtener plantas después de tres a cuatro meses de establecidas las estacas, pudiendo lograrse cerca de un 90% de enraizamiento, especialmente cuando estas han sido cortadas de las plantas madres en enero o febrero (Mansilla, 2004).

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. Mansilla (2004) estudió la propagación mediante enraizamiento de estacas de dos especies de *Escallonia*; *E. rubra* y *E. virgata*, más un presunto híbrido de estas dos especies. Analizó el efecto de la dosis de ácido indolbutírico (AIB) sobre el porcentaje de enraizamiento, largo y número de raíces, después de 30, 45 y 60 días, utilizando 0, 1.000, 2.000 y 3.000 ppm de AIB. Concluye que las especies estudiadas son de muy fácil enraizamiento, logrando porcentajes que fluctúan entre 92 y 96% a los 60 días, y

consiguiendo el mayor porcentaje de enraizamiento con 1.000 ppm de AIB, aún cuando las diferencias entre el testigo y las distintas dosis de auxina no resultaron significativas. El número de raíces por estaca aumenta significativamente al aumentar la dosis de AIB. El enraizamiento es rápido, detectando un promedio de 92% a los 30 días, el cual aumenta leve, pero significativamente, a 93% a los 45 días y 96% a los 60 días. A nivel de especies se verifica que el enraizamiento del híbrido (98%) es superior al de las especies individuales (*E. rubra* 91% y *E. virgata* 92%).

La gran capacidad rizogénica de los esquejes de las tres especies del género *Escallonia*, se atribuyen a condiciones endógenas favorables para el enraizamiento, así como a la presencia de iniciadores preformados de raíces en sus tallos. Efectivamente, en otros géneros de esta misma familia, particularmente en especies del género *Ribes*, Hartmann y Kester (1998, cit. por Mansilla, 2004) señalan la presencia de estos iniciadores preformados. Tales antecedentes permiten suponer que el enraizamiento de estacas de *Escallonia revoluta* podría ser relativamente simple.



Nombre científico: *Escallonia myrtoidea* (Bertero ex DC.)

Nombre común: Lun

(Fotografía: Darian Stark, INIA)

ASPECTO GENERAL. El lun es un arbusto o árbol pequeño, de hasta 6 m de altura, su tronco alcanza hasta 20 cm de diámetro posee corteza cenicienta y se ramifica desde la base en ramas notoriamente surcadas y angulosas. Sus hojas son perennes, simples, alternas (a veces fasciculadas), con lámina de forma variable, frecuentemente ovaladas, de 2,5-4,5 cm x 1,2-2,2 cm, con pecíolo corto, margen ligeramente dentado a aserrado especialmente en los 2/3 superiores, ápice obtuso o agudo, a veces mucronado y base atenuada. Sus flores son hermafroditas, blancas, dispuestas en panículas terminales densas. Su fruto es una cápsula subesférica, de 1,5 mm a 3 mm de largo, con cáliz y estilo persistentes. Las semillas son numerosas y pequeñas (Rodríguez *et al.*, 1983).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. En Chile se distribuye desde la provincia de Limarí en la región de Coquimbo hasta la provincia de Ñuble en la región del Bío Bío, también se le encuentra en algunas localidades de Argentina. Habita en lugares húmedos, a orillas de cursos de agua, presentando tendencia a formar pequeños bosques en la cordillera andina de la zona mesomórfica hasta los 2.500 msnm.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas de esta especie requieren de un período de estratificación fría húmeda.

VIVERIZACIÓN. La propagación de *Escallonia spp.* se puede realizar por medio de semillas estratificadas en otoño y sembradas en primavera sobre almácigos con sustrato compuesto por compost y arena. También se puede propagar por estacas de madera leñosa en invierno o por esquejes de madera semi-leñosa en verano, en cama fría de arena. Dado que estas especies enraízan con facilidad, se pueden obtener plantas después de 3 a 4 meses de establecidas las estacas, pudiendo lograrse cerca de un 90% de enraizamiento, especialmente cuando estas han sido cortadas de las plantas madres en enero o febrero (Mansilla, 2004).

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. Mansilla (2004) estudió la propagación mediante enraizamiento de estacas de dos especies de *Escallonia*, *E. rubra* y *E. virgata*, más un presunto híbrido de estas dos especies. Analizó el efecto de la dosis de ácido indolbutírico (AIB) sobre el porcentaje de enraizamiento, largo y número de raíces, después de 30, 45 y 60 días, utilizando 0, 1000, 2000 y 3.000 ppm de AIB. Concluye que las especies estudiadas son de muy fácil enraizamiento, logrando porcentajes que

fluctúan entre 92 y 96% a los 60 días, y consiguiendo el mayor porcentaje de enraizamiento con 1.000 ppm de AIB. Respecto al número de raíces por estaca, este aumenta significativamente al aumentar la dosis del regulador de crecimiento. Observa también que el enraizamiento es rápido, detectando un promedio de 92% a los 30 días, el cual aumenta leve, pero significativamente, a 93% a los 45 días y 96% a los 60 días. A nivel de especies se verifica que el porcentaje de enraizamiento del híbrido (98%) es estadísticamente superior al de las dos especies individuales (*E. rubra* 91% y *E. virgata* 92%).

La gran capacidad rizogénica de los esquejes de las tres especies del género *Escallonia*, se atribuyen a condiciones endógenas favorables para el enraizamiento, así como a la presencia de iniciadores preformados de raíces en sus tallos. Efectivamente, en otros géneros de esta misma familia, particularmente en especies del género *Ribes* Hartmann y Kester (1998, cit. por Mansilla, 2004) señala la presencia de estos iniciadores preformados. Tales antecedentes permiten suponer que el enraizamiento de estacas de *Escallonia myrtoidea* podría ser relativamente simple.

5.9 FABACEAE



Nombre científico: *Balsamocarpon brevifolium* (Clos)

Nombre común: Algarrobilla, Algarrobito

(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

ASPECTO GENERAL. Es un arbusto endémico de 1 m a 2 m de altura y de ramas erectas, con hojas pinnadas en pares, con 3 a 4 pares de folíolos elípticos de 3 mm de largo por 1,8 mm de ancho, flores en racimos erectos en el extremo de las ramas, con 5 pétalos, amarillos con manchas rojas, forma amariposada, con pedúnculos y cálices vellosos-glandulosos y de 1,3 cm a 1,5 cm de largo. El pericarpio, se transforma en una materia resinosa, dura, quebradiza y muy astringente. El fruto es una legumbre de 3 cm a 4 cm de largo por 1,5 cm de diámetro, resinoso-glanduloso, rojizo-amarillento, cilíndrico, contiene pocas semillas lisas, aplanadas, color café oscuro, de 7 mm a 8 mm de diámetro (www.chilebosque.cl).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Se distribuye en forma natural en la zona árida chilena, en la costa e interior de las Regiones de Atacama y Coquimbo. Posee una extraordinaria adaptación a medios áridos rigurosos, sin embargo su regeneración natural es difícil, debido a las condiciones ambientales y a los

suelos delgados donde crece. Por otra parte, los roedores se alimentan de sus semillas y el ganado caprino consume su regeneración. Aun así se le considera una especie interesante para programas de forestación de zonas áridas (Wrann y Barros, 1987).

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según UICN (2001), está en categoría Vulnerable, mientras que Benoit (1989) la clasifica como una especie en peligro, debido a su atractivo como fuente para leña y a la colecta indiscriminada de sus frutos.

USOS. La especie ha sido usada principalmente para la obtención de leña y carbón (Ortíz, 1943; Escobar, 1946). El fruto ha sido intensamente cosechado para extraer del pericarpio, una materia resinosa, dura, quebradiza y muy astringente, la que contiene entre 43% a 67 % de tanino cristalizado, usado en gran medida para hacer tinta y para curtiembre. Además de su uso en medicina popular (astringente y hemostático).

SEMILLAS Y GERMINACION. La producción de semillas de algarrobilla depende fuertemente de la cantidad de lluvia caída durante el invierno anterior a la temporada de fructificación. Como en muchas leguminosas, las semillas de esta especie presentan latencia de cubiertas, la cual requiere tratamientos pregerminativos para eliminarla.

Escarificación química mediante remojo en ácido sulfúrico por 60 min. y posterior lavado en agua corriente, permiten obtener porcentajes de germinación en laboratorio de 80% (Wrann y Barros, 1987); remojos de 40 min. también se señalan como efectivos para promover una alta germinación (Montenegro y Arce, 1990).

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de

algarrobilla, confirmando la existencia de latencia física en las semillas de esta especie. En efecto, semillas sin tratamiento no fueron capaces de germinar en el período ensayado, mientras que las sometidas a cualquiera de los tratamientos pregerminativos evaluados germinaron significativamente más (Figura 10). Los mejores resultados fueron obtenidos por remojo en ácido sulfúrico por 15 minutos, sin presentar diferencias significativas con 10 ni 20 minutos. Semillas escarificadas con lija y semillas remojadas por 5 minutos en ácido sulfúrico mostraron una germinación menor, probablemente debido a que el tratamiento resultó insuficiente para vencer la latencia impuesta por la gruesa cubierta de la semilla, aunque principalmente dejaron ver la falta de homogeneidad del tratamiento expresado en la alta desviación estándar observada. El tratamiento de agua caliente, resultó también insuficiente, e incluso podría ocasionar pérdidas de semillas.

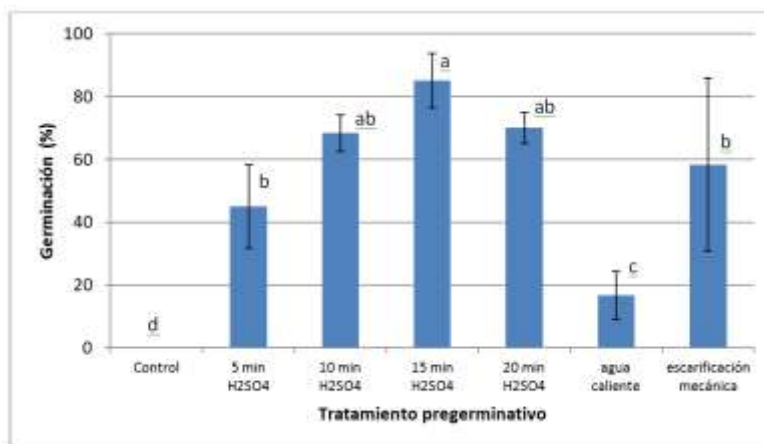


Figura N° 10

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Balsamocarpon brevifolium* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

Letras distintas indican diferencias significativas ($\alpha = 0,05$). Barras de error indican desviación estándar.

En cuanto a la velocidad de germinación, el ensayo mencionado (INIA, Protocolo 2) indica que esta fue más o menos homogénea entre los tratamientos de remojo en ácido sulfúrico, alcanzando su máximo en 3 a 4 días de instalado el ensayo. Semillas sometidas a

escarificación mecánica y a agua caliente presentaron una germinación un poco más lenta alcanzando su máximo a 4 a 5 días de iniciado el ensayo (Figura 11).

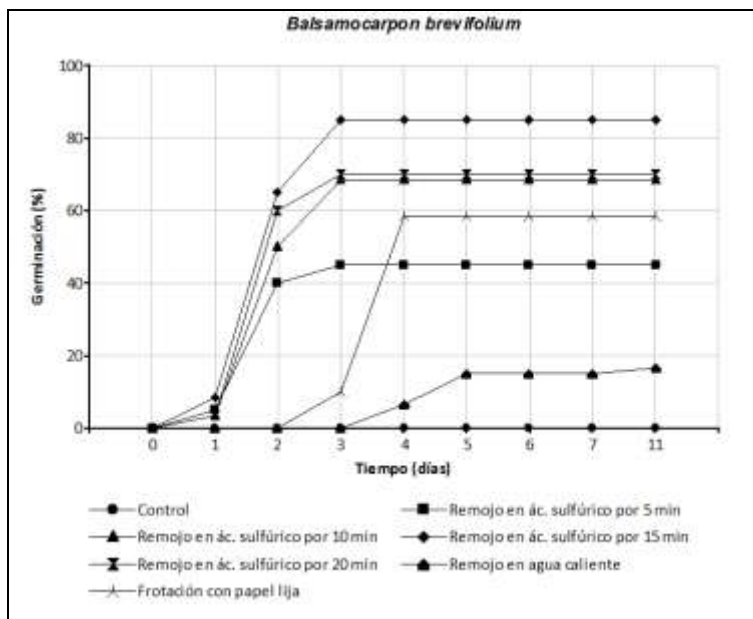


Figura N° 11
CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Balsamocarpon brevifolium*
BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

VIVERIZACIÓN. Las semillas escarificadas se pueden sembrar en un sustrato compuesto de tierra estéril y arena en proporción volumétrica de 1:1, la cual debe ser desinfectada con fungicidas, señalándose que una solución de Baytán al 0,2% es apropiada para este fin. La germinación se produce en un periodo de seis días, después de la siembra.

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. La propagación vegetativa de esta especie mediante enraizamiento de estacas no ha sido exitosa.



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Caesalpinia spinosa* (Mol.) Kuntze

Nombre común: Tara, Taya, Tanino

ASPECTO GENERAL. La tara es un árbol pequeño de 4 m a 5 m de altura. En muchos casos las ramas se inician desde la base dando la impresión de varios tallos. La copa es irregular, aparasolada y poco densa, con ramas ascendentes. Tiene un crecimiento bastante rápido. Su fuste es corto, cilíndrico y a veces tortuoso, está provisto de una corteza gris espinosa, con ramillas densamente pobladas. Sus hojas son en forma de plumas, parcadadas, ovoides, brillantes, ligeramente espinosas de color verde oscuro y miden 1,5 cm de largo.

Presenta inflorescencias con racimos terminales de 15 cm a 20 cm de longitud. Las flores son de color amarillo rojizo, hermafroditas, zigomorfas, con cáliz irregular provisto de un sépalo muy largo de alrededor de 1 cm, con numerosos apéndices en el borde, con pedúnculos pubescentes; los pétalos son aproximadamente dos veces más grandes que los estambres.

Sus frutos son vainas explanadas e indehiscentes de color naranja de 8 cm a 10 cm de largo y 2 cm de ancho aproximadamente, que contienen de 4 a 7 semillas redondeadas, de 0,6 a 0,7 cm de diámetro y de color pardo negruzco cuando están maduras.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Se distribuye desde la provincia de Arica hasta el sur de la región de Coquimbo, sin embargo su mayor concentración se produce en esta última región, en las provincias de Elqui y Limarí. Su distribución abarca diversas zonas áridas, en

Venezuela, Ecuador, Perú y Bolivia (Rodríguez *et al.*, 1983). Es una planta denominada «rústica» porque resiste la sequía, plagas y enfermedades, y es considerada como una especie bastante plástica. Requiere zonas libres de heladas. La tara es una especie poco exigente en cuanto a la calidad de suelo, aceptando suelos pedregosos, degradados y hasta lateríticos, aunque en esas condiciones se reporta una baja producción.

FENOLOGÍA. Comienza a fructificar entre los dos y seis años de edad, alcanzando su mayor producción a partir de los 15 a 20, años, cuando puede rendir un promedio de 20 kg de vaina por árbol, cosechándose dos veces al año.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Esta especie está cultivada en muchos lugares del país. Sin embargo, sería apropiado asegurar la conservación de una base genética suficientemente amplia. En toda la zona andina del Perú hay locaciones con potencial semillero.

USOS. Medicinal, actúa contra la amigdalitis al hacer gárgaras con la infusión de las vainas maduras y como cicatrizante cuando se lavan heridas con dicha infusión. Además, la tara es utilizada contra la estomatitis, la gripe y la fiebre. Sus vainas contienen una sustancia llamada tanino, la cual es utilizada para teñir de color negro. Las raíces pueden teñir de color azul oscuro. Debido a su alto contenido de tanino, se le emplea en el curtido de

cueros. La cocción de las hojas se utiliza para evitar la caída del cabello. También se usa en agroforestería, como cerco vivo y para el manejo de rebrotes y plaguicida, donde la cocción de las vainas secas es efectivo contra piojos e insectos (plantitas.wordpress.com, 2012).

SEMILLAS Y GERMINACION. La propagación de plantas se realiza por semilla, siendo el número de semillas por kilogramo de aproximadamente 4.500 a 6.000 unidades. Estas presentan una capacidad de germinación que oscila entre 56 % y 90%, generalmente con buena energía germinativa (Motoki *et al.*, 1998). La germinación es epigea, se inicia entre los 8 a 12 días y finaliza a los 20 días. Requiere un tratamiento pregerminativo para acelerar y uniformizar la germinación, ya que presenta una testa dura. Dicho tratamiento se efectúa, normalmente, por remojo en agua. Ocasionalmente se utiliza lija (escarificación física) o ácido sulfúrico (escarificación química). Para el remojo se utilizan cinco partes de agua por una de semillas. Cuando las semillas son frescas, éstas se sumergen en un depósito con agua fría durante 24 h; si son semillas colectadas en temporadas anteriores, se remojan en agua caliente hasta que se enfríe por 48 h. Alternativamente, Motoki *et al.* (1998) recomiendan remojarlas en agua caliente a 80°C y dejarlas enfriar en esta agua por 24 h antes de sembrarlas, mencionando porcentajes de germinación de 56%.

Otro método consiste en remojar semillas frescas en un recipiente con suficiente agua para cubrirlas. Después de 7 días las semillas hinchadas están listas para sembrar, a las

restantes se les cambia de agua hasta por cuatro oportunidades, hasta que estén apropiadas para sembrarlas en almácigo.

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de *C. spinosa*, confirmando la existencia de latencia física en las semillas de esta especie. En efecto, semillas sin tratamiento germinaron significativamente menos que los tratamientos pregerminativos ensayados (Figura 12). El remojo en ácido sulfúrico demostró ser el tratamiento más efectivo para vencer la latencia de las semillas de tara, sin mostrar diferencias significativas entre los distintos tiempos ensayados. El remojo en agua caliente no fue suficiente para ablandar la cubierta y tampoco lo fue la escarificación mecánica, sugiriendo la existencia además de impermeabilidad de la testa de una resistencia mecánica a la expansión del embrión.

Según ese mismo ensayo (INIA, Protocolo 2), la velocidad de germinación de la tara fue similar en los distintos tiempos de remojo en ácido (Figura 13), donde la germinación alcanzó su máximo a los 4 días de instalado el ensayo. La germinación en el tratamiento de remojo en agua caliente alcanzó su máximo recién al final del ensayo, sugiriendo que si el ensayo se hubiera prolongado más ésta podría haber alcanzado al resto de los tratamientos.

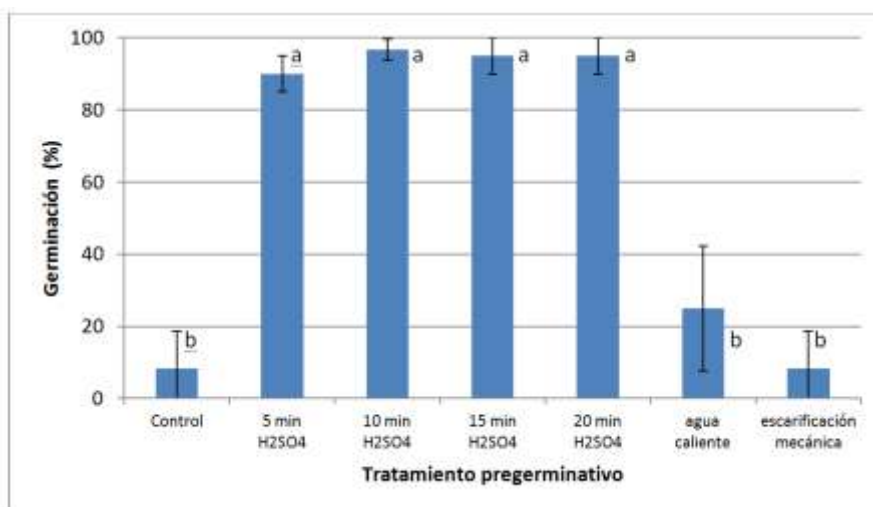


Figura N° 12

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Caesalpinia spinosa* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

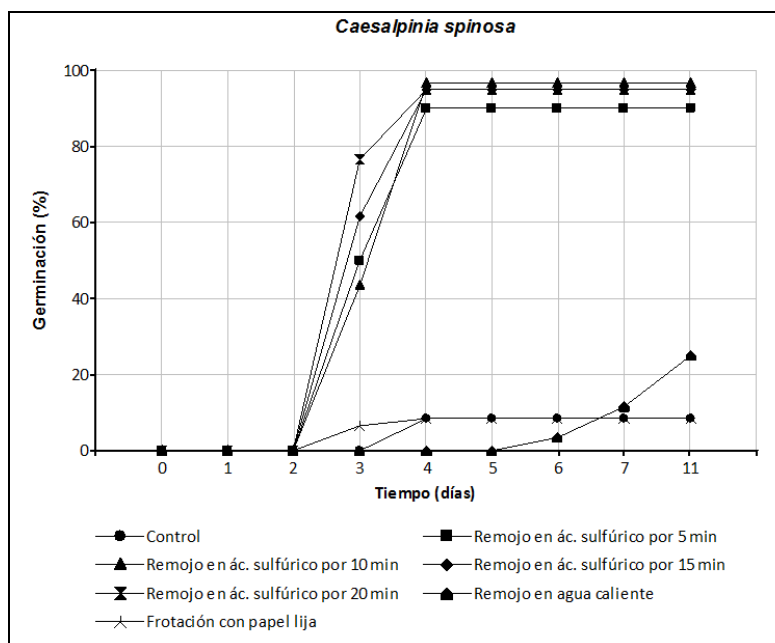


Figura N° 13

CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Caesalpinia spinosa* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

VIVERIZACIÓN. La siembra en almácigo se debe realizar en primavera, a una profundidad de 2 cm a 3 cm, usando como sustrato una mezcla de tierra común y arena (3:1). Los riegos se hacen cada 2 ó 3 días, según la necesidad. No es conveniente el riego en exceso, porque en esta etapa la

plántula es muy susceptible al ataque de enfermedades fúngicas como damping off. El repique, a diferencia de otras especies, se recomienda realizarlo antes de que aparezca el segundo par de hojas, incluso a los 20 días o al mes, porque su raíz tiene un rápido desarrollo longitudinal. Las experiencias en

producción de plántulas han demostrado que cuando el repique se realiza después de este período, puede ocasionar una mortalidad superior al 80%. Las plantas repicadas a contenedores individuales deben mantenerse bajo malla de sombra retráctil, entre las 18:00 h y las 08:00 h del día siguiente, para evitar el efecto de las heladas. Se recomienda una permeabilidad a la luz de 30%. La tara no necesita mucha luz directa las primeras semanas posteriores al repique. Sin embargo, después que aparece el segundo par de hojas se puede retirar el sombreadero definitivamente.

También se puede efectuar siembra directa en los contenedores individuales, alternativa recomendable debido al rápido crecimiento de la raíz principal. En este caso se usan dos semillas por contenedor y se cubren con una capa de 2 cm a 3 cm de arena. La siembra se protege con malla de sombra, la que se retira gradualmente, por horas durante el día, hasta retirarla completamente cuando las plantas alcanzan el sexto par de hojas.

En la primera etapa de almácigo, después de la siembra, el riego debe hacerse cada día controlando que el suelo se mantenga en capacidad de campo. Antes de retirar las plantas del vivero se debe disminuir la frecuencia de los riegos, restringiéndolos a riegos ligeros aplicados aproximadamente cada 10 días, régimen que se mantiene durante los últimos 30 a 45 días antes de despacharlas a terreno, cuando las plantas hayan alcanzado una altura cercana a los 25 cm. El proceso de viverización se completa en una temporada.



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA).

Nombre científico: *Sophora macrocarpa* J.E.Sm

Nombre común: Mayú, Mayo

ASPECTO GENERAL. Es un arbusto o árbol pequeño de hasta 3 m de altura. Posee un tronco delgado, con ramas flexibles densamente tomentosas. Sus hojas son perennes, compuestas imparipinadas, con 20 a 38 folíolos elípticos, glabros por el haz y tomentoso por el envés. Las flores son amarillas, grandes, con pedúnculo largo y dispuesto en racimos laterales. Su fruto es una legumbre con 4 a 5 semillas, separadas entre sí por estrangulaciones muy marcadas; Las semillas son de color café, casi esféricas y de 8 mm a 12 mm de diámetro (Martínez, 1991).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es endémico de Chile, donde crece desde la provincia de Choapa hasta la de Malleco, entre 0 y 1.700 msnm, especialmente en los faldeos precordilleranos donde se desarrolla preferentemente en lugares abiertos y asoleados y también en algunas partes húmedas. En su distribución norte se le encuentra en fondos de quebradas y cercanía de cursos de agua permanentes o temporales. Hacia el sur forma parte de la vegetación que cubre las laderas, actuando como especie pionera en lechos de esteros y en terrenos donde se ha destruido la vegetación original (Rodríguez *et al.*, 1983; Manetti y Montecinos, 1978).

FENOLOGÍA. El Mayú, florece entre fines de agosto y septiembre variando la época a lo largo de su distribución. Sus frutos maduran

entre enero y febrero (Rodríguez *et al.*, 1983).

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Arancio *et al.*, (2001) clasifican el estado de conservación del Mayú en la Región de Coquimbo, como En Peligro, mencionando que en esta región su distribución se restringe a la zona de Los Vilos y sería el límite norte de su distribución.

USOS. El fruto tiene un importante porcentaje de aceite (20% del peso de las semillas), proteínas (20% del peso de las semillas) y alcaloides (3,4% del peso de las semillas). El aceite es comestible y su composición de ácidos grasos es similar al aceite de raps, mientras que su índice de poli-insaturación supera a este y al de oliva. El alto contenido de proteínas sugiere que se puede aprovechar el residuo de los frutos después de extraerles el aceite, en alimentación animal. Entre sus alcaloides se encuentra matrinalina, baptifolina y metilcitosina, que son de utilidad para producir insecticidas biodegradables. También posee flavonoides y otros compuestos cuyas utilidades son materia de estudio (Manetti y Montecinos, 1978).

La especie también posee un alto valor ornamental.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. De acuerdo con Donoso y Cabello (1978) un kilogramo de frutos de mayú contiene del orden de 720 semillas. El número de semillas pura por kilogramo es de aproximadamente 2.250

unidades. Wilkens *et al.* (2005) contabiliza 2.300 semillas por kilogramo, añadiendo que 1.000 semillas de mayú pesan 470 g.

Como muchas leguminosas, el mayú posee latencia de cubierta que requiere tratamiento de escarificación para acelerar y homogenizar su germinación. Donoso y Cabello (1978) señalan que semillas sin tratar alcanzan un 15% de capacidad germinativa, mientras que semillas escarificadas mediante remojo en ácido sulfúrico por 90 min., logran valores de 78%. Proveedores internacionales de semillas recomiendan remojar las semillas en agua hirviendo y dejarla enfriar por 12 h, lo que permitiría alcanzar un 89% de germinación.

Estudios realizados por Wilkens *et al.*, (2005), concluyeron que las semillas tratadas con ácido sulfúrico por 30 min y germinadas a 12 °C presentaron el mayor porcentaje de germinación (89%).

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente

sobre la germinación de semillas de *S. macrocarpa*, confirmando la existencia de latencia física en las semillas de esta especie. En efecto, la germinación obtenida por el control fue superada por el tratamiento de 20 minutos en ácido sulfúrico, sin embargo la altísima variación entre las réplicas no permitió distinguir diferencias significativas al 0,05 entre los distintos tratamientos ensayados (Figura 14). La germinación obtenida por este ensayo sugiere que los tratamientos aplicados fueron insuficientes para vencer la impermeabilidad de las semillas de mayú y que puede ser necesario usar tiempos de remojo en ácido sulfúrico más extensos.

En cuanto a la velocidad de germinación, ésta alcanzó su máximo en los primeros días de ensayo para luego mantenerse relativamente constante en los siguientes días de monitoreo (Figura 15).

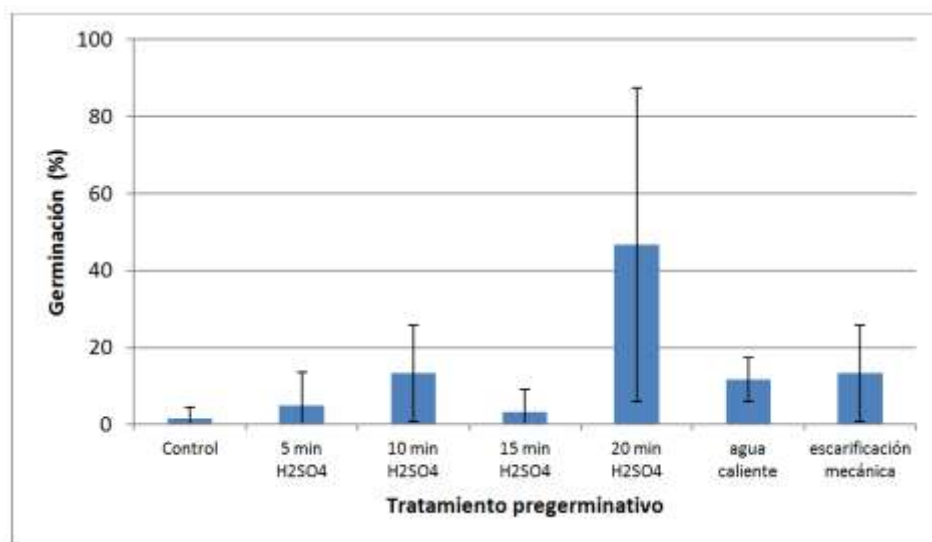


Figura N° 14

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *SOPHORA MACROCARPA* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

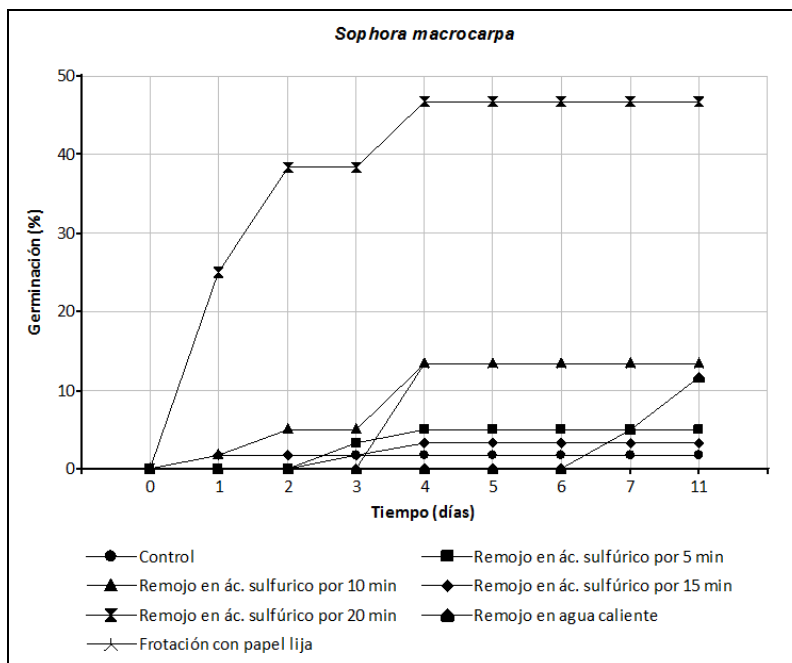


Figura N° 15
CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Sophora macrocarpa*
BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PRERGERMINATIVOS

VIVERIZACIÓN. Las plantas de mayú pueden producirse en vivero mediante siembra directa de semillas, previamente remojadas en ácido sulfúrico por 30 a 90 min., enterradas a 2-3 cm de profundidad en contenedores con sustrato compuesto por corteza de pino compostada.

Durante los primeros estados de desarrollo puede ser necesario proveer cierta sombra difusa, la que posteriormente puede eliminarse. El riego debe ser moderado y aplicado en función de las condiciones climáticas. El sustrato debe enriquecerse con una fertilización a base de NPK y posteriormente complementarlo con aspersiones de abono foliar completo.



(Fotografía: Sandra Gacitúa, INFOR).

ASPECTO GENERAL. El chañar es un árbol o arbusto que alcanza una altura de 8 m a 10 m y un diámetro de hasta 60 cm. Presenta espinas en las puntas de las ramillas y en las axilas de la hoja; las ramillas nuevas son pubescentes y glabras con la edad. Posee un tronco tortuoso, con corteza rugosa, grisácea y que se descascara en tiras irregulares. Sus ramas terminan en espinas duras y punzantes. Las hojas son caducas, compuestas, imparipinadas, con 3-5 a 7-11 foliolos opuestos, glabros, oblongos, de 6-25 mm x 2,5-7 mm. Sus flores son hermafroditas, de 1 cm de largo, con pedicelo pubescente, agrupadas en inflorescencias racemosas de 2-4 cm, con corola papilionada, vistosa y de color amarillo anaranjado con estrías rojas. Posee un fruto drupáceo, indehiscente, ovoide a esférico, inicialmente verde amarillento, en la madurez castaño brillante a rojizo, de 2 cm a 3 cm de largo, con epicarpio liso a ligeramente rugoso; mesocarpio carnoso de textura granulosa a fibrosa; y endocarpio esclerificado. Las semillas normalmente se encuentran de a una por fruto, son fusiformes, algo curvadas, de color marrón claro, de 10 mm a 12 mm de largo, con estrías transversales y tegumento muy delgado (Rodríguez *et al.*, 1983, Tortorelli, 2009).

Nombre científico: *Geoffroea decorticans* (Hook. & Arn.) Burkart.

Nombre común: Chañar

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. El chañar crece en Chile desde la provincia de Arica, en los valles de Lluta y Azapa, hasta Combarbalá en la región de Coquimbo, en altitudes de 500 a 1.500 msnm (Martínez, 1989) o hasta los 2.300 msnm según Rodríguez *et al.* (1983), reportándosele también casi a nivel del mar en el valle de Copiapó. Ocupa terrenos de clima seco o con escasas precipitaciones, donde se presenta como ejemplares aislados, o formando pequeños grupos puros y densos constituidos por especímenes arbustivos, originados por rebrotes de raíz. También se presenta en Argentina, Bolivia, sur de Perú, Paraguay y Uruguay (Rodríguez *et al.*, 1983). En Argentina se le considera una especie invasora de praderas, que reduce la producción ganadera y que coloniza rápidamente los campos agrícolas abandonados de las provincias de Buenos Aires y La Pampa (Fieldman, 1966; Anderson, 1976; Garay, 1990; Echeverría, 2006).

FENOLOGÍA. Florece de septiembre a octubre, antes que las hojas se desarrollen por completo y fructifica de enero a febrero.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según la UICN (2001), se encuentra en la categoría de Preocupación menor. Sin embargo, al igual que con las otras especies del Norte de Chile, árboles grandes y viejos son cada vez más escasos, debido a la corta indiscriminada

para la producción del carbón y el uso de sus frutos como alimento para el ganado caprino.

USOS. La madera de chañar es apropiada para trabajos de carpintería y mueblería, sin embargo, debido a la escasez de diámetros mayores sólo se usa a nivel local para la confección de muebles rústicos, enseres domésticos mangos de herramientas y leña. (Rodríguez *et al.*, 1983; Tortorelli, 2009). Su fruto es comestible y se utiliza para preparar dulces y chicha. Sus hojas y cortezas tienen aplicaciones en medicina popular (Rodríguez *et al.*, 1983). Con ellas se preparan infusiones usadas para aliviar bronquitis, resfríos y tos (Palacio, 2008). En Chile no existen cultivos de gran escala de esta especie. Sin embargo es utilizada localmente para fabricar muebles rústicos, enseres domésticos y mangos de herramientas.

SEMILLAS Y GERMINACION. Las semillas se obtienen colectando los frutos directamente desde los árboles, entre diciembre a febrero o marzo. Un kilo de frutos contiene aproximadamente 250 unidades y genera 625 g. de semillas. De estas últimas se contabilizan 400 unidades por kilogramo de semilla limpia (Donoso y Cabello, 1978). Un árbol de 10 años puede rendir del orden de 6 Kg a 8 Kg de frutos por año, equivalente a 1.750 semillas, valor que decrece considerablemente si las condiciones ambientales durante la floración (septiembre-octubre) resultan adversas.

Para separar el endocarpo con la semilla desde la pulpa, los frutos se deben remojar en agua durante dos a tres días, realizando

fricción manual. También esta separación puede ser realizada solo de manera manual.

Se recomienda sembrar a fines de verano en un sustrato con excelente drenaje. La germinación es potenciada, si previamente se retira la cascara y pulpa en forma manual, sin remojo (Chilebosque, 2011). Aún así, para mejorar la velocidad de germinación se puede lijar o fracturar el endocarpo.

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de chañar. La germinación obtenida por semillas tratadas superó a la obtenida por semillas sin tratamiento, lo que confirma la existencia de latencia impuesta por la gruesa cubierta que rodea a la semilla. Cabe destacar que en el caso del chañar, la cubierta no corresponde a la testa como en el resto de las leguminosas (fabáceas y mimosáceas) descritas en estas fichas, sino que corresponde al endocarpo del fruto (drupa). La testa de la semilla se encuentra al interior del endocarpo rodeando a la semilla, y no impone ningún impedimento a la germinación, sino que corresponde a una delgada capa membranosa que recubre a la semilla.

En cuanto a la germinación observada (Figuras 16 y 17) los mejores resultados fueron los obtenidos por la escarificación mecánica, que en este caso se trató de un corte realizado en uno de los extremos del endocarpo ya sin pulpa. El resto de los tratamientos ensayados resultaron insuficientes para estimular la germinación de semillas.

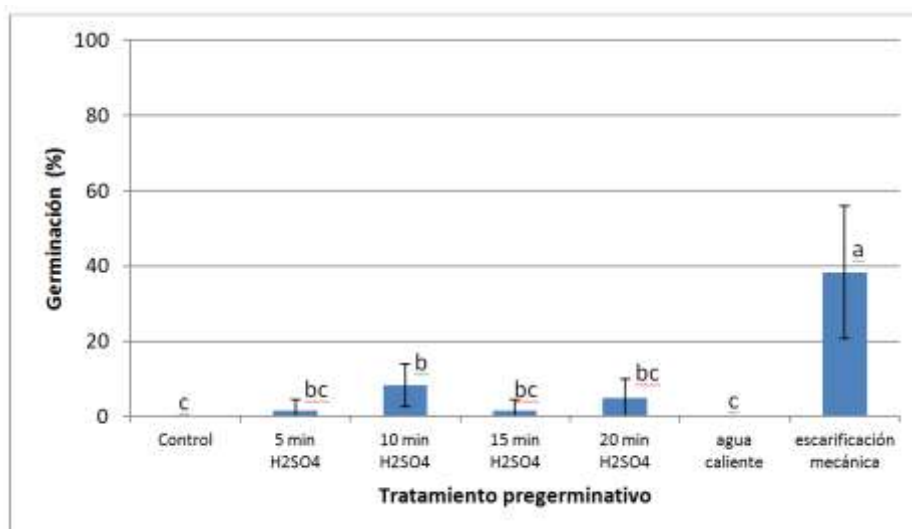


Figura N° 16

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Geoffroea decorticans* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

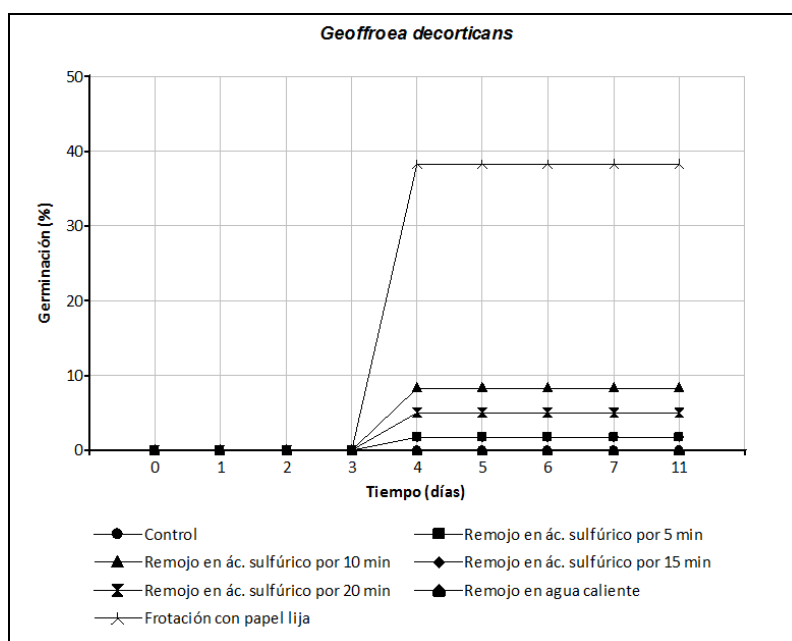


Figura N° 17

CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Geoffroea decorticans* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS

El almacenamiento de semillas de chañar a temperatura ambiente no es aconsejable, debido a que las semillas son fácilmente atacadas por insectos, dado el alto contenido de azúcar en la pulpa, pudiendo deteriorar completamente las semillas almacenadas. Se recomienda almacenar las semillas secas con pulpa a bajas temperaturas para aminorar el

ataque. Solo antes de la siembra se aconseja remojar los frutos en agua y extraer la pulpa.

VIVERIZACIÓN. La regeneración natural de chañar a partir de semillas es escasa, no así su regeneración vegetativa por brotes radicales y yemas proventicias de las bases de los tallos. Su propagación por semillas en

vivero es relativamente sencilla. Se recomienda sembrar los carozos frescos, inmediatamente después de la cosecha, tras separarlos de la pulpa y aplicarles alguno de los tratamientos pregerminativos (estratificación fría a 7°C, por 1 semana). La siembra puede efectuarse directamente en contenedores individuales, usando un sustrato con buen drenaje y riego moderado.

Alternativamente, puede sembrarse en cajones almacigueros con arena ligeramente húmeda, en este último caso las plantas están listas para el repique a macetas individuales en 60 días. De acuerdo con Martínez (1989), en una temporada de viverización se obtienen plantas apropiadas para establecerlas en plantación.



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Otholobium glandulosum* (L.) Grimes

Nombre común: Culén

ASPECTO GENERAL. El culén es un pequeño árbol caducifolio de hasta 5 m o 6 m de altura. Posee un tronco de hasta 25 cm de diámetro, con corteza estriada de color café oscuro y ramas erectas. Sus hojas son aromáticas, verde oscuras, compuestas de tres folíolos lanceolados. Sus flores son hermafroditas, pediceladas y se agrupan en racimos de 10 cm a 14 cm de largo en las axilas de las hojas de las ramificaciones superiores; poseen cáliz acampanulado, pubescente, glanduloso y dentado; la corola es papilionada, glabra, amarilla blanquecina y azulada en el ápice; ovario globoso, con estilo de 2,5 mm a 3 mm de largo y estigma capitado. El fruto es una legumbre indehiscente, de 6-7 mm x 3 mm con una semilla en su interior. La semilla es oval o reniforme, aplanada, negra, de 4-5 mm x 2-2,3 mm, con el pericarpio parcialmente unido (Rodríguez *et al.*, 1983; Macaya, 1999).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es una especie endémica de Chile, con una amplia distribución natural que abarca desde la provincia de Elqui, en la Región de Coquimbo, hasta Valdivia en la Región de Los Ríos, tanto en el valle central como en los lomajes de ambas cordilleras, entre los 25 y 1.500 msnm, aún cuando Donoso (1978) afirma que no sobrepasa de los 500 msnm. Crece de preferencia en lugares húmedos, pero con bastante insolación, cerca de esteros y ríos. No es una especie

muy abundante y tampoco forma asociaciones puras, crece junto al matorral ribereño junto a otras especies (Rodríguez *et al.*, 1983; Macaya, 1999).

USOS. Protección de riberas. Su madera carece de valor, es blanda y de rápida degradación. Se usa y cultiva principalmente por sus propiedades medicinales, debido a los numerosos depósitos aromáticos de sus ramas y hojas, señalándose que las hojas machacadas y el sumo de las mismas actúan como cicatrizante. En las hojas y tallos se obtiene la mayor acumulación de psoraleno, compuesto usado en tratamientos dermatológicos (Hirzel *et al.*, 2004). También es utilizado para preparar bebidas sucedáneas del té, usándose sus inflorescencias, brotes y ramas delgadas para preparar el denominado ponche de culén. Posee valor ornamental derivado de sus flores de tonalidad celeste que contrastan sobre el follaje verde oscuro.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas no poseen endosperma, acumulando los nutrientes en los cotiledones. Germinan con facilidad, registrándose un 61% de capacidad germinativa en ensayos efectuados en laboratorio, en germinadora Jacobsen, usando semilla sin pretratamiento. La capacidad germinativa aumenta considerablemente al utilizar semillas estratificadas en arena húmeda a 4°C durante 30 días, alcanzando en este

caso cerca del 90% (Donoso y Cabello, 1978).

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de culén, confirmando la existencia de latencia física en las semillas de esta especie. En efecto, los tratamientos de escarificación mejoraron significativamente la germinación de semillas respecto a semillas control (Figura 18). Los mejores resultados fueron obtenidos por

semillas remojadas por 15 y 20 minutos en ácido sulfúrico, similar, pero significativamente menor, resultó el remojo por 10 minutos en ácido sulfúrico (90%). La escarificación mecánica también obtuvo resultados satisfactorios, aunque significativamente más bajos. El remojo por 5 minutos en ácido sulfúrico o en agua caliente, resultaron ser insuficientes para vencer la gruesa testa de las semillas de culén, logrando apenas sobrepasar el 10% de germinación.

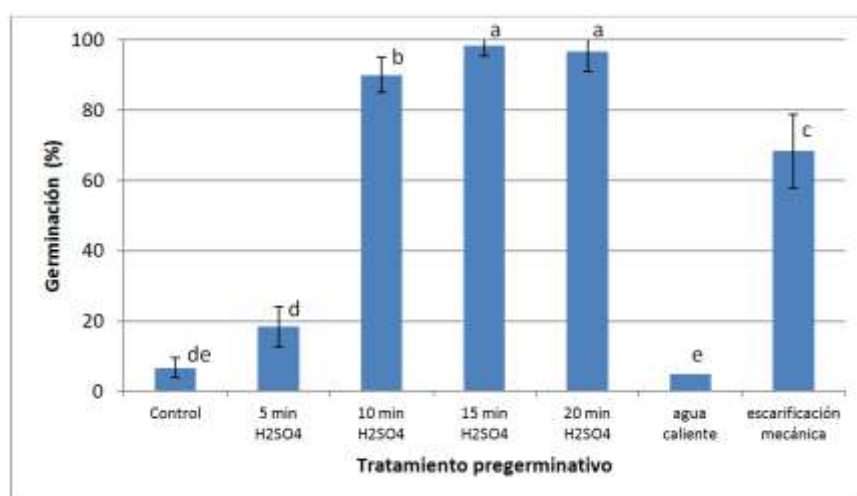


Figura N° 18

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Otholobium glandulosum* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PRAGERMINATIVOS.

Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

En cuanto a la velocidad de germinación, los mejores tratamientos fueron también los más rápidos, alcanzando su máxima germinación en el primer día de ensayo. Remojo en ácido sulfúrico por 5 y 10

minutos, además de la escarificación mecánica resultaron ser un poco más lentos, alcanzando su máximo a cuatro días de iniciado en ensayo (Figura 19).

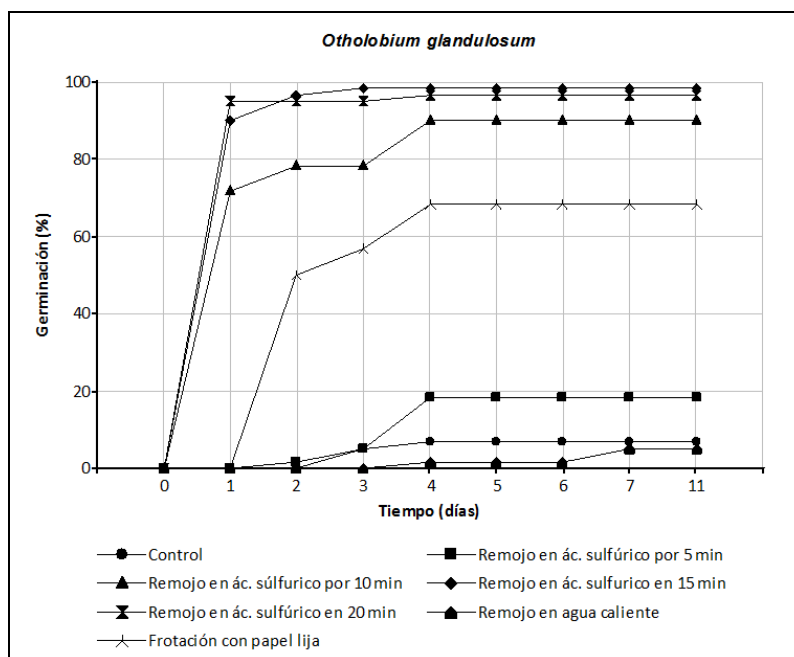


Figura N° 19
CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Otholobium glandulosum*
BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PRAGERMINATIVOS

VIVERIZACIÓN. La reproducción de esta especie puede hacerse por semillas sembradas durante el verano o por estacas, en la época otoñal. Es de crecimiento rápido si tiene las condiciones de humedad apropiada (Tima, 1998, *cit. por* Hirzel *et al.*, 2004).

5.10 MIMOSACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Acacia caven* (Mol.) Mol.

Nombre común: Espino, Espino Maulino, Charque, Cavén, Espinillo, Aromo

ASPECTO GENERAL. El espino es un arbusto o árbol pequeño de hasta 5 m a 6 m de altura, que constituye una de las formaciones vegetales de mayor amplitud geográfica del Llano Central (Muñoz y Pérez, 1981). Posee tronco tortuoso, con corteza oscura y agrietada, ramas gruesas con espinas agudas de largo variable y copa semiesférica. Sus hojas son caducas, compuestas, bipinnadas, con 12 a 20 pares de folíolos pequeños, oblongos y sésiles. Las flores se encuentran en glomérulos densos, de color amarillo anaranjado, sostenidos por un pedúnculo de 5 mm a 10 mm de largo. Su fruto es una legumbre subleñosa, indehisciente, oblonga, de color oscuro brillante y terminada en un mucrón apical. Posee varias semillas por vaina, son comprimidas, oliváceas, de 5 mm a 9 mm de largo y dispuestas en cuatro hileras dentro de un tejido esponjoso (Rodríguez *et al.*, 1983).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Se distribuye desde Copiapó hasta Concepción, en las laderas orientales de la Cordillera de la Costa, a través de todo el Valle Central y en la precordillera andina, entre los 60 y 1.200 msnm, abundando especialmente en la provincia de Santiago y de Los Andes, donde forma bosques tupidos, mientras que hacia el sur del río Laja sólo se encuentran

ejemplares aislados. También se encuentra en Argentina, Uruguay, Brasil y Paraguay (Rodríguez *et al.*, 1983).

El espino es la única acacia chilena. Está adaptado a condiciones secas y terrenos relativamente pobres. En épocas pasadas los espinales se componían de individuos de hasta 10 m de altura, pero en la actualidad son más pequeños y más dispersos debido a la habilitación de terrenos para agricultura y a la explotación indiscriminada del recurso. Es difícil encontrar regeneración natural desde semilla, no obstante la especie brota vigorosamente.

FENOLOGÍA. La floración entre agosto y diciembre dependiendo de su ubicación geográfica y su fruto madura durante los meses de enero y febrero.

USOS. La madera es muy dura, con duramen café rojizo rodeado de albura amarillenta; se le utiliza en trabajos de tornería, artesanía y postes menores. Es muy apreciada para la fabricación de carbón, situación que es una de las principales causas de la degradación de sus poblaciones.

SEMILLAS Y GERMINACION. Las semillas de espino son duras y con endosperma escaso; se obtienen colectando los frutos desde el

árbol cuando presentan un color oscuro signo de su madurez (a mediados de febrero hasta marzo, inclusive). Se contabilizan del orden de 7.000 a 10.000 semillas por kilogramo (Donoso y Cabello, 1978). Motoki *et al.* (1998) mencionan 8.300 semillas por kilogramo.

Presentan germinación epigea y latencia física debido a la dureza y espesor de sus testas, que impiden la absorción de agua. Para mejorar su germinación se recomienda someterlas a escarificación mecánica, la que permite obtener porcentajes de germinación de hasta 96%, o remojarlas en ácido sulfúrico por 2h, obteniéndose así germinaciones de 93% (Muñoz y Pérez, 1981). Un procedimiento adecuado para la escarificación química con ácido sulfúrico es el siguiente:

- Sumergir completamente la semilla seca dentro del ácido no diluido (1.200 ml por Kg de semilla). El tratamiento se desarrolla mejor a 20–27°C; temperaturas más bajas requerirán tiempos de imbibición más largos.

- Retirar las semillas del ácido, lavarlas inmediata y prolijamente con abundante agua corriente fría, durante 5 a 10 min, para eliminar toda traza de ácido.

- Distribuir las semillas en capas delgadas sobre una superficie para su secado y posterior siembra o, alternativamente, efectuar la siembra inmediatamente con la semilla húmeda.

- La duración óptima del remojo en ácido depende del lote específico de semillas, pudiendo fluctuar entre 20 y 120 min. Cabello y Alvear (1991) remojaron lotes de semillas de espinos de dos procedencias

(Antumapu y Rinconada de Maipú, RM), por 120 min., en ácido sulfúrico concentrado, y montaron ensayos de germinación en oscuridad por 60 días. Obtuvieron capacidades de germinación fluctuantes entre 92% y 98,7%, para temperaturas de incubación entre 10 y 30°C. Con temperaturas fuera de este rango las capacidades de germinación se reducen significativamente.

La escarificación mecánica ha sido probada con muy buenos resultados (capacidad germinativa 96% en 5 días). También se puede recurrir al remojo con agua caliente entre 70°C a 100°C por algunos segundos a un par de minutos, pero con resultados mucho menores (Acuña, 2001).

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de *A. caven*, confirmando la existencia de latencia física en las semillas de espinos. Semillas sometidas a cualquiera de los tratamientos superaron el 3,3% de germinación obtenida por el control. Los mejores resultados fueron obtenidos por los tratamientos de escarificación con ácido sulfúrico por 10, 15 y 20 minutos y el de escarificación mecánica. Cinco minutos de remojo en ácido sulfúrico resultó ser un tratamiento insuficiente para vencer la latencia de las semillas de espinos, sin embargo entre los otros tiempos ensayados no se encontraron diferencias significativas. El tratamiento con agua caliente, a pesar que superó a la germinación obtenida por el control, resultó ser igualmente insuficiente para vencer la latencia de las semillas (Figura 19).

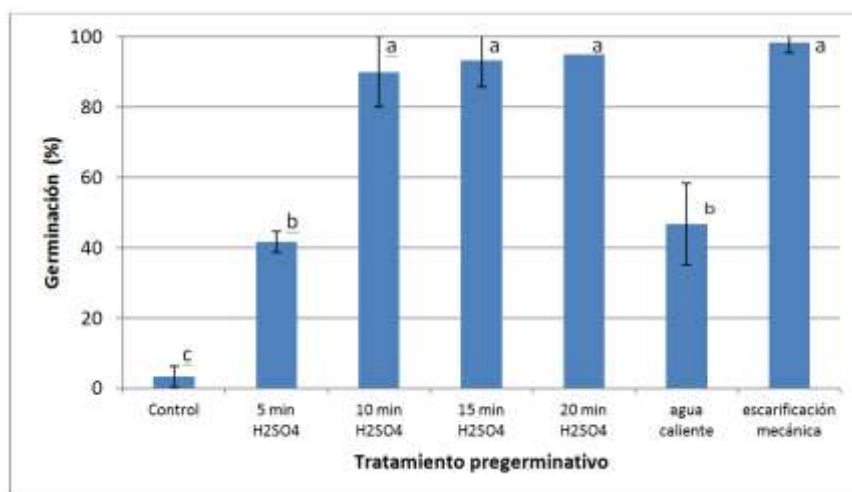


Figura N° 19

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Acacia caven* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PRAGERMINATIVOS.

Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

Con respecto a la velocidad de germinación, las curvas resultaron bastante homogéneas para los distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico (Figura 20). El tratamiento de escarificación mecánica resultó levemente más lento en sus inicios, sin embargo logró

su máxima germinación alrededor del día 3 al igual que el resto de los tratamientos. El remojo en agua caliente resultó ser un poco más lento que los otros tratamientos, iniciando su germinación al tercer día, para seguir aumentando paulatinamente.

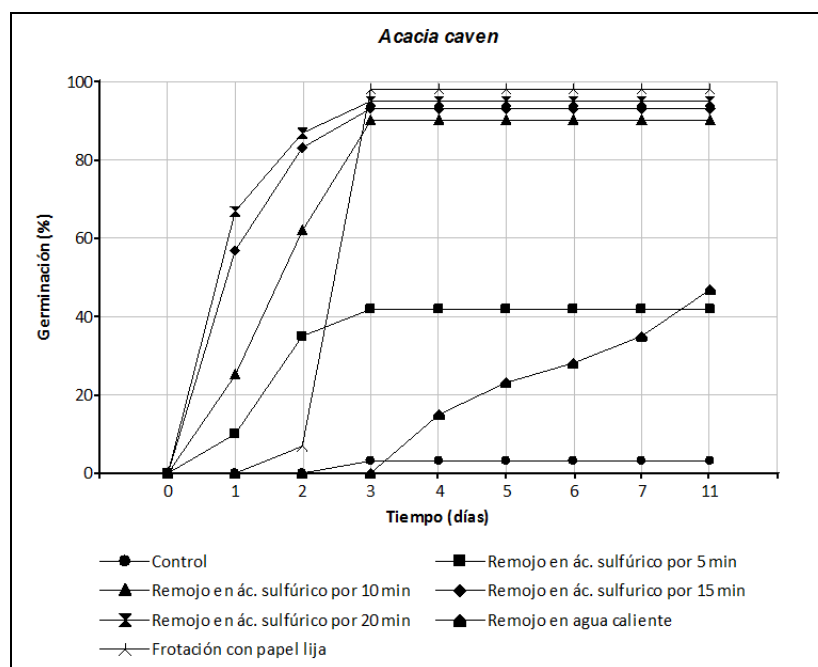


Figura N° 20

CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *ACACIA CAVEN* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PRAGERMINATIVOS.

VIVERIZACIÓN. La producción de plantas de espino no reviste mayores problemas cuando su semilla ha sido tratada con ácido sulfúrico y las plántulas se protejan del sol después de la siembra. Según Motoki *et al.* (1998), esta debe efectuarse en primavera, recomendando usar como sustrato una mezcla de arena y tierra en proporción de 1:3. También se señala que la siembra puede realizarse en almácigos, en un sustrato compuesto arena, compost y tierra de jardín (2:1:1), para posteriormente repicar las plántulas a contenedores individuales cuando presentan dos o cuatro hojas verdaderas. Alternativamente se puede usar tierra ácida con buen contenido de materia orgánica, señalándose que el repique puede efectuarse cuando las plantas tienen entre 10 cm y 15 cm de altura.

La siembra debe efectuarse en octubre a semisombra, situación que produce los mejores resultados que los obtenidos con siembras en noviembre, diciembre o posteriores. No obstante, Muñoz y Pérez (1981) en su estudio sobre los factores que influyen en la producción de plantas de *A. caven*, concluyen que la mejor combinación de factores resulta de la siembra en octubre, a pleno sol, con riego profundo y en contenedores profundos.

CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE PLANTAS.

A. caven posee una raíz pivotante muy profunda que le permite sacar agua desde napas subterráneas y resistir épocas de sequía. Las plantas desarrollan rápidamente su sistema radicular en profundidad. La penetración del sistema radical se ve incrementada por el labrado del suelo. El sombreado de las plantas es beneficioso, y afecta significativamente su supervivencia y también el tamaño y verdor de las hojas, sin embargo, *A. caven* es una especie intolerante (Cabello y Alvear, 1991).



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Prosopis chilensis* (Molina) Stuntz. Emend. Burkart

Nombre común: Algarrobo, Algarrobo blanco, Algarrobo de Chile.

ASPECTO GENERAL. Árbol de larga vida, de tronco corto, 3m a 10 m de altura, con diámetro a la altura de pecho de 0,6 m hasta 1 m, copa redondeada, color verde oscuro, ramas flexuosas, nudosas, parcialmente espinosas, espinas axilares, geminadas, duras, de hasta 10 cm de longitud. Como todas las especies del género *Prosopis*, también tienen la capacidad de fijar nitrógeno, debido a la relación simbiótica con bacterias del género *Rhizobium*. Sus hojas son deciduas, glabras, de 1 a 3 yugas con mucrón alargado de 2 mm de longitud, peciolo de 1,5 cm a 12 cm de longitud, pinas con 10 a 20 yugas, foliolos distantes entre 4 mm a 12 mm entre par y par. Sus flores están dispuestas en racimos espiciformes, densifloros de 7 cm a 12 cm de longitud de color verde-blancuecinas a amarillentas, cerca de 250 por racimo, cáliz de 1 mm de longitud. Pétalos de 3 mm de longitud, velludos en la cara interna, estambres de 5 mm a 6 mm de longitud, ovario pubescente. Su fruto es una legumbre linear comprimida con los márgenes paralelos, de color pajizo, estipitada y acuminada casi recta, de 12 a 18 cm de longitud por 1 cm a 1,8 cm de ancho por 0,6 cm de grosor. Mesocarpio azucarado, palatable con 20 a 32 artejos transversales rectangulares, sub-coriáceos, fáciles de abrir. Semillas ovoides comprimidas, castañas de 6 mm a 7 mm de longitud por 3,4 mm a 5,1 mm de ancho por 1,8 mm a 2,5 mm de grosor. Se ha verificado la existencia de

varias formas y tamaños de frutos, siendo la única característica común el hecho que los frutos sean comprimidos.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Se encuentra desde el sur del Perú hasta el paralelo 34°S aproximadamente, siendo muy abundante en el Norte de Chile y también en el Norte de Argentina. Esta especie es cultivada en muchos países del mundo. Crece en zonas de 50 mm hasta 350 mm de precipitación. Por debajo de los 300 mm se comporta como freatófila obligada. Su rango de distribución abarca temperaturas desde 49°C de máxima absoluta hasta los -20°C. Se encuentra en distintos tipos de suelo, especialmente en los franco arenosos. Tolerancia a suelos con cierto tenor salino pero no soporta anegamientos, también se encuentra en suelos con cierta pedregosidad o aluvionales, hasta los 1.000 msnm. La mayor altitud en que se desarrolla son los 2500 msnm a 2800 msnm en el borde oriental del Salar de Atacama. Algarrobo es una especie tolerante a la sequía, sales y arena; siendo extremadamente eficiente con el consumo de agua.

FENOLOGÍA. La floración se produce desde septiembre a noviembre. La polinización es entomófila, preferentemente por himenópteros. La fructificación comienza a fines de diciembre y se extiende hasta fines de febrero. La mayor producción de frutos ocurre en años de sequía.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según la UICN (2001) está en categoría próxima a la amenaza o con posibilidad de ser calificada en una categoría de mayor amenaza en un futuro próximo.

USOS. Su madera se usa para postes, carpintería, artesanía y leña. Sus frutos para alimentación animal y humana y sus vainas para harina y miel. Es un árbol con valor ornamental y en agroforestería usada para establecer cortinas cortavientos. La alta densidad de su madera dificulta su trabajo en artesanía, pero es muy usada para la fabricación de puertas y pisos, parquets, partes de zapatos, cascotes de vino. Debido a su tolerancia a la sequía y extremo desarrollo del sistema radicular es utilizado para la recuperación de suelo, cumpliendo además funciones forrajeras y medicinal (fruto).

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas de algarrobo se cosechan entre marzo y agosto. Según Donoso y Cabello (1978), el número de semillas por Kilogramo oscila entre 15.000 y 20.000 que se obtiene de trillar de 9 a 11 Kg vainas secas (Donoso, 2006). Según Motoki *et al.* (1998), su germinación es epigea. Sanitariamente se caracterizan por ser frecuentemente atacadas por pequeños escarabajos (*Coleoptera; Bruchidae*) que se alimentan de ellas incluso dentro de la legumbre. La capacidad germinativa supera el 95%. Es necesario escarificarlas; esto se logra remojando la semilla en una solución de ácido sulfúrico, pasando una cara de la semilla por papel de lija de grano fino o bien colocando las semillas en un recipiente con

agua a 80°C, dejándolas 24 h y luego sometiendo a un golpe de frío (Donoso, 2006).

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de *P. chilensis*, confirmando la existencia de latencia de cubierta en las semillas de algarrobo. Semillas sometidas a cualquiera de los tratamientos superaron al 35% de germinación obtenida por el testigo. Todos los tratamientos alcanzaron una germinación cercana al 100%. Resultados levemente menores mostraron los tratamientos de 20 minutos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente (Figura 21). La alta germinación lograda, incluso por los tratamientos menos intensos, sumado a que el control mostró resultados que no fueron tan bajos, permiten afirmar que la cubierta de la semilla de algarrobo impone una barrera para la germinación pero de carácter leve, fácilmente franqueable con los tratamientos ensayados.

En cuanto a la velocidad de germinación se observó una rápida germinación, obteniéndose en un par de días la máxima germinación en todos los tratamientos de remojo en ácido sulfúrico y escarificación mecánica (Figura 4). El tratamiento de remojo en agua caliente resultó un poco más lento, obteniéndose la germinación máxima entre los días 4 y 6 de iniciado el ensayo (Figura 22).

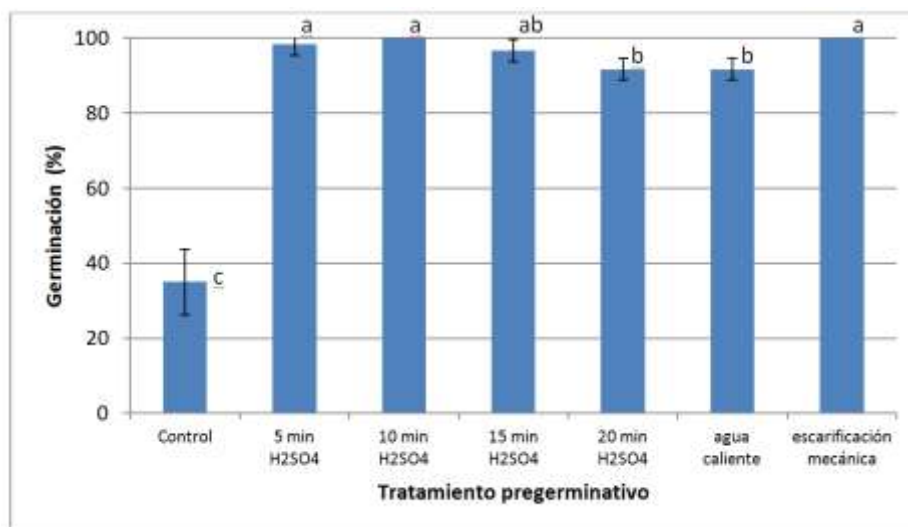


Figura N° 21

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Prosopis chilensis* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.
 Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

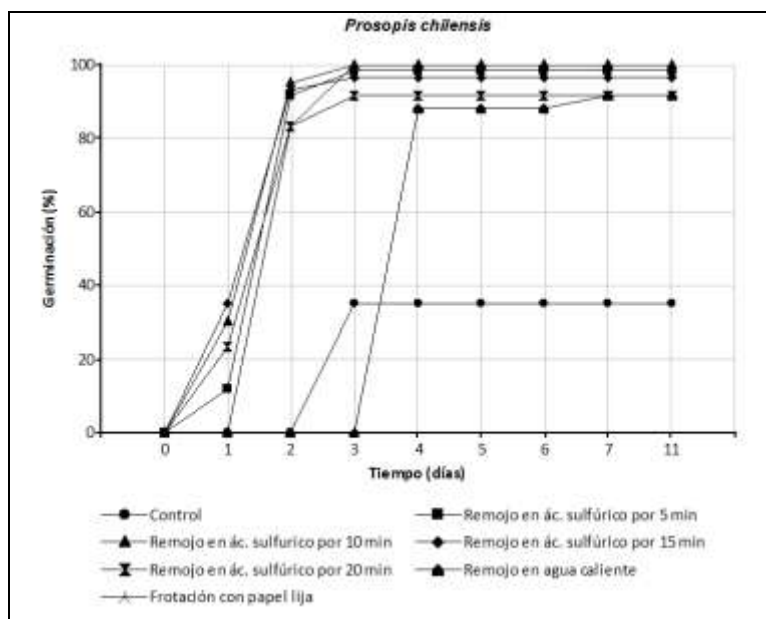


Figura N°22

CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *PROSOPIS CHILENSIS* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

VIVERIZACIÓN. La siembra se efectúa en el mes de octubre. Dalmasso *et al.* (1994) recomiendan sembrar semillas, previamente remojadas por 24 horas en agua, en contenedores de polietileno de 30 cm de longitud por 5 cm de diámetro. Como

sustrato utilizan tierra esterilizada de textura arenosa, donde las semillas se entierran a 3 cm de profundidad. El primer riego post siembra lo efectúan con una solución del fungicida orgánico Captan en concentración de 5 g/L. Los riegos posteriores los efectúan

a razón de tres veces por semana. Una vez producida la emergencia de las plántulas, estas se repican para dejar un ejemplar por contenedor. Al respecto, contenedores de mayor longitud resultan más adecuados para garantizar la supervivencia de las plantas en terreno (Tapia *et al.*, 2005).

Una de las investigaciones realizadas por Vilela y Ravetta, 2001 en el género *Prosopis* (*P. alba*, *P. chilensis*, *P. flexulosa*, *P. velutina*, *P. pubescens*) evaluaron la influencia de tres métodos de escarificación que consistieron en: Mecánico, donde las semillas fueron heridas con una hoja de afeitar; químico, en el cual las semillas fueron escarificadas con ácido sulfúrico 1N por 15 min, lavadas con agua corriente tres veces por dos minutos y remojo en agua por 15 a 30 min; y termal, consistente en sumergir las semillas en agua hirviendo se deja hasta que el agua alcanza la temperatura ambiente. Se evaluó el efecto de estas escarificaciones de las semillas sobre la germinación y crecimiento de las plántulas en tres medios de crecimiento (Suelo de *Prosopis*, Suelo de *Prosopis* + N y Mezcla comercial de vivero). Los resultados indican que todos los métodos de escarificación usados promovieron la germinación en todas las especies evaluadas, excepto el tratamiento químico para *P. chilensis* y el tratamiento termal para *P. velutina* y *P. pubescens*, estas últimas de América del Norte. *P. chilensis* mostró sus mejores resultados de germinación (35%) con el tratamiento termal y *P. flexulosa* (40%) con el tratamiento mecánico.

DESARROLLO Y CRECIMIENTO DE PLANTAS.

P. chilensis tiene muy buena respuesta al rebrote. Los árboles obtenidos de esta forma son de más rápido crecimiento en los primeros años, ya que aprovechan el sistema radicular del árbol madre.



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Prosopis flexuosa* DC.

Nombre común: Algarrobo dulce, Algarrobo negro, árbol negro, lamero

ASPECTO GENERAL. Es un árbol xerofítico, nativo, que alcanza una altura de 3 m a 10 m. Crece entre las Regiones de Atacama y Coquimbo, con distribución restringida. Posee troncos que pueden sobrepasar un metro de diámetro, con ramas terminales pendulares; espinas axilares, generalmente pequeñas o ausentes, que en ocasiones pueden ser robustas, alcanzando longitudes de 3 cm a 4 cm. Sus hojas son caducas, compuestas y bipinadas.

Las flores se presentan en inflorescencias de racimo, las cuales son espiciformes y de color amarillo verdoso, con cáliz campanulado; con una corola compuesta de cinco pétalos libres, vellosos en el interior. El androceo posee 10 estambres, mayores que los pétalos; el gineceo posee un ovario súpero, unicarpelar, pedicelado y pubescente. Su fruto es una legumbre con mesocarpio pulposo y rico en azúcares (Arancio y Marticorena, 2008). Se caracteriza por las estrangulaciones que presenta la vaina entre

semilla y semilla, que permiten con certeza distinguirlo de otras especies del género.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Se distribuye en las regiones áridas de Sudamérica (oeste árido de Argentina y centro-norte de Chile) (Roig, 1987). En Argentina, se encuentra en la diagonal árida al este de la Cordillera de Los Andes (Roig, 1993). En Chile, habita en las regiones de Copiapó (Roig, 1993), Coquimbo y en el valle de Elqui. Las poblaciones se distribuyen desde el nivel del mar (sur de Buenos Aires) hasta los 2.200 msnm en valles de la cordillera de los Andes (Burkart, 1976). Existen trabajos que señalan poblaciones de *P. flexuosa* en Bolivia, aunque no cuentan con especificación de los lugares exactos de procedencias (Larrea- Alcázar y López, 2005;). Por el contrario, otros autores la ubican solo en Argentina y Chile (Steibel y Troiani, 1999).

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según la UICN (2001) (2001), está en categoría de casi

amenazada (riesgo bajo). En la Región de Atacama se señala como una especie en peligro (Arancio y Marticorena, 2008). Esta especie presenta una distribución muy acotada, donde exhibe una escasa regeneración.

FENOLOGÍA: La floración se manifiesta en primavera.

USOS. Su madera es utilizada para la elaboración de leña y carbón. Es considerada una especie forrajera, útil para programas de Agroforestería.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas de las especies del género *Prosopis* presentan un tegumento duro, de modo que para aumentar la velocidad y porcentaje de germinación suelen ser escarificadas por métodos mecánicos o químicos (Tapia *et al.*, 2005). Estas semillas suelen ser atacadas por pequeños escarabajos (*Coleoptera; Bruchidae*) que se alimentan de ellas incluso dentro de la legumbre. Las semillas perforadas no germinan y pueden ser separadas del resto por inspección visual o mediante una prueba de flotación en agua (las semillas que flotan son las dañadas). Killian (1988) analiza el efecto de la presencia del endocarpo del fruto y de diferentes tratamientos pregerminativos. Los mejores resultados los obtiene con semilla escarificada y sin endocarpo, la que germina en un 70%; por su parte, semillas sin endocarpo y sin escarificación germinan en un 40%. El mismo autor evalúa el efecto de

remojar las semillas durante 24 h en agua con temperatura inicial de 100°C, lo que en *P. flexuosa* permite obtener un porcentaje de germinación superior al 80%. Respecto al almacenamiento de las semillas de esta especie, se ha demostrado que la semilla guardada limpia, después de un año, responde en mejor forma a los tratamientos pregerminativos de remojo en agua hirviendo, que aquella conservada dentro de los frutos. Las primeras germinan en un 78%, mientras que las segundas sólo alcanzan un 25% de germinación.

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de *P. flexuosa*, confirmando la existencia de latencia de cubierta en las semillas de esta especie. Semillas sometidas a cualquiera de los tratamientos ensayados superaron significativamente la germinación obtenida por el testigo sin tratamiento; los mejores resultados fueron obtenidos por los tratamientos de remojo en ácido sulfúrico por 10 minutos y por la escarificación mecánica, de cerca le siguió el tratamiento de 5 minutos de ácido, aunque resultó significativamente menor. Los tratamientos de 20 minutos de remojo en ácido sulfúrico y remojo en agua caliente resultaron ser aparentemente excesivos ya que causaron daños a las semillas (Figura 23).

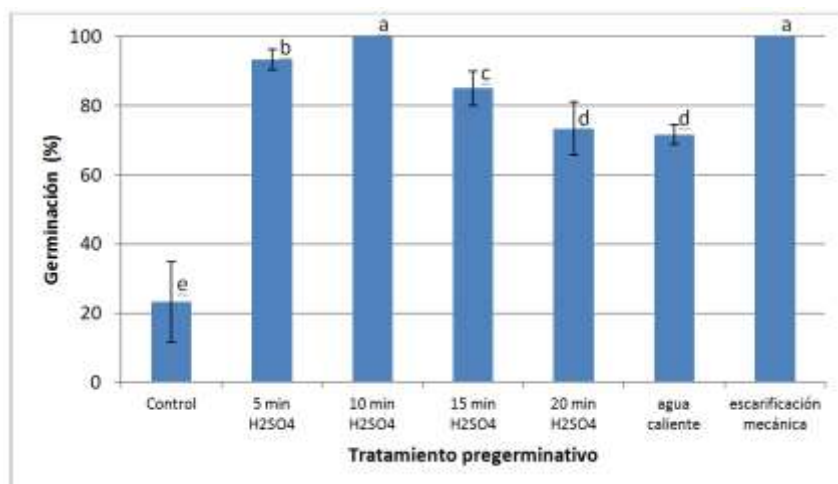


Figura N° 23

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Prosopis flexuosa* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

Según el mismo ensayo de INIA (Protocolo 2), las semillas mostraron una muy rápida germinación, alcanzando sus máximos valores al primer día de instalado el ensayo en los tratamientos con ácido sulfúrico, mientras que semillas tratadas con escarificación mecánica y agua caliente mostraron una germinación un poco más

lenta, alcanzado su máxima germinación a los 4 días de instalado el ensayo (Figura 24).

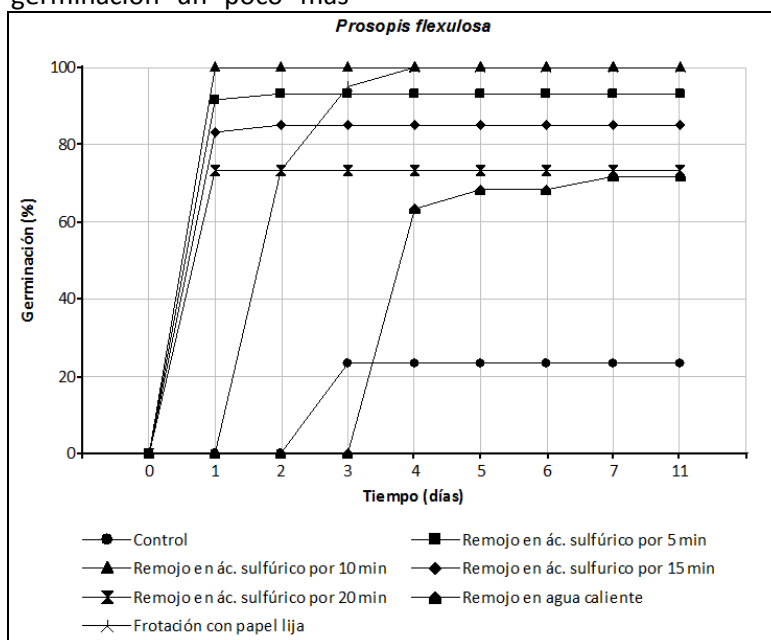


Figura N° 24

CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *PROSOPIS FLEXUOSA* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.

VIVERIZACIÓN. La multiplicación a través de semillas es la forma más común y económica de obtener plantas de especies del género *Prosopis* (Tapia *et al.*, 2005). En la viverización se debe tener en consideración el hábito freatófito de estas especies, las cuales desarrollan una larga raíz. Particularmente, *P. flexuosa* presenta una raíz principal dominante con ramificaciones laterales conspicuas, que le asegura gran capacidad de exploración en profundidad. Este comportamiento se mantiene en estado adulto, donde exhibe una raíz leñosa vertical que no se ramifica, o lo hace a gran profundidad, y una corona de raíces superficiales que se extienden lateralmente hasta a 35 m del tronco. En plantas de vivero la longitud de las raíces es entre 2 y 6,3 veces mayor que la de la parte aérea. Al respecto, contenedores de mayor longitud resultan más adecuados para garantizar la supervivencia de las plantas en terreno. Para la producción de plantas en vivero de *Prosopis chilensis* y *P. flexuosa*, Dalmaso *et al.* (1994) siembran 5 semillas, previamente remojadas por 24 horas en agua, en

contenedores de polietileno de 30 cm de longitud por 12 cm de diámetro. Como sustrato utilizan tierra esterilizada de textura arenosa, donde las semillas se entierran a 3 cm de profundidad. El primer riego post siembra lo efectúan con una solución del fungicida orgánico Captan en concentración de 5 g/L. Los riegos posteriores los efectúan a razón de tres veces por semana. Una vez producida la emergencia de las plántulas, estas se repican para dejar un ejemplar por contenedor. En relación al sustrato de viverización, distintos ensayos con diferentes especies de *Prosopis* confirman que sustratos fertilizados con productos de liberación controlada (NPK 14:14:14) y fosfato diamónico, ambos a razón de 2 kg/m³ de sustrato, resultan más apropiados que sustratos sin fertilizar, en términos de altura total y diámetro de cuello de las plantas (Díaz y Tesson, 2001; cit por Díaz *et al.*, S/F). Por su parte los suelos de textura franca resultan un sustrato más apropiados que las mezclas con corteza de pino.



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Prosopis alba* Griseb.

Nombre común: Algarrobo blanco

ASPECTO GENERAL. Es un árbol xerofítico, de hasta 15 metros de altura y copa amplia. Posee un tronco de 40-80 cm de diámetro con corteza delgada, grisácea, con estrías oblicuas poco marcadas. Sus ramas son gruesas y tortuosas, con espinas poco abundantes, de 1-3 cm de largo. Sus hojas son caducas, bipinadas y alternas, con 20 a 35 pares de folíolos opuestos, lineares de 7-20 mm x 1,5-3 mm. Sus flores son hermafroditas de 5-7 mm de largo; poseen un cáliz campanulado, escasamente pubescente; corola con 5 pétalos libres de 2-3 mm x 1 mm, terminados hacia el ápice en un mechón de pelos; 10 estambres de filamento glabro, con anteras pequeñas dotadas de una glándula apical; el ovario es oblongo con estilo glabro y estigma poco notorio. La floración se manifiesta en racimos cilíndricos, de color amarillo y disposición pendular. Sus frutos, corresponden a una legumbre amarilla, coriácea, plana, de forma semicircular, a veces recta, de 12-25 cm x 1,5 cm, donde en sus caras laterales se presentan marcas transversales debidas al relieve de las semillas. Se distingue por poseer legumbres mucho más gruesas y grandes que el resto de los *Prosopis* y con notorios tintes morados. Las semillas se encuentran en número de 15-30 por legumbre, son lisas, de color castaño,

de 6-7 mm x 4-5 mm, de forma elipsoídea a subglobosa y con los flancos laterales comprimidos.

DISTRIBUCIÓN Y HÁBITAT. Crece en el norte de Chile desde la provincia de Iquique hasta la de El Loa. Es una especie típica de la zona desértica, que se desarrolla en zonas donde existen napas freáticas de relativa profundidad, asociándose frecuentemente con tamarugo. Se le encuentra también en Perú, Sur de Bolivia, Argentina, Uruguay y Paraguay (Rodríguez *et al.*, 1983). Respecto a su origen (Burkart, 1940; *cit por* Rodríguez *et al.*, 1983) especula que podría ser sólo una especie cultivada o subespontánea en el norte de Chile, donde habría sido introducida desde Argentina.

FENOLOGÍA. La floración se produce entre noviembre y diciembre y la fructificación se manifiesta en febrero.

USOS. *P. alba* es una especie escasa, cuya madera, de gran densidad y durabilidad, se usa localmente en postes para cercos y construcciones menores.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas de las especies del género *Prosopis* presentan un tegumento duro, de modo que para

aumentar la velocidad y porcentaje de germinación suelen ser escarificadas por métodos mecánicos o químicos (Tapia *et al.*, 2005). El proceso de germinación se produce rápidamente una vez que el agua penetra en la semilla. La mejor tasa de germinación (energía germinativa) se obtiene con temperaturas de alrededor de 30°C, si bien germinan entre los 20-40 °C, parece ser que el efecto de la temperatura incide fundamentalmente en la regulación de la cantidad y ritmo de absorción de agua en la semilla en germinación. La luz no incide en la germinación, pero sí en el desarrollo de la plántula (Prokopiuk y Chifa, 2000).

El mejor tratamiento pregerminativo para *P. alba* es remojar las semillas durante 24 h en agua con temperatura inicial de 100°C, lo que permite obtener un porcentaje de germinación cercano al 100% (Killian, 1988). En relación al almacenamiento de las semillas, se observa que la capacidad de germinación decrece en función del tiempo de permanencia en cámara de frío. Spoljaric y Ojeda (2007) establecen que semillas frescas de *P. alba* presenta una capacidad de germinación de 96,5%, mientras que otras almacenadas por 10 años logran un 68%.

INIA (Protocolo 2) analizó el efecto de escarificación mecánica y distintos tiempos de remojo en ácido sulfúrico y agua caliente sobre la germinación de semillas de *P. alba*, confirmando la existencia de una intensa latencia de cubierta en las semillas de este algarrobo. En efecto, semillas sin tratamiento no fueron capaces de germinar en el período ensayado, su cubierta impermeable impidió la entrada de agua a las semillas, evitando su imbibición. Semillas sometidas a cualquiera de los tratamientos pregerminativos superaron a los resultados del control (Figura 25). Los mejores resultados fueron obtenidos por el remojo en ácido sulfúrico por 10 y 15 minutos y por la escarificación mecánica, seguidos muy de cerca por 5 minutos en ácido sulfúrico, pero significativamente

menor. Remojo en agua caliente y por 20 minutos en ácido sulfúrico resultaron ser tratamientos aparentemente excesivos, ya que provocaron la muerte de algunas semillas. En cuanto a la velocidad de germinación, las curvas de germinación mostraron un comportamiento homogéneo entre los distintos tratamientos de escarificación ácida y mecánica, alcanzando el máximo a los dos días de instalado el ensayo (Figura 26). Sólo el remojo en agua caliente resultó un poco más lento, el cual alcanzó su máximo a los 6 días de instalado el ensayo.

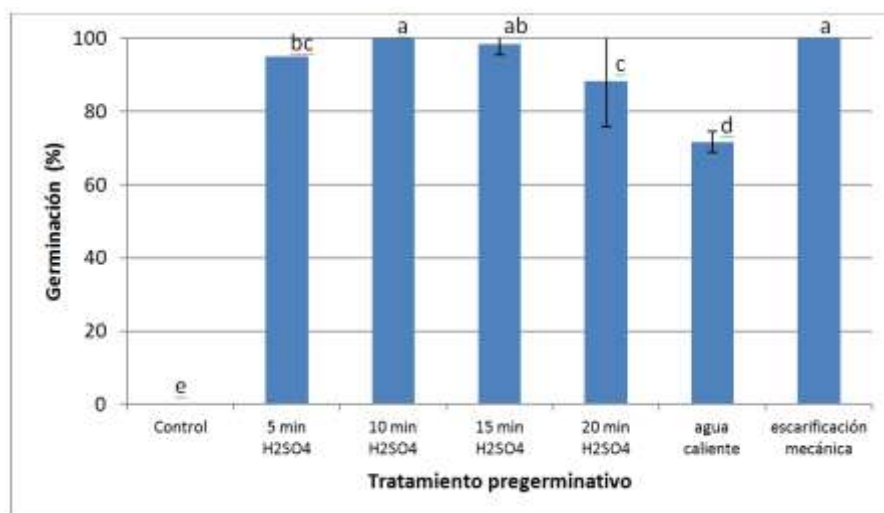


Figura N°25

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Prosopis alba* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS.
 Letras distintas indican diferencias significativas (alfa = 0,05). Barras de error indican desviación estándar.

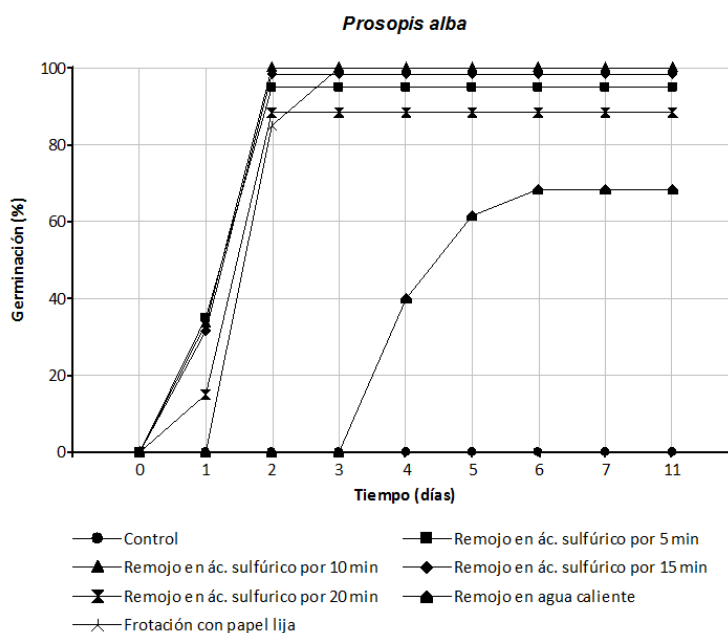


Figura N°26

CURVAS DE GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Prosopis alba* BAJO DISTINTOS TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS

VIVERIZACIÓN. La multiplicación a través de semillas es la forma más común y económica de obtener plantas de especies del género *Prosopis* (Tapia *et al.*, 2005). En la viverización se debe tener en consideración el hábito freatófito de estas especies. En relación al sustrato de viverización, se

recomienda los sustratos fertilizados con productos de liberación controlada (NPK 14:14:14) y fosfato diamónico, ambos a razón de 2 kg/m³ de sustrato (Díaz y Tesson, 2001; cit por Díaz *et al.*, S/F).

Coincidentemente, en el caso particular de *Prosopis alba*, Díaz et al. (s/f) señalan que la utilización de corteza de pino en proporciones superiores al 50%, no constituye un sustrato adecuado para la viverización de plantas de esta especie.

Navall et al., (2010) proponen un esquema para la producción en vivero de plantas de *Prosopis chilensis*, *P. alba* y *P. flexuosa*, que permite obtener un alto porcentaje de plantas con un índice de calidad satisfactorio. El procedimiento contempla efectuar la siembra en octubre, usando semillas escarificadas y posteriormente remojadas por 24 h en agua a temperatura ambiente. En este caso se propone una escarificación mecánica, agitando las semillas por 10 min dentro de un tarro cuyas paredes internas se revisten con lija. Una vez tratadas, las semillas se siembran en forma directa en contenedores de polietileno transparente y sin fondo (mangas de polietileno de 4 cm de diámetro, cortadas a 20 cm de longitud), los cuales se disponen sobre mesones de rejilla que inducen la poda espontánea de las raíces que sobresalen por el fondo del contenedor. Se siembran 3 semillas por contenedor. Como sustrato se utiliza una mezcla homogénea compuesta por un 70: 15: 15 de tierra de hojas, suelo de textura arenosa y humus de lombriz, respectivamente.

Con el objeto de evitar ataques de hongos, el procedimiento considera la utilización de Benomyl al 50%, aplicado en solución con fumigadoras manuales, después de haber humedecido el sustrato y realizado la siembra.

Una vez emergidas las plántulas se mantienen en vivero durante 30 días y posteriormente se les traslada a un área de endurecimiento donde se les aplica riego 3 veces por semana durante 15 días y posteriormente se reduce a dos veces por semana.

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. *P. alba* es considerada una especie de buen desempeño para el enraizamiento de estacas. Klass et al. (1985, cit. por Arce y Balboa, 1991) mencionan que cuando las estacas de esta especie se exponen a altas concentraciones de hormonas, es posible inducir un alto porcentaje de enraizamiento.

MICROPROPAGACION. Tapia et al. (2005) señala resultados satisfactorios en las fases iniciales de multiplicación in vitro de especies de *Prosopis*, obteniendo bajas tasas de contaminación y oxidación. Ensayos efectuados por Tabone et al. (1986, cit. por Arce y Balboa, 1991) para micropropagar individuos adultos de *P. alba*, sólo permitieron inducir múltiples brotes, pero no lograron enraizar los explantes ni obtener vitroplantas completas. Usando explantes obtenidos desde plantas juveniles, Jordan et al. (1985, cit. por Arce y Balboa, 1991) consiguen regenerar plantas completas en un 40% de las pruebas.

Lima (1988) evalúa la respuesta rizogénica de estacas de distintas especies de *Prosopis*, entre ellas *P. alba*. Como fuente de estacas utiliza brotes de un año de plantas silvestres creciendo en terreno. Utiliza estacas de 10 cm de largo por 3-5 mm de diámetro, con cuatro brotes, dos de ellos en la parte aérea de la estaca, donde conserva el 100% de las hojas. Como tratamiento fungicida remoja las estacas en una solución de Captan en concentración de 2 g/L de agua. Como enraizante utiliza ácido indolbutírico (AIB) a razón de 2.000 ppm. Las estacas las establece en bolsas de polietileno con un sustrato compuesto por una mezcla de arena con vermiculita, en proporción volumétrica de 4:1. Al momento de establecer las estacas en el sustrato, y una vez por semana durante tres semanas, aplica fertilización foliar a razón de 2ml/L para 400 plantas. Posteriormente, a partir de la cuarta semana, aplica en forma semanal y hasta los 60 días fertilización sólida compuesta por NPK

(5:7:13) a razón de 0,3 g/planta. El enraizamiento lo conduce en invernadero y evalúa los resultados a los 150 días desde el establecimiento. En el caso de *P. alba* obtiene un 44% de enraizamiento y un 2% de

estacas con callo. Las estacas enraizadas presentaron un promedio de 1,3 brotes, con una longitud media de 32 cm.

5.11 MONIMIACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

ASPECTO GENERAL. Es un árbol dioico que puede alcanzar hasta los 20 m de altura, aunque su tamaño más frecuente varía entre 3 m a 6 m, presentándose frecuentemente con un hábito arbustivo. Su tronco es corto, con corteza gris-parda, delgada, ligeramente rugosa y agrietada en los árboles más viejos. Posee un follaje denso con una copa globosa. Sus hojas son perennes, simples, opuestas, coriáceas, muy aromáticas, con la cara superior color verde oscuro, brillante y áspera al tacto, envés pálido, pubescente; la lámina es aovada a elíptica, con ápice obtuso, base redondeada, margen entero y revuelto, de 2,5-5 cm x 2-2,5 cm, con pecíolo corto y nervadura hundida. Presenta inflorescencias axilares o terminales, en racimos de 5 a 12 flores. Las flores son unisexuadas, de color blanco-amarillento; las masculinas con numerosos estambres de filamento corto insertos en un ensanchamiento del receptáculo; las femeninas, con ovario alargado y pubescente, estilo muy corto y estigma arqueado. Su fruto es una drupa ovoide carnosa, de 6 mm a 8 mm de longitud, de color amarillo verdoso, con un endocarpio duro o pétreo donde se ubica la semilla; se encuentran en grupos de 2 a 5 sobre un pedúnculo, raramente se presentan solitarios. La semilla es globosa-ovoide, con un diámetro de 6 mm a 7 mm, con

Nombre científico: *Peumus boldus* (Molina)

Johnston

Nombre común: Boldo, Folo

abundante endosperma y cotiledones de gran tamaño (INFOR, 2010; Rodríguez *et al.*, 1983).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es endémico de Chile, donde crece desde la provincia de Limarí hasta la de Osorno, siendo especialmente abundante en las provincias centrales, entre Curicó y Bio Bio, donde se encuentra esparcido en los faldeos asoleados de ambas cordilleras, hasta los 1.000 msnm. Su carácter semixerófito le permite adaptarse a condiciones de sequía relativamente severas y crecer sobre suelos pedregosos (Rodríguez *et al.*, 1983).

FENOLOGÍA. Florece entre junio y agosto. Sus frutos maduran entre diciembre y enero

USOS. El principal uso de la especie es la producción de boldina, un alcaloide usado en medicina, el cual se extrae desde sus hojas. Su madera se utiliza para fabricar carbón vegetal de moderada calidad. Sus frutos son dulces y comestibles, al fermentarlos producen brebajes alcohólicos. La corteza contiene taninos que se usan en curtiembre.

SEMILLAS Y GERMINACION. La propagación de boldo se realiza principalmente por semillas, de las cuales se contabilizan entre 6.000 y 14.300 unidades por kilogramo (Donoso y Cabello, 1978). También se

regenera vegetativamente por rebrote de tocón y existen antecedentes de su multiplicación por medio de enraizamiento de estacas (Santelices y Bobadilla, 1997). Sus semillas requieren un largo periodo para germinar y lo hacen en una escasa proporción debido al efecto inhibidor de aceites esenciales existentes en el pericarpio (Rodríguez *et al.*, 1983) y por la resistencia mecánica que este impone a la expansión del embrión.

Mediante aislación y cultivo de embriones in vitro, Muñoz (1986) demuestra que los embriones no presentan latencia y que la totalidad de ellos germina en pocos días. Sugiere que las dificultades de germinación de las semillas son consecuencia de los tejidos que la rodean, destacando que aquellas que presentan daños en sus testas germinan mejor que con las testas intactas. Atendiendo a que la germinación depende en forma considerable de los balances entre giberelinas y ácido abscísico, sugiere que esta se puede mejorar con aplicación de reguladores de crecimiento. Además, postula que las giberelinas presentarían concentraciones adecuadas en semillas recién cosechada, pero disminuirían durante el periodo de almacenamiento, por lo que la aplicación exógena de GA3 facilita la germinación.

Vogel *et al.*, (2005; citado por INFOR, 2010) analizan numerosos tratamientos pregerminativos en semillas de boldo, señalando como más efectivo el remojo en solución de ácido giberélico, a 10 g/L durante 48 h, con lo cual se obtiene una capacidad germinativa de 34% a los 6 meses. Homann (1969) analizó el efecto de los diferentes pretratamientos, concluyendo que la escarificación mecánica mediante lijado del endocarpio arrojó un 19% de germinación.

Muñoz (1986) recomienda colectarlas en diciembre y sembrarlas inmediatamente, con lo que se puede obtener hasta un 44% de

germinación, la que comienza a manifestarse después de tres meses.

VIVERIZACIÓN. Con respecto a la viverización, ésta puede variar entre uno y dos años. La siembra se debe efectuar con semilla fresca recién colectada. Normalmente la semilla cosechada en verano se siembra en cajones almacigueros, en otoño del mismo año que se cosechó. Se usan semillas sin pulpa, las que germinan en el invierno del año siguiente, y se repican a contenedores individuales entre fines de invierno e inicios de primavera (Muñoz, 1986). Para ello se utilizan normalmente bolsas de polietileno o bandejas de plumavit (*speedling*). Como sustrato se puede usar corteza de pino compostada, o una mezcla en partes iguales de arena y suelo arcilloso, idealmente con bastante materia orgánica. El sustrato debe ser desinfectado para evitar enfermedades y pérdidas de plantas (INFOR, 2010). Las plántulas alcanzan alturas promedio de 5,5 cm a los 6 meses de la germinación (Homann, 1969). Al menos un mes antes de despachar las plantas a terreno, se les debe quitar la malla de sombra y ser regadas abundantemente.

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. Su regeneración es mayoritariamente vegetativa, a partir de retoños de tocón, en los cuales existen lignotúberes con yemas subterráneas en receso vegetativo, que permite una regeneración vigorosa después de un incendio o del talado del árbol.

Santelices y Bobadilla (1997) evaluaron la respuesta rizogénica de estacas de boldo obtenidas desde rebrotes de tocón. Montaron sus ensayos en invernadero y probaron tres dosis de ácido indolbutírico (AIB): 5.000, 10.000 y 20.000 ppm, más un testigo sin hormona. Concluyen que la especie se puede propagar por este método, que los porcentajes de enraizamiento son bajos (no más del 15%) y que no existe

efecto significativo de las distintas dosis de AIB ensayadas.

Por su parte, Jeldres (1998, citado por www.gestionforestal.cl) señala que la edad del material vegetal del cual provienen las estacas de boldo, es un factor importante a tener en consideración. Probó estacas

provenientes de individuos de diferente edad, concluyendo que aquellas obtenidas desde ejemplares juveniles (dos años de edad) presentan el mejor porcentaje de enraizamiento (25%). Sugiere como otros factores a evaluar, la época de colecta de las estacas y la posición de estas en el árbol.

5.12 NOTHOFAGACEAE



(Fotografía: Darian Stark, INIA)

Nombre científico: *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser

Nombre común: Hualo, Roble maulino, Roble colorado, Roble blanco.

ASPECTO GENERAL. Es un árbol monoico, caducifolio, frondoso, de hasta 30 m de altura y 2 m de diámetro, con tronco recto y cilíndrico. Su corteza es papirácea, rugosa, decorticante, de color gris-rojiza. Sus hojas son alternas, con pecíolos de 2 mm a 6 mm de largo, de forma ovada, base subcordada, ambas caras con glándulas notorias que le dan una textura áspera al tacto, márgenes ondulados e irregularmente aserrados. Lámina retorcida de 4 cm a 9 cm, venación pinada muy notoria. Presenta Pequeñas flores unisexuales; las masculinas solitarias, pedicelos de hasta 1 cm, más de 50 estambres; flores femeninas dispuestas de a 3 en inflorescencias. Su fruto es una nuez muy dura, amarillenta de 2 cm de largo y 1 cm de ancho, formada por una cúpula de 4 valvas angostas, que incluye 3 semillas, las laterales son triangulares, trialadas, y la interna plana, bialada (Del Fierro y Pancel, 1998, Rodríguez *et al.*, 1983, Rodríguez y Quezada, 2003).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. El Hualo es endémico de Chile donde crece desde Colchagua hasta el Bío Bío. Habita en lugares con fuertes pendientes y periodos de sequías prolongados dado que es una especie que presenta una mejor adaptación a ambientes cálidos. No obstante, la máxima concentración de esta especie se encuentra en la costa de las

provincias de Talca y Cauquenes, donde forma masas continuas de importancia. Es una especie pionera que puede presentarse de manera abundante localmente (Del Fierro y Pancel, 1998, citado por Muñoz y Serra, 2006), siendo común en los Tipos Forestales; Roble-Hualo y Ciprés de la Cordillera (Olivares *et al.*, 2005; Stark, 2007).

FENOLOGÍA. Florece entre noviembre y diciembre (Quiroz *et al.*, 2009). La formación y maduración de frutos ocurre desde fines de septiembre hasta fines de marzo iniciándose la diseminación de la semilla desde ese momento hasta principios de abril (Donoso *et al.*, 1995).

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según UICN (2001), se encuentra en categoría de Vulnerable. Es una especie característica de la zona mesomórfica de Chile que tiene problemas de conservación. Actualmente sus masas boscosas se reduce a algunas escasas muestras de rodales aún no explotados, desde las cercanías de Alhué en la Región Metropolitana a la provincia de Ñuble, Región del Bío Bío, la mayor extensión se encuentran en forma de renovales, de estructura, composición y densidad muy heterogéneas (Serra *et al.*, 1986, citado por Muñoz y Serra, 2006).

USOS. Su madera tiene las mismas aplicaciones que el roble común, antiguamente muy utilizado para la fabricación de embarcaciones maulinas. Es un árbol potencial para reforestar áreas con fuertes pendientes y de gran valor ornamental. Actualmente su uso está restringido a la producción de leña y carbón (Santelices *et al.*, 1995; Muñoz y Serra, 2006; Stark, 2007).

SEMILLAS Y GERMINACION. El hualo forma híbridos con Roble (*N. obliqua*) generándose *N. leoni* Espinoza (Donoso y Landrum, 1979). Como en la mayor parte de los *Nothofagus*, existe añerismo asociado a la producción de semillas, los años de alta producción son los más aconsejables para el abastecimiento debido a que se manifiesta un menor daño por insectos. El número de semillas por kilo reportado fluctúa entre 2.000 y 2.800. Se recomiendan el almacenamiento en frío ($4 \pm 1^\circ\text{C}$) y en envases de vidrio herméticos, con ello puede mantenerse la capacidad germinativa (Donoso *et al.*, 1995a). Para mejorar la germinación de las semillas y eliminar algún tipo de latencia, se recomienda realizar como tratamiento pregerminativo, un remojo en giberelina (Provide), por 48 h, en una concentración de 5 cc en 500 cc de agua (Quiroz *et al.*, 2009) con el cual se puede obtener hasta un 74,2 % de germinación.

VIVERIZACIÓN. La época de siembra para hualo varía de acuerdo al clima, en la zona mediterránea. Donoso *et al.*, 1995 a recomiendan hacerla desde la última semana de agosto hasta la segunda de septiembre. Para la zona de Valdivia la siembra debería ser a partir de la segunda quincena de septiembre hasta la primera semana de octubre. Los autores también recomiendan una profundidad de siembra de 2,5 cm a una densidad de 72 semillas por m^2 lo que equivale a 12 semillas por metro lineal con producción a

raíz desnuda. Por su parte Santelices *et al.* (1995) probaron 2 espaciamientos para la siembra en platabanda, 80 y 160 cm^2 por planta, obteniéndose en ambos caso sobrevivencias de 23%. En cambio el espaciamiento si tuvo diferencias significativas en los diámetros de cuello de las plantas, 2,9 mm y 3,6 mm respectivamente. Estos autores también probaron el efecto de la luminosidad (2 niveles, 50% y 100%) sobre la supervivencia y crecimiento de las plantas. En el caso de la supervivencia, esta se ve significativamente afectada obteniéndose 57% y 3%, respectivamente. Sin embargo, la especie necesita estar sombreada en la etapa de vivero. De igual modo la luminosidad afecta el crecimiento en diámetro, pero no la altura. El diámetro mayor se consiguió con la luminosidad de 50%. González *et al.*, 2009 produjeron plantas de hualo en bandejas de poliestireno expandido con cavidades de 280 cc, con corteza de pino de granulometría G-10 como sustrato y en condiciones de invernadero de polietileno UV. A los 6 meses las plantas alcanzaron altura promedio de 29 cm y un diámetro de cuello de 4,49 mm, valores claramente superiores a los reportados con la producción de plantas a raíz desnuda.

Según resultados de INFOR (Protocolo 3), al sembrar semillas, remojadas por 48 horas en giberelina a 200ppm, en tierra de hoja y corteza compostada de pino, se observa una mayor velocidad de emergencia de plántulas en la corteza, sin embargo al final de la evaluación no se observan diferencias significativas ($P > 0,05$) en el porcentaje de emergencia para ambos sustratos. Análogamente, tanto la altura como el diámetro de cuello de las plantas resultan significativamente superiores en la corteza de pino (Cuadro 7)

Cuadro N° 7
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *NOTHOFAGUS GLAUCA* SEMBRADAS EN
CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
40 (A)	41 (A)	37 (día 39)	62 (día 17)	6,75 (A)	11,95 (B)	1,0 (A)	1,14 (B)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)

PROPAGACION VEGETATIVA. Existe insuficiente información sobre técnicas de propagación vegetativa. La información existente (Santelices y Cabello, 2006) indica que *N. glauca* puede propagarse por estacas de material juvenil provenientes de rebrotes de tocón, colectadas en el mes de noviembre. La respuesta de arraigamiento aumentó a medida que la concentración de AIB alcanzó hasta 1 % (88 % de estacas enraizadas), para luego disminuir con una concentración de 2%. La presencia de hojas fue fundamental en la respuesta, ya que estacas sin ellas no indujeron raíces ni sobrevivieron. El empleo de cama caliente no mostró ningún efecto en el proceso de rizogénesis, por lo que no se justifica su uso. Respecto del substrato, solo se observaron diferencias significativas en el número de raíces producidas, siendo más favorable emplear aserrín. Finalmente, se observa una marcada influencia del árbol madre en la formación de raíces adventicias, lo que no

solo se manifiesta en la tasa de enraizamiento (desde 6,7% a 80%), sino que también en la cantidad y longitud de las raíces desarrolladas.



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Nothofagus macrocarpa*
(A.DC.) F.M.Vázquez & R.A.Rodr.

Nombre común: Roble de Santiago

ASPECTO GENERAL. Es un árbol que puede alcanzar alturas de hasta 25 m, frondoso, de follaje de color verde claro. El tronco es más o menos cilíndrico, recto, de hasta 1,2 m de diámetro y con ramas gruesas (Marticorena y Rodríguez, 2003). Se ha considerado durante mucho tiempo como una variedad de la especie *Nothofagus obliqua*, denominada como *N. obliqua* var. *macrocarpa*. Estudios en la nomenclatura y sistemática del género *Nothofagus* en Chile, establecieron el cambio de nivel taxonómico de esta especie, pasando a llamarse *N. macrocarpa* (Vásquez y Rodríguez, 1999). Los mismos autores señalan que *N. macrocarpa* presenta aspectos morfológicos que lo relacionan más con *N. alpina*, que con *N. obliqua*. En árboles adultos su corteza es gruesa y lisa; en árboles jóvenes es cenicienta. Sus hojas son caducas, simples, alternas, de 4 cm a 9 cm de largo, aovadas o elípticas, romas o algo agudas en el ápice, base cuneada, asimétrica, cara inferior de la lámina pilosoglandulosa, pecíolo y vainas primarias con pelos ferrugíneos, margen ondulado-crenado, dentado. Su flor masculina es solitaria, axilar, pedicelada, perigonio más o menos piloso. Inflorescencias femeninas trifloras, sobre pedúnculos de 2 mm a 3 mm de largo. Cúpula pilosa, 4-partida, de 1,5-2,2 cm de largo; apéndices lamelares intrincados, divididos, glandulosos ciliados. Sus frutos, son nueces de 8 mm a 11 mm de largo, la central bialada, las laterales triangulares, trialadas.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. *N. macrocarpa* es una especie endémica de Chile y es considerada como la más septentrional dentro del rango de distribución del género en América (Ormazábal y Benoit, 1987). Presenta un área de distribución muy restringida, encontrándose desde la Provincia de Valparaíso (32° 57' LS), hasta la Provincia de Colchagua (34° 51' LS). En los cerros de ambas cordilleras se distribuye desde los 800 hasta los 2200 msnm (Marticorena y Rodríguez, 2003). Los bosques de roble de Santiago pertenecen a la región del Bosque Caducifolio, sub-región del Bosque Caducifolio Montano, en la formación denominada Bosque Caducifolio de Santiago (Gajardo, 1994). Según Donoso (1993), pertenece al tipo forestal roble-hualo, sub-tipo Bosques Costeros Septentrionales de roble o hualo.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Según la UINC (2001) está en la categoría de Vulnerable.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. No existen antecedentes sobre tratamientos pregerminativos para esta especie. Sin embargo, Donoso (2006) recomienda aplicar el pre-tratamiento usado para *N. obliqua* que consiste en mantener las semillas en Ácido Giberélico por 48 h, que ofrece un 75% de capacidad germinativa.

Al respecto, resultados de Infor (Protocolo 1) señalan que semillas remojadas por 48 horas

en ácido giberélico al 2% logran una capacidad de germinación de 58,3%, la que resulta estadísticamente superior a la de semillas testigo remojadas por el mismo tiempo en agua, las que sólo germinan en un

31,6%. En cuanto a la energía germinativa y periodo de energía, los valores para las semillas tratadas son de 38% al día 13, y los de la semilla testigo 18% al día 23 (Figura 27).

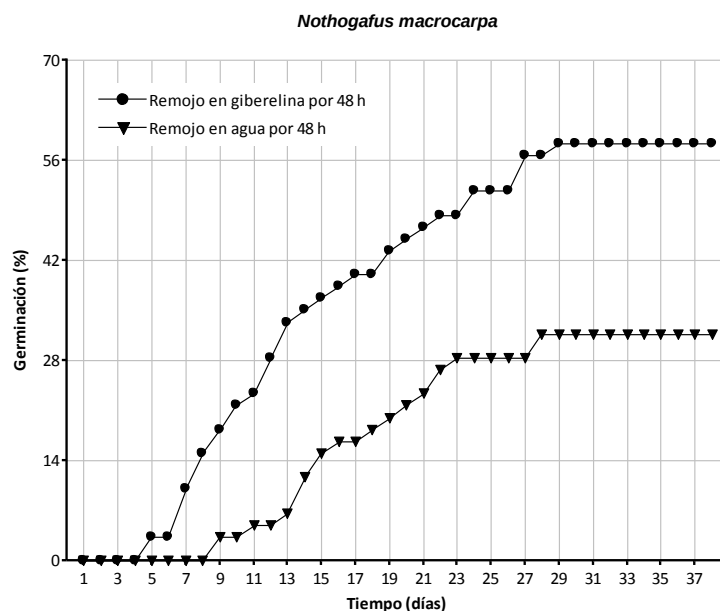


Figura N°27
GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Nothofagus macrocarpa*
REMOJADAS POR 48 HORAS EN ÁCIDO GIBERÉLICO AL 2% Y EN AGUA

VIVERIZACIÓN. Las plantas pueden ser producidas en contenedores de aproximadamente 130 cm³ durante una temporada (Donoso, 2006).

Según López *et al.* (1986) la siembra debe efectuarse entre septiembre y octubre, utilizando 70 a 90 semillas por metro lineal de hilera en las platabandas. Las plántulas emergen 20 a 25 días después de la siembra y normalmente no requieren sombreadero. Se recomienda fertilizar con NPK, aplicando el nitrógeno en la forma de salitre potásico, en dos dosis equivalentes a 200 Kg/ha cada una. El riego debe efectuarse en concordancia con las condiciones climáticas, evitando la acumulación de agua que perjudica considerablemente a las plantas. Si la siembra es temprana y en condiciones adecuadas se

puede obtener plantas utilizables en plantación en una temporada de viverización. En caso contrario se deben despachar plantas 1:1 o 2:0 con poda de raíces.

En cuanto a sustratos, los resultados de INFOR (Protocolo 3) indican que en corteza de pino se observó una emergencia máxima de 28%, la que se inició 12 días después de la siembra. En tierra de hoja la emergencia fue más lenta, comenzando 16 días después de la siembra y alcanzando un valor máximo de 21%. Sin embargo tales valores no son estadísticamente diferentes, como tampoco lo fueron la altura y diámetro de cuello de las plantas cultivadas en ambos sustratos y evaluadas a los tres meses de edad (Cuadro 8).

Cuadro N° 8
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *Nothofagus macrocarpa* SEMBRADAS EN
CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
28	21	15 (día 25)	25 (día 17)	5,5 (A)	4,3 (A)	1,26 (A)	1,19 (A)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)



(Fotografía: Xxxxx)

Nombre científico: *Nothofagus obliqua*
(Mirb.) Blume

Nombre común: Roble

ASPECTO GENERAL. Es un árbol de hojas caducas que puede alcanzar hasta 40 m de altura y más de 2 m de diámetro, de tronco cilíndrico. Su corteza es gruesa y dura, agrietada en placas grandes redondeadas (Rodríguez *et al.*, 1983). Sus hojas son lanceoladas hasta ovaladas, con base asimétrica y el borde doblemente aserrado y algo ondulado (Donoso, 1978). Sus frutos, corresponden a cúpulas de cuatro valvas, con tres nueces (semillas aladas) en el interior dos triangulares y una plana, de tamaño mediano.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Roble crece desde Valparaíso hasta Llanquihue, en ambas cordilleras y en el Valle Central. También en Argentina. Habita áreas con suelos profundos y fértiles. Especie común en los Tipos Forestales; Roble-Hualo, Roble-Raulí-Coihue, Ciprés de la Cordillera y Araucaria (Stark, 2007). Entre los 38° y 41° 30' LS, crece en el llano central, sólo como árboles aislados.

SEMILLAS Y GERMINACION. Al igual que otros *Nothofagus*, roble exhibe una fructificación cíclica. En los años de buena producción de semillas, éstas se colectan desde febrero hasta abril, colocando lonas o plástico bajo los árboles (López *et al.*, 1986). La separación de las semillas se efectúa con

calor, por exposición al sol o disponiéndolas en horno a 30°C a 40°C por 6 a 8 h.

Aunque las semillas tienen en promedio 6 mm de largo, estas varían en tamaño de norte a sur (Donoso, 1979). El número de semillas por kilogramo fluctúa entre 41.000 a 143.000 (Donoso y Cabello, 1978). Para acelerar la germinación se recomienda la estratificación en arena húmeda, debido a que ha resultado ser un método de bajo costo y bastante eficiente, con el que la capacidad germinativa aumenta a 59%. Otro método de buenos resultados es el remojo de las semillas en ácido giberélico por 48 h, que ofrece un 75% de capacidad germinativa (Donoso, 2006).

Ensayos de germinación en laboratorio efectuados por Donoso y Cabello (1978) indican capacidades de germinación de 20% a 68% para semillas sin pretratamiento, mientras que semillas estratificadas durante 60 días en arena húmeda, exhiben valores con mayor amplitud, de 10,6% a 86,6%.

Otros ensayos de germinación efectuados por INFOR (Protocolo 1) comparan los resultados obtenidos por semillas tratadas con un remojo de 48 horas en ácido giberélico al 2% versus semillas testigo remojadas en agua por el mismo tiempo. Concluye la existencia de diferencias estadísticamente significativas a favor de las semillas tratadas, las cuales logran una

capacidad de germinación de 53,3% contra 33,3% del testigo. Los valores de energía germinativa y periodo de energía también son significativamente favorables a las semillas tratadas, las cuales obtienen una tasa máxima de germinación de 29,3% al día 23, mientras que en el testigo estos valores

llegan sólo a 13,8% y recién al día 36 (Figura 28).

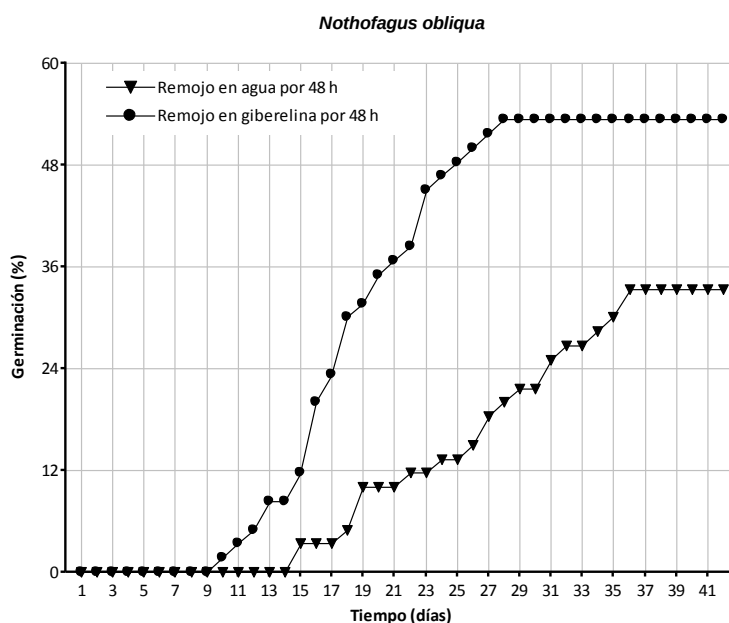


Figura N° 28
GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Nothofagus obliqua*
REMOJADAS POR 48 HORAS EN ÁCIDO GIBERÉLICO AL 2% Y EN AGUA

VIVERIZACIÓN. Las plantas se producen en contenedores de aproximadamente 130 cm³ durante una temporada (Donoso, 2006).

Según López *et al.* (1986) la siembra debe efectuarse entre septiembre y octubre, utilizando 70 a 90 semillas por metro lineal de hilera en las platabandas. Las plántulas emergen 20 a 25 días después de la siembra y normalmente no requieren sombreadero. Se recomienda fertilizar con NPK, aplicando el nitrógeno en la forma de salitre potásico, en dos dosis equivalentes a 200 Kg/ha cada una. El riego debe efectuarse en concordancia con las condiciones climáticas, evitando la acumulación de agua que perjudica considerablemente a las plantas. Si la siembra es temprana y en condiciones adecuadas se

puede obtener plantas utilizables en plantación en una temporada de viverización. En caso contrario se deben despachar plantas 1:1 o 2:0 con poda de raíces.

Respecto al uso de sustratos INFOR (Protocolo 3) compara los resultados de usar corteza de pino compostada y tierra de hojas, concluyendo la existencia de diferencias estadísticamente significativas a favor de la tierra de hojas en lo que respecta a porcentaje de emergencia de plántulas.

Si bien la emergencia de plántulas se inició antes en corteza (día 8), a partir del día 18 la emergencia acumulada en tierra de hojas supera a la de corteza.

Respecto a parámetros de crecimiento de las plantas, no se observó diferencias significativas entre sustratos (cuadro).

Cuadro N°9
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *NOTHOFAGUS OBLIQUA* SEMBRADAS EN
CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
65,3 (B)	37 (A)	75 (día 25)	43 (día 23)	4,8 (A)	4,9 (A)	1,31 (A)	1,14 (A)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)

5.13 PROTEACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Lomatia hirsuta* (Lam.)

Diels ex MacBride

Nombre común: Radal, Raral, Ralral, Nogal silvestre.

ASPECTO GENERAL. El radial es un árbol monoico, pequeño, de 3 m a 5 m de altura en su distribución norte y de hasta 15 metros desde la provincia de Cautín hacia el sur. Posee copa globosa con ramas largas y flexibles. Su corteza es delgada, gris y ligeramente rugosa. Las hojas son simples, alternas con lámina aovada, margen aserrado, redondeadas en el ápice, de 4-12 cm x 3-5 cm; La cara superior es oscura, ligeramente pubérula y lustrosa; la inferior más clara y glabra, con la nervadura muy marcada y un pecíolo estriado y pubescente de 1,5 cm a 3 cm de largo. La variabilidad en tamaño y forma de sus hojas es notable, pudiéndose observar distintos tipos en una misma rama. Presenta inflorescencias axilares con 8 a 16 flores cada una. Las flores son hermafroditas, asimétricas, pediceladas, con ovario súpero, estigma anaranjado de bordes carnosos; con cuatro tépalos pubescentes y 4 estambres sésiles insertos cada uno en una concavidad del tépalo. Las flores son de color amarillo verdoso

Su fruto es un folículo subleñoso de 2 cm 3,5 cm de largo, que después de la dehiscencia permanece seco y adherido al árbol durante largo tiempo. Las semillas son abovadas, muy numerosas, de 6 mm x 4 mm, de color café, y provistas de un ala membranosa (Rodríguez *et al.*, 1983).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Se distribuye en Chile entre Coquimbo y Chiloé, especialmente en los faldeos de ambas cordilleras, entre los 150 y 1.200 msnm. Crece bajo variadas condiciones, tanto en el bosque como fuera de él, formando a veces manchas puras de pequeña extensión (Rodríguez *et al.*, 1983).

FENOLOGÍA. Florece entre Octubre y Diciembre y sus frutos maduran entre Enero y Febrero

USOS. La madera blanda, ligeramente elástica y liviana se emplea en mueblería fina. La corteza contiene taninos que se usan para teñir de color café.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas por kilogramo, fluctúan entre 142.000 y 242.000, dependiendo de la latitud (Donoso y Cabello 1978; Escobar, 1986). La semilla de radial requiere de estratificación fría en arena húmeda a 4°C para mejora su germinación. En ensayos de laboratorio, Donoso y Escobar (1986) determinan que un período de estratificación de 45 días permite obtener una capacidad germinativa de 52,7% a los 30 días de establecido el ensayo. En ensayos establecidos en vivero, los mismos autores mencionan una capacidad germinativa superior a la obtenida en laboratorio, alcanzando hasta 63,3% para semilla estratificada en arena húmeda por 45 días.

VIVERIZACIÓN. Se recomienda efectuar la siembra durante la primera quincena de septiembre, usando semillas previamente estratificadas por 45 días y sustrato normal de vivero compuesto de suelo local, arena y compost o tierra de hoja, en proporción de 1:1:1. El uso de sustratos orgánicos o arenosos, como los descritos previamente, no solo reducen la germinación sino que también aumentan considerablemente la mortalidad de plantas. Esta alcanza al 30% en sustrato orgánico y a 91% en arenoso. En contraste, en sustrato normal de vivero, la mortalidad observada fue sólo de 3,6%.

5.14 ROSACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Kageneckia angustifolia* D. Don

Nombre común: Frangel, Olivillo de cordillera.

ASPECTO GENERAL. El frangel es una especie semi-decídua de verano, que forma un dosel muy abierto, y que rara vez alcanza el suelo (Peñaloza *et al.*, 2001). Se la menciona como una especie entomófila, registrándose una treintena de insectos que visitan sus flores.

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es un árbol dioico, endémico de la zona mediterránea de Chile central. Se distribuye entre las regiones de Coquimbo y el Maule, principalmente en laderas asoleadas de la Cordillera de Los Andes y de la Costa, entre los 1.500 a 2.200 msnm (León, 2003).

FENOLOGÍA. Su floración ocurre entre los meses de Noviembre y mediados de Diciembre. La semillación comienza a mediados de Febrero prolongándose hasta finales de Abril.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Vulnerable, principalmente en las regiones de Coquimbo, Valparaíso y Metropolitana (UICN, 2001).

USOS. Se usa para obtener leña y para controlar erosión en zonas de altura (Motoki *et al.*, 1998).

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas son aladas se encuentran contenidas en un penta-

folículo que se puede cosechar en febrero (Donoso y Cabello, 1978; Motoki *et al.*, 1998) o entre noviembre y diciembre (Peñaloza *et al.*, 2001). Se contabilizan entre 147.500 y 294.000 semillas en un kilogramo (Donoso y Cabello, 1978; Motoki *et al.*, 1998). Las semillas almacenadas en bolsas de papel en un lugar fresco, pueden mantener su viabilidad al menos por 2 años (Peñaloza *et al.*, 2001).

Antes de su siembra se recomienda remojar las semillas en agua fría durante cuatro días. La germinación es epigea y comienza a manifestarse a partir del segundo día después de la siembra, alcanzando valores de hasta 84% (Motoki *et al.*, 1998). Ensayos de germinación en laboratorio, efectuados con semillas sin pretratamiento, en germinadora Jacobsen, permiten obtener un 61% de germinación, señalándose que estas semillas presentan una buena respuesta a la estratificación (Donoso y Cabello, 1978).

En ensayos de germinación efectuados por INFOR (Protocolo 1), semillas remojadas por un día en agua germinaron en un 88,3%, sin diferenciarse significativamente de otras remojadas por 4 días en agua, las que germinaron en un 98,3% (figura).

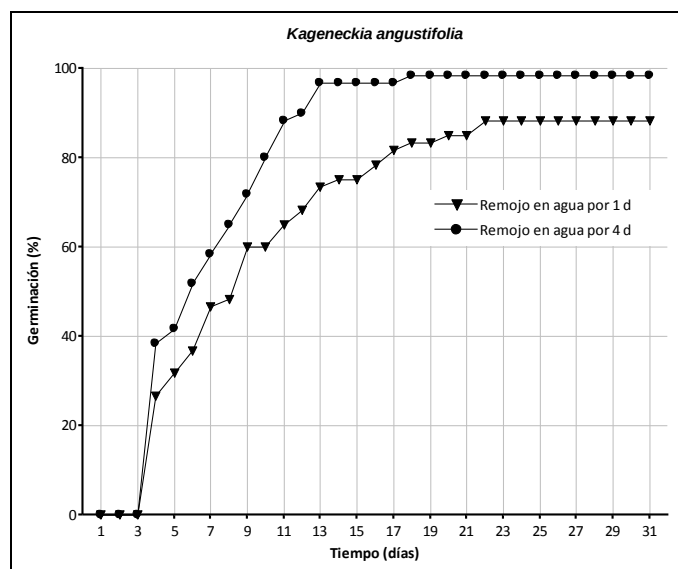


Figura N° 29
GERMINACIÓN ACUMULADA DE SEMILLAS DE *Kageneckia angustifolia*
REMOJADAS POR 1 Y 4 DÍAS EN AGUA

VIVERIZACIÓN. Las semillas pre-tratadas en agua fría, se siembran a fines de invierno, en sustrato compuesto por una mezcla de tierra común, compost de hoja de eucalipto y arena en proporción volumétrica de 3:2:1. (Motoki *et al.*, 1998). También puede sembrarse en sustrato de corteza de pino compostada.

Antecedentes aportados por Peñaloza *et al.* (2001) permiten concluir que la viverización de esta especie requiere de sombra rala, al menos en sus etapas iniciales. En efecto bandejas sembradas y dispuestas en terreno bajo la sombra de individuos de frangel y otras sin cobertura expresaron distintos porcentajes de germinación, la que en el primer caso alcanzó

cerca del 70%, mientras que en el segundo sólo se logró alrededor de un 20%.

Respecto a sustratos de viverización, ensayos establecidos por INFOR (Protocolo 3) concluyen que no existen diferencias significativas entre la corteza de pino compostada y la tierra de hojas, en términos de emergencia y crecimiento inicial de plantas de *K. angustifolia* en vivero. Tales ensayos indican una emergencia de 64,6% en corteza, la que se inició 5 días después de la siembra. En corteza la emergencia comenzó 10 días después de la siembra y alcanzó un 53,5% (cuadro).

Cuadro N° 10
EMERGENCIA, ALTURA Y DIÁMETRO DE CUELLO DE PLANTAS DE *Kageneckia angustifolia* SEMBRADAS EN CORTEZA DE PINO COMPOSTADA (CPC) Y TIERRA DE HOJAS (TH)

Emergencia de plántulas (%)		Velocidad de emergencia (%)		Altura a los 3 meses (cm)		Diámetro de cuello a los 3 meses (mm)	
TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC	TH	CPC
53,4 (A)	65,3 (A)	61 (día 26)	103 (día 16)	3,6 (A)	3,5 (A)	0,77 (A)	0,79 (A)

Letras distintas entre valores de una misma variable indican diferencias significativas (alfa= 0,05)



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Quillaja saponaria* (Molina)

Nombre común: Quillay

ASPECTO GENERAL. El quillay es un árbol perennifolio de hasta 15 m de altura. Es una especie polígama-monoica o hermafrodita, con corteza cenicienta rasgada longitudinalmente. Sus hojas son perennes, simples, alternas coriáceas de 2-4 cm x 1-2,5 cm, elípticas, lustrosas, con margen entero o ligeramente denticulado y con pecíolo corto de 2 mm de longitud. Sus flores son blancas, dispuestas generalmente en pequeños corimbos terminales o bien aisladas o sobre pedúnculos axilares. El fruto es un pentafolículo bivalvo de apariencia estrellada, de 2 cm a 5 cm de diámetro, los cuales permanecen adheridos al árbol, secos y abiertos, por largo tiempo. Las semillas son numerosas comprimidas, de 5-7 cm x 1-2 cm y provistas de un ala membranosa (Rodríguez *et al.*, 1983).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es endémico de Chile donde presenta una amplia distribución, desde la provincia de Limarí en la región de Coquimbo, hasta la provincia del Bío-Bío, en la zona litoral, central y andina, en rango altitudinal que fluctúa entre 15 y 1.600 msnm. (Rodríguez *et al.*, 1983; Luna, 2006). En el valle central crece en lugares soleados y en los faldeos de cerro relativamente secos y con escasa vegetación. En la precordillera y en su límite altitudinal forma parte del bosque mixto como especie secundaria. En su extensa distribución se le encuentra en climas secos y cálidos y también en otros más frescos y húmedos, con precipitación media anual de 200 a 1.500 mm, pudiendo soportar nieve y heladas.

FENOLOGÍA: Florece entre Octubre y Enero; y sus frutos maduran entre Marzo y Abril.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Como consecuencia de sus usos, la especie ha sido severamente explotada, su distribución ha sido alterada, ha quedado relegada a sectores de difícil acceso, y se ha reducido la cobertura y densidad de sus formaciones, las que normalmente no sobrepasan de 30 individuos por hectárea (INFOR, 2000). Aun así, según la UICN (2001), el estado de conservación del quillay corresponde a la categoría de más bajo riesgo, donde se incluyen taxones ampliamente distribuidos.

USOS. Esta especie arbórea posee gran valor económico y utilidad debido a la diversidad de productos que puede generar y las aplicaciones en que se puede utilizar, entre ellos; uso en medicina popular, apicultura, producción de tierra de hoja, arborización urbana, cortinas cortaviento, artesanías, carbón y leña. No obstante, el producto más importante a nivel comercial es la saponina, la que compone el 4% del peso de su corteza. Diversos usos farmacéuticos e industriales, entre los que se destaca sus propiedades inmunológicas que permite utilizarla en control y prevención de enfermedades infecciosas y autoinmunes. También poseen propiedades de agente espumante y emulsificante que la hace útil en la industria cosmética, elaboración de champús, producción de bebidas y preparación de películas fotográficas. Se puede usar como pesticida biológico para control de hongos y

nemátodos; disminuye el colesterol en animales; neutralizan olores en criaderos de animales domésticos; son de utilidad en la biodegradación de grasas y en tratamiento de efluentes orgánicos; procesos electrolíticos y otras (Luna, 2006; Prehn *et al.*, 2003).

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. El quillay en forma natural se propaga tanto por semillas como por rebrotes de tocón. Sin embargo, debido al sobrepastoreo y a otros factores de degradación del suelo, es raro encontrar regeneración natural de semillas, la que solo se presenta si el suelo está suficientemente mullido (INFOR, 2000). El número de semillas por kilogramo es de aproximadamente 138.000, registrándose valores entre 120.000 y 250.000. Vita (1974, cit por INFOR, 2000) menciona que la semilla no requiere tratamiento pregerminativo, que presenta buena viabilidad y que puede almacenarse sin problemas por más de un año. El mismo autor evaluó la capacidad germinativa de 10 lotes de semillas obtenidos entre Coquimbo y La Araucanía, observando que este parámetro fluctuó entre 22 y 80%. Por su parte, Donoso y Cabello (1978) mencionan un 90% de capacidad germinativa en ensayos de 40 días en laboratorio, establecidos en germinadora Jacobsen, con semillas sin pretratamiento. Es frecuente que las semillas de quillay se sometan de igual forma a tratamientos pregerminativos para acelerar y homogenizar su germinación. López *et al.*, (1986) mencionan estratificación fría húmeda por 15 días, o remojos en agua fría por 72 h, como procedimientos que permiten obtener entre un 13 y 71% de germinación.

VIVERIZACIÓN. Los frutos se cosechan en abril, directamente desde el árbol, o en lonas dispuesta debajo de estos. Para extraer las semillas desde los frutos, estos se pueden secar al sol o en hornos a 40°C por 6 a 8 h. Posteriormente para eliminar las alas de las semillas estas se frotan manualmente. La

época de siembra tiene efecto determinante en la germinación y desarrollo final de las plantas de quillay.

Valenzuela (2007) menciona que con las siembras efectuadas en los meses de junio, julio y agosto se obtienen las capacidades germinativas más elevadas, sugiriendo descartar las siembras de primavera (septiembre, octubre), por cuanto los resultados en germinación y desarrollo posterior de las plantas son muy inferiores.

INFOR (2000) recomienda como época de siembra los meses de agosto a octubre. De esta manera, en primavera la planta tendrá un sistema radicular suficientemente profundo para obtener el agua necesaria para su desarrollo.

Por su parte, Vita (1974, cit. Por INFOR, 2000) recomienda sembrar en contenedores durante otoño o primavera, con semilla sin tratamiento pregerminativo, evitando los meses de invierno que son los que sugiere Valenzuela (2007) para hacer la siembra.

La producción de plantas puede efectuarse a raíz desnuda en platabandas, situación que permite un rápido crecimiento y obtener plantas en una temporada. Sin embargo, el desempeño de estas plantas en terreno es deficiente, su prendimiento es bajo y requieren riego durante el verano. INFOR (2000) recomienda utilizar plantas producidas en macetas, ya que tienen un mayor porcentaje de prendimiento y desarrollo en altura, especialmente durante el primer año. Para este efecto, se pueden producir las plantas a raíz cubierta en contenedores, ya sea por siembra directa de 2 a 3 semillas por contenedor, o mediante la preparación de almácigos y posterior repique al contenedor definitivo cuando la planta forme sus primeras 2 a 3 hojas verdaderas.

Respecto al repique, Valenzuela (2007) establece que este incide directamente en la supervivencia de las plántulas,

recomendando realizarlo antes del mes de octubre

Respecto a los cuidados culturales, se recomienda mantener cierta sombra hasta mediados de febrero (López *et al.*, 1986). El riego se debe efectuar en función de las condiciones climáticas. El sustrato debe fertilizarse con NPK y posteriormente complementar la fertilización con aspersión de abonos foliares completos durante los meses de diciembre, enero y febrero (López *et al.*, 1986).

Las plantas de quillay se encuentran adecuadas para despacharlas a plantación cuando alcanzan 25 cm a 30 cm de altura, con un diámetro de cuello mayor a 5 mm y un sistema radicular bien desarrollado (Duchens, 2000, cit. Por Valenzuela, 2007). Las plantas producidas en contenedores alcanzan hasta 35 cm de altura en una temporada de viverización, logrando un tamaño adecuado para plantación en 6 a 12 meses (INFOR, 2000).

PROPAGACIÓN VEGETATIVA. De acuerdo con Mera (1990), el quillay puede ser propagado mediante enraizamiento de estacas. Este autor ensayó diferentes combinaciones de sustratos, época de enraizamiento, lugar de enraizamiento y tipo de enraizante, sobre estacas obtenidas desde plantas juveniles de 4 años de edad, obteniendo porcentajes de supervivencia entre 16,7 y 91,7%. Los mejores resultados los obtiene con estacas instaladas en invierno, en invernadero, usando como sustrato arena o arcilla y tratándolas con ácido indolbutírico (AIB) como enraizante. Las estacas sin estimulación hormonal también sobreviven en alta proporción en estas mismas condiciones, sin embargo atendiendo a los atributos morfológicos de las raíces adventicias, el autor concluye que de todas formas es conveniente la estimulación con AIB. Análogamente, privilegia el uso de arcilla en vez de arena como sustrato, pues este último es deficiente

para retener agua durante la estación de mayor temperatura.

De acuerdo con los resultados de ensayos de enraizamiento de estacas publicados por Santelices y Bobadilla (1997), el quillay tiene facilidad para formar raíces adventicias. Los autores instalaron ensayos de enraizamiento con estacas de árboles de 20 años, las cuales fueron obtenidas desde la parte más baja de la copa y correspondiente al último periodo de crecimiento. El porcentaje de enraizamiento registrado fue de 45% en estacas tratadas con 5.000 ppm de AIB, mientras que sin esta estimulación sólo alcanza 27%. Al usar dosis más altas, de 10.000 y 20.000 ppm de AIB, el porcentaje de enraizamiento llega a 39% y 22%, respectivamente.

Respecto a otras formas de propagación vegetativa de quillay, se menciona que esta especie no responde a la injertación mediante técnicas de aproximación, hendidura y yema (Mera, 1990).

MICROPROPAGACIÓN. Quillay puede ser multiplicado in vitro mediante técnicas de organogénesis somática (Prehn *et al.*, 2003). A partir de las plántulas generadas obtienen explantes de 2 a 3 internodos que instalan en un medio de establecimiento. Para inducir la multiplicación de brotes laterales, cultivan durante un mes los explantes establecidos inicialmente, en un medio de multiplicación suplementado con 1 mg/L de la citoquinina bencilaminopurina (BAP), obteniendo una tasas de multiplicación 3 veces superior, en un mes. Tras la multiplicación de brotes, estos son enraizados en un nuevo medio de cultivo, donde no se considera hidrolizado de caseína y se adiciona 0,1mg/L de la auxina ácido indolbutírico, lo que les permite obtener un 59% de enraizamiento.

La vitroplantas enraizadas se vuelve a disponer en frascos con el medio de establecimiento original, para después iniciar su proceso de aclimatación y endurecimiento

en contenedores con vermiculita. Las plantas en contenedores con vermiculita, se disponen inicialmente por dos meses en cámara de cultivo con alta humedad relativa (90%), que se disminuye gradualmente durante este periodo hasta 50%, tras lo cual las plantas se trasladan a invernadero. Durante este proceso experimentan un 24%

de mortalidad en cámara, principalmente por deshidratación, y un escaso 4% adicional de mortalidad en invernadero. Seis meses después de establecidas en invernadero las plantas micropropagadas presentan un tamaño de 20 a 70 cm, hojas verdes y crecimiento activo.

5.15 SALICACEAE



www.florachilena.cl

Nombre científico: *Azara microphylla* Hook

Nombre común: Chinchín

ASPECTO GENERAL. El chinchín es un arbusto o árbol pequeño de hasta 5 m a 8 m de altura. Posee un tronco delgado con ramas cenicientas y ramitas café oscuro y pubescentes. Sus hojas son perennes, simples, alternas, pecioladas y lustrosas; con lámina de 0,8-1,5 cm x 0,4-0,8 cm, ápice obtuso y borde entero, aunque en las hojas jóvenes es denticulado; las hojas poseen una estípula foliosa perenne de 5 mm de diámetro. Sus flores son hermafroditas, amarillo-verdosas y fragantes; se disponen en grupos de 3 a 5 en corimbos axilares cortos. Su fruto es una baya globosa de 3 mm a 5 mm de diámetro, de color amarillento que se torna rojiza oscuro en la madurez, y con el estilo persistente en el ápice (Rodríguez *et al.*, 1983; chileflora, 2011).

DISTRIBUCIÓN Y HABITAT. Es una especie endémica de los bosques subantárticos. Tiene una distribución discontinua, con poblaciones en Fray Jorge, en la región de Coquimbo, y posteriormente desde la provincia de Ñuble en la región del Bío Bío hasta el norte de Chiloé, en la región de Los Lagos. En esta área se desarrolla principalmente en los faldeos de ambas cordilleras y a orillas de cursos de agua dentro del bosque húmedo.

FENOLOGÍA. Florece de Diciembre a Marzo.

USOS. Tiene potencial como especie ornamental.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Buena germinación, entre 60 y 80% (chileflora, 2011)

VIVERIZACIÓN. Se propaga por enraizamiento de estacas semileñosas en verano.

5.16 ZYGOPHYLLACEAE



(Fotografía: Gustavo Bolados, INIA)

Nombre científico: *Porlieria chilensis* Johnst.

Nombre común: Guayacán, Palo santo

ASPECTO GENERAL. El guayacán es un arbusto o árbol pequeño, perennifolio, que alcanza alturas de 3m a 5 m. Posee un tronco de hasta 20 cm de diámetro, que se ramifica desde cerca de la base, con ramas gruesas, tortuosas, de color gris a gris-ceniciento y copa globosa. Sus hojas son siempreverdes, opuestas, casi sésiles, compuestas paripinadas con 6 a 10 pares de folíolos; los cuales son pequeños, subcoriáceos, lineares a linear oblongos, con margen entero y ápice obtuso a ligeramente mucronado. Las flores son hermafroditas, solitarias, axilares, de color violáceo a morado oscuro. Su fruto es una cápsula morada, dehiscente, formada por 4 a 5 lóbulos muy marcado, en cuyo interior se encuentran numerosas semillas (Rodríguez *et al.*, 1983; Hechenleitner *et al.*, 2005).

DISTRIBUCIÓN Y HÁBITAT. Es endémico de Chile, donde crece desde las provincias de Limarí y Elqui, en la Región de Coquimbo, hasta la provincia de Colchagua en la Región de O'Higgins, desde el nivel del mar hasta los 1.300 msnm, especialmente en los faldeos cordilleranos, en lugares secos, asoleados y en las pendientes rocosas de los cerros (Rodríguez *et al.*, 1983; Hechenleitner *et al.*, 2005). Es una especie intolerante y de crecimiento lento, que puede soportar la insolación intensa cuando dispone de un

abastecimiento de agua adecuado (Noton, 1987).

FENOLOGÍA. Según Cabello (1987) florece entre Septiembre y Octubre y sus frutos maduran entre Diciembre y Febrero, o entre Enero y Marzo.

ESTADO DE CONSERVACIÓN. Debido a su tala indiscriminada y al sobrepastoreo por ganado caprino el estado de conservación del guayacán se clasifica en la categoría Vulnerable, tanto a nivel nacional (Benoit, 1989, *cit. por* González, 2008), como en la región de Coquimbo (Arancio *et al.*, 2001; Squeo *et al.*, 2001, citados por González, 2008). Sin embargo, de acuerdo con Hechenleitner *et al.* (2005) el estado de conservación del guayacán se clasifica en la categoría datos Insuficientes, siendo necesario investigar la distribución completa de la especie para realizar una correcta clasificación. Se trata de una especie frecuente, con gran capacidad para regenerarse mediante rebrote, pero cuyas sub-poblaciones normalmente presentan pocos individuos. Gran parte de su hábitat ha sido fuertemente modificado o totalmente destruido por el fuego, pastoreo caprino y la conversión hacia tierras agrícolas, particularmente en los últimos años para la producción de palta. Varias sub-poblaciones están protegidas en los Parques Nacionales

Fray Jorge y La Campana y en la Reserva Nacional Las Chinchillas (Hechenleitner *et al.*, 2005; Vita *et al.*, 2008).

USOS. Su madera se utilizó en el pasado para elaborar herramientas de labranza; en la actualidad es muy apreciada para la confección de artesanía, permitiendo obtener finas piezas, en que se saca partido de la diferencia de coloración entre su albura amarillenta y su duramen café oscuro a verde oliváceo; como la mayoría de las especies leñosas de zonas semiáridas el guayacán es utilizado como combustible, situación que contribuye en forma importante a la degradación del recurso. Posee algunas aplicaciones medicinales y se le señala como una planta tintórea que permite teñir de amarillo tejidos de lana y algodón (Noton, 1987). González (2008) sugiere que puede usarse con fines ornamentales y apícolas.

SEMILLAS Y GERMINACIÓN. Las semillas de guayacán se encuentran en una cantidad de 7.600 a 17.000 unidades por kilogramo. Un kilogramo de frutos contiene del orden de 5.000 frutos, de los cuales se puede obtener aproximadamente 755 g de semilla limpia (Donosos y Cabello, 1978; Cabello, 1987).

Para *Porlieria angustifolia*, una especie muy emparentada con el guayacán chileno, Everitt (1983) señala que sus semillas no presentan mecanismos de latencia, que se obtiene una adecuada capacidad germinativa a 25°C y que su viabilidad no decrece significativamente después de un año de almacenamiento. De los estudios de Silva y Jaksic (2000) se desprende que las semillas de *P. chilensis* no requieren escarificación química y que este tratamiento sería negativo, por cuantos aquellas que han pasado por el tracto digestivo de zorros, ven reducida su capacidad germinativa y viabilidad en un 66 y 48%, respectivamente, en relación a lotes testigos sin pretratamiento.

Cabello (1987) menciona que si bien la semilla sin pretratamiento exhibe una adecuada capacidad germinativa al sembrarla en vivero, en ensayos de laboratorio no obtuvo germinación. Hechenleitner *et al.* (2005) recomiendan remojar estas semillas en agua caliente por 30 min, lo que les permite obtener una capacidad germinativa superior a 50% al sembrarlas en arena.

VIVERIZACIÓN. En condiciones naturales la regeneración natural del guayacán por semillas es prácticamente inexistente, debido al elevado grado de erosión de los suelos donde habita, sin embargo, la especie presenta una alta capacidad para regenerarse naturalmente en forma vegetativa (Vita *et al.*, 2008). Por el contrario, para efectos de viverización y propagación artificial, el guayacán se propaga fundamentalmente por semillas y no existen antecedentes respecto a su multiplicación vegetativa por estacas (Hechenleitner *et al.*, 2005). Vita *et al.* (2008) hace referencia a ensayos de enraizamiento en la Reserva Nacional Las Chinchillas, indicando que no se han obtenido resultados.

Para efectos de viverización se debe coleccionar la semilla entre diciembre y febrero. Las semillas previamente remojadas en agua caliente por media hora se deben sembrar en primavera, en forma superficial, a una profundidad no mayor a 1 cm, sobre un sustrato arenoso que se debe mantener bajo riego moderado (Everitt, 1983; Cabello, 1987; Hechenleitner *et al.*, 2005). Las plántulas crecen entre 5 cm a 15 cm en la primera temporada de vivero, requiriéndose dos temporadas para obtener plantas apropiadas para establecerlas en terreno (Cabello, 1987). De acuerdo con Vita *et al.* (2008) las plantas de vivero deben producirse en macetas o contenedores individuales y pueden despacharse a terreno con una altura mínima de 20 cm y un diámetro de cuello superior a 3 mm.

VI. REFERENCIAS

Acuña, M., 2001. Formulación de un protocolo de trabajo para el análisis de semillas de especies leñosas nativas. Memoria Ing, Forestal. Santiago, Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Forestales. 87 p.

Agrios, G., 2003. Plant Pathology. Fifth Edition. Department of Plant Pathology. University of Florida. EE.UU. Chapter Two Parasitism and Disease Development. 77-102

Anderson, D., 1976. Invasión del "chañar" (*Geoffroea decorticans* (Gill ex H. et A.) Burk.) en los pastizales de la provincia de San Luis (Argentina). En: 3er. Congreso Asociación Latinoamericana de Malezas y 8va. Reunión Argentina de Malezas y su Control. Mar del Plata, Argentina. 28 Marzo al 2 de abril de 1976. Pp: 31-45.

Angulo, J., 1985. La Palma Chilena, Interesante Recurso Natural Renovable. Sociedad Agrícola y Forestal Hacienda Las Palmas de Cocalán Ltda. Santiago, Chile. 50 p.

Aparicio, A.; Pastorino, M.; Martinez-Meier, A. y Gallo, L., 2009. Vegetative Propagation of Patagonian Cypress, a Vulnerable Species from the Subantarctic Forest of South America. Bosque 30(1):18-26.

Arancio, G.; Muñoz, M. y Squeo, F., 2001. Descripción de Algunas Especies con Problemas de Conservación en la IV Región de Coquimbo, Chile. En: Squeo, F.; Arancio, G. y Gutiérrez, J. (Eds.). Libro Rojo de la Flora Nativa y de los Sitios Prioritarios para su Conservación: Región de Coquimbo. Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile. Capítulo 6. Pp: 63 – 103.

Arancio, G. y Marticorena, A., 2008. Descripción de las Especies con Problemas de Conservación en la Región de Atacama, Chile. En: Squeo, F.; Arancio, G. y Gutiérrez, J. (Eds.). 2008. Libro Rojo de la Flora Nativa y de los Sitios Prioritarios para su Conservación: Región de Atacama. Ediciones de la Universidad de La Serena. La Serena, Chile. Capítulo 5. Pp. 61-95.

Arce, P. y Balboa, O., 1991. Seasonality in Rooting of *Prosopis chilensis* Cuttings and *In Vitro* Micropropagation. Forest Ecology and Management 40: 163-173.

Arrué, K., 2000. Ensayo de Germinación de Palma Chilena, *Jubaea chilensis* (Mol.) Baillon, con Fines de Propagación Masiva. Tesis Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. Santiago. 80p.

Barnes, S. y Shaw, M., 2003. Infection of Commercial Hybrid Primula Seed by *Botrytis cinerea* and Latent Disease Spread Through the Plants. Phytopathology 93 (5): 573-578.

Benedetti, S. y Perret, S., 1995. Manual de Forestación. Zonas áridas y Semiáridas. INFOR, Manual N°21. 135p.

Benoit, I., 1989. Red List of Chilean Terrestrial Flora. Ministerio de Agricultura. CONAF. Santiago, Chile.

Butin, H. y Peredo, H., 1986. Hongos parásitos en coníferas de América del Sur con especial referencia a Chile. Berlin-Stuttgart, Alemania. Biblioteca Mycológica. 100 p.

Burkart, A., 1976. A Monograph of the Genus *Prosopis* (Leguminosae sub fam. *Mimosoideae*). Journal of the Arnold Arboretum 57: 219-249; 450-455.

Cabello, A., 1979. Estudio Anatómico y de Germinación en Litre, *Lithraea caustica* (Mol.) H et Arn. Tesis Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. Santiago, Chile. 108 p.

Cabello, A., 1987. Proyecto de Protección y Recuperación de Especies Arbóreas y Arbustivas Amenazadas de Extinción. En: documento Técnico Nº 22. Chile Forestal, abril de 1987.

Cabello, A., 1990. Antecedentes sobre la Germinación y el Cultivo *in Vitro* de la Palma Chilena, *Jubaea chilensis* (Mol.) Baillon. Ciencias Forestales 6 (1): 3-21.

Cabello, A. y Alvear, A., 1991. Efecto de la Temperatura sobre la Germinación de Dos Lotes de Semillas de Espino (*Acacia caven*). Ciencias Forestales 7(1-2): 3-19.

Cabello, A. y Camelio, M., 1996. Germinación de Semillas de Maitén (*Maytenus boaria*) y producción de plantas en vivero. Proyecto "Propagación de Plantas Leñosas Forestales y Ornamentales". Depto. De Silvicultura. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile.

Cabello, A. e Infante, L., 1994. Efecto del Endocarpio, de la Temperatura y del Período de Remojo, sobre el Contenido de Humedad de Semillas de Palma Chilena, *Jubaea chilensis* (Mol.) Baillon. Ciencias Forestales 9(1-2): 3-10.

Cabello, A. y Vita, A., 1980. Introducción de Especies Arbóreas. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad de Chile/SERPLAC XI Región. 74 p.

Cabrera, A., 1938. Las Anacardiaceas austroamericanas, en Rev. Mus. La Plata, Bot. 2:36-38.

Coley-Smith, J.; Verhoeff, K y Jarvis, W., 1980. The biology of *Botrytis*. London, England. Academic Press. 318 p.

Chile Bosque, 2010. Base de Datos de la Flora Nativa de Chile. Disponible en: <http://www.chilebosque.cl> (consulta diciembre, 2010).

Dalmasso, A.; Masuelli, R. y Salgado, O., 1994. Relación Vástago-Raíz Durante el Crecimiento en Vivero de Tres Especies Nativas del Monte *Prosopis chilensis*, *Prosopis flexuosa* y *Bulnesia retama*. Multequina 3: 35-43.

Del Fierro, P. y Pancel, L., 1998. Experiencia Silvicultural del Bosque nativo de Chile. GTZ CONAF. 420 pp.

Díaz, V.; Pérez, V. y Henning, A., s/f. Influencia de Diferentes Sustratos en el Desarrollo de Plantines de *Prosopis alba*. Disponible en: <http://inta.gob.ar/> (Consulta Agosto, 2011).

Doll, U.; Voguel, H.; Jeldres, P. y Muñoz, M., 2003. Estudios de Propagación Vegetativa en Matico (*Buddleja globosa*). Ciencia e Investigación Agraria 30 (3): 211-216.

Donoso, C., 1978. Dendrología Árboles y Arbustos Chilenos. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Forestales. Manual N° 2. Santiago. 142p.

Donoso, C., 1979. Variación y Tipos de Diferenciación en Poblaciones de Roble (*Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst.). Bosque 3 (1): 1-14, 19.

Donoso, C., 1993. Bosques templados de Chile y Argentina: Variación, estructura y dinámica. Primera edición. Editorial Universitaria. Santiago. Chile. 484 p.

Donoso, C.; Escobar, B. y González, M. 1995. Técnicas de vivero y plantación para ciprés de la cordillera (*Austrocedrus chilensis*). Documento Técnico N° 88. Chile Forestal Abril 1995. 9 p.

Donoso, C., 2006. Las Especies Arbóreas de los Bosques Templados de Chile y Argentina. Auto Ecología. Primera edición. 365-374p

Donoso, C. y Cabello, A., 1978. Antecedentes Fenológicos y de Germinación de Especies Leñosas Chilenas. Ciencias Forestales Vol 1. N° (2).

Donoso, C. y Wendler, J., 1985. Antecedentes fenológicos y genecológicos de *Maytenus boaria*. Valdivia, Chile. Bosque 6 (2): 93-99.

Donoso, C. y Escobar, B., 1986. Germinación de las Proteáceas Arbóreas Chilenas. Bosque 7(2): 85-94.

Donoso, C.; Escobar, B. y González, M., 1995a. Técnicas de Vivero y Plantaciones para Hualo (*Nothofagus glauca*). Revista Chile Forestal. Documento técnico N° 86. 8 p

Donoso, C.; Escobar, B. y González, M., 1995b. Técnicas de Vivero y Plantación para Ciprés de la Cordillera (*Austrocedrus chilensis*). Revista Chile Forestal. Documento Técnico N° 88. 9 p.

Donoso, C. y Landrum, L., 1979. *Nothofagus leoni* Espinosa, A natural Hybrid Between *Nothofagus Obliqua* (Mirb) Oerst and *Nothofagus glauca* (Phil) Krasser. New Zealand Journal of Botany 17 (3): 353-360.

Echeverría, J., 2006. Control Químico del Chañar en San Luis. En: Memorias de la 1ra. Jornada de Actualización Técnica en Manejo y Control del Renoval. Santiago del Estero, Argentina. 7 y 8 de junio de 2006.

Escobar, S.A., 1946. Contribución a un Estudio de la Algarrobilla. Tesis, Universidad de Chile, Facultad de Agronomía. Santiago, Chile. 26 p.

Escobar, R., 2007. Manual de Viverización *Eucalyptus globulus* a Raíz Cubierta. CTPF INFOR CORFO. Concepción, Chile. 230 p.

Esterio, M. y Auger, J., 1997. *Botrytis*: Nuevas estrategias de control cultural, biológico y químico en uva de mesa. Santiago, Chile. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Departamento de Sanidad Vegetal. 125 p.

Everitt, J., 1983. Seed Germination Characteristics of Three Woody Plant Species from South Texas. *Journal of Range Management* 36(2): 246-249.

Ferreira, F., 1989. Patología Florestal. Principias Doenças Florestais no Brasil. Viçosa, Brasil. Sociedade de Investigações Florestais. 570 p.

Figueredo, A.; García, C. y Grigoletti, A., 2001. Doenças do eucalipto no sul do Brasil: identificação e controle. 18 p. (Circular Técnica Nº 45 Embrapa).

Fieldman, J., 1966. Control de Chañar (*Geoffroea decorticans* Bur.). Revista de Investigaciones Agropecuarias. Serie 2 Biología y Producción Vegetal, 3(7): 109-122.

Forcelledo, A., 2006. Germinación y Calidad de Planta de Palma Chilena, *Jubaea chilensis* (Mol.) Baillon, según Tratamiento, Período de Siembra y Procedencia de Semilla. Tesis Facultad de Cs. Forestales, Universidad de Chile. Santiago. Disponible en: http://www.cybertesis.cl/tesis/uchile/2006/forcelledo_a/html/index-frames.html. (consulta diciembre, 2010).

FloraChilena s/f. Disponible en: http://www.florachilena.cl/Niv_tax/Angiospermas/Ordenes/Sapindales/Anacardiaceae/Schinus/latifolius/Molle.htm (Consulta diciembre 2012).

Gajardo, R., 1994. La Vegetación Natural de Chile: Clasificación y Distribución Geográfica. Santiago. Editorial Universitaria. 165 p.

Garay, J., 1990. Control de especies leñosas y arbustivas invasoras: Chañar (*Geoffroea decorticans*), Caldén (*Prosopis caldenia*) y Palque (*Cestrum parquii*) mediante la utilización de herbicidas aperdigonados. Plan de trabajo 0063.

González, J., 2008. Evaluación de Respuesta en Crecimiento de Guayacán (*Porlieria chilensis* Johnst) ante Distintos Tratamientos Silviculturales en la Región de Coquimbo. Tesis Ingeniería Forestal. Dpto. Silvicultura. Esc. Cs. Forestales. Fac. Cs. Forestales. Universidad de Chile. Santiago. 50 p.

González, M.; Quiroz, I.; Garcia, E. y Soto, H., 2009. Plantas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser. Ensayos de Germinación y Producción. Revista Chile Forestal N° 344: 40-44.

Hechenleitner, V. P.; M. F. Gardner; P. I. Thomas; C. Echeverría; B. Escobar, P. Brownless y C. Martínez, 2005. Plantas Amenazadas del Centro-Sur de Chile. Distribución, Conservación y Propagación. Primera Edición. Universidad Austral de Chile y Real Jardín Botánico de Edimburgo. 188 p.

Hirzel, J.; Rodríguez, N. y Del Valle, P., 2004. Efecto de la Nutrición Mineral sobre la Producción de Culén, *Otholobium glandulosum* (L.) Grimes. Agricultura Técnica [online] 64(3): 280-287. (Consulta enero, 2011).

Homann, C., 1969. Nuevos Aspectos Acerca de la Germinación de Semillas de *Peumus boldus*. Boletín de la Universidad de Chile 093/094 : 25-30.

<http://plantitas.wordpress.com/2007/12/11/tara-cura-la-amigdalitis-y-fiebre-es-cicatrizante-y-evita-la-cada-del-cabello-entre-otras-virtud>. (Consulta Diciembre, 2012).

INFOR, 2010. Sitio Gestión Forestal. Disponible en: http://www.gestionforestal.cl:81/boldo/silviculturaymanejo/silman_silvicultura.htm (Consulta Diciembre, 2010)

INFOR, 2000. Monografía de Quillay (*Quillaja saponaria*). Diversificación de Alternativas de Producción Forestal y Agroforestal para Pequeños Propietarios del Secano. INFOR, INDAP, FIA. Santiago. 73 p.

Killian, S., 1988. A Study on the Germination Behavior of the Seeds of Some *Prosopis* Species. In: Habit, M (ed). 1988. The Current State of Knowledge on *Prosopis juliflora*. Proceedings of the II International Conference on *Prosopis*. Recife, Brasil, 25-29 Agost, 1986: 277-295.

Landaeta, R., 2010. Propagación de Mardoño (*Escallonia pulverulenta*) y Descripción Morfológica del Proceso Germinativo. Tesis Facultad de Agronomía. Universidad de Concepción. Chillán, Chile. 60 p.

Landis, T.D., 1989. Irrigation and water quality management. In: Landis, T.D., R.W. Tinus, S.E. McDonald, and J.P. Barnett, editors. Seedling nutrition and irrigation, Vol. 4, The container nursery tree nursery manual. Agric. Handbk. 674. Washington, DC. U.S. Department of Agriculture, Forest Service: 68-118.

Landis, T. D.; R. W. Tinus; S. E. Mc Donald y J. P. Barnett, 1995. Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor. Agricultural Handbook N° 674. Department of Agriculture, Forest Service. Washington DC, USA.

Larrea-Alcázar, DM. y López, P., 2005. An estimation of the floristic richness of Bolivia Andean dry valleys. Biodiversity and Conservation. 14. 1923-1927

León, P., 2003. Efecto del Espaciamiento entre Plantas en la Producción de Frutos y Semillas en *Kageneckia angustifolia* Don., un Árbol Dioico del Bosque Esclerófilo Montano de Chile Central. Tesis de Magíster. Fac. de Ciencias. Universidad de Chile. Santiago. 95 p. Libro del Árbol: Especies Forestales Indígenas de la Argentina de Aplicación Industrial, editor Celulosa Argentina S. A., Buenos Aires, octubre 1975.

López, J.; Jiménez, G. y Reyes, B., 1986. Algunos Antecedentes sobre Cosecha, Procesamiento y Viverización de Varias Especies Nativas. II Parte. Documento Técnico N° 15. Chile Forestal, Julio 1986.

Luna, G., 2006. Evaluación de Parámetros Fisiológicos y de Crecimiento en Plantas de *Quillaja saponaria* Mol. Bajo Condiciones de Déficit Hídrico. Tesis Fac. Cs. Forestales. Universidad de Chile. Santiago. 35 p.

Macaya, J., 1999. Leguminosas Arbóreas y Arbustivas Cultivadas en Chile. Chloris Chilensis Año 2. Nº1. Disponible en: <http://www.chlorischile.cl>. (Consulta Enero, 2011).

Manetti, R. y Montecinos, M., 1978. Estimación de la Productividad de Semillas en *Sophora macrocarpa* Sm. ("Mayo"). Tesis Ing. Forestal. Fac. Cs. Forestales. Universidad de Chile. Santiago. 91 p.

Mansilla, D., 2004. Propagación Vegetativa Mediante Estaquillado en Especies Nativas de los Géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como Potenciales Cultivos Ornamentales. Tesis Escuela de Agronomía. Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile.

Marticorena, C. y R. Rodríguez, eds., 2001. Flora de Chile. Vol. 2(1). Winteraceae-Ranunculaceae. Universidad de Concepción.

Marticorena, C. y Rodríguez, R., 2003. Flora de Chile. Vol. 2 (2). Universidad de Concepción. Concepción. 91 p.

Martínez, L., 1989. Caracterización y Antecedentes para el Manejo de Chañar, *Geoffroea decorticans* Gill.) Ex Hook et Arn.) en la Zona de Copiapó. Tesis Ingeniería Forestal. Esc. Cs. Forestales. Fac. Cs. Agrar. y For. Universidad de Chile. Santiago. 131 p.

Martínez, O., 1991. Nuevo Límite de Área de Distribución de *Sophora macrocarpa* J.E. Sm. (*Papilionaceae*). Boque 11(2): 73-74.

Mera, J., 1990. Propagación Vegetativa en Quillay (*Quillaja saponaria* Mol.). Tesis Dpto. de Cs. Forestales Universidad de Concepción. Chillán, Chile. 106 p.

Montenegro, Gloria., 2000. Chile. Nuestra Flora Útil. Editorial Universidad Católica de Chile. Santiago.

Montenegro, G. y Arce, P., 1990. Propagación de Plantas de Algarrobilla (*Balsamocarpon brevifolium*) Contrarrestando Daño del Hongo *Fusarium oxysporum*. Ciencia e Investigación Forestal 4(1): 107-112.

Motoki, T.; Williams, E.; Schenk, J.; Alvarado, M. y Greau, M., 1998. Monografías de Especies para la Forestación en la Zona Semiárida de Chile. Proyecto Cuencas CONAF-JICA. Control de Erosión y Forestación en Cuencas Hidrográficas de la Zona Semiárida de Chile. Santiago. 52 p.

Muñoz, M., 1986. Cultivo de Embriones y Ensayo de Germinación en Boldo (*Peumus boldus* Mol.). Tesis Escuela de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. Santiago.

Muñoz, A. y Pérez, A., 1981. Factores que Influyen en la Producción de Plantas de *Acacia caven* (Mol.) Hook et Arn. y *Prosopis chilensis* (Mol.) Stuntz. Tesis de grado. Esc. Cs. Forestales. Fac. Cs. Agrarias, Veterinarias y Forestales. Universidad de Chile. Santiago. 210 p.

Muñoz, M. y Serra, MT., 2006. Documento de Trabajo. Estado de Conservación de las Plantas de Chile. MNHN-CONAMA. Con edición y comentarios de Reinaldo Avilés en nombre del Comité de Clasificación de Especies Silvestres (2007). Disponible en: www.conama.cl/clasificacionespecies/Anexo_tercer_proceso/Nothofagus_glauca.doc (Consulta Diciembre, 2012).

Navall, S.; Silva, R. y Padilla, G., 2010. Metodología para la Producción de Algarrobos (*Prosopis spp.*) en Vivero Forestal. XXIV Jornadas Forestales de Entrerios. Octubre, 2010. Concordia, Argentina. Disponible en: <http://www.inta.gov.ar/concordia/info/documentos/Posters%20JFER%202010/NavallTrabajo%20extendido.pdf> (Consulta Agosto, 2011).

Noton, C., 1987. El Guayacán. Chile Forestal N° 142: 16-18.

Olivares, P.; San Martín, J.; Santelices, R., 2005. Ruil (*Nothofagus alessandrii*): Estado del Conocimiento y Desafíos para su Conservación. Departamento de Protección de Recursos Naturales, Comisión Nacional del Medio Ambiente, Región del Maule. Talca, Chile. 55p.

Ormazabal, C. y Benoit, I., 1987. El Estado de Conservación del Género *Nothofagus* en Chile. Bosque 8 (2): 109-120.

Ortiz, G.J., 1943. La Algarrobilla, Valioso Arbusto Industrial de la Región Norte. Revista Simiente (Chile) 13 (1): 36-39.

Oyanedel, R., 2002. Propagación por Esquejes de Tres Especies Medicinales; *Buddleja globosa* Hope, *Aristotelia chilensis* (Mol) Stuntz y *Aloysia triphylla* L'Her. Mediante el Uso de Ácido Indolbutírico. Tesis de grado. Escuela de Agronomía, Facultad de Cs. Agrarias, Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile. 93 p.

Pande, S.; Singh, G.; Narayana, J.; Bakr, M.; Chaurasia, P.; Joshi, S.; Johansen, C.; Singh, S.; Kumar, J.; Rahman, M. y Gowda, C., 2001. Integrated Management of Botrytis Gray Mold of Chickpea. India: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics. 32 p

Pastorino, MJ. y Gallo, LA., 2000. Variación geográfica en peso de semilla en poblaciones naturales argentinas de "Ciprés de la Cordillera. Bosque 21 (2): 95-109.

Palacio, M., 2008. Plantas Silvestres Empleadas con Fines Medicinales por Pobladores Rurales de Abrita Grande, Santiago del Estero. Facultad de Agronomía y Agroindustrias, Universidad Nacional de Santiago del Estero. Argentina. 10 p.

Peñaloza, A.; Cavieres, L.; Arroyo, M. y Torres, C., 2001. Efecto Nodrizo Intra-Específico de *Kageneckia angustifolia* D. Don (*Rosaceae*) sobre la Germinación de Semillas y Sobrevivencia de Plántulas en el Bosque Esclerófilo Montano de Chile central. Rev. Chil. Hist. Nat. Vol. 74, N° 3.

Prehn, D.; Serrano, C.; Berríos, G. y Arce, P., 2003. Micropropagación de *Quillaja saponaria* Mol. a Partir de Semillas. Bosque 24(2): 3-12.

Prokopiuk, D y Chifa, C., 2000. Comparación de Tratamientos Pregerminativos en Semillas de Algarrobo Blanco (*Prosopis alba* Griseb). Comunicaciones Científicas y Tecnológicas Universidad Nacional del Nordeste. Argentina. En: <http://www.unne.edu.ar/Web/cyt/cyt/2000/6biologicas/bpdf/b023.pdf> (consulta agosto, 2011).

Quiroz, I. 2009. Evaluación de la germinación de semillas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser. Procedentes de la Reserva Nacional Los Queules, Región del Maule.

Riedemann, P.; y Aldunate, G., 2006. Flora Nativa de Valor Ornamental, Identificación y Propagación. Chile Zona Centro. Editorial Andres Bello. 404 p.

Rodríguez, R.; Matthei, O. y Quezada, M., 1983. Flora Arbórea de Chile. Editorial de la Diversidad de Concepción. Concepción, Chile. 408 p.

Rodríguez, R. y Quezada, M., 2003. Fagáceas. En Marticorena C & R Rodríguez [eds.] Flora de Chile Vol. 2(2), pp 64-76. Universidad de Concepción, Concepción.

Roig, F. A., 1987. Árboles y Arbustos de *Prosopis flexuosa* y *P. alata*. Parodiana 5 (1): 49-64.

Roig, F. A., 1993. Informe Nacional para la Selección de Germoplasma en Especies del Género *Prosopis* de la República Argentina., En IADIZA, Ed. Contribuciones Mendocinas a la Quinta Reunión de Regional para América Latina y el Caribe de la Red de Forestación del CIID. Conservación y Mejoramiento de Especies del Género *Prosopis*., 1-36. IADIZA-CRICYT-CIID, Mendoza, Argentina.

Rovere, A.; Gobbi, M. y Relva, M., 2004. Regeneración de *Austrocedrus chilensis*. En: Arturo, M.; Frangi, J. y Goya, J. (editores). Ecología y Manejo de los Bosques Argentinos. La Plata, Argentina. 19 p.

Sanfuentes, E. y Ferreira, F., 1997. Avaliação de fungos para biocontrole de *Botrytis cinerea* em viveiros suspensos de eucalipto. Revista Árvore 21(1):147-153.

Sharabani, D.; Shtienberg, S.; Elad, Y. y Dinoor, A., 1999. Epidemiology of *Botrytis cinerea* in Sweet Basil and Implications for Disease Management. Plant Disease. 83(6):554-560.

Santelices, R. y Bobadilla, C., 1997. Arraigamiento de Estacas de *Quillaja saponaria* Mol. y *Peumus boldus* Mol. Bosque 18(2):77-85.

Santelices, R. y Cabello, A., 2006. Efecto del Ácido Indolbutírico, del Tipo de la Cama de Arraigamiento, del Sustrato, y del Árbol Madre en la Capacidad de Arraigamiento de Estacas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser. Revista Chilena de Historia Natural 79: 55-64.

Santelices, R.; Herrera, L. y Osorio, J. 1995. Cultivo en vivero de Hualo (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser) bajo diferentes gradientes de luminosidad y espaciado. Ciencias Forestales 10(1-2): 3-13.

Schinelli, T. y Martínez, A., 2010. Viverización de Especies Nativas de Nuestra Región. Parte 2: Viverización en Condiciones Controladas. Presencia N° 55: 26-30.

Senerman, F., 1970. Algunas consideraciones sobre la Anatomía del Estípite de Palma chilena. (*Jubaea chilensis* Mol.). Tesis para optar al título de Ing. Forestal, Universidad de Chile.

Serra, M.T.; Gajardo, R. y Cabello, A. 1986. Ficha técnica de especies amenazadas: *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser, Hualo (*Fagaceae*) especie Vulnerable. Programa de Protección y Recuperación de la Flora de Chile, CONAF/UCH, Santiago

Silva, S. y Jaksic, F., 2000. Frugivoría y Dispersión de Semillas por el Zorro Culpeo en Relación a la Disminución de las Presas Micromamíferos. En: Resúmenes de la IX Reunión Anual de la Sociedad de Ecología de Chile. Biological Research Vol. 33 N° 1. En www.scielo.cl. (Consulta Enero, 2012).

Squeo, F.; Arancio, G. y Gutiérrez, J. (Eds.), 2008. Catálogo de la Flora Vascular de la Región de Atacama. Libro Rojo de la Flora Nativa y de los Sitios Prioritarios para su Conservación: Región de Atacama. Ediciones de la Universidad de La Serena. La Serena, Chile: 97-120.

Spoljaric, M. y Ojeda, A., 2007. Evaluación de Parámetros de Calidad en Semillas de *Prosopis alba* Almacenadas en Cámara de Frío del Banco de Germoplasma del INTA Sáenz Peña. INTA, Centro Regional Chaco-Formosa. Argentina. Disponible en <http://www.inta.gov.ar/saenzpe/genetica/banco/Trabajo%20completo%20%20M%C3%B3nica%20Spoljaric.pdf> (Consulta Agosto, 2012).

Stark, D., 2007. Enciclopedia de la Flora Chilena. Florachilena.cl. Disponible en http://www.florachilena.cl/Niv_tax/Angiospermas/Ordenes/Sapindales/Rutaceae/Pitavia%20punctata/Pitavia%20punctata.htm (Consulta Diciembre, 2012)

Steibel, P. y Troiani, H., 1999. El Género *Prosopis* (*Leguminosae*) en la Provincia de La Pampa (República Argentina). Revista de la Facultad de Agronomía (La Pampa): 25-48.

Tapia, A.; Clérico, S. e Iriarte, A., 2005. La Multiplicación y Propagación del Algarrobo. Chile Forestal N° 319. Pp: 17-19.

Tortorelli, L., 2009. Maderas y Bosques Argentinos. Tomo 1. 2da. Ed. Editorial Orientación Gráfica. Buenos Aires. 576 p.

UICN, 2001., Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza. Categorías y criterios De La Lista Roja De La UICN. Versión 3.1 Segunda Edición. Preparado por la Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN.

Valenzuela, L., 2007. Evaluación de un Ensayo de Riego y Fertilización de Quillay (*Quillaja saponaria* Mol.) en la Comuna de San Pedro, Provincia de Melipilla, Región Metropolitana. Tesis Ingeniería Forestal. Fac. Cs. Forestales Universidad de Chile. Santiago. 66 p

Vásquez, F. y Rodríguez, R., 1999. A New Subspecies and Two New Combination of *Nothofagus* Blume (*Nothofagaceae*) from Chile. Botanical Journal of Linnean Society (London) 129: 75-83.

Vía Rural, 2010. Disponible en: <http://www.viarural.cl/agricultura/forestacion/especies/autoctonas/huingan/default.htm> (consulta diciembre, 2010).

Vilagrosa, A.; Villar-Salvador, P. y Puértolas, J., 2006. El Endurecimiento en Vivero de Especies Forestales Mediterráneas. En: Calidad de Planta Forestal para la Restauración en Ambientes Mediterráneos. Estado Actual de Conocimientos. Ministerio del Medio Ambiente. Madrid, España. Pp: 119-140.

Vilela, A. y Ravetta, D., 2001. The Effect of Seed Scarification and Soil-Media on Germination, Growth, Storage, and Survival of Seedlings of Five Species of *Prosopis* L. (*Mimosaceae*). Journal of Arid Environments. 48: 171-184.

Vita, A.; Luna, G. y Díaz, P., 2008. Manual de Silvicultura, Manejo y Utilización del Guayacán. Proyecto FIA PI-C-2004-1-F-053. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Forestales. Departamento de Silvicultura. Santiago. 54 p.

Vogel, H.; Razmilic, I.; San Martín, J.; Doll, U. y González, B., 2008. Plantas Medicinales Chilenas: Experiencias en Domesticación y Cultivo de Boldo, Matico, Bailahuén, Canelo, Peumo y Maqui. 2da edición. Editorial Universidad de Talca. Talca, Chile. 194 p.

Wilkens, R.; Tapia, M.; Fischer, S.; Berti, M.; Inostroza, L.; Del Pozo, A. y Vergara, J., 2005. Plantas Medicinales Nativas de la VIII Región: Germinación de Semillas de *Sophora macrocarpa* J.E. Sm. (*Papilionaceae*) Combinando Escarificación y Temperatura. En: Resúmenes 56° Congreso Agronómico. Chillán 11 al 14 de octubre de 2005. Simiente 75(3-4): 1-102.

Wolf, P., 2001. Propagación Vegetativa en Matico (*Buddleja globosa* Hope). Tesis de grado. Fac de Agronomía. Universidad de Concepción. 29 p.

Wrann, J. y Barros, D., 1987. Ensayos de Reforestación por Siembra Directa con Algarrobilla, (*Balsamocarpon brevifolium*). Clos en la Zona de Vallenar. Ciencia e Investigación Forestal 1(2): 45-55.

Zhang, P.; Sutton, J. y Hopkins A., 1994. Evaluation of microorganisms for biocontrol of Botrytis cinerea in container- grown black spruce seedlings. Can. J. For. Res. 24:1312-1316.