

MANUAL DE BUENAS PRÁCTICAS PARA EL MANEJO DE LA SALUD DE PLANTA EN VIVEROS FORESTALES



Editores

Arnulfo Aldrete

José Ricardo Sánchez Velázquez

Manuel Aguilera Rodríguez

David Cibrián Tovar

Silvia Edith García Díaz



MANUAL DE BUENAS PRÁCTICAS
PARA EL MANEJO DE LA
SALUD DE PLANTA
EN VIVEROS FORESTALES

Cómo citar la publicación completa.

Aldrete, A., Sánchez-Velázquez, J. R., Aguilera-Rodríguez, M., Cibrián-Tovar, D. & García-Díaz, S. E. (Eds.).(2023). *Manual de buenas prácticas para el manejo de la salud de planta en viveros forestales*. Universidad Autónoma Chapingo. Estado de México, México. 244 p.

Cómo citar un capítulo de la publicación.

Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Sánchez-Velázquez, J. R. & Prieto-Ruiz J.A. (2023). Instalaciones e insumos para la producción. En: Aldrete, A., Sánchez-Velázquez, J. R., Aguilera-Rodríguez, M., Cibrián-Tovar, D. & García-Díaz, S. E. (Eds.). *Manual de buenas prácticas para el manejo de la salud de planta en viveros forestales* (pp. 41-90). Universidad Autónoma Chapingo. Estado de México, México.

MANUAL DE BUENAS PRÁCTICAS PARA EL MANEJO DE LA **SALUD DE PLANTA** EN VIVEROS FORESTALES



**GOBIERNO DE
MÉXICO**

MEDIO AMBIENTE
SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES



CONAHCYT
COMISIÓN NACIONAL DE HUMANIDADES
CIENCIAS Y TECNOLOGÍAS



CONAFOR
COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

ISBN: 978-607-12-0646-6

Primera edición, noviembre 2023.

D.R. © Universidad Autónoma Chapingo.

Km. 38.5 Carretera México-Texcoco. Chapingo, Texcoco.

Estado de México. México. C. P. 56230

Teléfono: 5959521500 ext. 5142

dgdycs.publicaciones@chapingo.mx

Impreso en México-Printed in Mexico

Todos los derechos reservados.

La reproducción total o parcial de la publicación se permitirá cuando se reconozcan los derechos correspondientes.

A los viveristas forestales de México.

Créditos

**Proyecto apoyado por el CONAHCYT, financiado por el Fondo F003
y por el Fondo Sectorial CONAFOR-CONACYT.**

Editores: Arnulfo Aldrete, José Ricardo Sánchez Velázquez,

Manuel Aguilera Rodríguez, David Cibrián Tovar y Silvia Edith García Díaz.

Diseño editorial: Leticia Arango Caballero, Ana G. Pompa Rivera.

Coordinación de Ilustraciones: Leticia Arango Caballero.

Vectorización y edición de imágenes: Ana G. Pompa Rivera.

Maquetación y formación editorial: Ana G. Pompa Rivera.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

Dr. Ángel Garduño García
Rectoría

M. C. Noé López Martínez
Dirección General Académica

Dra. Consuelo Olivia Lobato Calleros
Dirección General de Investigación y Posgrado

Ing. Jorge Torres Bribiesca
Director General de Administración

Mtra. Tania Jéssica Pérez Buendía
Dirección General de Difusión Cultural y Servicio

M. C. Verónica Sandoval González
Departamento de Publicaciones



Autores

Manuel Aguilera Rodríguez

División de Ciencias Forestales
Universidad Autónoma Chapingo (postdoctorado)
paxacu_mar@hotmail.com

Patricia Fernández Guzmán

Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro
(estudiante de doctorado)
forespaty_17@hotmail.com

Arnulfo Aldrete

Postgrado en Ciencias Forestales
Colegio de Postgraduados
aaldrete@colpos.mx

Silvia Edith García Díaz

División de Ciencias Forestales
Universidad Autónoma Chapingo
edith65@gmail.com, sgarciad@chapingo.mx

Violeta Carrasco Hernández

División de Ciencias Forestales
Universidad Autónoma Chapingo (postdoctorado)
etalovich@yahoo.com.mx

José Ángel Prieto Ruíz

Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales
Universidad Juárez del Estado de Durango
jprieto@ujed.mx

David Cibrián Tovar

División de Ciencias Forestales
Universidad Autónoma Chapingo
dcibrian48@gmail.com, dcibriant@chapingo.mx

Dante Arturo Rodríguez Trejo

División de Ciencias Forestales
Universidad Autónoma Chapingo
dantearturo@yahoo.com

Jairo Cristóbal Alejo

Laboratorio de Fitopatología, TecNM/I.T.Conkal.
División de Estudios de Posgrado e Investigación
jairoca54@hotmail.com

José Ricardo Sánchez Velázquez

Consultor independiente
jrsv01@gmail.com

Lizeth Guadalupe Durán Espinosa

Consultor independiente
lizeth.duran.espinosa@gmail.com

Jorge Antonio Torres Pérez

División de Ciencias Forestales
Universidad Autónoma Chapingo
jorgeatorresperez@yahoo.com.mx

Autores de ilustración científica y fotografía

Fotografías

L. Ángel Acosta R.
acosta.r@hotmail.com
Figs.: 4.7 b y 4.8 b.

Manuel Aguilera R.
paxacu_mar@hotmail.com
Figs.: 1.5, 1.6, 2.5, 2.6, 2.7 a, 2.10, 2.11, 2.12, 3.2 b, 3.4 a, 3.5, 3.7 a, 3.9, 3.11 b, 3.12, 3.14, 3.16, 3.17, 3.18, 3.19, 3.20, 3.21, 3.23, 3.25, 3.26, 3.27, 3.30, 3.36, 3.37 a y b, 3.39, 3.40, 3.41, 3.46 a, 3.47 a, 4.1 a, 4.3 b, 4.4, 4.5, 4.6, 4.7 a, 4.8 a, 4.12 b, 4.13, 4.14 a, 4.15, 4.17 a, 4.18, 4.19 b, 4.20 a, 4.24 b, 4.27, 4.29, 4.30 a, 4.31, 4.33 b, 4.35, 4.36, 4.39 b, 4.40 a, 4.41, 4.43 a, 4.45 a, 4.46, 4.47, 4.49 a, 4.53 a, 4.54, 4.55, 4.57, 4.58, 5.2, 5.4 a, 5.10 a, 5.16, 5.25, A1 a, A3 a, A4, A5, A7, A8, A9, A10, A11, A12 a y b, A13 b, A14, A17 b, A18 b, A19 a, A20 a, A21, A22, A23, A24 b, A25 a, A26, A27 b, A28, A31, A32, A33 a, A34, A35 a y b, A36, A37, A38 a, A39 a, A40 a, A40 c, A41 b, A42 a, A44, A45 a y b, A46 a y b, A47, A48, A49, A51 y portada capítulo 4 y 6.

Arnulfo Aldrete
aaldrete@colpos.mx
Figs.: 1.1 b, c y d, 1.8 a y b, 2.8, 3.10 b, 3.24, 3.29, 3.34, 3.35 b, 3.37 c y d, 3.38, 3.45, 3.46 b, 4.9, 4.21 a, 4.24 a, 4.28 b, 4.45 b, 4.48, 5.5, 5.8, 5.22, 5.24, 5.26, A16 a, A40 e y portada capítulo 2 y 3.

Antonio Álvarez T.
yehocelotl@gmail.com
Figs.: 2.7 b, 4.37 b, 4.49 b y A40 d.

F. Javier Cabrales C.
fcabrales@conafor.gob.mx
Figs.: 3.44, 3.49, A13 a, A17 a, A18 a, A27 a, A33 b y A50 a.

Violeta Carrasco Hernández
etalovich@yahoo.com.mx
Figs.: 4.12 a, 5.3, 5.4 b y c, 5.7, 5.9, 5.10 b, 5.11, 5.12, 5.13, 5.14, 5.15, 5.17, 5.19 y 5.20.

Laura Cruz Medrano
ranchoecologicauyan@gmail.com
Fig.: 4.32 a.

Óscar Estrada M.
oestradam81@hotmail.com
Figs.: 3.47 b y 4.44 b.

I. Delfino Gómez P.
ivanrobin@hotmail.com
Figs.: 1.2 a, 3.2 d, 3.33, 3.48 a, 4.16, 4.17 b, 4.26, 4.33 a, 4.39 a, 4.60, A2, A16 b, A29, A40 b, A41 a y portada capítulo 4.

Eneida Guerrero R.
engura76@hotmail.com
Figs.: 4.37 a, 4.38, A15 y A24 a.

Lisbeth Hernández Z.
liheza1009@gmail.com
Fig.: 4.25.

Adriana Lucas S.
als24695@gmail.com
Fig.: 4.14 b.

Eleusis Llanderal Arango
tyranno.dsgn@gmail.com
Portada capítulo 5

Salvador Martínez G.
mg_salvador@hotmail.com
Figs.: 1.9, A3 b, A30, A35 c y d y A46 c.

J. Luis Ocampo S.
jlocampos@gmail.com
Fig.: 4.59 a.

J. Ángel Prieto R.
jprieto@ujed.mx
Fig.: 4.44 a.

V. Manuel Quiñonez A.
vquinonez@conafor.gob.mx
Figs.: 3.35 a, 4.50 a, 4.59 b, A43 a y b.

Pablo Ramírez Castell
pabelcastell@hotmail.com
Fig.: 2.9 b.

Rodolfo Ramírez H.

rodolfoaramirez62@yahoo.com.mx

Figs.: 1.2 b, 3.1 b, 3.2 a, 3.2 c, 3.3, 3.4 b, 3.6, 3.7 b, 3.8, 3.10 a, 3.11 a, 3.48 b, 4.1 b, 4.2, 4.3 a, 4.19 a, 4.20 b, 4.21 b, 4.22, 4.23, 4.28 a, 4.30 b, 4.34, 4.40 b, 4.42, 4.43 b, 4.50 b, 4.51, 4.52, 4.53 b, 4.56, A1 b, A20 b, A25 b, A38 b, A39 b, A42 b, A45 c y d y A50 b.

Roberto Reynoso S.

rreynosantos@gmail.com

Fig.: 4.1.

Ibeth Rodríguez Gutiérrez

rodriguezibeth@gmail.com

Fig.: 5.6.

Dante Arturo Rodríguez Trejo

dantearturo@yahoo.com

Figs.: 2.9 a y 5.23.

José Ricardo Sánchez Velázquez

jrsv01@gmail.com

Figs.: 1.1 a, 1.8 c, 2.4, 3.1 a, 3.13, 3.22, 3.28, 3.31, 3.32, 3.42, 4.11 y portada capítulo 1 y 3.

Ernesto Moreno Herrejón

morenoherrejon@yahoo.com.mx

Figs.: 4.32 b, A6, A12 c y A19 b.

José Villa Castillo

oyamel_2001@yahoo.com.mx

Fig.: 5.18.

Ilustraciones**María Esperanza Alvistur Mendiola**

mariaespe46@hotmail.com

Participación en guardas.

Leticia Arango Caballero

larangoc@hotmail.com

1ª de forros; participación en guardas y fig.: 2.3.

Areli Buendía Corona

areli.good.day@gmail.com

Figs.: 5.1 y 5.21.

Riguel Ángel Carrera Limón

riguel.carrera@gmail.com

Participación en guardas.

Betzabé G. García Fonseca

betza2322@gmail.com

Participación en guardas.

Dora Elizabeth Granados Ramos

dgranados@uv.mx

Participación en guardas

Hilda Hortensia Hernández Campos

yazvajo@gmail.com

4ª de forros.

Mariana Muñoz Velásquez

marianamuve@hotmail.com

Participación en guardas.

Ana Lilia Muñoz Viveros

analiliamunoz@hotmail.com

Participación en guardas.

Ángela Viviana Rojas Rojas

avrojasr@unal.edu.com

Participación en guardas.

Lilia Sánchez Jiménez

liliasaj28@gmail.com

Participación en guardas.

María Elisa Villaseñor Zamorano

eviza01@hotmail.com

Participación en guardas.

Agradecimientos

Los Editores agradecemos al CONAHCYT, en especial a la Dra. Edith Calixto Pérez de la Dirección de Estrategia Tecnológica, Dirección Adjunta de Desarrollo Tecnológico, Vinculación e Innovación, por el aporte financiero y las directrices agroecológicas para desarrollar la obra. Al personal de la CONAFOR, quienes durante la primera etapa nos apoyaron mediante el fondo sectorial CONACYT-CONAFOR y posteriormente dieron seguimiento de nuestras acciones; el M.C. Abel Plascencia González, Gerente de Sanidad Forestal y el M.C. Nicolás Leal Olivera, que además estuvieron pendientes y presentes en los viajes de inspección y en la logística de transferencia de la información.

Los que tuvimos la responsabilidad de llevar a cabo el proyecto del presente “Manual de buenas prácticas para el manejo de la salud de planta en viveros forestales” deseamos agradecer el sincero apoyo de muchas personas de diversas instituciones, incluyendo los autores, que colaboraron de manera desinteresada aportando información, fotografías, ilustraciones, opiniones técnicas, atención en los viveros y en general por su valioso tiempo para lograr un documento que será de gran utilidad para los viveristas de México.

Para realizar la presente obra tuvimos el apoyo de personas de varias regiones de México, sin el cual hubiera sido imposible generar el documento que ahora pueden consultar; agradecemos la atención y asistencia recibida, y deseamos que este manual pueda servir como referencia para la prevención de problemas relacionados con la sanidad en la producción de planta forestal de calidad.

Un gran reconocimiento al Capitán J. Luz Murillo Martínez, jefe del “Vivero Forestal Militar de Atlangatepec” en Tlaxcala, en donde desarrollamos parte de la investigación que se utiliza en este manual. También agradecemos la atención ofrecida por el personal de PROBOSQUE, Estado de México, en particular al Ing. Iván Delfino Gómez Patiño, Jefe del Departamento de Producción de Planta. Los responsables de los viveros Ing. Esteban Sánchez Cervantes (Vivero Invernadero), C. Anayeli Vilches Guzmán (Vivero Central), así como a todo su personal operativo. También reconocemos la ayuda brindada por el personal directivo y operativo de la Comisión Forestal del Estado de Michoacán (COFOM), su director el Ing. Rosendo Antonio Caro Gómez nos ofreció el soporte técnico y logístico en todas nuestras visitas y en particular al Ing. Gerardo García

por el seguimiento del experimento establecido en su vivero. En Michoacán tuvimos la colaboración del personal del “Vivero Forestal San Miguel”, en particular de Ma. Guadalupe López Boyzo y Luis Ángel Acosta Romero, quienes dieron seguimiento al experimento establecido en su vivero. Adicionalmente, reconocemos la ayuda de los responsables del “Vivero Forestal Francisco Villa”, en Durango, Ing. Roberto Trujillo e hijo, Lic. Roberto Trujillo. También al encargado operativo del vivero Ing. Rodrigo Veliz. Además, el invaluable apoyo del Dr. José Ángel Prieto Ruíz, Rosa Elvira Madrid Aispuro, Silvia Salcido Ruíz y Enrique Santana Aispuro, quienes nos apoyaron en el establecimiento y seguimiento de los experimentos establecidos en el vivero.

Finalmente, deseamos agradecer ampliamente a todas aquellas personas que de una u otra forma apoyaron la realización del presente Manual.

A todos ustedes... ¡Muchas gracias!

Acrónimos

BPC	Bacterias Promotoras del Crecimiento
CE	Conductividad Eléctrica
CIC	Capacidad de Intercambio Catiónico
CNE	Concentración de Esporas
CNRN	Contenido Nutricional de Regeneración Natural
COFOM	Comisión Forestal del Estado de Michoacán
CONABIO	Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
CONAFOR	Comisión Nacional Forestal
CUR	Coeficiente de Uniformidad de Riego
EAT	Estrategia de Acompañamiento Técnico
FF	Fertilizante Foliar
FHS	Fertilizante Hidrosoluble
FLC	Fertilizante de Liberación Controlada
FLL	Fertilización de Lenta Liberación
ICD	Índice de Calidad de Dickson
JI	Juvenil Infeccioso
MIP	Manejo Integrado de Plagas
NMX-AA-169	NMX-AA-169-SCFI-2016 Establecimiento de Unidades Productoras y Manejo de Germoplasma Forestal
NMX-AA-170	NMX-AA-170-SCFI-2016 Certificación de la Operación de Viveros Forestales
PCR	Potencial de Crecimiento de Raíz
PROBOSQUE	Protectora de Bosques del Estado de México
PSI	Libra por Pulgada Cuadrada (Pound per Square Inch)
SEDENA	Secretaría de la Defensa Nacional
UPGF	Unidad Productora de Germoplasma Forestal
VRC	Valores de Referencia para Coníferas

Presentación

El presente manual concentra los conocimientos y experiencias de los autores en sus diferentes áreas, en los cuales se consideran aspectos de relevancia para la producción de planta de calidad en viveros forestales y su establecimiento en plantaciones con fines comerciales, de conservación, de restauración y de reconversión productiva. Se busca proveer al lector una guía práctica cuyo enfoque se basa en la promoción de acciones de prevención en los viveros, que reduzcan la afectación de plagas y enfermedades. Además, se sugieren acciones y herramientas necesarias para el manejo de las diferentes prácticas culturales en el proceso de producción, con el propósito de asegurar que al final del ciclo se obtenga planta de calidad, independientemente del sistema de producción o las especies producidas.

Para contar con planta de calidad, lo cual es uno de los requerimientos obligados en cualquier programa de forestación o reforestación, ésta debe ser capaz de alcanzar un desarrollo (supervivencia y crecimiento) aceptable en un ambiente determinado. Para ello es fundamental una adecuada planeación y ejecución de los protocolos productivos, la ejecución de buenas prácticas de manejo —como lo son las técnicas de limpieza y desinfección de instalaciones, equipos y herramientas—, así como la organización y operación eficiente del conjunto de actividades que se realizan en la producción de planta forestal.

Para mantener una buena salud de la planta, es necesario realizar una oportuna detección de la presencia de plagas o la afectación de enfermedades; ello puede hacerse mediante la observación de la sintomatología del estado morfológico o fisiológico de la planta, o a través de un diagnóstico fitosanitario que permita identificar la presencia de posibles plagas o enfermedades, que afecten de manera directa, el crecimiento de la planta.

Por lo antes mencionado, en este manual se establecen los mecanismos que permiten planificar las actividades de carácter preventivo y en su caso, la atención oportuna mediante diferentes métodos y acciones para el manejo de la planta, así como la ejecución de labores culturales o de medidas de control mecánicas, biológicas y químicas, con lo cual se logre el cumplimiento de los objetivos y metas del ciclo de producción, bajo condiciones de vivero.

Se privilegia el desarrollo de soluciones hacia los viveros forestales ubicados en las zonas de clima templado, donde se producen especies de coníferas, dada la problemática detectada de una incidencia mayor de plagas y enfermedades, que provocan la mortalidad de las plantas durante la germinación y desarrollo inicial, sin embargo, también se consideran elementos de atención para aquellos viveros ubicados en otras condiciones climáticas.

En los viveros se han registrado daños severos y muerte de plantas causados principalmente por los hongos *Fusarium circinatum* y *F. oxysporum*, que provocan el marchitamiento foliar y pudrición de la raíz. Estos hongos asociados con otras especies provocan la muerte de la planta conocida como “secadera” o “mal de almácigo” (Damping-off), en etapas iniciales. Otro patógeno que afecta la producción de manera relevante es el mosco fungoso (*Lycoriella ingenua* y *Bradysia impatiens*), el cual en ocasiones también es un vector para la propagación de hongos patógenos.

En consecuencia, estos patógenos han sido los agentes que han ocasionado mayor pérdida de planta en los viveros forestales de México. Por ello, el énfasis de las mejores prácticas consiste en: limpieza y desinfección de envases, instalaciones, herramientas y equipos, calidad del agua y técnicas de riego, características de los sustratos, técnicas de fertilización, uso de microorganismos benéficos y en general, al manejo de las condiciones ambientales del vivero.

Se hace especial énfasis en acciones preventivas que permitan reducir los efectos de contaminación y daños al ambiente, ocasionados por manejo inadecuado de los recipientes de los agroquímicos y fertilizantes. En este sentido, se establecen los procedimientos y mecanismos recomendables para el manejo y deposición de residuos peligrosos generados durante la limpieza y desinfección de equipos, así como de las herramientas en todo el ciclo de producción.

La gestión adecuada de todas las fases del proceso de producción mediante la aplicación de buenas prácticas, da como resultado una reducción de medidas correctivas, que regularmente son más costosas y modifican en cierta forma el ciclo de producción, las cuales requerirán una mayor atención, disposición de tiempo y gastos adicionales que alteran la planeación inicial. Por ello, se concluye que es fundamental llevar a cabo medidas preventivas para asegurar el crecimiento y calidad de la planta y con ello, cumplir con el objetivo de abastecer los requerimientos de cualquier programa de forestación o reforestación.

Editores

Prólogo

La producción de planta de calidad en vivero es una actividad fundamental, crucial para el éxito de los programas de reforestación, restauración ecológica y plantaciones comerciales con especies forestales que se realizan en el país en diferentes ambientes y con diversos propósitos. Un desempeño inadecuado en alguna de las etapas del proceso de producción puede tener serias repercusiones en el logro de los objetivos finales del programa. Las consecuencias de una práctica de manejo mal realizada se reflejan, en primer lugar, en un aumento de los costos de producción de la planta. Sin embargo, también se pone en riesgo el vigor y salud de las plantas, lo que puede ocasionar una pérdida importante en el volumen de producción del vivero, un desempeño mediocre y baja supervivencia de la planta en campo, además del riesgo de contaminación o traslado de patógenos del ambiente de vivero a los sitios de plantación, con los impactos ambientales negativos que esto implica.

En México existe una amplia diversidad en los sistemas de producción de planta forestal en vivero. En el país se tienen registrados más de 150 viveros forestales productivos, con una elevada heterogeneidad en cuanto a infraestructura, recursos disponibles y prácticas de manejo de la planta. Aunque no existen estudios detallados al respecto, es común que en estos viveros se tengan pérdidas de hasta 30-35 % de la capacidad de producción de planta por prácticas inadecuadas y, en ocasiones, pérdidas catastróficas de lotes de plantas por problemas fitosanitarios. A pesar de las diferencias intrínsecas en la disponibilidad de recursos y capacidades de los viveros forestales, es posible establecer algunas normas básicas, referencias o estándares de las prácticas de manejo adecuadas para asegurar la calidad y salud de la planta producida, y reducir las pérdidas actuales. Este documento, titulado “Manual de buenas prácticas para el manejo de la salud de planta en viveros forestales”, tiene el propósito de coadyuvar a resolver este problema que aqueja a la mayoría de los viveros forestales en el país. El documento es un producto derivado de un proyecto de investigación más amplio, enfocado al “Monitoreo, evaluación de daños, manejo preventivo y control de la secadera y pudrición de raíz causadas por *Fusarium* spp., y las moscas fungosas *Bradysia* y *Lycoriella*”, un problema fitosanitario común en la producción de planta en vivero de la mayoría de las especies forestales de importancia ecológica y económica en el país, tanto en las regiones de clima templado-frío como en los ambientes cálidos tropicales.

En el documento se integra la experiencia generada a través de varios años de investigación y producción operativa de planta de un amplio grupo de investigadores, técnicos y expertos viveristas que colaboraron de diferentes maneras en el proyecto. Los primeros, que coordinaron el proyecto, aparecen como editores y coautores en los diferentes capítulos del Manual; sin embargo, los técnicos y expertos viveristas aportaron información y ejemplos de casos prácticos relacionados con el funcionamiento del vivero y las actividades operativas involucradas en el proceso de producción de planta. Las experiencias se presentan y describen como “buenas prácticas de manejo”, que se recomienda seguir en forma sistemática a lo largo de todo el proceso de producción de planta, para asegurar y mantener su vigor y salud. El contenido del documento se organiza en capítulos o secciones que cubren la planeación y administración del vivero, la importancia de la calidad de planta, las instalaciones e insumos necesarios, las actividades durante el proceso de producción, desde la obtención de la semilla hasta la salida de la planta del vivero para su envío al sitio de plantación, y el uso de micorrizas. Es importante destacar que al inicio de cada capítulo se hace énfasis en las principales acciones recomendadas, incluyendo una lista de las buenas prácticas que se deben realizar.

A diferencia de otras publicaciones técnicas que abordan el tema de la salud de las plantas en vivero desde la perspectiva de los métodos de control fitosanitario, en este Manual el tema se enfoca en las medidas de prevención, mediante la implementación de buenas prácticas de manejo en vivero. El Manual está dirigido en primera instancia al personal técnico y operativo, encargado de la producción extensiva e intensiva de planta en los diferentes tipos y condiciones de los viveros forestales, por lo que utiliza un lenguaje claro, directo y sencillo, acompañado con una gran cantidad de ilustraciones y ejemplos de casos prácticos, derivados, como se mencionó anteriormente, de la experiencia acumulada de los colaboradores en esta obra. Sin embargo, por su enfoque, contenido, y soporte documental científico, el Manual también es de gran utilidad como material bibliográfico de referencia en actividades de docencia e investigación a nivel de licenciatura y posgrado en las diferentes disciplinas relacionadas con la producción de planta en vivero.

Dr. J. Jesús Vargas Hernández
Profesor Investigador Titular
Colegio de Postgraduados

Introducción

La Comisión Nacional Forestal (CONAFOR), desde su creación (abril de 2001) es la instancia gubernamental de nivel federal responsable de la conservación, restauración, protección y fomento de los recursos forestales de México.

La restauración de terrenos forestales perturbados y de vocación forestal es una de sus principales acciones de política pública de atención permanente, mediante la ejecución de proyectos específicos que incluyen, entre otras actividades, la realización de obras de conservación de suelos y agua (captación y mejora de flujos hídricos), recolección y manejo de germoplasma, producción de planta, acciones de reforestación, protección y mantenimiento.

Durante el periodo 2013-2018 se proyectó intervenir en promedio 170 mil hectáreas por año con acciones de reforestación, en cuya superficie se plantaron en promedio 180 millones de plantas de diversas especies, atendiendo terrenos en ecosistemas de clima templado, templado-frío, tropical y semiárido.

De acuerdo con la Norma Mexicana NMX-AA-170 (Secretaría de Economía, 2016), más del 95 % de la planta producida se realiza en viveros de organizaciones sociales, propiedad de particulares, y de la Secretaría de la Defensa Nacional (SEDENA), contando además en forma complementaria con la participación de los gobiernos estatales y municipales e instituciones de enseñanza e investigación.

La planta producida es el insumo principal de una plantación; el vivero es la unidad de producción y acondicionamiento que garantiza el crecimiento y calidad de las plantas de diferentes especies, que son utilizadas en programas diversos de plantación. En el 2019 existían 154 viveros distribuidos en todo el país, de los cuales 120 pertenecían a organizaciones y grupos sociales, 17 a la Secretaría de la Defensa Nacional (SEDENA), 8 a gobiernos de los estados, y 9 a otras instancias (CONAFOR, 2020) en los cuales se buscaba obtener plantas de calidad, lo que permitió cumplir con los requerimientos de diversos programas de reforestación.

Otra de las acciones que realiza la CONAFOR es el fomento de plantaciones forestales con fines comerciales, las cuales se establecen preferentemente en terrenos agrícolas y pecuarios (temporalmente forestales), con especies de rápido crecimiento para generar productos y subproductos de alta demanda en el mercado. Este tipo de cultivos basado en un modelo de negocio, busca una rentabilidad y retorno de inversión en un periodo de tiempo determinado, para lo cual es necesario contar con planta de alta calidad y procedencia genética conocida que garanticen la productividad esperada. Independientemente del destino final de la planta forestal producida en vivero (reforestación, manejo forestal y plantaciones comerciales), se requiere que la condición de salud en todo el proceso de producción, desde la obtención y manejo de la semilla hasta la entrega de planta, sea una prioridad y, por lo tanto, considerada como parte del estándar de calidad.

En los viveros forestales de México es común que se carezca de un Programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP) y atención de enfermedades, así como de protocolos de producción que permitan el control de los procesos y atención oportuna de potenciales afectaciones por patógenos. En este mismo sentido se requiere mantener una gestión apropiada de los productos químicos para reducir el impacto al ambiente, el uso de la vestimenta y equipo de protección adecuados para los trabajadores cuando se realicen aplicaciones de plaguicidas u otros productos químicos, con fines preventivos o correctivos.

El fomento de acciones preventivas para asegurar la salud de la planta producida en vivero es una labor que demanda conocimientos y acciones de supervisión permanentes. Las implicaciones derivadas de movilizar planta forestal para acciones de forestación o reforestación afectada por plagas y enfermedades, puede derivar en importantes daños ecológicos y económicos con potenciales impactos sociales. Por ello, es importante desarrollar y conducir protocolos de investigación para la búsqueda de soluciones (priorizando el control biológico) que permitan reducir las afectaciones patogénicas a los ecosistemas forestales.

Contenido

Autores	X
Autores de ilustración científica y fotografías.....	XI
Agradecimientos	XIII
Acónimos.....	XV
Presentación	XVII
Prólogo	XIX
Introducción	XXI
1. Planeación, administración y control de la producción.....	3
José Ricardo Sánchez Velázquez, Manuel Aguilera Rodríguez, Arnulfo Aldrete y Jorge Antonio Torres Pérez	
1.1 Acciones recomendadas	3
1.2 Consideraciones generales	3
1.3 Administración del vivero	6
1.4 Registros	12
2. Calidad de planta en viveros forestales	19
Arnulfo Aldrete, José Ricardo Sánchez Velázquez, Manuel Aguilera Rodríguez y Dante Arturo Rodríguez Trejo	
2.1 Importancia de la calidad de planta.....	19
2.2 Antecedentes sobre la calidad de planta en vivero.....	19
2.3 Elementos que determinan la calidad de planta.....	22
3. Instalaciones e insumos para la producción	41
Manuel Aguilera Rodríguez, Arnulfo Aldrete, José Ricardo Sánchez Velázquez y José Ángel Prieto Ruíz	
3.1 Instalaciones, herramientas y equipo	41
3.2 Germoplasma	48
3.3 Envases	52
3.4 Sustratos	68
3.5 Fertilizantes	78
3.6 Agua y sistemas de riego.....	83

4. Proceso productivo93

Manuel Aguilera Rodríguez, Arnulfo Aldrete, José Ricardo Sánchez Velázquez, Silvia Edith García Díaz y David Cibrián Tovar

4.1 Acciones recomendadas.....	93
4.2 Acondicionamiento de envases.....	93
4.3 Preparación de sustratos.....	99
4.4 Llenado y acomodo de envases.....	103
4.5 Tratamientos pre-germinativos.....	105
4.6 Siembra y manejo de plántulas.....	106
4.7 Identificación de la producción	112
4.8 Riego	113
4.9 Fertilización	116
4.10 Control de malezas	120
4.11 Lignificación de la planta	122
4.12 Poda aérea.....	124
4.13 Prevención y control de patógenos	126
4.14 Empaque y transporte de planta	129

5. Micorrizas..... 135

Violeta Carrasco Hernández, Dante Arturo Rodríguez Trejo, Manuel Aguilera Rodríguez y Arnulfo Aldrete

5.1 Acciones recomendadas.....	135
5.2 Definición e importancia de las micorrizas	135
5.3 Tipos de micorrizas.....	136
5.4 Beneficios de las micorrizas	142
5.5 Inoculantes ectomicorrízicos.....	143
5.6 Forma de aplicación de bioinoculantes ectomicorrízicos	150
5.7 Identificación de ectomicorrizas en vivero y laboratorio	151
5.8 Factores que influyen en el proceso de micorrización.....	153
5.9 Otro tipo de microorganismos benéficos	155

6. Bioinsumos agroecológicos en viveros forestales..... 159

Manuel Aguilera Rodríguez, David Cibrián Tovar, Arnulfo Aldrete, José Ricardo Sánchez Velázquez, Jairo

Cristóbal Alejo, Silvia Edith García Díaz, Patricia Fernández Guzmán y Lizeth Guadalupe Durán Espinosa

6.1 Tipos de bioinsumos	160
-------------------------------	-----

Anexo..... 173

Bibliografía.....225

Índice.....241





PLANEACIÓN, ADMINISTRACIÓN Y CONTROL DE LA PRODUCCIÓN

1

José Ricardo Sánchez Velázquez, Manuel Aguilera Rodríguez,
Arnulfo Aldrete y Jorge Antonio Torres Pérez

1.1 Acciones recomendadas:

	• Desarrollar un programa anual de producción
	• Contar con una bitácora de acciones y decisiones en el ciclo del cultivo
	• Controlar los inventarios de plantas, insumos, equipos y herramientas
	• Mantener un registro laboral del personal por tiempo o actividad
	• Establecer un calendario de mantenimiento de herramientas y equipos
	• Mantener actualizado el catálogo de insumos y proveedores
	• Integrar una base de datos de los costos de producción y rentabilidad
	
Fundamento	
Todo vivero forestal debe tener control de los elementos del proceso administrativo para realizar de forma anual un programa de producción de planta que considere los objetivos y metas, el conjunto de insumos, herramientas, equipos y personal organizado, necesarios para producir la cantidad de planta requerida, de manera eficiente y oportuna, para el cumplimiento de los estándares de calidad de planta.	

1.2 Consideraciones generales

Para abordar el presente capítulo se parte del supuesto de que los productores forestales o viveristas cuentan con instalaciones, herramientas, equipos y personal operativo y técnico para producir planta de especies forestales de calidad, por lo cual, no se consideran elementos relacionados con la planeación para la instalación de un vivero forestal.

La planeación de la producción de un vivero forestal es fundamental para lograr el cumplimiento de los objetivos y las metas de producción de planta bajo estándares de calidad, que permita satisfacer en tiempo y forma los requerimientos de un programa de reforestación, de restauración forestal o de Plantaciones Forestales Comerciales (PFC). Todas las fases del proceso

son importantes y, por lo tanto, ninguna debe ser sobre o sub valorada para lograr los objetivos deseados (Landis, 1994). El inicio de un proceso productivo en un vivero requiere definir con antelación y claridad, la meta de producción, las especies a producir, las características de calidad requeridas para cada especie o grupo de especies (estándares) y las fechas de entrega de la planta (Wilkinson *et al.*, 2014). Aunque el proceso de planeación del cultivo en un vivero forestal es trascendental para tener planta de calidad en los tiempos y con las características deseadas, a esta actividad muchas veces se le da poca importancia (Dumroese *et al.*, 2012).

Cuando se trata de viveros de grandes proporciones e instalaciones permanentes (viveros con alto desarrollo tecnológico), es recomendable definir el objetivo y la misión, para lo cual es necesario dar respuesta a las siguientes preguntas: ¿quiénes somos?, ¿qué hacemos?, ¿qué objetivos buscamos?, ¿qué actividades desarrollamos?, ¿a quién queremos beneficiar? y ¿cuál es nuestra razón de ser? Lo anterior lleva a la necesidad de elaborar un programa anual de producción de plantas, y claridad sobre el presupuesto requerido.

La producción de planta en un vivero forestal es un conjunto de eventos continuos que se repiten año tras año (Dumroese *et al.*, 2012). Como en todo proceso productivo, en un vivero forestal se inicia el ciclo con la definición y adquisición del conjunto de insumos, los cuales se manipulan, mezclan o integran mediante actividades calendarizadas, para obtener como producto final, plantas de especies forestales. Esta planta debe cumplir con ciertos criterios de calidad (estándares) que permitan inferir que cuenta con las características morfológicas y fisiológicas necesarias para lograr una adecuada supervivencia y desarrollo en campo. A nivel de

vivero se inicia con la obtención del germoplasma y se finaliza con la entrega de la planta para ser llevada a campo.

Antes de iniciar el ciclo de cultivo, el responsable del vivero o encargado de la producción debe tener claridad sobre las condiciones actuales de las instalaciones productivas para determinar, en su caso, los requerimientos complementarios en cuanto a instalaciones, equipos, insumos y mano de obra; los periodos de producción por especie o grupos de especies así como la potencialidad de afectación por fenómenos meteorológicos extremos (heladas, nevadas, granizadas, ciclones) que pueden afectar o alterar el ciclo normal de producción. En este contexto resulta trascendental y de gran apoyo al productor, que previo a la elaboración del programa de producción, se tenga capacidad de respuesta a los siguientes aspectos:

- La(s) especie(s) a producir y su fenología
- Disponibilidad de germoplasma
- Cantidad de planta requerida por especie, grupo de especies y sistema de producción
- Número de semillas promedio por kilogramo de la(s) especie(s) a producir
- Porcentaje de germinación promedio por especie
- Estándares de calidad requeridos o demandados por el usuario de la planta
- Número de cavidades de producción (contenedores) disponibles
- Capacidad de producción por nave o áreas de cultivo
- Disponibilidad de mano de obra y costos por jornal
- Agua de riego en la cantidad y calidad requeridas
- Factores limitantes en el entorno del vivero como productos químicos (fertilizantes,

plaguicidas, herbicidas), suministro de energía eléctrica e internet y vías de comunicación

- Fechas estimadas de entrega de planta
- Principales plagas o enfermedades presentes en la zona o viveros aledaños
- Elementos de planeación de la producción

La producción de planta en viveros forestales deriva de la necesidad de satisfacer un programa de forestación o reforestación con fines de restau-

ración (Figura 1.1a), de conservación (Figura 1.1b), de tipo comercial (Figura 1.1c) u ornamental (Figura 1.1d), estableciendo para ello un mecanismo legal (contrato o convenio) entre el productor (viverista) y el comprador (adquirente). En este instrumento contractual se establecen, entre otros aspectos, las especies a producir, los estándares requeridos de la planta (a nivel de especie o grupo de especies), los precios de venta y las fechas de entrega de la planta.



Figura 1.1. Las plantas forestales producidas en vivero permiten satisfacer acciones de forestación o reforestación con fines de restauración (a), de conservación (b), de tipo comercial en plantaciones forestales comerciales (c) y de tipo ornamental o urbano (d).

(a: Ricardo Sánchez V.; b, c, d: Arnulfo Aldrete)

Para dar cumplimiento y continuidad al contrato, el viverista debe tener claro que la producción de planta forestal exige desarrollar una serie de pasos secuenciados debidamente calendariados (Landis, 1994), considerando cada fase de crecimiento, en función de la fenología de las especies a producir. Por ello, para planear el inicio de la producción, se deberán considerar los siguientes aspectos y requerimientos:

- Superficies de producción disponibles
- La cantidad de planta a producir por especie
- Insumos requeridos (germoplasma, sustratos, fertilizantes, agroquímicos)
- El (Los) tipo(s) de envase(s) disponible(s) y a utilizar (contenedores o bolsas de polietileno)
- Las variables morfológicas requeridas (regularmente diámetro del cuello de la raíz, altura y arquitectura de la raíz) y fisiológicas (contenido nutrimental, sanidad)
- Las fechas límite de siembra y entrega de planta
- Las instalaciones disponibles y condiciones de operación (bodegas, oficinas, áreas de producción, sistemas de riego, invernaderos, plantabandas, melgas, almacigos y caminos de acceso, entre otras)
- Herramientas y equipos disponibles y requeridos
- Mano de obra y asistencia técnica
- Servicios generales (energía eléctrica, agua, internet, renta del terreno, vías de comunicación y transporte)

Para garantizar el cumplimiento de las metas de producción, se debe proyectar como mínimo un 10 % de planta adicional, para reponer aquellas que puedan morir o que no reúnan la calidad

requerida, por efecto de la calidad del germoplasma, plagas, fenómenos naturales extremos o contingencias que puedan presentarse durante el cultivo. Esta producción adicional permitirá seleccionar la planta de mejor calidad aún dentro de las que reúnan las especificaciones mínimas convenidas.

1.3 Administración del vivero

La administración de un vivero forestal considera acciones de planeación y control de la totalidad de los aspectos implícitos en cada una de las fases del proceso de producción; involucra el claro entendimiento de los aspectos prácticos, científicos, técnicos, interpersonales y económicos del vivero (Wilkinson & Landis, 2014). La administración conlleva la gran responsabilidad de realizar un conjunto de acciones y toma de decisiones para que el cultivo se lleve a cabo en tiempo y forma. Ello implica mantener un control estricto de insumos y suministros, el mantenimiento de las instalaciones y equipo, la programación de actividades, la sistematización y control de los registros de la producción, la gestión del personal y la asignación de tareas, así como el control físico-financiero del cultivo, entre algunos otros. La buena planificación y supervisión asegurarán que se les brinde prioridad a todas las tareas del vivero y que se programen en tiempo y forma. Es necesario establecer protocolos de propagación, crear y actualizar cronogramas de crecimiento de cada especie.

Otro elemento por definir son las políticas (guías) para orientar cada acción; son criterios, lineamientos generales a observar en la toma de decisiones, sobre problemas constantes en una organización, y las reglas (mandatos precisos) que determinan la disposición, actitud o comporta-

miento, que se deben seguir o evitar en situaciones específicas del personal del vivero. Las reglas deben ser estrictas y las políticas flexibles.

Para la correcta operación del vivero es necesario desarrollar un organigrama, en donde queden claros los niveles jerárquicos, las funciones de cada nivel, la autoridad y su responsabilidad correspondiente. Será recomendable elaborar los manuales de organización y de procedimientos (incluyen los protocolos de producción), los cuales definen las acciones a realizar ante situaciones recurrentes. Los protocolos de producción proveen orientación para cada especie en el desarrollo del plan de producción e indicando las instalaciones y suministros necesarios, por lo cual deben actualizarse y revisarse regularmente. Éstos aumentan la eficiencia ya que indican lo que se debe hacer y cómo hacerlo, delimitan actividades, responsabilidades y funciones, ayudan a la coordinación y evitan la duplicidad y fugas de responsabilidad, reducen costos al incrementar la eficiencia, minimizan los errores y se logra un mayor control de las operaciones.

Independientemente de la estructura organizativa del vivero, se debe definir con claridad la unidad de mando, evitando duplicidad (no deben existir dos jefes a los que se tiene que responder por las acciones realizadas). Además, cada trabajador debe tener bien claro a quién debe reportar su trabajo y asumir responsabilidad en caso de que se presenten situaciones problemáticas que deban resolverse.

Los administradores de viveros deben establecer una asignación clara de responsabilidades, junto con la autoridad para llevarlas a cabo. En los viveros donde no hay una clara asignación de responsabilidades, se desarrollan problemas eventualmente (Landis, 1990). En el diseño del organigrama se deben incluir todas las áreas

funcionales, sin soslayar ninguna, por ejemplo, áreas de ventas, abasto de insumos y almacén, entre otras.

La estructura organizativa dependerá de los factores siguientes: tamaño o escala del vivero (cantidad de plantas a producir), proceso productivo (nivel de tecnología utilizada), estrategia comercial y de abasto. Puede ser simple si se trata de un vivero pequeño de baja escala y usando tecnología tradicional, (Figura 1.2a) lo que requerirá un organigrama lineal simple y centralizado (Figura 1.3). En cambio, un vivero de mayor tamaño (Figura 1.2b), utilizando tecnología de punta, requerirá una estructura organizativa más compleja, con un enfoque descentralizado, con dirección dividida por sectores con enfoque funcional (Figura 1.4).

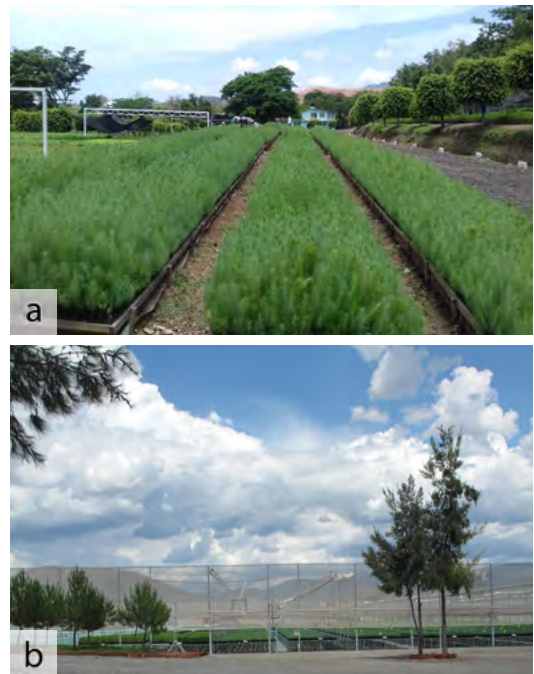


Figura 1.2. Vista de un vivero forestal bajo el sistema tradicional (a) y tecnificado de producción en contenedores (b).

(a: I. Delfino Gómez P.; b: Rodolfo Ramírez H.)

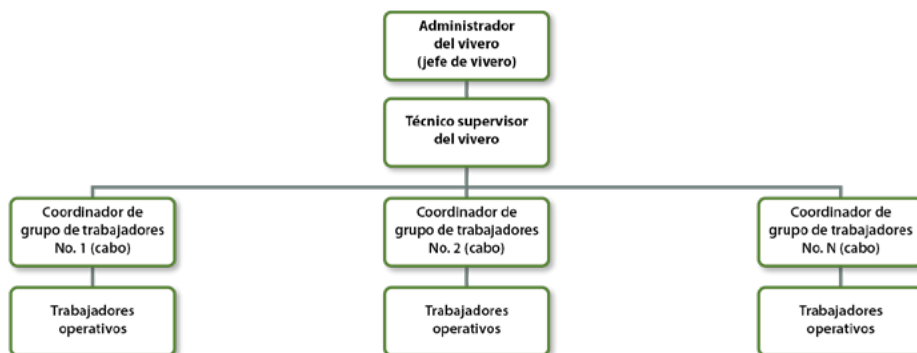


Figura 1.3. Ejemplo de organigrama para un vivero de pequeña escala con un enfoque lineal.

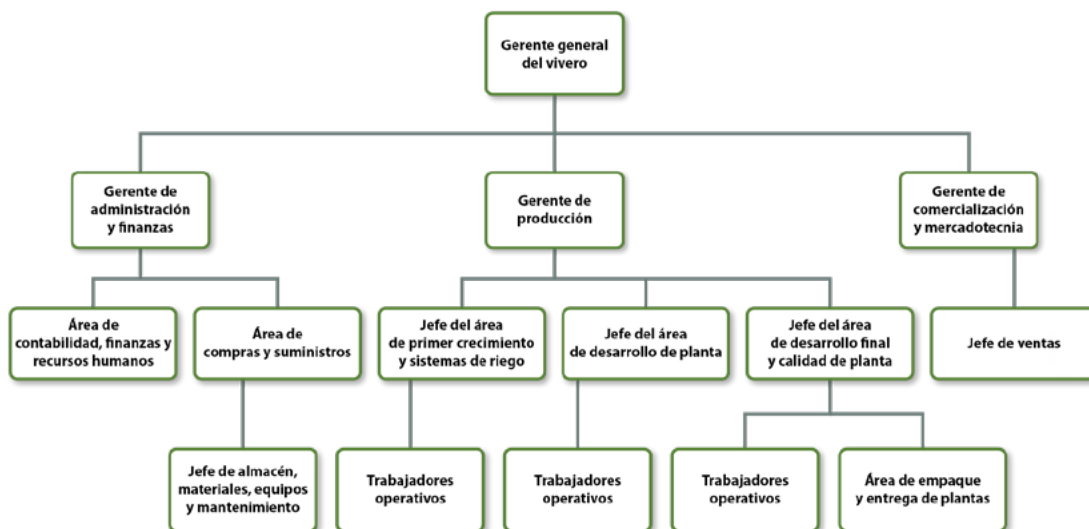


Figura 1.4. Ejemplo de organigrama para un vivero de gran escala con un enfoque de organización descentralizada, funcional o de Taylor.

Un punto clave es la selección del personal de la estructura organizacional, lo que implica “definir el perfil de cada nivel jerárquico y seleccionar a la persona que lo cumpla”. Se debe considerar al personal calificado, mano de obra no calificada y la necesidad de asesores externos en diferentes áreas (legal, contable, fitosanitario, etc.), lo cual evitará o reducirá múltiples problemas operativos.

Otro factor a cuidar es la capacitación constante del personal, así como su actualización ante los diferentes cambios tecnológicos en torno a la producción de planta (Figura 1.5). Se debe identificar la necesidad de capacitación para los diferentes niveles jerárquicos, para cada área funcional y para cada trabajador. Un buen programa de capacitación debe incluir: objetivos, contenido temático, institución capacitado-

ra y su costo. Existen alternativas para capacitar al personal, por ejemplo, asistir a eventos y conferencias de capacitación, aprender de otros viveros (Figura 1.6); ofrecer y asistir a días y visitas en el campo donde se presentan experiencias y avances tecnológicos y leer textos publicados (por ejemplo, *Native Plants Journal*).



Figura 1.5. Curso de capacitación para la producción de planta.
(Manuel Aguilera)



Figura 1.6. Transferencia tecnológica entre viveristas para conocer nuevas técnicas y procesos.
(Manuel Aguilera)

La evaluación del desempeño del personal es fundamental, lo que debe llevar a una política apropiada de compensación, con base en rendimientos y otros factores del desempeño, para su promoción y en su caso, término de contrato. No olvidar dar de alta a los trabajadores en un

sistema de seguridad social y cumplir con las prestaciones de Ley. Una buena organización representa un buen punto de partida que permitirá que los procesos de producción de planta se cumplan correctamente y con eficiencia.

La dirección es una etapa operativa que debe ser bien diseñada, para seleccionar los responsables de cada área de trabajo y delegar autoridad (formal y operativa; autoridad técnica y autoridad personal) así como la responsabilidad correspondiente. Es necesario definir el tramo de mando (número de personas que están bajo las órdenes del nivel jerárquico) para evitar que éste se exceda o quede deficiente. Es necesario programar la supervisión y planificación semanalmente para evaluar las necesidades inmediatas, las tareas periódicas y las metas a largo plazo. Esta evaluación brinda una oportunidad para darle prioridad a las tareas durante cada semana y mes.

La base del proceso de control es la retroalimentación. Con la información obtenida se ajusta al sistema administrativo en el tiempo. De la calidad de la información dependerá el grado y rapidez con que se retroalimenta el sistema. La retroalimentación se enriquece con la información captada en diferentes tipos de registros, que deben realizarse desde el inicio del proceso productivo y ser guardados en un lugar accesible.

El tipo de información captada durante el proceso difiere por su tipo y periodicidad de registro, dentro de los cuales se incluyen: **a)** registro diario - puede ser tan sencillo como escribir la fecha que corresponda y anotar las observaciones y actividades al final del día, **b)** registro de desarrollo de las plantas - para cada especie, se anotarán los cambios que pudieran ocurrir en la planta, **c)** protocolos de propagación - donde se muestra cómo producir cada cultivo y **d)** inventario - se deben incluir todas las plantas

del vivero por número de plantabanda o cama de crecimiento, etapa de desarrollo actual por especie y los detalles de la entrega (requisitos meta, nombre del cliente, fuente de germoplasma y fechas de entrega).

A medida que el vivero aumenta de tamaño y complejidad, el uso de una computadora para mantener los registros es la mejor estrategia, lo que hará que la información sea más accesible y fácil de procesar y gestionar. Los tipos de registros llevados en un vivero pueden ser de dos categorías: registros financieros y de producción (para la contabilidad de los gastos, el control del presupuesto y para abastecer los registros necesarios para mejorar procedimientos), para documentar tres clases generales de información: (1) datos de gasto, (2) datos de producción, y (3) datos de costo unitario. La información de costos de producción debe estar organizada para reflejar los costos que incluyen insumos, utilidades, servicios y mano de obra. Su análisis puede identificar los costos excesivos y ayuda a tomar decisiones de manejo. Los datos financieros son usados para calcular los costos unitarios. Esta última información es esencial para fijar los precios exactos y estimar los costos de la futura producción, cuando se ofrecen contratos de producción de planta.

Los requerimientos cambian de acuerdo con el tamaño y la sofisticación del vivero, por lo que el administrador debe verificar si el sistema de

registro financiero todavía es adecuado para satisfacer las necesidades del vivero. Los registros del cultivo son realizados para sustentar un plan que permita repetir cosechas exitosas, y presentar una contabilidad que pueda ser usada en: (a) determinación de causas de errores en el cultivo, (b) decisiones de acciones a tomar sobre el cultivo, y (c) elaboración de planes que eviten problemas con cosechas futuras (Nelson, 2011).

Todos los viveros deben llevar registros permanentes para monitorear el crecimiento y desarrollo de su planta. El monitoreo en los eventos clave, como el porcentaje de germinación y el desarrollo de yemas; además se debe dar seguimiento a los parámetros de crecimiento (por ejemplo, longitud del brote y diámetro del tallo). El crecimiento de la raíz es más difícil de medir por lo que se requiere de un muestreo destructivo; el peso seco de la planta es un índice útil de desarrollo del cultivo. El medio de crecimiento y las plantas pueden analizarse químicamente para determinar los niveles de cada uno de los elementos minerales. Una forma de realizarlo es tomar muestras representativas del sustrato o del follaje de la planta, y enviarlos a laboratorios comerciales para su análisis (Figura 1.7). Esta información ayuda al administrador del vivero para que identifique y corrija los problemas de nutrición, y para probar nuevos regímenes de fertilización.

La planta objetivo describe las características morfológicas y fisiológicas ideales de una planta que sobrevivirá y crecerá en un sitio específico de plantación (Rose *et al.*, 1990). Se debe tener claridad en qué tipo de planta se espera producir y satisfacer los requerimientos del cliente, y el técnico responsable del vivero tenga claridad de lo que debe producir realmente. Los atributos morfológicos – incluyendo la altura de la planta, diámetro del tallo y el volumen de raíz – son más comunes y otros atributos fisiológicos, como sanidad y vigor ayudan a definir la planta objetivo. Los estándares de clasificación (selección) pueden establecerse, basándose en las dimensiones de la planta objetivo y la capacidad del cultivo para satisfacer estas expectativas. Las plantas aceptables se agrupan usualmente en una distribución normal alrededor de la especificación de la planta objetivo. La planta de rechazo distribuida en ambas colas de la curva, por abajo de los estándares mínimos y por encima del máximo de altura (Landis, 1990, 2002, 2011a, 2011b).

Un tema soslayado es la seguridad del personal en el vivero, dado que existen riesgos inherentes a las actividades realizadas y que pueden ser minimizados mediante un diseño y ejecución de un programa de seguridad, que debe considerar tanto las construcciones, herramientas y equipos utilizados. Se debe dar entrenamiento regular sobre el uso de plaguicidas y su adecuado almacenamiento. La educación y capacitación en las reglas de seguridad deben llegar a formar hábitos de seguridad de los trabajadores (Goldsberry, 1979). Las herramientas y otros equipos nunca deben dejarse tirados, y las mangueras o cuerdas deben estar enrolladas y ubicadas fuera de las áreas de tránsito.

Las áreas de propagación comúnmente están húmedas, lo que puede provocar que el piso sea resbaloso, especialmente si se ha permitido el

desarrollo de algas. Los pisos deben ser construidos para drenar adecuadamente, y deben limpiarse tanto como se necesite para prevenir condiciones de riesgo. Las reuniones sobre seguridad deben hacerse al principio de cada período de mayor trabajo, como la siembra, riegos, control de malezas y enfermedades, clasificación o empacado. Estas reuniones son una oportunidad excelente para informar a los todos los trabajadores, y para recordarles, de los posibles riesgos y mostrarles la mejor manera de hacer las tareas de una forma segura.

Al final del proceso productivo es necesario decidir qué hacer con el inventario remanente de planta (eliminarlas o trasplantarlas a un envase de mayor tamaño), limpiar pisos, mesas, herramientas, equipos y demás instrumentos, limpiar y esterilizar los contenedores, revisar y reparar el equipo, herramientas e infraestructura del sistema de riego. Todas estas actividades se abordan con mayor detalle en los capítulos subsecuentes del presente manual.

1.4 Registros

1.4.1 Cronograma de actividades

Una buena práctica para una gestión adecuada de los recursos humanos, financieros, materiales y servicios que demanda el cultivo, es la generación de un cronograma de control y seguimiento. Los periodos de producción de planta para la mayoría de las especies forestales mexicanas pueden variar desde 4 a 18 meses, tanto en el sistema de producción en contenedores como el tradicional (Figura 1.8), y de 16 a 24 meses en el sistema a raíz desnuda (*Agave* spp., *Yucca* spp., *Dasyllirion* spp., entre otras) (Figura 1.9). Estos periodos han demostrado ser tiempos

suficientes para producir planta de calidad de las especies forestales más utilizadas en México.

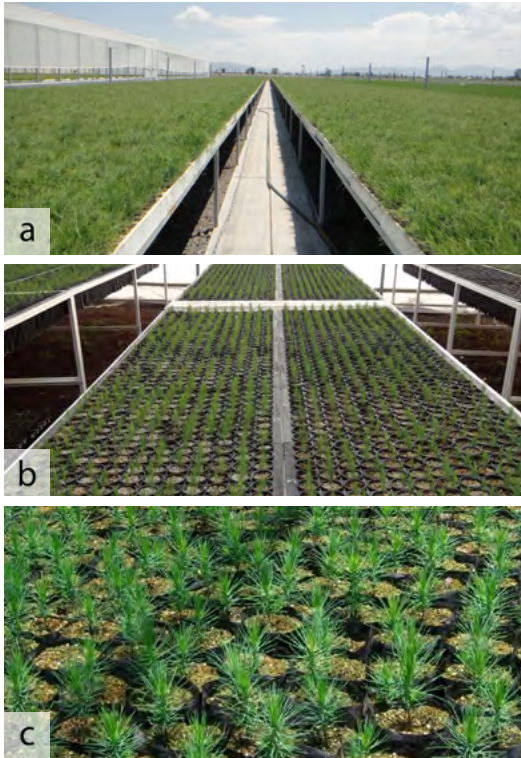


Figura 1.8. Producción de planta en contenedores de poliestireno expandido (a), de plástico rígido (b) y en bolsas de polietileno en el sistema tradicional (c).
(a, b: Arnulfo Aldrete; c: J. Ricardo Sánchez V.)



Figura 1.9. Producción de planta a raíz desnuda con ciclos de producción de hasta 24 meses.
(Salvador Martínez G.)

Si bien los tiempos de producción en vivero anteriormente referidos resultan suficientes para la gran mayoría de las especies forestales, de requerirse, es factible producir planta de mayor edad y talla en los diferentes sistemas. Para ello es necesario considerar el incremento del volumen de las cavidades de los envases para un adecuado desarrollo radical, así como modificar los regímenes de fertilización y riego, y posiblemente, modificar o ampliar las instalaciones productivas, que permitan lograr los estándares de calidad deseados.

En el mercado de suministros del país existe una amplia oferta de productos e insumos para satisfacer estas necesidades, sin embargo, debe tenerse en cuenta el incremento de los costos unitarios y requerimientos adicionales de instalaciones y equipos. Por ello, se recomienda realizar un análisis de costo-beneficio que permita determinar la conveniencia o justificación de producir planta de mayor edad y talla, supeditados a proyectos de forestación o reforestación con requerimientos o condiciones específicas.

Una vez definidos los tiempos de producción, se puede elaborar un cronograma de actividades mediante un arreglo matricial (doble entrada), el cual considere en la primer columna (eje vertical), el conjunto de actividades que se proyecta desarrollar durante todo el proceso, establecidas preferentemente en orden cronológico y en la primera fila (eje horizontal), el tiempo previsto para su ejecución; las secciones a nivel de columnas corresponderá al tiempo máximo considerado para su realización, cuyos valores pueden ser días, semanas o meses, determinado por el nivel de especificidad que el viverista quiera proyectar en el cronograma.

El nivel de detalle a utilizar en la elaboración del cronograma dependerá de cada viverista; a mayor especificidad se tendrá un mejor segui-

miento y mayor posibilidad de atender con oportunidad, cualquier eventualidad que se presente. Lo más recomendable es proyectar la cronología de actividades a nivel de especie, sin embargo, las actividades a nivel de grupo de

especies o a nivel general, permite tener una proyección global de las diferentes etapas durante todo el cultivo. En la Figura 1.10 se presenta un ejemplo indicativo de la estructura de un cronograma de producción en un vivero forestal.

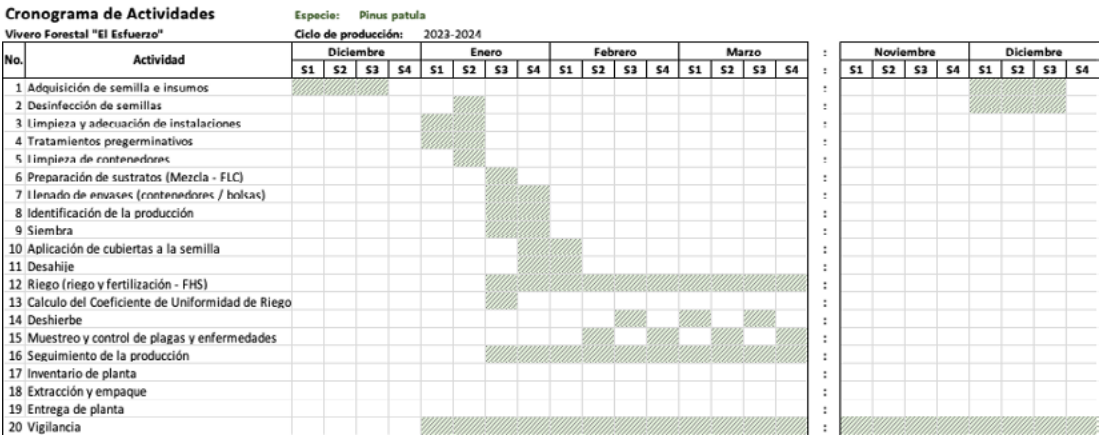


Figura 1.10. Ejemplo de cronograma genérico de actividades para un ciclo de producción en un vivero forestal.

Nota: La información contenida en el cronograma (actividades y fechas de ejecución) es meramente indicativa y no necesariamente corresponde a una condición de producción real.

Si se dispone de suficientes recursos económicos lo más práctico y recomendable es adquirir una computadora como herramienta de trabajo (en la actualidad es vital contar con ella), con el apoyo de un programa informático para registrar y dar seguimiento a las actividades a realizar durante el ciclo de producción. Por sus características y funciones, una hoja de cálculo es la herramienta ideal para ello, dadas las capacidades de edición, presentación y posibilidad de realizar cálculos básicos que pueden ser de gran ayuda en todo el proceso. También es posible adquirir o desarrollar un sistema expofeso para este tipo de actividades productivas, o utilizar alguna aplicación en línea disponible en la red de internet, que pueda ser de utilidad para estos

propósitos. Sin embargo, de no ser posible contar con estas herramientas, el cronograma se puede realizar en forma manual con el apoyo de un block o libro de notas, para el registro de proyectos y actividades.

1.4.2 Bitácora de producción

La bitácora de producción es una herramienta básica que permite al jefe del vivero o responsable de la producción, documentar en forma diaria, durante todo el proceso de producción, el conjunto de acciones realizadas, los resultados de supervisión obtenidos e incidentes presentados en el vivero; las acotaciones que se señalen deberán de ser puntuales y precisas.

La estructura para integrar la información en la bitácora puede basarse, a manera de sugerencia, en cinco grandes apartados:

1. Proceso de producción (registro diario de las prácticas culturales aplicadas al cultivo)
2. Instalaciones productivas (estado de operación, desperfectos o afectaciones)
3. Monitoreo continuo para la prevención de la presencia y ataque de plagas y enfermedades
4. Supervisión del personal (acciones desarrolladas y desempeño de la mano de obra, cumplimiento de normas laborales y productividad)
5. Incidentes presentados (cualquier situación anormal que merezca atención o solución)

La información contenida en la bitácora servirá de base para compatibilizar las acciones realizadas con el cronograma de acciones inicialmente planteado. El jefe de vivero deberá realizar la atención inmediata a situaciones que pudieran

alterar, modificar o poner el riesgo el cumplimiento de objetivos y metas.

La bitácora de seguimiento puede ser física, mediante el apoyo de un cuaderno con hojas calendarizadas donde se puedan realizar anotaciones, o de forma digital, con el apoyo de una computadora utilizando herramientas informáticas de dominio público (hojas de cálculo, procesadores de texto, bases de datos o block de notas digitales, entre otras). Una bitácora debidamente detallada y bien estructurada para recabar información diariamente (Dumroese *et al.*, 2012), permitirá atender de manera oportuna los problemas que pudieran presentarse, en especial aquellos relacionados con las afectaciones al cultivo por plagas y enfermedades, y de manera complementaria, contar con información relevante para mejorar, actualizar o prever acciones necesarias para los futuros ciclos de producción; en lo particular, son datos relevantes para el desarrollo de nuevos protocolos de producción (Figura 1.11).



Figura 1.11. Flujo de información correspondiente al registro diario del cultivo como base para apoyar la elaboración de protocolos de producción en un vivero forestal. Ilustración adaptada de Dumroese *et al.* (2009) y Wilkinson & Landis (2014)

1.4.1 Protocolos de producción de especies forestales

Un protocolo de producción de especies forestales se puede definir como el conjunto de pasos, reglas, procedimientos o instrucciones detalladas que un jefe de vivero puede seguir, para producir una planta de forma específica, que cumpla con estándares de calidad. Los cuatro beneficios principales (Dumroese *et al.*, 2012) que se obtienen al contar con este tipo de documentos técnicos son:

- Planificar el cultivo para formular un cronograma
- Mejorar la productividad del vivero y la calidad de la planta a lo largo del tiempo
- Compartir información sobre el cultivo de las plantas con los clientes, el público y/o el personal del vivero
- Conservar y perpetuar la información sobre la propagación

Los protocolos de producción son documentos técnicos que se elaboran con información al mayor detalle posible, que se ha recabado en los viveros a través del tiempo, sobre el proceso de producción de una especie en particular. A medida que se van mejorando los procesos, sea por la modificación de los insumos, la incorporación de nuevas técnicas y tecnologías, o la modificación de estándares de calidad, será necesario realizar las anotaciones y adecuaciones pertinentes, para mantener actualizado el protocolo; la mejor información para su integración se puede obtener de las anotaciones de los diferentes procesos, registradas en el vivero diariamente, con base en el cronograma de actividades.

También es importante considerar las modificaciones al proceso productivo de cada especie,

derivados de la utilización de nuevos insumos, a la incorporación de nuevas técnicas y tecnologías en el vivero procedentes de investigaciones científicas, así como la atención oportuna ante la presencia de agentes patógenos, que darán como resultado nuevos datos que deben ser documentados y actualizados en los protocolos respectivos.

Cuando en el vivero se requiera producir por primera vez una o varias especies y no se cuente con la información para su reproducción, una buena estrategia como acción primaria es que el encargado de la producción busque información en los viveros de la región, en las instituciones de enseñanza e investigación o en las dependencias gubernamentales que se dedican al cuidado y fomento de los recursos forestales del país.

Cuando no se cuente con protocolos de reproducción específicos, se deberá realizar una búsqueda de información sobre la especie en internet para documentar sus características y con ello, proyectar los pasos a seguir para su reproducción. Antes de iniciar con una producción masiva, es recomendable establecer pequeños módulos demostrativos con ensayos orientados a determinar la temporalidad de las principales variables de interés, dentro de las cuales destacan la desinfección de semillas, tratamientos pre-germinativos, tipos de sustratos, fechas de siembra y regímenes de riego y fertilización; los datos obtenidos se deberán sistematizar, analizar y documentar para su uso posterior en el desarrollo de nuevos protocolos.

En México se cuenta con este tipo de información de las especies forestales de mayor importancia desde el punto de vista productivo, de conservación y restauración. Tanto el sitio web de la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR), como el de la Comisión Nacional para el Co-

nocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), albergan documentos e información relevante, a nivel de ficha técnica o paquete tecnológico,

que pueden ser útiles para la formulación de los protocolos de interés, los cuales se pueden obtener en los enlaces contenidos en el Cuadro 1.1.

Cuadro 1.1. Sitios de interés donde se puede obtener información relevante de las principales especies forestales utilizadas en programas de reforestación o forestación, para realizar acciones de restauración, conservación o fomento de plantaciones comerciales.

Dependencia	Tipo de información	Formato	Código QR de enlace
CONAFOR	Especies forestales con uso potencial para la restauración https://snif.cnf.gob.mx/especies-forestales-con-potencial-uso-para-la-restauracion/	Ficha técnica	
CONABIO	Fichas técnicas de especies forestales http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/J084_Fichas%20de%20Especies.pdf	Ficha técnica	

1.4.2 Programa anual de producción

La elaboración de un programa anual de producción permite proyectar de manera previa, los objetivos y estrategias a seguir para alcanzar las metas en un vivero forestal. En este documento se integran las acciones a realizar y su temporalidad, las especies a producir, el tiempo necesario para alcanzar los estándares de calidad deseados, la organización y administración del personal (mano de obra temporal y permanente), la condición de operación de las instalaciones productivas, las acciones de supervisión y los recursos económicos disponibles.

Uno de los componentes más importantes del programa es el cronograma de actividades, el cual sirve de guía para la realización de las accio-

nes que se deben cumplir, en cada fase operativa. Un buen programa permitirá guiar de manera clara las acciones necesarias para el cumplimiento oportuno de los compromisos contractuales del vivero. Además, es de gran ayuda para establecer de manera previa, el conjunto de insumos requeridos con lo cual es posible realizar una proyección y control físico-financiero de la producción.

Al finalizar el ciclo de producción es conveniente evaluar y analizar el grado de cumplimiento alcanzado del programa para determinar los factores que influyeron, en su caso, para que no se hayan alcanzado las metas proyectadas.



CALIDAD DE PLANTA EN VIVEROS FORESTALES

2

Arnulfo Aldrete, José Ricardo Sánchez Velázquez,
Manuel Aguilera Rodríguez y Dante Arturo Rodríguez Trejo

2.1 Importancia de la calidad de planta

La calidad de planta es uno de los factores determinantes para lograr el éxito de los programas de forestación y reforestación, o para cumplir con los objetivos de una plantación forestal comercial. Si en el vivero se logran producir plantas con características morfológicas y fisiológicas adecuadas para la especie, y esto se combina con un buen manejo al ser llevadas al sitio de plantación, se aumentan significativamente las probabilidades de supervivencia, se disminuye la necesidad de realizar replantación y, en muchos casos, se puede lograr un desarrollo sobresaliente (Riikonen & Luoranen, 2018). La calidad de planta se logra a través del uso de germoplasma con características apropiadas y que haya sido recolectado de la región donde posteriormente se realizará la plantación. Además, es importante que durante el proceso de producción se utilicen insumos adecuados y se apliquen oportunamente las prácticas culturales en la fase de vivero.

El propósito principal de este capítulo es transmitir la relevancia que tiene la calidad de la planta y analizar los principales componentes

asociados con este concepto, además de discutir las diferentes alternativas que se pueden manejar en forma preventiva, para lograr producir plantas sanas y con características que respondan adecuadamente en los procesos de plantación en campo.

2.2 Antecedentes sobre la calidad de planta en vivero

Durante muchos años en México se dio poca importancia al control de la calidad de planta y es hasta las últimas dos décadas que ha despertado mucho interés entre los viveristas y los investigadores. Sin embargo, en algunos países como EE.UU., la necesidad de controlar la calidad de las plantas producidas en los viveros forestales, comenzó desde hace más de un siglo (Toumey, 1916). En estas etapas incipientes se daba mucho énfasis a clasificar las plantas producidas en diferentes categorías, acorde a sus características morfológicas (Wakeley, 1935). Posteriormente, en la década de los 1950s y de-

bido al desarrollo tecnológico que se reflejó en la disponibilidad de nuevos equipos de medición, se inició el estudio de variables fisiológicas y se estableció que éstas representan un factor importante para determinar la calidad de las plantas forestales producidas en los viveros (Wakeley, 1954).

Posteriormente, durante el periodo de 1960 a 1980, se avanzó en los procesos para evaluar la calidad de planta y se propusieron índices que involucraban diversas variables morfológicas en forma conjunta (Dickson *et al.*, 1960).

A finales de los 1970s se realizó una reunión de viveristas, investigadores y académicos en Nueva Zelanda, con el propósito de discutir aspectos relacionados con la calidad de planta en los viveros forestales. Los diferentes temas presentados en esa reunión se publicaron en un número especial en la revista *New Zealand Journal of Forestry* (Gadgil & Harris, 1980). También se plantearon diversos factores morfológicos y fisiológicos para clasificar las plantas por calidad y pruebas para evaluar el desempeño de las plantas en campo (Sutton, 1980). En esta etapa se vincula la calidad de planta con el grado con el que se logran los objetivos del manejo, al costo mínimo, es decir, una adecuación al propósito “*fitness for purpose*” (Sutton, 1988).

Posteriormente, a mediados de los 1980s se publicaron diversos trabajos sobre calidad de planta (Iverson, 1984; Ritchie, 1984) y en 1985 se presenta en los EE.UU. el concepto propuesto por Mary L. Duryea quien define que “una planta de calidad es aquella que reúne las ca-

racterísticas morfológicas y fisiológicas que le permitirán sobrevivir y desarrollarse adecuadamente en el sitio de plantación” (Duryea, 1985). Dicha autora también coordina un taller, en la Universidad de Oregon, sobre evaluación de calidad de planta, donde los especialistas abordan tópicos como evaluación morfológica, concentración de nutrimentos y de carbohidratos, crecimiento potencial de raíz, resistencia al frío y otros (Duryea, 1985).

También, en algunos países se mostró interés en producir las plantas en los viveros forestales con un enfoque basado en el concepto de calidad de planta y se propusieron pequeñas modificaciones al concepto planteado en EE.UU. (Duryea, 1985). Tal es el caso de algunas variantes aplicadas en Chile (Toral-Ibañez, 1997) y España (Ruano-Martínez, 2003).

A principios de los años 1990s se realizó una segunda reunión internacional en Oregon (EE. UU.) donde se discutieron nuevamente diversos temas relacionados con calidad de planta y se publicaron las memorias respectivas. En este evento se acuñó el concepto de planta objetivo “*target seedling*” el cual sugiere que diversas características de las plantas deben trabajar en conjunto para producir la respuesta deseada en campo (Rose *et al.*, 1990) (Figura 2.1). Posteriormente, 20 años después, se realizó una nueva reunión en Portland, Oregon, cuyo enfoque principal fue la calidad de planta, en la cual se presentó una ponencia sobre el desarrollo histórico y evolución de los aspectos relacionados con estos temas (Landis, 2011).

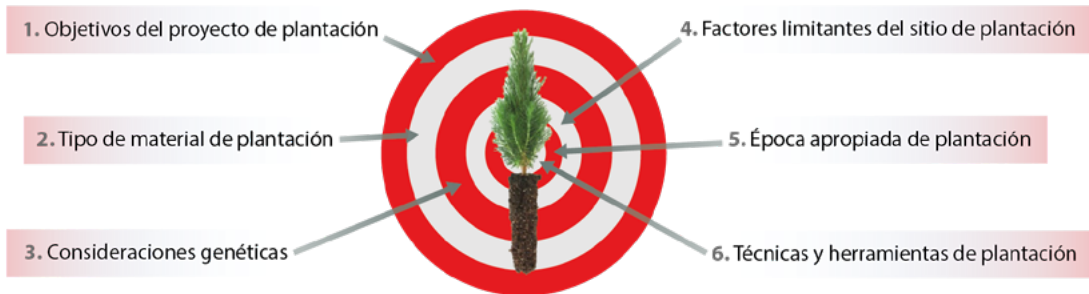


Figura 2.1. Componentes del concepto de "planta objetivo" (*target seedling*). Elaboración propia adaptado de Landis *et al.* (2010).

Finalmente, en la última década se han publicado diversos trabajos que recopilan la evolución y adaptación de los conceptos sobre la calidad de planta, el estado del arte en la investigación sobre este tema y los nuevos enfoques que consideran de mejor manera el desempeño en campo, como la principal característica para determinar la calidad de las plantas forestales producidas en vivero (Escobar-Alonso & Rodríguez-Trejo, 2019; Grossnickle, 2012; Grossnickle & MacDonald, 2018a; Grossnickle & MacDonald, 2018b; Riikonen & Luoranen, 2018).

Algunos autores han desarrollado importantes revisiones sobre el desarrollo histórico relacionado con la calidad de planta en vivero

(Grossnickle & MacDonald, 2018a; Landis, 2011). Adicionalmente, en Europa se han realizado investigaciones que señalan la importancia de los componentes genético, morfológico, fisiológico y sanitario los cuales determinan la calidad final de las plantas en el vivero en relación con la supervivencia y su desempeño en campo. Todo lo anterior considerando las condiciones ambientales actuales en un contexto de cambio climático (Lamhamedi *et al.*, 2023; Mataruga *et al.*, 2023). En la Figura 2.2 se presenta a manera de resumen una línea de tiempo del proceso evolutivo de los conceptos y elementos que determinan la calidad de planta forestal.

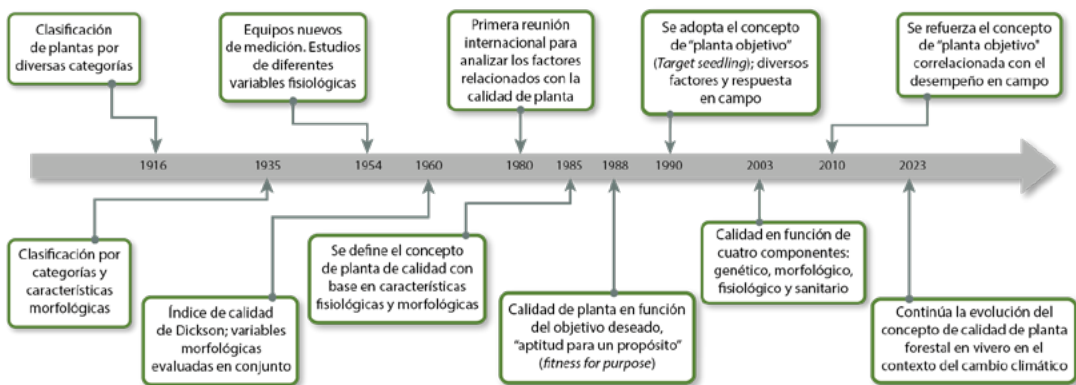


Figura 2.2. Línea de tiempo de la evolución del concepto y elementos considerados en la calidad de planta.

2.3 Elementos que determinan la calidad de planta

La calidad final de una planta está determinada principalmente por cuatro componentes (Villar-Salvador, 2003) (Figura 2.3): **A)** Calidad genética, **B)** Calidad morfológica, **C)** Calidad fisiológica y **D)** Calidad sanitaria. El primero hace referencia al origen y calidad de la semilla u otros materiales de reproducción a partir de los cuales se propagan las plantas. La morfología y fisiología de una planta también son afectadas por factores genéticos y se refiere a las características físicas y funcionales que desarrollan las plantas durante la etapa de vivero. La sanidad compete a la condición de vigor óptima de la planta; es decir, la ausencia de plagas o enfermedades al momento de ser llevada al sitio de plantación. A continuación, se describen cada uno de los cuatro componentes.

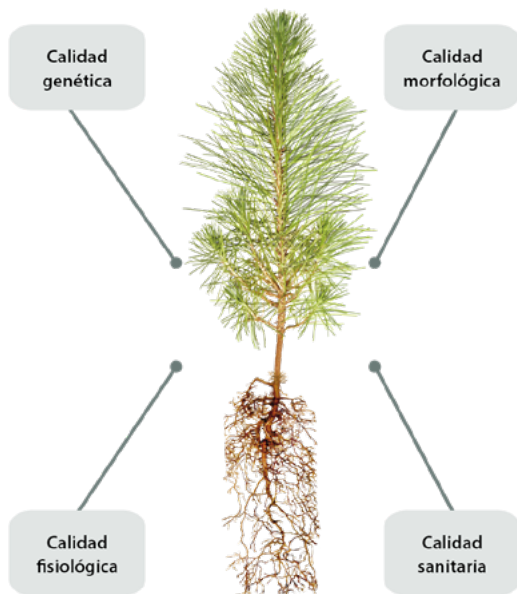


Figura 2.3. Componentes que determinan la calidad de planta forestal.
(Leticia Arango Caballero)

2.3.1 Calidad genética

La calidad genética está determinada por la semilla o material de propagación utilizado en el vivero. La adaptabilidad de una especie al sitio de plantación debe ser garantizada, en primera instancia, por una adecuada selección de la procedencia del germoplasma. En este sentido, se considera semilla de calidad a aquella que tiene altos porcentajes de germinación, pureza y energía germinativa, que procede de individuos sobresalientes para el objetivo que se busca, y con características apropiadas para la zona donde se va a plantar (Karrfalt, 2012; Ortega-Lasuen *et al.*, 2006). No obstante, cuando los objetivos son de restauración, la semilla no se debe recolectar solo de individuos sobresalientes, sino de todo tipo de árboles, para ayudar a preservar la variabilidad genética, la cual también es parte de la biodiversidad, junto con las especies y los ecosistemas. Por otra parte, es altamente deseable que los materiales a propagar de cada fuente de recolección, estén registrados con el fin de proporcionar al viverista una garantía sobre el origen, utilización y calidad de los materiales forestales de reproducción (Ortega-Lasuen *et al.*, 2006).

Con el propósito de fomentar el uso de germoplasma forestal con calidad genética certificada, en el año 2016 la CONAFOR publicó, en coordinación con la Secretaría de Economía, la Norma Mexicana NMX-AA-169 para el establecimiento, manejo y aprovechamiento de unidades productoras de germoplasma forestal (Secretaría de Economía, 2016b), en la que se incluyen las siguientes categorías:

- Rodal semillero
- Huerto semillero sexual
- Huerto semillero asexual

- Banco clonal
- Huerto semillero sexual comprobado genéticamente
- Huerto semillero asexual comprobado genéticamente
- Banco clonal comprobado genéticamente

Origen del germoplasma

Muchas especies presentan variaciones entre poblaciones dando lugar a ecotipos con diferentes capacidades de respuesta a determinados factores bióticos y abióticos, tanto en vivero como en campo (Villar-Salvador, 2003). En algunas pruebas de evaluación de diferentes procedencias de *Pinus taeda* se encontró que el genotipo tiene un efecto significativo en la supervivencia y crecimiento en campo (Sharma *et al.*, 2016). Lo mismo ocurrió en *P. pseudostrobus* (Villegas-Jiménez *et al.*, 2016).

Un caso bien conocido y documentado entre las especies forestales importantes en México lo constituye *Pinus greggii*, cuyas poblaciones del norte mostraban un desempeño muy contrastante en comparación con las del centro, tanto a nivel de vivero como en campo, lo que derivó en una separación de la especie en dos variedades diferentes: *P. greggii* var. *greggii* y *P. greggii* var. *australis* (Donahue & López-Upton, 1999). Además, en el caso particular de esta especie aún dentro de una misma variedad, se tienen diferentes capacidades de respuesta en vivero dependiendo de la procedencia (Aldrete *et al.*, 2005). Otras especies también muestran diferencias entre progenies y procedencias en su respuesta durante la etapa de vivero. Tal es el caso de *Pinus pseudostrobus* (Villegas-Jiménez *et al.*, 2016) y *P. pseudostrobus* var. *oaxacana* (Rodríguez-Ortiz *et al.*, 2020).

Tamaño de la semilla

Este es un factor pocas veces considerado por los viveristas ya que usualmente no realizan una selección de semilla por tamaños, sin embargo, existen diversas experiencias donde las plantas que se originaron de semillas medianas y grandes, mostraron una germinación y desarrollo superiores a las plantas originadas a partir de semillas pequeñas (Attri *et al.*, 2018; Çiçek & Tilki, 2007). Las bellotas grandes (3.1 x 1.6 cm), medianas (2.5 x 1.3 cm) y pequeñas (2.2 x 1.2 cm) de *Quercus rugosa*, tuvieron diferencias significativas en su capacidad germinativa, de 71, 52 y 43 %, respectivamente (Huerta-Paniagua & Rodríguez-Trejo, 2011). Asimismo, en *Nolina cespitifera*, las semillas grandes también germinaron más que las pequeñas (63.9 y 54.7 %) (Quiahua *et al.*, 2021). Si bien predomina en la literatura la mayor germinación con semillas grandes, hay excepciones. En la palma camedor (*Chamaedorea elegans*), se halló interacción entre tiempo de almacenamiento, sombra y tamaño de semilla. La semilla recién recolectada y bajo sombra, tuvo las siguientes capacidades germinativas por tamaño: medianas (60 %), pequeñas (29 %) y grandes (1 %) (entre las dos primeras categorías constituyeron 90 % de las semillas) (Alatorre-Cobos & Rodríguez-Trejo, 2009).

El tamaño de la semilla se correlaciona positivamente tanto con la altura como con el diámetro (Tumpa *et al.*, 2021). En algunos viveros que producen especies forestales de semilla grande, se acostumbra clasificar la semilla por tamaños y se siembran solo las de talla mediana y grande.

Manejo del germoplasma

La forma en que se realiza el manejo de germoplasma incide directamente en la calidad de la planta. El manejo inicia desde su recolección, traslado, beneficio y en algunos casos, el almacenamiento hasta la siembra. En este proceso es importante realizar la recolección con herramientas apropiadas y manejar los frutos con precaución. Por ejemplo, un caso particular donde el manejo debe llevarse a cabo con mucho cuidado es el Oyamel (*Abies* spp.), tanto en el caso de frutos como semillas, dado que contienen unas pequeñas vesículas con resina, cuyo mal manejo afecta los procesos de almacenamiento y germinación. Otra especie que también presenta vesículas de resina en la semilla es el pirúl (*Schinus molle*).

Latencia

La semilla que no germina porque le falta agua o cualquier otro factor limitativo (como una temperatura adecuada, aireación y -en algunos casos- luz), está quiescente. Aquella que no germina, aunque cuente con agua y los demás factores limitativos, está latente. La latencia es un mecanismo que protege a la semilla e impide que germine cuando las condiciones no son adecuadas. Es crucial identificar la presencia de este mecanismo para tratar a las semillas en vivero y lograr su germinación, de lo contrario ésta será nula o, en el mejor de los casos, muy escasa. Existen varias clasificaciones para los distintos tipos de latencia. A continuación se presenta una de las más utilizadas:

Latencia física: está caracterizada porque las semillas tienen una cubierta seminal dura e impermeable, que le representa protección ante

factores como ingesta por animales o fuego. Es característica de leguminosas, como las especies de los géneros *Vachellia* (huizaches) y *Prosopis* (mezquites). La escarificación mecánica con lijas, química con ácido sulfúrico o la térmica con altas temperaturas, son ejemplos de tratamientos en vivero para eliminarla.

Latencia mecánica: característica de rosáceas como el tejocote (*Crataegus mexicana*) y el capulín (*Prunus capuli*), la parte más interna del fruto, el endocarpo, está endurecida, es leñosa y se le denomina pireno, el cual permite el paso del agua, pero ofrece una resistencia mecánica que no posibilita la expansión del embrión y así limita la germinación. También representa una adaptación para que la semilla sobreviva el paso por el tracto digestivo de animales y la descomposición de la parte carnosa del fruto. En vivero se remoja y pone a secar al sol, alternativamente, en periodos de 24 h, hasta que se rajan.

Latencia química: propia del pirúl (*Schinus molle*), que contiene inhibidores de la germinación en las capas internas del fruto y cubierta de la semilla. En la naturaleza las aves consumen los frutos y excretan a la semilla ya sin la capa de inhibidores o bien, si los frutos caen a corrientes de agua se eliminan estos productos, pues son hidrosolubles. Por ello en vivero el tratamiento es remover la semilla del fruto y dejarla en remojo por 24 h.

Latencia morfológica: consiste en un desarrollo incompleto del embrión (como en la aguacatera, *Garrya laurifolia*).

Latencia fisiológica: se caracteriza por bloques metabólicos (manzano). Esta latencia, al igual que la morfológica representan adaptacio-

nes a bajas temperaturas, para que la germinación no se lleva a cabo durante el invierno. Por ello, el tratamiento para eliminarlas consiste en la estratificación (bajas temperaturas, del orden de -2 a 2 °C por periodos de tiempo de uno o más meses).

2.3.2 Calidad morfológica

Desde hace décadas, la morfología de las plantas constituye el método más popular y sencillo para evaluar su calidad (Thompson, 1985). Algunos de los parámetros morfológicos más comunes incluyen la altura y el diámetro a nivel del cuello de la raíz (Mexal & Landis, 1990; Rodríguez-Trejo, 2008), mismos que han sido utilizados para determinar índices de calidad de planta. Éstos combinan dos o más parámetros que son útiles en la predicción de la supervivencia y desarrollo después de la plantación. Dentro de los índices morfológicos más comunes se encuentran la relación peso seco de raíz/peso seco de la parte aérea, el coeficiente de robustez y el índice de calidad de Dickson (Dickson *et al.*, 1960).

El factor clave para establecer la calidad morfológica de una planta consiste en entender que lo más importante no es la apariencia física de la planta en el vivero, sino su desempeño en campo después de haber sido plantada (Pinto, 2011). Así, por ejemplo, no siempre una planta de mayor altura se desempeña mejor que una planta de menor tamaño, lo que dependerá de diferentes factores, como el suelo y las condiciones ambientales del sitio de plantación. En la Figura 2.4 se muestran los elementos básicos considerados en la estructura de una planta forestal producida en vivero.

A continuación, se describen los principales atributos morfológicos e índices de calidad

que usualmente se evalúan al final del ciclo de producción en vivero para valorar la calidad de la planta.



Figura 2.4. Elementos básicos de la estructura de una planta forestal producida en vivero.
(J. Ricardo Sanchez V.)

Altura

Esta característica morfológica es probablemente la más fácil de ser medida y evaluada (Johnson & Cline, 1991; Thompson, 1985). La altura de la planta ha mostrado ser un buen índice para predecir el desarrollo de la planta en campo (Mexal & Landis, 1990). Lo anterior, debido a que se ha considerado como indicador de la capacidad fotosintética y del área de transpiración, así como por su capacidad para almacenar carbohidratos (Armson. K.A. & Sedeika, 1974). La altura al momento de la plantación se puede relacionar con su potencial de desarrollo en los siguientes años (Tuttle *et al.*, 1988).

Hace algunos años en México existía la premisa de que entre mayor era el tamaño de la

planta, mayor era su calidad (Mexal, 1996); sin embargo, plantas con mayor altura son más difíciles de transportar y plantar, y también suelen ser más susceptibles de ser afectadas principalmente por el viento, después de su plantación (Ritchie, 1984). La altura muestra una correlación positiva con la supervivencia y desarrollo de muchas especies (Grossnickle & MacDonald, 2018b; Ivetić *et al.*, 2016a). Sin embargo, algunos estudios muestran incluso una correlación negativa entre la altura y la supervivencia en ciertas condiciones restrictivas del sitio de plantación (Ivetić *et al.*, 2016b), como sucede en ambientes muy fríos. Aunque las plantas de porte pequeño pueden tener menor superficie fotosintética y, por lo tanto, su velocidad de desarrollo en terreno y adaptación será lenta; también se debe considerar que presentan menos problemas de deshidratación y se aclimatan mejor en sitios más pobres y con escasez de precipitación (Grossnickle, 2012).

Por lo anterior, la altura por sí sola puede ser un indicador de poco valor o relevancia para medir la calidad de la planta; aunque tiene influencia en otras características de mayor importancia y puede ser fácilmente manejable en el vivero, mediante prácticas como la poda aérea, la densidad, el sombreado o la fertilización. Por otro lado, al combinar este criterio con otros como el diámetro a través de alguna relación, la altura de la planta puede resultar un indicador interesante (Grossnickle, 2012; Novikova *et al.*, 2023; Prieto-Ruiz *et al.*, 2009). Por ello, se convierte en un atributo morfológico importante en los procesos de reforestación o restauración en sitios con suelos pobres y bajos niveles de precipitación, donde plantas más altas (pero poco robustas) presentan menores porcentajes de supervivencia (Boyer & South, 1987; McTague & Tinus, 1996; Thompson, 1985).

Diámetro del cuello de la raíz

El diámetro por sí solo es un parámetro morfológico para evaluar la calidad de planta (Mexal & Landis, 1990). Esta variable se mide al nivel del cuello de la raíz (aproximadamente a un centímetro por encima del nivel del sustrato) (Menes & Mohammed, 1995). Generalmente, plantas con un diámetro grande, sobrevivirán y se desarrollarán mejor en el campo debido a que el diámetro puede reflejar el tamaño del sistema radical y el potencial de crecimiento de la planta (Thompson, 1985). Plantas con diámetros grandes presentan mayor resistencia al doblamiento y tolerancia a daños causado por insectos y otros animales; además, la supervivencia y el crecimiento están relacionados con plantas de mayor tamaño y diámetros grandes (Duryea 1985; Pinto, 2011).

Este criterio representa un buen parámetro de predicción de la supervivencia y el desarrollo en campo, debido a que el diámetro de las coníferas está muy relacionado con la cantidad de sustancias de reservas contenidas en las plantas (Faulconer & Thompson, 1984; Gardiner *et al.*, 2009). Por otro lado, también existe una relación del diámetro del tallo con las características de la raíz, su peso seco y su morfología (Alarcón-Bustamante, 1999). Asimismo, mayores diámetros pueden representar mayor presencia de yemas basales que permitan la rebrotación en caso de daño de la parte aérea de los árboles ya plantados.

Generalmente a mayor diámetro se presentan más raíces laterales primarias (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2021a). También se ha encontrado una fuerte correlación entre el diámetro del cuello de la raíz y la supervivencia de *Pinus taeda* después de ser plantado (South & Mexal, 1984). El diámetro del cuello de la raíz se correlaciona

con el crecimiento después de la plantación y es el factor más importante en especies de rápido crecimiento para reducir los costos asociados a deshierbes (Harayama *et al.*, 2023). Así mismo, para el oyamel (*Abies religiosa*) producido en vivero con germoplasma procedente del centro de México y plantado en esta misma zona, se encontró correlación entre su diámetro al momento de ser plantado y el diámetro, la biomasa aérea y la subterránea un año después de la plantación (Gallardo-Salazar *et al.*, 2019).

La supervivencia de algunas especies forestales aumenta de 5 a 7 % por cada milímetro de incremento en diámetro de la planta (Mexal & Landis, 1990). En algunos trabajos se ha determinado un diámetro óptimo para plantas de cedro rojo y caoba de 5 mm, y para especies de *Pinus* sp. y *Cupressus* sp., de 6 mm (Mexal *et al.*, 2002, 2008).

Abies religiosa procedentes de Tlaxcala y Ciudad de México, producidos en charolas, con diámetros del cuello de la raíz de 4.6 y 4.4 mm y plantados en las áreas forestales de la Ciudad de México tuvieron supervivencias de 95 y 97.5 % al año de ser plantadas (Gallardo-Salazar *et al.*, 2019). En un análisis de riesgo, el aumento en diámetro de plantas de *P. patula* y *P. oaxacana*, producidos en charola y plantados en Ixtlán de Juárez, Oax., redujo el riesgo de muerte a un año de la plantación (Paz-Paz *et al.*, 2023).

Relación parte aérea:raíz

Este índice representa la relación entre las biomásas de la parte aérea y la parte radical. Se calcula dividiendo el peso seco de la parte aérea entre el peso seco de la raíz. Este atributo morfológico es usado comúnmente para la evaluación de planta producida bajo el sistema de raíz desnuda, y en menor grado, en plantas producidas en contenedores. El fundamento de este

índice se basa en la perspectiva del balance hídrico, considerando la relación de la cantidad de raíces para absorber el agua que permita compensar la transpiración de la parte aérea. Sin embargo, este índice tiene un valor limitado para predecir la calidad de planta cuando las condiciones del sitio de plantación son restrictivas (Bernier *et al.*, 1995).

La relación idónea de parte aérea:raíz varía de acuerdo a la especie; sin embargo, en función del costo de producción, plantación y supervivencia después de ser plantadas, generalmente se acepta un valor que varía entre 2.0 y 3.0 (May, 1984; Thompson, 1985). Por otro lado, (Mexal, 1996) reporta una relación ideal parte aérea/raíz menor o igual a 2.5, para planta producida a raíz desnuda. Para el caso de *Pinus montezumae* producidos en bolsa, con una relación parte aérea:raíz igual a 3, tuvieron una supervivencia de 86 %, a un año de plantados, en Tetela del Volcán, Mor. (Robles-Villanueva *et al.*, 2017).

Índice de calidad de Dickson (ICD)

Este índice combina diferentes parámetros morfológicos para evaluar la calidad de planta. Fue propuesto después de evaluar el desarrollo en campo de *Pinus strobus* y *Picea glauca* (Dickson *et al.*, 1960). Este índice se calcula mediante la fórmula:

$$\text{ICD} = \frac{\text{Peso seco total (g)}}{\frac{\text{Altura (cm)}}{\text{Diámetro (mm)}} + \frac{\text{peso seco parte aérea (g)}}{\text{Peso seco raíz (g)}}}$$

Usualmente se considera que a mayor valor numérico la planta es de mayor calidad y por lo tanto, su desempeño en campo será mejor. Después de una evaluación de la calidad de planta en viveros forestales de varios estados del país (Prieto-Ruiz & Sáenz-Reyes, 2011) se propusieron tres

categorías para este índice: ≥ 0.50 (calidad alta); $0.20 - 0.49$ (calidad media) y < 0.20 (calidad baja).

El índice ha mostrado ser útil para predecir el desarrollo en campo de *Pseudotsuga menziesii* (Ritchie, 1984). De forma adicional, se ha utilizado en la evaluación de la calidad de planta de diversas especies forestales como *Pinus greggii* (Castro-Garibay et al., 2018); *P. patula* (Aguilera-Rodríguez et al., 2021a), *Tabebuia donnell-smithii* y *Swietenia macrophylla* (Domínguez-Liévano et al., 2023).

Coeficiente de robustez

Este coeficiente es llamado también índice de robustez o de esbeltez. Es un índice morfológico que combina la altura de la planta y el diámetro del cuello de la raíz. Para calcularlo se divide la altura de la planta (en cm) sobre el diámetro al cuello de la raíz (en mm). Dicho índice relaciona la resistencia de la planta con la capacidad fotosintética (Toral-Ibañez, 1997); así también ha mostrado ser útil como indicador de la habilidad de las plantas a tolerar condiciones ambientales adversas (Mexal & Landis, 1990; Ritchie, 1984; Thompson, 1985). Aunque no hay parámetros establecidos para este índice, se recomienda que para las coníferas los valores sean pequeños (< 6). Cuando las plantas tienen valores más pequeños se les considera más robustas y con mejor adaptación para minimizar los daños físicos.

Índice de proporción tallo/raíz

Este índice relaciona la altura de la parte aérea con la longitud del cepellón; permite predecir la verticalidad de la planta al ser establecida en campo. El valor apropiado de la altura de la planta entre la longitud del cepellón deberá

fluctuar de 1 a 2 partes para especies de coníferas (Prieto-Ruiz & Sáenz-Reyes, 2011; Secretaría de Economía, 2016a). Valores superiores a 2 corresponden a planta con exceso de altura, vulnerables al efecto del viento una vez establecidas en campo; esta vulnerabilidad se incrementa con la emisión de nuevos verticilos en la parte superior (Grossnickle, 2005b). En la Figura 2.5 se muestran los efectos del viento como principal factor de afectación en plantas con índices de proporción y esbeltez excedidos.



Figura 2.5. Planta producida en vivero con un índice de proporción alto (tallo largo) que provoca su inclinación post-plantación. El índice de proporción del tallo/raíz de esta planta es mayor a 2.
(Manuel Aguilera R.)

A la fecha, en una gran cantidad de viveros forestales que producen coníferas se utilizan charolas con altura de 12 a 15 cm y cavidades con volúmenes que varían de 160 a 250 ml. Por lo tanto, las plantas a producir deberán tener alturas mínimas de 12 a 15 cm y máximas de 24 a 30 cm (Figura 2.6).



Figura 2.6. Planta de pino con una proporción de tallo/raíz de 1.5 (18/12), cuyo valor se encuentra dentro del rango de calidad recomendado.
(Manuel Aguilera R.)

Arquitectura de la parte aérea

La arquitectura de la planta, aunque cualitativa, es toral para definir a una planta de calidad. De nada sirve excelente altura, diámetro, relación peso seco aéreo:raíz o cualquier otro indicador cuantitativo, si la planta tiene pocas hojas o si su raíz está deformada o tiene pocas raíces laterales. El indicador arquitectura aérea y de raíz siempre debe incluirse en cualquier evaluación de calidad de planta. El criterio de arquitectura de la parte aérea considera la forma en que se presentan dispuestos el tallo, las ramas y el follaje. La arquitectura de la parte aérea está controlada genéticamente, por lo que es recomendable considerar la producción de genotipos que hayan sido seleccionados, en función de caracterís-

ticas deseadas. La arquitectura de la parte aérea en una planta de calidad deberá ser proporcional al tamaño del sistema radical, y el número de hojas deberá maximizar la absorción de la luz solar, pero minimizar el gasto que se genera en el proceso de transpiración (Johnson & Cline, 1991). La parte aérea no debe tener deformaciones relevantes en el tallo, ni daños de ningún tipo, ni señas de plagas o enfermedades. Las plantas con una parte aérea vigorosa tendrán emisión de más verticilos con un desarrollo más equilibrado (Mutke *et al.*, 2005). En la Figura 2.7 se observa planta de *Cedrela odorata* (cedro rojo) con una arquitectura aérea apropiada e inapropiada.



Figura 2.7. Planta de *Cedrela odorata* con una arquitectura aérea apropiada (a) e inapropiada (b).
(a: Manuel Aguilera R.; b: Antonio Álvarez T.)

Arquitectura de la raíz

Este criterio de calidad de planta se refiere al desarrollo, distribución y orientación espacial del sistema radical. Considera características de la raíz como fibrosidad, morfología, desarrollo micorrízico, peso, volumen, longitud y estado de humedad de la raíz (Alarcón-Bustamante, 1999; Haase, 2011). Los factores ambientales que afectan el sistema radical son el medio de crecimiento, temperatura, agua y nutrientes (Landis *et al.*, 2014; Mexal, 1996). Además, en el caso del volumen radical al ser un indicador de superficie y capacidad de absorción, debe ser lo más fibroso posible y rico en raíces finas. Lo anterior, debido a que a mayor número de raíces finas, la planta tendrá mayor capacidad de absorción de agua y nutrientes y por consecuencia, mayor supervivencia y crecimiento en campo (Landis *et al.*,

2014; Toral-Ibañez, 1997). En la Figura 2.8 se puede observar una planta de pino producida en contenedor con una adecuada estructura radical.

De manera ideal, la planta debe producirse con poda de raíces laterales para lograr una arquitectura conformada por un eje central y múltiples raíces laterales perpendiculares con longitud menor al diámetro de la cavidad; ésta permite que en campo, las raíces laterales reinicien su crecimiento normal en sentido horizontal. Actualmente existen dos técnicas utilizadas para producir planta con poda radical en vivero: mediante la aplicación de sales de cobre a los envases (poda química) y el uso de envases con aberturas laterales (poda aérea) (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2021a). En el apartado sobre poda radical se describen con mayor detalle estas técnicas.



Figura 2.8. Planta de *Pinus teocote* con una adecuada estructura radical.
(Arnulfo Aldrete)

Debe tenerse presente que si bien las características de raíz descritas anteriormente valen para diversas especies, principalmente de clima templado-frío, no son pocos los casos en los que una raíz de calidad presenta otras características, como respuesta de su adaptación a otros medios y esto debe ser tomado en cuenta al evaluar su calidad en vivero. El ahuehuate (*Taxodium huegueli*), por lo menos en algunas procedencias, normalmente presenta de 2 a 5

raíces principales, a veces una; además, varias de sus raíces secundarias son turgentes, todo lo cual representa adaptación a ambientes húmedos, propios de la especie (Ramírez-Castell *et al.*, s.f.). De igual forma, *Desmodium orbiculare*, adaptado a largos periodos de sequía en selvas bajas de Oaxaca, tiene una raíz principal corta, con abundantes raíces secundarias (Santos-Santiago *et al.*, s.f.) (Figura 2.9).



Figura 2.9. *Taxodium distichum* se caracteriza por contar con más de una raíz principal y laterales suculentas que posteriormente lignificarán (a); en tanto que *Desmodium orbiculare* (b) tiene una raíz principal corta, pero abundantes raíces laterales. Este tipo de fenotipos merecen una diferente evaluación de su arquitectura que la típica para coníferas o encinos.

(a: Dante Arturo Rodríguez Trejo; b: Pablo Ramírez Castell)

Estándares morfológicos de calidad de planta

Para calificar la calidad morfológica de la planta de especies forestales se pueden tomar como referencia los indicadores propuestos para diversas especies producidas en viveros forestales (Prieto-Ruíz & Sáenz-Reyes, 2011), así como los descritos en la Norma Mexicana NMX-AA-170 para la certificación de viveros forestales (Secretaría de Economía, 2016a). En el Cuadro 2.1 se describen los valores correspondientes a las variables e índices morfológicos deseables para

planta producida en charolas y en bolsas, tanto de coníferas como de latifoliadas.

Dentro de los parámetros descritos con anterioridad, la planta forestal de calidad debe considerar como mínimo el diámetro del cuello de la raíz, la altura de la planta y la longitud del cepellón. Conforme a la metodología para evaluar la calidad de planta de especies de coníferas producidas en charolas (Prieto-Ruíz & Sáenz-Reyes, 2011), el diámetro debe ser ≥ 4 mm, con alturas de 1.0 a 2.0 veces la longitud del cepellón (altura de las charolas) y el índice de robustez ser ≤ 7.5 .

Cuadro 2.1. Variables e índices morfológicos recomendados para planta de especies forestales producidas en vivero.

Variable	Charolas (altura de 12-15 cm)			Bolsas de polietileno (15 X 25 cm)		
	Coníferas	Coníferas cespitosas	Latifoliadas	Coníferas	Coníferas cespitosas	Latifoliadas
Altura (cm)	15 a 30	NA	20 a 30	20 a 40	NA	30 a 40
Diámetro (mm)	≥ 4	≥ 5	≥ 4	≥ 6	≥ 8	≥ 6
Índice de robustez (altura/diámetro)	≤ 7.5	---	≤ 7.5	≤ 6.7	---	≤ 6.7
Índice de proporción (altura/longitud de cepellón)	1.0 a 2.0	---	1.0 a 2.0	1.0 a 2.0	---	1.0 a 2.0
Relación peso seco aéreo/peso seco radical	≤ 2.5			≤ 3.0		
Índice de calidad de Dickson	≥ 0.5					

Como ejemplo, la planta producida en charolas de poliestireno con 77 cavidades de 170 ml y altura de 15 cm, el tallo debe tener una longitud de 15 a 30 cm, preferentemente de 20 a 30 cm. En la Figura 2.10 se ilustra planta de *Pinus patula* apropiada para plantación (a y b), marginal (c) y no recomendada (d). Como alternativa viable

para utilizar las plantas con categoría c y d, se recomienda aplicar poda aérea.

En la producción de planta mediante el sistema tradicional y bolsas de polietileno con medidas de 13 y 15 cm de ancho, por 25 cm de alto (vacías), la altura apropiada de la planta deberá fluctuar de 20 a 40 cm (Figura 2.11).

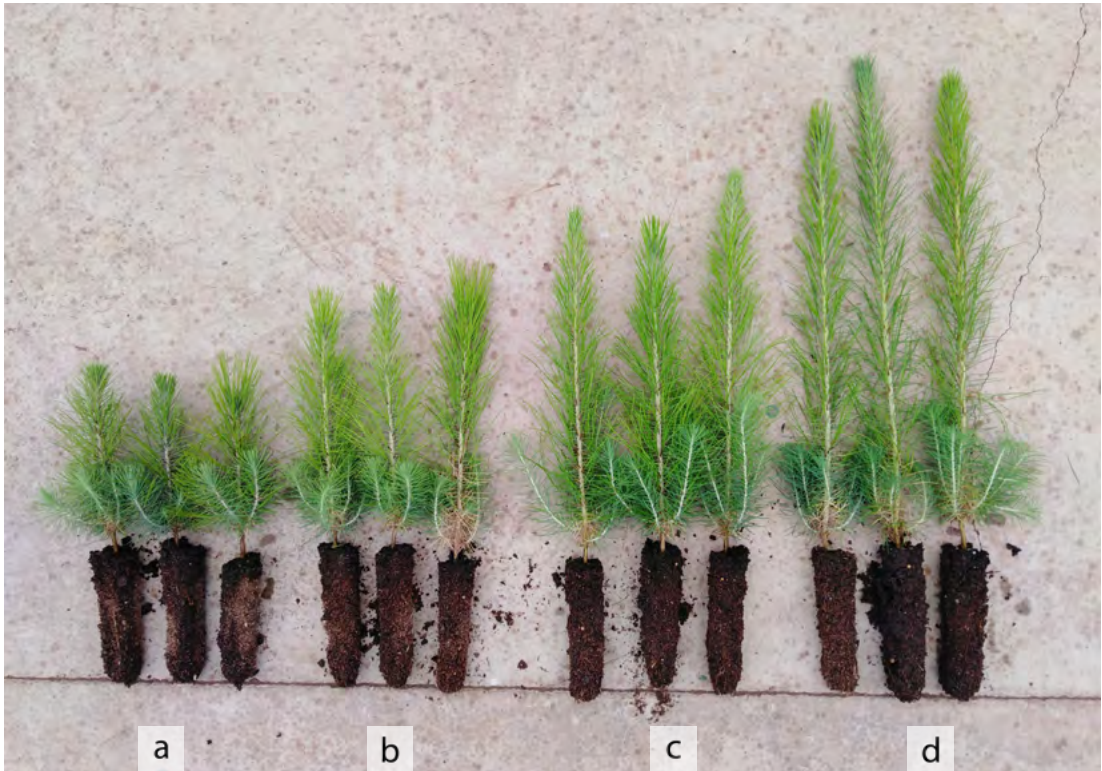


Figura 2.10. Planta de *Pinus patula* con alturas: mínima (a: 15-20cm), ideal (b: 20-30cm), marginal (c: 30-40cm) y no recomendada (d: >40cm) para plantación.
(Manuel Aguilera R.)



Figura 2.11. Planta de *Pinus teocote* con alturas apropiadas para plantación (a y b) y marginal (c).
(Manuel Aguilera R.)

2.3.3 Calidad fisiológica

Desde la década de los 1940s se consideró que la condición morfológica de las plantas en el vivero, no era suficiente para determinar la calidad de las mismas ni tampoco asegurar la supervivencia y un crecimiento destacado en campo (Wakeley, 1948). Posteriormente, en la década de los 1950s y debido al desarrollo tecnológico que se reflejó en la disponibilidad de nuevos equipos de medición, se inició el estudio de variables fisiológicas y se estableció que éstas representan un factor importante para determinar la calidad de las plantas producidas en los viveros (Wakeley, 1954).

Existen diversos estudios que muestran una gran diversidad de variables y pruebas fisiológicas que se utilizan para evaluar la calidad de planta, ya sea en forma directa o complementaria (Grossnickle, 2012; Mexal & Khadduri, 2010). Algunos han demostrado que las características fisiológicas se ven influenciadas por el régimen de fertilización, fotoperiodo y riego, entre otros. Algunas de las variables o pruebas fisiológicas más utilizadas para predecir el desempeño de las plantas en campo son: el potencial de crecimiento de raíz (PCR), el potencial hídrico, el contenido nutrimental y la reserva de carbohidratos (Grossnickle, 2012; Haase, 2007; Landis *et al.*, 2010; Mattsson, 1996; Ritchie *et al.*, 2010).

Potencial de crecimiento de raíz (PCR)

Se define como la capacidad de las plantas para desarrollar al máximo sus raíces cuando son colocadas en ambientes favorables. Es importante entender que no son las mismas condiciones de crecimiento que ocurren en un ambiente natural, donde las plantas estarán sometidas a factores adversos. El PCR es la adaptación que se hace en el vivero donde se controlan varios factores como el tipo de sustrato, envases de mayor tamaño para que la raíz crezca libremente, riego, condiciones ambientales y tiempo de duración de la prueba (Ritchie *et al.*, 2010; Ritchie & Tanaka, 1990). Al final se extrae la planta para valorar el crecimiento radical y predecir su potencial desempeño en campo.

La prueba también es útil para valorar el efecto del diseño y volumen de los envases y técnicas para propiciar la poda radical en vivero. En una investigación sobre el PCR (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2020), se evaluó planta de *Pinus patula* que fue producida en charolas con tres tratamientos: con poda radical química, poda radical aérea y sin tratamiento. A los 45 días se evaluó el crecimiento de raíces nuevas y se encontró que la planta con poda radical química y aérea, produjeron 27% y 20% más de raíces nuevas, respectivamente, que las plantas producidas sin tratamiento (Figura 2.12). En *Abies religiosa* del centro de México, planta de reforestación con supervivencias de 95% y 97.5% a un año de la plantación, previamente mostraron 22 raíces nuevas en la prueba de PCR (Gallardo-Salazar *et al.*, 2019).



Figura 2.12. Raíz de *Pinus patula* después de 45 días de prueba del PCR donde se compararon plantas con poda radical química (a), con poda radical aérea (b) y sin poda (c).

(Manuel Aguilera R.)

Potencial hídrico

Uno de los principales factores que afectan la fisiología de la planta es el riego. El estado hídrico de la planta es de suma importancia ya que el agua es el constituyente principal de las células y los órganos; es también un reactivo en el conjunto de los procesos bioquímicos. La escasez de agua causa alteraciones fisiológicas irreversibles, las cuales se ven reflejadas en la supervivencia y crecimiento de las plantas. El grado de hidratación en la planta se expresa en términos de potencial hídrico o contenido relativo de agua (Grossnickle & MacDonald, 2018b; Landis, 1989a; Lopushinsky, 1990). Cabe señalar que potencial hídrico y tensión hídrica tienen el mismo valor numérico, pero el primero tiene símbolo negativo y la segunda símbolo positivo. Esta variable se determina con el equipo denominado bomba de presión o bomba de Scholander. *Pinus montezumae* producidos en bolsa, un día después de regados tuvieron una tensión hídrica igual a 0.7 MPa, pero luego de una semana sin riego, alcanzaron 1.4 MPa (Robles-Villanueva *et al.*, 2017).

Contenido nutrimental de la planta

Para lograr una producción de plantas de calidad es fundamental que tengan una buena nutrición. Los protocolos de fertilización son importantes no solamente para lograr un buen crecimiento en el vivero y que las plantas logren alcanzar los parámetros establecidos para las especies, sino también porque es un factor de

apoyo en el proceso de establecimiento, supervivencia y desarrollo inicial en campo. Por ello es importante realizar un análisis del contenido nutrimental que permita identificar deficiencias o excesos de uno más nutrientes (Jacobs & Landis, 2014; Landis, 2005).

En los viveros forestales se utilizan sustratos inertes o con muy baja fertilidad, por lo cual es necesario adicionar fertilizantes ya sea al sustrato y/o a través del agua de riego. El suministro apropiado de los 13 nutrientes esenciales que requieren las plantas en cada etapa de crecimiento, es indispensable para lograr un desarrollo vigoroso en vivero y durante su crecimiento inicial en campo. Para determinar si el programa de fertilización es efectivo, es necesario realizar un muestreo por lote de producción, donde se seleccionen plantas sanas con valores promedio en diámetro y altura, a las cuales se les remueve el follaje y se envía al laboratorio para la determinación del contenido nutrimental. Los resultados se comparan con valores determinados previamente para la especie de interés, con lo cual es posible conocer si existen deficiencias o excesos de los nutrientes.

A la fecha, en México aún no se han determinado los rangos óptimos de nutrientes que deben contener la mayoría de las especies o grupos de especies nativas, aunque es posible compararlos con los rangos propuestos en otros países para especies de coníferas (Landis, 1989b) y para especies latifoliadas (Jacobs & Landis, 2014). En el Cuadro 2.2 se presentan los rangos sugeridos para especies de coníferas y latifoliadas producidas en charolas en Estados Unidos y Canadá.

Cuadro 2.2. Contenido nutrimental para especies de coníferas y latifoliadas producidas en contenedores.

Nutriente	Grupo de especies	
	Coníferas	Latifoliadas
Macronutrientes	Rangos (%)	
Nitrógeno	1.4 a 2.2	1.5 a 3.5
Fósforo	0.2 a 0.4	0.10 a 0.25
Potasio	0.4 a 1.5	0.6 a 1.8
Calcio	0.2 a 0.4	0.5 a 2.5
Magnesio	0.1 a 0.3	0.15 a 0.5
Azufre	0.2 a 0.3	0.1 a 0.3
Micronutrientes	mg L ⁻¹ (ppm)	
Hierro	60 a 200	50 a 250
Manganeso	100 a 250	35 a 250
Zinc	30 a 150	10 a 40
Cobre	4 a 20	5 a 20
Boro	20 a 100	15 a 50
Molibdeno	0.25 a 5	0.1 a 1.0

De 2013 a la fecha, se reportan estudios sobre producción de planta en vivero, en los que se determinaron los contenidos de N, P, K en el follaje de las plantas. En éstos se comparan con los rangos anteriores y se concluye que pueden ser aplicables para especies nativas mexicanas. Estos trabajos fueron realizados con especies de coníferas y latifoliadas tales como *Abies religiosa* (Navarro-Sandoval *et al.*, 2013); *Pinus engelmannii* (García-Pérez *et al.*, 2015); *P. leiophylla* (Buendía-Velázquez *et al.*, 2016); *P. montezumae* (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2016); *P. greggii* (Bautista-Ojeda *et al.*, 2018; Arbona-Vicente *et al.*, 2019); *P. cooperi* (González Orozco *et al.*, 2018); *P. cembroides* (Madrid-Aispuro *et al.*, 2020); *Swietenia macrophylla* y *Tabebuia donnell-smithii* (Domínguez- Liévano *et al.*, 2023).

Para mayor precisión es necesario comparar los contenidos de nutrientes de plantas vigorosas de regeneración natural con plantas de vivero con características similares. En este contexto se evaluaron los contenidos nutrimentales en plantas producidas en vivero y de regeneración natural de *Pinus patula*. De los 10 nutrientes evaluados (N, P, K, Mg, Ca, Fe, Mn, Zn, Cu y B), los valores de la planta de regeneración natural coincidieron con los rangos propuestos para coníferas (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2021b) referido en el Cuadro 2.3.

Reserva de carbohidratos

A partir del proceso de fotosíntesis la planta se desarrolla y genera reservas de carbohidratos que se utilizan principalmente para el crecimiento de la raíz en época invernal, cuando la planta reduce de manera significativa su crecimiento. Algunos autores han encontrado una relación positiva directa entre las reservas de carbohidratos y la supervivencia en campo (Puttonen, 1996). Estas reservas también son importantes durante el proceso de extracción de las plantas en el vivero hasta que se plantan en campo, que en ocasiones pueden transcurrir varios días. Posteriormente las plantas dependerán de la fotosíntesis para satisfacer la demanda de crecimiento y respiración en el sitio de plantación (Grossnickle, 2005a).

En *Pinus palustris* de Florida, EE. UU., producidos a raíz desnuda, con fertilización convencional complementaria, se analizaron tres tratamientos: aplicaciones adicionales quincenales 0, 2 y 4 veces de 57 kg ha⁻¹ de N (como nitrato de amonio). Al momento de evaluar la calidad de planta, las raíces tuvieron mayor concentración de carbohidratos que la parte aérea y la planta con mayor fertilización nitrogenada tuvo menor

Cuadro 2.3 Contenido nutrimental en follaje de *Pinus patula* producido en 11 mezclas de sustratos con aserrín fresco como componente principal.

Aserrín de	N	P	K	Mg	Ca	Fe	Mn	Zn	Cu	B
	(%)					(ppm)				
<i>Abies religiosa</i>	1.45a†	0.20	0.57ab	0.09a	0.24	68b	328a	24cd	12ab	21a
<i>Hevea brasiliensis</i>	1.14bc	0.19	0.52bc	0.08ab	0.20	65b	262d	28bc	10ab	19ab
<i>Gmelina arborea</i>	1.41a	0.20	0.57ab	0.08ab	0.22	58b	268c	27cd	8b	19ab
<i>Mangifera indica</i>	1.05c	0.18	0.53bc	0.08ab	0.23	68b	158d	34a	11ab	19ab
<i>Pinus ayacahuite</i>	1.47a	0.21	0.47d	0.08ab	0.23	66b	314ab	21e	11ab	18ab
<i>Pinus montezumae</i>	1.48a	0.24	0.48cd	0.08ab	0.26	62b	314ab	25bcd	10ab	17b
<i>Pinus patula</i>	1.44a	0.20	0.41e	0.08ab	0.22	68b	326a	24cd	11ab	18ab
<i>Pinus teocote</i>	1.41a	0.20	0.44de	0.07b	0.23	68b	317ab	22e	11ab	19ab
<i>Quercus laurina</i>	1.53a	0.21	0.45d	0.08ab	0.20	72b	309b	33a	12ab	19ab
<i>Quercus rugosa</i>	1.49a	0.20	0.44de	0.07b	0.21	59b	266c	29b	8b	19ab
<i>Tectona grandis</i>	1.47a	0.23	0.46d	0.08ab	0.25	99a	305b	25bcd	14a	19ab
p	<0.001	<0.144	<0.001	<0.013	<0.456	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001
VRC	1.3-3.5	0.2-0.6	0.7-2.5	0.1-0.3	0.3-1.0	60-200	100-250	30-150	4-20	20-100
CNRN	1.44	0.22	0.51	0.13	0.33	259	109	34	6	22

† Letras diferentes en la misma columna significa que existen diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$)
p: probabilidad, **VRC**: Valores de Referencia para Coníferas, **CNRN**: Contenido Nutrimental de Regeneración Natural.

concentración de almidones que los otros tratamientos (Rodríguez-Trejo *et al.*, 2002). Lo anterior se adujo a que una mayor disponibilidad de N induce mayor síntesis de citocininas, que incrementan la capacidad fotosintética y mayor consumo de carbohidratos para constituir más biomasa foliar, quedando menos carbohidratos

disponibles para el desarrollo radical y el almacenamiento (Lambers *et al.*, 1998). Una fertilización nitrogenada excesiva, aunque no resulte tóxica, puede implicar que la planta cuente con menos carbohidratos en reserva para crecer y para recuperarse de daños (Figura 2.13).

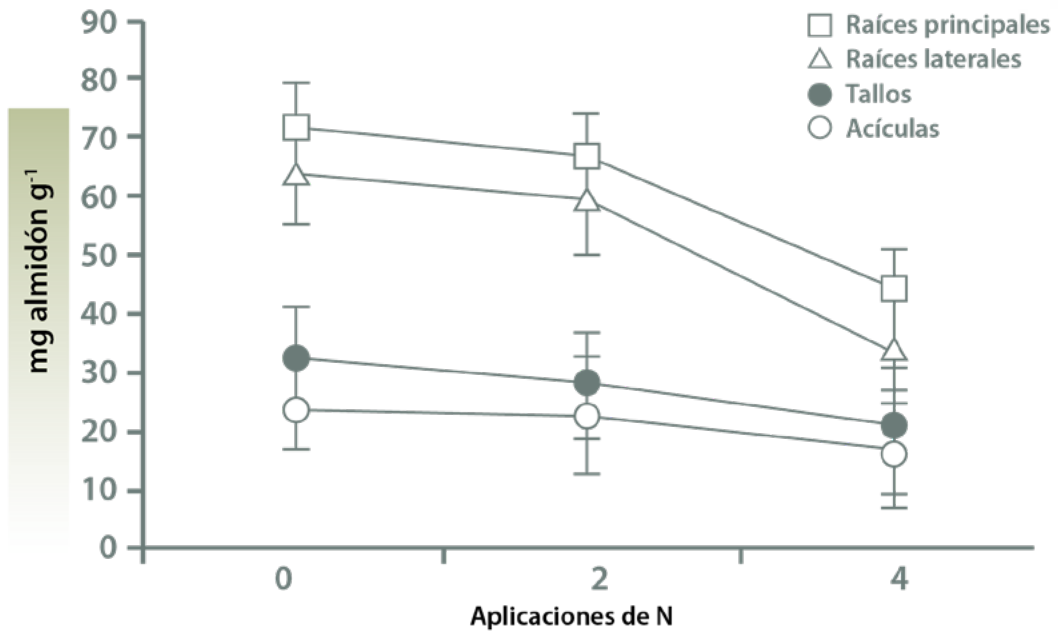


Figura 2.13. Concentración de almidones en diferentes partes de *P. palustris* producidos a raíz desnuda y con fertilizaciones adicionales de N como nitrato de amonio. (Rodríguez-Trejo *et al.*, 2002)

2.3.4 Calidad sanitaria

Por definición una planta de calidad debe ser una planta sana. Existen diversas plagas y enfermedades que pueden ocasionar daños a las plantas y en condiciones de daño severo, pueden incluso afectar toda la producción en un vivero forestal. Es importante aplicar un programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP), que incluye entre otras actividades, la prevención, el

seguimiento y control. Para una referencia completa sobre la atención de la calidad sanitaria durante el proceso de producción de planta en vivero, se sugiere consultar el libro editado por el Dr. David Cibrián Tovar, titulado: *Fundamentos para el Manejo Integrado de Plagas Forestales* (Cibrián-Tovar, 2021).



INSTALACIONES E INSUMOS PARA LA PRODUCCIÓN

3

Manuel Aguilera Rodríguez, Arnulfo Aldrete,
José Ricardo Sánchez Velázquez y José Ángel Prieto Ruíz

3.1 Instalaciones, herramientas y equipo

3.1.1 Acciones recomendadas:

	• Limpiar bodegas, caminos y oficinas
	• Desinfectar el área de producción
	• Instalar mallas y cubiertas pétreas anti-hierbas
	• Habilitar las cubiertas de protección (mallas y plásticos)
	• Limpiar y desinfectar herramientas y equipos
	• Calibrar y dar mantenimiento al sistema de riego
	• Adquirir con oportunidad los insumos para la producción
	• Mantener funcionales los tapetes sanitarios
Fundamento	
	Las instalaciones deberán acondicionarse y mantenerse limpias de forma permanente. Las herramientas y equipos deben ser limpiados, desinfectados y en su caso, habilitados previo a su uso en cada ciclo de producción. Todos los insumos deben ser adquiridos previo a la producción.

3.1.2 Acondicionamiento de instalaciones

La limpieza es una acción preponderante dentro del conjunto de buenas prácticas en los viveros forestales, razón por la cual deberá realizarse de manera permanente. Las instalaciones, herra-

mientas y equipos varían entre viveros en cuanto a características, cantidad y tipos; en cualquier caso, para su acondicionamiento y mantenimiento periódico siempre deberán observarse las recomendaciones establecidas por el fabricante.

Debido a que las herramientas y los equipos se usan de forma continua en labores culturales y de acondicionamiento durante todo el ciclo de producción, la exposición y contacto con suelo, agua, sustancias químicas, soluciones, sustratos y todo tipo de materiales (orgánicos e inorgánicos), provoca que se adhieran a éstos, residuos que son necesarios eliminar, así como aquellos derivados del mismo uso y desgaste, como solventes, aceites, plásticos y óxidos. Con ello se evita que sean transportados hacia otras áreas del vivero, lo cual pudiera representar un foco de infección o contaminación de la producción.

3.1.3 Acciones previas al inicio de la producción

Limpieza en general

Las tareas de limpieza del conjunto de instalaciones deben realizarse de forma permanente y por lo tanto, deben ser consideradas en el programa de trabajo de cada ciclo de producción. Estas labores favorecen la condición salubre del vivero y contribuyen a la producción de planta de calidad.

El agua como solvente universal, es el principal elemento del vivero que se puede usar para lavar o eliminar la mayor cantidad de residuos. También es posible utilizar detergentes y cloro comercial para eliminar microorganismos patógenos, sin embargo, deberán observarse las concentraciones recomendadas para lograr resultados apropiados.

Para facilitar la limpieza y desinfección se recomienda tener en el vivero una bomba portátil de alta presión (hidrolavadora), la cual varía en cuanto a características (eléctrica o de combustión interna) y presión de salida del agua. Para los trabajos cotidianos en los viveros, una presión

mínima de salida de 1,600 psi* será suficiente para remover o eliminar la mayoría de los residuos.

El uso de este equipo es muy recomendable para el lavado de envases, pisos, paredes, techos y cualquier otro tipo de instalaciones; la fuerte presión de salida facilita las labores de limpieza, a la vez que eficientiza el uso de agua (Figura 3.1).

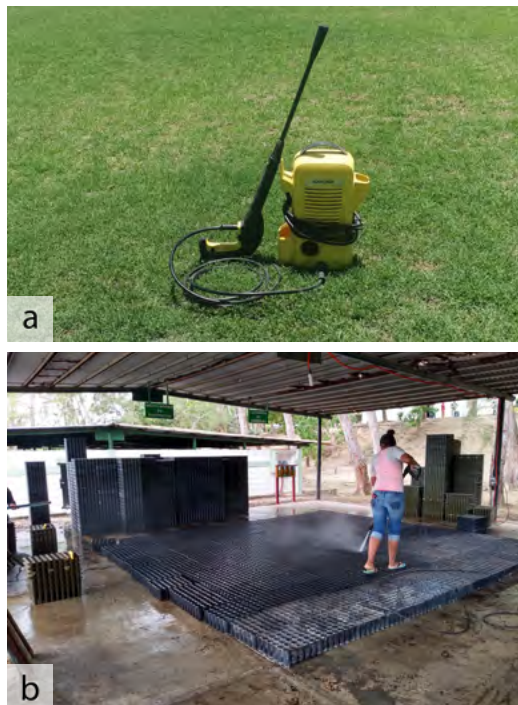


Figura 3.1. Hidrolavadoras utilizadas para realizar actividades de limpieza en vivero.
(a: J. Ricardo Sánchez V.; b, Rodolfo Ramírez H.)

El uso de detergentes se recomienda para disolver sustancias residuales como aceites, grasas u otros materiales orgánicos. El personal encargado de estas labores deberá asegurar que los residuos de la limpieza sean canalizados a los desagües de drenaje u otras áreas de disposición final.

* PSI (Pound per Square Inch: Libra por pulgada cuadrada)

El cloro (Cl) es un buen aliado para ayudar a mantener la higiene y desinfección de las instalaciones. Para los futuros cultivos, los pisos y camas de crecimiento constituyen fuentes potenciales de contaminación por diversos factores, los cuales pueden favorecer la presencia de patógenos que afectan la producción.

El costo de desinfección de un vivero es mínimo en comparación con el que representa solucionar problemas generados por malezas o plagas. La clave para desinfectar un vivero es que todos los empleados estén capacitados para pensar en términos de limpieza, que sean aptos para observar e identificar la presencia de enfermedades y malas hierbas antes de que se conviertan en un problema. Una vez que los desechos (basura) se hayan eliminado de toda el área de producción, ésta deberá ser desinfectada con cloro o con algún producto comercial. Las mesas a base de madera pueden albergar más agentes patógenos que los de metal, por lo que requieren de una desinfección adicional que asegure su erradicación (Beuchel, 2023).

Como norma, las instalaciones del vivero deben de mantenerse limpias y ordenadas durante todo el ciclo del cultivo. Las áreas de producción, caminos, andadores y pasillos deben permanecer libres de obstáculos u objetos que pudieran representar una fuente potencial para el albergue y proliferación de patógenos (Figura 3.2).



Figura 3.2. Ejemplo de cuatro viveros forestales con áreas de producción limpias y ordenadas. (a, c: Rodolfo Ramírez H.; b: Manuel Aguilera R.; d, I. Delfino Gómez P.)

Para la desinfección de las instalaciones (Figura 3.3), el sistema de riego, herramientas, equipos y caminos, algunos autores (Prieto-Ruiz *et al.*, 2012) proponen utilizar una solución compuesta por 10% de cloro comercial y 90% de agua. Para cubrir los tapetes sanitarios, se recomienda una solución compuesta por 25 g de sulfato de cobre por litro de agua (Cibrián-Tovar, 2008).



Figura 3.3. Preparación de soluciones y desinfección de instalaciones.
(Rodolfo Ramírez H.)

Control de malezas

La remoción de malezas debe realizarse antes de iniciar el cultivo y deberá ser considerada como una actividad permanente durante todo

el proceso de producción. Los especios que se consideran prioritarios para ejecutar esta acción son el área de producción y sus superficies periféricas. En las zonas periféricas o circundantes al área de producción es común el desarrollo de malezas, las cuales pueden representar un problema si logran permanecer e introducirse hacia el cultivo. Estas herbáceas pueden fungir como huéspedes de insectos o enfermedades, razón por lo cual es necesaria su eliminación.

Si el vivero cuenta con mesas porta-charolas, se deberán remover las malezas debajo de ellas, así como cualquier tipo de escombros. Si fuera necesario usar herbicidas, se sugiere no utilizarlos en espacios cerrados. En caso de que existan plantas que no lograron comercializarse o no reunieron las características o estándares deseados para su salida a campo, éstas deberán extraerse del área de producción, reenvasarse o desecharse, de ser el caso, en un lugar dedicado extrafeso para su disposición final.

Para la remoción de malezas se pueden utilizar tanto herramientas manuales (azadones, palas y machetes, entre otras), así como equipos motorizados (podadora y desbrozadora), para eliminar la parte aérea, y de ser posible la parte radical (Figura 3.4). Como norma general, una vez realizadas las actividades de deshierbe, las herramientas y los equipos deben limpiarse, desinfectarse y guardarse en un lugar cerrado (bodega, almacén o cobertizo). También es viable utilizar algún tipo de herbicida comercial pre y post emergente, además de las herramientas antes referidas, para mantener un adecuado control. Sin embargo, es necesario tener en cuenta que el día que se realice la aplicación, no deberá presentarse viento, dada la posibilidad de dispersar el producto y contaminar áreas o dañar personas en las zonas periféricas.



Figura 3.4. Remoción de malezas mediante el uso de herramientas manuales (palas y hazadón) en periferias (a) y al interior de las áreas de producción (b).
(a: Manuel Aguilera R.; b, Rodolfo Ramírez H.)

Para prevenir en forma efectiva el crecimiento de malezas es recomendable la instalación de mallas plásticas antihierbas (Figura 3.5). Para lograr un uso efectivo de estas mallas, se debe colocar una primera capa de material pétreo (grava, tezontle, piedra pómez, entre otros) de 0.7 a 4.0 cm de grosor, y sobre ésta, otra capa de material más fino (<0.7 cm de grosor). Una vez colocadas y compactadas las capas, se coloca la malla anti hierbas. Está técnica permite que el

agua de riego o de lluvia se infiltre fácilmente y previene que la malla se rasgue con el paso de los trabajadores, carretillas y equipos, durante las labores propias del cultivo.



Figura 3.5. Control efectivo de malezas mediante la colocación de malla anti-hierbas (ground cover) en el piso.
(Manuel Aguilera R.)

En algunos viveros que producen en el sistema tradicional, se utilizan lienzos de plástico impermeable (de diferentes calibres) en la superficie de las plantabandas para prevenir el desarrollo de malezas, por ser más económicos que las mallas anti-hierbas. Sin embargo, estos plásticos impiden que el agua en exceso se infiltre y se acumule en la superficie, lo cual propicia que las plantas absorban el agua estancada por los orificios de drenaje de las bolsas, con lo cual se reduce la porosidad de aireación y se incrementa el contenido de sales en el sustrato.

Si no se dispone de recursos económicos para colocar lienzos de malla anti-hierba, una solución para atender esta problemática consiste en elevar ligeramente la parte central de la superficie de las plantabandas antes de colocar el lienzo de plástico (Figura 3.6), lo cual genera un desnivel para que el agua fluya hacia los pasillos o andadores, por acción de la gravedad.



Figura 3.6. Elevación de las áreas de producción para evitar acumulación de agua en las plantabandas.
(Rodolfo Ramírez H.)

Verificar y corregir desniveles del área de producción

Como consecuencia del tráfico de vehículos, equipos y personas, es común que sobre las superficies del vivero se formen pequeñas depresiones que en la época de lluvias o durante el riego, acumulen agua y se fomenten condiciones de humedad excesiva. La importancia de esta actividad radica en prevenir la formación de encharcamientos mediante la corrección del nivel de las superficies, así como el uso de materiales pétreos para favorecer el drenaje, con lo cual se logra evitar la proliferación de insectos patógenos como el mosco fungoso (*Bradysia* spp.) (Figura 3.7).



Figura 3.7. Nivelación del área de producción (a) y colocación de material pétreo para favorecer el drenaje y el tránsito de los trabajadores (b).
(a: Manuel Aguilera R.; b: Rodolfo Ramírez H.)

Acondicionamiento de accesos sanitarios

El objetivo de los acceso sanitarios es prevenir la introducción de patógenos externos hacia las instalaciones del vivero y del área de producción. Consisten en pequeños depósitos (plástico, concreto) en los cuales se vierte una solución con sulfato de cobre al 2.5 % (Cibrián-Tovar, 2008), para que tanto las personas como los vehículos que ingresen al vivero, al pasar por ellos se realice la desinfección de calzado y llantas, respectivamente. Estos depósitos deben mantenerse limpios, libres de arena, tierra, hojas, semillas y otros materiales orgánicos, así como el nivel de la solución (Figura 3.8).



Figura 3.8. Accesos sanitarios para sanitización de vehículos al vivero y de personas al área de producción.
(Rodolfo Ramírez H.)

Rehabilitación de cubiertas protectoras

Durante el proceso de producción, las cubiertas plásticas pueden sufrir daños por efectos del viento, desgaste natural por intemperización y fenómenos meteorológicos extremos que las dañan. Ante ello, es necesaria la rehabilitación de las secciones dañadas mediante el remiendo o sustitución de las secciones afectadas (Figura 3.9).

Cuando se requieran sustituir las cubiertas protectoras para viveros ubicados en zonas de clima templado-frío, se debe privilegiar el

cambio de mallas negras por mallas blancas o transparentes, dado que permiten filtrar una mayor cantidad de energía que incrementa la temperatura y el crecimiento de la planta; adicionalmente, la mayor cantidad de luminosidad reduce las condiciones de humedad que propician el desarrollo de patógenos y malezas.



Figura 3.9. Instalaciones del vivero afectadas por fenómenos naturales (a) y falta de mantenimiento (b) que requieren rehabilitación de cubiertas protectoras.
(Manuel Aguilera R.).

3.2 Germoplasma

3.2.1 Acciones recomendadas:

	• Realizar un beneficio adecuado del germoplasma
	• Beneficiar el germoplasma fuera del área de producción
	• Disponer los residuos del beneficio en forma oportuna
	• Almacenar la semilla en lugares frescos, secos o refrigerados
	• Realizar pruebas de germinación, viabilidad y pureza
	• Asegurar la sanidad de los propágulos recolectados
	• Mantener un adecuado manejo y gestión del gemoplasma
	• Limpiar y desinfectar las herramientas usadas en el beneficio
	Fundamento Cualquier tipo de germoplasma que se use para la producción de planta deberá someterse a procesos adecuados de beneficio, almacenamiento y manejo, cumpliendo con estándares de calidad.

3.2.2 Beneficio de semillas

En algunos viveros se realiza la recolección y beneficio de frutos y semillas para la producción de planta; en estos casos, el beneficio debe realizarse preferentemente fuera del vivero para prevenir la presencia de microorganismos patógenos en el área de producción; de manera particular, se debe tener cuidado con los frutos y semillas de coníferas, debido a que pueden contener esporas de hongos patógenos como *Fusarium* spp. (Kildisheva *et al.*, 2012; Luna & Wilkinson, 2014; Peterson, 2008). Cuando el beneficio no pueda realizarse fuera del vivero, éste se debe hacer en instalaciones protegidas ubicadas lo más alejado posible del área de producción (Figura 3.10). Una vez concluido el proceso, los residuos pueden incinerarse, compostarse o darles otro uso fuera del vivero.

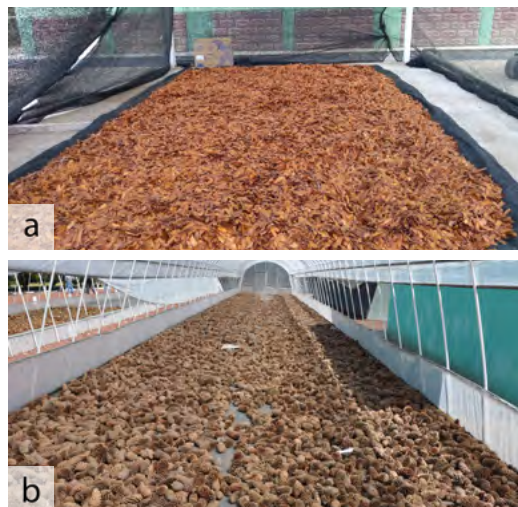


Figura 3.10. Beneficio de frutos y semillas en instalaciones protegidas.
(a: Rodolfo Ramírez H.; b: Arnulfo Aldrete)

3.2.3 Almacenamiento

Las semillas almacenadas en el vivero deben mantenerse en espacios protegidos y dependiendo de la especie, en refrigeración (bancos de germoplasma, cámaras frías, refrigeradores comerciales, áreas con aire acondicionado) o bodegas con buena ventilación, para preservarlas y a su vez, prevenir su contaminación por patógenos, por semillas de malezas o daños físicos ocasionados por roedores y aves. Como estándar de calidad, todas las semillas o progámulos deben estar libres de impurezas. Un almacenamiento adecuado reduce significativamente las afectaciones patológicas durante la producción.

Las semillas ortodoxas (ej. pinos, pseudotsuga, mezquite y parota) se deben almacenar en recipientes cerrados, en tanto que las recalcitrantes (ej. cedro rojo, ramón, encinos), en recipientes abiertos o con aberturas que permitan la circulación del aire (caja de plástico con aberturas laterales y sacos tipo arpilla) (Figura 3.11). Para conservar la identidad genética es necesario que las semillas almacenadas cuenten con etiquetas de control (al interior y exterior de los envases) que contengan información asociada a una base de datos, en formatos físicos o digitales (Figura 3.12). Los datos mínimos a registrar incluyen:

- Especie (nombre científico y común)
- Fecha de recolecta
- Lugar de procedencia (predio)
- Número de lote
- Cantidad
- Unidad Productora de Germoplasma Forestal–Identificador (UPGF)
- Porcentaje de pureza
- Porcentaje de germinación



Figura 3.11. Almacenamiento apropiado de semillas recalcitrantes y ortodoxas.
(a: Rodolfo Ramírez H.; b: Manuel Aguilera R.)



Figura 3.12. Germoplasma almacenado en un refrigerador de tipo comercial, con sus respectivas etiquetas de control.
(Manuel Aguilera R.)

Cuando no se dispone de semilla en los viveros, una opción práctica es su compra. La adquisición debe realizarse con suficiente anticipación, ya que algunas especies forestales producen semilla cada dos, tres o hasta cuatro años (años semilleros), lo que obliga a beneficiar o adquirir semilla con antelación, en función de la producción futura de las especies de interés.

Algunos autores (Varela *et al.*, 2011) sugieren algunas de las características que deben reunir los lotes de semilla de calidad. Éstas se presentan en el Cuadro 3.1.

Cuadro 3.1. Conjunto de propiedades que deben cumplir los lotes de semillas consideradas de calidad.

Condición	Descripción
Genuidad	El lote de semillas debe responder a la especie y cultivar deseado.
Pureza	Corresponder solo a la especie que se desea producir.
Limpieza	Deben estar libres de materiales extraños como residuos, ramas o tierra.
Sanidad	Estar libres de plagas y enfermedades.
Viabilidad	Deben ser capaces de germinar y desarrollar una plántula normal en condiciones óptimas de siembra.

De preferencia, se recomienda adquirir la semilla directamente con los dueños de los predios forestales, o con asociaciones forestales. La entrega de certificados o pruebas de análisis de calidad de la semilla deberá ser una acción rutinaria al momento de recibir la semilla adquirida. Una buena práctica es preguntar a los jefes de viveros cercanos sobre la calidad de servicio brindado por el proveedor.

A nivel nacional existen bancos de germoplasma (gobiernos estatales, instituciones de enseñanza e investigación, y de la CONAFOR) que pueden brindar el servicio de análisis de calidad del germoplasma adquirido.

3.2.4 Clasificación de semilla

Algunas semillas grandes (≥ 1 cm de longitud) de especies como encino, caoba, parota, melina, ramón, entre otras, se pueden depurar y clasificar manualmente. Las semillas pequeñas (< 1 cm de longitud) se pueden depurar y clasificar con equipos industriales, tamices o con cernidores elaborados en los viveros (Figura 3.13). En los bancos de germoplasma se cuenta con equipos mecanizados para depurar y clasificar las semillas por tamaños.

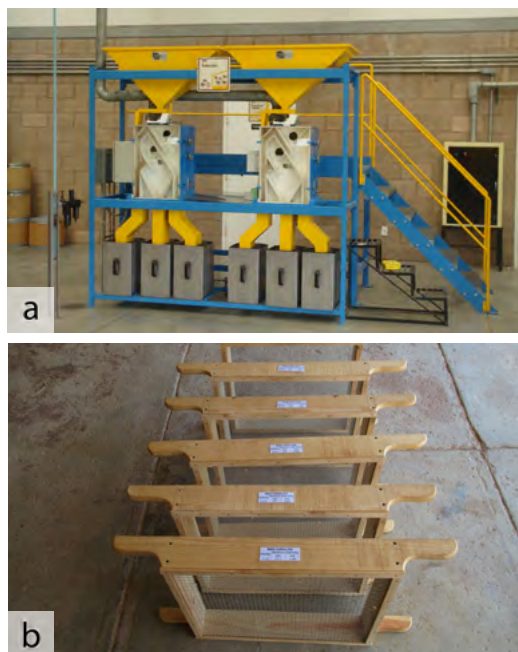


Figura 3.13. Clasificación de semillas por tamaños mediante equipo mecanizado (a) y con cernidores (b).
(J. Ricardo Sánchez V.)

La energía germinativa (velocidad de germinación) es proporcional al tamaño de la semilla, mayor en las semillas medianas y grandes que las semillas pequeñas. Por ello, se recomienda clasificar las semillas viables en dos grupos: grande-mediana y pequeña. Posteriormente, solo se deberán utilizar las semillas grandes y medianas ya que éstas germinan en menor tiempo que las pequeñas; además, generan planta con mayor talla y vigor, y por consecuencia, mayor resistencia a daños por patógenos.

Cuando se realiza la siembra sin clasificar, las plantas de las semillas pequeñas con tallas inferiores quedan suprimidas y por tanto, no alcanzan los estándares para su salida a campo. Como opción para aprovechar la semilla pequeña, se recomienda su siembra por separado y de preferencia uno o dos meses previos a la siembra del resto de la semilla (Figura 3.14).



Figura 3.14. Semillas de *Pinus montezumae* clasificada en tres tamaños (a); planta producida con semillas pequeñas (izquierda) y con semillas medianas-grandes (derecha) (b) y planta de *Pinus patula* producida con semillas pequeñas (izquierda) y medianas-grandes (derecha) (c).

(Manuel Aguilera R.)

3.3 Envases

3.3.1 Acciones recomendadas:

	• Seleccionar el envase adecuado a las especies a producir
	• Lavar y desinfectar los envases al inicio y fin de cada producción
	• Impregnar las cavidades con soluciones a base de sales de cobre
	• Almacenar los envases en lugares limpios y protegidos
	• Comprar el tipo de envase con la mayor relación beneficio-costeo
 Fundamento	
Los envases influyen de manera directa en las características morfológicas de las plantas que se producen en el vivero. Los envases que se reutilicen para la producción de planta requieren ser lavados, desinfectados y en su caso, ser impregnados con soluciones a base de sales de cobre.	

3.3.2 Función y tipos de envases

La función principal de los envases es contener el sustrato o medio de crecimiento, que a su vez sirve como medio de anclaje de la raíz, almacén de agua, aporte de oxígeno y nutrientes para las plantas durante su crecimiento en el vivero.

Los envases utilizados en los viveros forestales del país están fabricados en una amplia gama de materias primas, colores y diseños. En el mercado mexicano existe una gran diversidad

de envases y especificaciones para la producción de especies forestales en vivero; éstos se agrupan en contenedores y bolsas de polietileno; los primeros se subdividen en contenedores con cavidades fusionadas (charolas de poliestireno expandido y de plástico rígido), contenedores con cavidades intercambiables (rejillas con tubetes de plástico y contenedores de material biodegradable (Jiffy®)). En la Figura 3.15 se muestra la clasificación de los envases utilizados en los viveros forestales en México.

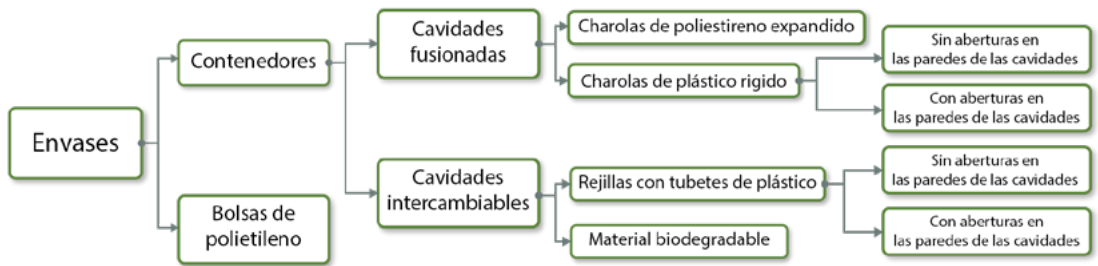


Figura 3.15. Tipos de envases disponibles en el mercado mexicano para la producción de especies forestales en vivero.
(J. Ricardo Sánchez V.)

Aunque a nivel nacional se han utilizado más de 40 diferentes tipos de envases para producir planta de especies forestales, la mayor parte de la producción se realiza en menos de 15, los cuales se caracterizan por ser fáciles de manejar y por estar disponibles en forma comercial.

Contenedores con cavidades fusionadas

Los contenedores que se utilizan actualmente en los viveros son fabricados de poliestireno expandido o plástico rígido (algunos tratados

contra rayos UV). Sus características se describen a continuación:

Charolas de poliestireno expandido

Son bloques de poliestireno expandido de forma rectangular, de color blanco, con cavidades de producción en forma de cilindro o pirámide invertida, con cuatro o más costillas interiores y un orificio de drenaje en la base, de 1 a 2 cm de diámetro. Este tipo de charolas son más económicas que las charolas de plástico, sin embargo, su vida útil es menor (Figura 3.16 y Cuadro 3.2).

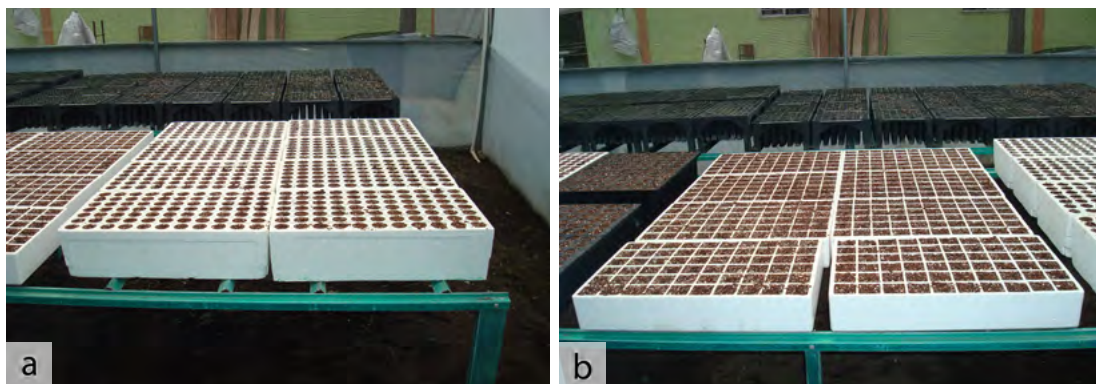


Figura 3.16. Charolas de poliestireno expandido con cavidades cilíndricas (a) y pirámide invertida (b).
(Manuel Aguilera R.)

Cuadro 3.2. Características de diseño de cuatro tipos de charolas de poliestireno utilizadas en los viveros forestales.

N°	Dimensiones de las charolas (cm)	Cavidades de producción de planta					
		Forma	N° por charola	Volumen (ml)	Densidad por m²	Diámetro superior (cm)	Espacio entre plantas (cm)
1	60.0 x 35.0 x 15.2	Cilindro	77	160	366	4.3	5.5
2	60.0 x 35.0 x 12.0		60	220	285	5.1	6.0
3	61.3 x 37.3 x 10.4	Pirámide invertida	60	165	261	5.3	6.1
4	61.3 x 37.3 x 13.0		60	220	261	5.3	6.1

Las charolas con cavidades piramidales son más económicas que las de cavidades cilíndricas, porque el diseño es más simple y se utiliza menos materia prima en su manufactura; adicionalmente, las tareas de lavado, desinfección, impregnación, llenado con sustrato y extracción de planta, son más fáciles de realizar. Aún con estas ventajas, en los viveros forestales predominan las charolas con cavidades cilíndricas porque la planta se puede agrupar mejor en paquetes para su traslado al sitio de plantación; en cambio, las plantas producidas en cepellones en forma de pirámide se dificulta su empaquetado por lo cual deben acomodarse en cajas, a cepellón desnudo, o trasladarse a campo en sus charolas con el riesgo de que se dañen (Figura 3.17).

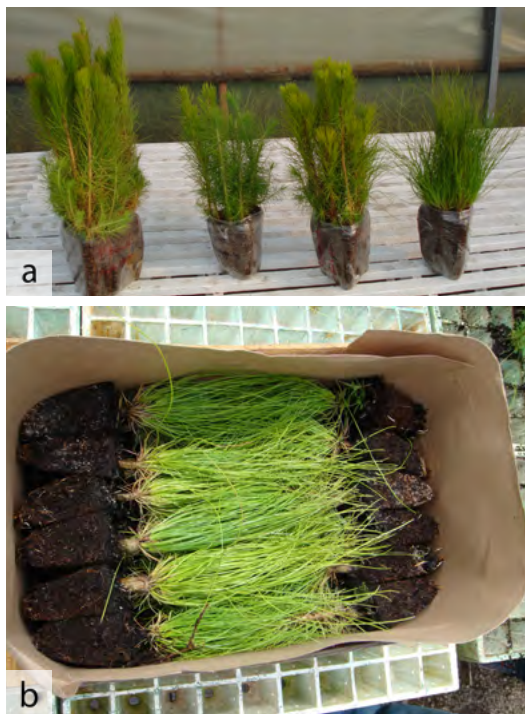


Figura 3.17. Empaque de planta producida en charolas con cavidades cilíndricas (a) y en cavidades con forma de pirámide invertida (b).
(Manuel Aguilera R.)

Las principales ventajas de las charolas de poliestireno son: bajo costo; alta termicidad (aptas para todo tipo de climas); paredes de las cavidades ásperas, fácil de impregnar. Sus desventajas incluyen: vida útil corta (4 a 6 años); requieren impregnarse con sales de cobre periódicamente para prevenir que la raíz se incruste en las paredes; dificultad para remover restos de sustrato y raíces durante el lavado; difícil de reciclar, requieren mucho espacio para almacenamiento y disposición final.

Charolas de plástico rígido

Son bloques de plástico (polietileno o poliestireno) de forma rectangular, de color negro, verde o blanco, con cavidades de producción en forma cilíndrica o de pirámide trunca invertida, con cuatro o más costillas interiores de más de 1 mm de alto, y con uno o varios orificios de drenaje, con y sin “rejilla” en la base (Figura 3.18).

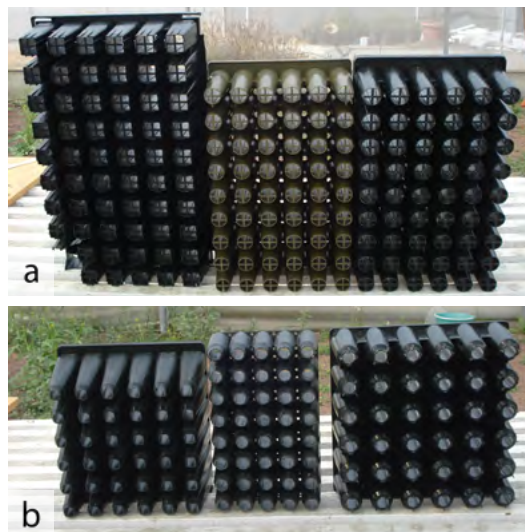


Figura 3.18. Charolas de plástico con rejillas (a) y sin rejillas (b) en los orificios de drenaje.
(Manuel Aguilera R.)

En los viveros forestales predominan las charolas de 54 o 60 cavidades con “cejas” o “pestañas” en los extremos de su parte ancha para facilitar su manejo durante la producción de planta y

en su caso, el acarreo al sitio de plantación. La mayor parte de estas charolas se comercializan en el país (Cuadro 3.3 y Figura 3.19).

Cuadro 3.3. Características de siete tipos de charolas de plástico rígido utilizadas en los viveros forestales.

Fabricante	Dimensiones (cm)	Diseño de las cavidades de producción de planta					
		Forma	No de Cavidades	Volumen (ml)	Densidad por m2	Diámetro superior (cm)	Espacio entre plantas (cm)
1	50.0 x 30.8 x 13.8	Cilíndrica	54	170	340	5.2	5.4
2	50.0 x 30.0 x 15.0		54	185	340	5.0	5.4
1	50.2 x 31.0 x 14.6		54	220	340	5.6	5.4
3	52.8 x 36.0 x 16.0		54	200	284	5.1	5.9
4	53.0 x 31.0 x 12.0	Pirámide trunca invertida	60	170	365	4.8	5.3
5	50.0 x 30.0 x 15.0		54	200	360	4.9	5.6
3	59.0 x 36.4 x 13.0		60	200	279	4.8	5.9

1 = Innovaciones Industriales y Forestales, S.A. de C.V.; 2 = SEDENA; 3 = Induplastic, S.A. de C.V.; 4 = HerkuPlast-Kubern GmbH (Alemania); 5 = Productos Químicos SINORGAN, S.A. (Portugal).

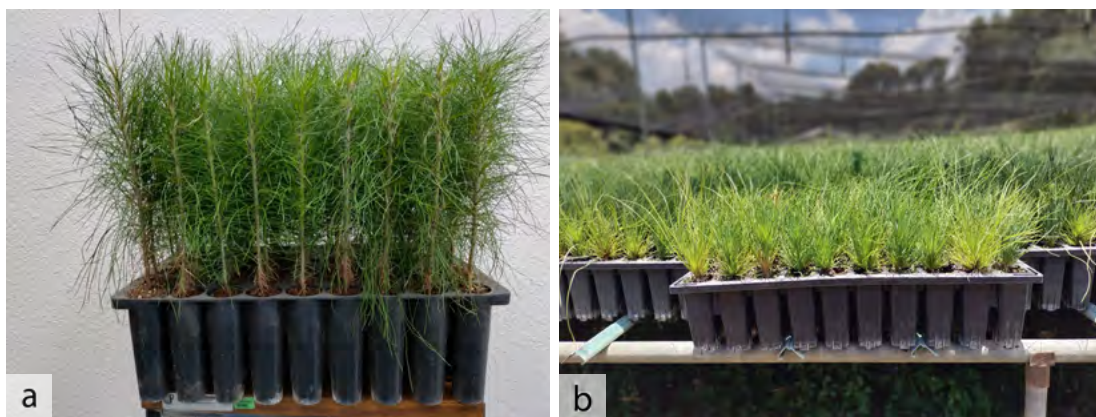


Figura 3.19. Charolas con “cejas” en sus costados de 54 cavidades (a) y 60 cavidades (b). (Manuel Aguilera R.)

En algunos viveros existen charolas sin “cejas” y con menos de 54 cavidades por unidad (Figura 3.20). Este tipo de charolas son menos prácticas, debido a que los requerimientos de infraestructura y manejo son mayores que para aquellas con “cejas”.

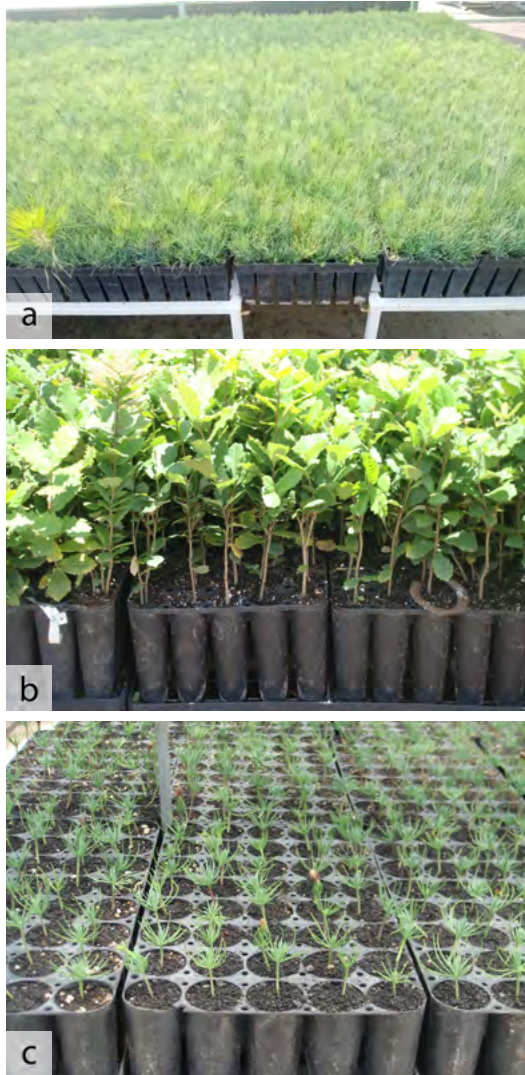


Figura 3.20. Charolas sin “cejas” en sus costados de 28 cavidades (a) y de 40 cavidades (b y c).
(Manuel Aguilera R.)

Las principales ventajas de las charolas de plástico rígido son: vida útil media (de 8 a 12 años); costo moderado; son reciclables y de fácil manejo (lavado, llenado con sustrato, desinfección, estivado y almacenamiento). Las desventajas incluyen: baja termicidad en sitios con temperaturas extremas y baja adherencia de las paredes de las cavidades a la impregnación con sales de cobre.

Al final de la década de los 80s, en los EE.UU. y en los países nórdicos, se empezaron a utilizar charolas de plástico con aberturas en las paredes de las cavidades, para propiciar la poda aérea de las raíces laterales; las plantas producidas desarrollan una estructura radical similar a las producidas en charolas de poliestireno con cubierta de cobre (Landis, 2005). Las ventajas de estas charolas es que no requieren ser impregnadas, y tienen una vida útil de hasta tres veces superior en comparación con las de poliestireno (Sung & Haywood, 2016). La eficiencia de la poda es proporcional al tamaño y cantidad de aberturas. En las Figuras 3.21 y 3.22 se muestran este tipo de charolas, en las cuales se produjo planta de fresno (*Fraxinus uhdei*), con una adecuada conformación del sistema radical.

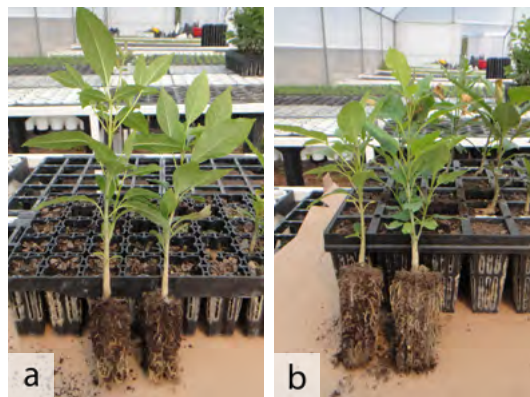


Figura 3.21. Planta de fresno (*Fraxinus uhdei*) producida en charolas con aberturas en una parte de la periferia de las cavidades (a) y en toda la periferia (b).
(Manuel Aguilera R.)



Figura 3.22. Charolas de plástico rígido con aberturas en toda la periferia de las cavidades.
(J. Ricardo Sánchez V.)

Contenedores con cavidades intercambiables

Los contenedores con cavidades intercambiables son tanto fabricados en México como importados. Sus características se describen a continuación:

Rejillas con tubetes de plástico

Son estructuras de plástico en forma de mesa cuadrada con superficie de “rejilla de cuadros” o “rejilla de círculos” para sostener las cavidades (“tubetes”) de producción de su borde superior. Estas “rejillas” pueden contener “cejas” o “pestañas” en dos de sus extremos para sujetarse con las manos y facilitar el manejo. Los “tubetes” pueden ser de forma cilíndrica o cónica (Figura 3.23).

Las charolas con “rejilla de círculos sin cejas” y “tubetes” cónicos (Figura 3.23c) son menos eficientes debido a que se dificulta su llenado, además de que se puede acumular sustrato en la superficie de la rejilla lo cual puede propiciar el desarrollo de malezas (Figura 3.24).

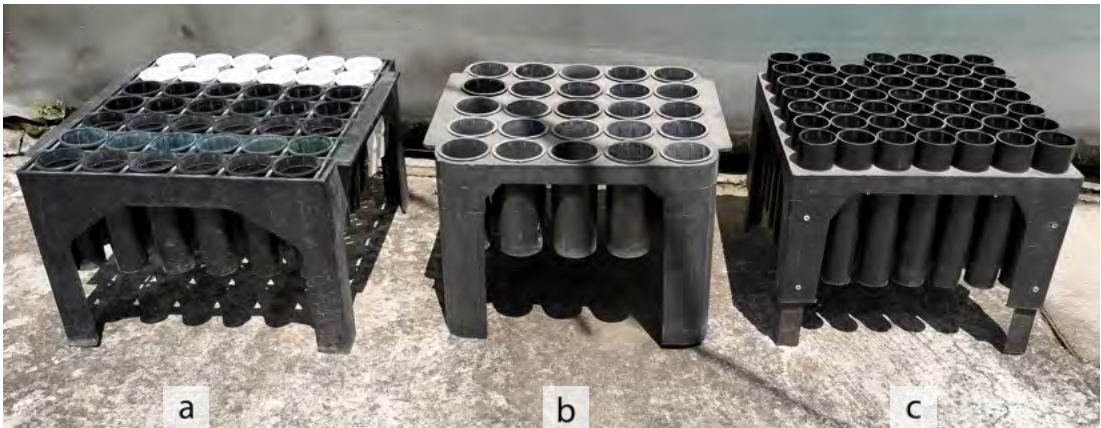


Figura 3.23. Mesa porta tubetes con “rejilla de cuadros” y cejas en sus extremos (a), mesa con “rejillas de círculos” con “cejas” en sus extremos (b) y mesa con “rejillas de círculos” sin “cejas” en sus extremos (c).
(Manuel Aguilera R.)



Figura 3.24. Acumulación de sustrato en la parte superior y consecuente desarrollo de malezas en las charolas porta-tubetes con “rejilla” de círculos, sin orificios de aireación en su superficie.
(Arnulfo Aldrete)

Las charolas más utilizadas en los viveros corresponden a aquellas que contienen “tubetes” en forma de cilindro y “rejillas de cuadros” con dos

“cejas” de sujeción, dado que facilitan su manejo y mejoran la aireación entre las plantas (Cuadro 3.4 y Figura 3.25).

Cuadro 3.4. Características de tres charolas de plástico de fabricación nacional^(*) con “rejillas de cuadros” y “tubetes cilíndricos”.

Rejillas con soportes verticales (patas)	Tubetes (cavidades de producción intercambiables)						
	No. de cavidades	Volumen (ml)	Diámetro superior (cm)	Diámetro inferior (cm)	Altura (cm)	Densidad por m ²	Espacio entre plantas (cm)
37.5 x 37.3 x 23.4*	42	170	5.2	3.5	13.5	300	5.8
37.9 x 33.7 x 23.3*	25	220	6.0	4.9	11.9	196	7.2
37.9 x 33.7 x 23.3*	25	310	6.2	4.9	16.1	196	7.2

^{*}Innovaciones Industriales y Forestales, S.A. de C.V.

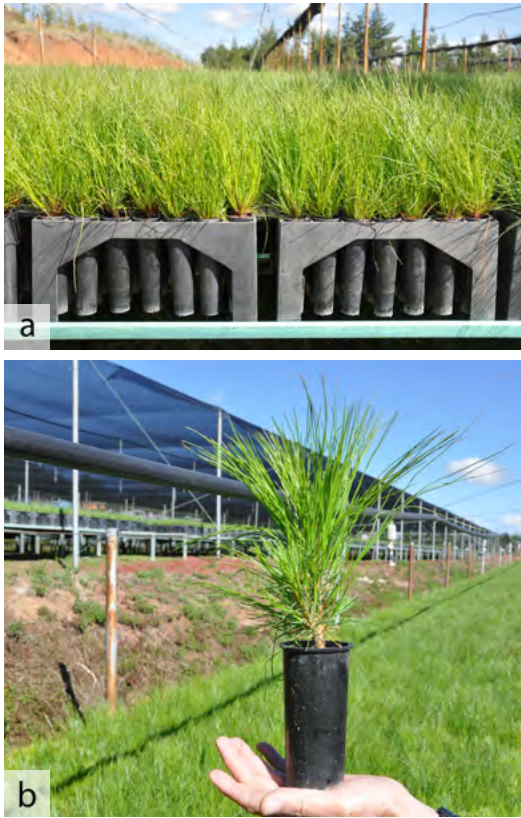


Figura 3.25. Planta de *Pinus montezumae* producida en charolas de plástico con rejilla de cuadros y bordes de sujeción tanto en la rejilla como en el borde superior del tubete de 170 ml (a) y 220 ml (b). (Manuel Aguilera R.)

Las principales ventajas de las charolas con tubetes intercambiables son: vida útil larga (de 15 a 20 años); reciclables; permiten el manejo individual de la planta (aislar planta enferma, ordenar por tallas, espaciar para favorecer la lignificación) y permiten el transporte a campo en sus envases. Por su parte, las desventajas son: baja termicidad en sitios con temperaturas extremas; baja adherencia de las paredes de las cavidades a la impregnación; difícil manejo (lavado, llenado con sustrato, desinfección, estivado y almacenamiento).

En este grupo de contenedores de plástico existen también con aberturas para propiciar la poda aérea de las raíces laterales. Estos fueron desarrollados al final de la década de los 80s y principios de los 90s, con el propósito de producir planta con raíces fibrosas y sin deformaciones. (Haase *et al.*, 2015; Landis, 2005). En México se utilizan muy poco debido a que su costo supera a los demás tipos de charolas.

El uso de este tipo de contenedores se está incrementando en los viveros de países forestales de Europa, Canadá y Estados Unidos debido a que no contaminan el ambiente con lixiviados de cobre, aunque el consumo de agua y de fertilizantes es superior respecto a los viveros donde se utilizan contenedores sin canales (Landis, 2005). En el Cuadro 3.5 se enlistan los principales fabricantes de charolas con canales a nivel internacional.

Cuadro 3.5. Empresas fabricantes y volumen de los contenedores de plástico con aberturas laterales para propiciar la poda aérea radical.

Compañía	Contenedor	Volumen (ml)	Tipo de aberturas	Origen
Accelerator®	APL2	225	Verticales	EE.UU.
BCC™	Hiko Sideslist, Hiko AirBlock, Plantek, SideSlit Cell y Air Cell	55-275		Suecia
Panth™	Starpot®	50-120		Francia
IPL	Rigi-Pots™	80-350		Canadá
RootMaker®	RootMaker I & II	50-98		EE.UU.
IIF	Cono forestal Shin-Gon	110-220	Circundantes	México

En México, en el año 2011 la empresa Innovaciones Industriales y Forestales (IIF), S.A. de C.V., en colaboración con investigadores del Colegio de Postgraduados desarrollaron tres contenedores de plástico con cavidades intercambiables

(tubetes) de 110, 170 y 220 ml, con aberturas circundantes en sus paredes (Figura 3.26). En este tipo de envases, las plantas desarrollan una arquitectura de raíz similar a las producidas en charolas impregnadas con cobre (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2021a; Castro-Garibay *et al.*, 2018; Sánchez-Aguilar *et al.*, 2016) (Figura 3.27). El crecimiento en campo de planta de *Pinus patula* producida en este tipo de envases, fue similar con la producida en charolas impregnadas con cobre; ambos tipos de planta tuvieron crecimientos y supervivencias superiores a las plantas producidas en charolas sin poda radical (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2020).

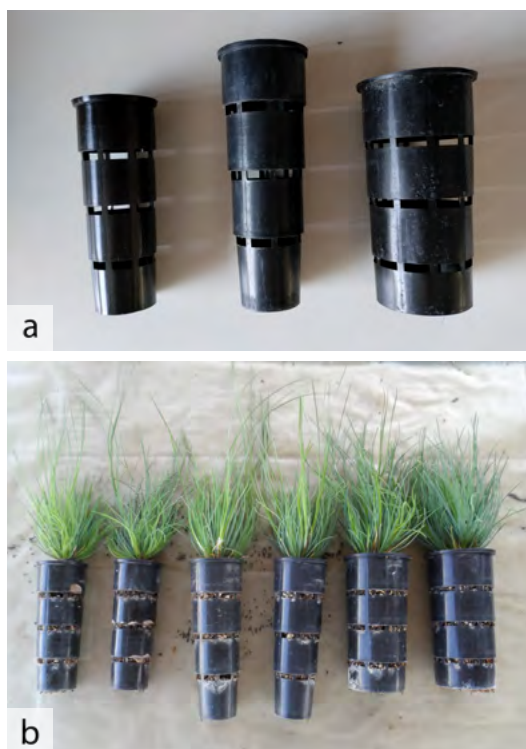


Figura 3.26. Tubetes de 110, 170 y 220 ml con aberturas circundantes (a) y planta de *Pinus montezumae* de tres meses de edad producida en estos contenedores (b). (Manuel Aguilera R.)

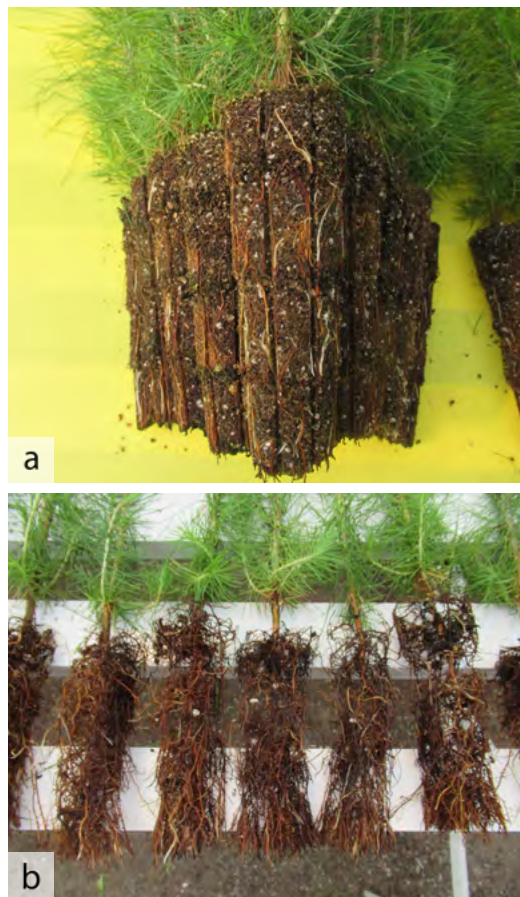


Figura 3.27. Cepellones (a) y raíz de plantas (b) de *Pinus greggii* producidas en tubetes de 170 ml con aberturas circundantes. (Manuel Aguilera R.)

Los envases con un diseño de aberturas laterales (Figura 3.28) propician una buena poda aérea del sistema radical, sin embargo, esta característica incide en un mayor consumo de agua y fertilizantes que en aquellas producidas en charolas sin este diseño, por lo cual se recomienda utilizar fertilizantes de liberación controlada para minimizar las pérdidas de fertilizante y considerar una mayor cantidad de agua para el riego, acorde a las necesidades específicas de cada especie (Landis, 2005).

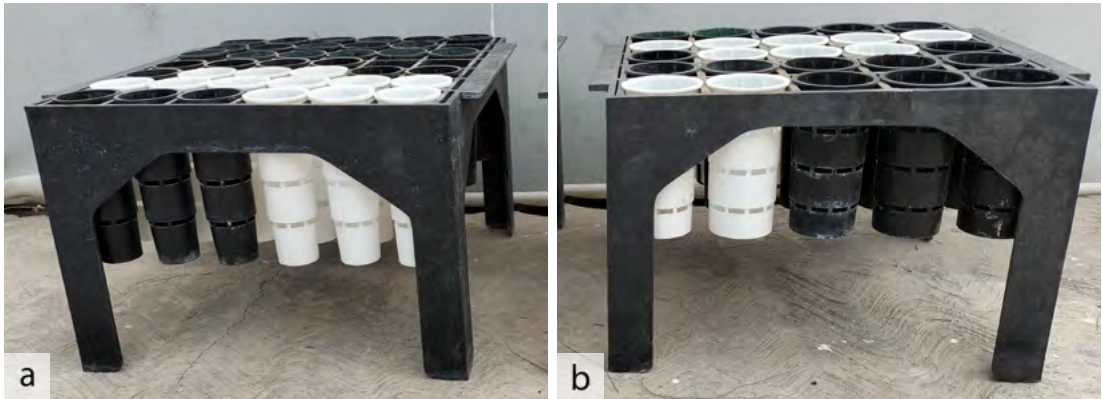


Figura 3.28. Mesas con tubetes de 170 (a) y 220 ml (b) con aberturas circundantes para propiciar la poda aérea radical.
(J. Ricardo Sánchez V.)

Contenedores de material biodegradable (Jiffy®)

Otro tipo de envase lo constituyen las charolas con cavidades de paredes biodegradables conocidos como contenedores Jiffy®, en los cuales las raíces laterales se podan de manera natural al rebasar la pared (malla elástica biodegradable) y

hacer contacto con el aire. Este tipo de envases incluyen sus respectivas charolas de plástico para mantener los cepellones separados entre sí y en posición vertical, durante el ciclo de producción. Por su alto costo se utilizan solo en algunos viveros del sureste del país dedicados a la producción de planta para plantaciones forestales comerciales con especies tropicales (Figura 3.29).



Figura 3.29. Envases con paredes biodegradables tipo Jiffy® utilizados para la producción de teca (*Tectona grandis*).
(Arnulfo Aldrete)

Durante los últimos treinta años se han utilizado más de 50 tipos de contenedores para la producción de especies forestales en México. Con el paso del tiempo las empresas fabricantes han desarrollado contenedores con cavidades de mayor capacidad volumétrica y mejor funcionalidad; también los productores de planta han renovado o sustituido sus contene-

dores originales por nuevos contenedores de mejor calidad.

Del total de contenedores utilizados en los viveros forestales destacan 12 tipos con las mejores características de diseño, facilidad de manejo, producción de planta de calidad y aceptación de los productores, mismos que se describen en el Cuadro 3.6 y se ilustran en la Figura 3.30.

Cuadro 3.6. Charolas con diseño apropiado para producir planta de especies forestales de calidad.

Características de las charolas				Características de las cavidades							Plantas		Fabricante
Clave	Dimensiones (cm)			No.	Forma	Vol. (ml)	DS* (cm)	DI** (cm)	Largo (cm)	Base con rejilla	Por m²	DP+ cm	
	Largo	Ancho	Alto										
Charola de poliestireno expandido													
PS-60-220-PI	61.3	37.3	13.0	60	PI	220	5.3	1.5	13.0	NO	262	6.0	AE
PS-60-220-C	61.0	35.5	15.2	60	C	250	5.0	2.2	15.2	NO	277	5.8	BP
Charola de plástico													
P-54-200-C	49.0	30.0	15.0	54	C	200	5	3.2	14.0	SI	360	5.1	SEDENA
P-60-200-PTI	60.0	36.4	13.0	60	PTI	200	4.8	3.0	13.0	SI	274	5.5	Induplástic
P-54-200-PTI	50.0	30.0	15.0	54	PTI	200	5.0	2.2	15.0	NO	360	5.1	Sinogran
P-54-220-C	50.2	31.0	14.6	54	C	220	5.0	3.5	14.6	SI	345	5.2	IIF
P-54-245-PTI	50.0	30.0	11.5	54	PTI	245	5.5	4.0	11.5	SI	266	5.8	HerkuPlast
Charola de plástico con aberturas													
PA-36-240-PTI	36.5	36.5	13.0	36	PTI	240	5.0	3.5	13.0	SI	165	5.5	SSI
Tubetes de plástico													
TP-25-220-C	38.0	34.0	23.0	25	C	220	5.5	4.7	11.9	SI	193	7.0	IIF
TP-25-310-C	38.0	34.0	23.0	25	C	310	5.5	4.7	11.9	SI	193	7.0	
Tubetes de plástico con aberturas													
TPA-42-170-C	37.5	37.3	23.4	42	C	170	5.2	3.5	13.8	SI	300		IIF
TPA-25-220-C	38.0	34.0	23.0	25	C	220	5.5	4.7	11.9	SI	193	7.0	

* DS: Diámetro superior. ** Diámetro inferior. + Distancia entre plantas

Clave=XXX-NC-VC-FO. Donde XXX=Tipo de material (PS: Poliestireno expandido, P: plástico, TP: Tubetes de plástico, TPA: Tubetes de plástico con aberturas); NC=Número de Cavidades; VC=Volumen de las cavidades (ml) y FO=Forma geométrica de las cavidades (PI: Pirámide invertida; C: Cilíndrica; PTI: Pirámide trunca invertida).

Fabricantes: AE: Aislantes y Empaques, S.A. de C.V.(México); BP: Beaver Plastics (Canadá); SEDENA: Secretaría de la Defensa Nacional (México); Induplástico: Induplástico, S.A. de C.V. (México); Sinogran: Productos Químicos SINOGRAN S. A. (Portugal); IIF: Innovaciones Industriales y Forestales, S.A. de C.V., (México); HerkuPlast: HerkuPlast, Kubern GmbH (Alemania); SSI: Stuewe and Sons., Inc. (Estados Unidos).



PS-60-220-PI



PS-60-220-C



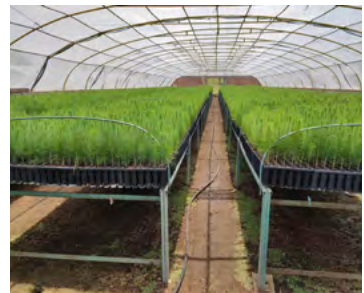
P-54-200-C



P-60-200-PTI



P-54-200-PTI



P-54-220-C



P-54-245-PTI



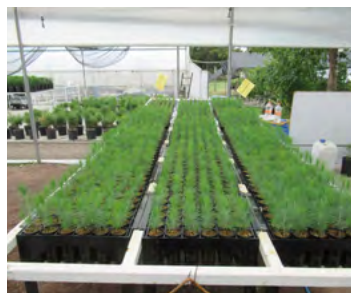
PA-36-240-PTI



TP-25-220-C



TP-25-310-C



TPA-42-170-C



TPA-25-220-C

Figura 3.30. Tipos de envases más utilizados en los viveros forestales de México, para la producción de coníferas y latifoliadas.
(Manuel Aguilera R.)

Bolsas de polietileno

Las bolsas de polietileno son envases que se utilizan en muchas partes del mundo, principalmente en países en vías de desarrollo, para la producción de especies forestales y ornamentales, debido a que presentan múltiples ventajas como su diversidad de tamaños, bajo costo y facilidad de almacenamiento, además de que son aceptadas ampliamente por los viveristas (Haase *et al.*, 2021). Sin embargo, diversos autores señalan varias desventajas que influyen de manera negativa en la calidad de la planta producida, principalmente por la deformación del sistema radical, que presenta un espiralamiento en torno al cepellón al hacer contacto con la pared interior de la bolsa; esta deformación se agudiza en la base y se le conoce coloquialmente como “cola de cochino”. De forma adicional se presenta el problema de salida de las raíces por los orificios de drenaje, las cuales se incrustan en el suelo, y cuando son extraídas del vivero, una gran cantidad de raíces se rompen provocando un desbalance en las plantas (Haase *et al.*, 2021).

En México las bolsas de polietileno se han usado para la producción de diversas especies en viveros forestales desde hace poco más de un siglo (Aguilar-Zinser, 2016). Durante décadas esta forma de producción se ha conocido como “sistema tradicional” y se basa en el uso de bolsas de polietileno como envase y “tierra de monte” como sustrato. Este fue el sistema de producción principal por más de ochenta años. Sin embargo, a principios de los 90s, se introdujeron en México diversos contenedores rígidos de plástico y poliestireno que fueron sustituyendo el uso de bolsas de polietileno durante casi dos décadas (Figura 3.31). Algunos de los viveros utilizan este sistema como método único o complementario al sistema de producción en contenedores. Si bien existen en el mercado una gran cantidad de medidas y especificaciones técnicas, en el Cuadro 3.7 y Figura 3.32 se presentan las características que deben poseer las bolsas recomendadas para la producción de especies forestales.

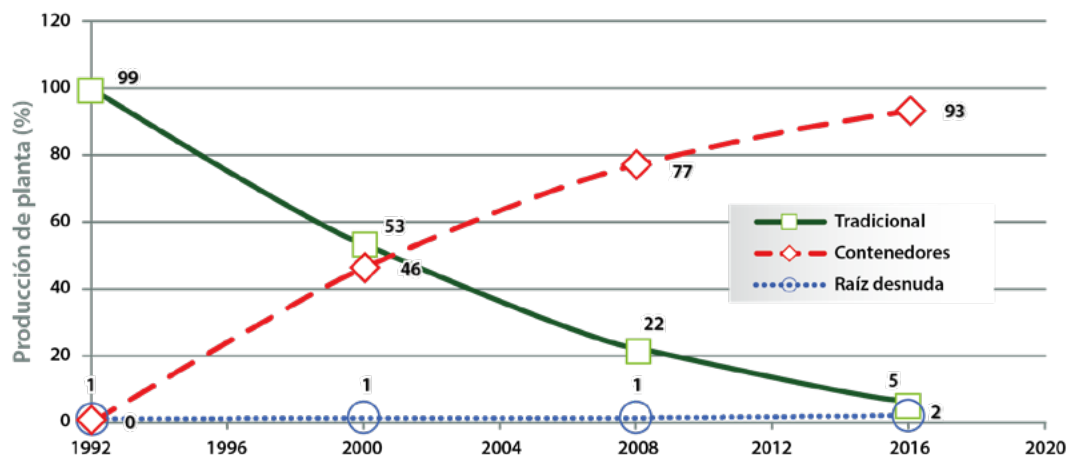


Figura 3.31. Comportamiento en el tiempo del uso de los sistemas de producción en viveros forestales de México.
(J. Ricardo Sánchez V.)

Cuadro 3.7. Características de diseño de cinco tamaños de bolsas de polietileno (calibre 400) para viveros forestales.

Características generales	Unidad de medida	Dimensiones de las bolsas vacías (cm)				
		13 x 25	15 X 20	15 x 25	18 x 30	20 x 30
Peso de la bolsa	g	6.5	6	7.9	14	15.8
Bolsas por Kg	Número	154	167	126	71	63
Profundidad del fuelle	cm	3.0	3.5	3.5	4.25	4.75
Bolsas llenas con sustrato	Diámetro (cm)	8.3	9.6	9.6	11.5	12.7
	Altura (cm)	19.5	14.5	20.0	25.0	25.0
	Volumen (L)	1.055	1.049	1.3	2.6	3.0
	Bolsas llenas/m ²	144	100	100	72	56.0
Perforaciones para drenaje (una o dos hileras con ocho perforaciones)	Diámetro de la perforación (cm)	0.7	0.8	0.8	1.0	1.0
Distancia del sello térmico a la primera hilera de perforaciones	cm	4.0	5.5	5.5	6.0	6.0
Distancia de la primera a la segunda hilera de perforaciones	cm	5				

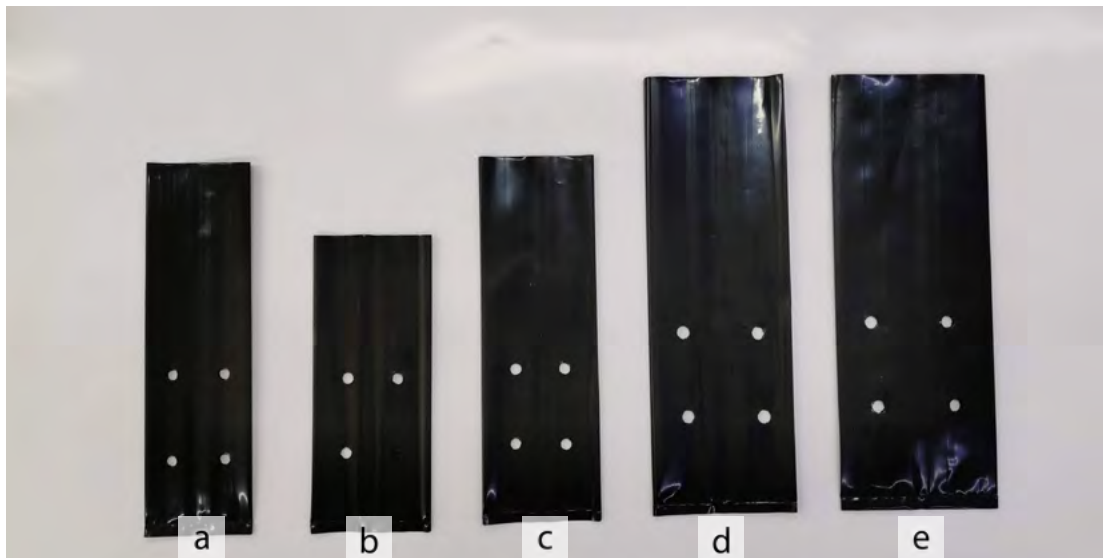


Figura 3.32. Bolsas de polietileno negro para producir planta forestal en vivero, con fuelle y 4 perforaciones de drenaje por lado, con medidas en vacío de 13 x 25 cm (a), 15 x 20 cm (b), 15 x 25 cm (c), 18 x 30 cm (d) y 20 x 30 cm (e).
(J. Ricardo Sánchez V.)

Aunque la producción en bolsas de polietileno es menos eficiente que la producción en contenedores (charolas) debido a la imposibilidad de poder controlar en forma apropiada algunos factores (riego, fertilización, uniformidad del sustrato), en algunas entidades se continúa produciendo en este sistema (Figura 3.33). Sin embargo, a partir del año 2018 nuevamente se popularizó el uso de las bolsas de polietileno para abastecer con planta el programa guber-

namental denominado “Sembrando Vida” que apoya el establecimiento y operación de pequeños viveros comunitarios, en los cuales se utiliza este sistema de producción. De forma adicional, la SEDENA produce especies forestales y frutales para el mismo programa, utilizando este tipo de envases. En la actualidad se estima que más de la mitad de las plantas en los viveros forestales de México se producen en bolsas de polietileno.



Figura 3.33. Producción de planta forestal en sistema tradicional en diversos viveros del Estado de México.
(I. Delfino Gómez P.)

En el sistema tradicional se debe poner especial énfasis en dos factores que influyen de manera significativa en la calidad de planta producida. El primero es el tiempo máximo que debe mantenerse la planta en la bolsa de polietileno, antes de que el sistema radical comience a generar deformaciones tanto de la raíz principal como de las raíces secundarias; el tiempo requerido variará entre especies o grupos de especies. En este contexto, es importante que los encargados del vivero conozcan la fenología de las especies producidas, que les permita determinar el tiempo apropiado para ser llevadas a campo. Lo anterior estará en función de diferentes variables, dentro de las cuales destacan la fecha apropiada de siembra, el tamaño de la bolsa, el sustrato y el protocolo de fertilización. El segundo factor es el acomodo de las bolsas llenas en la plantabanda, el cual debe asegurar que mantengan una posición vertical durante todo

el ciclo de producción, en relación con la superficie del suelo. Lo anterior permitirá que todas las bolsas puedan captar suficiente agua y energía solar para un adecuado crecimiento.

En algunos viveros de México, en especial aquellos que utilizan bolsas de polietileno como único tipo de envase, se ha encontrado como práctica regular su reuso, bajo la justificación del ahorro de recursos económicos. Dadas la potenciales afectaciones por agentes patógenos, principalmente, esta actividad debe eliminarse por completo. Además, los materiales con los cuales se han elaborado tienen una vida útil muy corta (un ciclo de producción), y por lo tanto, el plástico tiende a degradarse con mucha facilidad.

Con base en la experiencia de producción se sugiere el uso de bolsas con capacidad volumétrica igual o mayor a un litro, conforme a las dimensiones consideradas para diferentes grupos de especies a producir (Cuadro 3.8).

Cuadro 3.8. Tamaño de bolsas de polietileno recomendadas para la producción de diferentes grupos de especies.

Grupos de especies a producir	Dimensiones de las bolsas vacías (cm) y capacidad volumétrica (L)				
	13 x 25 (1.0)	15 X 20 (1.1)	15 x 25 (1.3)	18 x 30 (2.6)	20 x 30 (3.0)
Coníferas de rápido crecimiento	✓	---	✓	✓	✓
Pinos cespitosos y piñoneros	---	✓	✓	✓	✓
Latifoliadas	---	---	✓	✓	✓

3.4 Sustratos

3.4.1 Acciones recomendadas:

	• Seleccionar materiales locales ya probados
	• Almacenar los materiales de la mezcla en lugares protegidos
	• Realizar la mezcla en lugares limpios y desinfectados
	• Utilizar de inmediato los sustratos preparados
	• Evitar el reuso de sustratos de otros ciclos de producción
	Fundamento
	Los materiales que se utilicen para elaborar los sustratos deben ser poco fértiles o inertes y libres de patógenos, semillas de malezas y esporas

3.4.2 Función de los sustratos

El sustrato es el medio de crecimiento donde las plantas desarrollan sus raíces, obtienen el agua y los nutrientes necesarios para su crecimiento y sirve de anclaje para las plantas durante el proceso de producción en el vivero.

La selección de materiales para la formulación de sustratos regularmente está en función de su disponibilidad, características, facilidad de manejo, especies por producir y principalmente, su costo. Sin embargo, pocas veces se toma en cuenta el factor de sanidad determinada por la presencia de patógenos, semillas y propágulos de malezas en los materiales utilizados.

En la producción de planta en charolas se utilizan sustratos elaborados con mezclas de materiales orgánicos e inorgánicos. Dentro de los orgánicos se encuentran la turba de musgo (peat moss), corteza de pino compostada, aserrín de especies forestales (coníferas y latifoliadas), fibra de coco y compostas de diferentes residuos orgánicos (agave, café, nuez, cacahuete, cascarrilla de arroz tostada, entre otras); dentro de los inorgánicos se encuentran la perlita, vermiculita, tezontle y pumita (piedra pómez, jal, tepezil, tepojal) (Cuadro 3.9).

Cuadro 3.9. Principales características físicas y químicas de los materiales más utilizados para la elaboración de sustratos en viveros forestales (Landis *et al.*, 2014).

Material	Densidad aparente	Porosidad		pH	Capacidad de intercambio catiónico
		Retención de humedad	De aireación		
Ingredientes orgánicos					
Turba (Sphagnum)	Muy baja	Muy alta	Alta	3 a 4	Muy alta
Corteza	Baja	Baja	Muy alta	3 a 6	Alta
Fibra de coco	Baja	Alta	Alta	6 a 7	Baja
Aserrín	Baja	Alta	Media	3 a 6	Baja
Cascarilla de arroz	Baja	Baja	Media	5 a 6	Baja
Compostas	Variable	Variable	Variable	6 a 8	Alta
Tierra de monte	Alta	Variable	Baja	Variable	Variable
Ingredientes inorgánicos					
Vermiculita (grado 2)	Muy baja	Muy alta	Alta	6 a 8	Alta
Perlita (grados 6,8)	Muy baja	Alta	Alta	6 a 8	Muy baja
Pumita (pómez, jal, tepezil)	Baja	Baja	Media	6 a 8	Baja

Usualmente, la composición de los sustratos para la producción de especies forestales en contenedor, en promedio contienen 70 % de materiales orgánicos y 30% de inorgánicos. En el caso de la producción en bolsas de polietileno, se usa principalmente tierra agrícola o forestal al 100 %, o alguna combinación con otros materiales como la pumita, tezontle, aserrín, corteza de pino y compostas.

3.4.3 Insumos orgánicos

Turba de musgo

La turba es un material orgánico que se ha utilizado ampliamente en muchas partes del mundo, como uno de los materiales principales del

sustrato para producir plantas de especies ornamentales, forestales y hortícolas (Landis *et al.*, 2014). En México, regularmente se mezcla con perlita y vermiculita en una proporción de 60-20-20 %, para elaborar un sustrato conocido como “mezcla base” (Figura 3.34). Esta mezcla se utiliza para la producción de diversas especies de coníferas y latifoliadas (Figura 3.35). A pesar de las características favorables de este insumo, preferidas por la mayoría de los viveristas, presenta algunas desventajas como son su costo elevado al ser un producto de importación, y que, dependiendo de su origen, en ocasiones puede contener algunos microorganismos patógenos, esporas y semillas de malezas (García-Díaz *et al.*, 2017).



Figura 3.34. Componentes y formulación la mezcla base (turba, perlita y vermiculita).
(Arnulfo Aldrete)



Figura 3.35. Producción de *Pinus douglasiana* (a) y *P. ellioti* (b) con “mezcla base” como sustrato.
(a: V. Manuel Quiñones A.; b: Arnulfo Aldrete)

Dado que la turba es un producto importado de los EE.UU., Canadá y Europa, será necesario que los responsables de la producción realicen pruebas que les permitan determinar cuál de las marcas comerciales disponibles en su región, le genera mejor calidad de planta. En un ensayo realizado en el vivero GUMAIR (Hidalgo) durante el 2019, se produjo planta de *Pinus patula* en charolas con sustrato formulado a partir de siete marcas comerciales, con una proporción de 60 % de turba, 20 % de corteza de pino compostada, 10 % de pelita y 10 % de vermiculita, combinados con 8 g L⁻¹ de fertilizante de liberación controlada. Derivado del ensayo se observaron diferencias significativas en las variables morfológicas y vigor, en función de la marca de la turba, tal como se puede observar en la Figura 3.36.



Figura 3.36. Planta de *Pinus patula* de 7 meses de edad producida con diferentes marcas comerciales de turba.
(Manuel Aguilera R.)

Corteza de pino compostada

Es otro material que se empezó a utilizar al final del siglo pasado como único ingrediente o combinado con turba de musgo para la producción de varias especies forestales (Figura 3.37). Este material, a diferencia de la turba, retiene menos

humedad, impidiendo o retrasando la presencia de enfermedades (García-Díaz *et al.*, 2017). Además, favorece el establecimiento de organismos benéficos como las micorrizas (ectomicorrizas y *Trichoderma* spp.) que inhiben el desarrollo de ciertos patógenos como *Fusarium* (Cibrián-Tovar, 2021; Villa-Castillo, 2004).



Figura 3.37. Plantas de *Pinus douglasiana* (a) y *Cedrela odorata* (b) producidas en el vivero MASVI (Cd. Guzmán) con sustrato compuesto de 100 % de corteza de pino compostada; *P. devoniana* producida en el vivero VIFORESA (Sayula, Jal.) con sustrato compuesto de 50 % de corteza y 50 % de turba (c y d).
(a, b: Manuel Aguilera R.; c, d: Arnulfo Aldrete)

Aserrín de pino fresco (sin compostar)

El aserrín de pino es un material orgánico que, en México, hasta hace poco más de dos décadas, no se consideraba como un insumo para la producción de planta forestal. Este material se comenzó a utilizar a principios del presente siglo como componente principal en la formulación de sustratos para la producción masiva de especies forestales (Figura 3.38). Sin embargo,

su aceptación por parte de los viveristas forestales en México ha sido un proceso lento, presumiblemente por la desconfianza al producto, al carecer de experiencia en su uso y manejo.

En relación con la sanidad, algunas investigaciones refieren que los sustratos con aserrín, en comparación con los sustratos con turba o corteza de pino compostada, inhibe y retardan la afectación por algunos patógenos como *Fusarium* (García-Díaz *et al.*, 2017).

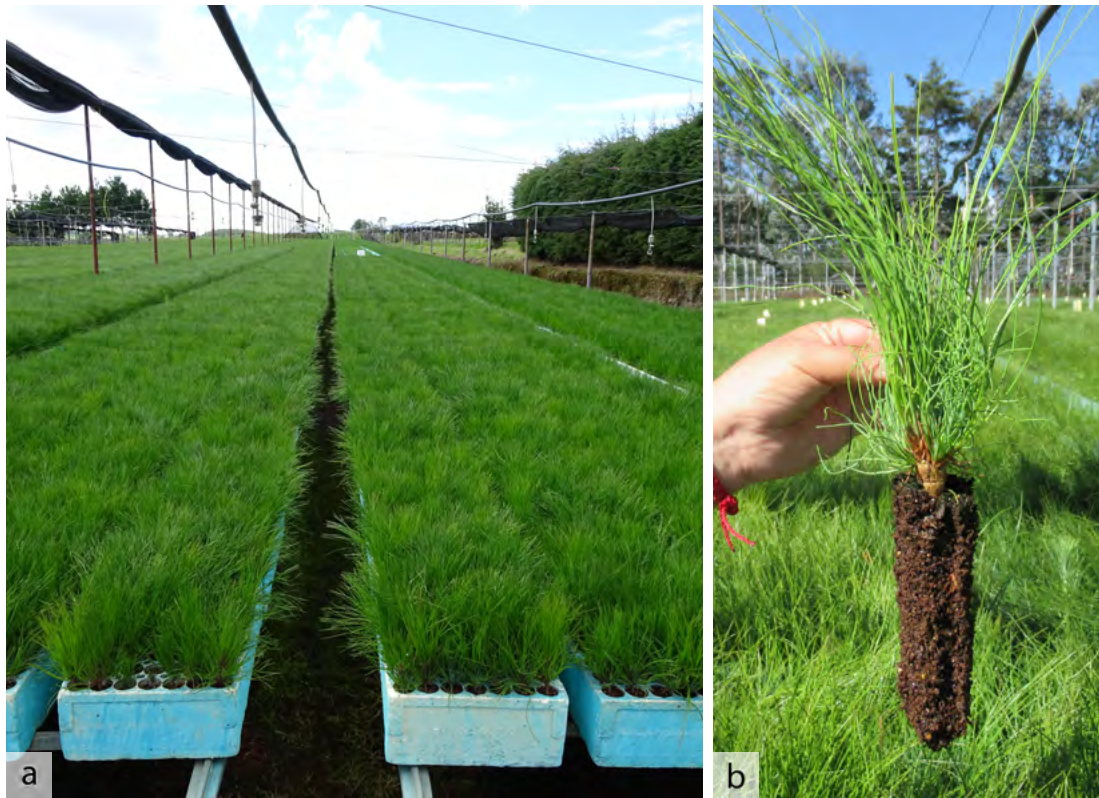


Figura 3.38. Producción de *Pinus montezumae* con sustrato a base de aserrín como componente principal en el vivero “Peñuelas Pueblo Nuevo”, Puebla (a) y GUMAIR, Hidalgo (b).
(Arnulfo Aldrete)

Recientemente se estableció un experimento de producción de planta de *Pinus patula* en sustratos elaborados con aserrín fresco como componente principal (60%). Las mezclas comparadas se formularon con aserrín proveniente del aserrío de 11 especies forestales (un sustrato por especie), de climas templado y tropical (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2021b). En

este trabajo se comprobó que es factible producir planta de calidad en sustratos con aserrín de coníferas y latifoliadas (Figura 3.39), lo cual contribuye a reforzar el uso del aserrín como sustrato, principalmente en las entidades del sureste del país, donde se generan volúmenes considerables de latifoliadas tropicales.

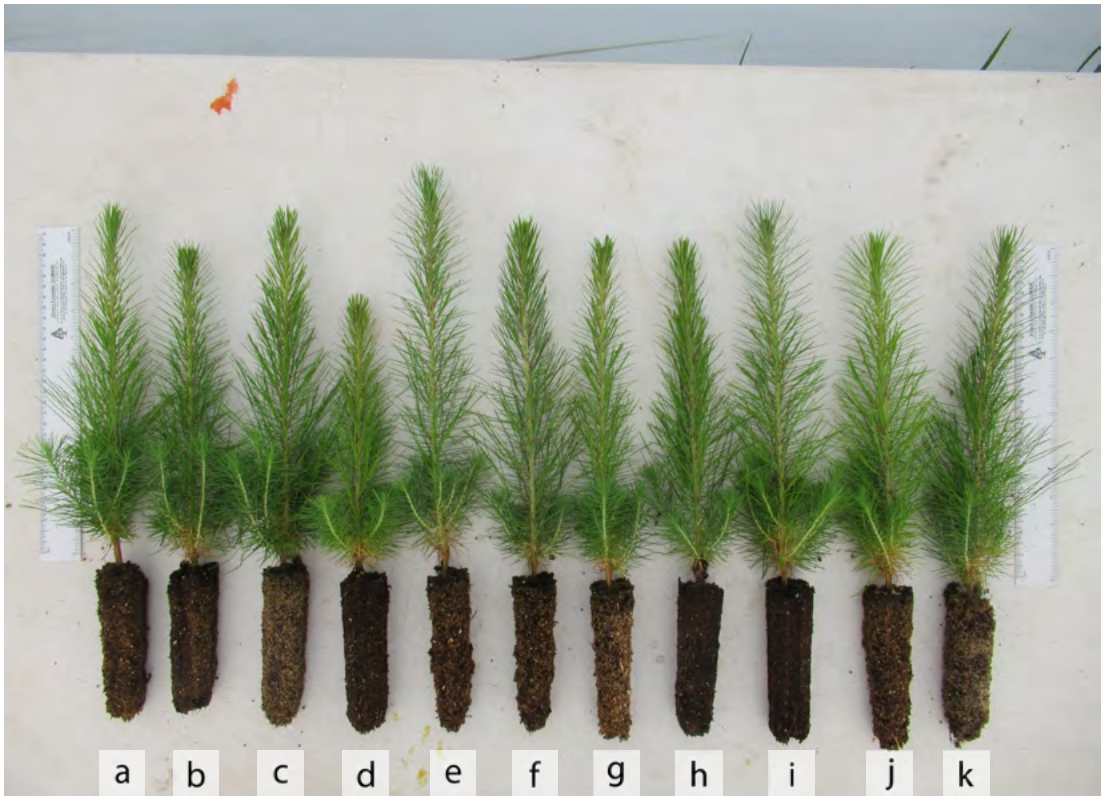


Figura 3.39. Planta de *Pinus patula* producida en sustratos con aserrín procedente de 11 especies forestales: *Abies religiosa* (a), *Hebea brasiliensis* (b), *Gmelina arborea* (c), *Mangifera indica* (d), *Pinus ayacahuite* (e), *P. montezumae* (f), *P. patula* (g), *P. teocote* (h), *Quercus laurina* (i), *Q. rugosa* (j) y *Tectona grandis* (k).
(Manuel Aguilera R.)

Al conjunto de sustratos se les adicionó un producto comercial a base de microorganismos benéficos (Micorriza y *Trichoderma*) con una dosis de 0.1 g L⁻¹ de sustrato. Como resultado del ensayo se pudo constatar que en todos los sustratos se desarrollaron cuerpos fructíferos de hongos ectomicorrízicos, tal como puede observarse en la Figura 3.40, lo cual pone de manifiesto que no existe un antagonismo con el aserrín.



Figura 3.40. Presencia de cuerpos fructíferos de hongos micorrízicos en planta de *P. patula* producida en sustratos con aserrín.
(Manuel Aguilera R.)

Fibra de coco

Es un insumo orgánico que se obtiene del mesocarpio del coco (*Cocos nucifera* L.) y se caracteriza por poseer alta capacidad de retención de humedad y textura similar a la turba, sin embargo, la salinidad y variabilidad son dos de los principales problemas, atribuidos al proceso de producción y a su procedencia.

Durante el proceso industrial, se obtienen fibras largas del mesocarpio para elaborar cuerdas, colchones, tapetes, macetas y artesanías.

Las fibras cortas y el polvo resultantes como desperdicio, se muelen y se empaican para elaborar sustratos (Figura 3.41). Los países asiáticos son los mayores productores de este insumo, y en México se produce en los estados de Colima, Michoacán y Veracruz (Vargas-Tapia *et al.*, 2008). En algunos viveros forestales se ha utilizado este insumo en sustitución parcial o total de la turba. Para reducir su salinidad, después del llenado de las charolas y su acomodo en el área de producción, se aplican riegos de lavado previo a la siembra.



Figura 3.41. Fibra de coco utilizada para elaborar sustratos en viveros forestales.
(Manuel Aguilera R.)

Tierra de monte

Es un producto forestal no maderable compuesto por material de origen mineral y orgánico, que se acumula sobre terrenos forestales, o preferentemente forestales (Secretaría de Economía, 2016a). Este insumo se ha utilizado para producir planta de especies forestales, frutales y ornamentales, en bolsas de polietileno desde inicios del siglo XX. En la mayoría de los viveros se ha utilizado sin adicionar otro insumo y en pocos casos, se combina con otros materiales como arena de río, pumita, tezontle, corteza de pino, compostas y aserrín, para mejorar la porosidad de aireación y en algunos casos, reducir el peso de la planta. Entre las ventajas y desventajas de utilizar tierra de monte en la producción de planta en bolsas, se pueden mencionar las siguientes:

- Puede contener los nutrientes y microorganismos benéficos suficientes para desarrollar planta de calidad, sin necesidad de adicionar fertilizantes, siempre que su extracción sea de los primeros 30 cm de profundidad de áreas forestales arboladas no perturbadas.
- El costo de extracción, transporte y depuración puede ser bajo, siempre que los viveros estén ubicados dentro de los predios o de las zonas forestales. De igual manera, para el transporte y acarreo de la planta a los sitios de plantación.
- Cuando se utiliza en proporciones no mayores a 50 %, combinada con otros insumos como perlita, pumita, tezontle, arena, corteza, aserrín, turba y compostas, se elaboran sustratos de bajo peso y con porosidad de aireación mayor a 15 %, en los cuales se puede producir planta de mejor calidad, que cuando se utiliza solo tierra.

- Su aprovechamiento y transporte requiere de la elaboración de un programa de manejo y la autorización oficial correspondiente (Cámara de Diputados, 2022).
- Contiene semillas de malezas que germinan a la par de las especies forestales; su remoción debe ser permanente y oportuna, lo cual incrementa los costos de mano de obra.
- Puede contener esporas de microorganismos patógenos que en algunos casos afectan el crecimiento o causan la muerte de las plantas.
- Está constituida en su mayor parte por partículas menores a 2 mm de grosor, con baja porosidad de aireación (menor a 10 %) y alta capacidad de retención de humedad; esta condición propicia que se compacte con los riegos y que la raíz crezca en forma envolvente en la periferia del cepellón.
- El peso elevado dificulta y encarece su transporte del sitio de extracción al vivero.

3.4.4 Insumos inorgánicos

Vermiculita

Es un silicato hidratado de aluminio, hierro y magnesio con estructura laminar en forma de acordeón. Tiene una densidad aparente baja, alta capacidad de retención de agua (hasta cinco veces su peso), pH neutro, Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) alta y contiene pequeñas cantidades de potasio y magnesio (Landis *et al.*, 2014).

De manera comercial se utilizan tres diferentes granulometrías. El grado 1 corresponde al más fino y no se recomienda para la formulación de mezclas de sustratos. Los grados 2 y 3 son los más utilizados para la elaboración de sustratos para la producción de especies forestales en

charolas. La mezcla 1:1 de turba y vermiculita gruesa es una de las más utilizadas en viveros forestales de Estados Unidos y Canadá (Landis *et al.*, 2014). En un estudio realizado con planta de *Pinus ponderosa* en seis sustratos (Olivo & Buduba, 2006), elaborados en una proporción 1:1 con un componente orgánico (fibra de coco o turba) y otro inorgánico (pumita, perlita y vermiculita) se encontró que las plantas producidas en la mezcla turba:vermiculita resultaron significativamente superiores en diámetro, altura, peso seco e índice de calidad morfológica, con respecto a los demás sustratos. En México, es común que se utilice la vermiculita (en una proporción de 10 a 30 %) como componente de las mezclas utilizadas para la producción de especies forestales en charolas.

Perlita

Es un silicato de aluminio de origen volcánico, con una estructura única de células cerradas, por lo que no absorbe agua como la turba o la vermiculita. Es un material estéril, infértil, con mínima CIC y pH neutro. En la elaboración de sustratos se utiliza principalmente para incrementar la porosidad, debido a que no se comprime con facilidad. A nivel comercial, los grados 6 y 8 son los más utilizados para sustratos (Landis *et al.*, 2014). Durante la elaboración de los sustratos, los trabajadores deben utilizar prendas de protección ya que contiene cantidades considerables de polvo fino que pueden causar irritación ocular y pulmonar. En los viveros forestales de México este material se utiliza en proporción del 10 al 30 % de la mezcla, en función del tipo de especies a producir.

Pumita (piedra pómez, jal, tepojal o tepezil)

Es un tipo de roca volcánica constituida principalmente de dióxido de silicio y óxido de aluminio con pequeñas cantidades de hierro, calcio, magnesio y sodio (Landis *et al.*, 2014). Es más porosa y más sólida que la perlita, por lo que puede retener más humedad y conservar la porosidad de aireación de los sustratos. En México existen grandes minas de piedra pómez en los estados de Chiapas, Estado de México, Hidalgo, Jalisco, Oaxaca, Puebla y Veracruz, donde se utiliza principalmente para la fabricación de bloques para la construcción de viviendas.

En varios viveros forestales de México se utiliza un sustrato compuesto de tierra de monte y pumita, en una proporción 3:1 para la producción de planta en bolsas de polietileno, con buenos resultados. En algunos viveros forestales que producen planta en charolas se utiliza este material como parte del sustrato, en sustitución de la perlita o como cubierta superior de las cavidades para evitar la pérdida de humedad y reducir el desarrollo de musgos, algas y hepáticas. Como componente del sustrato o como cubierta protectora, se recomienda utilizar material recién extraído de las minas y cribarlo para utilizar solo las partículas con un diámetro de 2 a 7 mm.

Tezontle

Es un tipo de roca volcánica de material inerte, con pH neutro de color rojo, negro o amarillo y con baja capacidad de retención de humedad. Es ampliamente utilizado para incrementar la porosidad de los sustratos para la producción de hortalizas, flores, frutillas, plantas ornamentales y forestales. En México existen grandes yacimientos de tezontle en los estados del cen-

tro y occidente del país (Figura 3.42) ; es utilizado principalmente para el revestimiento de caminos y construcción de viviendas.



Figura 3.42. Mina de tezontle en el estado de Jalisco.
(J. Ricardo Sánchez V.)

En algunos viveros forestales se utiliza este material combinado con tierra de monte o con otros insumos orgánicos (aserrín, turba, fibra de coco) para producir planta en bolsas, a raíz desnuda (agaves) o como cubierta protectora en la producción de planta en charolas. En un experimento realizado en el Estado de Durango se produjo planta de *Prosopis laevigata* (mezquite) en charolas de poliestireno en 6 sustratos con diferentes combinaciones de turba, corteza de pino compostada y tezontle, con granulometría de 2 a 7 mm (Ramírez-Chairez, 2014). Al final de la prueba, en el sustrato compuesto por tezontle y turba, en una proporción de 1:1, se produjo la planta con las mejores tallas e índices de calidad morfológica.

3.5 Fertilizantes

3.5.1 Acciones recomendadas:

	• Utilizar fertilizantes con macro y micronutrientes
	• Utilizar dosis apropiadas a las especies a producir
	• Privilegiar el uso de fertilizantes de liberación controlada (FLC)
	• Adquirir fertilizantes de calidad probada en viveros forestales
	• Revisar que la caducidad sea mayor al ciclo de producción
	• Almacenar los fertilizantes en bodegas protegidas
Fundamento	
	La planta forestal a producir en el vivero deberá contar con un esquema de fertilización que proporcione a la planta los nutrimentos durante todo el ciclo de producción y conforme a las etapas de desarrollo.

3.5.2 Función de los nutrientes

La producción de planta de especies forestales en contenedores se realiza con sustratos inertes o poco fértiles para prevenir el desarrollo de patógenos, así como para aportar a las plantas

dosis apropiadas de nutrientes durante la etapa de vivero. Las funciones y los síntomas de deficiencia de los nutrientes se describen en el Cuadro 3.10.

Cuadro 3.10. Funciones y síntomas por deficiencia de nutrientes esenciales para plantas de especies forestales en vivero (Jacobs & Landis, 2014).

Nutriente		Funciones	Síntomas de deficiencia
Macro nutrientes	Nitrógeno (N)	Componente de la clorofila, aminoácidos, proteínas y ácidos nucleicos. Vital en todos los procesos fisiológicos	Clorosis de las hojas viejas, achaparramiento de la planta, hojas pequeñas
	Fosforo (P)	Componente de paredes celulares y ácidos nucleicos. Almacenamiento y liberación de energía. Activación de membranas y enzimas	Achaparramiento de la planta, escaso desarrollo radical. Las hojas, yemas y tallos se tornan de color púrpura o rojo
	Potasio (K)	Ajuste osmótico. Participa en la turgencia celular, transporte del floema y crecimiento celular	Necrosis en los bordes de las hojas y retraso en el crecimiento

Nutriente		Funciones	Síntomas de deficiencia
Macro nutrientes	Calcio (Ca)	Componente de paredes celulares. Participa en la división celular y estabilidad de las membranas. Inhibe infecciones por hongos y toxinas.	Inhibición de meristemas y ápices de raíces. Incremento en la susceptibilidad a hongos patógenos.
	Magnesio (Mg)	Componente de la clorofila. Regula el pH, balance iónico, transferencia de energía y la actividad enzimática	Clorosis o amarillamiento de las nervaduras de las hojas, de las puntas hacia la base.
	Azufre (S)	Componente de vitaminas y coenzimas. Participa en la formación de aminoácidos y proteínas.	Follaje verde claro de las hojas de arriba hacia abajo, achaparramiento de la planta
Micro nutrientes	Hierro (Fe)	Componente esencial de proteínas, cloroplastos y enzimas. Catalizador de procesos enzimáticos, especialmente en la fotosíntesis.	Amarillamiento de las hojas terminales o más jóvenes. En casos extremos se tornan blancas.
	Manganeso (Mn)	Componente de ribosomas. Activador de la fotosíntesis, síntesis de carbohidratos, ácidos nucleicos y metabolismo de lípidos.	Clorosis similar a la deficiencia de hierro En casos severos produce necrosis.
	Zinc (Zn)	Componente de enzimas. Catalizador de enzimas para el metabolismo de carbohidratos, síntesis de proteínas y auxinas.	Reducción de entrenudos y atrofia del follaje. Clorosis o bronceado de hojas jóvenes.
	Cobre (Cu)	Componente de enzimas y proteínas. Activador de fotosíntesis. Metabolismo del fenol, carbohidratos y nitrógeno.	Acículas retorcidas en espiral, con las puntas amarillentas o con tonalidad bronce.
	Molibdeno (Mo)	Componente de varios sistemas enzimáticos. Esencial para reducir iones de nitrato en amonio.	Clorosis, seguida de necrosis en las hojas, empezando en la punta.
	Boro (B)	Participa en la división celular, lignificación de paredes, síntesis de aminoácidos y proteínas.	Clorosis y necrosis de las yemas terminales, entrenudos cortos

Para cada especie o grupos de especies se debe diseñar y aplicar un programa de fertilización. Para la producción de planta en charolas, donde se utilizan sustratos con nula o mínima fertilidad, se deben utilizar fertilizantes que contengan los nutrientes esenciales para el desarrollo normal de las plantas en vivero. El programa de fertilización deberá basarse en las experiencias de producción de años anteriores en el vivero o en otros viveros, así como en las publicaciones técnicas sobre producción de especies forestales.

3.5.3 Tipos de fertilizantes

En los viveros forestales, la nutrición que se produce en contenedores se realiza con Fertilizantes Hidosolubles (FHS) y de Liberación Controlada (FLC); en menor proporción se utilizan Fertilizantes de Lenta Liberación (FLL) y Fertilizantes Foliares (FF) para corregir deficiencias nutrimentales. La mayor parte de los FHS y FLC son importados y se comercializan en presentaciones con macro y micro nutrientes (Landis, 1989b).

Los FHS se incorporan al agua de riego con dosificadores de agroquímicos (hidráulicos o electrónicos) o de manera manual, con aspersores de mochila. Los FLC y FLL se adicionan al sustrato al momento de mezclar los materiales.

Los FF se aplican sobre el follaje para corregir deficiencias en el desarrollo de las plantas ocasionadas por carencias de nutrientes. Los contenidos de los fertilizantes más utilizados en los viveros se describen en los Cuadros 3.11 y 3.12.

Cuadro 3.11. Contenido de nutrientes de cuatro fertilizantes hidrosolubles que se utilizan en viveros forestales.

Fabricante	Presentación comercial	Etapas	Macro nutrientes								Micro nutrientes					
			N-NO ₃	N-NH ₄	N-NH ₂	N	P ₂ O ₅	K ₂ O	Mg	S	Fe	Mn	Zn	Cu	Mo	B
COMPO	Hakaphos [®] Violeta 13-40-13	EST	4.3	8.7	---	13	40	13	0.1	1.0	0.05	0.05	0.019	0.019	0.001	0.010
	Hakaphos [®] Rojo 18-18-18	CRR	9.9	8.1	---	18	18	18	1.0	2.0	0.05	0.05	0.019	0.019	0.001	0.010
	Hakaphos [®] Base 7-12-40+2	END	7.0	---	---	7	12	40	2.0	11.0	0.05	0.05	0.019	0.019	0.001	0.010
Haifa	Poly-feed [®] GG 12-43-12+ME	EST	3.5	8.5	---	12	43	12	1.0	1.9	0.10	0.05	0.015	0.011	0.007	0.020
	Poly-feed [®] GG 19-19-19+ME	CRR	5.5	3.5	10.0	18	18	18	1.0	1.9	0.10	0.05	0.015	0.011	0.007	0.020
	Poly-feed [®] GG 10-10-43+ME	END	10.0	---	---	10	10	43	1.0	1.9	0.10	0.05	0.015	0.011	0.007	0.020
everRIS	Peters [®] Profesional 8-45-14	EST	5.2	4.8	---	10	30	20	2.0	---	0.12	0.06	0.015	0.015	0.010	0.020
	Peters [®] Excel 18-18-18	CRR	10.5	7.5	---	18	18	18	---	---	0.09	0.05	0.045	0.002	0.009	0.002
	Peters [®] I 4-25-35 (conifer finisher)	END	4.0	---	---	4	25	35	2.0	1.9	0.40	0.06	0.060	0.060	0.005	0.025
Foresta fertilizantes	Fórmula Inicio 9-45-15	EST	---	9.0	---	9	45	15	0.2	---	0.05	0.03	0.028	---	---	0.008
	Fórmula Desarrollo 20-20-20	CRR	6.4	13.6	---	20	20	20	0.2	1.9	0.10	0.13	0.102	0.015	0.004	0.070
	Fórmula Finalización 10- 08-42	END	10.0	---	---	10	8	42	0.1	---	0.2	0.07	0.1	0.51	0.002	0.053

Etapas de crecimiento: EST = Establecimiento; CRR = Crecimiento rápido; END = Endurecimiento. País de origen: COMPO[®]: Alemania; Haifa[®]: Israel; everRIS[®]: Estados Unidos; Foresta[®]: México

Cuadro 3.12. Contenido de nutrientes de tres fertilizantes de liberación controlada (FLC) y de un fertilizante de lenta liberación (FLL) utilizados en viveros forestales de México.

Nutriente	FLC			FLL
	Basacote® Plus 16-8-12	Multicote® 18-6-12 + 2MgO + M.E.	Osmocote® Plus 15-9-12	Micromax®
N (total)	16	18	15	---
N (amoniaco NH ₄)	8.6	6.6	8.4	---
N (nitrato NO ₃)	7.4	5.8	6.6	---
N (ureico (NH ₂))	---	5.6	---	---
P (P ₂ O ₅)	8	6	9	---
K (K ₂ O)	12	12	12	---
Mg (MgO)	2	2	1.3	3.0
S (SO ₃)	5	---	6	6.0
Ca	---	---	---	12.0
B	0.02	0.03	0.02	0.1
Cu	0.05	0.45	0.05	1.0
Fe	0.4	0.4	0.46	17.0
Mn	0.06	0.55	0.06	2.5
Mo	0.015	0.01	0.02	0.1
Zn	0.02	0.06	0.05	1.0

Actualmente en los viveros forestales predomina la fertilización mixta, con una tendencia creciente hacia la fertilización en el sustrato con FLC, por la simplicidad que representa su manejo. Esta tendencia también ha sido favorecida por el

hecho de que existen en el mercado nacional presentaciones de FLC con macro y micro nutrientes, con periodos de liberación de 3 a 4 hasta 11 a 14 meses (Cuadro 3.13).

Cuadro 3.13. Períodos de liberación de nutrientes de tres marcas de fertilizantes de liberación controlada en función de la temperatura y humedad constante del sustrato.

Tipo de fertilizante	Tiempo de liberación (meses)			
	3	6	9	12
Basacote® Plus				
15°C	4 a 5	6 a 7	9 a 10	13 a 14
21°C	3 a 4	5 a 6	8 a 9	11 a 12
27°C	2 a 3	4 a 5	7 a 8	10 a 11
Osmocote® Plus	3-4	5-6	8-9	12-14
15°C	4 a 5	6 a 7	9 a 10	14 a 16
21°C	3 a 4	5 a 6	8 a 9	12 a 14
26°C	2 a 3	4 a 5	6 a 7	8 a 9
32°C	1 a 2	3 a 4	5 a 6	7 a 8
Multicote®	4	6	8	12
15°C	6	7 a 8	9 a 10	15 a 16
21°C	4	6	8	12
30°C	2	3 a 4	5 a 6	7 a 8
Especies a producir	Tropicales	Templado	Templado-frío	Templado-frío

De manera complementaria, en algunos viveros se utilizan fertilizantes foliares para corregir deficiencias nutrimentales (Cuadro 3.14), principalmente de Fe provocadas por el uso del agua con un pH alcalino, lo cual ocurre en algunos

viveros de los estados del centro-norte del país. También se utilizan en viveros ubicados en zonas frías, donde los FLC reducen su liberación cuando se presentan temperaturas bajas.

Cuadro 3.14. Fertilizantes foliares y dosis recomendadas para corregir deficiencias nutrimentales (Trejo-Téllez *et al.*, 2016).

Nutriente	Tipo de fertilizante		Concentración (g L ⁻¹)	
			Fertilizante	Nutrientes
N	CO(NH ₂) ₂	Urea	6 a 10	N = 2.79 a 4.66
	NH ₄ NO ₃	Nitrato de amonio	4 a 6	N = 1.40 a 2.10
N y P	NH ₄ H ₂ PO ₄	Fosfato mono amónico (MAP)	4 a 6	N = 0.48 a 0.73
				P = 1.08 a 1.62
	(NH ₄) ₂ HPO ₄	Fosfato diamónico (DAP)	4 a 6	N = 0.84 a 1.27
				P = 0.94 a 1.40
N y K	KNO ₃	Nitrato de potasio	3 a 5	N = 0.41 a 0.69
				P = 1.16 a 1.93
N y Ca	Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O	Nitrato de calcio	3 a 5	N = 0.36 a 0.59
				Ca = 0.51 a 0.85
N y S	(NH ₄) ₂ SO ₄	Sulfato de amonio	4 a 6	N = 0.84 a 1.27
				S = 0.97 a 1.46
P	H ₃ PO ₄	Ácido fosfórico	4 a 6	P = 1.26 a 1.89
K y Cl	KCl	Cloruro de potasio	4 a 6	N = 1.05 a 1.57
				Cl = 2.65 a 3.97
Mg y S	MgSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato de magnesio	6 a 20	Mg = 0.59 a 1.97
				S = 0.78 a 2.60
Fe y S	FeSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato ferroso	6 a 12	Fe = 1.20 a 2.41
				S = 0.69 a 1.38
Mn y S	MnSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato de manganeso	2 a 4	Mn = 0.65 a 1.30
				S = 0.38 a 0.76
Zn y S	ZnSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato de zinc	3 a 5	Zn = 0.68 a 1.14
				S = 0.33 a 0.56
Cu y S	CuSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato de cobre	1 a 2	Cu = 0.25 a 0.51
				S = 0.13 a 0.26
B	Na ₂ B ₄ O ₇ ·10H ₂ O	Bórax (sal de boro)	0.5 a 1	B = 0.056 a 0.113
Mo	Na ₂ MoO ₄	Molibdato de sodio	0.2 a 0.30	Mo = 0.093 a 0.139

3.6 Agua y sistemas de riego

3.6.1 Acciones recomendadas:

	• Asegurar disponibilidad y calidad del agua de riego
	• Verificar el pH del agua de riego
	• Contar con cisternas para almacenar agua de reserva
	• Seleccionar el sistema de riego acorde al tamaño del vivero
	• Proveer mantenimiento periódico al sistema de riego
	• Contar con motobombas y aspersores de repuesto
	• Medir el CUR previo a cada ciclo de producción
	
Fundamento	
Asegurar agua de calidad y su distribución homogénea para optimizar su uso y reducir al mínimo la presencia de patógenos en el vivero. Mantener un buen funcionamiento del sistema para lograr un riego uniforme sobre cada una de las secciones o módulos de producción.	

3.6.2 Importancia y calidad del agua

El agua es vital para el adecuado crecimiento y desarrollo fisiológico de las plantas en vivero, ya que constituye del 80 – 90 % de su volumen; es esencial para el proceso fotosintético y crecimiento de las plantas, dado que facilita la dilución y el transporte de minerales y nutrientes, regula la transpiración, temperatura y turgencia de las plantas, por lo cual el manejo adecuado del riego es el aspecto más crítico en la operación de los viveros (Haase *et al.*, 2015; Landis & Wilkinson, 2014).

La calidad del agua de riego es un factor fundamental al momento de proyectar el establecimiento y operación del vivero. La calidad está determinada por tres factores (Landis & Wilkinson, 2014):

a. Los tipos y nivel de concentración de las sales disueltas (salinidad total, iones tóxicos).

b. El potencial de hidrógeno (pH).

c. Las plagas (semillas de malezas, esporas de hongos patógenos, algas, musgos y hepáticas). Además, el agua debe de estar libre de impurezas como arenas y agroquímicos.

El contenido de sales disueltas en el agua puede afectar el adecuado crecimiento de las plantas debido a los siguientes factores:

a. Reducción de la disponibilidad de agua

b. Toxicidad de algunos iones

c. Reducción de la disponibilidad de nutrientes

d. Formación de costras o manchas en el follaje

La calidad del agua de riego para la producción de planta debe contar con los niveles apropiados descritos en el Cuadro 3.15 (Landis, 1989a).

Cuadro 3.15. Estándares de calidad del agua de riego para especies forestales producidas en vivero.

Índice de calidad	Óptimo	Marginal	Inaceptable
Salinidad ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	0-500	501-1,500	> 1,500
pH	5.5 – 6.5	--	--
Sodio (ppm)	≤ 50	--	> 50
Cloro (ppm)	≤ 70	--	> 70
Boro (ppm)	≤ 0.75	--	> 0.75
Fluoruro (ppm)	≤ 1.00	--	> 1.00*
Hierro (ppm)	≤ 1.00	--	> 1.00
Calcio (ppm)	≤ 100	--	> 100
Magnesio (ppm)	≤ 50	--	> 50
Sulfato (ppm)	≤ 250	--	> 250
Bicarbonato (ppm)	≤ 60	--	> 60
Dureza total (Ca + Mg) (ppm)	≤ 206	--	> 206

* Especies sensibles pueden sufrir daños a niveles más bajos. Adaptado de Landis *et al.* (1989a) y Haase *et al.* (2015).

Para prevenir y corregir la acumulación de sales en el sustrato se recomienda realizar las siguientes prácticas:

- Aplicar láminas de riego a saturación para drenar las sales acumuladas.
- Privilegiar el uso de FLC adicionados al sustrato.
- En caso de utilizar FHS, aplicar al menos un riego por semana sin fertilizantes. En caso de acumulación en exceso, aplicar mayor cantidad de riegos.

El pH apropiado para la producción de planta forestal debe ser ligeramente ácido, entre 5.5 a 6.5. En este rango, la planta logra obtener la mayor absorción de nutrientes y con ello un crecimiento óptimo (Figura 3.43). Por lo tanto, es importante monitorear el pH del agua de riego y de los lixiviados en el área de producción y en caso de ser necesario, hacer las correcciones pertinentes.

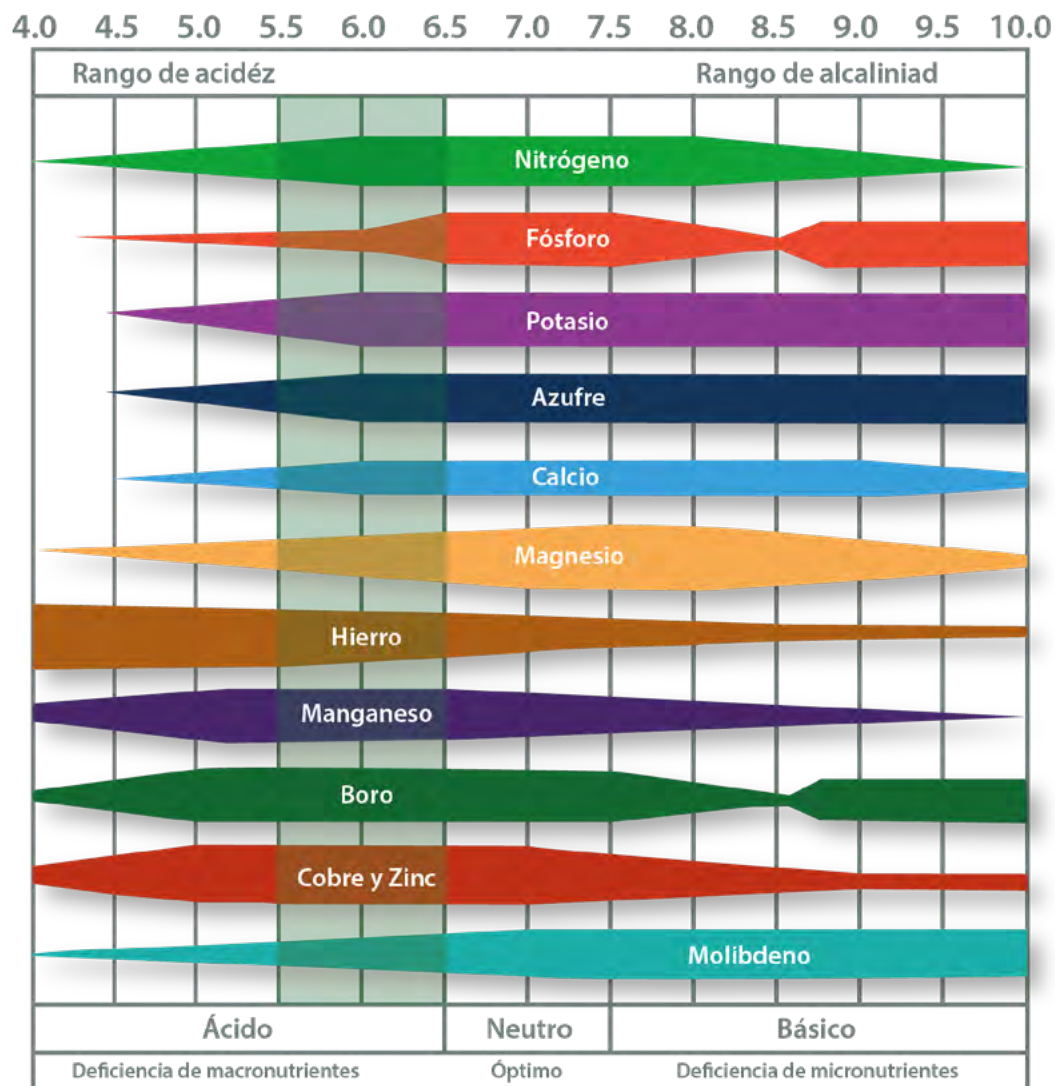


Figura 3.43. Disponibilidad de nutrientes en relación con el pH del sustrato (elaboración propia con información de Landis (1989a).

Algunas especies de coníferas de climas fríos y húmedos pueden desarrollarse con agua de riego con valores de pH hasta de 4.0. En un estudio realizado por South (2017) se analizaron los resultados de producción de planta en contenedores de 27 especies de coníferas de Norteamérica y Europa; se evaluaron diferentes niveles de pH del agua de riego y se reportó la producción de planta con mayor biomasa, con valores de pH desde 4.0 hasta 6.5, dependiendo de la especie. A diferencia de las coníferas, algunas especies de latifoliadas pueden soportar condiciones de pH ligeramente alcalinos (7.0 a 8.0), principalmente las especies de zonas áridas.

Independientemente del tipo de especies a producir, el agua de riego con pH alcalino puede limitar la disponibilidad de algunos elementos

esenciales, particularmente del hierro (Landis, 1989a); adicionalmente puede provocar la precipitación de algunos minerales como el calcio, magnesio y hierro, lo que a su vez provoca el taponamiento de los aspersores.

En varios viveros del centro y norte del país, el agua de riego proviene de pozos profundos con pH alcalino, lo cual obliga a realizar un ajuste mediante el uso de ácido fosfórico (H_3PO_4) inyectado a los sistemas de riego o a las cisternas. Este tipo de ácido es un insumo fácil de adquirir y manejar; además aporta fósforo como nutriente a las plantas. En la Figura 3.44 se observa la reducción del crecimiento de la planta y la coloración verde-amarillento del follaje, cuando el agua de riego es alcalina.



Figura 3.44. Producción de pino con agua de riego alcalina, correspondiente a viveros localizados en el estado de Nuevo León.
(F. Javier Cabrales C.)

En los viveros donde se han presentado problemas de deficiencias de hierro (Fe) por el uso de agua con pH alcalino, además de la aplicación del ácido fosfórico para acidificar el agua de riego, se pueden adicionar quelatos de hierro mediante aspersión al follaje, lo cual se hace evidente en la coloración, tornando de un verde amarillento a verde intenso propio de la especie, tal como se aprecia en la Figura 3.45.

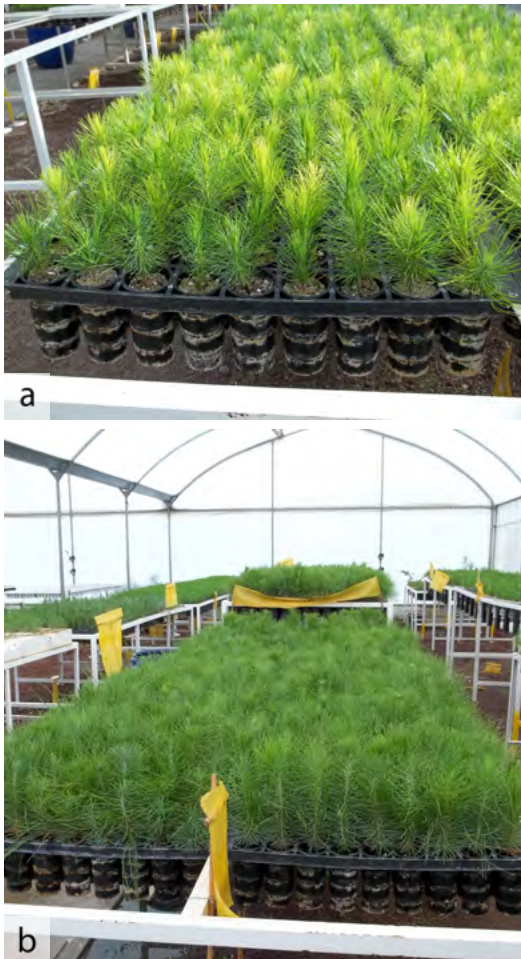


Figura 3.45. Planta de *Pinus oaxacana* tratada en el vivero forestal del Colegio de Postgraduados para la corrección de deficiencias de Fe antes (a) y después del tratamiento (b). (Arnulfo Aldrete)

3.6.3 Tipos de sistemas de riego

Para la producción de planta de especies forestales con tallas uniformes y con calidad apropiada para plantación, el suministro de agua desde la siembra y hasta la salida de la planta del vivero, debe ser continuo y uniforme. A la fecha, en los viveros forestales de México se utilizan cuatro sistemas de riego en función de la capacidad de producción anual de planta y de la diversidad de especies a producir. Las características principales de estos sistemas se describen a continuación:

a. Riego fijo por micro aspersión. Este sistema es el más utilizado en los viveros que producen planta en contenedores y en menor medida en viveros que producen planta en bolsas de polietileno y a raíz desnuda. El sistema se diseña para irrigar secciones completas o subsecciones de producción, lo cual permite producir especies distintas o una misma especie con diferentes fechas de siembra. El patrón de riego de los micro aspersores ubicados en la parte central y en la periferia del área de producción son de círculo y de medio círculo, respectivamente. En algunos viveros se cuenta con micro aspersores de gota fina y de gota gruesa para las diferentes etapas de crecimiento de la planta. En otros, el sistema cuenta con dosificador para inyectar agroquímicos o productos desinfectantes.

Por el tipo de estructura de soporte de las cubiertas protectoras del área de producción, los ductos y aspersores pueden sujetarse de éstas o de las mesas porta charolas (Figura 3.46). En ambos casos, los aspersores deben estar ubicados a una altura igual o mayor a 60 cm sobre la altura de las charolas o de las bolsas.

La principal desventaja de este sistema es la pérdida de agua y agroquímicos que caen a los

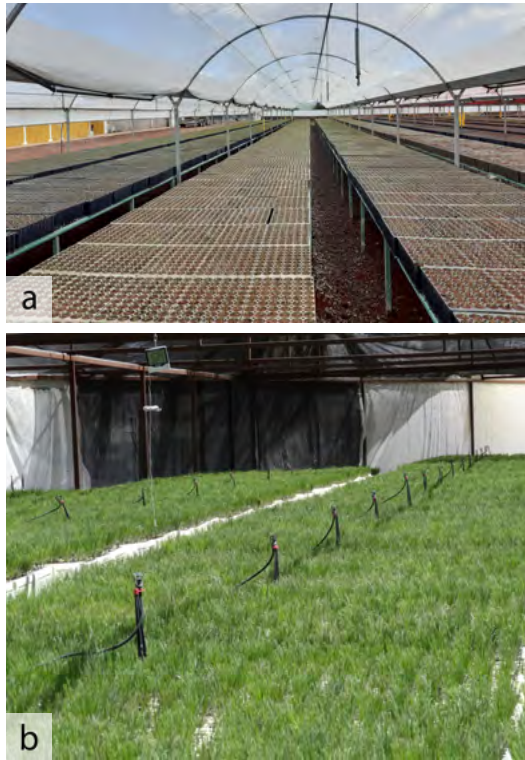


Figura 3.46. Áreas de producción con sistemas de riego fijo por micro aspersión con ductos y aspersores sujetos a la estructura que soporta las mallas sombra (a) y a las mesas porta charolas (b).
(a: Manuel Aguilera R.; b: Arnulfo Aldrete)

pasillos y periferia del área de producción, la cual puede ser de 25 a 30 %. Adicionalmente, si no se cuenta con cubiertas anti hierbas en el piso, el agua que cae a los pasillos incrementa el contenido de humedad en el área de producción y puede favorecer el desarrollo de malezas y patógenos.

b. Riego móvil por micro aspersión. Consiste en una estructura metálica colocada sobre un sistema móvil a base de ruedas, rieles y tracción, conocida como “robot”, la cual soporta dos barras (o alerones) con un conjunto de aspersores distribuidos equidistantemente. El movimiento de ida

y vuelta del “robot”, a lo largo del módulo de producción es controlado por un dispositivo electrónico ubicado en un extremo del módulo. Los aspersores centrales tienen un patrón de riego en forma de abanico y los ubicados en los extremos de las barras, de medio abanico, con lo cual la pérdida de agua que cae al pasillo central y periferias del área de producción es menor del 5 %. El dosificador de agroquímicos puede estar montado en la estructura del “robot” o junto a la cisterna desde donde se abastece de agua al sistema.

El “robot” de riego puede deslizarse sobre un riel instalado en el piso o suspendido de la estructura que soporta las cubiertas protectoras del módulo de producción (Figura 3.47). En ambos casos, las barras aspersoras se pueden ajustar en altura, conforme al crecimiento de la planta. La principal desventaja de este sistema es su alto costo de adquisición y mantenimiento, aunque se compensa con el ahorro de agua y agroquímicos, así como la uniformidad de riego.

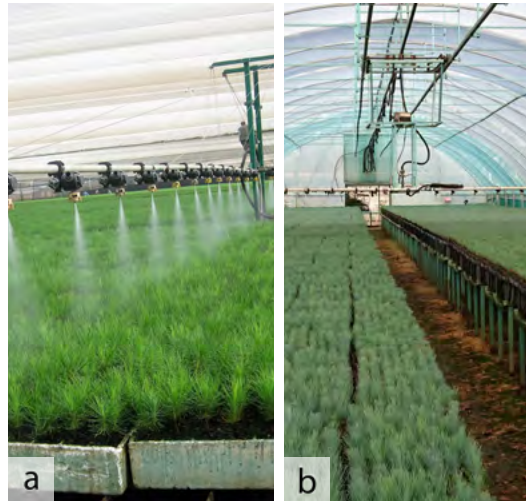


Figura 3.47. Robot de riego deslizable sobre el piso (a) y suspendido de la parte superior de la estructura del invernadero (b).
(a, Manuel Aguilera R.; b, Oscar Estrada M.)

c. Riego manual. Este sistema es el más utilizado en viveros que producen planta en bolsas de polietileno y en menor medida en viveros que producen planta a raíz desnuda. El sistema consiste en una red periférica de ductos en torno al área de producción, con tomas de agua y regaderas con diferentes tamaños de gota (1000, 700 y 500 orificios), para las diferentes etapas de crecimiento de la planta. Este sistema es el más económico para instalar y operar, además de que permite irrigar solo las áreas de interés (Figura 3.48). En algunos viveros que producen planta en charolas también se riega manualmente en forma complementaria, cuando la planta está grande y su follaje dificulta el ingreso del agua de los micro aspersores del sistema de riego fijo; también se utiliza para regar secciones con planta de menor tamaño que las secciones de riego.



Figura 3.48. Riego manual en áreas de producción de planta en bolsas de polietileno.

(a: I. Delfino Gómez P.; b: Rodolfo Ramírez H)

La principal desventaja de este sistema es la dificultad para irrigar de manera uniforme y en la cantidad deseada para las plantas del centro y periferia de las plantabandas; sin embargo, si se capacita adecuadamente al personal operativo se puede lograr un riego más uniforme.

d. Riego por goteo. Este sistema se utiliza en los viveros que producen planta a raíz desnuda, para el desarrollo de planta grande (mayor a 30 cm), apropiada para su plantación en parcelas. El sistema consta de una o más cisternas ubicadas en un extremo de la parcela y a una altura mayor a 2 m sobre el nivel del piso; la cisterna abastece de agua a un ducto perpendicular a los bordos y de éste se conecta uno o varios ductos de riego, conforme al ancho del bordo. Los ductos tienen instalados goteros a una distancia tal que irrigan de forma homogénea una sección del área de producción (Figura 3.49).



Figura 3.49. Parcelas con planta de Agave en desarrollo con riego por goteo.

(F. Javier Cabrales C.)

La nutrición de las plantas se realiza mediante la disolución de los fertilizantes en el agua de las cisternas. Este sistema optimiza en mayor medida el agua de riego y los fertilizantes, comparado con los sistemas de riego fijo y manual. La principal desventaja de este sistema es la baja vida útil de los ductos y el taponamiento de los goteros por la acumulación de sales.

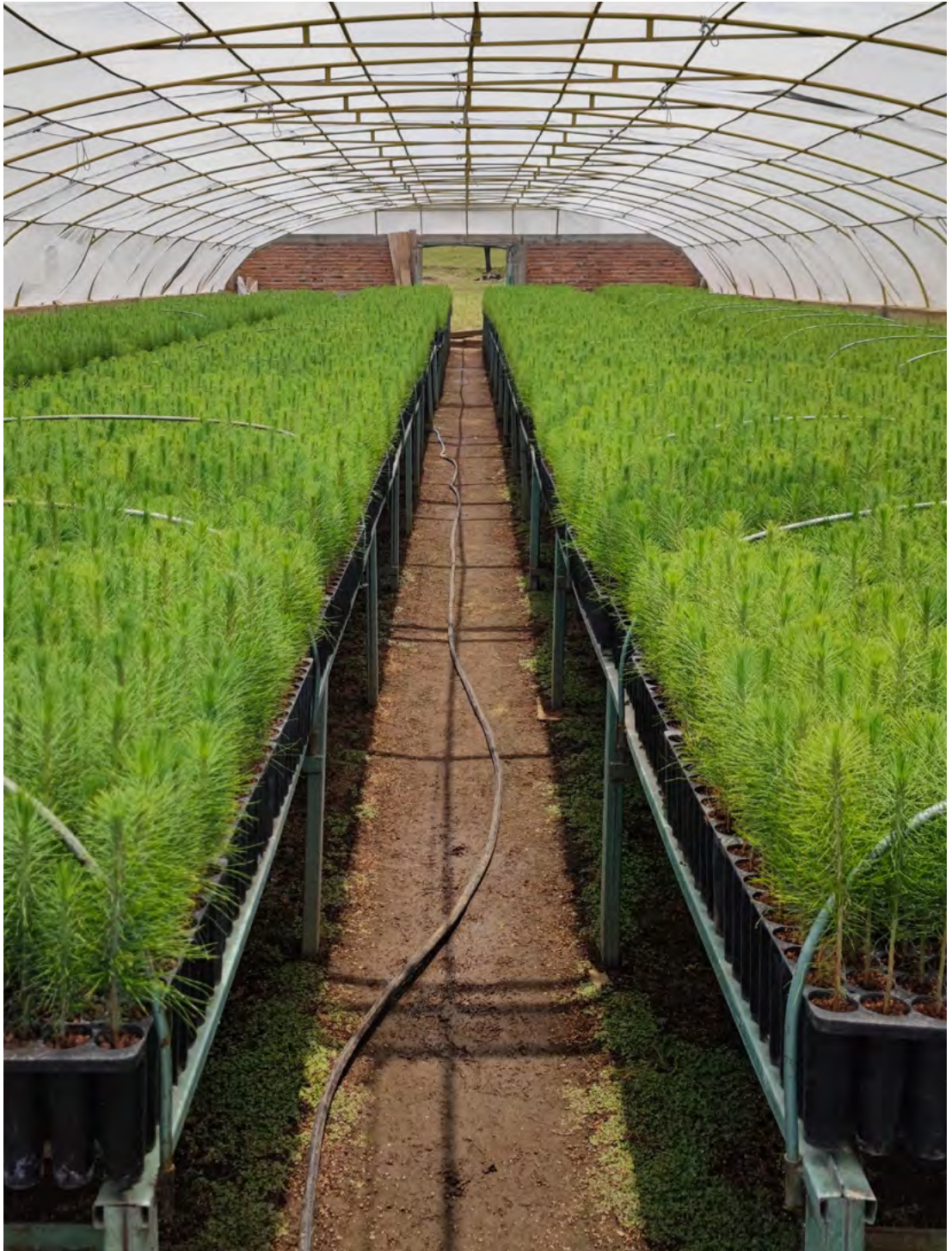
3.6.4 Calibración y mantenimiento del sistema de riego

Previo al inicio de cada ciclo de producción se debe dar mantenimiento al sistema de riego que garantice su funcionamiento adecuado. Se deben reparar todo tipo de fugas, limpiar válvulas, aspersores y limpiar o cambiar filtros para la retención de sólidos. Es común la formación de sarro por el alto contenido de sales en el agua, por lo cual, las boquillas llegan a taponarse y provocar un riego irregular. Una forma sencilla

y eficiente para limpiar los aspersores consiste en sumergirlos en vinagre durante 8 horas o más; después de ello se recomienda limpiarlos con cepillos de mano.

Los sistemas de riego fijo y móvil, deben estar diseñados para operar con una uniformidad de riego $\geq 85\%$ y deben incluir los accesorios siguientes:

- a.** Cisternas cerradas para almacenar agua de reserva y facilitar su bombeo a las secciones o módulos de producción de planta.
- b.** Filtros para retención de impurezas (arena, arcilla, semillas de malezas).
- c.** Microaspersores de repuesto.
- d.** Al menos una bomba de repuesto.
- e.** Tomas de agua distribuidas en la periferia del área de producción, con mangueras y regaderas con diferentes patrones de aspersión, para la aplicación de riegos complementarios o de emergencia.





PROCESO PRODUCTIVO

4

Manuel Aguilera Rodríguez, Arnulfo Aldrete, José Ricardo Sánchez Velázquez,
Silvia Edith García Díaz y David Cibrián Tovar

4.1 Acciones recomendadas:

	• Acondicionar los envases a utilizar, previo al proceso de producción
	• Preparar sustratos probados o recomendados de acuerdo a la especie
	• Llenar y acomodar los envases en forma apropiada
	• Realizar la siembra con base en los requerimientos de cada especie
	• Aplicar riegos conforme a las etapas de crecimiento de las plantas
	• Utilizar esquemas de fertilización que aseguren una nutrición adecuada
	• Realizar un control oportuno y permanente de malezas
	• Lignificar las plantas en etapa temprana en función de las especies
	Fundamento Durante el proceso productivo se deben aplicar prácticas preventivas, correctivas y culturales en forma oportuna para lograr una producción ordenada con base en los estándares de operación y calidad.

4.2 Acondicionamiento de envases

4.2.1 Lavado y desinfección

Al inicio de cada ciclo de producción los envases se deben lavar y desinfectar para prevenir el desarrollo de enfermedades en las plantas. Para remover la mayor parte de residuos de la producción anterior (sustratos, raíces y otras impurezas), se pueden utilizar cepillos planos para

tallar las superficies exteriores y cilíndricos tipo “escobillón” para las cavidades (Figura 4.1). Las charolas también se pueden lavar de manera mecanizada con hidrolavadoras (Figura 4.2); para un lavado eficiente, se recomienda utilizar una mezcla de agua con detergente en polvo, de 2-3 g L⁻¹ (Prieto-Ruíz *et al.*, 2012).



Figura 4.1. Lavado manual de charolas de poliestireno expandido (a) y de plástico (b), con cepillos planos y cilíndricos.
(a: Manuel Aguilera R.; b: Rodolfo Ramírez H.)



Figura 4.2. Equipos utilizados para el lavado mecanizado de charolas.
(Rodolfo Ramírez H.)

Posterior al lavado, los envases se desinfectan con una solución a base de agua mezclada con cloro comercial, en una proporción de 9:1. La desinfección puede ser manual mediante la inmersión en la solución (Figura 4.3a), o por aspersión sobre las charolas, procurando que el producto llegue a todas sus superficies. En algunos viveros, después de lavar las charolas, se colocan sobre las mesas en el área de producción

y se les asperja la solución con los sistemas de riego; esta técnica permite, además, desinfectar los equipos de riego, las mesas porta-charolas y el piso del área de producción (Figura 4.3b). En ambos casos, para mejorar la desinfección se recomienda dejar las charolas expuestas al sol al menos durante dos días, después de la aspersión con agua clorada.

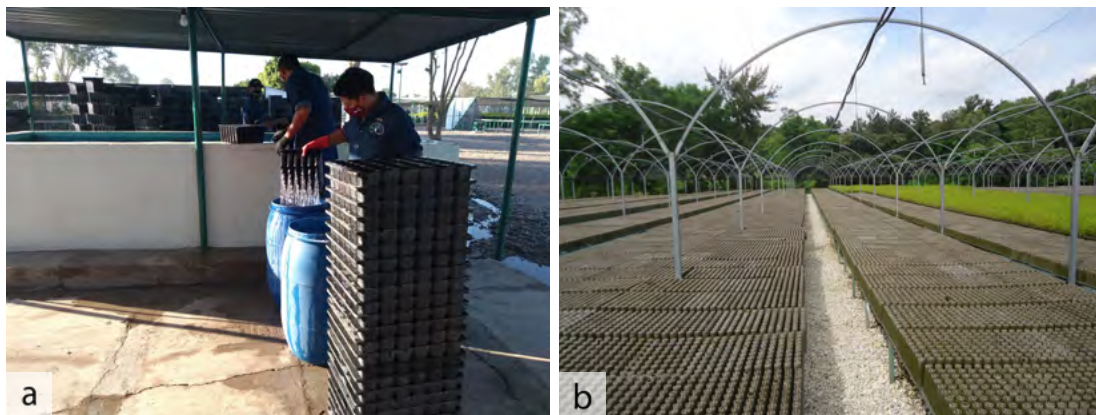


Figura 4.3. Desinfección de charolas mediante inmersión (a) y aspersión (b) con agua clorada.
(a: Rodolfo Ramírez H.; b: Manuel Aguilera R.)

Si bien el cloro es un desinfectante eficiente, de bajo costo y de fácil aplicación, algunos autores señalan que las paredes de las charolas de poliestireno expandido se desgastan con el uso y se llegan a formar oquedades en las paredes de las cavidades, en los cuales se pueden alojar restos de raíces de la planta producida, esporas de malezas (briofitas, musgos y algas), así como de patógenos (*Fusarium* sp., *Pythium* sp. y *Cylindrocarpon* sp.), las cuales no se eliminan en

su totalidad con la aplicación de soluciones de cloro. Para una eliminación efectiva de estos microorganismos, algunos autores (Dumroese *et al.*, 2002; Wilkinson *et al.*, 2014) recomiendan sumergir las charolas en agua caliente (80 a 85 °C) durante 90 segundos. En nuestro país, entre los viveros forestales que utilizan charolas de poliestireno se encuentra el Vivero Francisco Villa (Durango), donde se ha observado el uso de esta técnica de esterilización (Figura 4.4).



Figura 4.4. Esterilización de charolas de poliestireno expandido mediante su inmersión en agua caliente.
(Manuel Aguilera R.)

4.2.2 Impregnación de cavidades

Es recomendable que después del lavado y desinfección, las charolas de poliestireno expandido se impregnen con soluciones compuestas por sales de cobre, para propiciar que las raíces laterales de las plantas se poden al hacer contacto con la pared, y prevenir que se incrusten en las partes internas de las cavidades de producción. Esta técnica de poda radical se innovó desde la década de los 80s y se adoptó en viveros forestales de Estados Unidos

y Canadá, para impedir que las raíces laterales se deformen y crezcan en forma descendente o envolvente, facilitar la extracción de los cepellones e incrementar así la vida útil de las charolas (Landis, 1990).

Las plantas producidas en charolas de poliestireno impregnadas con cobre, generan un sistema radical conformado por una raíz principal (eje central) con múltiples raíces laterales cortas, perpendiculares, conformando una estructura similar a un “escobillón” (Figura 4.5).

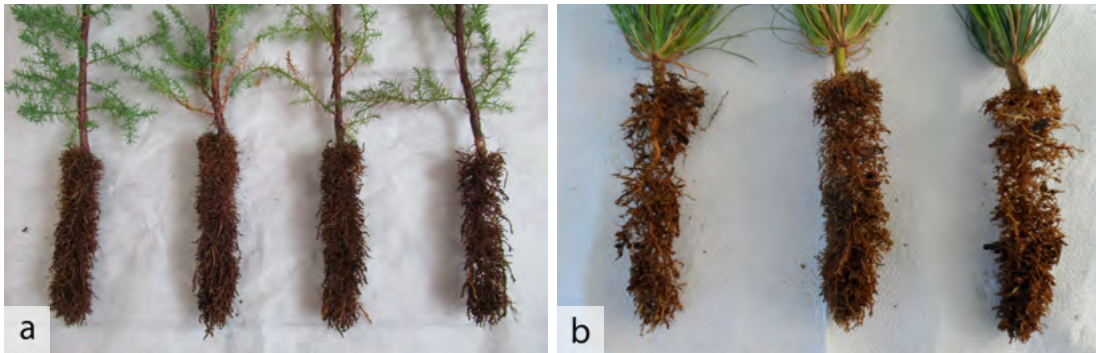


Figura 4.5. Sistema radical de plantas de *Cupressus lusitanica* (a) y *Pinus montezumae* (b) producidas en charolas de poliestireno, impregnadas con sales de cobre.
(Manuel Aguilera R.)

Cuando las plantas con poda radical se establecen en campo, los ápices de las raíces laterales retoman de inmediato su crecimiento, principalmente en sentido horizontal. Al respecto, existen múltiples estudios (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2020; Navarro *et al.*, 2006; Sung & Haywood, 2016; Wilkinson *et al.*, 2014), donde se ha comprobado que las plantas con poda radical son más eficientes para establecerse y desarrollarse en campo y, por consecuencia, menos vulnerables a daños por patógenos y fenómenos naturales, en comparación con las plantas producidas sin poda. En las charolas de poliestireno expandido

o de plástico sin tratamiento con sales de cobre, las raíces laterales de las plantas se deforman y crecen en forma descendente y en ocasiones envolvente, con lo cual se conforma una estructura similar a una “jaula de pájaro” (Figura 4.6). En campo, esta deformación puede permanecer varios meses o años, lo cual afecta la supervivencia y crecimiento de la planta e incrementa su vulnerabilidad a patógenos y fenómenos naturales. Por esta condición fisiológica de las plantas, es deseable que las charolas de plástico también se impregnen con soluciones de cobre, como ya se realiza en otros países (Escobar, 2012).



Figura 4.6. Sistema radical de planta de *Pinus pseudostrobus* (a) y de *P. patula* (b) producidas en charolas de plástico sin cubierta de sales de cobre.
(Manuel Aguilera R.)

Desde el año de 1993, cuando se inició la producción intensiva de planta en contenedores, en la mayor parte de los viveros que han utilizado charolas de poliestireno, la impregna-

ción se ha realizado mediante su inmersión en la solución de cobre (Figura 4.7a) y en menos casos, mediante la aspersión de la solución en las cavidades (Figura 4.7b).

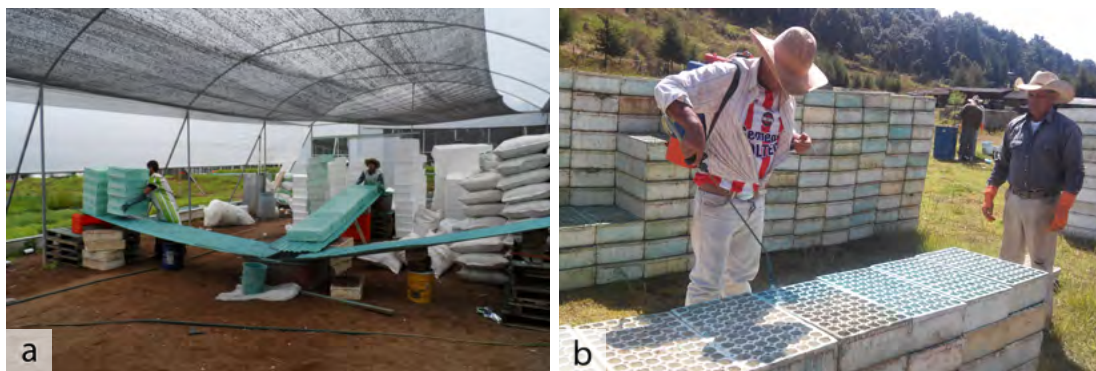


Figura 4.7. Impregnación de charolas de poliestireno por inmersión (a) y por aspersión (b).
(a: Manuel Aguilera R.; b: L. Ángel Acosta R.)

La impregnación por aspersión es más simple y económica que por inmersión y representa un menor daño por contaminación al ambiente durante el proceso de producción, ya que no se impregnan las paredes exteriores ni los orificios de aireación de las charolas, como sí sucede

cuando se sumergen en la solución. En este caso, se requiere filtrar la solución por una malla fina para retener las impurezas que pueden obstruir las boquillas de los aspersores. Con base en la experiencia de los viveros forestales "GUMAIR" (Acaxochitlán, Hgo.) y "San Miguel" (Morelia,

Mich.), la solución de cobre utilizada para impregnar por inmersión una charola de poliestireno de 77 cavidades de 170 ml, es suficiente para cubrir por aspersión, las cavidades de tres charolas similares.

En ambos tipos de impregnación se deben observar las recomendaciones siguientes:

- Disolver el hidróxido en agua tibia y después en el sellador.
- Colocar recipientes y cubiertas plásticas para recolectar los residuos de la solución.
- Utilizar prendas de protección para prevenir el contacto físico con la solución.

Después de la impregnación, las charolas se deben exponer al sol por lo menos durante tres días, para asegurar que la cubierta se adhiera adecuadamente y propicie una poda radical eficiente. Para prevenir que las charolas se peguen entre sí por efecto del sellador vinílico contenido en la solución, se debe evitar su acomodo en estibas (Figura 4.8).

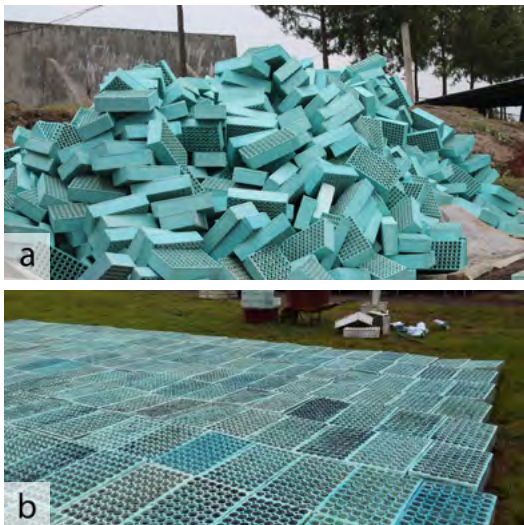


Figura 4.8. Secado de charolas sin estibar.
(a: Manuel Aguilera R.; b: L. Ángel Acosta R.)

En diversos viveros forestales la impregnación se ha realizado en forma eficiente con una solución compuesta por 1.0 kg de hidróxido de cobre en polvo, 10 L de agua y 4 L de sellador vinílico. Durante el año 2019, en el vivero forestal “GUMAIR” se establecieron ensayos de producción de planta de *Pinus patula* en charolas de poliestireno y de plástico, con diferentes concentraciones de hidróxido de cobre. Como resultado de estos ensayos se comprobó que una concentración aproximada de 4 % de hidróxido es suficiente para lograr una poda adecuada. Para las charolas de plástico, adicional a las concentraciones de hidróxido de cobre, también se probaron diferentes concentraciones de sellador vinílico, a fin de mantener la cubierta durante el ciclo de producción y de ser posible, para los ciclos siguientes (Figura 4.9).

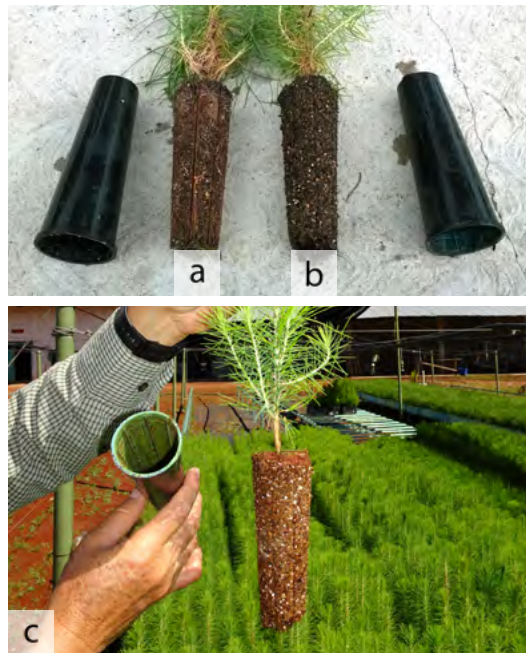


Figura 4.9. Cepellones de plantas de *Pinus patula* producidas en envases de plástico sin (a) y con cubierta de cobre (b y c).
(Arnulfo Aldrete)

Con base en estos ensayos es posible recomendar las soluciones siguientes para pinos de rápido crecimiento:

Solución para charolas de poliestireno: 10 L de agua + 4 L de sellador vinílico + 0.6 kg de hidróxido de cobre. Con esta mezcla se impregnan en promedio por inmersión y aspersión, 60 y 180 charolas de poliestireno de 77 cavidades de 170 ml, respectivamente.

Solución para charolas de plástico: 1.0 L de agua + 3 L de sellador vinílico + 0.17 kg de hidróxido de cobre.

4.3 Preparación de sustratos

Durante la elaboración de sustratos es necesario cuidar que los materiales, fertilizantes y productos biológicos se distribuyan de manera homogénea, a fin de lograr crecimientos uniformes de las plantas. Para este propósito, se recomienda observar las prácticas siguientes:

- El mezclado de los materiales debe realizarse en el patio de maniobras con piso de concreto. Previo a ello, el piso se debe lavar y desinfectar con cloro comercial (90 % de agua y 10 % de cloro); esta operación se debe repetir durante el período de elaboración de sustratos.
- Utilizar materiales empacados (turba, perlita, vermiculita, fibra de coco, entre otros). En caso de utilizar insumos a granel, éstos deben ser de reciente producción o extracción, tales como la corteza de pino, compostas de bagazos de plantas, aserrín de especies forestales, tezontle, pumita y tierra de monte, entre otros.
- Los materiales a utilizar para la producción en charolas, deben tener un grosor ≤ 10 mm,

en tanto que para la producción en bolsas y a raíz desnuda ≤ 12 mm. Cuando se adicione tezontle o pumita a la mezcla, se deben eliminar las partículas menores a 2 mm, ya que éstas reducen la porosidad de los sustratos e incrementan su peso.

- La porosidad de aireación del sustrato para charolas y almácigos debe ser de 20 a 35 %, en tanto que para la producción en bolsas y raíz desnuda de 15 a 35 %. El procedimiento para determinar esta propiedad, se describe con detalle en la NMX-AA-170 (Secretaría de Economía, 2016).
- Se debe evitar el reuso de sustratos de producciones previas o materiales que estuvieron expuestos a la intemperie; más aún si se registraron problemas fitosanitarios en el ciclo de producción anterior.
- El mezclado de materiales puede realizarse con revolvedoras mecánicas o de forma manual, con palas. En el mezclado manual, los materiales se deben voltear al menos en cuatro ocasiones. Para lograr una distribución uniforme en ambas modalidades de mezclado se recomienda preparar volúmenes no mayores a 1 m³ (Figura 4.10).



Figura 4.10. Mezclado manual de sustrato para el llenado de charolas.
(Roberto Reynoso S.)

- El sustrato preparado se debe utilizar de inmediato; en caso contrario se debe envasar o proteger para evitar su contaminación con semillas y esporas de malezas y patógenos.
- Para la producción de planta en charolas se deben utilizar sustratos ya probados en el vivero o en otros viveros donde se ha producido planta de calidad de las mismas especies, así como sustratos reportados como apropiados en publicaciones técnicas (Cuadro 4.1).

Cuadro 4.1. Materiales y mezclas recomendadas para la producción de especies forestales en contenedores.

Mezcla	Insumos para sustratos (%)					FLC (g/l)	FLL	MB
	Turba	Perlita	Vermiculita	Aserrín	Corteza de pino		(g/l)	
1	55	21	24	--	--	7	--	0.1
2	45	35	20	--	--	8		
3	53	30	17	--	--	7		
4	46	25	29	--	--	8		
5	60	20	20	--	--	7		
6	30	20	20	30	--	8	1.0	
7	20	20	10	50	--	9		
8	20	--	--	60	20	9		
9	--	--	--	60	40	9		
10	20	20	10	50		9		

FLC: Fertilizantes de liberación controlada; **FLL:** Fertilizantes de liberación lenta (micronutrientes); **MB:** Microorganismos benéficos (productos comerciales o domésticos).

- En algunos viveros forestales grandes, el mezclado se realiza con revolvedoras mecánicas. En estos casos las mezclas se preparan utilizando pacas y bultos completos de los materiales. De las mezclas recomendadas en el Cuadro 4.1, las primeras cuatro varían en función de las pacas y bultos que se mezclan (Cuadro 4.2).

Cuadro 4.2. Materiales utilizados para mezclas preparadas a partir de pacas y bultos en revolvedoras

Mezcla	Descripción
1	1 paca de peat-moss de 5.5 pies ³ (260 L*) + 1 bulto de perlita de 100 L + 1 bulto de vermiculita de 114 L
2	1 paca de peat-moss de 5.5 pies ³ (260 L) + 2 bultos de perlita de 100 L + 1 bulto de vermiculita de 114 L
3	1 paca de peat-moss de 3.8 pies ³ (180 L) + 1 bulto de perlita de 100 L + 0.5 bultos de vermiculita de 114 L
4	2 pacas de peat-moss de 3.8 pies ³ (360 L) + 2 bultos de perlita de 100 L (200 L) + 1 bulto de vermiculita de 114 L

* El volumen corresponde a rendimiento en litros después de desmenuzar la turba (peat-moss) empacada.

- Para la producción de planta en el sistema tradicional y a raíz desnuda se recomienda el uso de mezclas sin o con un mínimo de tierra de monte (Cuadro 4.3). En la práctica,

se ha observado que estas mezclas promueven un mejor desarrollo y estructura del sistema radical que en las plantas producidas con altas proporciones de tierra.

Cuadro 4.3. Mezclas recomendadas para producción de especies forestales en bolsas de polietileno.

Mezcla	Insumos (%)					FLC	FLL	MB (g/l)
	Tierra de monte	Aserrín	Corteza de pino	Pumita, perlita tezontle	Vermiculita	(g/l)		
1	33	34	33	--	--	4	--	0.5
2	33	34	--	33	--	5		
3	25	50	25	--	--	4	1	0.1
4	25	50	--	25	--	5		
5	--	60	30	--	10	5		
6	--	60	--	30	10	6		

FLC: Fertilizante de liberación controlada; **FLL:** Fertilizante de lenta liberación; **MB:** Microorganismos benéficos.

- El uso de sustratos sin o con bajo contenido de tierra de monte, además de reducir el peso del sustrato, permite desarrollar la planta sobre estructuras elevadas, lo cual facilita su manejo, previene el desarrollo de raíces en el suelo de las plantabandas y reduce los daños por patógenos como

“gallina ciega” (*Pyhillophaga* spp.). En la Figura 4.11 se ilustra una producción de planta de *Pinus patula* en bolsas de polietileno con sustrato a base de aserrín fresco de pino, corteza y vermiculita (60, 30, 10%), sobre mesas metálicas.



Figura 4.11. Producción de *Pinus patula* en bolsas de polietileno con sustrato de aserrín, corteza y vermiculita (60, 30, 10 %) sobre mesas metálicas.

(J. Ricardo Sánchez V.)

- Aplicar al sustrato soluciones domésticas (Figura 4.12a) o productos comerciales (Figura 4.12b) que contengan esporas de microorganismos benéficos, para inhibir la proliferación de hongos patógenos como *Fusarium* sp., *Pythium* sp., *Phytophthora* sp.,

Rhizoctonia sp. y *Verticillium* sp. Los productos se deben disolver previamente en el agua que se agrega al sustrato para lograr una distribución homogénea de estos microorganismos.

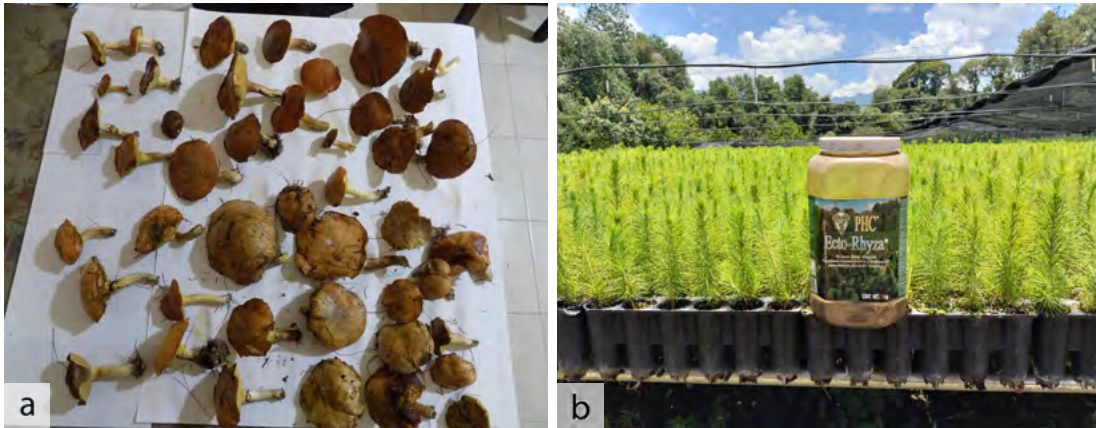


Figura 4.12. Uso de hongos ectomicorrizicos (a) y productos comerciales (b) a base de microorganismos benéficos que se incorporan a los sustratos.

(a: Violeta Carrasco Hernández; b: Manuel Aguilera R.)

- En los viveros donde se aplican estos productos biológicos al sustrato, se ha observado un mínimo de daños por hongos patógenos

(Hernandez-Zarate *et al.*, 2014) y se ha producido planta de buena calidad (Figura 4.13).

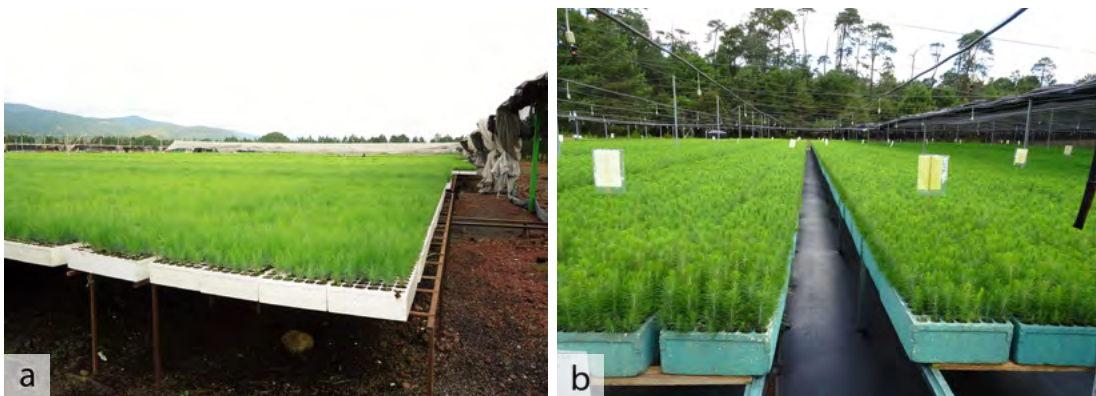


Figura 4.13. Producción de planta de pino en los Viveros "MASVI" (Cd. Guzmán, Jal.) (a) y "GUMAIR 2" (Huayacocotla, Ver.) (b), con incorporación de microorganismos benéficos al sustrato.

(Manuel Aguilera R.)

4.4 Llenado y acomodo de envases

4.4.1 Contenedores

El llenado de envases debe realizarlo personal operativo debidamente capacitado para obtener eficiencia y homogeneidad en el proceso; además es importante que, de ser posible, esta actividad se realice por estos mismos trabajadores. Para lograr un llenado uniforme en las cavidades de las charolas es importante observar las siguientes recomendaciones:

- El llenado de las charolas debe realizarse en los patios de maniobras u otras superficies con piso de concreto. Este proceso se puede llevar a cabo en forma manual o mecanizada (Figura 4.14).



Figura 4.14. Llenado manual (a) y mecanizado (b) de charolas en patios de maniobras.
(a: Manuel Aguilera R.; b: Adriana Lucas S.)

- El llenado de charolas consistentes en “rejillas” sin patas, se puede realizar sobre las mesas porta-charolas que sostienen las “rejillas”. Durante el llenado se deben colocar plásticos o mantas para recolectar el sustrato que caiga durante esta actividad.
- La compactación del sustrato debe ser tal, que su nivel no se reduzca más de 1 cm de altura durante el período de producción. Se debe evitar la compactación del sustrato en exceso, ya que reduce su porosidad y afecta el crecimiento de la planta.
- Las charolas llenas con sustrato deben acomodarse sobre las mesas, sin que se obstruyan los orificios de drenaje de las cavidades; esta condición es necesaria para propiciar la poda de la raíz al hacer contacto con el aire (Figura 4.15).



Figura 4.15. Acomodo de charolas sobre las mesas sin obstruir los orificios de drenaje de las cavidades.
(Manuel Aguilera R.)

4.4.2 Bolsas de polietileno

En los viveros forestales que producen planta en sistema tradicional, es común que a los trabajadores se les asignen metas de llenado y acomodo por jornada laboral. En ocasiones esto provoca que las bolsas no se llenen o se acomoden en las plantabandas adecuadamente, lo cual afectará en forma negativa el crecimiento de las plantas. Para evitar lo anterior se recomienda observar las siguientes prácticas:

- El llenado de bolsas de polietileno puede realizarse sobre las plantabandas (Figura 4.16) o en los patios de maniobras. Cuando el llenado se realice en los patios de maniobras, las bolsas llenas se deben colocar en posición vertical en cajas para su traslado a las plantabandas.
- Para mantener las bolsas en posición vertical durante el ciclo de producción, en la periferia de las plantabandas se pueden colocar hileras de ladrillo, madera y alambre con estacas, entre otros (Figura 4.16).
- La compactación del sustrato debe ser tal, que su nivel no se reduzca más de 2 cm de altura durante el período de producción. Se debe evitar la compactación del sustrato en exceso, ya que reduce su porosidad, y al igual que en las charolas, afecta el crecimiento de la planta.
- Las plantabandas deben tener un ancho ≤ 1.0 m para coníferas y latifoliadas. Lo anterior, para lograr un adecuado manejo de la producción y desarrollo foliar de la planta (Figura 4.17).



Figura 4.16. Llenado de bolsas sobre las plantabandas.
(I. Delfino Gómez P.)



Figura 4.17. Plantabandas con anchos ≤ 1.0 m con especies latifoliadas (a) y coníferas (b).
(a: Manuel Aguilera R; b: I. Delfino Gómez P.)

4.5 Tratamientos pre-germinativos

De manera natural, las esporas de microorganismos patógenos (hongos del género *Fusarium*, bacterias, virus) pueden estar presentes en la testa de la semilla de varias especies forestales (Peterson, 2008). Por otra parte, algunas semillas contienen testas gruesas e impermeables al agua, que requieren escarificarse para reducir su grosor y facilitar la hidratación de las semillas. Para lograr una germinación homogénea y libre de patógenos, se recomiendan realizar las prácticas siguientes:

- Depurar las semillas viables de las vanas, ya sea de forma manual o mecanizada.
- Clasificar las semillas viables por tamaños en dos grupos: semillas medianas-grandes, y semillas pequeñas; sembrar solo las medianas-grandes; en caso necesario sembrar las pequeñas por separado.
- Escarificar las semillas con testa gruesa (Por ejemplo *Pinus cembroides*, *P. montezumae*, *P. devoniana*, *P. pseudostrobus* y Fabaceas), para reducir su grosor y facilitar la imbibición. Las semillas pequeñas se pueden escarificar manualmente en recipientes con paredes interiores cubiertas con lija para madera (Figura 4.18a) y las semillas grandes en revolvedoras mecánicas (Figura 4.18b); en éstas las semillas se combinan con tezontle o piedra triturada.



Figura 4.18. Escarificación manual de semilla pequeña (a) y mecanizada de semilla grande (b).
(Manuel Aguilera R.)

- Lavar las semillas con detergente en polvo (3 g L^{-1}), para eliminar patógenos adheridos a la testa (Prieto-Ruiz *et al.*, 2012).
- Remojar en agua de 12 a 24 horas (dependiendo del grosor de la testa), con cambios de agua para eliminar los patógenos que se disuelvan durante el remojo (Kildisheva *et al.*, 2012). Para las semillas de testa gruesa, además de la escarificación mecánica, el remojo puede ser en agua caliente. Al final del remojo se deben eliminar las semillas vanas o las que floten.
- Desinfectar las semillas mediante su inmersión durante 10 minutos en cualquier-

ra de las siguientes soluciones: **a)** Agua potable-cloro comercial 9:1 y **b)** Agua potable-agua oxigenada 3:1 (Luna & Wilkinson, 2014).

- Impregnar las semillas con esporas de microorganismos benéficos (hongos micorrízicos, *Trichoderma* sp.), ya sea de productos comerciales o preparados en los viveros (opcional). La planta producida con semillas y sustratos impregnados muestran una abundante proliferación de cuerpos fructíferos, tanto en vivero como en campo (Figura 4.19).



Figura 4.19. Impregnación de semillas con microorganismos benéficos **(a)** y desarrollo de cuerpos fructíferos de hongos ectomicorrízicos en plantas de *Pinus montezumae* con sustrato y semilla también inoculados **(b)**.
(a: Rodolfo Ramírez H.; b: Manuel Aguilera R.)

4.6 Siembra y manejo de plántulas

4.6.1 Siembra

Consiste en la colocación de una o más semillas en el centro de cada una de las cavidades de producción. Es una actividad que debe realizarse con cuidado. En México se ha observado que en los viveros forestales se prefiere la mano de obra femenina para realizar esta labor, ya que son más cuidadosas en el manejo de las semillas y realizan el proceso de forma más eficiente. Es importante considerar aspectos básicos como la profundidad de siembra y el sustrato utilizado (Aldrete & Mexal, 2005). Para lograr una germinación homogénea se recomiendan las prácticas siguientes:

- La siembra debe realizarse por lote de germoplasma, con el fin de conformar secciones compactas de plantas por especie, con la misma procedencia, periodo de siembra y tipo de envase.
- Sembrar una o más semillas (en función del porcentaje de germinación), para asegurar la emergencia de al menos una plántula por cavidad (Figura 4.20). Las semillas o partes vegetativas se deben colocar en el centro de las cavidades, para asegurar el desarrollo de un sistema radical con una arquitectura deseable, conformada por un eje central (raíz principal) y raíces laterales en todas direcciones.

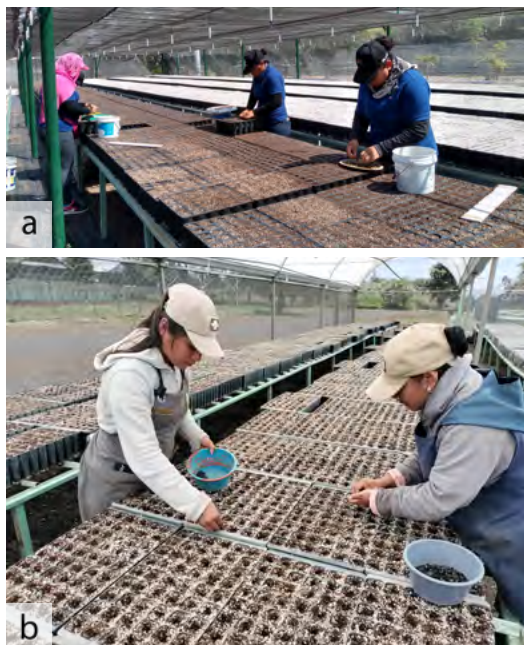


Figura 4.20. Siembra manual en el sistema de producción en contenedores.
(a: Manuel Aguilera R.; b: Rodolfo Ramírez H.)

- Las semillas grandes como las de *Pinus cembroides*, *Quercus* spp, *Swietenia* spp. y Fabaceas, entre otras, se pueden sembrar una por cavidad. Éstas se deben colocar de manera tal que la radícula y la plúmula emerjan libremente en la parte central de las cavidades (Figura 4.21). De preferencia deben pregerminarse y sembrarse cuando la semilla rompa la testa o cuando se observe la cofia de la radícula y su longitud sea menor de 1 cm. La siembra de semilla pregerminada es indispensable para desarrollar plantas con alturas homogéneas. Adicionalmente, esta técnica reduce el consumo de agua, mano de obra y fertilizantes, ya que la pregerminación se realiza en los almácigos o en bolsas y cajas con perlita (Figura 4.22).

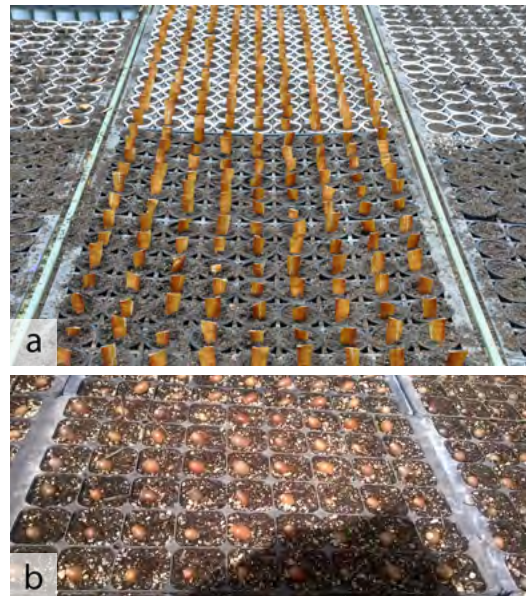


Figura 4.21. Siembra de una semilla por cavidad de *Swietenia macrophylla* (a) y *Quercus* sp. (b) en el centros de las cavidades.
(a: Arnulfo Aldrete; b: Rodolfo Ramírez H.)



4.22. Mezclado de semillas con perlita (a) y acomodo en cajas para su pregerminación (b).
(Rodolfo Ramírez H.)

- Cuando se dispone de poca semilla se pueden realizar las prácticas siguientes:
 - a) sembrar algunas hileras de cavidades con una semilla y otras con dos semillas, b)
 - sembrar una semilla por cavidad y a la par, sembrar en almácigos para trasplantar a las cavidades con fallas en la germinación y c)
 - sembrar en almácigos para trasplantar a todas las cavidades.

4.6.2 Aplicación de cubiertas

Después de la siembra, las semillas pequeñas se pueden cubrir con una capa de materiales inorgánicos de peso ligero (vermiculita, perlita y pumita) de 0.5 mm en promedio de espesor, o corteza compostada (Figura 4.23). Las cubiertas contribuyen a conservar la humedad de las semillas durante la germinación, evitan que al regar se desplacen de lugar y reducen el desarrollo de musgos, algas y hepáticas en la superficie de las cavidades. La pumita y la corteza deben cerrirse y utilizar solo partículas de 2 a 6 mm.

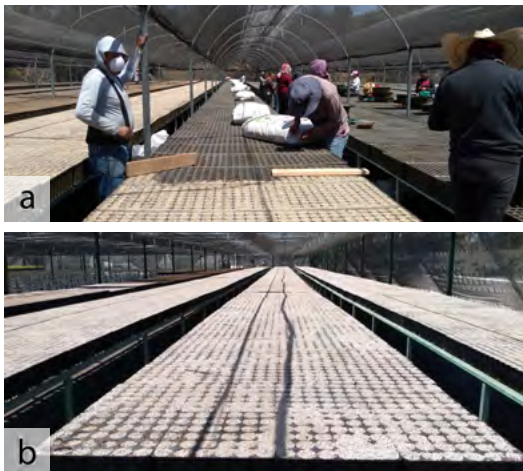


Figura 4.23. Aplicación de cubiertas de vermiculita (a), pumita y perlita (b).
(Rodolfo Ramírez H.)

En viveros con riego manual se recomienda cubrir con pumita por ser más pesada que la vermiculita y la perlita. Se ha observado que el golpe del agua de las regaderas puede desplazar las cubiertas de perlita y vermiculita fuera de las cavidades.

En los viveros con producción en el sistema tradicional las plantabandas se pueden cubrir con hojas de pino (“ocochal”), mallas anti-áfidos o mallas tipo “agrovelo”, para proteger las semillas de la intemperie, aves y roedores durante la etapa de germinación.

4.6.3 Siembra en almácigos

De preferencia, los almácigos deben estar aislados del área de producción, en invernaderos y estructuras protegidas con cubiertas plásticas impermeables en su parte superior y cubiertas permeables en sus paredes, para mantener la temperatura y humedad apropiada para la germinación, así como para proteger las semillas y plántulas de daños por aves, roedores, patógenos y fenómenos naturales.

Los almácigos pueden ser portátiles (Figura 4.24a) o fijos (Figura 4.24b). En cada ciclo de producción se deben llenar con sustrato sin fertilizante y recién preparado; puede ser cualquiera de los sustratos recomendados para el llenado de charolas (Cuadro 4.1).





Figura 4.24 Germinación de semillas en almácigos portátiles (a) y fijos (b).
(a: Arnulfo Aldrete; b: Manuel Aguilera R.)

Para germinar semillas de coníferas y agaves, en algunos viveros de los estados de México y Puebla se utiliza aserrín sin compostar, con 10 o 20 % de perlita, (Figura 4.25). El aserrín como sustrato de almácigos por ser casi inerte, es poco susceptible a contaminarse con patógenos, además de que su costo es inferior a cualquier otro sustrato.

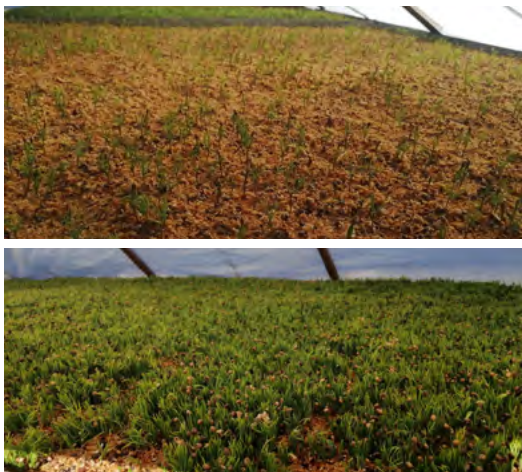


Figura 4.25. Almácigos con sustrato a base de aserrín fresco de pino y perlita.
(Lisbeth Hernández Z.)

4.6.4 Trasplante

Esta acción consiste en extraer las plántulas de los almácigos cuando se encuentran en etapa de “cerillo”, donde solo han desarrollado su raíz principal, para ser establecidas en bolsas de polietileno (Figura 4.26) o en charolas (Figura 4.27). Es importante que esta actividad se realice por personal capacitado y supervisado, preferentemente durante las primeras horas del día. Se sugiere que esta actividad se realice de forma complementaria a la siembra para ciertas condiciones o particularidades de la especie. Por ello, no debe sustituir a la siembra directa.

Al extraer las plántulas de los almácigos se deben colocar en recipientes con agua limpia, para prevenir su deshidratación durante el trasplante. También se pueden transportar las plántulas en los almácigos portátiles. Cabe mencionar que al igual que en el caso de la siembra, esta actividad en los viveros forestales de México se realiza principalmente por mujeres (Figuras 4.26 y 4.27).



Figura 4.26. Trasplante de plántulas de coníferas a bolsas de polietileno.
(I. Delfino Gómez P.)



Figura 4.27. Trasplante de plántulas de pino a charolas.
(Manuel Aguilera R.)

En algunos casos cuando se retrasa el proceso de trasplante, pudiera ser necesario podar la raíz. Se sugiere podar una tercera parte de la raíz principal para facilitar su acomodo en posición vertical. Inmediatamente después del trasplante se deben aplicar riegos ligeros para que el sustrato se compacte ligeramente en torno a la raíz y eliminar bolsas de aire junto a ésta.

Es importante evitar que el ápice de la raíz principal quede doblada o invertida, ya que se puede generar una deformación en la raíz (Figura 4.28a), la cual afecta el adecuado crecimiento de la planta en vivero. Esta deformación también afecta la supervivencia y crecimiento de la planta en campo (Figura 4.28b).

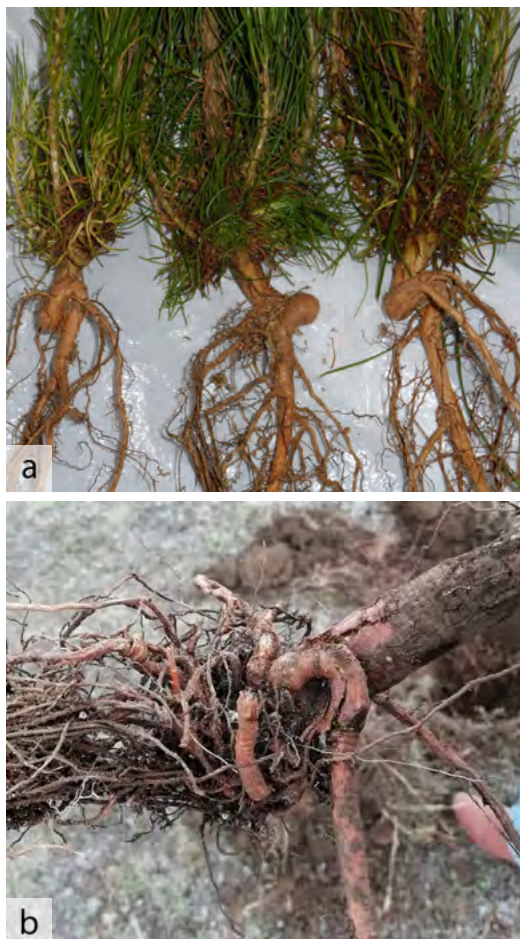


Figura 4.28. Deformación del sistema radical generada por mal trasplante de plántulas de pino producidas en bolsas de polietileno (a) y crecimiento en campo de raíz deformada que provoca la muerte (b).
(a: Rodolfo Ramírez H.; b: Arnulfo Aldrete)

4.6.5 Desahije

Esta actividad consiste en dejar solamente una planta por cavidad. Cuando se siembran dos o más semillas por cavidad, es posible aprovechar las plántulas excedentes de buena calidad (en etapa de “cerillo”) y trasplantarlas a cavidades vacías (donde no hubo germinación), o a charolas recién llenadas con sustrato (Figura 4.29).



Figura 4.29. Desahije de plántulas de *Pinus ayacahuite* de buena calidad para su trasplante en cavidades vacías.
(Manuel Aguilera R.)

Cuando las plántulas han superado la etapa de “cerillo” y han desarrollado raíces laterales, el desahije debe realizarse con tijeras para no dañar la raíz de la planta más vigorosa que quedará en pie (Figura 4.30); en estos casos no es posible el aprovechamiento de las plantas excedentes (regularmente de menor tamaño o pegadas a la pared de la cavidad). Además, las tijeras deben lavarse y desinfectarse durante la actividad. Las plántulas extraídas deben depositarse en un sitio alejado del área de producción para su composteo o incineración.



Figura 4.30. Desahije de planta de pino al inicio de la etapa de crecimiento rápido.
(a: Manuel Aguilera R.; b: Rodolfo Ramírez H.)

En algunos viveros que producen planta de coníferas y se ubican en zonas de clima templado frío, no se aplican cubiertas después de la siembra, sino hasta después del desahije, con el propósito de prevenir el desarrollo de malezas (Figuras 4.31 y 4.32). Normalmente se utiliza tezontle o pumita con granulometría de 2 a 7 mm de grosor.

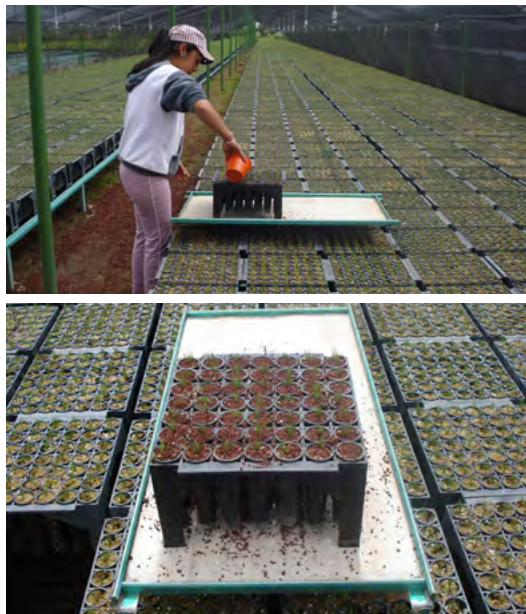


Figura 4.31. Aplicación de cubierta de tezontle en *Pinus montezumae* después del desahije.
(Manuel Aguilera R.)

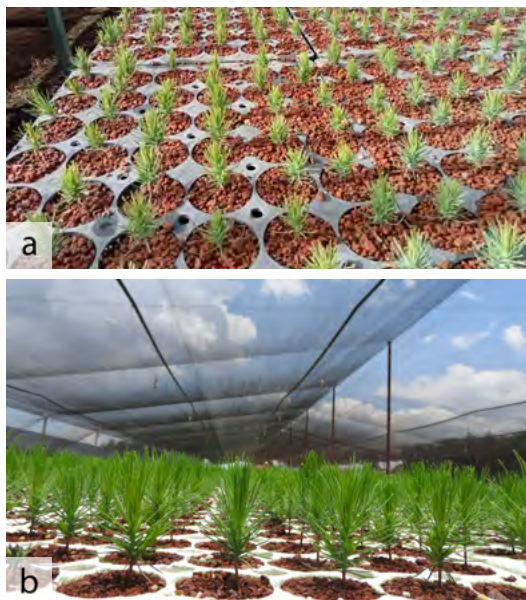


Figura 4.32. Aplicación de cubiertas en plantas de *Pinus patula* al inicio de la etapa de crecimiento rápido.
(a: Laura Cruz Medrano; b: Ernesto Moreno Herrejón)

4.7 Identificación de la producción

Con el propósito de mantener un control de la producción y conservar la identidad de las plantas durante su desarrollo en vivero, cada sección de producción en charolas o conjunto de plantabandas, deben contar con señalizaciones que contengan la información siguiente: especie (nombre común y científico), número de lote, procedencia, fecha de siembra, volumen de los envases (charolas, bolsas) y cantidad de planta (Figura 4.33).



Figura 4.33. Señalización en plantabandas y secciones de producción en charolas.
(a: I. Delfino Gómez P.; b: Manuel Aguilera R.)

4.8 Riego

A partir de la siembra o trasplante, la aplicación de riegos uniformes con la intensidad que requieren las plantas en cada etapa de desarrollo, son tareas indispensables para lograr la producción de planta de calidad y con tallas uniformes.

Los sistemas de riego (fijo o móvil) deben asperjar el agua sobre las áreas de producción con una uniformidad igual o mayor a 85 % (Landis, 1989; Secretaría de Economía, 2016). El coeficiente de uniformidad de riego (CUR) de una sección o módulo de producción se debe medir y calibrar previo al inicio de la producción y de ser necesario realizar los ajustes durante el crecimiento de la planta. El CUR se puede medir conforme al ejemplo siguiente.

Ejemplo: Medición del CUR de una sección de riego fijo por microaspersión, de 40x50 m con 8 hileras de mesas porta-charolas de 1.5 m de ancho y 48 m de largo (Figura 4.34).

Materiales utilizados: una probeta graduada de 250 ml y 20 recipientes de 25 a 30 cm de diámetro y de 10 a 20 cm de alto, numerados del 1 al 20.

Procedimiento: a) Se cuantifica el número total de filas de charolas (colocadas a lo ancho de las mesas) y se divide entre 20, para conocer la equidistancia de cada recipiente; b) se distribuyen los recipientes y se colocan sobre las filas de las charolas correspondientes; c) se activa el sistema de riego durante 5 minutos y se mide el agua recolectada en cada recipiente (Cuadro 4.4) y d) se calcula el CUR con la fórmula siguiente:

$$CUR = 100 \left(1 - \frac{B}{A}\right)$$

Dónde: A = Sumatoria de los volúmenes recolectados en cada recipiente.

B = Sumatoria (valor absoluto) de las diferencias entre el volumen recolectado en cada recipiente y el volumen promedio del agua recolectada en todos los recipientes.

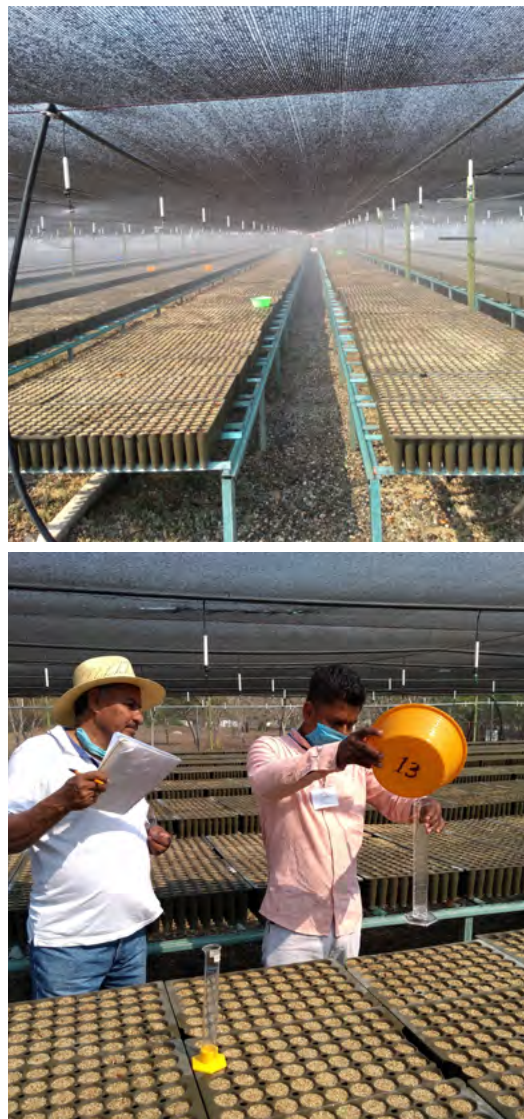


Figura 4.34. Medición del coeficiente de uniformidad en un vivero con riego fijo por microaspersión en una sección de producción de 40 x 50 m.
(Rodolfo Ramírez H.)

Cuadro 4.4. Volúmenes de agua de riego recolectados en cada recipiente y cálculo del CUR de la sección de riego de 40 x 50 m.

Datos			Cálculos
No. de recipiente (N)	Volumen recolectado en ml (A)	Diferencia absoluta de volúmenes (B)	
1	80	2.3	Cálculo de media aritmética: $X = \sum_{A1}^{A20} Ai/N = 1,554/20 = 77.7$ CUR = 100 [1 – (B/A)] CUR = 100 [1 – (169.2/1,554)] CUR = 100 (1 – 0.11) CUR = 100 (0.89) CUR = 89 % (apropiado)
2	64	13.7	
3	51	26.7	
4	75	2.7	
5	60	17.7	
6	74	3.7	
7	68	9.7	
8	83	5.3	
9	69	8.7	
10	82	4.3	
11	93	15.3	
12	88	10.3	
13	76	1.7	
14	79	1.3	
15	91	13.3	
16	88	10.3	
17	80	2.3	
18	84	6.3	
19	79	1.3	
20	90	12.3	
Total	1,554	169.2	

Si el CUR se mide antes del inicio de la producción, se calcula la longitud total (m) de las hileras de mesas y se divide entre 20, para conocer la equidistancia y ubicación de cada recipiente; se colocan las charolas sobre perfiles metálicos y sobre éstas los recipientes. Cuando se mide el coeficiente durante la producción de planta, se sustituyen las charolas con planta por charolas vacías y sobre éstas se colocan los recipientes.

La frecuencia e intensidad de las láminas de riego pueden variar en función de las etapas de crecimiento de las plantas, de las condiciones climáticas de la zona donde se ubica el vivero y de las condiciones micro-ambientales del área de producción. De manera general, las láminas se pueden aplicar en función de las etapas de crecimiento de las plantas, tal como se refiere en el Cuadro 4.5.

Cuadro 4.5. Frecuencia en la aplicación de láminas de riego para cada etapa de crecimiento.

Etapa de crecimiento	Tipo de lámina de riego	Periodicidad (aproximada)
Germinación	Superficial	Diario o cada 2 días
Establecimiento	A saturación	Cada 2 o 3 días
Crecimiento rápido		Diario o cada 2 días
Endurecimiento		Cada 2 o 3 días

Durante la germinación las láminas son superficiales para mantener la humedad constante de las semillas. En las demás etapas, la intensidad de las láminas deben ser a saturación o un poco más (5-10 %), a fin de que el agua excedente permita lixiviar las sales que se acumulan por evaporación y por la aplicación de fertilizantes.

La aplicación deficiente o en exceso de las láminas de riego producirá un conjunto de alteraciones a la planta, las cuales se describen en el Cuadro 4.6. Algunas de las alteraciones de importancia cuando se riega en exceso es la proliferación de malezas sobre las superficies de las charolas y en el piso (Figura 4.35).

Cuadro 4.6. Afectaciones a la planta por la aplicación de láminas de riego deficientes y en exceso.

Riegos deficientes	Riegos en exceso
Desarrollo raquítico de la planta	Tallos y follaje succulentos y flexibles
Muerte de raíces finas, yemas y hojas terminales	Sistema radical escaso
Envejecimiento prematuro de yemas y tallos	Plantas con alturas excedidas en relación a su diámetro (altura/diámetro > 7.5)
Acumulación nociva de sales en el sustrato que produce costras y quemaduras en el follaje	Lixiviación mayor de fertilizantes y contaminación del ambiente
Desarrollo radical irregular	Mayor presencia de maleza en el piso del área de producción y en la superficie de las cavidades
Reducción en la asimilación de nutrientes	Mayor incidencia de insectos y hongos patógeno (<i>Bradysia</i> spp., <i>Fusarium</i> spp.)
Alto estrés de la planta que favorece la afectación por plagas y enfermedades	Encharcamiento de pasillos, afectaciones a las cubiertas anti-hierbas y dificultad para el tránsito



Figura 4.35. Desarrollo de musgos y hepáticas en la superficie de las cavidades, favorecido por la aplicación de riegos en exceso.
(Manuel Aguilera R.)

En los viveros ubicados en zonas con clima cálido los riegos se deben aplicar durante la tarde-noche o muy temprano, para reducir la evaporación del agua. En zonas con clima templado-frío, los riegos se deben aplicar antes del medio día, para que las plantas y el sustrato acumulen la mayor cantidad de calor y amortigüen las bajas temperaturas durante la noche.

Durante el período de producción se debe monitorear la conductividad eléctrica (CE) y el pH del agua de riego, para hacer los ajustes correspondientes en caso de que los valores no sean apropiados a las plantas, conforme a las recomendaciones descritas en los apartados 3.5 y 3.6 del presente Manual.

4.9 Fertilización

4.9.1 Técnicas de aplicación de fertilizantes

Para la producción de planta en México de especies forestales en contenedor, se han utilizado tres técnicas de fertilización:

a. Fertilización por etapas de crecimiento: Consiste en aplicar al agua de riego fertilizantes hidrosolubles (FHS) con fórmulas específicas

para tres etapas de crecimiento de la planta en el vivero, identificadas comúnmente como “establecimiento”, “crecimiento rápido” y “endurecimiento”. En promedio, las dosis aplicadas varían de 40 a 50, de 100 a 150 y de 40 a 70 ppm (mg L^{-1}) para las tres etapas, respectivamente.

b. Fertilización en el sustrato: Durante la preparación de los sustratos se adicionan los fertilizantes de liberación controlada (FLC), en dosis suficiente para asegurar el desarrollo de planta, sin necesidad de utilizar FHS adicionales.

c. Fertilización mixta: Es una combinación de las dos técnicas anteriores y consiste en el uso de dosis bajas de FLC adicionados al sustrato y FHS durante las tres etapas de crecimiento. En promedio, se aplican de 4 a 6 g L^{-1} de FLC, más las mismas dosis descritas en la fertilización por etapas.

En la fertilización por etapas y mixta se requiere contar con dosificadores de agroquímicos integrados a los sistemas de riego para aplicar dosis precisas de FHS. También se requiere que en cada sección de riego se produzca solo una especie con la misma fecha de siembra, de lo contrario, se aplicarán fertilizantes o dosis distintas a los requerimientos de cada especie. Al aplicar láminas de riego con fertilizantes se pueden desper-

diciar de 20 a 30% de ellos, tan solo en el agua que cae en los pasillos y periferia del área de producción, lo cual contribuye a la contaminación del ambiente y favorece el desarrollo de malezas en la superficie de las cavidades y en el piso del área de producción, con lo cual se promueve también la proliferación de patógenos.

Con base en estudios y observaciones realizadas en viveros forestales de Norteamérica, se ha estimado que las plantas pueden asimilar hasta 90% de los FLC (Landis & Dumroese, 2009). Por otra parte, una buena parte de los FHS aplicados se pierden por lixiviación y volatilización, lo cual implica una mayor contaminación del ambiente, así como la pérdida de recursos económicos.

Desde el año 1993, cuando se inició la producción de planta de especies forestales en contenedor, la fertilización hidrosoluble fue la técnica mayormente utilizada por protocolo en los viveros forestales. A partir del presente milenio, se ha aplicado una “fertilización mixta”, utilizando FHS y FLC, sin embargo, en la última década se ha optado por sustituir de forma gradual, hacia la “fertilización única” con FLC aplicada al sustrato, por ser más fácil de aplicar, más económica y además, reduce el desarrollo de malezas. Este cambio de técnica se inició en viveros de los estados de Puebla e Hidalgo, donde también se comenzó a sustituir la turba por aserrín fresco de pino (Figura 4.36).

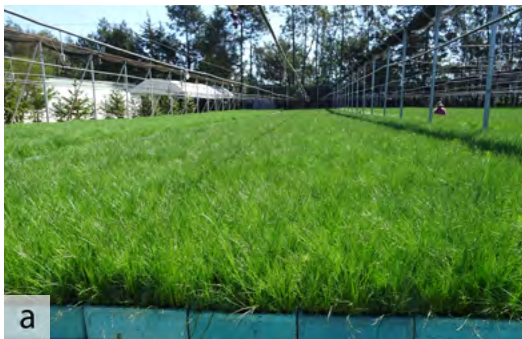


Figura 4.36. Viveros forestales GUMAIR (Acaxotitlán, Hgo.) (a) y Peñuelas Pueblo Nuevo (Chignahuapan, Pue.) (b) donde se aplicó la técnica de adición de fertilizantes en el sustrato. (Manuel Aguilera R.)

A este cambio en la forma de fertilizar también han contribuido las instituciones de enseñanza e investigación, ya que se han realizado trabajos experimentales enfocados a mejorar la calidad de planta y a simplificar los procesos de producción. De manera relevante, se han incrementado los estudios de producción de planta con FLC y sustratos con insumos locales como corteza y aserrín (Cuadros 4.7 y 4.8), generando resultados satisfactorios.

Cuadro 4.7. Trabajos de investigación sobre producción de especies forestales en charolas con diferentes sustratos y fertilizantes de liberación controlada.

Insumos (%)					FLC	FLL	Especie	Autor
Aserrín	Corteza	Turba	Perlita	Vermiculita	(g L ⁻¹)			
--	50	25	15	10	5	--	<i>Pinus greggii</i>	(Aldrete <i>et al.</i> , 2008)
60	--	24	8	8	8	--	<i>Cedrela odorata</i>	(Mateo-Sánchez <i>et al.</i> , 2011)
70	--	10	10	10	6	0.8	<i>P. montezumae</i>	(Hernandez-Zarate <i>et al.</i> , 2014)
70	10	--	10	10	6	0.8		
70	15	--	--	15	8	--	<i>P. montezumae</i>	(Aguilera-Rodríguez <i>et al.</i> , 2016)
--	--	60	20	20	6	--		
60	15	15	10	--	8	--	<i>P. pseudostrobus</i>	(Aguilera-Rodríguez <i>et al.</i> , 2016)
25	--	50	--	25	7	0.5	<i>P. teocote</i>	(Vázquez-Gómez, 2016)
50	25	25	--	--	8	0.5		
25	50	25	--	--	7	0.5		
--	--	60	20	20	7	--	<i>P. patula</i>	(Guzmán-Morales, 2017)
--	--	54	25	21	6	--	<i>P. greggii</i>	(Bautista-Ojeda <i>et al.</i> , 2018)
20	20	60	--	--	8	--	<i>P. greggii</i>	(Castro-Garibay <i>et al.</i> , 2018)
20	60	20	--	--	8	--		
60	20	20	--	--	8	--		
--	54	46	--	--	8	--	<i>P. cooperi</i>	(González-Orozco <i>et al.</i> , 2018)
50	20	30	--	--	8	--		
70	--	10	10	10	10	1.0	<i>P. patula</i> , <i>P. pseudostrobus</i> , <i>P. montezumae</i>	(Lucas-Sánchez, 2019)
60	--	10	20	10	8	1.0	<i>P. patula</i>	(Aguilera-Rodríguez <i>et al.</i> , 2020)
--	60	40	--	--	8	--	<i>P. cembroides</i>	(Madrid-Aispuro <i>et al.</i> , 2020)
70	--	10	10	10	8	1.0	<i>P. patula</i>	(Aguilera-Rodríguez <i>et al.</i> , 2021)
60	20		10	10	8	1.0	<i>P. patula</i>	
50	25	25	--	--	9	--	<i>P. durangensis</i>	(González-Alemán, 2022)
70	--	20	5	5	8	--	<i>P. patula</i>	(Heras-Marcial <i>et al.</i> , 2023)
--	--	60	20	20	6	--	<i>Swietenia macrophylla</i>	(Domínguez-Liévano <i>et al.</i> , 2023)
60	--	--	20	20	8	--		
--	--	60	20	20	6	--	<i>Tabebuia donnell-smithii</i>	
60	--	--	20	20	8	--		

FLC = Fertilizantes de liberación controlada; FLL = fertilizante de lenta liberación (micro nutrientes)

Cuadro 4.8. Trabajos de investigación sobre producción de especies forestales en bolsas de polietileno con diferentes sustratos y fertilizantes de liberación controlada.

Sustratos (Materiales - %)					Fertilizantes		Publicación	
					FLC	FLL		
Tierra de monte	Aserrín de pino	Corteza	Vermiculita	Tezontle	(g L ⁻¹)		Especie	Autor
33	67	--	--	--	4.0	--	<i>Acacia retinodes</i>	(Mateo-Sánchez <i>et al.</i> , 2014)
33	34	33	--	--	4.0	1.0	<i>Pinus hartwegii</i>	(Barrios-Flores, 2016)
--	70	20	10	--				
--	70	20	10	--	4.0	1.0	<i>Pinus teocote</i>	(Gutiérrez-Fuentes, 2016)
50	--	--	--	50	1.2	--	<i>Dasyllirion acrotrichum</i>	(Palacios-Romero <i>et al.</i> , 2019)

FLC = Fertilizantes de liberación controlada; **FLL** = fertilizante de lenta liberación (micronutrientes)

Tomando en consideración las ventajas de utilizar FLC en el sustrato, a continuación se describen las recomendaciones que deben observarse cuando se utilice esta técnica de fertilización:

- Utilizar FLC con macro y micronutrientes, con tiempo de liberación acorde a las condiciones climáticas del sitio donde se encuentra el vivero y al periodo de crecimiento de la planta: zonas tropicales, 3 a 4 meses; zonas con clima templado, 5 a 6 meses; zonas templado-frío, 8 a 9 meses.
- En viveros ubicados en sitios con clima templado-frío se pueden combinar fertilizantes de 8 a 9 meses con fertilizantes de 5 a 6 meses, así como adicionar FLL a base de micronutrientes, para compensar la disminución en la liberación de estos nutrientes durante el invierno (Castro-Garibay *et al.*, 2018).

- Utilizar dosis probadas en el vivero o en otros viveros, al igual que dosis recomendadas en publicaciones técnicas.
- En el mezclado mecanizado preparar volúmenes no mayores a 1 m³, con periodos de mezclado de 3 a 5 minutos.
- En el mezclado manual, preparar volúmenes no mayores a 0.5 m³, con cuatro o más vueltas de todos los materiales.
- Utilizar de inmediato el sustrato en el llenado de charolas o almácigos.

4.9.2 Factores que afectan la asimilación de nutrientes

Dentro de los factores que afectan la asimilación óptima de los nutrientes por parte de las plantas se encuentran la salinidad y el pH del sustrato. Por ello, es fundamental monitorear estos factores del agua de riego y del agua lixiviada del

sustrato (debajo de las charolas). En el apartado 3.6 (agua y sistemas de riego del presente manual) se describen las técnicas para medir y ajustar estos valores. Otros factores que también afectan la asimilación de nutrientes son la remoción tardía de las mallas-sombra y de las malezas sobre la superficie de las cavidades; estas actividades se pueden realizar sin mayor dificultad técnica.

En cualquiera de los métodos de fertilización que se utilicen se debe evitar el uso de dosis superiores a las recomendadas o probadas, ya que el exceso de fertilizantes promueve el desarrollo de la altura y reduce el crecimiento radical. A medida que la planta desarrolla alturas superiores a los rangos recomendados, se compromete su supervivencia y crecimiento en campo, ya que su requerimiento de agua será superior a la capacidad de absorción de su raíz. Por otra parte, en las plantas con altura excedida se dificulta su empaque, transporte y acarreo a los sitios de plantación (Figuras 4.37 y 4.38).



Figura 4.37. Planta de *Pinus teocote* y *Swietenia macrophylla* con tallas excedidas por exceso de fertilización. (a: Eneida Guerrero R.; b: Antonio Álvarez T.)



Figura 4.38. Acarreo y transporte de planta de *Cedrela odorata* con tallas excedidas por exceso de fertilización. (Eneida Guerrero R.)

4.10 Control de malezas

Durante el proceso de producción es normal la presencia de malezas cuyas semillas y esporas pueden estar presentes en los materiales utilizados para elaborar los sustratos (turba, tierra de monte y compostas, entre otros), o ser transportadas por el viento, el agua de riego o la fauna. La humedad derivada del agua de riego y de lluvia, así como los fertilizantes aplicados, crean condiciones apropiadas para la germinación y desarrollo de malezas, tanto en el piso del área de producción como en la superficie de las cavidades de las charolas y bolsas de polietileno. Las malezas compiten con la planta por agua, nutrientes, espacio y energía solar; adicionalmente, crean condiciones propicias para el desarrollo de patógenos.

Para lograr un control de maleza eficiente se recomiendan las prácticas siguientes:

- Instalar cubiertas de materiales pétreos (tezontle, pumita, piedra triturada, arena) o cubiertas de malla plástica anti-hierbas. Esta última, aunque es costosa, permite un control eficiente de las malezas y facilita el tránsito de los trabajadores (Figura 4.39).

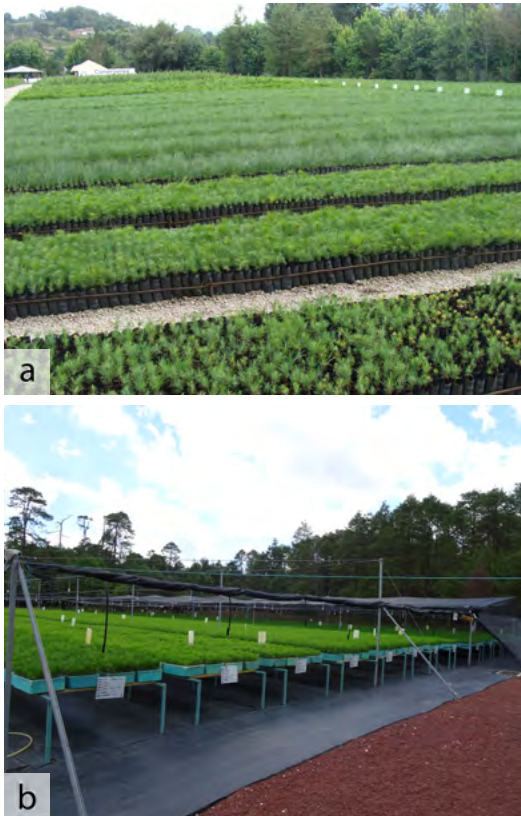


Figura 4.39. Áreas de producción con cubiertas de material pétreo (a) y de malla plástica (b) para inhibir el desarrollo de malezas en el piso de las áreas de producción.
(a: I. Delfino Gómez P.; b: Manuel Aguilera R.)

- Utilizar sustratos elaborados con insumos empacados o recién elaborados. En la medida de lo posible, reducir la utilización de turba y tierra de monte, e incrementar el uso de materiales locales como aserrín o corteza compostada.

- Aplicar cubiertas de materiales inorgánicos (vermiculita, perlita, pumita y tezontle) en la superficie del sustrato de las cavidades o bolsas, después de la siembra o del desahije.
- Remoción temprana de las mallas sombra o cubiertas de plástico. Cuando la planta se produzca bajo invernadero, trasladar las charolas con planta a la intemperie (Figura 4.40).

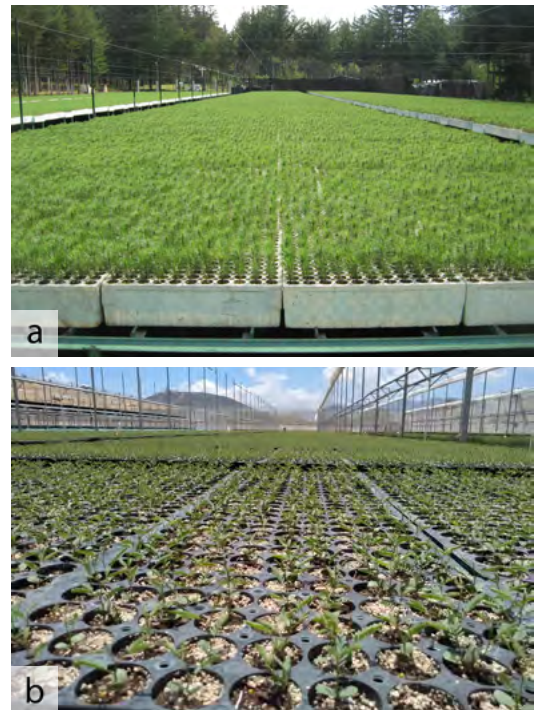


Figura 4.40. Remoción temprana de cubiertas protectoras en áreas de producción de *Pinus* sp. (a) y *Prosopis laevigata* (b) para inhibir el desarrollo de malezas y propiciar la lignificación temprana de la planta.
(a: Manuel Aguilera R.; b: Rodolfo Ramírez H.)

- Remoción temprana de algas, musgos, hepáticas y de cualquier maleza que germine en las cavidades, así como en el piso del área de producción (Figuras 4.41 y 4.42).



Figura 4.41. Remoción temprana de musgos, algas y hepáticas en cavidades de charolas con plantas de *Pinus hartwegii*.
(Manuel Aguilera R.)



Figura 4.42. Remoción temprana de malezas en áreas de producción en bolsas y en charolas.
(Rodolfo Ramírez H.)

- Las malezas removidas se deben depositar en sitios alejados del área de producción, para su compostaje o incineración.

4.11 Lignificación de la planta

En la producción de planta en vivero el endurecimiento es una de las etapas más importantes ya que la planta reduce el crecimiento en altura, pero aumenta en diámetro (Escobar, 2012; Landis, 2013), lo que confiere resistencia a condiciones adversas como sequías y heladas. Existen cuatro formas de manipular el proceso de endurecimiento: la reducción en la cantidad de nitrógeno-

no (Ávila-Angulo *et al.*, 2020), la frecuencia de los riegos, el fotoperíodo y la exposición de las plantas a un gradiente de temperaturas (altas y bajas) (Ávila-Angulo *et al.*, 2017; Grossnickle, 2012; Landis, 2013).

Al final del periodo de producción, la planta se debe endurecer o lignificar, en preparación para soportar el estrés del transporte y de las condiciones ambientales en el sitio de plantación. En promedio esta etapa se induce durante los tres últimos meses del periodo de producción en las especies de clima templado-frío, y durante los dos últimos meses para las especies de clima tropical. Entre las técnicas de manejo utilizadas para lignificar las plantas destacan las siguientes:

- Remoción temprana de cubiertas protectoras, durante la etapa de crecimiento rápido (Figura 4.43), o cuando la planta alcance el 70% de la altura máxima deseada.

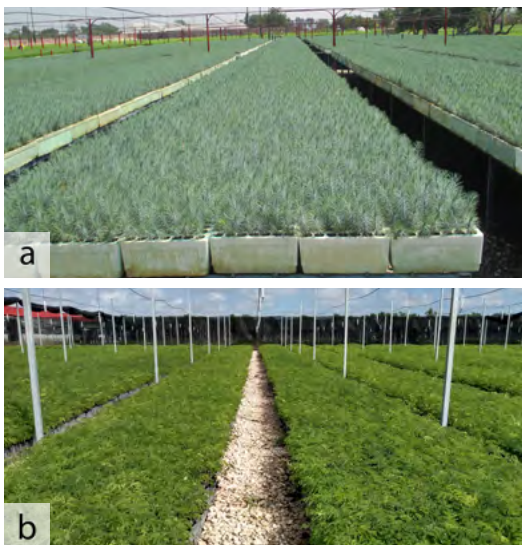


Figura 4.43. Remoción temprana de cubiertas protectoras, durante la etapa de crecimiento rápido.
(a: Manuel Aguilera R.; b: Rodolfo Ramírez H.)

- En los viveros con áreas de producción protegidas con cubiertas plásticas fijas (invernaderos), las charolas o bolsas se deben trasladar a otras áreas expuestas a la intemperie (Figura 4.44).

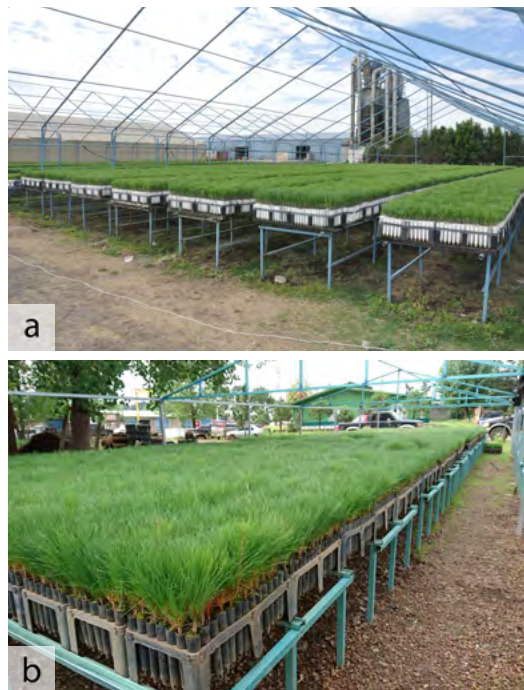


Figura 4.44. Planta de *Pinus engelmannii* producidas en invernaderos y endurecidas en áreas a la intemperie en los viveros El Halcón, Durango (a) y Guachochi, Chihuahua (b).
(a: J. Ángel Prieto R.; b: Óscar Estrada M.)

- Reducir la frecuencia de los riegos para inducir estrés por falta de humedad.
- En caso de fertilización por etapas y fertilización mixta, se debe dejar de aplicar FHS conocido como “desarrollo” y utilizar “finalizador” con bajo contenido de nitrógeno y mayor contenido de potasio y fósforo.
- Espaciar las charolas y bolsas para incrementar la aireación entre plantas y la captación de energía solar (Figura 4.45).

- En sitios con clima templado frío, sustituir las mallas negras por aluminizadas, transparentes o blancas para incrementar la incidencia de energía solar desde la germinación.



Figura 4.45. Espaciamento de charolas y de tubetes para inducir el endurecimiento de plantas de *Pinus montezumae* (a) y de *Tectona grandis* (b).

(a: Manuel Aguilera R.; b: Arnulfo Aldrete)

La remoción tardía de las mallas-sombra propicia que la planta no se lignifique adecuadamente y que crezca en exceso (Figura 4.46). Este crecimiento reduce la aireación y luminosidad a nivel del cuello del tallo (charolas y bolsas), creando microambientes propicios para el desarrollo de patógenos.

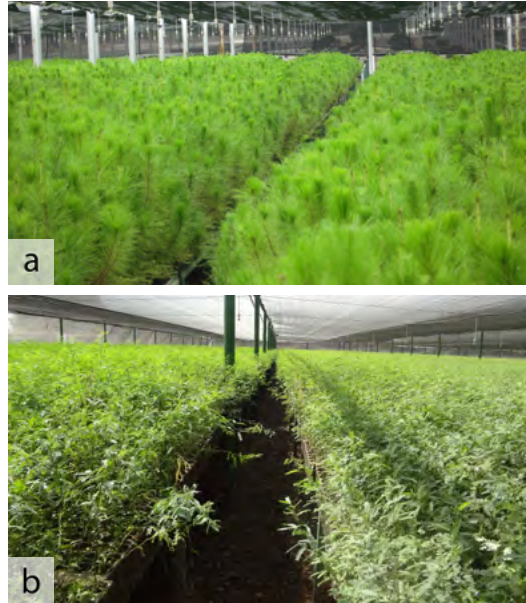


Figura 4.46. Planta de *Pinus* sp. (a) y *Prosopis* sp. (b) con altura en exceso y lignificación deficiente por mantener las mallas-sombra durante todo el período de producción.

(Manuel Aguilera R.)

4.12 Poda aérea

Consiste en la remoción de yemas apicales y follaje de la parte superior de las plantas con el objetivo de frenar temporalmente el crecimiento en altura e incrementar el crecimiento en diámetro y de la raíz. En la producción de planta en vivero existen situaciones en las cuales se vuelve recomendable la aplicación de la poda aérea, como práctica para alcanzar un equilibrio del sistema radical y el volumen del follaje.

Entre los principales beneficios de esta práctica, destacan los siguientes:

- Desarrollar planta con tallas uniformes en diámetro y altura, acorde a las características de los envases utilizados y al rango recomendado por especie.
- Incrementar el crecimiento de la raíz y del diámetro del tallo, así como la relación: peso seco de la raíz/peso seco de la parte aérea.
- Incrementar la aireación entre plantas, mejorar su lignificación y reducir condiciones propicias para el desarrollo de patógenos.
- Facilitar el ingreso del agua de riego al sustrato y reducir pérdidas por evaporación o desviación hacia los pasillos.
- Reducir el estrés a la planta durante su traslado a campo y durante las primeras semanas después de la plantación, e incrementar la supervivencia.
- Para el caso de los pinos de rápido crecimiento, propiciar que en el campo las plantas emitan su segundo verticilo, similar a la planta de regeneración natural.
- Facilitar las labores de empaque, carga, transporte, acarreo y plantación.

A pesar de los beneficios antes descritos, en los viveros forestales del país la poda aérea no es una práctica común, principalmente por el desconocimiento de cómo realizarla y el costo asociado de la mano de obra. Solo en algunos viveros se han realizado pequeñas pruebas de despunte de ápices en pinos de crecimiento rápido y poda del follaje de pinos con crecimiento cespitoso, con buenos resultados (Figura 4.47).

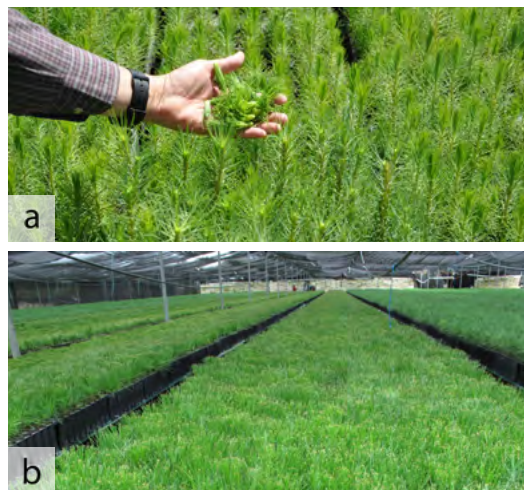


Figura 4.47. Despunte de ápices de planta de *Pinus teocote* (a) y poda de acículas en *P. montezumae* (b).
(Manuel Aguilera R.)

En otros países la poda aérea en los viveros forestales forma parte de las actividades cotidianas de manejo de la producción, por las ventajas antes descritas (Figura 4.48).

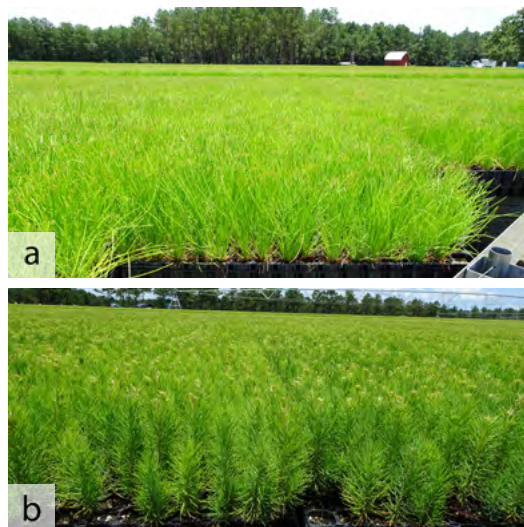


Figura 4.48. Poda aérea mecanizada de planta de *Pinus elliotii* (a), y de acículas de *P. palustris* (b) en un vivero forestal del estado de Louisiana, EE.UU.
(Arnulfo Aldrete)

Con el propósito de desarrollar planta de calidad con tallas uniformes, al aplicar la poda aérea se recomiendan las siguientes prácticas:

- Realizar la poda preferentemente antes del período de lluvias.
- Lavar y desinfectar las prendas de protección de los trabajadores.
- Previo a la poda, remover las plantas o charolas con daños por enfermedades fungosas.
- Desinfectar las tijeras con agua clorada (agua con cloro comercial, 9:1), antes y durante la poda.
- Podar los ápices de las plantas cuando alcancen una altura equivalente al promedio del rango de altura requerido; es decir, que si el rango es de 20 a 30 cm, la planta se debe podar cuando hayan alcanzado alturas promedio de 25 cm. El corte debe realizarse a 22 cm y continuar podando cada quince días conforme vayan alcanzando la altura de corte las demás plantas.
- En las especies de pinos de rápido crecimiento, la poda también puede realizarse mediante la remoción manual de los ápices.
- En los pinos cespitosos se deben cortar los extremos de sus acículas cuando inicie el doblamiento de las mismas. Se puede cortar hasta una cuarta parte de la longitud de las acículas.
- Remover los ápices y hojas cortadas fuera del área de producción para su disposición final o compostaje.

La falta de poda aérea, aunado al manejo inapropiado de la producción y al retraso en la extracción de la planta, pueden generar plantas con tallas excedidas en altura (Figura 4.49). Esta condición dificulta el riego, empaque, transporte

y plantación, además de que reduce la supervivencia y desarrollo de la planta en campo.

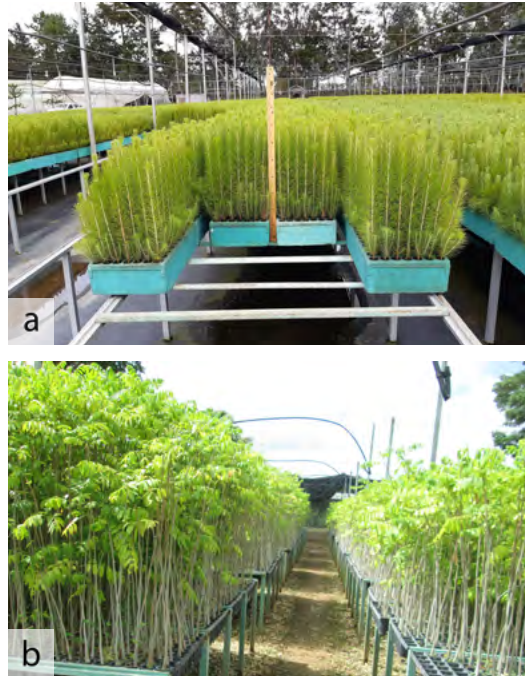


Figura 4.49. Planta de *Pinus patula* (a) y de *Cedrela odorata* (b) con alturas excedidas por manejo inapropiado, falta de poda aérea y retraso en su extracción.

(a: Manuel Aguilera R.; b: Antonio Álvarez T.)

4.13 Prevención y control de patógenos

Una planta sana es aquella que, además de reunir las características morfológicas y fisiológicas apropiadas descritas en el presente Manual, no presenta daños por agentes bióticos o abióticos. Las prácticas de manejo incluidas en el presente y anteriores capítulos, son el resultado de 30 años de experiencias de producción, experimentación e investigación en México sobre producción de planta de calidad. Como complemento a las prácticas de manejo descritas, es recomendable realizar las siguientes acciones:

- Capacitar al personal técnico y operativo en la aplicación de buenas prácticas preventivas, así como en la identificación y manejo de daños bióticos y abióticos.
- Instalar trampas para identificar la presencia de insectos patógenos (Figura 4.50) y realizar recorridos periódicos de supervisión para detectar la presencia de patógenos y de plantas afectadas. Las trampas deben instalarse procurando que su extremo inferior esté de 3 a 5 cm de distancia sobre las hojas de las plantas.



Figura 4.50. Instalación de trampas para detectar la presencia de agentes patógenos, como el mosco fungoso. (a: V. Manuel Quiñonez A; b: Rodolfo Ramírez H.)

- Construir o acondicionar espacios para incinerar las plantas afectadas por patógenos (Figura 4.51) y espacios para disponer o compostar plantas de baja calidad y malezas. Ambos espacios deben ubicarse lo más lejos posible de las áreas de producción, de los almácgos y de las áreas de beneficio de frutos y semillas.



Figura 4.51. Espacios destinados para la incineración de plantas, cepellones y sustratos con afectaciones por patógenos. (Rodolfo Ramírez H.)

- En caso de daños menores, las plantas afectadas se pueden extraer con su raíz cuando se encuentran en las etapas de "germinación" y "establecimiento". A partir de la etapa de "crecimiento rápido" es preferible cortarlas con tijeras en la base del tallo, para no extraer parte del sustrato y dispersar los patógenos. En ambos casos, las plantas se deben colocar en bolsas de plástico para su traslado a las áreas de incineración.

- En el caso de daños severos, es preferible trasladar las charolas fuera del área de producción para remover las plantas afectadas y aplicar tratamientos de control a las demás plantas, ya sea con productos biológicos o químicos. Las plantas afectadas con sus cepellones y residuos de sustrato, se deben incinerar o depositar en fosas alejadas del área de producción y cubrir con capas de cal común, para modificar el pH e inhibir el desarrollo y dispersión de los patógenos.
- Privilegiar el control preventivo y biológico de patógenos sobre el control químico. En caso necesario, solo se deben utilizar plaguicidas catalogados como ligera y moderadamente tóxicos. Los productos químicos y biológicos deben almacenarse en forma ordenada, en sitios protegidos y ventilados, y separados de los demás insumos (Figura 4.52).



Figura 4.52. Almacenamiento ordenado de plaguicidas y productos biológicos.
(Rodolfo Ramírez H.)

- Para su aplicación, los trabajadores deben utilizar prendas de vestir apropiadas que les protejan de su contacto, aspiración o ingestión (Figura 4.53).



Figura 4.53. Trabajadores con prendas de protección apropiadas para la aplicación de plaguicidas.
(a: Manuel Aguilera R.; b: Rodolfo Ramírez H.)

- Después de un ciclo de producción con infestaciones severas, se recomienda cambiar las especies a producir o los componentes de los sustratos. Como ejemplo, se pueden reducir algunos de los materiales fértiles (turba, corteza y compostas), por materiales con mínima fertilidad e inertes (aserrín, perlita, vermiculita).
- Llevar una bitácora sobre actividades de prevención y control de patógenos.

- Instalar ensayos o experimentos con microorganismos benéficos, para prevenir o reducir daños por patógenos y mejorar la asimilación del agua y nutrientes, como: *Trichoderma* sp., *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*, *Steinernema feltiae*, *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, hongos micorrízicos y bacterias fijadoras de nitrógeno, entre otros.

Para una referencia completa sobre la atención de la calidad sanitaria durante el proceso de producción de planta en vivero, se sugiere consultar el libro editado por el Dr. David Cibrián Tovar, titulado: *Fundamentos para el Manejo Integrado de Plagas Forestales* (Cibrián-Tovar, 2021).

4.14 Empaque y transporte de planta

La planta se puede empacar y acomodar en cajas de madera o plástico (con aberturas en sus paredes) para evitar o reducir daños durante su transporte a los sitios de plantación. Al realizar esta actividad se deben observar las siguientes recomendaciones:

- El empaque debe realizarse a la sombra y sobre mesas $\geq$ a 1 m de altura, y preferentemente durante las primeras horas de la mañana.
- La planta debe estar debidamente hidratada para prevenir daños por estrés.
- Empacar solo las que reúnan los estándares de calidad requeridos, dentro de los cuales destacan el diámetro, altura, lignificación, integridad de la parte aérea y del cepellón, vigor y sanidad.

- La planta puede integrarse en paquetes de 10 unidades y sujetarse con plástico autoadherible para emplear o acomodar a cepellón desnudo en las cajas; en este último caso, los cepellones de las estibas superiores se deben cubrir con hidrogel o sustrato hidratados (Figura 4.54).



Figura 4.54. Acomodo en paquetes de 10 plantas (a) y a cepellón desnudo (b).
(Manuel Aguilera R.)

- Una vez empacada, la planta debe colocarse a la sombra, preferentemente al interior del área de producción y sobre las mesas porta charolas.
- Los paquetes no se deben colocar sobre el piso, ya sea del área de producción o fuera de ésta.

- La planta puede transportarse en sus charolas, en vehículos acondicionados con tarimas para prevenir daños a la raíz, los tallos y follaje de las plantas. (Figura 4.55).



Figura 4.55. Transporte de planta en charolas, en vehículos acondicionados con estibas.
(Manuel Aguilera R.)

- La planta empacada puede acomodarse en cajas de madera o de plástico con aberturas en sus paredes ("rejas"), procurando que los paquetes no rebasen la parte alta de las cajas, para estibarse al interior de los vehículos, sin dañar las plantas. Las cajas de los vehículos pueden ser abiertas o cerradas, incluso con aire acondicionado (Figura 4.56).



Figura 4.56. Acomodo de planta empacada en cajas y al interior de vehículos con caja de carga abierta (a) y caja cerrada con aire acondicionado (b).
(Rodolfo Ramírez H.)

- La planta producida en bolsas debe transportarse en vehículos adaptados con tarimas en sus cajas de carga, con una sola estiba de planta por nivel, para prevenir daños (Figura 4.57).



Figura 4.57. Acarreo y transporte apropiado de planta en bolsas.
(Manuel Aguilera R.)

- Con excepción de los vehículos con aire acondicionado, en los demás casos las cajas de carga se deben proteger con mallas-sombra, para prevenir daños a las plantas por insolación o por efecto del viento durante su traslado a los sitios de plantación.
- Por ningún motivo la planta empacada o en sus envases se deben transportar estibadas sobre sí mismas (Figuras 4.58, 4.59 y 4.60). Esta práctica común afecta la calidad de la planta obtenida durante el ciclo de producción y compromete la supervivencia y crecimiento en campo, afectando de

manera drástica las acciones de forestación y reforestación, en tan solo horas o días. No hay planta de calidad que soporte estas condiciones de manejo.



Figura 4.58. Transporte no apropiado de planta en charolas transportada a granel.
(Manuel Aguilera R.)



Figura 4.59. Transporte no apropiado de planta empacada y transportada a granel.
(a: J. Luís Ocampo S.; b: V. Salvador Martínez G.)



Figura 4.60. Transporte no apropiado de planta en bolsas de polietileno transportada a granel.
(I. Delfino Gómez P.)

En términos económicos, la planta forestal de calidad debe verse como el insumo principal para realizar trabajos de forestación o reforestación, cuyas acciones representan fuertes inversiones y por tanto, se espera que estos procesos generen una rentabilidad de mediano y largo plazos, sean

estos económicos, sociales o ambientales. Por ello, se debe asegurar que la planta cumpla con los estándares de calidad requeridos para cumplir con el objetivo final, que implica una alta supervivencia y crecimiento adecuado en campo.





MICORRIZAS

5

Violeta Carrasco Hernández, Dante Arturo Rodríguez Trejo,
Manuel Aguilera Rodríguez y Arnulfo Aldrete

5.1 Acciones recomendadas:

	• Preparar inoculantes a base de esporas de hongos ectomicorrízicos
	• Aplicar inoculantes ectomicorrízicos en vivero
	• Promover la micorrización de planta en vivero
	• Evaluar la micorrización de la planta en vivero
	
Fundamento	
Las plantas micorrizadas muestran mayores niveles de supervivencia y adaptación a condiciones restrictivas en campo. Las simbiosis micorrízica hace más eficiente la absorción de agua y nutrientes a la vez que protege a las plantas de daños por agentes fitopatógenos.	

5.2 Definición e importancia de las micorrizas

La mayoría de plantas terrestres (del 92 al 95 %) alojan de forma natural hongos que se asocian a las raíces formando lo que se denomina micorrizas (Barriuso *et al.*, 2014; Brundrett, 2009). La palabra micorriza proviene del griego “myces” que significa hongo y “rhiza”, raíz. Gracias a esta asociación el reino vegetal ha podido establecerse en diversos ecosistemas y coevolucionar junto con el hongo (Brundrett, 2002; Honrubia, 2009). El término fue introducido en 1885 por A. B. Frank y define a la micorriza como la asociación simbiótica entre la raíz de la planta y un hongo

(Honrubia, 2009; Pérez-Moreno & Read, 2004). En dicha relación simbiótica ambos organismos se benefician al intercambiar nutrientes y agua principalmente, además de proteger a la planta contra algunos fitopatógenos (Policelli *et al.*, 2020; Smith & Read, 2008).

Uno de los factores clave para el establecimiento de plantaciones forestales es la presencia de micorrizas en las plantas producidas en vivero, por lo cual, es indispensable que se realicen prácticas culturales necesarias para garantizar la micorrización de las plantas y con ello cumplir

con uno de los factores que determinan su calidad, lo cual favorecerá su supervivencia en campo. Debido a su importancia, es necesario conocer el tipo de micorrizas que forman las especies de interés forestal, las ventajas que representa la micorrización para el control de enfermedades, así como la forma de preparación de inoculantes ectomicorrízicos a base de esporas y sus esquemas de aplicación en vivero.

Adicionalmente, es importante conocer el conjunto de factores que influyen en el proceso de micorrización como son los sustratos, los fertilizantes, los esquemas de riego y la aplicación de fungicidas. De forma complementaria existe otro grupo de microorganismos benéficos para las plantas, como son las bacterias promotoras del crecimiento y las auxiliadoras de la micorrización.

5.3 Tipos de micorrizas

Actualmente se conocen siete diferentes tipos de micorrizas que fueron propuestos por Harley y Smith en 1983 (Andrade-Torres, 2010; Mishra *et al.*, 2023), micorriza arbuscular, ectomicorriza, ectendomicorriza, ericoide, orquideoide, arbutoide y monotropoide.

De acuerdo a su morfología, las micorrizas se reagrupan en endomicorrizas, ectendomicorrizas y ectomicorrizas. En el grupo de las endomicorrizas se encuentran la micorriza arbuscular, la ericoide y la orquideoide. Las ectendomicorrizas están constituidas por la micorriza arbutoide, monotropoide y ectendomicorriza. Por último y en un solo grupo se encuentran las ectomicorrizas. La diferencia entre las endomicorrizas y las ectomicorrizas radica en la forma en que las hifas del hongo se asocian con las células de la raíz.

En las endomicorrizas las hifas penetran las células corticales de la raíz y no forman manto fúngico, en tanto que en las ectomicorrizas las hifas rodean las células corticales, formando lo que se conoce como red de Hartig, además de formar manto. En el caso de las ectendomicorrizas presentan características tanto de las endomicorrizas, ya que sus hifas penetran las células de la raíz, así como de las ectomicorrizas, puesto que forman red de Hartig y en algunos casos forman también manto.

5.3.1 Micorriza arbuscular

La micorriza arbuscular, o también conocida como micorriza vesicular-arbuscular, es el tipo de micorriza que se encuentra en mayor abundancia ya que está presente en 72-80 % de las plantas terrestres (Brundrett & Tedersoo, 2018; Camarena-Gutiérrez, 2012). Esta asociación simbiótica se forma con aproximadamente 200 hongos zigomicetes del orden Glomales, asociados a alrededor de 200,000 angiospermas (Brundrett, 2009). Dentro de las plantas que forman este tipo de micorriza se encuentran la mayoría de los cultivos agrícolas y árboles frutales, por lo que son de gran importancia para la agricultura y la fruticultura (Barrera-Berdugo, 2009; Guerrero-Forero, 1996). Una característica morfológica de este tipo de micorriza es que las hifas del hongo penetran las células corticales de la raíz. Una vez dentro, forman dos clases de estructuras características de este tipo, que son: los arbuscúlos y las vesículas; estas últimas pueden estar o no presentes y va a depender del hongo que infecte a la raíz (Mishra *et al.*, 2023; Smith & Read, 2008). (Figura 5.1). Los arbuscúlos son el medio de intercambio entre planta y hongo; en las vesículas el hongo almacena carbohidratos.

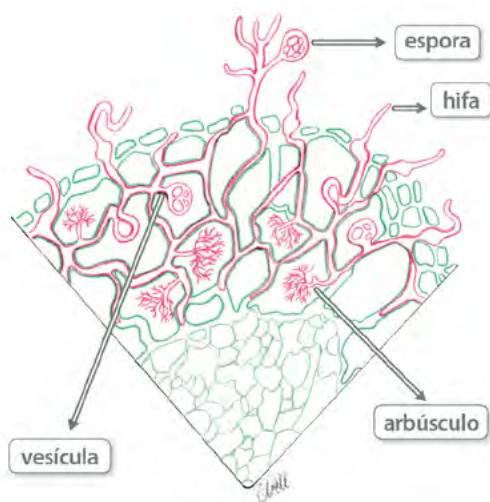


Figura 5.1. Partes de una micorriza arbuscular.
(Areli Buendía Corona)

5.3.2 Ericoide

El tipo de micorriza ericoide se presenta en algunas plantas de las familias Ericaceae, Empetraceae y Epacridaceae, asociándose con *Hymenoscyphus ericae* y *Oidiodendron* spp. (Guerrero-Forero, 1996; Villarreal-Ruiz et al., 2004).

5.3.3 Orquideoide

Se presenta en las orquídeas (Figura 5.2) e incluye hongos principalmente de los géneros *Rhizoctonia*, *Thanatephorus*, *Ceratobasidium*, *Ypsilonidium*, *Sebacina*, *Tulansnella* y en menor proporción con *Marasmius*, *Xerotus*, *Hyenochaete*, *Armillaria*, *Fomes*, *Favolaschia*, *Coriolus* y *Thelephora* (Andrade-Torres, 2010). En esta simbiosis es fundamental que el hongo se encuentre presente en la semilla para que la planta pueda germinar (Guerrero-Forero, 1996).



Figura 5.2. Orquídea silvestre.
(Manuel Aguilera R.)

5.3.4 Arbutoide

Este tipo de micorrizas se presenta en plantas de los géneros *Arctostaphylos*, *Arbutus* y *Pyrola*, con hongos asociados de los géneros *Hebeloma*, *Laccaria*, *Poria*, *Rhizopogon*, *Pisolithus*, *Thelephora*, *Piloderma*, *Cenococcum* y *Lactarius* (Andrade-Torres, 2010).

5.3.5 Monotropoide

Micorriza que se establece con plantas de la familia Monotropaceae y hongos de los géneros *Lactarius*, *Russula*, *Suillus* y *Rhizopogon* (Andrade-Torres, 2010). Las plantas que forman este tipo de micorriza tienen la peculiaridad que no producen clorofila, lo que las hace completamente dependientes del hongo para su subsistencia (Figura 5.3).



Figura 5.3. *Monotropa* sp. en bosque de pino.
(Violeta Carrasco Hernández)

5.3.6 Ectendomicorriza

La ectendomicorriza se encuentra presente en algunas especies de los géneros *Pinus* y *Larix*, asociado con hongos como *Wilcoxina mikolae*, *W. rehmi*, *Sphaerosporella brunnea*, *Phialophora finlandia* y *Chloridium paucisporum* (Yu et al., 2001). Se identifica por presentar características morfológicas de las ectomicorrizas y endomicorrizas. De la ectomicorriza presenta red de Hartig y en algunas ocasiones forma manto, así mismo, las hifas penetran las células de las raíces lo cual es característico de las endomicorrizas.

5.3.7 Ectomicorriza

Este tipo de micorriza representa la asociación, principalmente entre plantas leñosas y hongos superiores de los grupos ascomicetos, basidiomicetos y zigomicetos (Pérez-Moreno & Read, 2004; Rinaldi et al., 2008). Se encuentran en ecosistemas de los tipos templados, boreales y en áreas boscosas de la región tropical y subtropical (Policelli et al., 2020; Rinaldi et al., 2008). Alrededor del 3 % de las especies de plantas vasculares del planeta forman este tipo de micorriza, dentro de las cuales resaltan algunas especies de las siguientes familias: Pinaceae, Fagaceae, Betulaceae, Salicaceae, Tiliaceae, Rosaceae, Leguminosae, Dipterocarpaceae, Casuarinaceae, Euphorbiaceae, Myrtaceae, Polygonaceae y Juglandaceae (Andrade-Torres, 2010; Brundrett, 2009; Pérez-Moreno & Read, 2004). Aunque aparentemente es bajo el porcentaje de plantas que forman esta asociación, cabe destacar que las ectomicorrizas son fundamentales para la existencia de los ecosistemas de bosques boreales y templados, principalmente.

Adicionalmente, los hongos ectomicorrízicos silvestres comestibles son de gran importancia económica dadas sus propiedades nutritivas e incluso medicinales, los cuales se han utilizado desde culturas prehispánicas. En una estimación se cree que podrían existir de 7,750 a 25,000

especies de hongos ectomicorrízicos (Rinaldi *et al.*, 2008). En la Figura 5.4 se observan hongos ectomicorrízicos comestibles silvestres. Cabe señalar que no todos los hongos ectomicorrízicos silvestres son comestibles como es el caso de *Amanita muscaria*, el cual es tóxico (Figura 5.5).



Figura 5.4. Hongos ectomicorrízicos silvestres comestibles. *Boletus* sp. (a); *Suillus* sp. (b) y *Laccaria* sp. (c).
(a: Manuel Aguilera R.; b, c: Violeta Carrasco Hernández)



Figura 5.5. *Amanita muscaria*.
(Arnulfo Aldrete)

Estructuras de la ectomicorriza

a) Red de Hartig: conjunto de hifas del hongo que rodean las células corticales (Figura 5.6 a) de la raíz. Por medio de este contacto intercelular se da la transferencia de agua y nutrientes. En angiospermas la red de Hartig se desarrolla alrededor de las células epidérmicas, mientras que en las gimnospermas se desarrolla alre-

dedor de las células epidérmicas y corticales (Mishra *et al.*, 2023).

b) Manto: conjunto de hifas que se conglomeran alrededor de la raíz y la cubren. El color del manto y textura dependerán del hongo que colonice a la raíz (Figura 5.6 b). (Smith & Read, 2008).

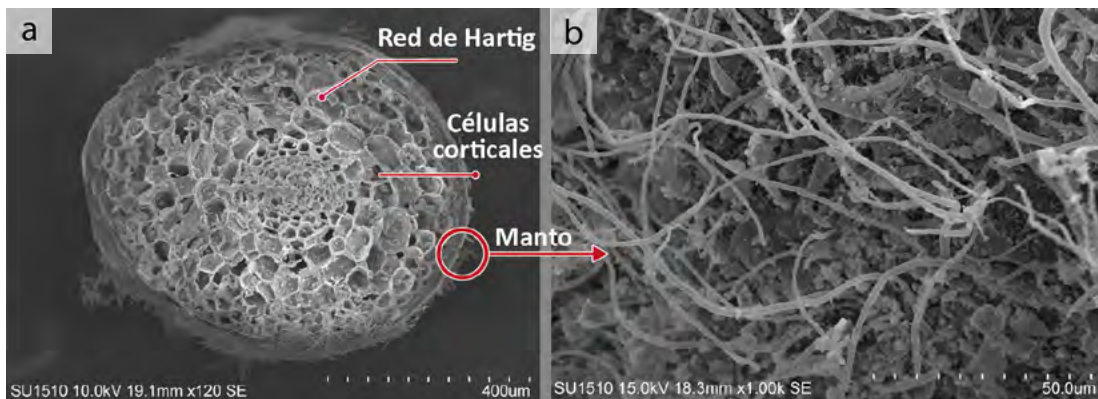


Figura 5.6. *Pinus montezumae* con *Laccaria trichodermorphora* en microscopía de barrido. Corte transversal de la raíz (a); acercamiento del manto (b).
(Ibeth Rodríguez Gutiérrez)

c) **Micelio externo:** crecimiento externo de hifas que se distribuyen en el suelo o sustrato donde se encuentre la planta. El micelio tiene la capacidad de absorber y transportar los nutrientes a través de las hifas, además de conectar con hifas de otros árboles de la misma o diferentes especies; también intervienen en la formación de esporomas (Pérez-Moreno & Read, 2004) (Figura 5.7, 5.8 y 5.9).

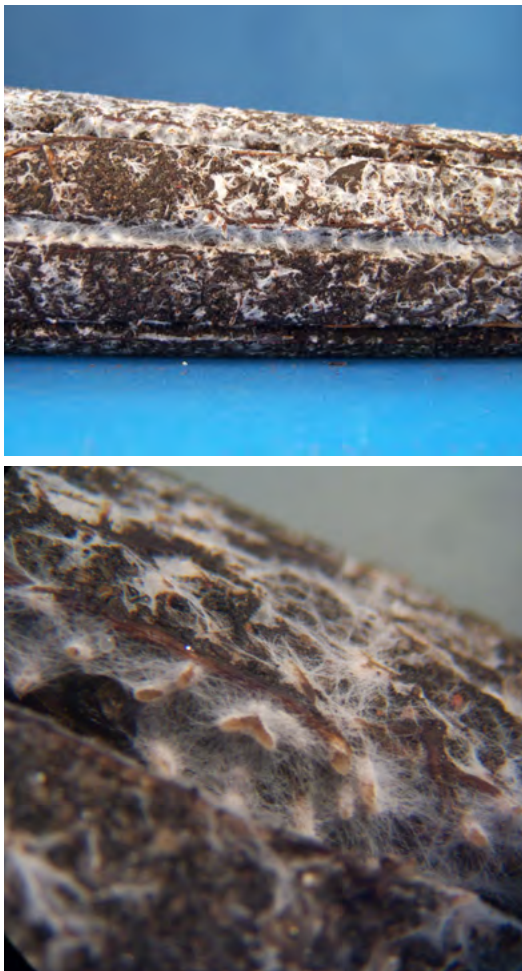


Figura 5.7. Micelio externo de *Pinus pseudostrobus* con *H. mesophaeum* y un acercamiento a la ectomicorriza.
(Violeta Carrasco Hernández)



Figura 5.8. *Pinus pseudostrobus* con micelio externo de ectomicorriza.
(Arnulfo Aldrete)



Figura 5.9. Planta de *Quercus* sp. con esporoma de *Laccaria laccata*.
(Violeta Carrasco Hernández)

5.4 Beneficios de las micorrizas

5.4.1 Absorción de agua y nutrientes

Uno de los beneficios en esta simbiosis estriba en que la planta le proporciona al hongo carbohidratos producto de la fotosíntesis y a su vez, el hongo le transfiere nutrientes en formas disponibles para la planta como: N, P, K, Ca, Mg, Fe y Mn (Policelli *et al.*, 2020; Smith & Read, 2008). Así mismo, se favorece la absorción de agua al au-

mentar la capacidad de exploración de las raíces al conectarse con las hifas de los hongos y acceder a fuentes de agua y nutrientes más lejanas, que por sí misma la planta no podría obtener (Guerrero-Forero, 1996).

5.4.2 Control de fitopatógenos

El manto de las ectomicorrizas hace la función de una barrera física y biológica por lo que aplicar inoculantes ectomicorrízicos ayuda al control de fitopatógenos. Algunos de los exudados que genera el hongo son antagonistas a determinados fitopatógenos, lo cual brinda cierta protección y resistencia (Chakravarty & Hwang, 1991).

5.4.3 Resistencia a sequía

El estrés hídrico es una respuesta fisiológica de las plantas que se presenta cuando la transpiración supera a la cantidad de agua absorbida por la planta, lo cual le puede ocasionar cambios morfológicos y fisiológicos o incluso su muerte (Luna-Flores *et al.*, 2012). En diversos estudios se ha demostrado que la presencia de micorriza en plantas, ha reducido los efectos negativos provocados por el estrés hídrico, como son la disminución de biomasa de la planta, su contenido nutrimental, la tasa fotosintética, su conductancia estomatal, agua disponible y actividad de enzimas antioxidantes (Gholinezhad *et al.*, 2020; Li *et al.*, 2019; Guerrero-Forero, 1996).

5.4.4 Resistencia a salinidad

La salinidad en los suelos es un problema mundial ya que afecta la producción de cultivos y el establecimiento de todo tipo de especies, incluidas las forestales. El problema de la salinidad aumenta en una proporción del 10 % anual-

mente y a esta velocidad se estima que para el año 2050, la mitad del suelo del planeta se verá afectado por este problema (Gunarathne *et al.*, 2020). La salinidad en suelos se presenta por causas naturales y antropogénicas; dentro de éstas se encuentran las inadecuadas prácticas agrícolas, riegos inapropiados que en ocasiones se realizan con aguas residuales, la deforestación y sobrepastoreo (Li *et al.*, 2022; Safdar *et al.*, 2019; Thaker *et al.*, 2021). En diversos estudios se ha observado que la presencia de micorriza arbuscular y ectomicorrizas tanto en cultivos agrícolas como forestales, respectivamente, ha disminuido los efectos negativos ocasionados por el exceso de sales (Bai *et al.*, 2021; Evelin *et al.*, 2019; Klinsukon *et al.*, 2021; Zong *et al.*, 2023). Se ha reportado que algunos hongos ectomicorrízicos toleran el estrés por salinidad, dentro de los cuales se encuentran: *Cenococcum geophilum*, *Hebeloma crustuliniforme*, *Laccaria bicolor* y *Suillus tomentosus* (Li *et al.*, 2022; Onwuchekwa *et al.*, 2014).

5.4.5 Resistencia a metales pesados

Una de las ventajas que le confiere el hongo ectomicorrízico a la planta huésped, es la mejora en la tolerancia al estrés ocasionado por metales pesados mediante diferentes mecanismos como son: **a)** secuestro intracelular de metales pesados, **b)** evita el contacto directo de la planta con el compuesto tóxico al ser cubierta por el manto del hongo, **c)** previene la transferencia de metales pesados de la raíz a otras partes de la planta, **d)** aumenta la absorción de nutrientes y agua y **e)** aumenta la actividad antioxidante de la planta huésped (Chot & Reddy, 2022; Mohammadhasani *et al.*, 2017).

5.5 Inoculantes ectomicorrízicos

Debido a la importancia de las ectomicorrizas en especies forestales, es necesario contar con biotecnologías que permitan inocular hongos ectomocorrízicos en vivero, a fin de garantizar altos porcentajes de micorrización y favorecer el establecimiento de las plantas en campo.

Los propágulos de los hongos ectomicorrízicos que se encuentran en los suelos de forma natural han disminuido debido a la deforestación continua y erosión de los suelos (Jones *et al.*, 2003; Policelli *et al.*, 2020), por lo cual es importante reintroducirlos en suelos altamente degradados. Una de las formas de llevarlo a cabo es mediante la aplicación de inoculantes a base de esporas de hongos ectomicorrízicos (Brundrett *et al.*, 1996). En diversas investigaciones se ha demostrado que las plantas previamente micorrizadas en vivero presentan mayor supervivencia y buenos niveles de crecimiento en campo (Bauman *et al.*, 2012; Policelli *et al.*, 2020; Rincón *et al.*, 2007).

5.5.1 Factores a considerar para la preparación de inoculantes ectomicorrízicos

En la mayoría de los viveros que producen bajo el sistema tradicional de México no se realiza la inoculación con hongos ectomicorrízicos ya que utilizan suelo forestal como la única fuente de propágulos fúngicos. Sin embargo, esta práctica no es recomendable debido al daño ambiental que se produce a largo plazo con la extracción de suelo, además de que no es posible conocer si la cantidad de propágulos fúngicos son o no suficientes para lograr altos porcentajes de micorrización en la planta, así mismo existe la posibilidad de movilizar hongos fitopatógenos al vivero.

Una alternativa para dicha problemática es la preparación de inoculantes con hongos ectomicorrízicos que se pueden recolectar en los bosques aledaños a las áreas a reforestar. México cuenta con una gran variedad de este tipo de hongos; su reintroducción permite conservar especies nativas que por deforestación y otros factores, como la degradación o la erosión, han provocado su disminución.

A nivel internacional existen empresas que se dedican a la venta de inoculantes ectomicorrízicos, como son: Micología forestal y aplicada (España) y Mycogrow (Estados Unidos), quienes comercializan productos con esporas de *Pisolithus tinctorius*, *Scleroderma* spp., *Suillus* spp., entre otros. Sin embargo, lo más recomendable es utilizar inoculantes producidos con los hongos de la región.

El hongo ectomicorrízico apropiado para la preparación de inoculante a base de esporas, debe cumplir con las siguientes características:

- a) Ser un hongo ectomicorrízico, dado que no todos los hongos que se encuentran en el bosque se asocia con árboles.
- b) Ser comestibles para evitar manipular un hongo que pueda ser tóxico para el ser humano.
- c) Que se encuentre en abundancia.
- d) Ser compatible con la planta huésped que se desee inocular.
- e) Que sea capaz de micorrizar a la planta en su etapa inicial de crecimiento, dentro de los cuales se encuentran especies de los géneros: *Hebeloma*, *Laccaria*, *Pisolithus*, *Rhizopogon*, *Scleroderma*, *Suillus* y *Thelephora* (Policelli et al., 2020).

La preparación de inoculante ectomicorrízico a base de esporas que se describe a continuación es el resultado de años de investigaciones desarrolladas en el Colegio de Posgraduados, dirigidas por el Dr. Jesús Pérez Moreno, en conjunto con estudiantes de maestría y doctorado, cuyos

resultados se encuentran actualmente en proceso de patente (Pérez-Moreno et al., 2020a). La efectividad de dichos inoculantes ectomicorrízicos se han probado en 104 combinaciones planta-hongo, principalmente con especies de los géneros *Hebeloma*, *Laccaria* y *Suillus*, asociados a especies del género *Pinus* (Pérez-Moreno et al., 2020b).

La preparación de inoculante se puede realizar de forma sólida o líquida. En la primera opción se requiere contar con instalaciones específicas, en tanto que la segunda, requiere de equipamiento mínimo y por lo tanto, es más económica. A continuación se describen los dos métodos para su conocimiento e implementación, de acuerdo con las condiciones que más convengan en el vivero.

En ambos casos se inicia con la recolecta del material fúngico. La preparación del inoculante ectomicorrízico a base de esporas se realiza únicamente en época de lluvias, periodo en el cual emergen los hongos en mayor abundancia. Se sugiere que previo a la recolección, se revise material bibliográfico de las especies de hongos que son ectomicorrízicos y que se asocian a las especies que se desea inocular en vivero. En Rinaldi et al. (2008) se presenta una amplia revisión de los géneros de hongos que son ectomicorrízicos. Para identificar el hongo de manera visual, se pueden usar guías ilustradas y en conjunto con los recolectores de hongos de la región, identificar si se encuentran en la zona. En Pacioni (1982) se brinda una extensa guía ilustrada que alberga cientos de especies de hongos y sus características, que puede resultar de gran utilidad.

La recolección de hongos se debe realizar en compañía de personas con experiencia que conozcan e identifiquen los hongos que son comestibles. Otra forma de obtener los hongos

es acudir a mercados o lugares de comercialización, en donde los recolectores(as) de hongos se reúnen para realizar su venta.

5.5.2 Preparación de inoculante ectomicorrízico a base de esporas (sólido)

A continuación se describe el proceso para la preparación del inoculante ectomicorrízico a base de esporas en sólido:

1. **Obtención de hongos:** se recolectan los hongos de acuerdo con las especificaciones referidas con anterioridad.

2. **Clasificación de hongos:** los hongos se separan por género o de ser posible por especie. Se obtiene únicamente la estructura del hongo que contiene las esporas. En el caso de *Suillus* spp., *Hebeloma* spp. o *Laccaria* spp. se retira el estípite (comúnmente conocido como pie o patita) y se utiliza el píleo (comúnmente conocido como sombrero), en donde se encuentran las esporas del hongo (Figura 5.10).

3. **Deshidratación:** este etapa requiere especial cuidado dentro del proceso de preparación del inóculo (Figura 5.11). El píleo se somete a un proceso de deshidratación mediante equipos que cuenten con flujo de aire caliente y termostato que permita regular la temperatura. En el mercado existen diferentes marcas y modelos, como por ejemplo el deshidratador “JERSA”, modelo L (Figura 5.11c). El píleo debe deshidratarse a una temperatura de $32 \pm 2^\circ\text{C}$ hasta lograr una deshidratación completa (consistencia “crujiente”). De acuerdo con Brundrett *et al.*, 1996b, a partir de los 35°C , las esporas del hongo perderían viabilidad y por tanto, su capacidad funcional; por lo que es importante que en el proceso de deshidratado no se rebase dicha temperatura.

4. **Molienda:** el píleo se tritura en seco mediante el uso de un molino industrial (Figura 5.11e). El producto se deposita en una bolsa plástica para su almacenamiento. Cuando se realice este proceso es importante utilizar una mascarilla o cubrebocas para evitar respirar las esporas.



Figura 5.10. Partes de un hongo. *Laccaria* sp. (a) y *Suillus* sp. (b).
(a: Manuel Aguilera R.; b: Violeta Carrasco Hernández)

5. Etiquetado: la etiqueta debe incluir el nombre del hongo (nombre científico y común), lugar donde se recolectó, fecha en la que se preparó el inóculo, nombre de la persona que lo

preparó, cantidad (g o kg) y la fecha de caducidad. En caso de que se pueda tomar el dato de la concentración de esporas también se coloca en la etiqueta (Figura 5.11f).



6. **Almacenamiento:** las bolsas de plástico con el inóculo se pueden tener a temperatura ambiente en caso de que no rebase los 30 °C. La viabilidad del inóculo es de un año (Brundrett *et al.*, 1996).

5.5.3 Preparación del inoculante ectomicorrízico a base de esporas (líquido)

A continuación se describe el proceso para la preparación del inoculante ectomicorrízico a base de esporas en líquido (Figura 5.12). Se repiten los apartados 1, 2 y 5 del proceso en sólido anteriormente descrito.

1. **Obtención de hongos:** mismo procedimiento que en la preparación en sólido.

2. **Clasificación de hongos:** mismo procedimiento que en la preparación en sólido.

3. **Molienda:** se muelen 300 g de píceo por cada litro de agua purificada fría en una licuadora (industrial o casera). Esta concentración ha sido efectiva para la micorrización de *Pinus patula* con *Laccaria* y *Hebeloma* en planta de vivero (Carrasco-Hernández *et al.*, 2018).

4. **Vaciado:** el inóculo se vacía en recipientes limpios de plástico o vidrio. Es importante no llenar hasta el tope ya que se genera dióxido de carbono, producto de la respiración de bacterias que también se encuentran en el inóculo, por lo que es importante dejar un espacio para evitar que se bote la tapa por la presión.

5. **Etiquetado:** mismo procedimiento que en la preparación en sólido a excepción que en cantidad se escribirá el volumen (L o mL) preparado del hongo (Figura 5.11f).

6. **Almacenamiento:** el inoculante se almacena en recipientes limpios (plástico o vidrio) y debe mantenerse en refrigeración a 4 °C, así contará con una viabilidad de un año (Brundrett *et al.*, 1996). Es normal que al inoculante ectomicorrízico después de permanecer durante algunos meses en refrigeración, se le forme una especie de cubierta (nata de hongos) en la superficie; esta condición no implica que el producto deje de ser funcional, por lo cual se deberá retirar esta cubierta y se podrá utilizar de manera ordinaria. También es importante que al menos dos veces por mes se abran los recipientes para liberar el dióxido de carbono.



Figura 5.12. Preparación de inóculo ectomicorrízico a base de esporas (líquido) de *Suillus* spp. Carpóforo o esporoma de *Suillus* sp. en bosque de pino (a); foto taxonómica de *S. granulatus* (b); corte de estípite (c); pesado de píleos (d); molienda de píleos con agua purificada (e); inocular embotellado y etiquetado de *S. brevipes* y *S. granulatus* (f). (Violeta Carrasco Hernández)

Cálculo de esporas

La metodología para el conteo celular descrita por Bastidas (2013) se realiza mediante el uso de un hematocitómetro o cámara de Neubauer (Figura 5.13). El procedimiento consiste en extraer aproximadamente 10 µL de la solución con la ayuda de una micropipeta y colocar la solución sobre la cámara, a la cual posteriormente se coloca el portaobjetos para empezar el conteo en cada uno de los cuatro cuadrantes que se aprecian en el dispositivo, mediante el uso de un microscopio óptico. Posteriormente se calcula el número de esporas mediante la siguiente fórmula:

Concentración de esporas (cm³ o mL)= CNE

$$CNE = \sum_{i=A}^D (Ci) * 10^4/4 * Dilución$$

Donde: A, B, C y D corresponden a los cuatro cuadrantes. La cámara cuenta con cinco cuadrantes y solo se realizan en los cuatro cuadrantes que están en los extremos; es decir no se cuenta el cuadrante del centro. En la fórmula el cuatro corresponde al número de cuadrantes.

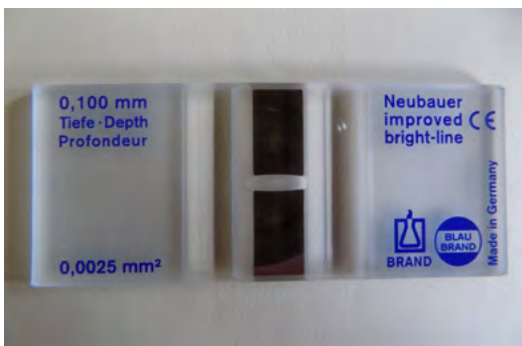


Figura 5.13. Cámara de Neubauer.
(Violeta Carrasco Hernández)

Una alternativa para conocer el número de esporas es enviar la muestra a un laboratorio clínico ya que esta cámara también se utiliza en medicina para contar el número de glóbulos, plaquetas, espermatozoides y parásitos, entre otros.

5.5.4 Ventajas y desventajas de los inóculos sólido y líquido

En el presente capítulo se describieron dos metodologías para la preparación de inoculantes ectomicorrízicos, las cuales tienen sus ventajas y desventajas que se describen en el Cuadro 5.1.

Cuadro 5.1. Comparación de inoculantes ectomicorrízicos a base de esporas (sólido y líquido).

	Inóculo sólido	Inóculo líquido
Micorrización	Efectiva	Efectiva
Costo	Alto	Bajo
Equipo	Se requiere infraestructura especial para su preparación.	No requiere infraestructura especial para su preparación.
Almacenamiento	No requiere refrigeración. Se puede tener a temperatura ambiente si el lugar cuenta con temperaturas en un rango de 4 °C a 32 °C.	En caso de que no se utilice el inoculante en el momento de preparación, requerirá forzosamente refrigeración a 4 °C.
Preparación	Demanda conocimiento de equipos y que éstos funcionen adecuadamente; no se deben rebasar las temperaturas de deshidratado recomendadas para que el inóculo sea funcional.	No requiere el conocimiento del manejo de equipos

5.5.5 Efectos de la aplicación de inoculantes ectomicorrízicos en planta

El efecto benéfico de diferentes especies de hongos ectomicorrízicos en el crecimiento, contenido nutricional (N, P y K), biomasa y diámetro del tallo se ha observado en diferentes especies de *Pinus*, *Abies* y *Quercus* (Pérez-Moreno *et al.*, 2020b). Como ejemplo, en *Pinus patula* y *P. pseudostrobus* inoculados con diferentes especies del genero *Hebeloma* (*H. leucosarx*, *H. mesophaeum*, *H. alpinum*) y *Laccaria* (*L. laccata*, *L. bicolor* y *L. proxima*) se observó mayor contenido nutricional, biomasa y crecimiento en plantas inoculadas, en comparación con aquellas que no lo fueron (Figura 5.14 y 5.15) (Carrasco-Hernández *et al.*, 2011).

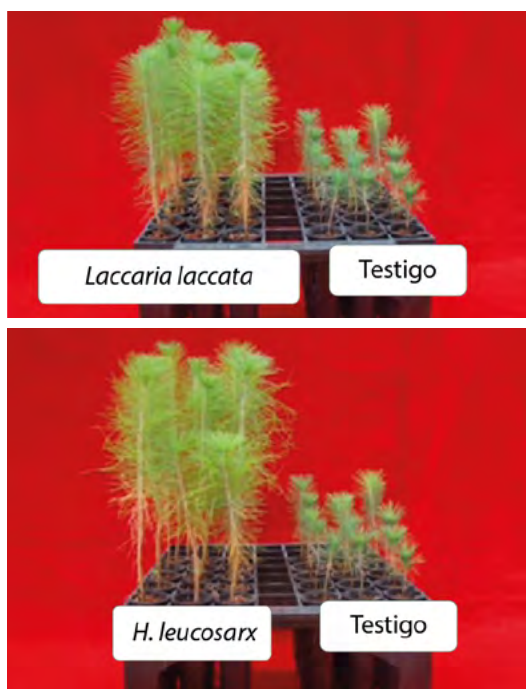


Figura 5.14. *Pinus patula* con y sin hongos ectomicorrízicos (Testigos).
(Violeta Carrasco Hernández)

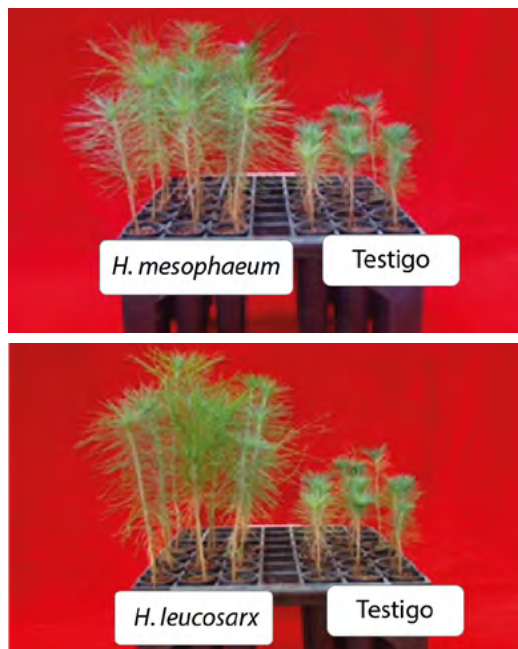


Figura 5.15. *Pinus pseudostrobus* con y sin hongos ectomicorrízicos (Testigos).
(Violeta Carrasco Hernández)

5.6 Forma de aplicación de bioinoculantes ectomicorrízicos

El inoculante se puede aplicar de tres formas: directamente a las semillas previamente desinfectadas; al momento de preparar la mezcla del sustrato y en forma líquida previo o después de la germinación de las plantas (Figura 5.16 y 5.17). El volumen a aplicar dependerá de la concentración de esporas del inoculante, del tamaño de la planta, así como de la asociación planta-hongo. Al emplear esta metodología de preparación se ha observado que para *Pinus patula* con el hongo ectomicorrízico de *Hebeloma mesophaeum*, fue suficiente la aplicación de 10 mL por planta a una concentración de 5.5×10^6 esporas/cm³, para lograr un porcentaje de micorización de

75 a 100 % (Carrasco-Hernández *et al.*, 2018). Sin embargo, es necesario continuar con las investigaciones para evaluar a qué concentración mínima se pueden lograr porcentajes de micorrización altos con el objetivo de reducir costos, así como generar fichas técnicas de la forma de inoculación más adecuada para cada combinación de planta-hongo.



Figura 5.16. Aplicación de bioinoculante comercial a semillas, previo a la siembra.
(Manuel Aguilera R.)



Figura 5.17. Aplicación de inoculante ectomicorrízico a base de esporas de *Suillus* sp. en *Pinus montezumae*.
(Violeta Carrasco Hernández)

5.7 Identificación de ectomicorrizas en vivero y laboratorio

El micelio externo de cada especie fúngica tiene un color y textura específicos de acuerdo al tipo de hongo con el cual esté asociada la planta. El micelio de la ectomicorriza se puede observar a simple vista, por ello es fácil distinguir si una planta está asociada con un hongo ectomicorrízico, ya que al retirar la bolsa o tubete suelen verse manchones en el cepellón que pueden ser de diferentes colores (blancos, cafés, amarillos o transparentes, etc.) y texturas (de algodonosas a gelatinosas). Algunas veces con apariencia algodonosa y blanquecina (Figura 5.18), o incluso transparente y gelatinosa como se observa en *Laccaria laccata*. (Figura 5.19).



Figura 5.18. *Pinus pseudostrobus* con micelio externo de color blanco (derecha) y transparente (izquierda).
(José Villa Castillo)



Figura 5.19. Cepellón de *Pinus pseudostrobus* con micelio externo de *Laccaria laccata*.
(Violeta Carrasco Hernández)

En caso de que la raíz no se asocie con el hongo ectomicorrízico se pueden observar bajo el microscopio estereoscópico sus pelos radicales (Figura 5.20). Sin embargo, cuando un hongo ectomicorrízico se asocia con la planta, cambia la arquitectura de las puntas de la raíz y se forma lo que se conoce como morfotipo ectomicorrízico (Andrade-Torres, 2010).



Figura 5.20. Raíz de *Pinus greggii* sin ectomicorriza.
(Violeta Carrasco Hernández)

La morfología del tipo de ramificación del sistema ectomicorrízico puede tener diversas formas: simple (Figura 5.21a), dicotómica (Figura 5.21b), monopodial-pinada, monopodial-piramidal, irregular pinada, coraloide y trenzada (Agerer & Rambol, 2023).



a



b

Figura 5.21. Morfotipos ectomicorrízicos.
Simple (a) y dicotómico (b).
(Areli Buendía Corona)

En el vivero, el micelio externo se observa alrededor del cepellón a simple vista cuando la planta tiene ectomicorrizas. Sin embargo, para poder observar con más detalle estas estructuras es necesario un microscopio estereoscópico. El procedimiento para ver tales estructuras en laboratorio es el siguiente:

1. El cepellón de la planta se deja remojar en agua por 12 horas.

2. Las raíces se lavan mediante el uso de un tamiz de malla con apertura de 2 mm, con la finalidad de eliminar el sustrato o suelo y quedarse únicamente con las raíces. Es importante no lavar las raíces a chorro de agua porque la presión se llevaría los ápices de las raíces secundarias que es donde se encuentran las ectomicorrizas. Puede lavarse con la ayuda de una piseta o con un recipiente, vaciando cuidadosamente el agua.

3. Las raíces recolectadas se colocan en cajas petri con agua y se observan en el microscopio estereoscópico. Con el objetivo de eliminar los restos de sustrato o suelo se limpian las puntas de raíces con un pincel delgado para observar mejor las estructuras ectomicorrízicas.

En la Figura 5.22 se observa un tipo de ectomicorriza con ramificación de tipo dicotómico en *Pinus leiophylla* y en la Figura 5.23, la ectomicorriza de *Suillus* sp. en *P. hartwegii* con morfotipos de tipo coraloide.



Figura 5.22. Ectomicorriza con morfotipos de tipo dicotómico que se observan distribuidos por todo el cepellón de *P. leiophylla*.
(Arnulfo Aldrete)



Figura 5.23. *Pinus hartwegii* con *Suillus* sp.
(Dante Arturo Rodríguez Trejo)

5.8 Factores que influyen en el proceso de micorrización

Algunas de las características de los sustratos que influyen en el desarrollo de las ectomicorrizas en plántula son: fertilidad, contenido de materia orgánica, actividad microbiana y el pH (Repáč, 2007).

En los viveros de México se utilizan diferentes sustratos para la producción de planta. En el sistema tradicional se suele utilizar tierra de monte mientras que en los tecnificados se utilizan diferentes mezclas principalmente a base de: turba de musgo (peat-moss), vermiculita y perlita. Cabe señalar que en algunos viveros se utilizan sustratos alternativos, como compostas, corteza y aserrín.

En un estudio realizado con *Pinus pinea* se probaron dos tipos de sustratos: turba con vermiculita en proporción 1:1 y turba con corteza de pino compostada 1:1, los cuales fueron inoculados por separado con los hongos: *Pisolithus tinctorius*, *Rhizopogon luteolus*, *R. roseolus*, *Scleroderma verrucosum* y *Melanogaster ambiguus* a una concentración de esporas de 10^6 a 10^7 . En dicho estudio se observó que el sustrato de turba con

vermiculita fue el que presentó mayores porcentajes de micorrización, de 80 % para el caso de las dos especies de *Rhizopogon*, 60 % para *S. verrucosum*, 40 % para *P. tinctorius* y del 20 % para *M. ambiguus* (Rincón *et al.*, 2005). En otro estudio se evaluó el efecto de los sustratos a base de turba y perlita con *Picea abies* y un inóculo ectomicorrízico, donde se encontró que el mejor sustrato fue con turba y el hongo *Hebeloma* (Repáč, 2007).

En el caso del uso de aserrín de coníferas y latifoliadas, se observó un efecto positivo sobre la micorrización (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2021). La mezcla de aserrín de pino (80 %) y corteza compostada (20 %) en la producción de planta de *Pinus greggii* inoculado con *Laccaria laccata* (Figura 5.24), se obtuvieron índices de calidad media y alta (Vicente-Arbona *et al.*, 2019). En el caso de *Pinus patula* en sustrato a base de aserrín (60 %), corteza de pino compostada (20 %), perlita (10 %) y vermiculita (10 %) (Figura 5.25), también se observaron buenos índices de calidad, a excepción del aserrín a base de *Mangifera indica* (Aguilera-Rodríguez *et al.*, 2021).



Figura 5.24. *Pinus greggii* en sustrato a base de aserrín de pino (80 %) y corteza (20 %), micorrizado con *Laccaria laccata*.

(Arnulfo Aldrete)



Figura 5.25. *Pinus patula* en sustrato a base de aserrín (60 %), corteza de pino compostada (20 %), perlita (10 %) y vermiculita (10 %).

(Manuel Aguilera R.)

Otro factor que influye en la micorrización es la cantidad de agua. En el caso de las ectomicorizas suelen ser más afectadas por la anegación de suelos, mientras que las micorizas arbusculares son más susceptibles a las sequías extremas (Barriuso *et al.*, 2014).

En condiciones de invernadero la ectomicoriza puede verse afectada también por la fertilización, como en el caso de *Pinus halepensis* inoculado con *Pisolithus tinctorius* y *Lactarius deliciosus*, donde se observó que a altas concentraciones de nitrógeno la micorriza disminuía; lo cual concuerda con estudios previos (Arnebrant & Arnebrant, 1994; Diaz *et al.*, 2010; Wallander & Nylund, 1991). Otro ejemplo es el de *Picea abies* inoculado con *Hebeloma crustuliniforme* y *Laccaria bicolor* donde disminuyó la micorrización a altas concentraciones de nitrógeno (Brunner & Brodbeck, 2001).

La aplicación de fungicidas puede contribuir a reducir el control de enfermedades en plantas de vivero. Sin embargo, estos químicos también pueden tener un efecto en la colonización de la raíz por el hongo ectomicorrízico. En algunas investigaciones se ha observado el efecto de fertilizantes y fungicidas en la colonización ecto-

micorrízica, lo cual depende de varios factores, como son: el tipo de hongo ectomicorrízico, el producto químico utilizado y la cantidad aplicada (Khasa *et al.*, 2001; Marin, 2011; O'Neill & Mitchell, 2000; Smaill & Walbert, 2013). Un ejemplo de esto se observó en el caso de *P. radiata* con hongos ectomicorrízicos; al incrementar las cantidades de fertilizantes y fungicidas disminuyó la presencia de *Rhizopogon rubescens* e incrementó *Hebeloma* sp. y *Wilcoxina mikolae* (Smaill & Walbert, 2013). En el caso de la micorriza arbúscular también se ha observado un efecto tóxico, debido a la forma en que actúan al dañar algún mecanismo de las células fúngicas, aunque esto también dependerá de las concentraciones que se apliquen y el hongo en cuestión (Hage-Ahmed *et al.*, 2019).

5.9 Otro tipo de microorganismos benéficos

En el suelo existe una gran diversidad de microorganismos como bacterias, hongos, protozoos y algas, entre otros, que interactúan entre sí y con la planta para mantener el equilibrio de los ecosistemas, en una perfecta armonía en la cual cada organismo es indispensable para su funcionamiento.

5.9.1 Bacterias promotoras del crecimiento (BPC)

Las bacterias promotoras del crecimiento en planta, como su nombre lo indica aumentan el crecimiento y la productividad vegetal. Influyen a través de diversos mecanismos como son: la fijación de nitrógeno, solubilización de fósforo, producción de hormonas; además facilitan la absorción de agua y nutrientes, incrementan el desarrollo radical y la actividad enzimática e inhi-

ben fitopatógenos de la planta (Glick, 2012). Dentro de los organismos más comunes en el grupo de BPC, se encuentran especies pertenecientes a los géneros *Rhizobium*, *Frankia*, *Pseudomonas* y *Azospirillum*. También se han reportado BPC en los géneros *Agrobacterium*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Bacillus*, *Burkholderia*, *Delfitia* y *Paenobacillus* (Glick, 2012).

Bacterias fijadoras de nitrógeno: Grupo de bacterias que tienen la capacidad de convertir nitrógeno atmosférico (N_2) a formas reducidas (nitratos, nitritos o amoníaco) que son liberados en el suelo y que la planta absorbe para su óptimo crecimiento; dentro de este grupo se encuentran *Rhizobium*, *Frankia* y cianobacterias (Lindström & Mousavi, 2020; Masson-Boivin & Sachs, 2018). Las bacterias fijadoras de nitrógeno se pueden encontrar en simbiosis con plantas de leguminosas principalmente, en las cuales se crean nódulos en sus raíces donde las bacterias almacenan el nitrógeno; también se pueden encontrar asociadas a las raíces o libres en el suelo (Figura 5.26).



Figura 5.26. Planta de *Alnus* sp. en donde se observan nódulos fijadores de nitrógeno.
(Arnulfo Aldrete)

Bacterias solubilizadoras de fósforo: Las bacterias solubilizadoras de fósforo son aquellas que tienen la capacidad de hacer disponible el fósforo insoluble que se encuentra en el suelo a una forma soluble para las plantas. Entre las bacterias más representativas de este grupo se incluyen especies de los géneros *Pseudomonas* y *Bacillus*. También se ha demostrado que tienen la capacidad de solubilizar fosfato las bacterias de los géneros: *Aerobacter*, *Achromobacter*, *Agrobacterium*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Burkholderia*, *Erwinia*, *Flavobacterium*, *Herbaspirillum*, *Micrococcus*, *Mesorhizobium*, *Pantoea* y *Rhizobium* (Restrepo-Franco et al., 2015; Rodríguez & Fraga, 1999).

5.9.2 Bacterias auxiliaadoras de la micorrización

Durante décadas se ha considerado la simbiosis micorrízica como una relación bipartita entre

planta y hongo micorrízico. Sin embargo, en condiciones naturales los hongos y las raíces en el suelo se encuentran rodeados de un conjunto de comunidades bacterianas que interactúan con la micorriza en diferentes niveles: físico, metabólico y funcional (Frey-Klett & Garbaye, 2005). Las bacterias auxiliaadoras de la micorrización están constituidas por un grupo que pueden ser Gram positivas o negativas, las cuales tienen un efecto positivo en el establecimiento de la simbiosis micorrízica arbuscular y ectomicorrízica, favorecen el proceso de micorrización, la nutrición de la planta y previenen el ataque de algunos fitopatógenos (Frey-Klett et al., 2007).

En la Figura 5.27 se presenta un mapa conceptual sobre las funciones de algunos tipos de bacterias benéficas para las plantas.

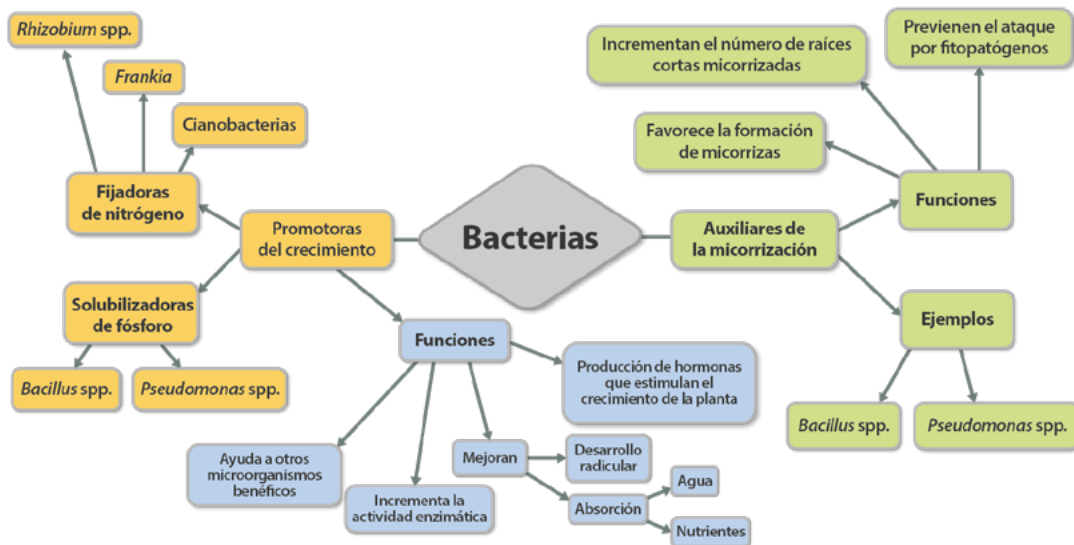


Figura 5.27. Mapa conceptual de las bacterias promotoras del crecimiento y auxiliaadoras de la micorrización.





BIOINSUMOS AGROECOLÓGICOS EN VIVEROS FORESTALES

6

Manuel Aguilera Rodríguez, David Cibrián Tovar, Arnulfo Aldrete,
José Ricardo Sánchez Velázquez, Jairo Cristóbal Alejo, Silvia Edith García Díaz,
Patricia Fernández Guzmán y Lizeth Guadalupe Durán Espinosa

Durante la actual administración (2018-2024), la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) a través de la Estrategia de Acompañamiento Técnico (EAT), del programa “Producción para el Bienestar”, difunde y refuerza prácticas agroecológicas para el mejoramiento de la productividad agropecuaria. Durante el año 2021, en colaboración con el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), publicaron la serie “Manuales Prácticos para la Elaboración de Bioinsumos”, disponibles en la página <https://www.gob.mx/agricultura/documentos/bioinsumos-transicion-agroecologica>, los cuales corresponden a 16 documentos en los que se describen las técnicas agroecológicas para su elaboración, manejo y conservación, con el objetivo de que su aplicación quede al alcance de pequeños y medianos productores de cualquier parte del territorio nacional (SADER-INIFAP, 2021). De las principales ventajas de los bioinsumos se pueden mencionar las siguientes:

- Se preparan con insumos amigables con el ambiente, fácil de conseguir y de bajo costo.
- Su preparación no requiere de instalaciones o equipos especiales.
- Previenen y controlan patógenos de los

cultivos de interés (insectos, nematodos, hongos, bacterias y virus).

- Incrementan el vigor y resistencia de las plantas.
- No afecta la salud de los productores ni de los consumidores.
- Son apropiados para sistemas de producción convencional y agroecológica certificada.
- Permiten reducir el uso de agroquímicos y los costos de producción.
- Se favorece el tránsito hacia un manejo agroecológico más sostenible.

En los viveros forestales, estos insumos son un complemento para tener una planta con mayor inocuidad fitosanitaria, aunque, para algunos, se requieren pruebas para validar su utilización extensiva. En este manual se presentan resúmenes de estos bioinsumos con un ajuste a viveros y con fundamentos sobre algunos de los organismos que se pueden usar como controladores biológicos, se sugiere al lector tener las descripciones originales de la página de SADER, ya que en ellas se describen los procesos a seguir en su elaboración y almacenaje. En el tema de viveros forestales, se hicieron pruebas de sus posibles usos en tres insectos plaga, una con bacterias y nematodos entomopatógenos contra larvas del

mosco fungoso negro *Bradysia impatiens*, en otra se utilizó ajo contra la escama de los pinos *Toumeyella pinicola* y otra más probó los hongos *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* contra larvas de gallina ciega *Phyllophaga* sp., los resultados de estas pruebas se resumen en Cibrián-Tovar & García-Díaz (2023) “Manual de identificación y manejo de plagas y enfermedades que afectan los viveros forestales de México”, documento que acompaña a este volumen.

6.1 Tipos de bioinsumos

Con base en los materiales utilizados para su preparación y en las funciones de los mismos, se pueden agrupar en tres categorías: Bioplaguicidas, Biofertilizantes y Biomejoradores de suelos. En este capítulo se considera el tema de bioplaguicidas y se hace mención breve de productos biofertilizantes y biomejoradores, ya que en otros capítulos de este documento se abordan con mayor detalle algunos de ellos, como las micorrizas, bacterias y sustratos.

6.1.1 Bioplaguicidas

Agua carbonatada

El bicarbonato de sodio tiene antecedentes como sustancia que controla enfermedades de las plantas, el lector puede encontrar información adicional en: Harris (1988); Horst *et al.* (1992); Kuepper *et al.* (2001); SADER-INIFAP (2021) y Ziv & Zitter (1992).

Formulación y modo de acción. Es una solución alcalina, formada por una mezcla de bicarbonato de sodio, jabón de lejía y agua natural. Una formulación general se prepara como sigue: en 100 L de agua, se disuelven 50 g de jabón (concentración al 0.05 %) y 500 g de bicarbonato de

sodio (concentración al 0.5 %). En esta concentración el bicarbonato es fungistático no fungicida, es decir, inhibe la germinación de las esporas de hongos y el desarrollo de micelio, solo en concentraciones más altas mata los hongos, por ejemplo, al 1 %, rompe el balance iónico de las células fungosas y logra que se colapsen; sin embargo, en esta alta concentración puede haber fitotoxicidad en las plantas, por lo que se sugiere hacer pruebas si se desea usar una concentración mayor al 0.5 %. Con la ayuda del jabón se logra una mayor adherencia del bicarbonato en las hojas y la propia acción detergente disuelve grasas y facilita la evaporación de agua de la pared celular de hongos. Con este bioinsumo se logra controlar a patógenos expuestos sobre la lámina foliar, como cenicillas polvorientas (*Oidium* spp.), moho gris (*Botrytis cinerea*) y mancha por *Alternaria* sp. Los patógenos que están dentro del tejido vegetal no son alcanzados por la formulación, ya que no tiene propiedades sistémicas y por lo tanto, no son controlados. Cuando el bicarbonato de sodio se mezcla con aceite agrícola se logra un mejor control como lo demuestran Kuepper *et al.* (2001) y Ziv & Zitter (1992).

El agua carbonatada también puede matar insectos, más por el efecto del jabón que por el bicarbonato; es efectiva para matar insectos sésiles y no cubiertos con cera en su cuerpo, como escamas o pulgones. La aspersión debe entrar en contacto con los insectos, lo cual puede representar una limitante, si éstos están escondidos en el envés de las hojas.

Agua de vidrio

Es una solución alcalina con pH aproximado de 12. Se prepara con agua, ceniza vegetal, cal hidratada (de construcción) y materiales adherentes (baba de nopal o de sábila, jabón de pasta ralla-

do, suavizante de telas biodegradable). La elaboración requiere de un proceso artesanal, el cual inicia con la quema de leña para obtener ceniza, el cernido de ésta hasta tener polvo fino; se necesita una cantidad de 1 kg por cada 200 L de agua. Otros ingredientes para esa cantidad de agua son 1 kg de cal de construcción (cal apagada) y 100 g de ralladura de jabón de pasta o 500 ml de suavizante de telas. La preparación de la mezcla requiere de tiempo; en 8 L de agua caliente se adicionan la ceniza y la cal, y se agita periódicamente hasta tener una suspensión uniforme.

Luego de cuatro horas de esta actividad de agitación, se filtra el contenido para eliminar grumos de gran tamaño y se mezcla en un recipiente grande con agua hasta completar los 200 L de la mezcla, la cual sirve por aproximadamente 10 días. La ralladura de jabón o el suavizante de telas se agregará hasta el momento en que se vaya a realizar la aplicación. Como es un producto de poca duración se sugiere que su elaboración se realice hasta que se detecten poblaciones de insectos que requieran control (SADER-INIFAP, 2021). El agua de vidrio sirve para combatir insectos de cuerpo blando y expuestos sobre el tejido vegetal, no tiene propiedades sistémicas, por lo que se debe asegurar que la aspersión llegue hasta sus cuerpos, puede matar pulgones, mosquitas blancas y larvas de insectos defoliadores.

Caldo bordelés

Es un fungicida utilizado en cultivos agrícolas, frutícolas y hortícolas, tiene una larga historia como protector de follaje, en Francia fue reconocido como fungicida desde finales del siglo XIX, en lo viñedos se utilizó como preventivo de hongos tipo mildiu. El caldo bordelés consiste en una mezcla final que contiene 1 kg de cal viva (óxido de calcio) o cal apagada (hidróxido de

calcio), 1 kg de sulfato de cobre y 100 L de agua, aunque esta mezcla se puede hacer menos concentrada cuando se va a proteger follaje tierno (0.5 kg-0.75 kg-100 L respectivamente). Es un producto que se prepara al momento de necesitarlo, ya que luego de 24 horas pierde su capacidad protectora. El cobre es el principal ingrediente fitosanitario. La preparación se hace mezclando en recipientes separados, 1 kg de sulfato de cobre en 50 L de agua, 1 kg de cal en 50 L de agua, luego se juntan ambas mezclas. Cuando se usa cal viva, se tiene reacción súbita de incremento de temperatura, incluso el agua puede hervir, por lo que se debe tener precaución para evitar quemaduras; con la cal apagada no se tiene la reacción. En el mercado mexicano ya existen formulaciones de sulfato de cobre, solo o pentahidratado, que vienen en presentaciones de 1 kg y listos para el caldo (plataformas de ventas, como Mercado Libre), la cal sirve para reducir la capacidad de oxidación del cobre, por lo que el pH se regula aumentando o disminuyendo la cantidad de cal. Una prueba común es introducir la hoja de un machete en la formulación final, si no hay reacción rojiza en ella, quiere decir que la formulación es correcta.

El caldo bordelés es un protector de follaje, puede matar algas, bacterias u hongos y tiene repelencia a insectos. En formulación concentrada se hace una pasta que sirve para proteger cortes hechos por podas en frutales y aporta nutrientes al suelo (Calcio, Cobre y Azufre). Para mayor información se sugiere consultar a Gándara (1906), Campos-Durán (2019) y SADER-INIFAP (2021).

Caldo sulfocálcico

El uso de azufre como plaguicida se tiene documentado desde principios del siglo XX. Es un plaguicida de uso agrícola como agente de con-

trol, por contacto mata hongos e insectos. En su formulación se utiliza azufre, cal viva (óxido de calcio) o cal hidratada (hidróxido de calcio) y agua. Algunas empresas lo ofrecen ya preparado y listo para usar (plataformas de ventas digitales). Para su elaboración dentro del vivero se sigue el procedimiento que se describe en el “Folleto 5. Elaboración de caldo sulfocálcico” (SADER-INIFAP, 2021), de cuyo manual se extrajo el resumen siguiente para su elaboración. Para 75 L de formulación final se utilizan 12.5 kg de azufre en polvo los cuales se mezclan en 10 L agua y se dejan reposar por 24 horas; también se tienen 6.25 kg de cal viva en polvo; la cal se disuelve en 3.5 L de agua y se deja reposar por 24 horas. Se debe tomar en cuenta que la cal viva reacciona con el agua incrementando súbitamente la temperatura. Luego del tiempo de reposo de los dos químicos, en un recipiente grande se calientan 60 L de agua, antes de que alcance la ebullición se adiciona, primero el azufre y luego la cal, se agita la mezcla hasta que hierva, manteniendo la ebullición por 40 minutos, o hasta que la mezcla tenga un color vino o amarillo naranja; se deja enfriar y se guarda en garrafones de 20 L de capacidad, sellándolos con aceite de cocina para evitar degradación del producto. Una manera de controlar la calidad del caldo es medir los grados Baumé, lo cual se realiza con un hidrómetro, hasta alcanzar los 32 grados Baumé. Para lograrlo se va midiendo con el hidrómetro de Baumé y se agrega agua para alcanzar el valor de referencia. Es un plaguicida de contacto que mata thrips, ácaros, cochinillas, brocas del café, gusano cogollero, gusano soldado, gusano medidor, polillas nocturnas, escarabajo *Hypothenemus hampei*, y enfermedades fungosas como mildiu, cenicilla, *Botrytis*, tizón negro, tizón amarillo, entre otros. Aporta nutrientes al suelo (Calcio y Azufre). Algunas referencias

son SADER-INIFAP (2021), Cabrera-Marulanda *et al.* (2018) y Campos-Durán (2019).

Bacterias entomopatógenas

Son principalmente de la especie *Bacillus thuringiensis*; esta bacteria es utilizada en todo el mundo para controlar varios tipos de insectos. Cuando las bacterias están dentro del cuerpo de larvas o adultos liberan cristales, los cuales contienen toxinas letales para ellos. Las toxinas son específicas para cada grupo de insectos, lo cual permite disponer de productos selectivos. Por ejemplo, para gusanos lepidópteros, como gusanos trozadores de tallos o larvas que comen follaje, se tienen las variedades *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* y la var. *B. t. aizawai*. En cambio, para larvas de dípteros, como las moscas fungosas, se dispone de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*; las tres son específicas, por lo que se logra un control biológico con impactos reducidos al ambiente y no se afecta a otros insectos e incluso otros artrópodos. En el mercado de agroinsumos, están disponibles formulaciones y marcas de estas bacterias, sus costos son moderados y tienen la ventaja de permanencia dentro del sustrato, ya que de una larva infectada se liberarán nuevas bacterias al ambiente, por lo que se reduce el número de aplicaciones. Las condiciones de humedad constante en las plantabandas favorecen su supervivencia, la cual se incrementa donde hay sombras instaladas. El modo de acción es por ingestión, es decir las larvas necesitan comer tejido vegetal en donde se haya depositado la aspersión con las esporas vivas; después de penetrar en el cuerpo del insecto se reproducirán en grandes números, hasta matar al hospedante, por lo que una vez muerto el insecto se liberan esporas las cuales tienen gran capacidad de resistencia en el suelo.

Una ventaja del uso de las bacterias es que son

compatibles con otros tratamientos, tanto químicos como biológicos, por ejemplo, con hongos o nematodos entomopatógenos. También al ser específicas a insectos no tienen impacto en la salud humana.

Hongos entomopatógenos

Son varias especies, dentro de las cuales destacan *Beauveria bassiana*, *Isaria fumosoroseae* y *Metarhizium anisopliae*. Estos hongos son más generalistas que las bacterias, aunque ya existen cepas con mayor especificidad a ciertos grupos, por ejemplo, existen formulaciones para chupadores de savia, como mosquitos blancos, pulgones o chicharritas o para el control de larvas de gallina ciega. Estos hongos requieren de alta humedad ambiental para aumentar su tasa de supervivencia, lo cual se logra en las plantabandas con el sistema de riego que opera continuamente, más aún si hay sombras instaladas, por lo que son buenas alternativas para el viverista; actúan por contacto o ingestión. Las esporas son capaces de penetrar la pared del cuerpo de los insectos, colonizan las cavidades interiores y se reproducen, emitiendo nuevas esporas o conidios, lo que incrementa su persistencia en el ambiente húmedo del vivero. Como son específicos a insectos no tienen impacto en la salud humana. La disponibilidad en el mercado es grande y son de fácil adquisición y precio moderado.

Nematodos entomopatógenos

Dentro de este grupo de animales, existen los géneros *Steinernema* y *Heterorhabditis*, ambos con especies entomopatógenas. Una de las especies mejor conocidas es *Steinernema feltiae*, un nematodo que se encuentra en el suelo, en casi cualquier parte del mundo. Este nematodo se cultiva en laboratorio y se puede adquirir

comercialmente; viene como juvenil infectivo (J1), es decir, un estado inmaduro, pero con gran capacidad de infectar a sus hospedantes o de soportar un tiempo relativamente prolongado en estado de reposo. El ciclo biológico de los nematodos es rápido, apenas de pocos días, por lo que se puede generar una epizootia en el ambiente del vivero. Este nematodo es específico para un conjunto de insectos del suelo, entre otros de larvas del mosquito fungoso negro, *Bradysia impatiens*. Los nematodos están asociados a una bacteria del género *Xenorhabdus*, mantienen una relación simbiótica especializada y dependen uno del otro para sobrevivir, cuando los nematodos penetran en el cuerpo de los insectos expelen la bacteria, la cual se reproduce con rapidez en la hemolinfa y termina matando al insecto, mientras los nematodos se alimentan de los tejidos del insecto y de la bacteria misma.

Los nematodos *Heterorhabditis* se utilizan para controlar larvas de gallina ciega *Phyllophaga*, el estudio de Sánchez-Saavedra *et al.* (2012) demuestran la capacidad de este nematodo para matar larvas y adultos, además de matar larvas de lepidópteros. Ciche (2007) hace una revisión del género y su capacidad como insecticida biológico.

Trichoderma

El uso de microorganismos antagonistas es una alternativa para el manejo de las enfermedades ocasionadas por patógenos del suelo (hongos y nematodos) en los viveros forestales. El género *Trichoderma* es un grupo de hongos que alberga especies que inhiben el crecimiento de hongos y poblaciones de nematodos fitopatógenos, gracias a los mecanismos que ejercen sobre éstos, entre los que destacan, la competencia por nutrientes y espacio, producción de metabolitos

y micoparasitismo (Samuels *et al.*, 2007). Asimismo, otras características como ubicuidad, facilidad para ser aisladas y cultivadas, crecimiento rápido en diferentes sustratos y no parasitar a plantas superiores, han hecho que las especies de *Trichoderma* sean los microorganismos antagonistas más utilizados para el manejo de enfermedades en plantas causadas por hongos y nematodo (Ezziyyani *et al.*, 2004).

Martínez-Padrón *et al.* (2017), reportaron que *Trichoderma* ha demostrado un antagonismo efectivo contra hongos fitopatógenos. En particular, Reyes-Ramírez *et al.* (2012) investigaron que *Trichoderma harzianum* cepa A34, fue eficaz en el control de *Fusarium oxysporum*, agente causal de la marchitez en plantas perenes.

Estudios con plantas anuales en condiciones protegidas demostraron la eficiencia y el impacto ecológico que representa el uso de estos organismos, lo que hace disminuir los efectos inherentes al uso de productos químicos (Mejía-Bautista *et al.*, 2016).

Características del género *Trichoderma*

Trichoderma comprende alrededor de 386 especies sin fase sexual evidente (Samuels *et al.*, 2007), es un organismo dominante en los suelos, debido a su naturaleza agresiva y a su capacidad metabólica para competir con otros microorganismos, también se encuentra con frecuencia sobre tejidos vegetales en descomposición (Insuasty *et al.*, 2014). Presenta micelio con septos simples. Las especies son haploides y su pared está compuesta por quitina y glucano. Se reproducen asexualmente por conidios. Presentan conidióforos hialinos ramificados, fiálides simples o en grupos, conidios de 3 a 5 µm de diámetro, generalmente ovalados, unicelulares, coloreados, usualmente verdes; de rápido desarrollo en medios sintéticos. Tienen la capacidad de pro-

ducir clamidosporas unicelulares, pero pueden unirse entre dos o más. Estas estructuras bajo condiciones adversas son de vital importancia para su sobrevivencia en el suelo. El organismo crece, ramifica y desarrolla típicas hifas, de 5 a 10 µm de ancho. *Trichoderma* es un hongo aeróbico, con capacidad para resistir un amplio intervalo de temperaturas, se han encontrado especies aisladas a temperaturas de 4 °C que han tolerado temperaturas hasta de 35 °C. La luz y su espectro también influyen en el desarrollo de *Trichoderma*, fundamentalmente sobre la esporulación. La luz influye en la producción de metabolitos secundarios. Las especies de *Trichoderma* no son exigentes con relación al pH del sustrato. Pueden crecer en suelos con pH desde 5.5-8.5, aunque los valores óptimos se encuentran entre 5.5-6.5, es decir, en un ambiente ligeramente ácido. El desarrollo de *Trichoderma* se activa con la presencia de humedad, un 60% de la capacidad de retención de humedad del suelo es óptimo. Se encuentran en suelos con abundante materia orgánica y por su relación con ésta, es ubicado en el grupo de hongos hipogeos, lignícolas y predadores (Martínez *et al.*, 2013).

Trichoderma como agente de control biológico

Las especies de *Trichoderma* actúan como hiperparásitos competitivos. Estos hongos producen metabolitos antifúngicos y enzimas hidrolíticas, les son atribuidos cambios estructurales a nivel celular, tales como vacuolización, granulación, desintegración del citoplasma y lisis celular, además de la habilidad de incrementar el desarrollo y crecimiento de las plantas (Ezziyyani *et al.*, 2004). Están catalogados como algunos de los agentes de control biológico más eficientes debido al amplio espectro antagonista que presentan (Michel-Aceves *et al.*, 2012).

Las especies de *Trichoderma* se utilizan como agente de biocontrol contra hongos fitopatógenos como *Rhizoctonia* spp., *Pythium* spp., *Botrytis cinerea* y *Fusarium* spp., entre otros. Guédez *et al.* (2012), reportaron altos grados de parasitismo en *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii* y *Fusarium oxysporum* con diferentes aislados de *T. harzianum*, los cuales inhibieron más del 50 % el crecimiento radial de los patógenos.

Las especies de *Trichoderma* pueden aplicarse a la semilla y protegen a las plántulas contra patógenos fúngicos en la fase post-emergente, así mismo, la aplicación directa al suelo o sustrato ofrece una protección mayor a las plántulas (Stefanova *et al.*, 2004).

Micoparasitismo

Se puede definir como el uso del patógeno como alimento de su antagonista, en el que generalmente se ven involucradas diferentes enzimas extracelulares que lisan o digieren las paredes de los hongos (Chet *et al.*, 1997).

El micoparasitismo es un proceso complejo que ocurre en cuatro etapas: 1. Crecimiento quimiotrófico, donde *Trichoderma* detecta a distancia a sus posibles hospedantes; 2. Reconocimiento, se considera que existe una alta especificidad del antagonista por su sustrato; 3. Adhesión y enrollamiento, ocurre por la asociación de un azúcar de la pared del antagonista con una lectina en la pared del patógeno y 4. Actividad lítica, producción de enzimas líticas extracelulares, fundamentalmente quitinasas, glucanasas y proteasas, que hidrolizan paredes celulares del patógeno y posibilitan la penetración de las hifas de *Trichoderma*. El micoparasitismo concluye con la pérdida del contenido citoplasmático de la célula hospedante, mostrando síntomas de disgregación. Diferentes interacciones hifales están involucradas en el micoparasitismo, tales

como: enrollamiento, penetración, vacuolización, granulación, coagulación, desintegración y lisis. Las enzimas desempeñan una función esencial en el micoparasitismo, ya que la penetración de la hifa de *Trichoderma* en su hospedante está regida por la maquinaria enzimática de este antagonista y depende más del aislamiento y del hospedante, que de la propia especie del biorregulador.

Entre las enzimas, se considera fundamental la β -1,3 glucanasa, estrechamente relacionada con la hidrólisis de la pared celular de patógenos. En otras interacciones, las especies de *Trichoderma* logran producir polisacaridasas, proteasas y lipasas, compuestos que pueden intervenir en la hidrólisis de la pared de las células de *Fusarium oxysporum*. También, el crecimiento de *Trichoderma* sobre el patógeno en cultivo dual, no es garantía de alta capacidad parasítica, ya que las hifas de ambos pueden compartir espacios en el sustrato sin llegar al parasitismo (Martínez *et al.*, 2013).

Competencia

Un factor esencial para que exista competencia es la escasez o limitación de un requerimiento (espacio o nutrientes), por lo que esta puede definirse como el comportamiento desigual de dos o más organismos ante un mismo requerimiento, siempre y cuando la utilización de este por uno de ellos reduzca la cantidad necesaria para los demás. La presencia de *Trichoderma* en suelos agrícolas y naturales es una evidencia, de que es un excelente competidor por espacio y recursos nutricionales, y de su plasticidad ecológica. La competencia por nutrientes de *Trichoderma*, es principalmente por carbono, nitrato y hierro. En general, entre las cualidades que favorecen la competencia de este antagonista se encuentran: la alta velocidad de crecimiento y la

secreción de metabolitos de diferente naturaleza, que frenan o eliminan a los competidores en el microambiente. Este modo de acción bloquea el paso del patógeno y resulta importante para la diseminación del antagonista. La competencia evaluada bajo condiciones *in vitro* (cultivo dual), se ejerce principalmente por espacio y en ella intervienen la velocidad de crecimiento de las cepas del antagonista y factores externos como tipo de sustrato, pH y temperatura, entre otros. Bajo condiciones *in vivo*, la competencia de *Trichoderma* en la rizósfera, se relaciona con la capacidad de colonización de la raíz y el espacio adyacente. En ella influyen de forma importante factores como tipo de suelo, pH, temperatura y humedad (Martínez *et al.*, 2013).

Antibiosis

La antibiosis se puede definir como la producción de sustancias por *Trichoderma* que pueden resultar tóxicas para otros organismos patógenos. Los metabolitos con actividad antifúngica secretados por *Trichoderma* constituyen un grupo de compuestos volátiles y no volátiles, diversos en estructura y función. Muchas cepas de *Trichoderma* producen estos metabolitos, algunos de los cuales inhiben otros microorganismos, con los que no se establece contacto físico, estas sustancias inhibitorias son consideradas antibióticos (Infante *et al.*, 2009). Se han identificado compuestos del tipo de las alquilpironas (6- α -pencil-pirona), isonitrilos (isonitrina), poliquétidos (harzianolida), peptabioles (trichodermina, atroviridina, alameticina, suzucacilina y trichozianina), dicetopiperacinas (gliovirina y gliotoxina), sesquiterpenos (ácido heptelídico) y esteroides (viridina). La capacidad de una misma cepa de *Trichoderma* de secretar varios compuestos antifúngicos simultáneamente, limita el riesgo de aparición de microorganismos resistentes

a estos metabolitos, lo que ejemplifica la importancia de la antibiosis como parte de la actividad antagonista de este hongo (Martínez *et al.*, 2013).

Extractos vegetales

Son preparados que se obtienen de la extracción de diferentes sustancias vegetales a partir de diversos procesos, como: maceración, fermentación, infusión, decocción y esencias. Tienen baja toxicidad y se degradan con rapidez en el ambiente. Promueven el desarrollo fenológico de plantas, regulan y mejoran el crecimiento de las raíces, hojas, flores y frutos. Previenen el desarrollo de malezas y tienen propiedades repelentes e insecticidas, participando en la interrupción de la oviposición y alimentación. Las especies vegetales sintetizan metabolitos secundarios, como polifenoles, taninos, ácido gálico, catequina, entre otros, que se utilizan para defenderse de la infección por agentes fitopatógenos como los hongos.

Algunos de los mecanismos de acción se encuentran en los metabolitos secundarios de las plantas; los terpenos participan en la defensa como toxinas y elementos de disuasión de la alimentación de una gran cantidad de insectos y mamíferos, disminuyen la permeabilidad de la membrana celular, causando una drástica reducción en el número de mitocondrias y las vesículas generadas en el complejo de Golgi, lo que perjudica la respiración y el tráfico vesicular. Los fenoles como las cumarinas, ligninas, flavonoides y taninos modifican los tejidos o pared celular vegetales, proporcionando dureza o rigidez a estos, también actúan como repelentes, inhiben la actividad enzimática por oxidación, generando muerte celular. Los compuestos azufrados como GSH, GSL, fitoalexinas, tioninas, tienen una directa o indirecta relación con los mecanismos

de defensa de las plantas contra patógenos microbianos y los compuestos nitrogenados en los que se incluyen alcaloides, glucósidos cianogénicos y aminoácidos no proteicos que se sintetizan a partir de aminoácidos comunes, se postula que se intercalan en el DNA debido a su papel en la defensa contra los herbívoros y toxicidad sobre microorganismos (Saravanakumar *et al.*, 2015).

La extracción se puede realizar de diferentes partes de la planta, raíces, hojas, brotes, tallos, flores y frutos; la forma de obtener extractos vegetales se puede realizar de distintas maneras, previamente se debe triturar la parte vegetal para reducir el tamaño de partícula determinado y seleccionar solvente con el cual se realizará la extracción (Mesa *et al.*, 2015).

Actualmente plagas y enfermedades amenazan las especies forestales como es el caso de la secadera y pudrición de raíz en pino; en los viveros de México la causan principalmente especies de *Fusarium*, ocasionando pérdidas de hasta 40% en la producción en planta de vivero (Cibrián-Tovar, 2008). El uso de extractos vegetales es una alternativa frente al uso de fungicidas químicos que son potencialmente dañinos ya que afectan al ambiente y la salud humana, además de generar resistencia.

Durante los últimos años, se han descrito una gran cantidad de trabajos relacionados con el efecto antifúngico que presentan algunas plantas. Mazid *et al.*, 2011; Saravanakumar *et al.* (2015), mencionan que se han formulado productos botánicos en presentación de extractos acuosos, hexánicos, polvos, aceites esenciales y metabolitos secundarios antifúngicos. Así mismo, mencionan que entre 21 y 32% de las plantas probadas interactúan con los hongos y las respuestas de los patógenos varían desde la estimulación biológica hasta su total inhibición

de los hongos fitopatógenos. (Montes-Belmont *et al.*, 2000), reportan que han investigado 206 especies de plantas contra 26 especies de hongos fitopatógenos, observando que algunas de ellas tienen efecto durante la germinación de esporas, desarrollo del micelio, esporulación, tanto en pruebas de invernadero como de campo. Hernández-Castillo *et al.* (2011), mencionan el uso de extractos vegetales en el manejo de enfermedades causadas por hongos y bacterias.

En el caso de México, se han realizado investigaciones en diversas plantas, entre ellas *Larrea tridentata*, la cual produce compuestos como polifenoles, taninos, ácido gálico, catequina y NDGA (Mercado-Martínez & Aguilar, 2008); *Lippia graveolens* con compuestos como aceites esenciales, timol, carvacol y p-cimeno (Dunford & Silva-Vazquez, 2005) y *Agave lechuguilla* que contiene sales minerales, saponinas y oxalatos de calcio (Hernández-Soto & Díaz-Jiménez, 2008).

L. tridentata presenta efecto en el crecimiento micelial de *Rhizoctonia solani* y *F. oxysporum*; *A. lechuguilla* controló el crecimiento de *Botrytis cinerea* y *L. graveolens* controló a *Penicillium digitatum* (Hernández-Castillo *et al.*, 2011). En diferentes estudios se ha reportado que los extractos de *L. tridentata* tienen acción antifúngica en condiciones *in vitro* en al menos 17 hongos fitopatógenos de importancia económica.

Los extractos acuosos de hojas y tallo de *L. graveolens* y hojas *L. tridentata* pueden inhibir más de 85% el crecimiento *in vitro* de *F. circinatum*. Las cl50 más bajas de estos extractos son: *L. tridentata* con 176 mg/L y *L. graveolens* 376 mg/L para *F. circinatum*. Los extractos de *A. lechuguilla* alcanzaron porcentajes inhibitorios bajos sobre *F. oxysporum*. y *F. circinatum*.

De forma más específica, los extractos de hojas de *L. tridentata* presentan flavonoides, saponinas y glucósidos cianogénicos; las hojas de *A.*

lechuguilla contienen saponinas triterpenoides y esteroidales, así como taninos y en *L. graveolens* se encuentran taninos, cumarinas, flavonoides como flavonones, flavononas y flavonas. Los alcaloides, flavonoides, taninos y saponinas, estos afectan a los patógenos de diferentes maneras; en el caso de los alcaloides podría deberse a la presencia de nitrógeno en su estructura como amina o amida; los flavonoides por la presencia en su estructura de hidroxilos fenólicos que penetran la membrana celular, se combinan y precipitan las proteínas protoplasmáticas desnaturalizándolas y actuando como venenos protoplasmáticos (Ruitón *et al.*, 1998); los taninos forman complejos con enzimas y otras proteínas provocando la inhibición de sus funciones, por lo que pueden inhibir el transporte de electrones a través de las membranas, y alterar iones como el hierro y el cobre inhibiendo la actividad de algunas enzimas que son esenciales para la vida de los microorganismos (Chong *et al.*, 2009; Saravanakumar *et al.*, 2015). Las saponinas forman complejos con esteroides, proteínas y fosfolípidos de membranas citoplásmicas. La toxicidad de los fenoles en microorganismos se atribuye a inhibición enzimática por oxidación de compuestos; los alcaloides se ha postulado que se intercalan con el ADN y de las lectinas y polipéptidos se conoce que pueden formar canales iónicos en la microbianas a los polisacáridos receptores del hospedero.

Otras especies muy estudiadas por sus propiedades plaguicidas son el neem (*Azadirachta indica*) (Gahukar, 2014), cinnamon (*Cinnamomum zeylanicum* Blume), orégano (*Origanum vulgare* L.) (García-Camarillo *et al.*, 2006), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), crisantemo (*Chrysanthemum cinense* Sabine) y flor de muerto (*Tagetes erecta* L.) (Granada-Osorio *et al.*, 2002).

Insecticidas a base de ajo

Las cabezuelas de ajo (*Allium sativum*) contienen aceites esenciales, compuestos azufrados (disulfuro de dialilo y aceite de sulfuro de dialilo), alisina y lectinas (Plata-Rueda *et al.*, 2017) que le confieren actividad repelente e insecticida, que actúan por ingestión (Bordones *et al.*, 2018). Las lectinas actúan con proteínas del intestino medio de los insectos, las cuales desempeñan un papel fundamental en su ciclo de vida; de forma directa las lectinas tienen efecto en los receptores sensoriales de las piezas bucales, por lo que alteran su capacidad de detección de alimentos (Upadhyay & Singh, 2012). Por otro lado, la alisina es el componente que da al ajo el característico olor pungente, la cual hace que los extractos a base de este tengan una función repelente de alto espectro (Bordones *et al.*, 2018; Hardiansyah *et al.*, 2020).

De acuerdo con lo reportado por Plata-Rueda *et al.* (2017), el ajo puede tener efecto insecticida contra plagas de los órdenes Coleoptera, Lepidoptera, Hemiptera, Isoptera y Diptera, en este último se encuentran varias especies de diferentes géneros, las cuales son consideradas como plagas en viveros e invernaderos, tal es el caso de los mosquitos fungosos *Lycoriella ingenua* y *Bradysia impatiens* (Sciaridae), especies que Marín-Cruz *et al.* (2015), reportaron por primera vez como plaga en viveros forestales de México afectando a *Pinus montezumae*.

La actividad insecticida de aceites esenciales de ajo sobre larvas de *L. ingenua* fueron reportadas por Park *et al.* (2006), quienes mencionan que la actividad fue más potente con los aceites del ajo en comparación con los compuestos de otras plantas evaluadas en los bioensayos. Con base en la metodología de INDESOL (2014), para la elaboración de insecticidas botánicos, los pasos a seguir para obtener el extracto de ajo es:

Materiales utilizados: mortero, 50 g de ajo, 1 L de alcohol etílico de 90°, frasco ámbar con tapa hermética y un lienzo o papel filtro para exprimir.

Preparación: Moler el ajo en el mortero y macerarlo durante 7 días con el litro de alcohol etílico. Transcurrido este periodo, filtrar el macerado y almacenarlo (hasta por seis meses) en el recipiente hermético en lugares frescos y secos.

La dosis de aplicación es 5 a 7 ml/L de agua e intervalos de aplicación 5 y 7 días, dependiendo de la incidencia de la plaga.

Asimismo, el extracto de ajo puede ser mezclado con otras especies como el chile, por lo que el ingrediente activo no solo se limita a los compuestos propios del ajo, sino también a la capsaicina, la cual tiene también propiedades repelentes. Aunque la elaboración del extracto es sencilla, las labores durante el proceso de producción en los viveros son bastas y el factor tiempo puede ser en ocasiones limitado, por ello el uso de insecticidas botánicos comerciales es también una alternativa viable.

6.1.2 Biofertilizantes

Compostas

Son abonos orgánicos resultado de un proceso de biodegradación de materia orgánica llevado a cabo por múltiples organismos y microorganismos descomponedores que comen, trituran y degradan las moléculas de ésta bajo condiciones aerobias. Son utilizadas para mejorar la estructura y la porosidad de aireación del suelo o de los sustratos utilizados en la producción de planta en vivero; aporta materia orgánica y nutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas; mejora la retención de agua, la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y aporta microorganismos benéficos.

Algunos de los materiales utilizados en su elaboración incluyen: Rastrojos de cultivos agrícolas; estiércoles de animales domésticos; residuos verdes de diferentes cultivos y malezas; restos de vegetales frescos, cáscaras de frutas y bagazos; tierra de monte o composta terminada; ceniza de madera; harina de roca; cascarones de huevo; agua no clorada o de lluvia.

La utilización de compostas como parte de los materiales en la formulación de sustratos es una alternativa viable para disminuir costos de producción y además representa una ventaja ecológica al disminuir el uso de otros materiales como la turba de musgo (Varela *et al.*, 2103). Sin embargo, una de las desventajas de las compostas es su variabilidad con base en los materiales utilizados en su elaboración, lo que afecta las características finales y los niveles de nutrientes que aportan a las plantas (Varela & Basil, 2011).

Algunas experiencias del uso de compostas en viveros forestales en México incluyen especies como *Pinus pseudostrobus* (Romero-Arenas *et al.*, 2019) y *Pinus ayacahuite* (López-López *et al.*, 2018). Los resultados de ambas investigaciones destacan la utilidad de usar las compostas pero en proporciones menores al 30 % como componente del sustrato para producir plantas de calidad en el vivero.

Humus de lombriz

También conocida como lombricomposta, es un abono orgánico elaborado a partir del vermicompostaje de materia orgánica con algunas especies de lombrices de tierra. Aporta nutrientes, mejora las condiciones físicas, químicas y biológicas de los suelos; inhibe el crecimiento de hongos y bacterias patógenas; neutraliza sustancias tóxicas como restos de herbicidas e insecticidas; solubiliza elementos nutritivos.

La información del uso de lombricomposta en el área forestal es escasa. Se ha demostrado que la adición de lombricomposta en el establecimiento en campo de *Cedrela odorata* aumenta el diámetro y la altura, y disminuye el porcentaje de mortalidad (Quevedo-Guevara, 1993). Altamirano-Quiroz & Aparicio-Rentería (2002) encontraron que el uso de lombricomposta ayuda al crecimiento inicial de *Pinus oaxacana* Mirov. y *Pinus rudis* Endl. La lombricomposta como parte del sustrato favorece el porcentaje de germinación, el crecimiento inicial y la biomasa en plantas de caoba (Retureta-Aponte *et al.*, 2014). El uso de lombricomposta ofrece una posibilidad de disminuir el uso de fertilizantes y reducir costos en la producción de planta de calidad en viveros forestales.

Lixiviado de lombriz

Es un abono natural ideal para su aplicación en todos los cultivos, ya sea por medio del riego o por aspersión a la filósfera. Aporta nutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas, enzimas, proteínas, aminoácidos y microorganismos benéficos; neutraliza sustancias tóxicas como restos de herbicidas e insecticidas; solubiliza elementos nutritivos; inhibe el desarrollo de los hongos patógenos.

Los materiales utilizados más comunes son: Rastrojos de cultivos agrícolas, estiércoles de animales domésticos, agua, pie de cría de lombriz roja californiana (*Eisean fetida*); grava o pumita gruesa (2 a 3 cm) y piedra mediana (7 a 10 cm).

Bocachi

Es un abono orgánico resultado de un proceso de fermentación donde se utilizan mezclas de diferentes materiales o residuos orgánicos en determinadas proporciones, y se le añaden ciertos aditivos que aceleran el proceso de des-

composición. Mejora las condiciones físicas y químicas del suelo y previene enfermedades a las raíces de los cultivos; aporta materia orgánica y nutrientes esenciales para el desarrollo de los cultivos; activa una serie de rizo-bacterias promotoras del crecimiento de las plantas y de bioprotección.

Los materiales utilizados más comunes son: Estiércol seco (ovino, bovino, gallinaza, equino, caprino), paja o rastrojo seco, cascarilla de arroz, carbón vegetal, harina de roca, tierra de monte o composta, levadura o pulque, melaza o piloncillo, agua natural.

Solución Steiner

Es una solución nutritiva, donde se encuentran disueltos los nutrientes esenciales para el adecuado crecimiento y desarrollo de las plantas. Es ideal para cultivos en invernaderos. A través de su aplicación continua, mantiene concentraciones constantes de iones, necesarios para el desarrollo de los cultivos. Aporta las cantidades necesarias de aminoácidos, proteínas, enzimas y vitaminas para el efectivo desarrollo vegetativo de las plantas.

Los principales materiales utilizados en su elaboración incluyen: Fertilizantes agrícolas, ácidos orgánicos, aminoácidos, ácidos carboxílicos, humus líquido.

Supermagro

Es un abono líquido, obtenido mediante una fermentación anaeróbica, que puede utilizarse en todas las etapas fenológicas de los cultivos. La función principal es aportar nutrientes esenciales y materia orgánica. Mejora las características físicas de los suelos (textura, porosidad, oxigenación), las químicas (pH, conductividad eléctrica, presión osmótica, capacidad de intercambio catiónico) y biológicas (microorganismos, hongos,

bacterias); incrementa el vigor de la planta y su resistencia a patógenos.

Se prepara con materiales comunes como: Estiércol fresco de vaca, melaza o piloncillo, suero de leche o leche bronca, ceniza vegetal y agua.

Té de composta

Es una solución biológica resultante de la fermentación aeróbica de composta, melaza, harina de pescado y agua. Es utilizado para incrementar la biodiversidad en el suelo al aportar hongos, bacterias y actinomicetos benéficos; también aporta materia orgánica y nutrientes esenciales; ayuda a controlar algunas enfermedades causadas por *Xanthomonas campestris* pv., *Verticillium fungicola* (Preuss), *Verticillium dahliae*, *Pythium aphanidermatum*, *Phytophthora parasitica* y *Fusarium oxysporum*.

Algunos de los materiales utilizados en su elaboración incluyen: Composta, melaza, harina de pescado y agua.

Materiales utilizados: semilla de lentejas, pastillas de ácido fólico, azúcar morena, agua y semilla que se desea inocular.

Microorganismos de montaña

Los microorganismos de montaña son inóculos microbianos con altas poblaciones principalmente de hongos, bacterias y actinomicetos, que se encuentran de manera natural en el suelo.

Funciones: Incrementan la flora microbiana del suelo; descomponen la materia orgánica e incrementan la disponibilidad de nutrientes del suelo; inhiben y controlan el crecimiento de microorganismos dañinos; fijan nitrógeno de la atmósfera.

Materiales utilizados: Mantillo forestal, melaza o piloncillo, harina de rocas, sustrato sólido nutritivo (sémola de arroz, trigo o maíz; cascarrilla de arroz o trigo, harina de maíz o trigo; habas o maíz molido) y agua.

6.1.3 Biomejoradores de suelos

Inóculos para semillas

Es un recubrimiento natural que protege a las semillas de hongos patógenos y aporta nutrientes durante la etapa de germinación; la inoculación puede llevarse a cabo a través de bacterias fijadoras de nitrógeno, harinas de roca, consorcios de microorganismos benéficos e inoculantes naturales.

Funciones: Crea una capa cerosa resistente a plagas del suelo como (gallina ciega, colaspis, gusano trozador, gusano del alambre, entre otras); estimula la germinación; fijan nitrógeno al suelo, a través de los nódulos que se forman en las raíces.



ANEXO

Principales errores o deficiencias técnicas en la producción de planta en los viveros forestales de México

Uno de los grandes retos en la producción de planta forestal en México es alcanzar y mantener estándares de calidad en los viveros, mediante la aplicación de protocolos que permitan lograr en cada ciclo de cultivo, el desarrollo de planta con características y parámetros morfológicos y fisiológicos preestablecidos. Por ello, es necesario contar con personal técnico que posea conocimientos básicos sobre fenología y fisiología de las especies a producir, así como experiencia en la operación de viveros forestales. Una capacitación continua es necesaria para conocer los últimos avances tecnológicos y científicos que se han generado, para producir planta con una mayor eficiencia y eficacia.

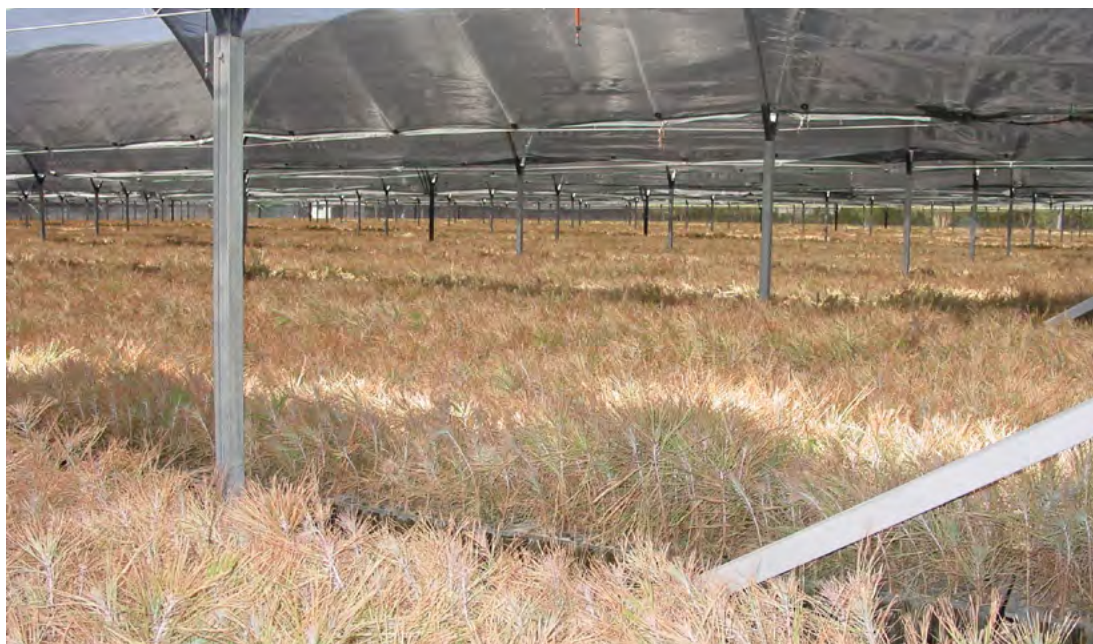
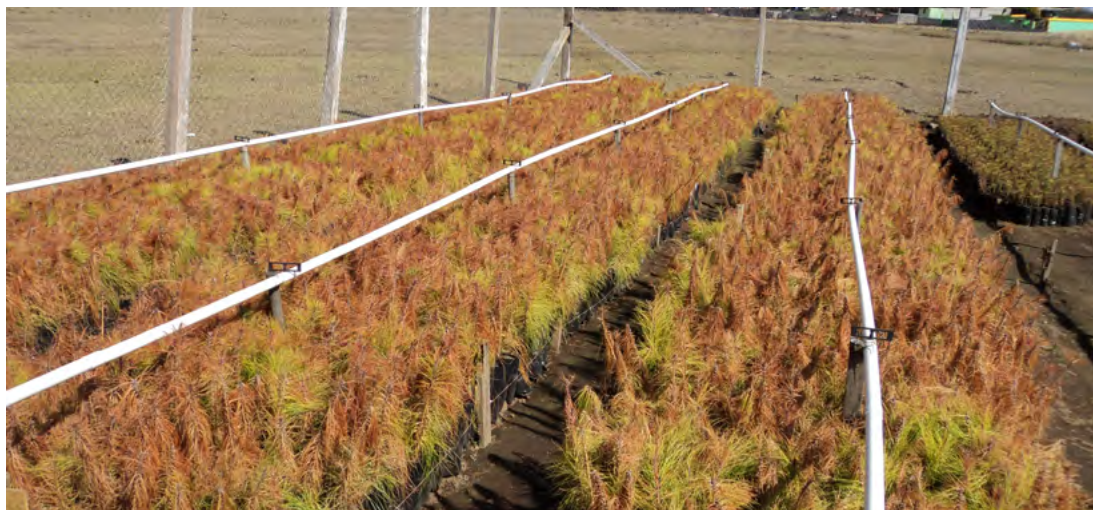
A pesar de que durante las últimas tres décadas se ha venido impulsando la mejora de procesos para lograr contar con planta de calidad que garantice una alta supervivencia y crecimiento sobresaliente en campo. Lo anterior, como requisito necesario para el éxito de acciones de forestación y reforestación, especialmente a partir de la introducción en México del sistema de producción tecnificado (contenedores, sustratos alternativos y esquemas específicos de fertilización). Sin embargo, en la actualidad persisten serios errores y deficiencias técnicas que evitan o reducen la posibilidad de contar con planta de calidad. Durante las visitas realizadas por personal técnico a muchos de los viveros del país como parte del seguimiento, supervisión de la producción, cumplimiento de metas o para el establecimiento de ensayos de investigación, ha sido posible observar, conocer y documentar un conjunto de fallas y deficiencias que impiden cumplir a plenitud con el fin último de un vivero que es, producir planta de calidad.

Los errores corresponden a diferentes factores dentro de los cuales destacan el desconocimiento de las fases o características fenológicas y fisiológicas de las especies producidas o por producir, la carencia de esquemas de control, supervisión y seguimiento de las diferentes etapas del cultivo, la ausencia de protocolos de limpieza y esquemas de mantenimiento, así como la carencia de conocimientos sobre la detección, presencia y control de plagas y enfermedades en el vivero. La premisa básica en el vivero forestal es realizar acciones preventivas más que correctivas que, en término de costos, siempre resultará más económico.

A continuación, se presenta un compendio de los errores más comunes encontrados en muchos de los viveros forestales de México, que comprenden las deficiencias técnicas y problemáticas observadas durante las diferentes etapas del proceso de producción; de manera complementaria se incluyen imágenes fotográficas que evidencian de mejor manera, las incidencias referidas.

1. Ubicación inadecuada de viveros

En ocasiones los viveros se han ubicado en sitios donde se presentan condiciones climáticas extremas y el tipo de instalaciones no son apropiadas para resistirlas. Lo recomendable es ubicarlos o reubicarlos en sitios protegidos o poco expuestos para evitar daños a la producción o pérdidas.



(Manuel Aguilera R. y Rodolfo Ramírez H.)

2. Áreas de producción con arbolado periférico

Los árboles y arbustos sin manejo, ubicados en la periferia de las áreas de producción proyectan sombra sobre las plantas, reduciendo la captación de energía solar y aumentando las condiciones de humedad. De manera adicional, producen semillas que germinan en los envases y pasillos. Esta condición provoca crecimientos irregulares e impiden una lignificación apropiada. En sitios fríos con presencia de heladas, se puede congelar el sustrato y mantenerse así la mayor parte del día, lo que provoca daños o muerte de la planta.



(I. Delfino Gómez P.)

3. Drenaje inadecuado en las áreas de producción

El agua estancada en la superficie del área de producción dificulta las actividades operativas en el vivero, incrementa la humedad del ambiente y propicia el desarrollo de patógenos. En las áreas con producción en bolsas colocadas sobre el suelo se fomenta la pudrición de raíces.



(Manuel Aguilera R. y Salvador Martínez G.)

4. Falta de limpieza y control post-cosecha

Los residuos y desorden propios de la actividad de extracción de la planta al final del proceso de producción, así como los envases y otros desperdicios al interior de los viveros, constituyen focos de potenciales infecciones para las futuras producciones de planta. También pueden constituirse en un refugio de fauna nociva y obstáculos para los trabajadores, en esta etapa del proceso, por lo que resulta necesario realizar una limpieza en general, recoger charolas y toda clase de desperdicios como preparación de las instalaciones para el próximo ciclo de producción.



(Manuel Aguilera R.)

5. Desorden, falta de limpieza y control de almacenes

Las bodegas o almacenes que resguardan herramientas, equipos, insumos o productos químicos deben de mantenerse limpias y ordenadas, considerando las mejores condiciones para preservarlos, evitando fugas de agua, filtraciones o condiciones de humedad. De manera particular, cada producto o herramienta al interior de la bodega debe mantenerse por separado.



(Manuel Aguilera R.)

6. Almacenamiento de agua en cisternas abiertas

El agua almacenada en cisternas abiertas se contamina fácilmente por esporas y semillas de plantas acuáticas. El agua contaminada obstruye los aspersores, afecta la uniformidad del riego y contribuye a incrementar las malezas en las charolas y en el piso del área de producción.



(Ernesto Moreno Herrejón)

7. Sistemas de riego deficientes

Los sistemas de riego ineficientes provocan que la planta crezca con tallas irregulares o incluso su muerte por estrés hídrico, debido a que el agua irrigada puede ser suficiente o excesiva para algunas e insuficiente para otras.



(Manuel Aguilera R.)

8. Charolas con diseño inapropiado

La planta producida en charolas de plástico flexible, con costillas mínimas o sin ellas en sus cavidades y con orificio de drenaje parcial, son inadecuadas para la producción de planta forestal, desarrollan raíces laterales envolventes con un prominente nudo en la base del cepellón.



(Manuel Aguilera R.)

9. Charolas con costillas suaves en sus cavidades

La planta producida en charolas de plástico con costillas suaves o menores a 2 mm de altura, desarrolla raíces envolventes; esta condición se incrementa si la planta permanece más tiempo del necesario en las charolas.



(Manuel Aguilera R.)

10. Uso de bolsas de polietileno con drenaje deficiente

La falta de perforaciones o perforaciones defectuosas bloquean el drenaje del agua hacia el piso. Esta condición propicia la reducción de la porosidad de aireación del sustrato, causa pudrición de raíces, afecta el crecimiento de la planta y puede provocar su muerte.



(Manuel Aguilera R.)

11. Uso de bolsas de baja calidad

Las bolsas elaboradas con materiales de baja calidad o de bajo grosor, se pueden degradar y rasgar durante el ciclo de producción. Las bolsas ubicadas en la periferia de las plantaban-das retienen menos agua de riego o de lluvia y las plantas reducen su crecimiento o mueren por estrés hídrico.



(Manuel Aguilera R.)

12. Mal diseño de mesas que impiden el drenaje de las charolas y poda aérea

Los perfiles superiores de las mesas con cara plana, obstruyen los orificios de drenaje de las cavidades de producción de las charolas, lo cual reduce la aireación e incrementa la humedad del sustrato. Adicionalmente, impiden la poda aérea de las raíces que emergen en la parte inferior de las cavidades, provocando que crezcan sobre los perfiles o hacia arriba al interior de las cavidades.



(Manuel Aguilera R. y Ernesto Moreno Herrejón)

13. Mal diseño de mesas que impiden mantener horizontales las charolas

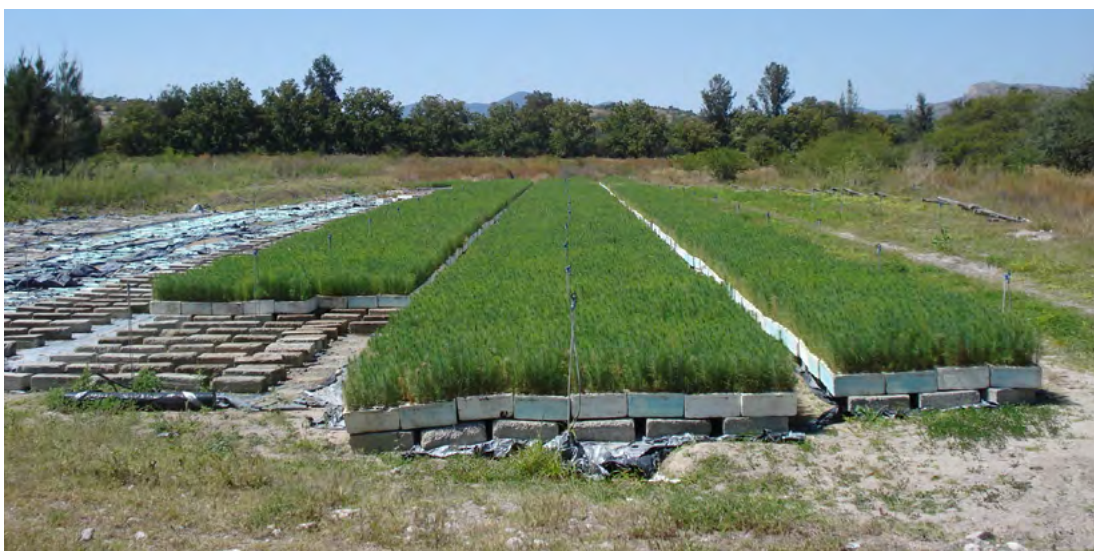
Cuando se utilizan soportes superiores no apropiados para sostener las charolas en posición horizontal, el agua de riego o de lluvia se desliza hacia las partes más bajas de las mesas y de las charolas. Adicionalmente, en las charolas inclinadas las plantas desarrollan tallos con curvaturas.



(F. Javier Cabrales C. y Manuel Aguilera R.)

14. Mesas porta-charolas con altura inapropiada

Las mesas porta charolas con alturas bajas (≤ 0.5 m) son inadecuadas para el manejo de la producción ya que dificultan la operación ergonómica del personal, reducen la aireación debajo de las charolas y se potencia el desarrollo de malezas en las cavidades, lo que favorece la presencia de patógenos (mosco fungoso y *Fusarium* sp.), se reduce el crecimiento de las plantas y se propicia el crecimiento de la raíz fuera de las cavidades.



(Manuel Aguilera R.)

15. Charolas sobre el piso

Cuando las charolas se colocan sobre el piso, por falta de mesas, todas las plantas desarrollan más raíces fuera de las cavidades que al interior de las mismas, de tal manera que al extraer la planta se desmoronan los cepellones. Se impide el drenaje del agua y se reduce la aireación al interior de las cavidades, lo cual incrementa la vulnerabilidad de la planta a daños por patógenos y malezas. De manera relevante, se dificultan las labores de manejo de la producción.



(Eneida Guerrero R.)

16. Plantabandas con dimensiones inapropiadas

En las plantabandas con más de un metro de ancho o con ancho de pasillos menor a 50 cm, se dificulta el manejo de la producción (llenado y acomodo de bolsas, siembra, trasplante, desahíje, riego, control de malezas, control sanitario) y la posibilidad de desarrollar planta con tallas homogéneas.



(Arnulfo Aldrete e I. Delfino Gómez O.)

17. Plantabandas hundidas

En las plantabandas cuya superficie está más baja que los pasillos, se dificultan las labores de manejo de la producción debido a que los empleados trabajan de rodillas; se acumula el agua de lluvias o de riego en la base de las plantabandas, se reduce la aireación en el sustrato de las bolsas y entre las plantas; las plantas reducen su crecimiento o mueren por falta de oxígeno o por pudrición de la raíz.



(F. Javier Cabrales C. y Manuel Aguilera R.)

18. Plantabandas y pasillos con cubiertas impermeables

Los plásticos impermeables utilizados en la producción de planta en bolsas de polietileno para inhibir el desarrollo de malezas, impiden que el agua se infiltre en el suelo. Esta condición reduce la porosidad del sustrato e incrementa su salinidad, dificulta el manejo de la producción lo que provoca una reducción en el crecimiento o muerte de las plantas. Esta condición se agrava cuando se cubren también los pasillos y no se generan condiciones de un buen drenaje.



(F. Javier Cabrales C. y Manuel Aguilera R.)

19. Preparación inapropiada de sustratos

El mezclado manual de volúmenes grandes ($> 1 \text{ m}^3$), dificulta la combinación homogénea de los componentes orgánicos, inorgánicos, fertilizantes y productos biológicos. Esta condición se expresa en crecimientos irregulares en altura, diámetros y deficiencias nutrimentales.



(Manuel Aguilera R. y Ernesto Moreno Herrejón)

20. Sustratos con tierra para el llenado de charolas

El llenado de charolas con solo tierra como sustrato es inapropiado, dado que se reduce de manera significativa la porosidad de aireación a medida que se aplican los riegos; en consecuencia, las plantas reducen considerablemente su crecimiento radical y se afecta el desarrollo de la planta. Adicionalmente, se dificulta el manejo de la planta por el peso de las charolas y en ocasiones, se dificulta su extracción.



(Manuel Aguilera R. y Rodolfo Ramírez H.)

21. Uso de tierra de producciones anteriores (reuso de sustratos)

La tierra contenida en las bolsas sin planta por fallas en la producción (semilla y sustrato de mala calidad, plagas, maleza, riego o fertilización inapropiados) pueden contener semilla de maleza, patógenos y alto contenido de sales, por lo cual no se debe utilizar para nuevas producciones de planta.



(Manuel Aguilera R.)

22. Uso de tierra contaminada con semilla de malezas

En ocasiones la tierra que se adquiere con anticipación se deja expuesta a la intemperie, donde se contamina con semillas de malezas de la vegetación aledaña, así como de patógenos existentes en el vivero.



(Manuel Aguilera R.)

23. Uso de tierra de baja calidad

En algunos viveros se utiliza tierra procedente de áreas agrícolas, azolves de represas y ollas de agua, excavaciones para construcciones urbanas y de vialidades. Este tipo de tierra, presenta alto contenido de arcillas, baja fertilidad, bajo contenido de microorganismos benéficos, alta densidad y baja porosidad.



(Manuel Aguilera R.)

24. Llenado de charolas en el suelo

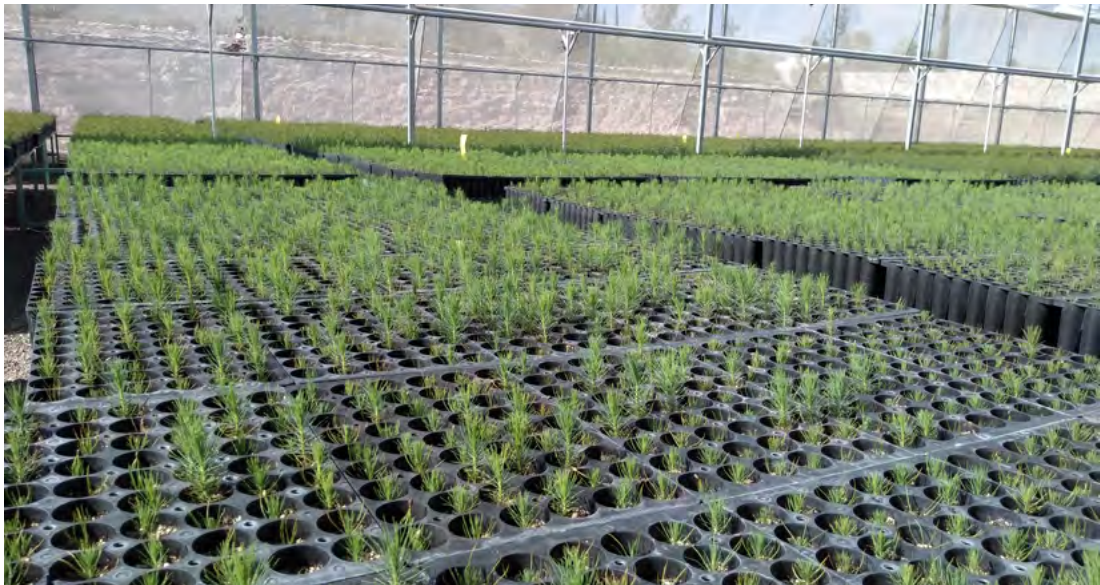
El mezclado de materiales y llenado de charolas sobre el suelo, además de impráctico, puede contaminarse con semillas de malezas y esporas de patógenos.



(Eneida Guerrero R. y Manuel Aguilera R.)

25. Llenado deficiente de charolas

El uso de sustratos con poca humedad puede provocar que durante el proceso de producción éste se comprima por la acción del riego y se reduzca el nivel de llenado más de un centímetro, lo cual reduce el crecimiento radical y de la parte aérea de la planta. Esta condición también se presenta cuando no se capacita a los trabajadores o no se supervisa esta actividad.



(Manuel Aguilera R. y Rodolfo Ramírez H.)

26. Llenado deficiente de bolsas

El uso de sustratos secos, con poca humedad al momento de preparación de la mezcla, puede provocar que durante el proceso de producción éste se comprima por la acción del riego, lo que repercute en un menor volumen del cepellón que afecta el crecimiento de la planta.



(Manuel Aguilera R.)

27. Beneficio inapropiado de frutos

El beneficio de frutos y semillas a la intemperie y anexo a las áreas de producción, pueden ser un foco de contaminación para las plantas, dado que éstos pueden ser portadores de insectos y hongos patógenos. Adicionalmente, los frutos y semillas quedan expuestos a daños por aves, roedores y fenómenos naturales (viento, lluvia, granizo).



(F. Javier Cabrales C. y Manuel Aguilera R.)

28. Almacigos sobre el suelo

Los almacigos establecidos en el piso dificultan la germinación homogénea y extracción completa de la raíz de las plántulas. Adicionalmente, la tierra contiene semillas de malezas que compiten con las plantas por recursos, y otros residuos que pueden contener patógenos. Cuando las semillas inician el proceso de germinación, éstas quedan expuestas a fenómenos meteorológicos, aves y roedores.



(Manuel Aguilera R.)

29. Almacigos con sustratos de tierra

Cuando se llenan los almacigos con tierra o arena se dificulta la germinación homogénea de las plántulas; además, se dificulta la extracción completa de la raíz por lo compacto de la tierra. Por otra parte, la tierra contiene semillas de malezas y puede contener patógenos que afectan a las plantas.



(I. Delfino Gómez P.)

30. Raíz deforme por siembra inadecuada

La arquitectura natural de la raíz de las especies forestales arbóreas consiste en una raíz principal y múltiples raíces laterales en todas sus caras. Cuando al sembrar, las semillas quedan alojadas junto a la pared de la cavidad, la raíz principal crece junto a ésta y solo desarrolla raíces laterales en la mitad de sus caras, lo cual puede afectar el desarrollo de la planta en campo.



(Salvador Martínez G.)

31. Deformación radical por trasplante inapropiado de plántulas

Al realizar el trasplante de plántulas desde los almácigos, existe el riesgo de doblar hacia arriba el ápice de la raíz principal, lo que genera serios problemas y no permite un crecimiento normal de sistema radical. Como consecuencia, la raíz inicialmente crece hacia arriba y después hacia abajo, generando un nudo conocido coloquialmente como “cola de cochino”; esta deformación reduce o bloquea el flujo de agua, nutrientes y de alimentos hacia y desde el follaje, lo cual altera el crecimiento normal de la planta. Lamentablemente esta condición en ocasiones es imperceptible a nivel de vivero y solo se hace evidente en años posteriores en la plantación, cuando el árbol llega a tener problemas de crecimiento o incluso la muerte.



(Manuel Aguilera R.)

32. Problemas derivados por la falta de desahije

La falta de desahije genera planta de mala calidad, no apta para salida a campo. La norma establece que en cada cavidad debe crecer solo una planta. Dos o más plantas por cavidad reducen la aireación dado que compiten por los mismos recursos, a la vez que se dificulta el riego (mayor follaje) y genera condiciones propicias para el desarrollo de enfermedades fungosas como *Botrytis* sp. y *Fusarium* sp.



(Manuel Aguilera R.)

33. Planta afectada por estrés hídrico

El estrés hídrico como consecuencia de un riego insuficiente provoca afectaciones de crecimiento de las yemas, follaje y raíces finas de la planta, lo que eventualmente puede provocar la muerte. En ocasiones es tal el daño que, aunque se logre corregir la frecuencia de los riegos, la planta difícilmente recuperará los estándares mínimos de calidad para su plantación.



(Manuel Aguilera R. y F. Javier Cabrales C.)

34. Periferia del área de producción sin control de malezas

Las áreas de producción y sus periferias deben estar libres de malezas durante el ciclo de producción. Cuando no se controlan las malezas de las áreas periféricas, sus semillas invaden el área de producción, las bolsas y charolas. Las malezas en las áreas son hospederas de varios patógenos que afectan a las plantas de especies forestales en desarrollo.



(Manuel Aguilera R.)

35. Superficie del área de producción sin control de malezas

Cuando no se colocan cubiertas anti-hierbas, principalmente en el área de producción, es necesario remover las malezas periódicamente, de lo contrario pueden invadir tanto el piso como las mismas charolas; esta condición incrementa la humedad y crea condiciones propicias para el desarrollo de patógenos, a la vez que compite con las plantas por energía solar, nutrientes y agua.



(Manuel Aguilera R. y Salvador Martínez G.)

36. Desarrollo de micro-malezas sobre las cavidades

Las “micro-malezas” (algas, musgos, hepáticas) pueden formar alfombras sobre las cavidades, que bloquean el acceso del agua al interior de las cavidades y reducen la porosidad de aireación del sustrato. Compiten con la planta por los nutrientes adicionados al sustrato y retienen la mayor parte los FHS aplicados en el agua de riego. Debajo de las alfombrillas las larvas de mosca fungosa (*Bradysia* sp. y *Licoriella* sp.) se reproducen y se alimentan de las raíces de las plantas hasta causarles la muerte.



(Manuel Aguilera R.)

37. Desarrollo de malezas sobre las charolas

Cuando se presentan malezas sobre las cavidades de producción (contenedores o bolsas) como consecuencia de usar sustratos contaminados o situaciones derivadas de una mala gestión en el proceso, y que no se remueven en etapa temprana, éstas pueden superar en crecimiento a las plantas forestales en desarrollo. Más aun, la adición de FHS en el agua de riego favorece su crecimiento. Las malezas compiten con las plantas forestales por agua, nutrientes, energía solar y espacio, a la vez que generan condiciones propicias para el desarrollo de agentes patógenos.



(Manuel Aguilera R.)

38. Producción de planta sin remoción de mallas sombra

El mantener las mallas sombra todo el ciclo de producción propicia que la planta desarrolle tallos delgados y suculentos o poco lignificados. Adicionalmente, la planta puede desarrollar alturas superiores a las apropiadas al tipo de envase y especie en producción.



(Manuel Aguilera R. y Rodolfo Ramírez H.)

39. Planta con lignificación deficiente

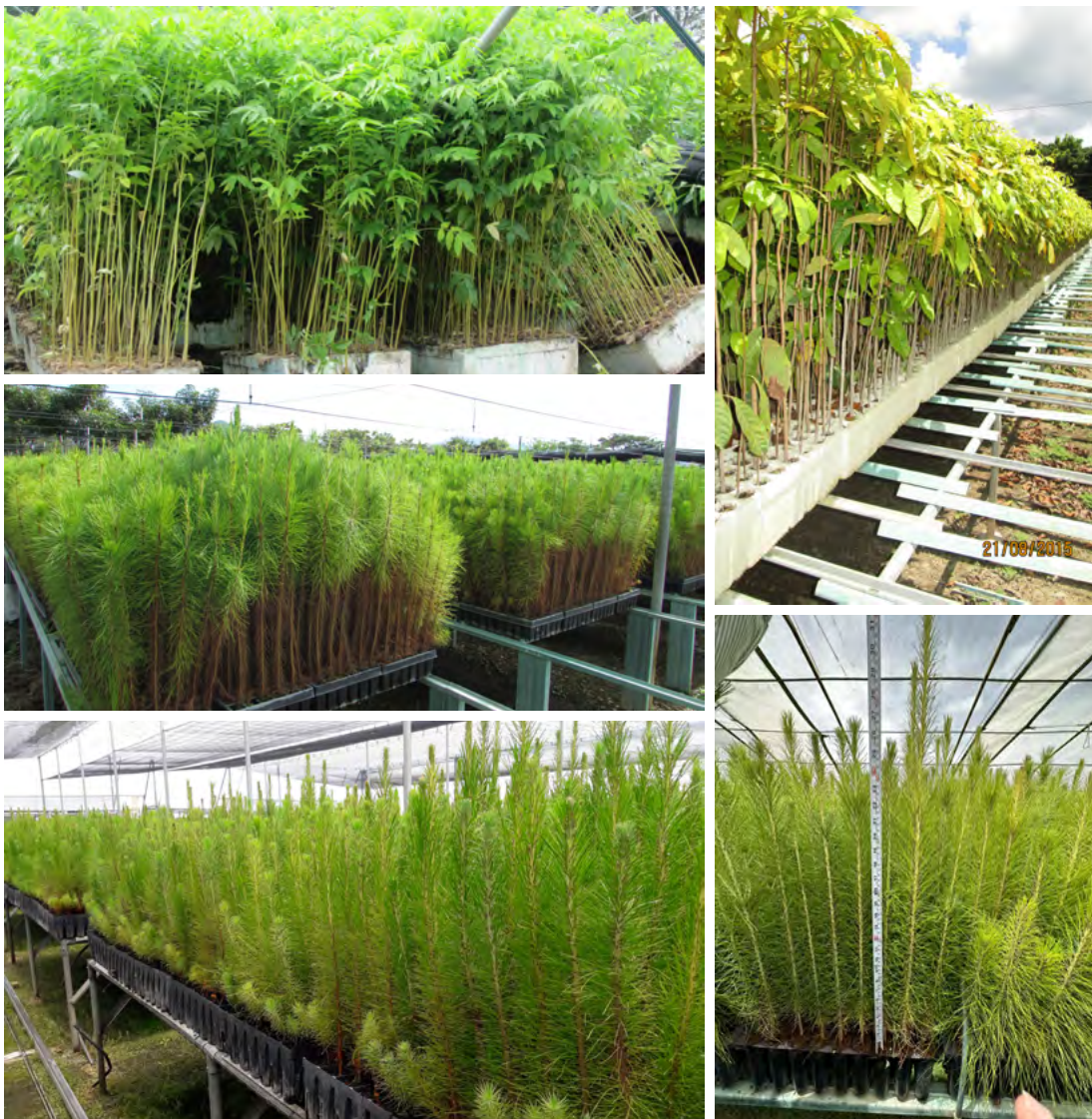
Planta con alturas excesivas (tallos y follaje) y sin lignificación, atribuible entre otros factores a una mala gestión de las mallas-sombra de color negro (remoción tardía), falta de espaciamento de charolas y con exceso de riego y fertilización. Bajo esta condición, la planta se elonga como respuesta a la baja incidencia de energía solar, abundancia de nutrientes y agua, lo que provoca una planta desbalanceada.



(Manuel Aguilera R. y Rodolfo Ramírez H.)

40. Planta con tallas excedidas en altura

La elongación en demasía de las plantas derivado del exceso de fertilización dificulta su manejo durante el proceso de producción en vivero, principalmente en el riego, ya que el follaje abundante modifica el CUR. Adicionalmente se complica el empaque, transporte y la plantación. Se ha demostrado que la supervivencia de este tipo de planta es baja, debido a que la altura no es proporcional al tamaño del sistema radical.



(Manuel Aguilera R., I. Delfino Gómez P., Antonio Álvarez T. y Arnulfo Aldrete)

41. Planta de especies cespitosas con acículas excedidas

Durante el proceso de producción de pinos cespitosos, las acículas pueden crecer más de 25 cm de largo y doblarse sobre las plantas vecinas, lo cual dificulta que el agua de riego penetre e hidrate el sustrato de las cavidades. La aireación entre plantas se reduce y se crean condiciones propicias para el desarrollo de hongos patógenos como *Fusarium* spp. y *Botrytis* sp.



(I. Delfino Gómez P. y Manuel Aguilera R.)

42. Acarreo inapropiado planta al área de empaque

El acarreo de charolas estibadas una sobre otra, daña los tallos y el follaje de las plantas. Una característica de la calidad es la integridad de la parte aérea y del cepellón; por lo tanto, la planta puede perder su calidad por un acarreo inapropiado en tan solo unos minutos.



(Manuel Aguilera R. y Rodolfo Ramírez H.)

43. Acarreo inapropiado de planta en bolsa a los vehículos

Al extraer y acarrear las plantas sujetas del follaje se corre el riesgo de dañar el follaje de las plantas. Adicionalmente se incrementan los costos de mano de obra para el acarreo y carga de vehículos.



(V. Manuel Quiñones A.)

44. Proceso de empaque de planta inapropiado

El empaque de planta (formación de paquetes con una película de plástico “vita film”) debe realizarse a la sombra, preferentemente en los patios de maniobras y sobre mesas con despachadores apropiados. No se deben dejar expuestas las plantas a cepellón desnudo durante un tiempo prolongado. A la par de la extracción de las plantas de sus cavidades, se deben embalar o empacar de forma inmediata. La exposición de los cepellones a la intemperie provoca su deshidratación y potencial muerte de las raíces.



(Manuel Aguilera R.)

45. Empaque de planta en embalado irregular

El acomodo irregular de cepellones al momento del embalado dificulta que los paquetes se puedan sostener en posición vertical. En el caso de que se retrase la salida de planta del vivero o de la plantación, se dificultará aplicar riegos homogéneos sobre los paquetes, lo que provocará una deshidratación inmediata y potencial pérdida de calidad o muerte de la planta. El embalado total de cepellones reduce la aireación al interior de los paquetes y dificulta el riego de la planta, cuando por alguna situación extraordinaria retrase su extracción del vivero o la misma plantación. A mayor retraso, mayor riesgo de muerte de la planta por estrés hídrico.



(Manuel Aguilera R. y Rodolfo Ramírez H.)

46. Paquetes de planta en exceso

Cuando se realizan paquetes con una gran cantidad de planta (> a 15), el proceso de elaboración es más complicado, además de que se dificulta su acomodo en cajas para su transporte y la movilidad a los sitios de plantación.



(Manuel Aguilera R. y Salvador Martínez G.)

47. Empaque de planta a granel

El empaque de planta en bolsas de plástico provoca que los cepellones pierdan su integridad y dificulta un acomodo adecuado en los vehículos para su transporte al sitio de plantación. Al igual que en el embalado, en el caso de que se retrase la salida de planta al sitio de plantación, se dificultará una hidratación homogénea y con posibilidad de que se acumule el agua en el fondo de las bolsas, lo cual provocará la desintegración de los cepellones y afectaciones por hongos patógenos.



(Manuel Aguilera R.)

48. Acomodo de paquetes sobre el suelo

Cuando se acomodan los paquetes de plantas sobre el suelo, se dificulta el riego homogéneo y se obstruye el drenaje del agua excedente en los cepellones; las raíces se arraigan en el piso; se reduce la aireación entre plantas y se incrementan los daños por insectos, roedores y hongos patógenos.



(Manuel Aguilera R.)

49. Desecho de planta enferma en el área de producción

En ocasiones la planta enferma que se extrae de las charolas en el área de producción, en lugar de llevarse a la fosa de incineración, se deposita en los pasillos lo que genera una potencial contaminación de las plantas sanas, principalmente por enfermedades fungosas.



(Manuel Aguilera R.)

50. Aplicación de plaguicidas sin prendas de protección

En algunos viveros, durante la aplicación de productos químicos, en especial de plaguicidas, el personal no utiliza prendas de protección, lo cual puede provocar daños a la salud de las personas que realizan esta labor.



(F. Javier Cabrales C. y Rodolfo Ramírez H.)

51. Instalación inapropiada de mallas anti-hierbas

En los casos en que se coloca la malla anti-hierbas sobre material pétreo grueso, sin colocar una capa de material fino (arena), la malla se rasga debido al tránsito de trabajadores sobre los pasillos. Esta condición propiciará el desarrollo de malezas y de patógenos.



(Manuel Aguilera R.)

BIBLIOGRAFÍA

1. Planeación, administración y control de la producción

- Dumroese, K. R., Luna, T., & Landis, T. D. (2009). *Nursery manual for native plants: A guide for tribal nurseries* (K. R. Dumroese, T. Luna, & T. D. Landis, Eds.). U.S. Department of Agriculture, Forest Service. <http://plants.usda.gov>
- Dumroese, R. K., Jacobs, F. D., & Wilkinson, K. M. (2012). Planificación y registros. In Consejo Federal de Inversiones (CFI), Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino Patagónico (CIEFAP), & Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco (UNPSJB) (Eds.), *Producción de Plantas en Viveros Forestales* (pp. 127–130). Consejo Federal de Inversiones. https://ciefap.org.ar/documentos/pub/Produc_plantas_viv.pdf
- Goldsberry, K. L. (1979). Greenhouse safety-for plants and people alike. *Intermountain Nurserymen's Association Meeting*, 14–15.
- Landis, T. D. (1990). Containers: types and functions. In T. D. Landis, R. W. Tinus, S. E. McDonald, & J. P. Barnett (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 2, pp. 1–39). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Landis, T. D. (1994). Nursery Planning, Development, and Management. In T. D. Landis (Ed.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 1). U.S. Department of Agriculture, Forest Service. <https://rngr.net/publications/ctnm/volume-1>
- Landis, T. D. (2002). The target seedling concept—a tool for better communication between nurseries and their customers. In L. E. Riley, R. K. Dumroese, & T. D. Landis (Eds.), *National Nursery Proceedings* (pp. 12–16). USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. <http://www.fcnet.org/proceedings/>
- Landis, T. D. (2011a). The Target Plant Concept—A History and Brief Overview. In L. E. Riley, D. L. Haase, & J. R. Pinto (Eds.), *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 1–6). USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p065.html
- Landis, T. D. (2011b). The Target Plant Concept—A History and Brief Overview. *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations*, 61–66. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p065.html
- Nelson, P. V. (2011). *Greenhouse Operation and Management* (P. V. Nelson, Ed.; 7th.). Pearson.
- Rose, R., Carlson, W. C., & Morgan, P. (1990). The target seedling concept. In R. Robin, S. J. Campbell, & T. D. Landis (Eds.), *Target Seedling Symposium* (pp. 1–8). USDA, Forest Service. <http://www.fcnet.org/proceedings/1990/rose.pdf>
- Wilkinson, K. M., & Landis, T. D. (2014). Administración del Vivero. In K. M. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & K. R. Dumroese (Eds.), *Manual de Viveros Tropicales* (pp. 350–359). U.S. Department of Agriculture, Forest Service. <https://rngr.net/publications/manual-de-viveros-tropicales/>
- Wilkinson, K. M., Landis, T. D., Haase, D. L., Daley, B. F., & Kasten, D. R. (2014). *Tropical Nursery Manual*.

2. Calidad de planta en viveros forestales

- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Martínez-Trinidad, T., & Ordáz-Chaparro, V. M. (2016). Producción de *Pinus montezumae* Lamb. con diferentes sustratos y fertilizantes de liberación controlada. *Agrociencia*, 50(1), 107–118.
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., López-López, M. A., & Ordáz-Chaparro, V. M. (2020). Crecimiento en campo de *Pinus patula* Schltdl. & Cham. como efecto de la poda radicular y los contenedores utilizados en vivero. *Revista Chapingo, Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 26(2), 307–319. <https://doi.org/10.5154/R.RCHSCFA.2019.07.055>
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., López-Upton, J., López-López, M. Á., & Ordaz-Chaparro, V. (2021a). Morfología y crecimiento potencial de raíz de *Pinus patula* producido en charolas con poda radical. *Agrociencia*, 55(1), 81–97.

- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Trejo-Téllez, L. I., & Ordaz-Chaparro, V. M. (2021b). Sustratos con aserrín de coníferas y latifoliadas para producir planta de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. et Cham. *Agrociencia*, 55(8), 719–732. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v55i8.2664>
- Alarcón-Bustamante, M. (1999). *Crecimiento inicial y calidad de planta de Pinus greggii Engelm. bajo diferentes condiciones de fertilidad en invernadero*. Colegio de Postgraduados.
- Alatorre-Cobos, J., & Rodríguez-Trejo, D. A. (2009). Concentración de carbohidratos y peso fresco durante la germinación de *Chamaedorea elegans* Mart. y factores que la afectan. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 15(1), 73–79.
- Aldrete, A., Mexal, J. G., & López-Upton, J. (2005). Provenance variation and response to chemical root pruning in *Pinus greggii* seedlings. *Agrociencia*, 39(5), 563–574.
- Armson, K.A., & Sedeika, V. (1974). Inventory sampling and assessment of nursery soils and stock experimentation. In *Forest Tree Nursery Soil Management and Related Practices* (pp. 120–126). Ministry of Natural Resources.
- Attri, V., Pant, K. S., & Tiwari, P. (2018). Effect of seed size and pre-sowing treatment on germination of some important trees-a review. *Research Journal of Chemical and Environmental Sciences*, 6(1), 104–113. www.aelsindia.com/rjces.htm
- Bautista-Ojeda, G. I., Prieto-Ruiz, J. Á., Hernández-Díaz, J. C., Basave-Villalobos, E., Goche-Téllez, J. R., & Montiel-Antuna, E. (2018). Crecimiento de *Pinus greggii* Engelm. bajo diferentes rutinas de fertilización en vivero. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(49). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v9i49.171>
- Bernier, P. Y., Lamhamedi, M. S., & Simpson, D. G. (1995). Shoot:Root ratio is of limited use in evaluating the quality of container conifer stock. *Tree Planters' Notes*, 46(3), 102–106.
- Boyer, J. N., & South, D. B. (1987). Excessive seedling height, high shoot-to-root ratio, and benomyl root dip reduce survival of stored loblolly pine seedlings. *Tree Planters' Notes*, 19–22.
- Buendía-Velázquez, M. V., López-López, M. Á., Cetina-Alcalá, V. M., & Diakite, L. (2016). Substrates and nutrient addition rates affect morphology and physiology of *Pinus leiophylla* seedlings in the nursery stage. *IForest*, 10(1), 115–120. <https://doi.org/10.3832/for1982-009>
- Castro-Garibay, S. L., Aldrete, A., López-Upton, J., & Ordaz-Chaparro, V. M. (2018). Effect of container, substrate and fertilization on *Pinus greggii* var. *australis* growth in the nursery. *Agrociencia*, 52(1), 115–127.
- Cibrián-Tovar, D. (2021). *Fundamentos para el Manejo Integrado de Plagas Forestales* (D. Cibrián-Tovar, Ed.). Universidad Autónoma Chapingo.
- Çiçek, E., & Tilki, F. (2007). Seed size effects on germination, survival and seedling growth of *Castanea sativa* mill. *Journal of Biological Sciences*, 7(2), 438–441. <https://doi.org/10.3923/jbs.2007.438.441>
- Dickson, A., Leaf, A. L., & Hosner, J. F. (1960). Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. *The Forestry Chronicle*, 10–13. <https://doi.org/https://doi.org/10.5558/tfc36010-1>
- Domínguez-Liévano, A., Aguilera-Rodríguez, M., Espinosa-Zaragoza, S., Aldrete, A., Wong-Villarreal, A., & Pérez-De la O, N. B. (2023). Sustratos y fertilización para producir planta de *Swietenia macrophylla* King y *Tabebuia donnell-smithii* Rose en charolas. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 14(77), 56–75. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v14i77.1332>
- Donahue, J. K., & López-Upton, J. (1999). A new variety of *Pinus greggii* (Pinaceae) in Mexico. *Sida*, 18(4), 1083–1093. <https://www.researchgate.net/publication/286623962>
- Duryea, M. L. (1985). Evaluating seedling quality: Importance to reforestation. *Evaluating seedling quality: principles, procedures and predictive abilities of major tests*, 1–4.
- Escobar-Alonso, S., & Rodríguez-Trejo, D. A. (2019). Estado del arte en la investigación sobre calidad de planta del género *Pinus* en México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10(55). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i55.558>
- Faulconer, J. R., & Thompson, B. E. (1984). Benefits of knowing seedling quality. *Conference, Western Forest Nursery Council*, 84–87.
- Gadgil, P. D., & Harris, J. M. (1980). Planting stock quality. *New Zealand Journal of Forestry Science*, 10(1), 303–303.
- Gallardo-Salazar, J. L., Rodríguez-Trejo, D. A., & Castro-Zavala, S. (2019). Calidad de planta y supervivencia de una plantación de oyamel [*Abies religiosa* (Kunth) Schltdl. et Cham.] de dos procedencias en México central. *Agrociencia*, 53(4), 631–643.

- García-Pérez, J. L., Aldrete, A., López-Upton, J., Vargas-Hernández, J. J., & Prieto-Ruiz, J. A. (2015). Environmental conditions and fertilization effect on *Pinus engelmannii* Carr. hardening in a nursery. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 38(3), 297–304. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61040691008>
- Gardiner, E. S., Jacobs, D. F., Overton, R. P., & Hernandez, G. (2009). Root-Collar Diameter and Third-Year Survival of Three Bottomland Hardwoods Planted on Former Agricultural Fields in the Lower Mississippi Alluvial Valley. In R. K. Dumroese & L. E. Riley (Eds.), *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 85–89). USDA, Forest Service. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p058.html.
- González-Orozco, M. M., Prieto-Ruiz, J. Á., Aldrete, A., Hernández-Díaz, J. C., Chávez-Simental, J. A., & Rodríguez-Laguna, R. (2018). Sustratos a base de aserrín crudo con fertilización y la calidad de planta de *Pinus cooperi* Blanco en vivero. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(48). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v8i48.125>
- Grossnickle, S. C. (2005a). Importance of root growth in overcoming planting stress. *New Forests*, 30(2–3), 273–294. <https://doi.org/10.1007/s11056-004-8303-2>
- Grossnickle, S. C. (2005b). Seedling size and reforestation success how big is big enough? *The Thin Green Line: A symposium on the state-of-the-art in reforestation.*, 138–143. https://www.researchgate.net/publication/262906267_Seedling_size_and_reforestation_success_How_big_is_big_enough
- Grossnickle, S. C. (2012). Why seedlings survive: Influence of plant attributes. *New Forests*, 43(5–6), 711–738. <https://doi.org/10.1007/s11056-012-9336-6>
- Grossnickle, S. C., & MacDonald, J. E. (2018a). Seedling quality: History, application, and plant attributes. In *Forests* (Vol. 9, Número 5). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/F9050283>
- Grossnickle, S. C., & MacDonald, J. E. (2018b). Why seedlings grow: influence of plant attributes. *New Forests*, 49(1). <https://doi.org/10.1007/s11056-017-9606-4>
- Haase, D. L. (2007). Morphological and Physiological Evaluations of Seedling Quality. *Forest and Conservation Nursery Associations. USDA-Forest Service.* . <https://www.researchgate.net/publication/265143947>
- Haase, D. L. (2011). Seedling Root Targets. *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations*, 80–82. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p065.html
- Harayama, H., Tsuyama, I., Kitao, M., Yamada, T., Furuya, N., Utsugi, H., & Sasaki, S. (2023). Effects of seedling size, stock type, and mechanical site preparation method on initial survival and growth of japanese larch (*Larix kaempferi*) seedlings. *Forests*, 14(4). <https://doi.org/10.3390/f14040784>
- Huerta-Paniagua, R., & Rodríguez-Trejo, D. A. (2011). Efecto del tamaño de semilla y la temperatura en la germinación de *Quercus rugosa* Née. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 17(2), 179–187. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2010.08.053>
- Iverson, R. D. (1984). Planting-stock selection: meeting biological Needs and operational realities. In M. L. Duryea & T. D. Landis (Eds.), *Forest Nursery Manual: Production of Bareroot Seedlings* (pp. 261–268). Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk Publishers.
- Ivetić, V., Devetaković, J., & Maksimović, Z. (2016). Initial height and diameter are equally related to survival and growth of hardwood seedlings in first year after field planting. *REFORESTA*, 2, 6–21. <https://doi.org/10.21750/R>
- Ivetić, V., Grossnickle, S., & Škorić, M. (2016). Forecasting the field performance of Austrian pine seedlings using morphological attributes. *IForest*, 10(1), 99–107. <https://doi.org/10.3832/for1722-009>
- Jacobs, D. F., & Landis, T. D. (2014). Plant nutrition and fertilization. In K. M. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical Nursery Manual* (pp. 233–251). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Johnson, J. D., & Cline, M. L. (1991). Seedling quality of southern pines. In M. L. Duryea & P. M. Dougherty (Eds.), *Forest Regeneration Manual* (pp. 143–159). Klumer Academic.
- Karrfalt, R. P. (2012). The Importance of good seed. In Haase D.L., Pinto J.R., & Wilkinson K.M. (Eds.), *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 49–52). USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p069.html
- Lambers, H., & Oliveira, R. S. (2019). *Plant Physiological Ecology* (3rd. Ed.). Springer.
- Lamhamedi, M. S., Pepin, S., & Khassa, D. (2023). The production chain of tree seedlings, from seeds to sustainable plantations: an essential link for the success of reforestation and restoration programs in the context of climate change. *Forests*, 14(9), 1693. <https://doi.org/10.3390/f14091693>

- Landis, T. D. (1989a). Irrigation and water management. In T. D. Landis, R. W. Tinus, S. E. McDonald, & J. P. Barnett (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 4, pp. 69–118). USDA, Forest Service.
- Landis, T. D. (1989b). Mineral nutrients and fertilization. In T. D. Landis, R. W. Tinus, S. E. McDonald, & J. P. Barnett (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 1, pp. 1–67). USDA, Forest Service.
- Landis, T. D. (2005). Macronutrients-Potassium. *Forest Nursery Notes*, 5–11.
- Landis, T. D. (2011). The Target Plant Concept—A History and Brief Overview. In L. E. Riley, D. L. Haase, & J. R. Pinto (Eds.), *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 1–6). USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p065.html
- Landis, T. D., Dumroese, R. K., & Haase, D. L. (2010). *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 7). U.S. Forest Service. <https://rngr.net/publications/ctnm/volume-7>
- Landis, T. D., Jacobs, D. F., Wilkinson, K. M., & Luna, T. (2014). Growing media. In K. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical Nursery Manual* (pp. 100–121). U.S. Forest Service. <https://rngr.net/publications/tropical-nursery-manual/>
- Lopushinsky, W. (1990). Seedling Moisture Status. *Target Seedling Symposium*, 1–16. <http://www.fcanet.org/proceedings/1990/lopushinsky.pdf>
- Madrid-Aispuro, R. E., Prieto-Ruiz, J. Á., Aldrete, A., Hernández-Díaz, J. C., Wehenkel, C., & Chávez-Simental, J. A. (2020). Crecimiento de *Pinus cembroides* Zucc. en vivero en diversos sustratos y fertilizantes. *Agrociencia*, 54(4), 539–554.
- Mataruga, M., Cvjetković, B., De Cuyper, B., Aneva, I., Zhelev, P., Cudlín, P., Metslaid, M., Kankaanhuhta, V., Collet, C., Annighöfer, P., Mathes, T., Marianthi, T., Despoina, P., Jónsdóttir, R. J., Cristina Monteverdi, M., de Dato, G., Mariotti, B., Dina Kolevska, D., Lazarević, J., ... Villar-Salvador, P. (2023). Monitoring and control of forest seedling quality in Europe. *Forest Ecology and Management*, 546, 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2023.121308>
- Mattsson, A. (1996). Predicting field performance using seedling quality assessment. In *New Forests* (Vol. 13). Kluwer Academic Publishers.
- May, J. T. (1984). Seedling Growth and Development. In *Southern pine nursery handbook* (pp. 1–18). USDA Forest Service.
- McTague, J. P., & Tinus, R. W. (1996). The effects of seedling quality and forest site weather on field survival of ponderosa pine. *Tree Planters' Notes*, 47(1), 16–23. <https://rngr.net/publications/tpn/47-1/the-effects-of-seedling-quality-and-forest-site-weather-on-field-survival-of-ponderosa-pine>
- Menes, P. A., & Mohammed, G. H. (1995). Identifying the root collar on forest tree seedlings. *The Forestry Chronicle*, 71(3), 304–310. <https://pubs.cif-ifc.org/doi/abs/10.5558/tfc71304-3>
- Mexal, J. G. (1996). Forest nursery activities in Mexico. In T. D. Landis & D. B. South (Eds.), *National Proceedings, Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 228–232). U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Pacific Northwest Research Station.
- Mexal, J. G., Cuevas-Rangel, R. A., & Landis, T. D. (2008). Reforestation Success in Central México: Factors Determining Survival and Early Growth. *Tree Planters' Notes*, 53(1), 16–22.
- Mexal, J. G., Cuevas-Rangel, R. A., Negreros-Castillo, P., & Paraguirre, L. C. (2002). Nursery production practices affect survival and growth of tropical hardwoods in Quintana Roo, Mexico. *Forest Ecology and Management*, 168, 125–133.
- Mexal, J. G., & Khadduri, N. (2010). The role of plant water relations in achieving and maintaining the target seedling. In L. E. Riley, D. L. Haase, & J. R. Pinto (Eds.), *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 98–109). USDA, Forest Service. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p065.html
- Mexal, J. G., & Landis, T. D. (1990). Target seedling concepts: height and diameter. In R. Rose, S. J. Campbell, & T. D. Landis (Eds.), *Target Seedling Symposium* (pp. 17–35). U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. <http://www.fcanet.org/proceedings/1990/mexal.pdf>
- Mutke, S., Sievänen, R., Nikinmaa, E., Perttunen, J., & Gil, L. (2005). Crown architecture of grafted Stone pine (*Pinus pinea* L.): Shoot growth and bud differentiation. *Trees*, 19(1), 15–25. <https://doi.org/10.1007/s00468-004-0346-7>
- Navarro-Sandoval, J. L., Vargas-Hernández, J. J., Gómez-Guerrero, A., De Mar Ruiz-Posadas, L., & Sánchez-García, P. (2013). Mofología, biomasa y contenido nutrimental en *Abies religiosa* con regímenes diferentes de fertilización en vivero. *Agrociencia*, 47(7), 707–721.

- Novikova, T. P., Tylek, P., Mastrangelo, C. B., Drapalyuk, M. V., Kharin, S. V., & Novikov, A. I. (2023). The Root Collar Diameter Growth Reveals a Strong Relationship with the Height Growth of Juvenile Scots Pine Trees from Seeds Differentiated by Spectrometric Feature. *Forests*, 14(6), 1164. <https://doi.org/10.3390/f14061164>
- Ortega-Lasuen, U., Dantas de Oliveira, Á. K., Hevia Cabal, A., Álvarez Rón, E., & Majada-Guijo, J. (2006). Control de calidad de planta forestal. In *Información Agroforestal* (Número 3).
- Paz-Paz, M., Rodríguez-Trejo, D. A., Villanueva-Morales, A., & Borja-De la Rosa, M. A. M. (2023). Fertilización, calidad de planta y supervivencia en campo de *Pinus* spp. en Ixtlán de Juárez, Oaxaca. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 14(76), 71–92. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v14i76.1324>
- Pinto, J. R. (2011). Morphology targets: what do seedling morphological attributes tell us? In L. E. Riley, D. L. Haase, & J. R. Pinto (Eds.), *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 74–79). USDA, Forest Service. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p065.html
- Prieto-Ruiz, J. Á., García-Rodríguez, J. L., Mejía-Bojórquez, J. M., Huchín-Alarcón, S., & Aguilar-Vitela, J. L. (2009). *Producción de planta del género Pinus en vivero en clima templado frío*. INIFAP.
- Prieto-Ruiz, J. A., & Sáenz-Reyes, J. T. (2011). *Indicadores de calidad de planta en viveros forestales de la Sierra Madre Occidental*. INIFAP.
- Puttonen, P. (1996). Looking for the “silver bullet”-can one test do it all? *New Forests*, 13, 9–27.
- Quiahua-Barrera, L., Rodríguez-Trejo, D. A., & Mendoza-Celino, S. (2021). *Nolina cespitifera* Trel. (Asparagaceae). En D. A. Rodríguez-Trejo (Ed.), *Semillas de Especies Forestales* (pp. 212–216). Universidad Autónoma Chapingo.
- Ramírez-Castell, P., Rodríguez-Trejo, D. A., Carrasco, V., & Vera-Castillo, G. (s/f). *Fertilización y calidad de planta en ahuehuete*.
- Riikonen, J., & Luoronen, J. (2018). Seedling production and the field performance of seedlings. *Forests*, 9(12), 2–4. <https://doi.org/10.3390/f9120740>
- Ritchie, G. A. (1984). Assessing seedling quality. In *Forestry Nursery Manual: Production of Bareroot System* (Vol. 11, pp. 243–259).
- Ritchie, G. A., Landis, T. D., Dumroese, R. K., & Haase, D. L. (2010). Assessing plant quality. In T. D. Landis, R. Dumroese, & D. Haase (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 7, pp. 17–81). USDA, Forest Service.
- Ritchie, G. A., & Tanaka, Y. (1990). Root growth potential and the target seedling. In R. Rose, S. J. Campbell, & T. D. Landis (Eds.), *Target Seedling Symposium* (pp. 1–15). USDA, Forest Service. <http://www.fcanet.org/proceedings/1990/ritchie.pdf>
- Robles-Villanueva, F., Rodríguez-Trejo, D. A., & Villanueva-Morales, A. (2017). Calidad de planta y supervivencia en reforestación de *Pinus montezumae* Lamb. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 8(42), 55–76.
- Rodríguez-Ortiz, G., Aragón-Peralta, R. D., Enriquez-del-Valle, J. R., Hernández-Hernández, A., Santiago-García, W., & Campos-Ángeles G.V. (2020). Calidad de plántula de progenies selectas de *Pinus pseudostrobus* lindl. Var. Oaxacana del sur de México. *Interciencia*, 45(2), 96–101.
- Rodríguez-Trejo, D. A. (2008). *Indicadores de calidad de planta forestal*. Mundi Prensa.
- Rodríguez-Trejo, D. A., Duryea, M. L., & White, T. L. (2002). Fertilización nitrogenada y concentración de carbohidratos en plántulas de *Pinus palustris* mill. producidas a raíz desnuda. *Agrociencia*, 36(6), 683–691.
- Rose, R., Carlson, W. C., & Morgan, P. (1990). The target seedling concept. In R. Rose, S. J. Campbell, & T. D. Landis (Eds.), *Western Forest Nursery Association* (pp. 13–17). Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. <http://www.fcanet.org/proceedings/1990/rose.pdf>
- Ruano-Martínez, J. R. (2003). *Viveros Forestales. Manual de cultivo y proyectos*. Mundi Prensa.
- Santos-Santiago, P., Lara-Bueno, A., Rodríguez-Trejo, D. A., & Uribe-Gómez, M. (s/f). *Indicadores de calidad de planta y fertilización nitrogenada en Desmodium orbiculare Schtdl.*
- Secretaría de Economía. (2016a). Certificación de la operación de viveros forestales- Norma Mexicana NMX-AA-170-SCFI-2016. En *Diario Oficial de la Federación (DOF)* (NMX-AA-170-SCFI-2016). Gobierno de México. <https://biblioteca.semarnat.gob.mx/janium/Documentos/Ciga/agenda/DOFs/DO3430.pdf>

- Secretaría de Economía. (2016b). Establecimiento de Unidades Productoras y Manejo de Germoplasma Forestal NMX-AA-169-SCFI-2016. En *Diario Oficial de la Federación (DOF)* (NMX-AA-169-SCFI-2016). Diario Oficial de la Federación (DOF).
- Sharma, S., Adams, J. P., Schuler, J. L., Ficklin, R. L., & Bragg, D. C. (2016). Effect of seedling stock on the early stand development and physiology of improved loblolly pine (*Pinus taeda* L.) seedlings. *IForest*, 9(5), 690–695. <https://doi.org/10.3832/for1725-009>
- South, D., & Mexal, J. G. (1984). Growing the “best” seedling for reforestation success. *Forestry Departmental Series*, 12, 1–25.
- Sutton, R. F. (1980). Planting stock quality root growth capacity, and field performance of three boreal conifers. *New Zealand Journal of Forestry Science*, 10(1), 54–71.
- Sutton, R. F. (1988). Planting stock quality is fitness for purpose. In Great Lakes Forestry Centre (Ed.), *ORFC Symposium Proceedings* (pp. 39–43). Great Lakes Forestry Centre.
- Thompson, B. E. (1985). Seedling morphological evaluation - what you can tell by looking. *Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests*, 59–71.
- Toral-Ibañez, M. (1997). *Concepto de calidad de plantas en viveros forestales*. FIPRODEFO.
- Toumey, J. W. (1916). *Seeding and planting, a manual for the guidance of forestry students, foresters, nurserymen, forest owners, and farmers*. John Wiley & Sons, Inc.
- Tumpa, K., Vidaković, A., Drvodelić, D., Šango, M., Idžojić, M., Perković, I., & Poljak, I. (2021). The effect of seed size on germination and seedling growth in sweet chestnut (*Castanea sativa* mill.). *Forests*, 12(7). <https://doi.org/10.3390/f12070858>
- Tuttle, C. L., South, D. B., Golden, M. S., & Meldahl, R. S. (1988). Initial *Pinus taeda* seedling height relationships with early survival and growth. *Canadian Journal of Forest Research*, 18(7), 867–871. <https://doi.org/10.1139/x88-133>
- Vicente-Arbona, J. L., Carrasco-Hernández, V., Rodríguez-Trejo, D. A., & Villanueva-Morales, A. (2019). Calidad de planta de *Pinus greggii* producida en sustratos a base de aserrín. *Madera y Bosques* 25(2), 1-14.
- Villar-Salvador, P. (2003). Importancia de la calidad de planta en los proyectos de revegetación. En *Restauración de Ecosistemas Mediterráneos* (pp. 65–86).
- Villegas-Jiménez, D. E., Rodríguez-Ortiz, G., Chávez-Servia, J. L., Enríquez-Del Valle, J. R., & Carrillo-Rodríguez, J. C. (2016). Variación del crecimiento en vivero entre procedencias de *Pinus pseudostrobus* Lindl. *Gayana Bot.*, 73(1), 113–123. <https://www.scielo.cl/pdf/gbot/v73n1/13.pdf>
- Wakeley, P. C. (1935). *Artificial reforestation in the southern pine region*. USDA, Forest Service.
- Wakeley, P. C. (1948). Physiological grades of southern pine nursery stock. In Society of American Foresters (Ed.), *Proceedings Society of American Foresters 1948 Meeting* (pp. 311–322). Society of American Foresters.
- Wakeley, P. C. (1954). *Planting Southern Pines*. USDA, Forest Service.

3. Instalaciones e insumos para la producción

- Aguilar-Zinser, L. E. (2016). Cimientos legales del conservacionismo mexicano moderno. *La Jornada Ecológica*, 11–12.
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., López-López, M. A., & Ordáz-Chaparro, V. M. (2020). Crecimiento en campo de *Pinus patula* Schltdl. & Cham. como efecto de la poda radicular y los contenedores utilizados en vivero. *Revista Chapingo, Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 26(2), 307–319. <https://doi.org/10.5154/R.RCHSCFA.2019.07.055>
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., López-Upton, J., López-López, M. Á., & Ordaz-Chaparro, V. (2021a). Morfología y crecimiento potencial de raíz de *Pinus patula* producido en charolas con poda radical. *Agrociencia*, 55(1), 81–97.
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Trejo-Téllez, L. I., & Ordaz-Chaparro, V. M. (2021b). Sustratos con aserrín de coníferas y latifoliadas para producir planta de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. et Cham. *Agrociencia*, 55(8), 719–732. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v55i8.2664>

- Beuchel, T. (2023). *Desinfectar el invernadero: preparación para una exitosa temporada*.
- Cámara de Diputados. (2022). Ley General de Desarrollo Forestal Sustentable. In *Diario Oficial de la Federación (DOF)*. Diario Oficial de la Federación.
- Castro-Garibay, S. L., Aldrete, A., López-Upton, J., & Ordáz-Chaparro, V. M. (2018). Effect of container, substrate and fertilization on *Pinus greggii* var. *australis* growth in the nursery. *Agrociencia*, 52(1), 115–127.
- Cibrián-Tovar, D. (2008). Manual de identificación y manejo de plagas y enfermedades en germoplasma y planta producida en viveros (D. Cibrián-Tovar & L. Arango-Caballero, Eds.). Comisión Nacional Forestal.
- Cibrián-Tovar, D. (2021). Fundamentos para el Manejo Integrado de Plagas Forestales (D. Cibrián-Tovar, Ed.). Universidad Autónoma Chapingo.
- García-Díaz, S. E., Aldrete, A., Alvarado-Rosales, D., Cibrián-Tovar, D., Méndez-Montiel, J. T., Valdovinos-Ponce, G., & Equihua-Martínez, A. (2017). Efecto de *Fusarium circinatum* en la germinación y crecimiento de plántulas de *Pinus greggii* en tres sustratos. *Agrociencia*, 51(8), 895–908.
- Haase, D. L., Bouzza, K., Emerton, L., Friday, J. B., Lieberg, B., Aldrete, A., & Davis, A. S. (2021). The high cost of the low-cost polybag system: A review of nursery seedling production systems. *Land*, 10(826), 1–19. <https://doi.org/10.3390/land10080826>
- Haase, D. L., Dumroese, R. K., Wilkinson, K. M., & Landis, T. D. (2015). Tropical nursery concepts and practices. En *Tropical Forestry Handbook* (pp. 1–30). Springer Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-642-41554-8_142-1
- Jacobs, D. F., & Landis, T. D. (2014). Plant nutrition and fertilization. In K. M. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical Nursery Manual* (pp. 233–251). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Kildisheva, O. A., Regan, D. J., & Davis, A. S. (2012). Forest Nursery Notes winter 2012. *Forest Nursery Notes*, 4, 10–15. <http://www.rngr.net/publications/subscribe>
- Landis, T. D. (1989a). Irrigation and water management. In T. D. Landis, R. W. Tinus, S. E. McDonald, & J. P. Barnett (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 4, pp. 69–118). USDA, Forest Service.
- Landis, T. D. (1989b). Mineral nutrients and fertilization. In T. D. Landis, R. W. Tinus, S. E. McDonald, & J. P. Barnett (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 4, pp. 1–67). USDA, Forest Service.
- Landis, T. D. (2005). Sideslit or Airlit Containers. *Forest Nursery Notes*, 1(2), 17–19.
- Landis, T. D., Jacobs, D. F., Wilkinson, K. M., & Luna, T. (2014). Growing media. In K. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical Nursery Manual* (pp. 100–121). U.S. Forest Service. <https://rngnet.net/publications/tropical-nursery-manual/>
- Landis, T. D., & Wilkinson, K. M. (2014). Water quality and irrigation. In K. M. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical Nursery Manual* (pp. 207–231). USDA, Forest Service.
- Luna, T., & Wilkinson, K. M. (2014). Collecting, processing, and storing seeds. In K. M. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical Nursery Manual* (pp. 140–161). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Olivo, V. B., & Buduba, C. G. (2006). Influencia de seis sustratos en el crecimiento de *Pinus ponderosa* producido en contenedores bajo condiciones de invernáculo. *Bosque*, 27(3), 267–271.
- Peterson, M. (2008). *Fusarium* species-a British Columbia perspective in forest seedling production. *Forest Nursery Notes*, 57, 109–125. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p057.html
- Prieto-Ruiz, J. Á., García-Rodríguez, J. L., Monárrez-González, J. C., & Madrid-Aispuro, R. E. (2012). Producción de planta del género *Pinus*. INIFAP.
- Ramírez-Chairez, E. J. (2014). Uso de tezontle como sustrato para la producción de mezquite (*Prosopis laevigata*) en vivero. Universidad Juárez del Estado de Durango.
- Sánchez-Aguilar, H., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J., & Ordaz-Chaparro, V. (2016). Influencia del tipo y color del envase en el desarrollo de plantas de pino en vivero. *Agrociencia*, 50, 481–492.
- Secretaría de Economía. (2016). Certificación de la operación de viveros forestales- Norma Mexicana NMX-AA-170-SCFI-2016. In *Diario Oficial de la Federación (DOF)* (NMX-AA-170-SCFI-2016). Gobierno de México. <https://biblioteca.semarnat.gob.mx/janium/Documentos/Ciga/agenda/DOFs/NMX-AA-170-SCFI-2016.pdf>
- South, D. B. (2017). Optimum pH for growing pine seedlings. *Tree Planters' Notes*, 60(2), 49–62.

- Sung, S.-J. S., & Haywood, J. D. (2016). Air lateral root pruning affects longleaf pine seedling root system morphology. In C. J. Schweitzer, W. K. Clatterbuck, & C. M. Oswalt (Eds.), *Biennial southern silvicultural research conference* (pp. 317–322). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Trejo-Téllez, L. I., Rodríguez-Mendoza, M. de las N., Gómez-Merino, F. C., & Alcántara-González, G. (2016). Fertilización Foliar. In G. Alcántara-González, L. I. Trejo-Téllez, & F. C. Gómez-Merino (Eds.), *Nutrición de Cultivos* (Segunda Edición, pp. 283–311). Colegio de Postgraduados.
- Varela, S. A., Arana, V., & Martínez, A. (2011). ¿Qué hacer luego de la recolección?: manipulación del fruto y la semilla de especies forestales. In *Silvicultura en Vivero* (Vol. 1, Número 2).
- Vargas-Tapia, P., Castellanos-Ramos, J. Z., Sánchez-García, P., Tijerina-Chávez, L., López-Romero, R. Ma., & Ojodeagua-Arredondo, J. L. (2008). Caracterización física, química y biológica de sustratos de polvo de coco. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 31(4), 375–381.
- Villa-Castillo, J. (2004). Composted pine bark with beneficial organisms to make a disease suppressive compost for container production in Mexican forest nurseries. *Native Plants*, 1(3), 181–185.

4. Proceso Productivo

- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Martínez-Trinidad, T., & Ordáz-Chaparro, V. M. (2016). Producción de *Pinus montezumae* Lamb. con diferentes sustratos y fertilizantes de liberación controlada. *Agrociencia*, 50(1), 107–118.
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Tomás-Martínez, T., & Chaparro-Ordaz, V. M. (2016). Producción de *Pinus pseudostrobus* Lindl. con sustratos de aserrín y fertilizantes de liberación controlada. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 7(34), 7–19.
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Trejo-Téllez, L. I., & Ordaz-Chaparro, V. M. (2021). Sustratos con aserrín de coníferas y latifoliadas para producir planta de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. et Cham. *Agrociencia*, 55(8), 719–732. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v55i8.2664>
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., López-López, M. A., & Ordáz-Chaparro, V. M. (2020). Crecimiento en campo de *Pinus patula* Schltdl. & Cham. como efecto de la poda radicular y los contenedores utilizados en vivero. *Revista Chapingo, Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 26(2), 307–319. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2019.07.055>
- Aldrete, A., & Mexal, J. G. (2005). Sowing Depth, Media, and Seed Size Interact To Influence Emergence of Three Pine Species. *Tree Planters' Notes*, 51(1), 27–31.
- Aldrete, A., Mexal, J. G., & Burr, K. E. (2008). Seedling cold hardiness, bud set, and bud break in nine provenances of *Pinus greggii* Engelm. *Forest Ecology and Management*, 255(11), 3672–3676. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2008.02.054>
- Ávila-Angulo, M. L., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., Gómez-Guerrero, A., González-Hernández, V. A., & Velázquez-Martínez, A. (2017). Hardening of *Pinus oaxacana* Mirov seedlings under irrigation management in nursery. *Revista Chapingo, Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 23(2), 221–229. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2016.05.029>
- Ávila-Angulo, M. L., Gómez-Guerrero, A., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., López-López, M., & Hernández-Ruiz, J. (2020). Does fertilization hardening improve the morphometric and physiological characteristics of *Pinus rudis* Endl. Seedlings? *Revista Chapingo, Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 26(1), 141–153. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2019.04.031>
- Barrios-Flores, A. (2016). *Desarrollo de planta de Pinus hartwegii* Lindl. (Vol. 1). Instituto Tecnológico Superior de la Sierra Norte de Puebla.
- Bautista-Ojeda, G. I., Prieto-Ruiz, J. Á., Hernández-Díaz, J. C., Basave-Villalobos, E., Goche-Télles, J. R., & Montiel-Antuna, E. (2018). Crecimiento de *Pinus greggii* Engelm. bajo diferentes rutinas de fertilización en vivero. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(49). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v9i49.171>
- Castro-Garibay, S. L., Aldrete, A., López-Upton, J., & Ordáz-Chaparro, V. M. (2018). Effect of container, substrate and fertilization on *Pinus greggii* var. *australis* growth in the nursery. *Agrociencia*, 52(1), 115–127.
- Cibrián-Tovar, D. (2021). *Fundamentos para el Manejo Integrado de Plagas Forestales* (D. Cibrián-Tovar, Ed.). Universidad Autónoma Chapingo.

- Domínguez-Liévano, A., Aguilera-Rodríguez, M., Espinosa-Zaragoza, S., Aldrete, A., Wong-Villarreal, A., & Pérez-De la O, N. B. (2023). Sustratos y fertilización para producir planta de *Swietenia macrophylla* King y *Tabebuia donnell-smithii* Rose en charolas. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 14(77), 56–75. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v14i77.1332>
- Dumroese, K. R., James, R. L., & Wenny, D. L. (2002). Hot water and copper coatings in reused containers decrease inoculum of *Fusarium* and *Cylindrocarpon* and increase Douglas fir seedling growth. *Hortscience*, 37(6), 943–947.
- Escobar, R. (2012). Fases de cultivo: Endurecimiento. In L. T. Contardi, H. E. Gonda, G. Tolone, & J. Salimbeni (Eds.), *Producción de plantas en viveros forestales* (pp. 145–162). Consejo Federal de Inversiones.
- González-Alemán, M. A. (2022). Crecimiento de *Pinus durangensis* Mart. en vivero, bajo diferentes sustratos y dosis de fertilización de liberación controlada. Universidad Juárez del Estado de Durango.
- González-Orozco, M. M., Prieto-Ruiz, J. Á., Aldrete, A., Hernández-Díaz, J. C., Chávez-Simental, J. A., & Rodríguez-Laguna, R. (2018). Sustratos a base de aserrín crudo con fertilización y la calidad de planta de *Pinus cooperi* Blanco en vivero. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(48). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v8i48.125>
- Grossnickle, S. C. (2012). Why seedlings survive: Influence of plant attributes. *New Forests*, 43(5–6), 711–738. <https://doi.org/10.1007/s11056-012-9336-6>
- Gutiérrez-Fuentes, G. (2016). Producción de *Pinus teocote* Schiede ex Schltdl. en bolsas de polietileno, con sustratos de aserrín y fertilizantes de liberación controlada. Instituto Tecnológico Superior de Zacapoaxtla.
- Guzmán-Morales, N. (2017). *Uso de sustratos orgánicos y fertilizantes de liberación controlada en la producción de Pinus patula en vivero*. Colegio de Postgraduados.
- Heras-Marcial, M., Aldrete, A., Gómez-Guerrero, A., & Rodríguez-Trejo, D. A. (2023). Influencia de la fertilización en la supervivencia y crecimiento de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. & Cham. en vivero y campo. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 29(1). <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2022.03.019>
- Hernandez-Zarate, L., Aldrete, A., Ordaz-Chaparro, V. M., López-Upton, J., & López-López, M. Á. (2014). Crecimiento de *Pinus montezumae* Lamb. en vivero influenciado por diferentes mezclas de sustrato. *Agrociencia*, 48(6).
- Kildisheva, O. A., Regan, D. J., & Davis, A. S. (2012). Seed treatments for container seedling production at the University of Idaho. *Forest Nursery Notes*, 4, 10–15. <http://www.rngr.net/publications/subscribe>
- Landis, T. D. (1989). Irrigation and water management. In T. D. Landis, R. W. Tinus, S. E. McDonald, & J. P. Barnett (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 4, pp. 69–118). USDA, Forest Service.
- Landis, T. D. (1990). Containers: types and functions. In T. D. Landis, R. W. Tinus, S. E. McDonald, & J. P. Barnett (Eds.), *The Container Tree Nursery Manual* (Vol. 2, pp. 1–39). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Landis, T. D. (2013). Conditioning nursery plants to promote hardiness and dormancy. *Forest Nursery Notes*, 5–14.
- Landis, T. D., & Dumroese, R. K. (2009). Using polymer-coated controlled-release fertilizers in the nursery and after outplanting. *Forest Nursery Notes*, 1(Winter), 5–12. www.simplot.com,
- Lucas-Sánchez, A. (2019). *Crecimiento de Pinus influenciada por la dosis de fertilizante*. Instituto Tecnológico Superior de la Sierra Norte de Puebla.
- Luna, T., & Wilkinson, K. M. (2014). Collecting, processing, and storing seeds. In K. M. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical Nursery Manual* (pp. 140–161). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Madrid-Aispuro, R. E., Prieto-Ruiz, J. Á., Aldrete, A., Hernández-Díaz, J. C., Wehenkel, C., & Chávez-Simental, J. A. (2020). Crecimiento de *Pinus cembroides* Zucc. en vivero en diversos sustratos y fertilizantes. *Agrociencia*, 54(4), 539–554.
- Mateo-Sánchez, J. J., Bonifacio-Vázquez, R., Pérez-Ríos, S. R., Mohedano-Caballero, L., & Capulín-Grande, J. (2011). Producción de *Cedrela odorata* L., en sustrato a base de aserrín crudo en sistema tecnificado en Tecpan de Galeana, Guerrero, México. *Ra Ximhai*, 7(1), 123–132. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=46116742012>
- Mateo-Sánchez, J. J., Capulín-Grande, J., Araujo-Santana, M. R., Suárez-Islas, A., & Mitjans-Moreno, B. (2014). Crecimiento de *Acacia retinodes* Schltdl. en sustratos a base de aserrín de pino y envases tratados con cobre. *Revista Cubana de Ciencias Forestales*, 2(2), 191–202.
- Navarro, R. M., Del Campo, A., & Cortina, J. (2006). Factores que afectan al éxito de una repoblación y su relación con la calidad de la planta. In J. Cortina, J. L. Peñuelas, J. Puértolas, R. Savé, & A. Vilagrosa (Eds.), *Calidad de planta forestal para la restauración en ambientes mediterráneos* (pp. 1–28). Ministerio de Medio Ambiente.

- Palacios-Romero, A., Rodríguez-Laguna, R., Razo-Zárate, R., & Jiménez-Muñoz, E. (2019). Efecto de diferentes sustratos en el crecimiento de plántulas de *Dasyllirion acrotrichum* (Schiede) Zucc. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10(54). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i54.495>
- Peterson, M. (2008). *Fusarium* species-a British Columbia perspective in forest seedling production. *Forest Nursery Notes*, 57, 109–125. http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p057.html
- Prieto-Ruiz, J. Á., García-Rodríguez, J. L., Monárrez-González, J. C., & Madrid-Aispuro, R. E. (2012). *Producción de planta del género Pinus*. INIFAP.
- Secretaría de Economía. (2016). Certificación de la operación de viveros forestales- Norma Mexicana NMX-AA-170-SCFI-2016. *In Diario Oficial de la Federación (DOF)* (NMX-AA-170-SCFI-2016). Gobierno de México. <https://biblioteca.semarnat.gob.mx/janium/Documentos/Ciga/agenda/DOFsr/NMX-AA-170-SCFI-2016.pdf>
- Sung, S.-J. S., & Haywood, J. D. (2016). Air lateral root pruning affects longleaf pine seedling root system morphology. *In* C. J. Schweitzer, W. K. Clatterbuck, & C. M. Oswalt (Eds.), *Biennial southern silvicultural research conference* (pp. 317–322). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Vázquez-Gómez, L. (2016). *Pruebas de sustratos en Pinus teocote*. Instituto Tecnológico Superior de la Sierra Norte de Puebla.
- Wilkinson, K. M., Landis, T. D., Haase, D. L., Daley, B. F., & Kasten, D. R. (2014). *Tropical Nursery Manual*.

5. Micorrizas

- Agerer, R., & Rambol, G. (2023). DEEMY. An Information System for Characterization and Determination of Ectomycorrhizae . <http://www.deemy.de/>
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Trejo-Téllez, L. I., & Ordaz-Chaparro, V. M. (2021). Sustratos con aserrín de coníferas y latifoliadas para producir planta de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. et Cham. *Agrociencia*, 55(8), 719–732. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v55i8.2664>
- Andrade-Torres, A. (2010). Micorrizas: antigua interacción entre plantas y hongos. *Ciencia*, 84–90.
- Arnebrant, K., & Arnebrant, K. (1994). Nitrogen amendments reduce the growth of extramatrical ectomycorrhizal mycelium. *Mycorrhiza*, 5, 7–15.
- Bai, X. N., Hao, H., Hu, Z. H., & Leng, P. S. (2021). Ectomycorrhizal inoculation enhances the salt tolerance of *Quercus Mongolica* seedlings. *Plants*, 10(9). <https://doi.org/10.3390/plants10091790>
- Barrera-Berdugo, S. E. (2009). El uso de los hongos micorrizicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 7(1), 123–132. <https://www.researchgate.net/publication/262755704>
- Barriuso, J. J., Santafé, M. M., Solis, Z. K., & Sánchez, S. (2014). Las micorrizas en los sistemas agroforestales. *Agroinforme*, 1–6. <https://www.researchgate.net/publication/279188543>
- Bastidas, O. (2013). *Conteo celular con hematocitómetro. Uso elemental del hematocitómetro*. www.celeromics.com
- Bauman, J. M., Keiffer, C. H., & Hiremath, S. (2012). Facilitation of american chestnut (*Castanea dentata*) seedling establishment by *Pinus virginiana* in mine restoration. *International Journal of Ecology*, 1–12. <https://doi.org/10.1155/2012/257326>
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., & Malajczuk, N. (1996). *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture* (P. Lynch, Ed.; 1st, Vol. 1). Australian Centre for International Agricultural Research.
- Brundrett, M. C. (2002). Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*, 154(2), 275–304. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2002.00397.x>
- Brundrett, M. C. (2009). Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: Understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plant and Soil*, 320(1–2), 37–77. <https://doi.org/10.1007/s11104-008-9877-9>
- Brundrett, M. C., & Tedersoo, L. (2018). Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*, 220(4), 1108–1115. <https://doi.org/10.1111/nph.14976>
- Brunner, I., & Brodbeck, S. (2001). Response of mycorrhizal Norway spruce seedlings to various nitrogen loads and sources. *Environmental Pollution*, 114, 223–233. www.elsevier.com/locate/envpol

- Camarena-Gutiérrez, G. (2012). Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculares. *Revista Chapingo, Serie Ciencias Forestales y Del Ambiente*, 18(3), 409–421. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2011.11.093>
- Carrasco-Hernández, V., Pérez-Moreno, J., Espinoza-Hernández, V., Almaraz-Suárez, J. J., Quintero-Lizaola, R., & Torres-Aquino, M. (2011). Contenido de nutrientes e inoculación con hongos ectomicorrízicos comestibles en dos pinos neotropicales. *Revista Chilena de Historia Natural*, 84, 83–96.
- Carrasco-Hernández, V., Rodríguez-Trejo, D. A., Pérez-Moreno, J., Duarte-Zaragoza, V. M., Navarros-Sandoval, J. L., & Quintero-Lizaola, R. (2018). Evaluation of the production cost of neotropical ectomycorrhizal inoculants based on spores. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(2), 417–429. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i2.1082>
- Chakravarty, P., & Hwang, S. F. (1991). Effect of an ectomycorrhizal fungus, *Laccaria laccata*, on *Fusarium* damping-off in *Pinus banksiana* seedlings. *Forest Pathology*, 21(2), 97–106. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0329.1991.tb00949.x>
- Chot, E., & Reddy, M. S. (2022). Role of ectomycorrhizal symbiosis behind the host plants ameliorated tolerance against heavy metal stress. *Frontiers in Microbiology*, 13, 1–12. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.855473>
- Díaz, G., Carrillo, C., & Honrubia, M. (2010). Mycorrhization, growth and nutrition of *Pinus halepensis* seedlings fertilized with different doses and sources of nitrogen. *Annals of Forest Science*, 67(4), 1–9. <https://doi.org/10.1051/forest/2009125>
- Evelin, H., Devi, T. S., Gupta, S., & Kapoor, R. (2019). Mitigation of salinity stress in plants by arbuscular mycorrhizal symbiosis: current understanding and new challenges. *Frontiers in Plant Science*, 10(470), 1–21. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00470>
- Frey-Klett, P., & Garbaye, J. (2005). Mycorrhiza helper bacteria: A promising model for the genomic analysis of fungal-bacterial interactions. In *New Phytologist* (Vol. 168, Issue 1, pp. 4–8). <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01553.x>
- Frey-Klett, P., Garbaye, J., & Tarkka, M. (2007). The mycorrhiza helper bacteria revisited. *New Phytologist*, 176(1), 22–36. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02191.x>
- Gholinezhad, E., Darvishzadeh, R., Siavash Moghaddam, S., & Popović-Djordjević, J. (2020). Effect of mycorrhizal inoculation in reducing water stress in sesame (*Sesamum indicum* L.): The assessment of agrobiological traits and enzymatic antioxidant activity. *Agricultural Water Management*, 238, 106234. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2020.106234>
- Glick, B. R. (2012). Plant growth-promoting bacteria: mechanisms and applications. *Scientifica*, 2012, 1–15. <https://doi.org/10.6064/2012/963401>
- Guerrero-Forero, E. (1996). Micorriza: fundamentos biológicos y estado del arte. In E. Guerrero (Ed.), *Micorriza recurso biológico del suelo* (1ra ed., Vol. 1, pp. 1–26). Fondo FEN Colombia. <https://www.researchgate.net/publication/348832911>
- Gunaratne, V., Senadeera, A., Gunaratne, U., Biswas, J. K., Almaroai, Y. A., & Vithanage, M. (2020). Potential of biochar and organic amendments for reclamation of coastal acidic-salt affected soil. *Biochar*, 2(1), 107–120. <https://doi.org/10.1007/s42773-020-00036-4>
- Hage-Ahmed, K., Rosner, K., & Steinkellner, S. (2019). Arbuscular mycorrhizal fungi and their response to pesticides. *Pest Management Science*, 75(3), 583–590. <https://doi.org/10.1002/ps.5220>
- Honrubia, M. (2009). Las micorrizas: Una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. *Anales Del Jardín Botánico de Madrid*, 66(SUPPL. 1), 133–144. <https://doi.org/10.3989/ajbm.2226>
- Jones, M. D., Durall, D. M., & Cairney, J. W. G. (2003). Ectomycorrhizal fungal communities in young forest stands regenerating after clearcut logging. *New Phytologist*, 157(3), 399–422. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00698.x>
- Khasa, P. D., Sigler, L., Chakravarty, P., Dancik, B. P., Erickson, L., & Mc Curdy, D. (2001). Effect of fertilization on growth and ectomycorrhizal development of container-grown and bare-root nursery conifer seedlings. *New Forests*, 22, 179–197. <https://doi.org/https://doi.org/10.1023/A:1015674921878>
- Klinsukon, C., Lumyong, S., Kuyper, T. W., & Boonlue, S. (2021). Colonization by arbuscular mycorrhizal fungi improves salinity tolerance of eucalyptus (*Eucalyptus camaldulensis*) seedlings. *Scientific Reports*, 11(1), 1–10. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-84002-5>
- Li, J., Li, C., Tsuruta, M., Matsushita, N., Goto, S., Shen, Z., Tsugama, D., Zhang, S., & Lian, C. (2022). Physiological and transcriptional responses of the ectomycorrhizal fungus *Cenococcum geophilum* to salt stress. *Mycorrhiza*, 32(3–4), 327–340. <https://doi.org/10.1007/s00572-022-01078-1>
- Li, J., Meng, B., Chai, H., Yang, X., Song, W., Li, S., Lu, A., Zhang, T., & Sun, W. (2019). Arbuscular mycorrhizal fungi alleviate drought stress in C3 (*Hemarthra*) and C4 (*Hemarthra altissima*) grasses via altering antioxidant enzyme activities and photosynthesis. *Frontiers in Plant Science*, 10(499), 1–12. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00499>

- Lindström, K., & Mousavi, S. A. (2020). Effectiveness of nitrogen fixation in rhizobia. *Microbial Biotechnology*, 13(5), 1314–1335. <https://doi.org/10.1111/1751-7915.13517>
- Luna-Flores, W., Estrada-Medina, H., Jiménez-Osornio, J. J. M., & Pinzón-López, L. (2012). Efecto del estrés hídrico sobre el crecimiento y eficiencia del uso del agua en plántulas de tres especies arbóreas caducifolias. *Terra Latinoamericana*, 30(4), 343–353.
- Marin, M. (2011). Effects of pesticides on the growth of ectomycorrhizal fungi and ectomycorrhiza formation. In *Diversity and Biotechnology of Ectomycorrhizae* (1st., Vol. 1, pp. 323–346). https://doi.org/10.1007/978-3-642-15196-5_14
- Masson-Boivin, C., & Sachs, J. L. (2018). Symbiotic nitrogen fixation by rhizobia — the roots of a success story. *Current Opinion in Plant Biology*, 44, 7–15. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2017.12.001>
- Mishra, S., Stany, B., & Ravi, L. (2023). Bacterial symbiosis in edible mushrooms. In D. Dharumadurai (Ed.), *Microbial Symbionts: Functions and Molecular Interactions on Host* (1st., Vol. 1, pp. 263–275). Elsevier. Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-99334-0.00018-9>
- Mohammadhasani, F., Ahmadi Moghadam, A., Asrar, Z., & Mohammadi, S. Z. (2017). Effect of Zn toxicity on the level of lipid peroxidation and oxidative enzymes activity in Badami cultivar of pistachio (*Pistacia vera* L.) colonized by ectomycorrhizal fungus. *Indian Journal of Plant Physiology*, 22(2), 206–212. <https://doi.org/10.1007/s40502-017-0300-5>
- O'Neill, J. J. M., & Mitchell, D. T. (2000). Effects of benomyl and captan on growth and mycorrhizal colonization of Sitka-spruce (*Picea sitchensis*) and ash (*Fraxinus excelsior*) in Irish nursery soil. *Forest Pathology*, 30(3), 165–174. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0329.2000.00200.x>
- Onwuchekwa, N. E., Zwiazek, J. J., Quoreshi, A., & Khasa, D. P. (2014). Growth of mycorrhizal jack pine (*Pinus banksiana*) and white spruce (*Picea glauca*) seedlings planted in oil sands reclaimed areas. *Mycorrhiza*, 24(6), 431–441. <https://doi.org/10.1007/s00572-014-0555-x>
- Pacioni, G. (1982). *Guía de hongos* (A. Mondadori, Ed.; 2da ed., Vol. 1). Grijalbo.
- Pérez-Moreno, J., Martínez-Reyes, M., & Hernández-Santiago, F. (2020a). Biotecnología de inoculación de árboles de importancia forestal con hongos ectomicorrízicos comestibles. *Agroproductividad*, 13(5), 91–92. <https://doi.org/10.32854/agrop.vi.1540>
- Pérez-Moreno, J., Martínez-Reyes, M., Hernández-Santiago, F., & Ortiz-Lopez, I. (2020b). Climate change, biotechnology, and Mexican neotropical edible ectomycorrhizal mushrooms. In J. Pérez-Moreno, A. Guerin-Laguet, R. Flores-Arzú, & F.-Q. Yu (Eds.), *Mushrooms, Humans and Nature in a Changing World: Perspectives from Ecological, Agricultural and Social Sciences* (1st., Vol. 1, pp. 1–473). Springer International Publishing. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-37378-8>
- Pérez-Moreno, J., & Read, D. J. (2004). Los hongos ectomicorrízicos, lazos vivos que conectan y nutren a los árboles en la naturaleza. *Interciencia*, 29(5), 239–247.
- Policelli, N., Horton, T. R., Hudon, A. T., Patterson, T. R., & Bhatnagar, J. M. (2020). Back to roots: the role of ectomycorrhizal fungi in boreal and temperate forest restoration. *Frontiers in Forests and Global Change*, 3(97), 1–15. <https://doi.org/10.3389/ffgc.2020.00097>
- Repáč, I. (2007). Ectomycorrhiza formation and growth of *Picea abies* seedlings inoculated with alginate-bead fungal inoculum in peat and bark compost substrates. *Forestry*, 80(5), 517–530. <https://doi.org/10.1093/forestry/cpm036>
- Restrepo-Franco, G. M., Marulanda-Moreno, S., De la Fe-Pérez, Y., Díaz-de la Osa, A., Lucia-Baldani, V., & Hernández-Rodríguez, A. (2015). Bacterias solubilizadoras de fosfato y sus potencialidades de uso en la promoción de la importancia económica. *CENIC Ciencias Biológicas*, 46(1), 63–76.
- Rinaldi, A. C., Comandini, O., & Kuyper, T. W. (2008). Ectomycorrhizal fungal diversity: separating the wheat from chaff. *Fungal Diversity*, 33(1), 1–45.
- Rincón, A., De Felipe, M. R., & Fernández-Pascual, M. (2007). Inoculation of *Pinus halepensis* Mill. with selected ectomycorrhizal fungi improves seedling establishment 2 years after planting in a degraded gypsum soil. *Mycorrhiza*, 18(1), 23–32. <https://doi.org/10.1007/s00572-007-0149-y>
- Rincón, A., Parladé, J., & Pera, J. (2005). Effects of ectomycorrhizal inoculation and the type of substrate on mycorrhization, growth and nutrition of containerised *Pinus pinea* L. seedlings produced in a commercial nursery. *Annals of Forest Science*, 62(8), 817–822. <https://doi.org/10.1051/forest:2005087>
- Rodríguez, H., & Fraga, R. (1999). Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology Advances*, 17, 319–339.

- Safdar, H., Amin, A., Shafiq, Y., Ali, A., Yasin, R., Shoukat, A., Hussan, M. U., & Sarwar, M. I. (2019). A review: Impact of salinity on plant growth. *Nature and Science*, 17(1), 34–40. <https://doi.org/10.7537/marsnsj170119.06>
- Smaill, S. J., & Walbert, K. (2013). Fertilizer and fungicide use increases the abundance of less beneficial ectomycorrhizal species in a seedling nursery. *Applied Soil Ecology*, 65, 60–64. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2013.01.007>
- Smith, S. E., & Read, D. (2008). *Mycorrhizal symbiosis* (S. E. Smith & D. Read, Eds.; 1st., Vol. 1). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-370526-6.X5001-6>
- Thaker, P. N., Brahmbhatt, N., & Shah, K. (2021). A review: impact of soil salinity on ecological, agricultural and socio-economic concerns. *International Journal of Advanced Research*, 9(07), 979–986. <https://doi.org/10.21474/IJAR01/13200>
- Vicente-Arbona, J. C., Carrasco-Hernández, V., Rodríguez-Trejo, D. A., & Villanueva-Morales, A. (2019). Calidad de planta de *Pinus greggii* producida en sustratos a base de aserrín. *Madera y Bosques*, 25(2), 1–14. <https://doi.org/10.21829/myb.2019.2521784>
- Villarreal-Ruiz, L., Anderson, I. C., & Alexander, I. J. (2004). Interaction between an Isolate from the *Hymenoscyphus ericae* aggregate and roots of *Pinus* and *Vaccinium*. *New Phytologist*, 164(1), 183–192.
- Wallander, H., & Nylund, J. E. (1991). Effects of excess nitrogen on carbohydrate concentration and mycorrhizal development of *Pinus sylvestris* L. seedlings. *New Phytologist*, 119(3), 405–411. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1991.tb00040.x>
- Yu, T. E., Egger, K. N., & Peterson, L. R. (2001). Ectendomycorrhizal associations - characteristics and functions. *Mycorrhiza*, 11(4), 167–177. <https://doi.org/10.1007/s005720100110>
- Zong, J., Zhang, Z., Huang, P., & Yang, Y. (2023). Arbuscular mycorrhizal fungi alleviates salt stress in *Xanthoceras sorbifolium* through improved osmotic tolerance, antioxidant activity, and photosynthesis. *Frontiers in Microbiology*, 14. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1138771>

6. Bioinsumos agroecológicos en viveros forestales

- Altamirano-Quiroz, M. T., & Aparicio-Rentería, A. (2002). Efecto de la lombricomposta como sustrato alternativo en la germinación y crecimiento inicial de *Pinus oaxacana* Mirov. y *Pinus rudis* Endl. *Foresta Veracruzana*, 4, 35–40. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49740107>
- Bordones, A., De Gracia, N., Díaz, D., Rodríguez, R., & Chen, A. (2018). Comparación de la efectividad en la protección de cultivos de tomates con insecticidas orgánicos a base de ajo (*Allium sativum*) y Nim (*Azadirachta indica*). *Revista de Iniciación Científica*, 3, 39–42.
- Cabrera-Marulanda, M. Á., Robledo-Buritica, J., & Soto-Giraldo, A. (2018). Insecticide activity of lime sulphur on *hypotenemus hampei* (Coleoptera: Curculionidae). *Boletín Científico del Centro de Museos*, 22(2), 24–32. <https://doi.org/10.17151/bccm.2018.22.2.2>
- Campos-Durán, M. (2019). *Como elaborar caldos minerales: sulfocálcico y bordelés*.
- Chet, I., Inbar, J., & Hadar, Y. (1997). Fungal antagonists and mycoparasites. In D. T. Wicklow & B. Söderström (Eds.), *The Mycota, Environmental and Microbial Relationships* (Vol. 4, pp. 165–184). Springer-Verlag.
- Chong, J., Poutaraud, A., & Hugueney, P. (2009). Metabolism and roles of stilbenes in plants. *Plant Science*, 177(3), 143–155. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2009.05.012>
- Cibrián-Tovar, D. (2008). *Manual de identificación y manejo de plagas y enfermedades en germoplasma y planta producida en viveros* (D. Cibrián-Tovar & L. Arango-Caballero, Eds.). Comisión Nacional Forestal.
- Cibrián-Tovar, D., & García-Díaz, S. E. (2023). *Manual de identificación y manejo de plagas y enfermedades que afectan los viveros forestales de México* (D. Cibrián-Tovar & S. E. García-Díaz, Eds.). Universidad Autónoma Chapingo.
- Ciche, T. (2007). The biology and genome of *Heterorhabditis bacteriophora*. In J. Hodgkin & P. Anderson (Eds.), *WormBook: The Online Review of C. elegans Biology*. WormBook Research Community. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK19785/>
- Dunford, N. T., & Silva-Vazquez, R. (2005). Effect of water stress on plant growth and thymol and carvacrol concentrations in Mexican oregano grown under controlled conditions. *Journal of Applied Horticulture*, 7(1), 20–22.

- Ezziyyani, M., Pérez-Sánchez, C., Emilia-Requena, M., Rubio, L., & Emilia-Candela, M. (2004). Biocontrol por *Streptomyces rochei*-Ziyani-, de la podredumbre del pimiento (*Capsicum annuum* L.) causada por *Phytophthora capsici*. *Anales de Biología*, 26, 69–78.
- Gahukar, R. T. (2014). Factors affecting content and bioefficacy of neem (*Azadirachta indica* A. Juss.) phytochemicals used in agricultural pest control: A review. In *Crop Protection* (Vol. 62, pp. 93–99). Elsevier BV. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2014.04.014>
- Gándara, G. (1906). *El Caldo Bordenés* (Secretaría de Fomento, Ed.). Comisión de Parasitología Agrícola.
- García-Camarillo, E. A., Quezada-Viay, M. Y., Moreno-Lara, J., Sánchez-Hernández, G., Moreno-Martínez, E., & Pérez-Reyes, M. C. J. (2006). Actividad antifúngica de aceites esenciales de canela (*Cinnamomum zeylanicum* Blume) y orégano (*Origanum vulgare* L.) y su efecto sobre la producción de aflatoxinas en nuez pecanera [*Carya illinoensis* (F.A. Wangenh) K. Koch]. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 24(1), 8–12. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61224102>
- Granada-Osorio, N. F., Naranjo-Valencia, C., Castaño-Zapata, J., & Castro-Castaño, R. (2002). Efecto de once extractos vegetales sobre el tizón tardío causado por *Phytophthora infestans* (Mont) de Bary en papa (*Solanum phureja* Juz. et Buk.). *Agronomía (Manizales)*, 10(1–2), 2–20.
- Guédez, C., Cañizalez, L., Castillo, C., & Olivar, R. (2012). Evaluación in vitro de aislamientos de *Trichoderma harzianum* para el control de *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii* y *Fusarium oxysporum* en plantas de tomate. *Revista de La Sociedad Venezolana de Microbiología*, 32, 44–49.
- Hardiansyah, M. Y., Al Ridho, A. F., & Nurhidayat. (2020). The Effect of Garlic (*Allium sativum*) Extract Pesticides in Repelling Rice Eating Bird Pests. *Indonesian Journal of Agricultural Research*, 3(3), 145–152. <https://doi.org/10.32734/injar.v3i3.3947>
- Harris, Phil. J. C. (1988). Sodium bicarbonate as a fungicide. *JOUR*, 113, 29–32.
- Hernández-Castillo, F. D., Castillo-Reyes, F., Gallegos-Morales, G., Rodríguez-Herrera, R., & Aguilar, C. (2011). Plant extracts from mexican native species: an alternative for control of plant pathogens. In R. Nokkoul (Ed.), *Research in organic farming* (pp. 139–156). Raumjit Nokkoul.
- Hernández-Soto, R., & Díaz-Jiménez, L. (2008). Lechuguilla: Agave lechuguilla Torrey. In C. Aguilar, R. Rodríguez-Herrera, S. Saucedo Pompa, & D. Jasso-Cantú (Eds.), *Fitoquímicos sobresalientes del semidesierto mexicano: de la planta a los químicos naturales y a la biotecnología* (pp. 209–215). CONACYT.
- Horst, R. K., Kawamoto, S. O., & Porter, L. L. (1992). Effect of sodium bicarbonate and oils on the control of powdery mildew and black spot of roses. *Plant Disease*, 76(3), 247–251.
- INDESOL. (2014). Manual para la elaboración de insecticidas botánicos y repelentes naturales. In *Programa de Coinversión Social de INDESOL* (pp. 1–9). Instituto Nacional de Desarrollo Social.
- Infante, D., Martínez, B., González, N., & Reyes, Y. (2009). Mecanismos de acción de *Trichoderma* frente a hongos fitopatógenos. *Revista Protección Vegetal*, 24(1), 14–21.
- Insuasty, C. E., Acosta-Rodríguez, J., Salazar-González, C., & Betancourth-García, C. (2014). Evaluación de cepas de *Trichoderma* spp. para el manejo del amarillamiento de arveja causado por *Fusarium oxysporum*. *Corpoica Cienc. Tecnol. Agropecu*, 15(2), 237–249.
- Kuepper, G., Thomas, R., & Earles, R. (2001). *Use of baking soda as a fungicide*. www.arttoday.com
- López-López, B., Gálvez-Arce, P., Calleja-Pelaez, B., Méndez-González, J., & Rios-Camey, J. M. (2018). Sustratos orgánicos en la germinación y crecimiento de *Pinus ayacahuite* var. *veitchii* (Roetz) Shaw en vivero. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(49). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v9i49.156>
- Marín-Cruz, V. H., Cibrián-Tovar, D., Méndez-Montiel, J. T., Pérez-Vera, O. A., Cadena-Meneses, J. A., Huerta, H., Rodríguez-Yam, G., & Cruz-Rodríguez, J. A. (2015). Biología de *Lycoriella ingenua* y *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Madera y Bosques*, 21, 113–128.
- Martínez, B., Infante, D., & Reyes, Y. (2013). *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos. *Revista Protección Vegetal*, 28(1), 1–11.
- Martínez-Padrón, H. Y., Osorio-Hernández, E. O., Estrada-Drouaillet, B., López-Santillán, J. A., Varela-Fuentes, S. E., & Torres-Castillo, J. A. (2017). Control biológico de fitopatógenos mediante aislados de *Trichoderma* spp. *Agroproductividad*, 10(3), 9–14.

- Mazid, S., Kalita, J., & Rajkhowa, R. (2011). Review on the Use of Biopesticides in Insect Pest Management. *International Journal of Science and Advanced Technology*, 1(7), 169–178.
- Mejía-Bautista, M. Á., Reyes-Ramírez, A., Cristobal-Alejo, J., Tun-Suárez, J. M., Borges-Gómez, L. D. C., & Pacheco-Aguilar, J. R. (2016). *Bacillus* spp. en el control de la marchitez causada por *Fusarium* spp. en *Capsicum chinense*. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 34(3), 208–222. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1603-1>
- Mercado-Martínez, D., & Aguilar, C. N. (2008). Gobernadora (*Larrea tridentata*). In C. Aguilar, R. Rodríguez-Herrera, Saucedo-Pompa S., & y D. Jasso-Cantú (Eds.), *Fitoquímicos sobresalientes del semidesierto mexicano: de la planta a los químicos naturales y a la biotecnología* (pp. 103–113). CONACYT.
- Mesa, A. M., Arana, L. M., Zapata, C., & Monsalve, Z. I. (2015). Antioxidant activity of different polarity extracts from *Ageratum conyzoides* L. *Boletín Latinoamericano y Del Caribe de Plantas Medicinales*, 14(1), 1–10. <https://www.researchgate.net/publication/279331673>
- Michel-Aceves, A. C., Otero-Sánchez, M. A., Martínez-Rojero, R. D., Ariza-Flores, R., Barrios-Ayala, A., & Rebolledo-Martínez, A. (2012). Control biológico *in vitro* de enfermedades fungosas en tomate *Lycopersicon esculentum* Mill. *Avances En Investigación Agropecuaria*, 12(3), 55–68.
- Montes-Belmont, R., Cruz-Cruz, V., Martínez-Martínez, G., Sandoval-García, G., García-Licona, R., Zilch-Domínguez, S., Bravo-Luna, L., Bermúdez-Torres, K., Flores-Moctezuma, H. E., & Carvajal-Moreno, M. (2000). Propiedades antifúngicas en plantas superiores. Análisis retrospectivo de investigaciones. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 18(2), 125–131. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61218210>
- Park, I. K., Choi, K. S., Kim, D. H., Choi, I. H., Kim, L. S., Bak, W. C., Choi, J. W., & Shin, S. C. (2006). Fumigant activity of plant essential oils and components from horseradish (*Armoracia rusticana*), anise (*Pimpinella anisum*) and garlic (*Allium sativum*) oils against *Lycoriella ingenua* (Diptera: Sciaridae). *Pest Management Science*, 62(8), 723–728. <https://doi.org/10.1002/ps.1228>
- Plata-Rueda, A., Martínez, L. C., Dos Santos, M. H., Fernandes, F. L., Wilcken, C. F., Soares, M. A., Serrão, J. E., & Zanoncio, J. C. (2017). Insecticidal activity of garlic essential oil and their constituents against the mealworm beetle, *Tenebrio molitor* Linnaeus (Coleoptera: Tenebrionidae). *Scientific Reports*, 7, 1–11.
- Quevedo-Guevara, A. (1993). Influencia del humus de lombricultura en el crecimiento inicial de cedro colorado en plantación a campo abierto y comportamiento al ataque de *Hypshiphylia* sp. *Folia Amazónica*, 5(2), 49–57.
- Retureta-Aponte, A., Tinoco-Alfaro, C. A., Castillo-Capitán, G., & Carrión-Osorio, N. (2014). Comparación de sustratos para producción de caoba *Swietenia macrophylla* King, con semillas colectadas del río Michapan de Acayucan, Veracruz, México. *Revista Biológico Agropecuaria Tuxpan*, 2(1), 81–85.
- Reyes-Ramírez, A., Jairo-Cristobal, A., Ruiz-Sánchez, E., & Tun-Suárez, J. M. (2012). Inhibición del crecimiento *in vitro* de *Fusarium* sp. aislado de chile habanero (*Capsicum chinensis*) con hongos antagonistas. *Fitosanidad*, 16(3), 161–165.
- Romero-Arenas, O., Flores, A. del P. F., Tapia, J. A. R., Aldana, F. H., Lezama, J. F. C. P., Ruano, N. V., & Cortés, G. L. (2019). Production of *Pinus pseudostrobus* seedlings in nurseries in compost based on shiitake waste. *Madera y Bosques*, 25(1). <https://doi.org/10.21829/myb.2019.2511675>
- Ruitón, C. M. F., Alcarraz, M. R., & Vidalón, M. T. (1998). Flavonoides y alcaloides de *Lupinus ballianus* CC Smith con actividad antibacteriana y antifúngica. *Ciencia e Investigación*, 1(2), 71–80.
- SADER-INIFAP. (2021). *Manuales prácticos para la elaboración de bioinsumos*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.
- Samuels, G. J., Chaverri, P., Farr, D. F., & McCray, E. B. (2007). *Trichoderma*. Trichoderma Online, Systematic Botany & Mycology Laboratory. <http://nt.ars-grin.gov/taxadescriptions/keys/TrichodermaIndex.cfm>.
- Sánchez-Saavedra, M. G., Cortez-Madrigal, H., & Cristobal-Acevedo, D. (2012). Infectividad de *Heterorhabditis indica* (rhabditida: Heterorhabditidae) en adultos y larvas de gallina ciega (coleoptera: Melolonthidae). *Revista Chapingo, Serie Horticultura*, 18(3), 383–394. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2012.08.040>
- Saravanakumar, D., Karthiba, L., Ramjagathesh, R., Prabakar, K., & Raguchander, T. (2015). Characterization of bioactive compounds from botanicals for the management of plant diseases. In S. Ganesan, Vadivel K., & J. Jayaraman (Eds.), *Sustainable Crop Disease Management Using Natural Products* (pp. 1–18). CAB International. <https://cabdigitalibrary.org>
- Stefanova, M., Sandoval, I., Martínez, M. L., Heredia, I., Ariosa, M. D., & Arévalo, R. (2004). Control de hongos fitopatógenos del suelo en semilleros de tabaco con *Trichoderma harzianum*. *Fitosanidad*, 8(2), 35–38.

- Upadhyay, S. K., & Singh, P. K. (2012). Receptors of garlic (*Allium sativum*) lectins and their role in insecticidal action. *Protein Journal*, 31(6), 439–446. <https://doi.org/10.1007/s10930-012-9423-8>
- Varela, S. A., & Basil, G. (2011). Uso de compost en la producción de plantines de especies forestales. *Sistemas Forestales Integrados Área Forestal*, 1(4), 1–11.
- Varela, S., Martínez, A., Basil, G., Mazzarino, M. J., & Fariña, M. (2103). Sustratos alternativos en la producción de plantines forestales. *Presencia*, 36–39.
- Ziv, O., & Zitter, T. A. (1992). Effects of Bicarbonates and Film-Forming Polymers on Cucurbit Foliar Diseases. *Plant Disease*, 76(5), 513–517.

Índice

A

Abies 24, 37, 38, 150
Abies religiosa 27, 35, 37, 38, 73
Acacia retinodes 119
Achromobacter 156
Aerobacter 156
Agave 12, 89
Agave lechuguilla 167, 168
Agrobacterium 155, 156
Allium sativum 168
Alnus 155
Alternaria 160
Amanita muscaria 139, 140
Arbutus 138
Arctostaphylos 138
Armillaria 137
Azadirachta indica 168
Azospirillum 155, 156
Azotobacter 155, 156

B

Bacillus 129, 155, 156
Bacillus thuringiensis 129, 162
Bacillus thuringiensis var. *aizawai* 162
Bacillus thuringiensis var. *israelensis* 129, 162
Bacillus thuringiensis var. *kurstaki* 162
Beauveria bassiana 129, 160, 129
Boletus 139
Botrytis 160, 162, 165
Botrytis cinerea 160, 165, 167
Bradysia 46, 115
Bradysia impatiens 159, 163, 169
Burkholderia 155, 156

C

Cedrela odorata 29, 120, 71, 126, 118
Cenococcum 138
Cenococcum geophilum 143
Ceratobasidium 137
Chamaedorea elegans 23
Chloridium paucisporum 138
Chrysanthemum cinense 168
Cinnamomum zeylanicum 168
Cocos nucifera 74
Coriolus 137
Crataegus mexicana 24
Cupressus 27
Cupressus lusitanica 96
Cylindrocarpon 95

D

Dasyilirion 12, 119
Delfitia 155
Desmodium orbiculare 31

E

Eisean fetida 170
Erwinia 156

F

Favolaschia 137
Flavobacterium 156
Fomes 137
Frankia 155
Fraxinus uhdei 56
Fusarium 48, 71, 72, 95, 48, 102, 105, 95, 102, 105, 115, 71, 72
Fusarium circinatum 168
Fusarium oxysporum 164, 165, 167, 168, 171

G

Garrya laurifolia 24
Gmelina arborea 38, 73

H

Hebea brasiliensis 73
Hebeloma 138, 143, 144, 145, 146, 147, 150, 154, 155
Hebeloma alpinum 150
Hebeloma crustuliniforme 143, 154
Hebeloma mesophaeum 141, 150
Herbaspirillum 156
Heterorhabditis 163
Hevea brasiliensis 38
Hyenochaete 137
Hymenoscyphusericae 137
Hypothenemus hampei 162

I

Isaria fumosoroseae 163

L

Laccaria laccata 152
Laccaria 138, 139, 140, 142, 143, 144, 145, 147, 150, 151, 154
Laccaria bicolor 143, 150, 154
Laccaria laccata 142, 150, 151, 154
Laccaria proxima 150
Laccaria trichodermophora 140
Lactarius 138, 154
Lactarius deliciosus 154

Larix 138
Larrea tridentata 167, 168
Lippia graveolens 167, 168
Lycoriella ingenua 169

M

Mangifera indica 38, 73, 154
Marasmius 137
Melanogaster ambiguus 153, 154
Mesorhizobium 156
Metarhizium anisopliae 129, 160, 129
Micrococcus 156
Monotropa 138

N

Nicotiana tabacum 168
Nolina cespitifera 23

O

Oidiodendron 137
Oidium 160
Origanum vulgare 168

P

Paenobacillus 155
Pantoea 156
Penicillium digitatum 167
Phialophora finlandia 138
Phyllophaga 160, 163
Phytophthora 102
Phytophthora parasitica 171
Picea abies 154
Picea glauca 27
Piloderma 138
Pinus 138, 144, 150
Pinus ayacahuite 38, 73, 38, 73, 111
Pinus cembroides 37, 105, 107, 118
Pinus cooperi 37, 118
Pinus devoniana 71, 105
Pinus douglasiana 70, 71
Pinus durangensis 118
Pinus elliotti 70
Pinus engelmannii 37, 123
Pinus greggii 23, 28, 37, 60, 118, 152, 154
Pinus greggii var. *australis* 23
Pinus greggii var. *greggii* 23
Pinus halepensis 154
Pinus hartwegii 119, 122, 153
Pinus leiophylla 37, 153
Pinus montezumae 27, 36, 38, 27, 51, 59, 38, 51, 36, 59, 37, 112, 60, 118, 124, 72, 125, 73, 96, 105, 106, 151, 140
Pinus oaxacana 27, 87
Pinus palustris 37, 39, 125

Pinus patula 27, 28, 33, 35, 37, 38, 51, 60, 71, 73, 74, 97, 98, 101, 112, 118, 126, 147, 150, 154

Pinus pinea 153
Pinus ponderosa 76
Pinus pseudostrobus 23, 23, 97, 23, 141, 105, 150, 151, 152, 118, 150

Pinus pseudostrobus var. *oaxacana* 23
Pinus radiata 155
Pinus rudis 170
Pinus strobus 27
Pinus taeda 23, 26
Pinus teocote 30, 34, 38, 73, 118, 119, 120
Pisolithus 138, 144, 153, 154
Pisolithus tinctorius 144, 153, 154
Poria 138
Prosopis 24, 121, 124
Prosopis laevigata 77, 121
Prunus capuli 24
Pseudomonas 155, 156
Pseudotsuga menziesii 28
Pyhilophaga 101
Pyrola 138
Pythium 95, 102, 95, 102
Pythium aphanidermatum 171

Q

Quercus 107, 142, 150
Quercus laurina 38, 73
Quercus rugosa 23, 38, 73

R

Rhizobium 155, 156
Rhizoctonia 102, 137, 137, 102
Rhizoctonia solani 165, 167
Rhizopogon 138, 144, 153, 154, 155
Rhizopogon roseolus 153
Rhizopogon rubescens 155
Russula 138

S

Schinus molle 24
Scleroderma 144
Scleroderma verrucosum 153, 154
Sclerotium rolfsii 165
Sebacina 137
Sphaerosporella brunnea 138
Steinernema 129, 163
Steinernema feltiae 129
Suillus 138, 139, 143, 144, 145, 148, 151, 153
Suillus brevipes 148
Suillus granulatus 148
Suillus tomentosus 143
Swietenia 107
Swietenia macrophylla 28, 37, 107, 118, 120

T

Tabebuia donnell-smithii 28, 37, 118
Tagetes erecta 168
Taxodium distichum 31
Taxodium huegelii 31
Tectona grandis 38, 61, 73, 124
Thanatephorus 137
Thelephora 137, 138, 144
Toumeyella pinicola 160
Trichoderma 71, 74, 106, 129, 164, 165, 106, 71, 74, 129
Trichoderma harzianum 164, 165
Tulansnella 137

V

Vachellia 24
Verticillium 102
Verticillium dahliae 171
Verticillium fungicola 171

W

Wilcoxina mikolae 138, 155
Wilcoxina rehmsii 138

X

Xanthomonas campestris 171
Xenorhabdus 163
Xerotus 137

Y

Ypsilonidium 137
Yucca 12



Esta obra se terminó de imprimir en el mes de febrero de 2024,
en Imagen Digital Edición e Impresión S. de R. L. de C. V.
Cerrada San Cristobal 13. Col. Tulantongo, Texcoco, Estado de México.
oficina.ideim@gmail.com

Tiraje: 1,000 ejemplares.



ISBN: 978-607-12-0646-6



9 786071 206466



GOBIERNO DE
MÉXICO

MEDIO AMBIENTE
SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES



CONAHCYT
SERVICIO NACIONAL DE ATENCIÓN A LOS USUARIOS
CIENCIA Y TECNOLOGÍA



CONAFOR
COMISIÓN NACIONAL FORESTAL