



FORTALECIMIENTO DE CAPACIDADES PARA EL ABASTECIMIENTO DE SEMILLAS Y PRODUCCIÓN DE PLANTAS NATIVAS EN EL MARCO DEL PROYECTO “+BOSQUES, JUNTOS POR EL CAMBIO CLIMÁTICO”

Protocolo 3

Prácticas culturales y manejos en la viverización de plantas nativas para programas de restauración

Manuel Acevedo Tapia
macevedo@infor.cl



INTRODUCCIÓN

A nivel global, como en Chile, existe la necesidad imperiosa de frenar y revertir la crisis asociada a la degradación antrópica, así como sus efectos sobre los ecosistemas del planeta (**Stanturf et al. 2014a; 2014b**). En consecuencia, las Naciones Unidas declararon 2021-2030 la “Década de la Restauración de Ecosistemas” (**Aronson et al. 2020**), la cual tiene por objetivo “*incrementar a gran escala la restauración de los ecosistemas degradados y destruidos, como medida para luchar contra el cambio climático, mejorar la seguridad alimentaria, la recuperación de suelos degradados, del suministro hídrico, la protección de la biodiversidad y de los bosques*”. En este sentido, la biodiversidad y los bosques cumplen un rol fundamental para este propósito (**Grassi et al. 2017; Bastin et al. 2019**). En este contexto, Chile lleva adelante distintos compromisos internacionales, uno de ellos es el acuerdo de París del 2015 (COP21), en donde se comprometió a “forestar 100.000 ha mayoritariamente con especies nativas” al 2030. Posteriormente en 2020 (COP25), nuestro país duplicó su compromiso a 200.000 ha, de las cuales 70.000 ha corresponden a forestación con especies nativas. En función de esto, la restauración en Chile central es especialmente necesaria y desafiante, ya que es un *hotspot* de biodiversidad (**Williams et al. 2011**) con alto nivel de endemismo (**Bannister et al. 2012**), en donde ha aumentado la tasa de disturbios antropogénicos (**Mandle et al. 2011**) con aumentos en los niveles de sequías (**Garreund et al. 2019**), originando catastróficos mega incendios, como el ocurrido en 2017 en la zona centro-sur de Chile, afectando cerca de 600.000 ha, 54,7% de plantaciones y 17,4% de bosques nativos (**CONAF, 2017**). Después de esta catástrofe ambiental y social, una profunda discusión ha emergido al respecto. Ha despertado un gran interés de la sociedad en su conjunto respecto al valor de la restauración con especies nativas y sus beneficios sobre la provisión de bienes y servicios ecosistémico para el país (**Bannister et al. 2018; Acevedo et al. 2021a**). En este sentido, sí bien la restauración (o cualquier acción de revegetación) es deseable y necesaria, hoy en Chile existen serios “*cueros de botella*” para lograrla (**Bannister et al. 2018**), entre ellos, “el bajo suministro de plantas nativas y pobres atributos de estas” (segundo cuello de botella). Por lo tanto, solo en la medida en que podamos lidiar con estos obstáculos, podremos llevar adelante estas ambiciosas y sin precedentes metas ligadas a la restauración de nuestros ecosistemas a escala de paisaje.

Respecto a la producción de plantas en Chile, recientemente **Acevedo et al. (2021a)**, publicaron un análisis detallado acerca del “*segundo cuello de botella*” antes mencionado. Entre las principales problemáticas ligadas a la cantidad de plantas se señalan; i) aunque anualmente se producen en promedio 240 especies nativas, solo 10 especies (todas arbóreas) fueron responsables del 65% a 71% del número de plantas nativas en producción, con escasa representación de otras formas de vida. Por otra parte, las problemáticas ligadas a los pobres atributos de plantas son: i) Vacío de información científica especie-específica para la mayoría de las especies nativas, fundamentalmente en manejo de fertilización, que posibilite la transferencia hacia los productores. ii) Los viveristas poseen escaso conocimiento técnico respecto al manejo de fertilización y riego, lo que conduce a la producción de plantas deficientes en muchos casos, y de pobres atributos morfo-fisiológicos. Por estas y otras razones, **Acevedo et al. (2021a)** concluyen que sólo el 29% de las plantas que se producen anualmente en Chile (de un total de 11,5 millones), podrían ser usadas para este objetivo. Es por esto que perfeccionar y/o implementar todas las prácticas de manejo que permitan mejorar los atributos de plantas que condicionen mejor desempeño en campo deben ser exploradas. En función de estos antecedentes, el objetivo de este protocolo es generar un marco teórico-práctico, resumido y sistematizado para mejorar las capacidades de viveros para enfrentar en mejor forma los desafíos de la producción de plantas para restauración.

MODULO 1.

Siembra

Previo a la siembra y de acuerdo a sus requerimientos, las semillas son sometidas a tratamientos pregerminativos. Estos tratamientos permiten que las semillas rompan su estado de latencia, acelerando el proceso de germinación.

Dentro de los tratamientos pregerminativos, se pueden mencionar:

- Remojo en agua: Las semillas son remojadas en agua corriente para remover los inhibidores químicos presentes en la cubierta de la semilla. También es empleado para ablandar la testa.
- Estratificación: Se utiliza para romper la latencia fisiológica, y consiste en colocar las semillas entre estratos que conservan la humedad, comúnmente arena o bien turba o vermiculita, en frío o calor. El remojo de las semillas en fitohormonas promotoras del proceso de germinación, como el ácido giberélico (AG_3) en distintas concentraciones y por un tiempo determinado, se ha utilizado como una alternativa a la estratificación (**Fig. 1**). Esto principalmente por motivos operacionales, dado que el tiempo y espacio requerido para la estratificación es mayor.
- Escarificación: Se utiliza para eliminar la latencia provocada por la testa o dureza de la cubierta de la semilla, y consiste en el adelgazamiento o abertura de la cubierta externa mediante abrasión para hacerla permeable, sin dañar el embrión ni endosperma en su interior. Entre las escarificaciones se mencionan: química, generalmente se utiliza ácido sulfúrico (H_2SO_4) en distintas concentraciones; física; las semillas son expuestas a agua a altas temperaturas por un tiempo determinado, y luego se remojan en esa misma agua enfriada por otro tiempo determinado.

Cabe señalar que hay especies, que no requieren tratamientos pregerminativos, y su siembra es directa. No obstante, de igual forma es recomendable hidratarlas previamente, ya que las semillas para que germinen requieren humedad, temperatura, oxígeno y ciertas condiciones de luminosidad, generalmente oscuridad.

En el **Anexo 1** se muestran tratamientos pregerminativos aplicados para distintas especies nativas, así como la fecha de siembra y el comienzo de la germinación de cada una de ellas, realizados en el Centro Tecnológico de la Planta Forestal, durante los últimos años.



Figura 1. (A). Preparación de semillas y ácido giberélico, (B). Remojo de semillas de *Nothofagus obliqua* (Roble), *Nothofagus alpina* (Raulí) y *Nothofagus dombeyi* (Coihue) en ácido giberélico. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

Una vez que se definen los tratamientos pregerminativos, se procede a la siembra de las semillas. Esta puede ser siembra directa a raíz desnuda o raíz cubierta. Este último medio de producción es el más utilizado para la producción de especies nativas en vivero en nuestro país (Acevedo et al. 2021a). En el caso de la siembra a raíz desnuda, la semilla se siembra directamente en el suelo. En este caso éste debe estar preparado para recibir la semilla, el suelo se airea, desmaleza y muchas veces se corrige cualquier deficiencia nutricional, mediante fertilización. En el caso de raíz cubierta, la semilla se siembra en cualquier contenedor que contendrá finalmente la planta. Estos pueden ser bolsas de distintos tamaños, contenedores plásticos, poliestirenos, biodegradables u otros, de determinados volúmenes para el desarrollo radicular (Fig. 2).

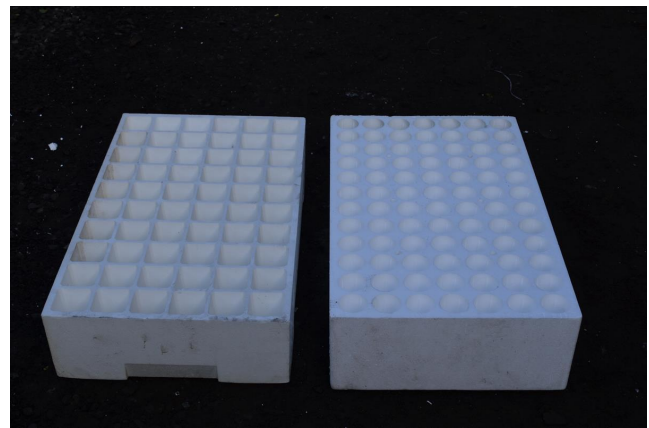
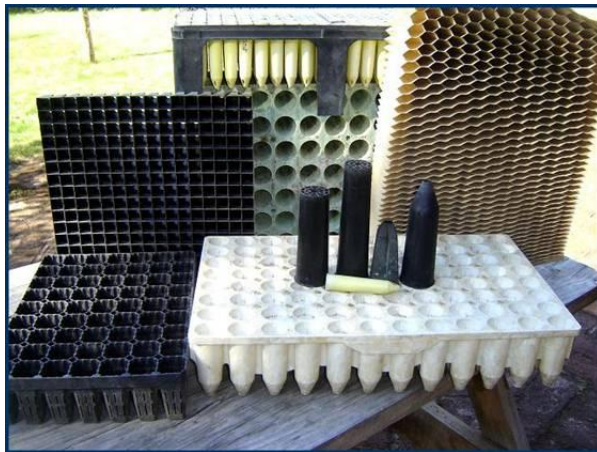


Figura 2. Contenedores plásticos y de poliestireno expandido de diversas cavidades y volúmenes. Fuente. Imágenes Prof. René Escobar.

Cuando la siembra es a raíz cubierta, esta se puede realizar directamente en el contenedor elegido (Fig. 3) o en almácigos. La elección depende de factores como tamaño de la semilla, generalmente semillas de gran tamaño se siembran directamente en el contenedor, dado que una vez que emerge las probabilidades de que el repique sea exitoso disminuye por este gran desarrollo y la rapidez de la

emergencia, principalmente radicular. También depende de la capacidad germinativa, ya que cuando la capacidad germinativa es baja, se debe sembrar varias semillas en la cavidad del contenedor para asegurar germinación, mientras que cuando se siembra en almacigo, se repican las semillas germinadas y así se logra homogeneidad en los contenedores.

Para los almácigos se utilizan cajones de madera y/o plásticos que son rellenos con una capa de sustrato de compost de corteza de pino u otro sustrato que permita una buena aireación e infiltración, luego se aplica una capa de semillas homogéneamente distribuidas y finalmente otra capa de sustrato fino, el cual es tamizado previamente (**Fig. 4 y 5**). Periódicamente se humedece con agua para lograr las condiciones necesarias de germinación. En la **Figura 6** se muestran resultados de germinación en almácigos de distintas especies nativas.



Figura 3. Siembra directa en bandeja de poliestireno (A) *Beilschmiedia miersii* (belloto del norte), (B) *Cryptocarya alba* (peumo). Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.





Figura 4. Preparación de almácigo con capa homogénea de semillas (A) *Lithraea caustica* (litre), (B) *Amomyrtus meli* (luma blanca), (C) *Persea lingue* (lingue), (D) *Luma apiculata* (arrayán). Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

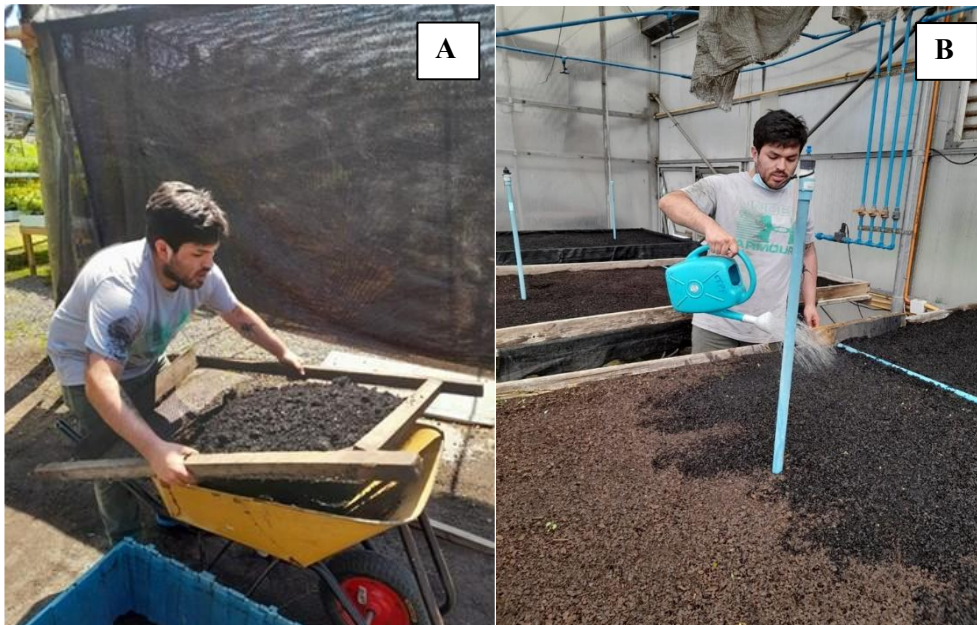


Figura 5. (A). Tamizado de sustrato para almácigos, (B). Mantenimiento de almácigos. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

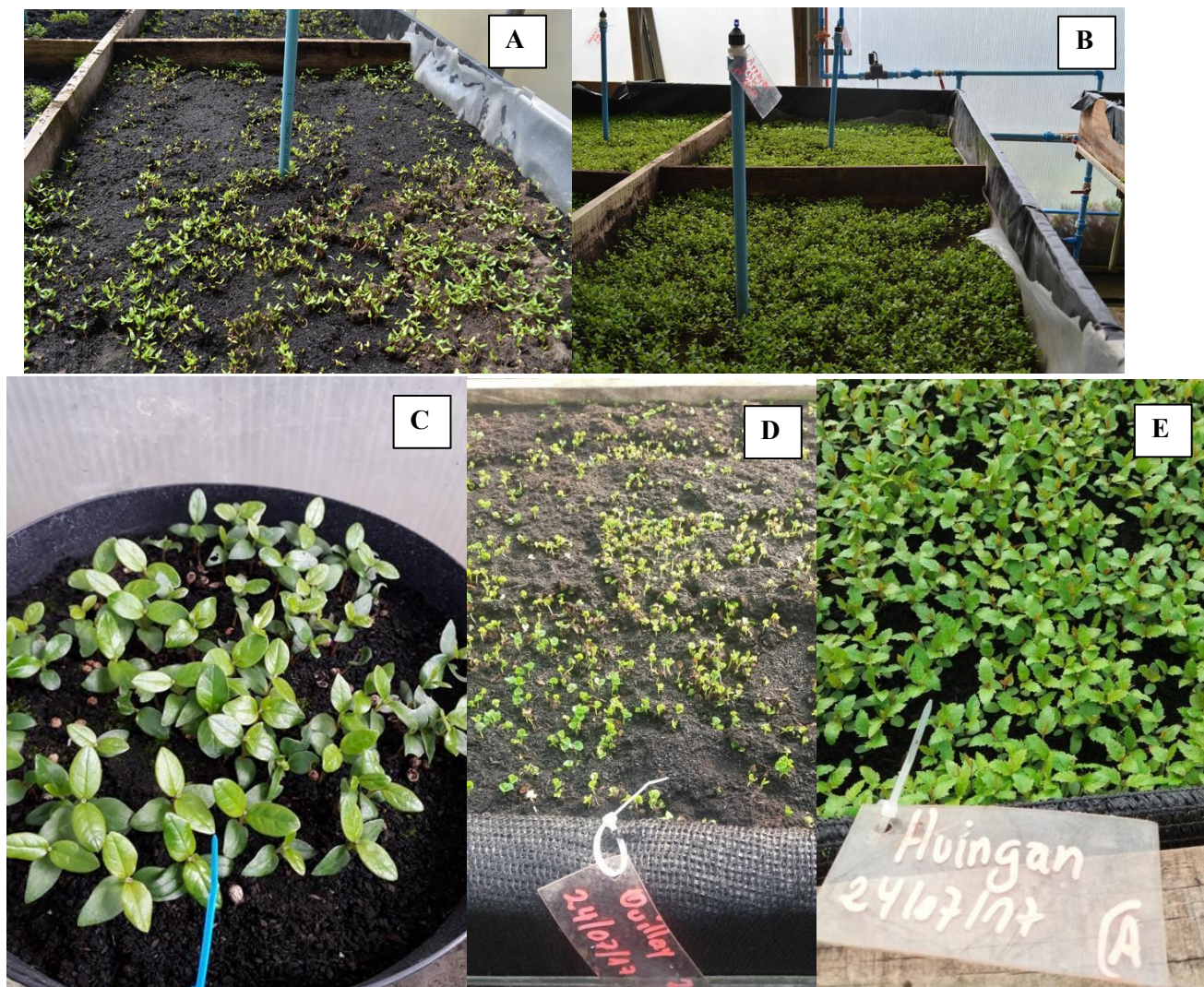


Figura 6. Germinación de semillas en almácigo y previas a ser repicadas. (A) *Laurelia sempervirens* (laurel), (B) *Luma apiculata* (arrayán), (C) *Peumus boldus* (boldo), (D) *Quillaja saponaria* (quillay), (E) *Schinus polygamus* (huingan). Vinculadas al Centro Tecnológico La Planta Forestal, INFOR.

Preparación de bandejas y repique

Previo al repique en contenedores, en este caso bandejas de poliestireno, debe ser preparado para el traspaso de las plantas. Estas bandejas son lavadas con agua y seguidamente bañadas con una mezcla de látex, agua y oxiclورو de cobre, solución que permite realizar la práctica cultural de poda química de raíces (Fig. 7). Posteriormente son llenadas manualmente con sustrato, generalmente de compost de corteza de pino de calibre G-10, compost que es inerte y con una capacidad de retención de agua y porosidad de aire de aproximadamente 27 y 25% respectivamente (Acevedo et al. 2021b).



Figura 7. (A). Almacenamiento de bandejas, **(B).** Almacenamiento de sustrato, **(C, D).** Lavado de bandejas, **(E).** Llenado con sustrato de compost de corteza de pino. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

Una vez que las semillas germinan y producen sus primeras hojas verdaderas, inicia el proceso de repique. Este tiene como objetivo el traspasar a la plántula desde el almácigo hasta el contenedor o sistema en donde pasarán la mayor parte del tiempo durante la viverización (**Fig. 8**).

Este proceso se debe realizar, en condiciones de baja insolación y/o temperaturas no mayores a 25°C. Por ello, es recomendable realizarlo en lugares aireados o invernaderos protegidos con malla rachel o algo similar que ofrezca sombra, y en todo momento las plántulas retiradas de los almácigos deben estar dispuestas en envases con un poco de agua, que permita que las raíces no se deshidraten.

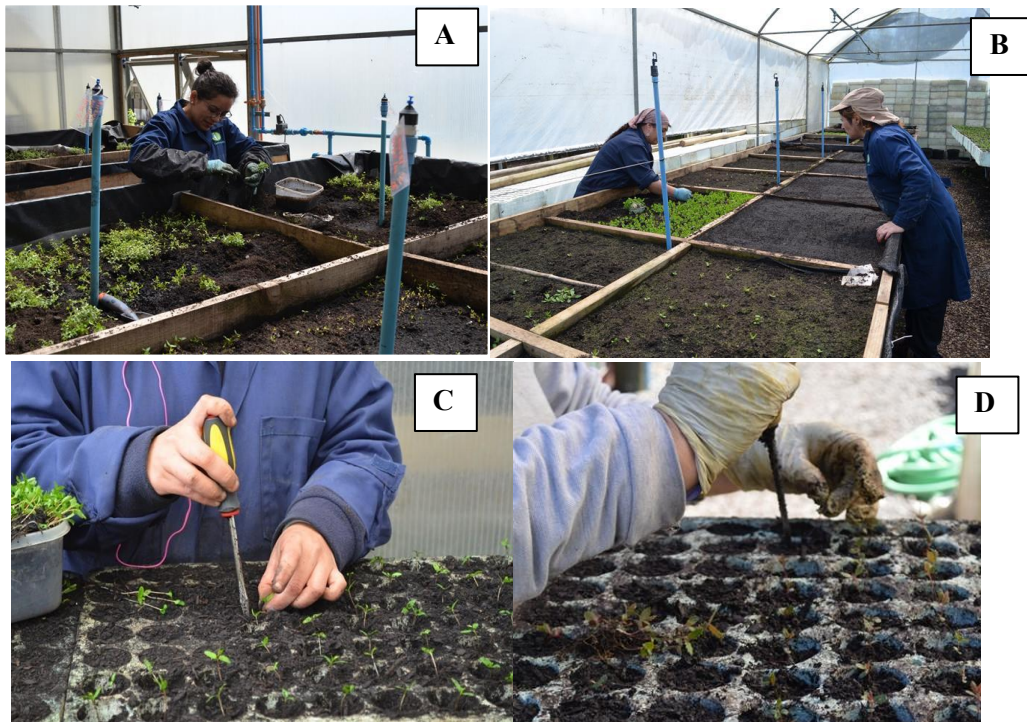


Figura 8. (A, B) Selección de semillas germinadas de los almácigos para ser repicadas, (C, D) Repique de plantas a bandejas de poliestireno expandido. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

Cuando ya han sido repicadas las plántulas, las bandejas son colocadas en mesones teniendo en consideración que no estén en contacto con el suelo y de mantener el área limpia de malezas. Adicionalmente, se coloca una malla para que las plantas no se vean afectadas por la radiación directa y el traspaso desde el invernadero al vivero (Fig. 9). Una vez instaladas en los mesones, están listas para su manejo en vivero, y con ello el manejo de riego y fertilización.

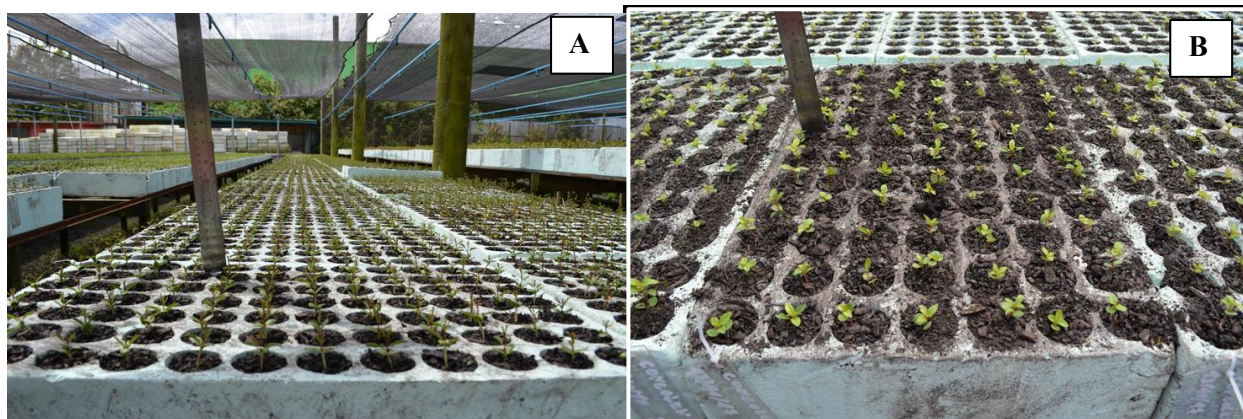


Figura 9. Plantas repicadas en bandejas y protegidas por malla en el vivero (A) *Acacia caven* (Espino), (B) *Azara* sp. (Corcolén). Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

MODULO 2.

Manejo de riego en vivero

El agua es el principal factor limitante de la producción a escala global, y promotor del crecimiento en ecosistemas naturales y artificiales (Landis, 1989; Lambers y Oliveira, 2019). El agua determina el crecimiento y desarrollo de las plantas debido a que conforma entre el 80 al 90% de la masa fresca en especies herbáceas y sobre el 50% en especies leñosas. Durante la viverización, las plantas están continuamente absorbiendo agua a través del sistema radical y perdiendo agua a través de las hojas. Desequilibrios en el abastecimiento y demanda hídrica pueden causar estrés en la planta con efectos negativos en su crecimiento y desarrollo.

En la viverización el agua es una de las herramientas de manejo más importante (Dumroese et al. 2016), debido a su fuerte influencia sobre el desarrollo de los atributos de planta. ***Así, el manejo hídrico es fundamental para asegurar la obtención de los atributos que determinarán el desempeño de plantas posterior a su establecimiento.*** El contenido de agua de las plantas se encuentra en constantes cambios durante el día, así como a lo largo de la temporada de crecimiento durante la viverización. Las condiciones ambientales y estado de desarrollo de las plantas determinarán la demanda hídrica del cultivo y, por tanto, el abastecimiento necesario que será definido a través del esquema de riego a utilizar.

Específicamente para la producción de plantas en contenedor o macetas, las raíces disponen de un volumen limitado de agua definido por el tamaño del recipiente, por lo tanto, son completamente dependientes del suministro de agua que reciben a través del riego y/o fertirrigación. En función de esto, el diseño y operación del sistema de riego en forma apropiada a esta demanda son esenciales, ***esto estará supeditado al monitoreo de las necesidades hídricas de las plantas y de todos los factores que determinan dicha demanda.***

El abastecimiento de agua debe ser apropiado en cantidad y calidad; respecto a la cantidad, aspectos como: captación y almacenamiento, la determinación del gasto del sistema de riego ($L \text{ hora}^{-1} \text{ m}^{-2}$) y la uniformidad de este gasto (medido por el coeficiente de uniformidad), cobran suma relevancia.

La calidad del agua de riego se encuentra determinada principalmente por la composición y concentración de sales disueltas, la capacidad de amortiguamiento del pH, la presencia de hongos u otros patógenos, semillas de malezas, y posible contaminación con pesticidas u otras sustancias químicas (Landis, 1989). En parte, esta calidad está dada por la fuente de agua, la cual puede ser de aguas superficiales (Fig. 10A), o captada desde napas a través de punteras o pozos (Fig. 10B).



Figura 10. (A). Almacenamiento de agua superficial (canal de riego) para riego de planta. **(B)** Acumulación de agua extraída por punteras (napas) para riego de viveros forestales.

Contar con agua de calidad en vivero debe ser considerado un aspecto fundamental (siendo este un criterio de selección de sitio para el establecimiento de un vivero), puesto que es muy costoso subsanar estos problemas. Por otro parte, es necesario determinar la concentración de iones disueltos en el agua de riego, para definir los esquemas de fertilización a utilizar durante el proceso de viverización. Una acción recomendada es **monitorear la composición y concentración de sales presentes en el agua de riego al inicio de cada temporada de viverización** (Tabla 1).

Tabla 1. Concentración de nutrientes (mg L^{-1}) del agua de riego medidos en 2 viveros.

	pH	N-NO ₃	N-NH ₄	P	K	Ca	Mg	SO ₄
CTPF*	7,3 ± 0,2	13 ± 3,7	2,8 ± 6,5	0,1 ± 0,1	4 ± 1,7	19 ± 5,9	10 ± 3,0	47,1 ± 65,5
Biobío **	7,2	0	0	0,2	3	14	13	2

*: Muestras correspondientes a años 2012; 2014; 2017; 2018; 2020; 2021. **: Una sola muestra de un vivero del valle central de la región de Biobío

Respecto a la cantidad de agua, esta debe ser suficiente para cubrir la **máxima demanda hídrica del cultivo, así como de todas las labores que requieran de agua en el momento de mayor demanda durante la temporada**. Así, los esquemas de riego deberán ser diseñados para cada etapa del proceso de viverización:

- Durante la "*fase de germinación*", se requiere de una alta frecuencia de riego por intervalos cortos de tiempo (**alta frecuencia, baja intensidad**), con el objetivo de mantener siempre húmeda la cama de semillas, promoviendo la germinación y emergencia de plántulas.
- En la "*fase de establecimiento*", debe promover la colonización de raíces en el medio de crecimiento, para ello, se necesita reducir las frecuencias de riego, comparado con fase anterior.
- Durante la "*fase de pleno crecimiento*", el objetivo es mantener bajos niveles de déficit hídrico para estimular así el "crecimiento pleno", por lo que la frecuencia de riego estará determinada por la demanda hídrica del cultivo (**baja frecuencia, alta intensidad de riego**).

- Finalmente, para la "*fase de endurecimiento*" con el objetivo de inducir primero dormancia, y mayor tolerancia a condiciones abióticas adversas durante el establecimiento en campo, se busca promover un déficit hídrico moderado a través de una disminución de la frecuencia de riego, en comparación con la fase de pleno crecimiento (**Coopman y Escobar, 2007**). Esto además inducirá dormancia fisiológica, detendrá el crecimiento en altura, y promoverá el crecimiento radical, regulando así la relación biomasa aérea vs. biomasa radical.

En función de lo anterior, **determinar cómo, cuándo y cuánto regar son preguntas fundamentales para la planificación y operación de las actividades diarias dentro del vivero** (Coopman y Escobar, 2007; Cartes et al. 2019). El abordar estas preguntas en función de acciones de monitoreo, permitirá generar una gestión eficiente de agua y nutrientes en la viverización.

Como regar - sistemas de riego

Los sistemas de riego dependen del tamaño del vivero y de las características de las especies que se producen, en Chile el sistema de riego más utilizado es el de aspersión. Al diseñar un sistema de riego se deben considerar el tamaño de gota que genera el aspersor, la que debe ser suficientemente grande para facilitar la entrada de agua al sustrato y reducir las pérdidas por deriva por viento, pero no tan grande como para generar daño en las plantas producto del impacto, especialmente durante la fase de germinación y establecimiento. Una vez determinado el tamaño de gota, se debe lograr una distribución homogénea del agua aplicada dentro de las áreas de producción, la cual puede determinar a través del coeficiente de uniformidad (CU) (**Coopman y Escobar, 2007; Cartes et al. 2019**).



Figura 11. (A) Toma de muestras desde el sistema de riego en funcionamiento para la determinación del coeficiente de uniformidad de riego (CU). **(B)** Pesaje de muestras y cálculo del CU en planilla Excel. Para más detalle respecto a su determinación, véase el siguiente tutorial <https://www.youtube.com/watch?v=U7noowHCyBE&t=144s>.

El coeficiente de uniformidad de riego mide la variabilidad en la cantidad de agua que llega a cada punto de medición sobre los mesones (**Fig. 11**), o en las platabandas en producción a raíz desnuda. Así, un sistema con un 100% de CU corresponde a un sistema perfecto, en donde cada punto del mesón /platabanda recibe exactamente la misma cantidad de agua. Por el contrario, un bajo CU (< 80%) indicará que el sistema de riego distribuye el agua de forma heterogénea, generando diferencias en abastecimiento de agua y nutrientes entre las plantas, llevando a una producción altamente heterogénea en cuanto a los atributos de planta y pudiendo generar altos niveles de estrés hídrico en algunos

individuos, llegando a la muerte de ciertas plantas si no se corrige esta heterogeneidad (**Fig. 12A**). Específicamente, cuando la forma de fertilización es por fertirrigación (nutrientes disueltos en el agua de riego), el efecto de la uniformidad del sistema de riego sobre la heterogeneidad en las plantas se amplifica, ya que no solamente el agua llega en cantidades distintas a cada punto, sino también los nutrientes. Este hecho puede producir la descalificación de un porcentaje importante de plantas al momento del despacho por no cumplir con atributos deseados por el forestador.

En general, se recomienda buscar un CU mayor al 85% para mayor homogeneidad del cultivo. En este sentido, un factor ajeno al sistema de riego, pero con mucha incidencia sobre el CU, **es la distorsión del abanico de riego inducido por el viento**, es recomendable para estos efectos caracterizar su velocidad y dirección, así como las horas del día en que ocurren, con el objeto de, en lo posible, evitar regar en esos momentos. Al respecto, existen distintos registros históricos climáticos, que, mediante un procesamiento sencillo, permiten realizar esta caracterización para la zona de ubicación del vivero. Otra recomendación al respecto, es el monitoreo permanente de aspersores tapados y/o desgastados, ya que también generan una disminución en el CU, por lo que se recomienda inspeccionar periódicamente de forma visual los aspersores cuando el sistema de riego está en operación.



Figura 12. (A) Efecto de la falta de uniformidad de riego sobre la heterogeneidad en crecimiento de plantas de *Tectona grandis* (melina). **(B)** Variabilidad en crecimiento de plantas de *Crytocarya alba* (peumo) con CU de 87%.

Cuando regar - monitoreo de riego

La periodicidad de las labores de riego/fertirrigación depende, en gran parte, de la capacidad del sustrato utilizado para almacenar agua. Para definir cuándo regar, es necesario **determinar la capacidad de retención (o almacenamiento) de agua del medio de crecimiento**, lo que idealmente debe hacerse previo a iniciar el proceso de viverización. La capacidad de almacenamiento de agua de un sustrato, posee capacidad máxima (100%) y nula retención de humedad (0%), condicionando el agua aprovechable y permitiendo establecer el "criterio de riego" en función de esta capacidad de almacenamiento. En función de esto, el criterio se entiende como la cantidad de agua, en % respecto al total, que el viverista dejará que se pierda desde la cavidad o suelo (por evapotranspiración), antes de una labor de riego/fertirrigación, para lograr su reposición al 100%, lo que comúnmente se denomina "riego a saturación". Para más detalles del procedimiento para la caracterización a raíz cubierta, véase el siguiente video tutorial (<https://www.youtube.com/watch?v=U7noowHCyBE&t=144s>).

Una vez determinada la capacidad de retención de agua, la decisión de cuándo regar *debe adoptarse en función del estado de desarrollo del cultivo (fases de crecimiento)*, por lo que es crucial monitorear la pérdida de humedad desde el medio de crecimiento, la cual corresponderá a la evapotranspiración del cultivo. Esta pérdida define las instancias de riego para cada sector de riego (Dumroese et al. 2015). Existen diferentes formas de monitorear la pérdida de agua, cada una de ellas con ventajas y desventajas (Landis, 1989). Entre las principales se encuentran: apreciación visual del cepellón, monitoreo mediante pesaje de bandejas (Fig. 13A) y la utilización de sensores de humedad (Fig. 13B). Para más detalles revisar Coopman y Escobar (2007) Dumroese et al. (2015), y Cartes et al. (2019).

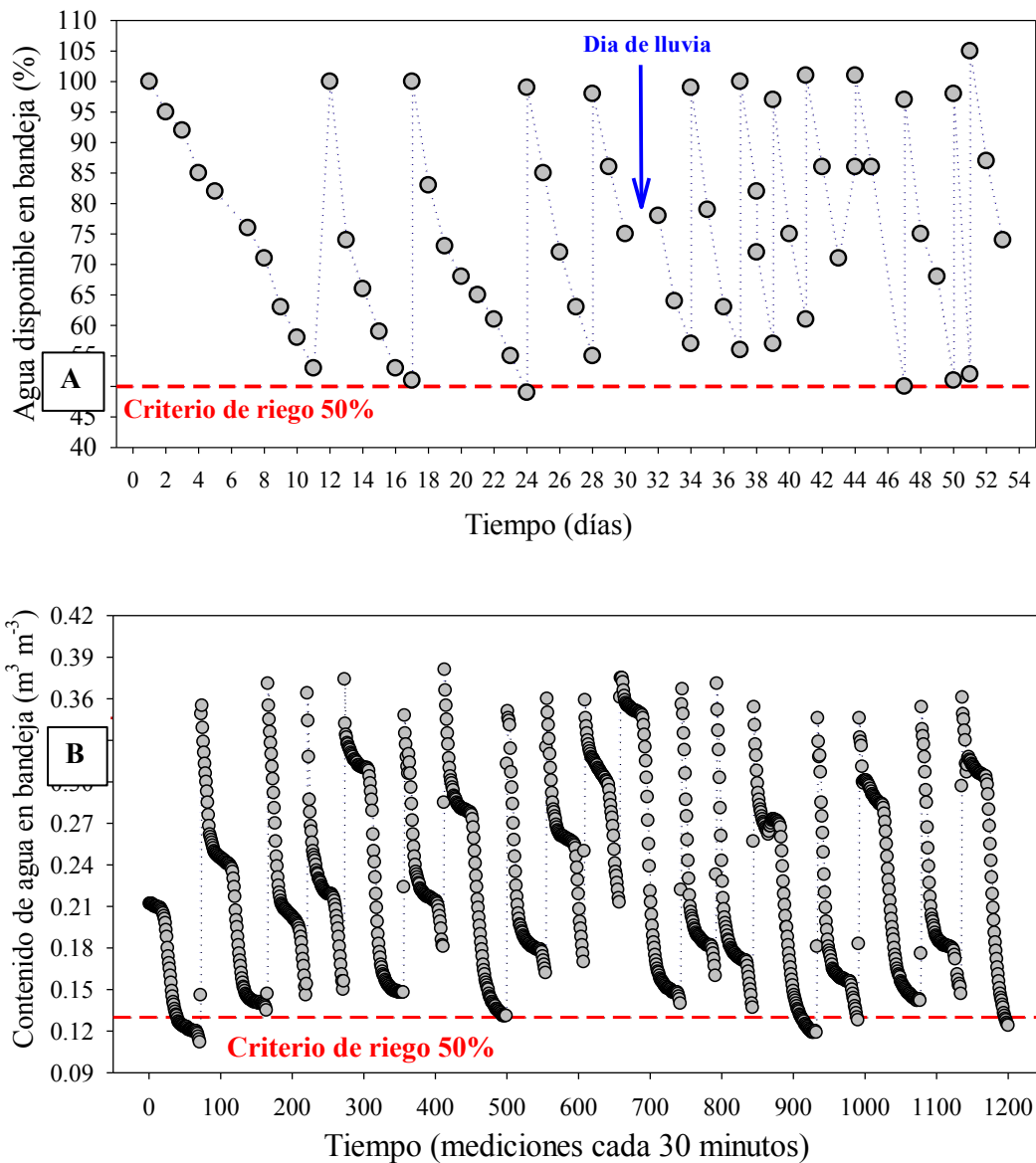


Figura 13. (A) Monitoreo diario de contenido gravimétrico de agua (%) del sustrato mediante el pesaje de almacigueras. (B) Monitoreo de contenido volumétrico de agua ($\text{m}^3 \text{m}^{-3}$) cada 15 minutos mediante sensores de humedad.

Este monitoreo es crucial desde la etapa de pleno crecimiento en adelante, lo que implica que se debe iniciar desde un estado de plántulas pequeñas (**Fig. 14A y 14B**). En esta etapa, el objetivo es mantener un nivel de humedad del medio que permita una adecuada tasa de transpiración, promoviendo el crecimiento acelerado o pleno, sin generar limitaciones al mismo. El CTPF ha utilizado el 50% de retención de agua del sustrato como criterio de riego operacional, para la producción de más de 500.000 plantas de las especies nativas: *Quillaja saponaria* (quillay), *Luma apiculata* (arrayán), *Nothofagus obliqua* (roble), *Cryptocarya alba* (peumo), *Laurelia sempervirens* (laurel), *Persea lingue* (lingue), *Aextoxicon punctatum* (olivillo), *Aristotelia chilensis* (maqui), *Maytenus boaria* (maitén), *Azara integrifolia* (corcolén), *Acacia caven* (espino), *Escalonia pulverulenta* (madroño), *Peumus boldus* (boldo), *Lomatia dentata* (avellanillo), *Gevuina avellana* (avellano), esto en el marco del “programa de restauración del ecosistema Cayumanque” (**MMA Biobío, 2020**).



Figura 14 (A). Monitoreo del contenido de humedad en plántulas de *Cryptocarya alba* (peumo). **(B)** Plántulas de *Quillaja saponaria* (quillay) en inicio de la fase de pleno crecimiento (monitoreadas por sensor de humedad). Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

Por último, durante la fase de endurecimiento, es recomendable reducir el criterio de riego en relación al usado durante la fase de pleno crecimiento y con ello promover una mayor pérdida de humedad del sustrato antes de los eventos de riego y/o fertirrigación, induciendo un déficit hídrico moderado que aumentará la tolerancia de las plantas al estrés abiótico que enfrentará en condiciones de campo.

Desafortunadamente, en Chile la decisión de “cuando regar” se **realiza mayoritariamente mediante la sistematización de las labores en forma diaria**, por ejemplo, dos riegos al día (**Coopman y Escobar 2007; Cartes et al. 2019; Acevedo et al. 2021a**). Esta práctica no sólo reduce la eficiencia de uso de agua, aumentando los costos de producción, sino que también aumenta la lixiviación de nutrientes, disminuyendo su disponibilidad para la planta (**Juntunen et al. 2002, 2003**), y aumenta la incidencia de enfermedades radicales y foliares (**Dumroese y James, 2005; Dumroese et al. 2006**). Por el contrario, evaluaciones realizadas por CTPF en pequeños y medianos viveros de la región del Maule, durante la viverización de plantas nativas y exóticas, evidenciaron que el manejo de riego con un criterio del 50% permitió una reducción aproximada de un 30% el gasto de agua, y hasta un tercio de los eventos de riego/fertirriego durante una temporada, en comparación con el manejo sistemático (**Cartes et al. 2019**).

Cuanto regar - intensidad de riego

Durante cada evento de riego es deseable que la cantidad de agua suministrada permita alcanzar el máximo contenido de retención de humedad del medio de crecimiento. Riegos de baja intensidad, no son recomendables (**Fig. 15A**), ya que promueven la acumulación de sales en el medio de crecimiento, pudiendo generar daños a nivel radical (**Landis y Wilkinson 2014**), así como pueden generar pérdida de sustrato por la parte inferior de los contenedores (**Fig. 15B**), generando la muerte de porción de raíces de donde se perdió el sustrato (poda por aire).



Figura 15. (A). Verificación visual de baja intensidad de riego en el cepellón. **(B)** Riegos de baja intensidad de forma prolongada provocan pérdida de sustrato desde el cepellón de las plantas.

Mientras que riegos de mayor intensidad, promueven la pérdida de nutrientes desde el sustrato por lixiviación (**Juntunen et al. 2002, 2003**), pudiendo generar deficiencias nutricionales en las plantas durante el periodo de crecimiento. Los riegos de alta intensidad también promueven el crecimiento de musgos, hepáticas y líquenes en la parte superior del contenedor (**Fig. 16**), impidiendo eventualmente la adecuada absorción de agua y nutrientes.

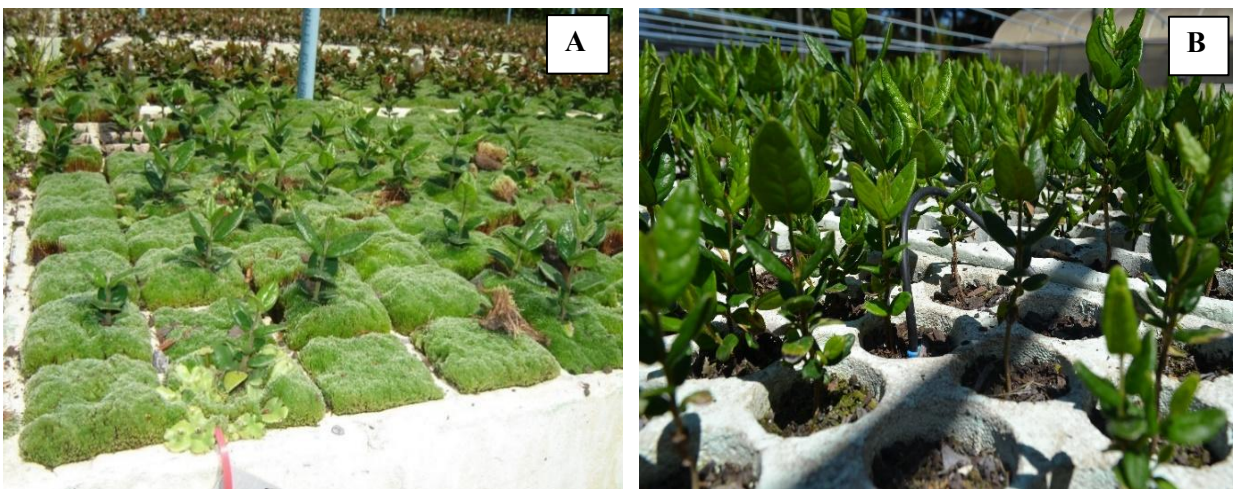


Figura 16. (A) Proliferación de musgos producto de riegos sistemáticos en plantas de *Peumus boldus* (boldo). **(B)** Plantas de boldo libre de musgos, manejadas al 50% de agua aprovechable, mediante el monitoreo con sensor de humedad. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

En la operación de un vivero, la intensidad de riego está dada por el tiempo de funcionamiento del sistema de riego. Este tiempo, está determinado por el gasto del sistema de riego ($L\ m^{-2}\ h^{-1}$), lo que, sumado a la capacidad de retención de humedad del medio de crecimiento (como se dijo, caracterizado previo a la siembra), y el criterio de riego fijado, permitirán definir el tiempo de funcionamiento del sistema, aumentando la eficiencia de los manejos de riego y fertirrigación. Es importante considerar que, en la medida que el cultivo se desarrolla, aumentará el porcentaje de intercepción del agua por el follaje, por lo que es recomendado aumentar el tiempo de riego para lograr siempre la máxima capacidad de almacenamiento de agua en el medio de crecimiento.



Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura



MODULO 3

Nutrición mineral y fertilización

Es indudable el rol de la nutrición mineral sobre la cantidad y calidad del crecimiento de los cultivos en general. En este sentido, el manejo de riego y la fertilización, que en conjunto condicionan la nutrición mineral, son las dos principales herramientas que posee el viverista para la producción de plantas bajo el concepto de "*planta objetivo*" (Dumroese et al. 2016, Davis y Pinto, 2021).

Cuando se seca el material vegetal, la masa resultante representará aproximadamente el 15% del peso fresco inicial. De esa masa seca, aproximadamente el 96% estará constituida por los elementos: carbono, hidrógeno y oxígeno, y sólo el 4% restante lo representarán los 16 nutrientes minerales de la planta (Taiz y Zeiger, 2006). Lo relevante en este punto, es que sólo dicha fracción está constituida por los llamados "*elementos minerales esenciales*", que corresponden a los nutrientes que **debe controlar el viverista a través de la fertilización y el riego**. Estos elementos, de no estar presentes para la absorción, ya sea por una baja concentración en el medio, forma química no asimilable, o por problemas de antagonismo iónico con otros elementos, puede conducir a la disminución de la tasa de crecimiento, desarrollo anatómico anormal, visualización de síntomas de deficiencia (Fig. 17A), pudiendo llegar a la incapacidad para completar todas las fases del ciclo de vida, o la muerte prematura de la planta; siendo estos, los "*criterios de esencialidad*" (Arnon y Stout, 1939).

El viverista debe fijarse como objetivo mantener un nivel nutricional del cultivo, por ejemplo, en fase de pleno crecimiento, al menos en el punto en donde los nutrientes no son deficientes para el crecimiento (intervalo óptimo, Fig. 17A). Este punto es conocido como "*estado estable de nutrición*" (Ingestad y Lund, 1986), en donde la oferta de nutrientes entregados en la fertilización es igual a la demanda de la planta. Luego, antes de iniciar la fase de endurecimiento, es recomendable que el cultivo esté en el rango de intervalo óptimo o consumo en exceso, (Fig. 17A). En este intervalo, es donde se logra inducir una "*carga nutricional*" (Timmer y Aidelbaum, 1996; Salifu y Timmer, 2003), en donde la planta es capaz de destinar nutrientes a almacenamiento de reservas de nutrientes que permiten, una vez establecidas las plantas en campo, maximizar el potencial de crecimiento de raíces, desempeño y las tasas de supervivencia. En relación a esto, se ha aceptado ampliamente que plantas cargadas nutricionalmente poseen un mejor desempeño inicial en condiciones de campo, sobre todo en especies de clima Mediterráneo (Close et al., 2005; Cuesta et al., 2010; Andivia et al., 2012).

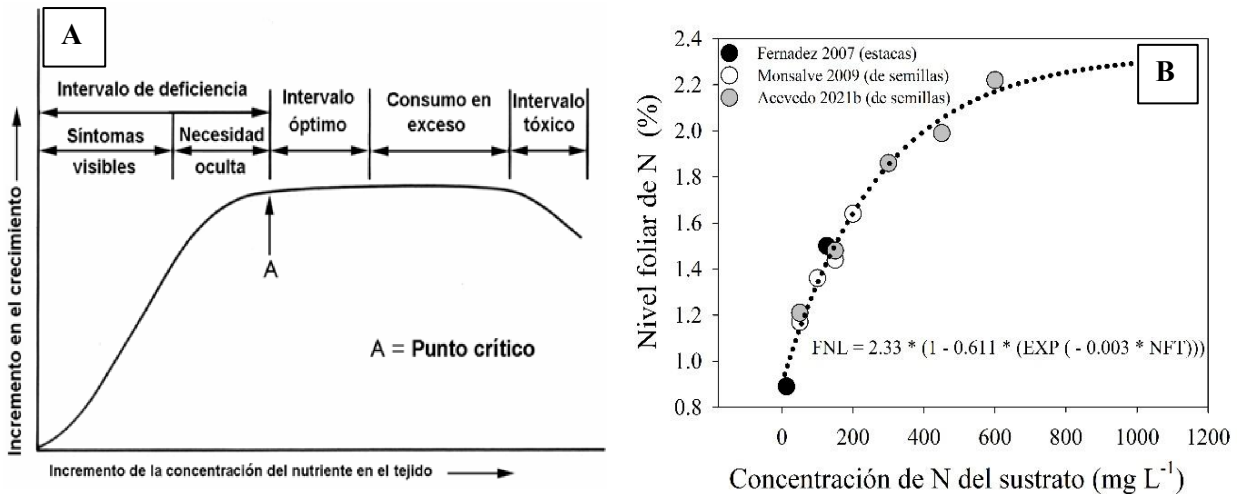


Figura 17. (A) Relación conceptual entre el crecimiento de las plantas y los niveles de nutrientes en los tejidos, condicionando los distintos estados nutricionales para un elemento. (Extraído de Landis, 1989). **(B)** Relación entre la concentración de nitrógeno (N) (mg L⁻¹) suministrado a plantas de *Eucalyptus globulus* y los niveles de N foliar (%) observado por Fernández et al. (2007); Monsalve et al. (2009); y Acevedo et al. (2021b). En el modelo. FNL: niveles de N foliar; NFT: Tratamientos fertilizantes N.

Por ejemplo, Acevedo et al. (2021b) usando información de investigaciones sobre viverización en *Eucalyptus globulus* realizadas en Chile y Portugal (Monsalve et al. 2009; Fernández et al. 2007) propusieron que 2,33% de nitrógeno a nivel foliar es el “punto óptimo” (Fig. 17B) de este elemento en plantas producidas a raíz cubierta, por lo tanto, cualquier punto superior a este, promovería la acumulación de este nutriente. Sin embargo, para la producción de plantas nativas en Chile, no existe esta información generada con base a experimentos de dinámicas nutricionales en viveros que permita establecer niveles nutricionales óptimos, así como los esquemas de fertilización y riego para alcanzarlos. No obstante, es posible producir especie nativas con niveles nutricionales de acuerdo a lo descrito en la Norma Chilena de material de propagación de uso forestal (INN. 2006). En función de esto, se describirán los manejos realizados por el CTPF en forma de un protocolo para lograr plantas con atributos morfo-fisiológicos deseables, pero haciendo énfasis en que este no es el único protocolo o camino que permite lograr este objetivo. De igual forma, es necesario seguir trabajando en determinar estos atributos y protocolos de fertilización para las distintas especies y tipos de vegetación.

Como se describió anteriormente, durante la fase de pleno crecimiento, el manejo del riego se realiza al 50% del almacenamiento de agua en la bandeja. Para este propósito, se utilizan sensores de humedad y almacenadores de datos, los cuales registran el contenido volumétrico de agua (m³ m⁻³) cada 30 minutos. La visualización diaria de estos datos (Fig. 13B) más la consideración de las variables ambientales pronosticadas, permite planificar y proyectar a corto plazo el momento del día en que se alcanzará la pérdida del 50%. Las fertilizaciones se realizan por fertirrigación, usando las concentraciones de macronutrientes descritas en la Tabla 2. Para el nitrógeno usualmente se usan proporciones de nitrato:amonio de 7NO₃⁻:3NH₄⁺ a 1NO₃⁻:1NH₄⁺. La frecuencia de aplicación de fertirrigación es en forma alternada a las labores de riego (riego-fertirrigación-riego), cada vez que se alcanza el 50% de pérdida de agua desde el medio de crecimiento.

Tabla 2. Rango de concentración de macronutrientes (mg L^{-1}) baja, alta y frecuente, de solución de fertirrigación usadas comúnmente para la viverización de plantas nativas por el Centro Tecnológico de la Planta Forestal (CTPF) del Instituto Forestal, desde el 2015 a la fecha.

	Concentración de elementos (mg L^{-1})					
	N Total	P	K	Ca	Mg	S
Baja	50	15	25	15	13	18
Alta	500	150	250	150	125	175
Frecuente	300	90	150	90	75	105

Importante: Nótese que dichas concentraciones están descritas por cada litro de solución nutritiva, no incorporando volumen en solución madre y tasas de inyección. Para más detalles al respecto, véase **Escobar y Acevedo (2007); Cartes et al. (2019)**. También véase video tutorial disponible en: <https://www.youtube.com/watch?v=TUSu05LrHAW>

El rango de concentraciones de la **Tabla 2** es un marco referencial, en el cual oscilan las concentraciones aplicadas operacionalmente para la viverización de especies nativas durante la fase de pleno crecimiento. No obstante, el manejo específico, vinculado al aumento o cambio en las concentraciones de todos o algunos elementos, está en función del estado de desarrollo y/o especie, el cual lo define el viverista durante el proceso de producción de las plantas. Por otra parte, las concentraciones descritas no consideran la aplicación de micronutrientes, ya que el suministro de ellos está en directa relación con su presencia y concentración en el agua de riego. Por ello, es recomendable que cada vivero realice rutinariamente análisis químicos del agua de riego para evaluar su aplicación.

En la experiencia operacional y en investigaciones se han utilizado concentraciones similares a las descritas en la Tabla 1, obteniendo plantas con atributos deseables para objetivos de restauración. Por ejemplo, **Álvarez-Maldini et al. (2020)** utilizaron concentraciones de 300, 150, 180, 100, 80 y 115 mg L^{-1} de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio y azufre para la producción de *C. alba*, *P. lingue* obteniendo plantas que presentaron buen desempeño durante un ensayo posterior al déficit hídrico.

Por otra parte, **Acevedo et al. (2020)** evaluaron la aplicación de distintas dosis de nitrógeno (0, 200, 400, y 600 mg L^{-1}) junto con concentraciones de 150, 100, 80, 40, and 60 mg L^{-1} de fósforo, potasio, calcio, magnesio, y azufre, respectivamente en *Nothofagus alessandrii*, reportando que dosis de nitrógeno entre 200 y 600 mg L^{-1} produjeron plantas con una altura entre 44,8 y 54,3 cm (**Fig. 18**).



Figura 18. (A y B). Imágenes panorámicas de plantas de *Nothofagus alessandrii* (ruil) de una temporada finalizado el proceso de viverización, vinculada al trabajo de **Acevedo et al. (2020)**.

Mientras que la aplicación de nitrógeno generó un diámetro a la altura de cuello (DAC) de aproximadamente 5,5 mm, indicando la importancia de la fertilización con este elemento para la producción de plantas con atributos morfológicos (altura y DAC) deseables.

El nitrógeno es uno de los elementos nutricionales que poseen mayor influencia en la modificación de atributos morfo-fisiológicos de plantas, y por lo tanto uno de los más estudiados. Sin embargo, otros elementos como el fósforo y el calcio también generan impacto en los atributos de plantas, pero han sido consistentemente sub-estudiados en la producción de plantas nativas. Si bien se reconoce su importancia y la necesidad de fertilizar con estos elementos, debido a las funciones metabólicas y estructurales que cumplen, existe muy poca información respecto a su manejo durante la viverización. En relación a esto **González et al. (2020)** indicaron que la fertilización con 300 mg L^{-1} de fósforo en plantas de *Aextoxicon punctatum* induce mayores concentraciones foliares de nitrógeno y menores concentraciones de calcio, mientras que la fertilización con dosis de 300 mg L^{-1} de calcio, induce una mayor concentración foliar de este elemento y mayor largo y número de raíces, revelando la importancia de estos elementos no solo en la modificación de atributos morfológicos, sino además en la concentración foliar de otros elementos como el nitrógeno en este caso particular.

Cada fase del proceso de viverización tiene requerimientos de riego y fertilización específicos. Durante la fase de endurecimiento, donde el objetivo es mejorar el desempeño de las plantas a condiciones abióticas sub-óptimas luego del establecimiento en campo, existen diferentes técnicas de fertilización tendientes a lograr este objetivo. La fertilización otoñal o tardía es un ejemplo, en donde se abastece de nutrientes extra durante la fase de endurecimiento para prevenir la dilución de estos, promover consumo de lujo, e incluso, remediar deficiencias nutricionales (**Oliet et al. 2011**). Sin embargo, con relación a la producción de plantas nativas en Chile, estas técnicas de endurecimiento no han sido abordadas, y esta etapa se basa principalmente en la aclimatación natural generada por la disminución de temperaturas y el fotoperíodo durante el otoño e invierno, disminuyendo así el metabolismo y crecimiento de las plantas. Sin perjuicio de esto, el CTPF ha logrado producir plantas con atributos morfo-fisiológicos que permiten cumplir con la definición de planta objetivo para programas de restauración y con buen desempeño en condiciones de campo, como en el caso de *Eucryphia glutinosa* (**Álvarez et al. 2019; Fig. 19**), *N.*

alessandrii (Acevedo et al. 2020), o las vinculadas al programa de restauración del ecosistema Cayumanque (MMA Biobío, 2020; Fig. 20).



Figura 19. (A y B). Imagen panorámica de plantas de *Eucryphia glutinosa* (guindo santo) de una temporada finalizado el proceso de viverización, vinculadas al trabajo de Álvarez et al. 2019.

Si bien es posible producir plantas nativas sin un programa específico de fertilización durante la fase de endurecimiento, las condiciones de clima Mediterráneo en Chile podrían generar deficiencias nutricionales en las plantas durante esta etapa. En Chile central, temperaturas más templadas durante la época otoño-invierno, permiten una mayor actividad metabólica de las plantas, promoviendo su crecimiento y por tanto la dilución¹ de los nutrientes aplicados en la fase de pleno crecimiento. Esta situación puede agravarse aún más en viveros que tienen una fertilización deficiente durante la fase de pleno crecimiento y que, más aún, disminuyen significativamente la fertilización durante el otoño. En este sentido, el estudio de técnicas de fertilización durante el endurecimiento para producir plantas cargadas nutricionalmente, es un área que requiere más investigación sobre el efecto en el desempeño de las plantas en campo.

Como se indicó, el manejo nutricional en vivero es especie específico, sin embargo, en el CTPF de INFOR se han producido especies con similares esquemas de producción considerado su dinámica de crecimiento en respuesta al manejo realizado en vivero, de acuerdo a lo señalado en la **Tabla 2**. Al respecto en la **Tabla 3**, se presentan grupos de especies que se han manejado de forma similar, y que permitiría simplificar las labores, considerando que la mayoría de los viveros no tan solo produce una sola especie, sino que varias y de distintas formas de vida.

¹ Disminución de las concentraciones nutricionales generada por el mayor crecimiento de las plantas y la disminución de las tasas de fertilización

Tabla 3. Especies producidas y manejadas según diversas concentraciones de macronutrientes (mg L⁻¹) alta y frecuente, según sus dinámicas de crecimiento en vivero.

Concentración de macroelementos aplicados al sustrato	Dinámica de crecimiento de la especie en vivero	Especies (nombre común)
Alta	Lento	Boldo, peumo, lingue, laurel, pelú, canelo, mayo, murtila, avellanillo, copihue, araucaria, belloto del norte, belloto del sur, pitao, olivillo, espino, guayacán, radal, ciprés de la cordillera, naranjillo.
Frecuente	Rápido	Arrayán, arrayán macho, pitra, temu, chequén, corontillo, bollén, frangel, huingán, madroño, maqui, quillay, litre, algarrobo, maitén, patagua, roble, raulí, coihue, ruil, hualo, ulmo, guindo santo, notro, romerillo, juncos.

Es importante destacar que para que el concepto de planta objetivo sea efectivo, es necesario evaluar el efecto de las prácticas culturales de vivero sobre la supervivencia y desempeño de las plantas en condiciones de campo. Del mismo modo, la efectividad de las modalidades de fertilización durante el endurecimiento, también debe ser evaluada en el desempeño de las plantas en campo, y así poder confirmar si ellas suponen una ventaja sobre las prácticas de vivero tradicionales utilizadas en el país. La evaluación post-plantación por un período de tiempo de cinco años, combinado con la retroalimentación de información del viverista y el forestador, permitirán ajustar los parámetros asociados a la planta objetivo de acuerdo a las condiciones ambientales específicas del sitio a restaurar.





Figura 20. Imágenes panorámicas de plantas de *Laurelia sempervires* (laurel, A) *Luma apiculata* (arrayán; B) *Azara lanceolata* (corcolén; C) y *Nothofagus obliqua* (roble; D) vinculadas al programa Cayumanque. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

RECOMENDACIONES Y CONSIDERACIONES EN LA VIVERIZACIÓN DE PLANTAS

El principal sustrato usado por los viveros es el compost de corteza de pino radiata. Sin embargo, este se mezcla con otros sustratos. La principal recomendación es que los sustratos se compren a proveedores formales que cuenten con los análisis químicos de su producto. Si se hacen mezclas con otros sustratos, es aún más relevante contar con análisis químicos de estos, los que deben realizarse anualmente. Esto dada la variabilidad de la composición del sustrato. También es recomendable que la producción completa se produzca con el mismo sustrato y que sea lo más homogéneo posible, esto debido a que si se utilizan sustratos de distinta porosidad y/o capacidad de retención de agua, cuando se realice el riego, habrá plantas que se saturaran y otras en las que eso no ocurrirá, generándose diferencias importantes y pérdida de agua y nutrientes por riegos poco eficientes debido al sustrato poco homogéneo utilizado en la producción de plantas. Hay que tener en consideración que cuando se usa como sustrato suelo del lugar o mezcla de tierra vegetal o tierra de hoja, es probable que exista una alta presencia de semillas de especies que se transforman en malezas (**Fig. 21**).

En cuanto al tipo de producción de plantas, todos producen a raíz cubierta y uno complementa su producción con plantas a raíz desnuda. En todos los viveros se observó el uso de contenedores de distintos volúmenes. Esta situación dificulta el manejo del riego y de la fertilización, ya que, al existir distintos volúmenes de contenedores, los volúmenes pequeños se saturan antes que los otros, por lo que el manejo es irregular. La recomendación al respecto, es para sectores de riego homogéneo utilizar contenedores iguales o lo más parecidos entre sí en términos de volumen.

En todos los viveros utilizan la apreciación visual como criterio de fertilización y aplican fertilizantes de lenta entrega, los que complementan con otro tipo de sales y/o fertilizantes comerciales. La mayoría aplica fertilizantes tanto al follaje como al sustrato.

El riego lo realizan principalmente de forma sistemática y con apreciación visual. Las fuentes de agua son diversas y poco homogéneas.

Algunas recomendaciones y consideraciones al respecto son:

- Los fertilizantes de lenta entrega, como bien dice su nombre, se entregan lentamente cuando se activan (fundamentalmente por temperatura y agua), si esto no ocurre y la planta los necesita, los nutrientes no estarán disponibles para ella. El uso de este tipo de fertilizantes debe complementarse con otro tipo de nutrientes que estén disponibles de forma inmediata, como lo son las sales solubles y los fertilizantes comerciales. Todo esto porque la planta si necesita un nutriente, y no dispone de él, comenzará a presentar signos de deficiencia nutricional y si esto ocurre, estamos perdiendo crecimiento.
- Cuando se usan exclusivamente mezclas comerciales de fertilizantes, generalmente se producen deficiencias nutricionales por la ausencia de algunos macros y/o micro elementos. Esto ocurre porque tales mezclas están formuladas para ser aplicadas en suelo y no en sustratos con pocos nutrientes, como el compost de corteza pino. Por lo mismo, dichos fertilizantes deben complementarse con sales como sulfato de magnesio, nitrato de calcio u otras, que aporten los nutrientes que no están presentes en las mezclas comerciales.
- La forma más eficiente en que la planta absorbe los nutrientes es mediante su aplicación al sustrato, ya que la absorción de agua y nutrientes se realiza principalmente por los pelos radicales de la raíz. El uso de fertilización foliar, si bien se utiliza ampliamente en la agricultura y fruticultura por sus efectos sobre yema, floración, otros), no es aconsejable para la producción forestal. En este último caso, la fertilización al follaje debe limitarse a corregir deficiencias específicas y no constituir la fertilización principal debido principalmente al alto costo que involucra.
- Como recomendación general se sugiere utilizar un esquema de fertilización completa que se aplique al sustrato y que incluya la incorporación de todos los macro y microelementos que la planta necesita, es decir, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre, manganeso, fierro, cobre, zinc, molibdeno y boro. En términos de costos, lo recomendable es usar sales solubles, las que son considerablemente más económicas que un fertilizante comercial.
- Para ajustar el esquema de fertilización, es necesario realizar anualmente análisis químicos al sustrato y al agua de riego utilizada para la producción de plantas, por cuanto si el agua de riego proviene de cursos superficiales o pozos cercanos a cultivos agrícolas, es probable que sus propiedades varíen durante el año y entre años. Consecuentemente, si la fuente de agua es muy variable durante el proceso de producción, se requerirá ajustar el esquema de fertilización en función de los resultados del análisis químico del agua. Otro tema que es importante al considerar las fuentes de agua que abastecerán al vivero, es la presencia de semillas de otras especies, que finalmente se transforman en plantas de malezas que compiten con la propia producción. En esos casos es recomendable, pero costoso retirar esas malezas durante el proceso de producción al menos dos o tres veces en la temporada (**Fig. 21**).



Figura 21. Producción de plantas con alta presencia de malezas debido al aporte de semillas en el sustrato o en el agua de riego. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.

- El riego se debe realizar cuando las plantas lo necesiten, y no cuando el viverista lo decida sin considerar las condiciones ambientales y el consumo de agua por parte de la planta. Para ello, es recomendable implementar la metodología de manejo de riego que se encuentra disponible en el Manual de riego y fertilización (**Cartes et al. 2019**). En prácticamente todos los viveros se observó, plantas con una cantidad importante de musgos y hepáticas, lo que da cuenta de riego excesivo y fertilización ineficiente (**Fig. 22**).



Figura 22. Imágenes de distintos viveros con una alta presencia de musgos y hepáticas. Fuente: Imágenes CTPF-INFOR.



Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura



- Se recomienda regar a saturación el contenedor y no solo los centímetros superficiales. Con riego superficial solo se generarán raíces en la parte superior del sustrato. Al respecto se sugiere realizar riegos menos frecuentes, pero de mayor intensidad.
- Se requiere capacitar a los encargados de producción de plantas en el reconocimiento de sintomatología asociadas a deficiencias nutricionales. La toxicidad es muy poco probable que ocurra en viveros forestales dado el manejo que hay de la nutrición. También se les debe capacitar en mantención de los sistemas de riego, consumo de agua, cálculo del coeficiente de uniformidad y otros temas afines al riego.

REFERENCIAS

- Acevedo M, Álvarez C, Cartes E, Dumroese RK, González M. 2020. Production and establishment techniques for the restoration of an endangered keystone tree species in a fragmented Mediterranean forest. *New Forests* 51:159-174. <https://doi.org/10.1007/s11056-019-09724-x>
- Acevedo M, Álvarez-Maldini C, Dumroese RK, Bannister JR, Cartes E, González M. 2021a. Native plant production in Chile. Is it possible to achieve restoration goals by 2035? *Land*. 10(1), 71; <https://doi.org/10.3390/land10010071>.
- Acevedo M, Rubilar R, Dumroese RK, Ovalle JF, Sandoval S, Chassin-Trubert R. 2021b. Nitrogen loading of *Eucalyptus globulus* seedlings: nutritional dynamics and influence on morphology and root growth potential. *New Forests* 52: 31-46. <https://doi.org/10.1007/s11056-020-09778-2>
- Álvarez C, Acevedo M, González M, Dumroese RK, Cartes E, and Quiroz I. 2019. Field establishment techniques for guindo santo, an endemic species from central Chile. *Tree Planters' Notes* 62(1-2) 35-43. Disponible en: <https://rngr.net/publications/tpn/62-1-2/field-establishment-techniques-for-guindo-santo-an-endemic-species-from-central-chile>
- Álvarez-Maldini C, Acevedo M, Dumroese R K, González M, and Cartes E. 2020. Intraspecific Variation in Drought Response of Three Populations of *Cryptocarya alba* and *Persea lingue*, Two Native Species From Mediterranean Central Chile. *Frontiers in Plant Science* 11, 1042. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.01042>
- Andivia E, Márquez-García B, Vázquez-Piqué J, Córdoba F, and Fernández M. 2012. Autumn fertilization with nitrogen improves nutritional status, cold hardiness and the oxidative stress response of Holm oak (*Quercus ilex* ssp. *ballota* [Desf.] Samp) nursery seedlings. *Trees - Structure and Function* 26, 311-320. <https://doi.org/10.1007/s00468-011-0593-3>
- Aronson J, Goodwin N, Orlando L, Eisenberg C, Cross AT. 2020. A world of possibilities: six restoration strategies to support the United Nation's Decade on Ecosystem Restoration. *Restor. Ecol.* 28:730-736. <https://doi.org/10.1111/rec.13170>
- Bannister JR, Vidal OJ, Teneb E, Sandoval V. 2012. Latitudinal patterns and regionalization of plant diversity along a 4270-km gradient in continental Chile. *Austral Ecology*. 37:500-509. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.2011.02312.x>



Organización de las Naciones
Unidas para la Alimentación
y la Agricultura



- Bannister JR, Vargas-Gaete R, Ovalle JF, Acevedo M, Fuentes-Ramírez A, Donoso PJ, Promis A, Smith-Ramírez C. 2018 Major bottlenecks for the restoration of natural forests in Chile. *Restor. Ecol.* 26:1039-1044. <https://doi.org/10.1111/rec.12880>
- Bastin JF, Finegold Y, García C, Mollicone D, Rezende M, Routh D, Zohner CM, Crowther TW. 2019. The global tree restoration potential. *Science*. 365:76-79. DOI: [10.1126/science.abc8905](https://doi.org/10.1126/science.abc8905)
- Cartes E, Acevedo M, González M, Álvarez C, Mena P, García E. 2019. Manual de Manejo de Riego y Fertilización en Viveros de Plantas a Raíz Cubierta. Manual N_51, 1st ed.; Instituto Forestal. Santiago, Chile. pp. 49-81. <https://doi.org/10.52904/20.500.12220/29152>
- Close DC, Bail I, Hunter S, and Beadle CL. 2005. Effects of exponential nutrient-loading on morphological and nitrogen characteristics and on after-planting performance of *Eucalyptus globulus* seedlings. *Forest Ecology and Management* 205, 397-403. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2004.10.041>
- CONAF. 2017. Análisis de la Afectación y Severidad de los incendios Forestales ocurridos en enero y febrero de 2017 sobre los usos de suelo y los ecosistemas naturales presentes entre las regiones de Coquimbo y Los Ríos de Chile. Informe Técnico. Corporación Nacional Forestal, Santiago, Chile.
- Coopman R, Escobar R. 2007. Capítulo 5. Riego. In Manual de Viverización *Eucalyptus globulus* a raíz cubierta, 1st ed.; Escobar R. Ed.; Centro Tecnológico de la Planta Forestal. Instituto Forestal. Santiago, Chile, pp. 147-162. <https://doi.org/10.52904/20.500.12220/17185>
- Cuesta B, Villar-salvador P, Puértolas J, Jacobs DF, and Rey JM. 2010. Why do large, nitrogen rich seedlings better resist stressful transplanting conditions? A physiological analysis in two functionally contrasting Mediterranean forest species. *Forest Ecology and Management* 260, 71-78. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2010.04.002>
- Fernández M, Marcos C, Tapias R, Ruiz F, López F. 2007. Nursery fertilisation affects the frost-tolerance and plant quality of *Eucalyptus globulus* Labill. cuttings. *Ann Forest Sci.* 64:865-873. <https://doi.org/10.1051/forest:2007071>
- Davis SA, Pinto JR. 2021. The Scientific Basis of the Target Plant Concept: An Overview. *Forests*. 12: 1293. <https://doi.org/10.3390/f12091293>
- Dumroese RK, James RL. 2005. Root diseases in bareroot and container nurseries of the Pacific Northwest: epidemiology, management, and effects on outplanting performance. *New Forests* 30:185-202. <https://doi.org/10.1007/s11056-005-4422-7>
- Dumroese RK, Pinto JR, Jacobs DF, Davis AS, Horiuchi B. 2006. Subirrigation reduces water use, nitrogen loss, and moss growth in a container nursery. *Native Plants Journal* 7:253-261 [doi:10.1353/npj.2007.0004](https://doi.org/10.1353/npj.2007.0004).
- Dumroese RK, Montville ME, Pinto JR. 2015. Using container weights to determine irrigation needs: a simple method. *Native Plants J* 16:67-71. <https://doi.org/10.3368/npj.16.1.67>
- Dumroese RK, Landis TF, Pinto JR, Haase DL, Wilkinson KW, Davis A. 2016. Meeting forest restoration challenges: Using the Target Plant Concept. *Reforesta* 1:37-52. <https://doi.org/10.21750/REFOR.1.03.3>
- Escobar R, Acevedo M. 2007. Capítulo 4. Nutrición y fertilización de plantas. En Manual de Viverización *Eucalyptus globulus* a raíz cubierta, 1st ed.; Escobar R. Ed.; Centro Tecnológico de la Planta Forestal. Instituto Forestal. Santiago, Chile, pp. 147-162. <https://doi.org/10.52904/20.500.12220/17185>
- Garraud RD, Boisier JP, Rondanelli R, Montecinos A, Sepulveda HH, Veloso-Aguilar D. 2019. The Central Chile Mega Drought (2010-2018): A climate dynamics perspective. *International Journal of Climatology*. 40: 421-439. <https://doi.org/10.1002/joc.6219>



Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura



- González M, Ríos D, Peña-Rojas K, García E, Acevedo M, Cartes E, Sánchez-Olate M. 2020. Efecto de la concentración de fósforo y calcio sobre atributos morfo-fisiológicos y potencial de crecimiento radical en plantas de *Aextoxicon punctatum* producidas a raíz cubierta en la etapa de endurecimiento. *Bosque* 41:137-146. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002020000200137>
- Grassi G, House J, Federici S, den Elzen S, Penman J. 2017. The key role of forests in meeting climate targets requires science for credible mitigation. *Nat. Clim. Chang.* 7: 220-226. <https://doi.org/10.1038/nclimate3227>
- INN. Norma Chilena Oficial. NCh 2957/0. Of2006. In Material de Propagación de Uso Forestal, 1^{er} ed.; Instituto Nacional de Normalización: Santiago, Chile, 2006.
- Juntunen ML, Hammar T, Rikala R. 2002. Leaching of nitrogen and phosphorus during production of forest seedlings in containers. *Journal of Environmental Quality* 31:1868-1874. <https://doi.org/10.2134/jeq2002.1868>
- Juntunen ML, Hammar T, Rikala R. 2003. Nitrogen and phosphorus leaching and uptake by container birch seedlings (*Betula pendula* Roth) growth in three different fertilizations. *New Forests* 25:133-147. <https://doi.org/10.1023/A:1022686402578>
- Lambers H, Oliveira RS. 2019. Plant water relations. In: Lambers H, Oliverira RS. Plant Physiological Ecology. Springer International Publishing. Springer Nature Switzerland AG. Third Edition. ISBN 978-3-03-29638-4. Pages XXVII, 736
- Landis TD. 1989. Irrigation and water management. In The Container Tree Nursery Manual; Landis TD, Tinus RW, McDonald SE, Barnett JP. Eds.; U.S Department of Agriculture, Forest Service: Washington, DC, USA, 1989; Volume 4, pp. 69-118. Disponible en: <https://rngr.net/publications/ctnm/espanol/volumen-cuatro>
- Landis TD, Wilkinson KM. 2014. Water quality and irrigation. In: Wilkinson KM, Landis TD, Haase DL, Daley BF, Dumroese RK, editors. Tropical nursery manual: a guide to starting and operating a nursery for native and traditional plants. Washington (DC): USDA Forest Service. Agriculture Handbook 732. p 207-231. Disponible en: <https://rngr.net/publications/tropical-nursery-manual/>
- Mandle L, Bufford JL, Schmidt IB, Daehler CC. 2011. Woody exotic plant invasions and fire: reciprocal impacts and consequences for native ecosystems. *Biological Invasions*. 13:1815-1827. <https://doi.org/10.1007/s10530-011-0001-3>
- MMA, Seremi del Medio Ambiente Región del Biobío, Gobierno Regional de Biobío. 2020. Restauración del Ecosistema Cayumanque, una experiencia de restauración a escala de paisaje desde la institucionalidad pública, Chile. 155 pp. Disponible en: https://mma.gob.cl/wp-content/uploads/2020/10/Libro_Restauracion_Ecosistema_Cayumanque.pdf
- Monsalve J, Escobar R, Acevedo M, Sánchez M, Coopman R. 2009. Fertilización nitrogenada en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. Producidas a raíz cubierta. *Bosque* 30(2):89-94. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002009000200004>
- Oliet JA, Salazar JM, Villar R, Robredo E, and Valladares F. 2011. Fall fertilization of Holm oak affects N and P dynamics, root growth potential, and post-planting phenology and growth. *Annals of Forest Science*. 68, 647-656. <https://doi.org/10.1007/s13595-011-0060-8>
- Salifu KF, Timmer VR. 2003. Optimizing nitrogen loading of *Picea mariana* seedlings during nursery culture. *Canadian Journal of Forest Research*. 33: 1287-1294. <https://doi.org/10.1139/x03-057>



Organización de las Naciones
Unidas para la Alimentación
y la Agricultura



- Stanturf JA, Palik BJ, Dumroese RK. 2014a. Contemporary forest restoration: a review emphasizing function. *For Ecol Manage.* 331: 292-323. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2014.07.029>
- Stanturf JA, Palik BJ, Williams MI, Dumroese RK, Madsen P. 2014b. Forest restoration paradigms. *J Sustain Forest.* 33:161-194. <https://doi.org/10.1080/10549811.2014.884004>
- Taiz L, Zeiger E. 2006. Fisiología vegetal: volumen 1. Tercera edición. 1338 pp. España: Publicaciones de la Universitat Jaume.
- Timmer VR, Aidelbaum AS. 1996. Manual for exponential nutrient loading of seedlings to improve outplanting performance on forest sites. Natural Resources Canada. Canadian. Forest Service. Sault Ste. Marie: 21. Disponible en: <https://d1ied5g1xfqpx8.cloudfront.net/pdfs/9567.pdf>
- Williams KJ, Ford A, Rosauer DF, De Silva N, Mittermeier R, Bruce C, Larsen FW, Margules C. 2011. *Biodiversity Hotspots*, 1st ed.; Springer Publishers: London, UK, pp. 295-310.

Anexo 1. Información sobre tratamientos pregerminativos, tipo de semilla y periodo de colecta y germinación de especies nativas de Chile.

Nº	Nombre común	Mes de colecta	Tipo semilla	Tratamiento pregerminativo	Mes de siembra	Mes de máxima capacidad germinativa	Respuesta germinativa	% Germinación
1	Arrayán	Abr-May	Recalcitrante	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Ago - Sept	Inmediata	50 - 90 %
2	Algarrobo	Ene-Feb	Ortodoxa	Remojo en agua hervida dejando enfriar a temperatura ambiente por 48 horas	Sept	Octubre	Inmediata	80%
3	Arrayán macho	May	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	
4	Avellanillo	Mar-May	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Jul-Ago	Oct-Nov	Retardada	60 - 70 %
5	Avellano	Mar-Abr	Recalcitrante	Sin pretratamiento	Jun-Jul	Jul-Ago	Inmediata	
6	Boldo	Ene-Feb	Recalcitrante	Fractura de pericarpio, remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Mar	Jul-Ago	Retardada	20 - 55 %
7	Bollén		Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Sept	Inmediata	
8	Canelo	Feb-Mar	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Jul-Ago	Oct-Nov	Retardada	
9	Chequén		Recalcitrante	Sin pretratamiento	Jul-Ago	Jul-Ago	Inmediata	
10	Corcolén	Mar	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Ago - Sept	Inmediata	50 - 80 %
11	Corontillo	Mar	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	
12	Espino	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo en agua hervida dejando enfriar a temperatura ambiente por 48 horas	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	60%
13	Frangel	Ene-Feb	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	80%
14	Guayacán	Ene-Feb	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	40%
15	Guindo santo	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	
16	Hualo	Ene-Feb	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Sept-Oct	Oct-Nov	Inmediata	30 - 60 %
17	Huingán	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	20 - 50 %



Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura



Nº	Nombre común	Mes de colecta	Tipo semilla	Tratamiento pregerminativo	Mes de siembra	Mes de máxima capacidad germinativa	Respuesta germinativa	% Germinación
18	Laurel	Mar-Abr	Ortodoxa	Sin pretratamiento	Jun-Jul	Ago - Sept	Retardada	10 - 40 %
19	Lingue	Mar-Abr	Recalcitrante	Sin pretratamiento	Jun-Jul	Oct-Nov	Retardada	20 - 50 %
20	Litre	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo en agua hervida dejando enfriar a temperatura ambiente por 48 horas	Sept	Octubre	Inmediata	40%
21	Madroño	Mar	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	50 - 85 %
22	Maitén	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Oct-Nov	Retardada	20 - 50 %
23	Maqui	Feb	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Sept	Oct-Nov	Inmediata	15 - 40 %
24	Mayu	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo en agua hervida dejando enfriar a temperatura ambiente por 48 horas	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	20 - 50 %
25	Murtilla	May	Recalcitrante	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	
26	Naranjillo	Mar-Abr	Recalcitrante	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Jun-Jul	Ago- Sept (siguiente año)	Retardada	5 - 50 %
27	Notro	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	
28	Olivillo	Abr	Recalcitrante	Sin pretratamiento	Jul	Septiembre	Retardada	40 - 90 %
29	Patagua	Mar-Abr	Recalcitrante	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	
30	Pelu	Abr	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	55%
31	Peumo	Abr-May	Recalcitrante	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	50 - 80 %
32	Quillay	Mar-Abr	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Oct-Nov	Nov	Inmediata	50 - 85 %
33	Radal	Feb	Ortodoxa	Remojo en agua a temperatura ambiente por 48 hrs	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	
34	Roble	Ene-Feb	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Sept-Oct	Oct-Nov	Inmediata	20 - 60 %
35	Romerillo	Oct-Nov	Ortodoxa	Sin pretratamiento	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	
36	Ruil	Ene-Feb	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Sept-Oct	Oct-Nov	Inmediata	10 - 80 %
37	Temu	Mar	Recalcitrante	Sin pretratamiento	Jul-Ago	Ago - Sept	Inmediata	



Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura



Nº	Nombre común	Mes de colecta	Tipo semilla	Tratamiento pregerminativo	Mes de siembra	Mes de máxima capacidad germinativa	Respuesta germinativa	% Germinación
38	Ulmo	Feb	Ortodoxa	Remojo por 48 horas en solución con ácido giberélico a 200 ppm	Ago - Sept	Sept-Oct	Inmediata	