

FUNDAMENTOS PARA EL MANEJO DE LA SALUD DE LOS VIVEROS FORESTALES



Editora

Silvia Edith García Díaz

**FUNDAMENTOS PARA
EL MANEJO DE LA SALUD DE LOS
VIVEROS FORESTALES**

**FUNDAMENTOS PARA
EL MANEJO DE LA SALUD DE LOS
VIVEROS FORESTALES**

Editora: Silvia Edith García Díaz

2019

Primera Edición, noviembre 2019

© Universidad Autónoma Chapingo

© Silvia Edith García Díaz

Km. 38.5 Carr. México – Texcoco. Chapingo, Texcoco.

Estado de México, México. C. P. 56230

Fundamentos para el manejo de la salud de los viveros forestales

Editora: Silvia Edith García Díaz

Formación Editorial. Ana Guadalupe Pompa Rivera

ISBN: En Trámite.

Hecho en México – Made in Mexico

TODOS LOS DERECHOS RESERVADOS. No se permite la reproducción total o parcial de esta obra, ni su incorporación a un sistema informático, ni su transmisión en cualquier forma o por cualquier medio (electrónico, mecánico, fotocopia, grabación u otros) sin autorización previa y por escrito de los titulares del copyright. La infracción de dichos derechos puede constituir un delito contra la propiedad intelectual.

Autores

Silvia Edith García Díaz

Universidad Autónoma Chapingo

Víctor Hugo Marín Cruz

Omar Alejandro Pérez Vera

Violeta Carrasco Hernández

Francisco Javier Cabrales Castellanos

Personal de apoyo a la Universidad Autónoma Chapingo

Arnulfo Aldrete

Manuel Aguilera Rodríguez

Colegio de Postgraduados

Rafael Álvarez Reyes

Personal de apoyo al Colegio de Postgraduados

Jairo Cristóbal Alejo

Instituto Tecnológico de Conkal

Contenido

Presentación	11
Introducción	13
Objetivos	15
Planeación de las actividades productivas	17
Manuel Aguilera Rodríguez	
Estudios básicos (calidad del agua)	29
Arnulfo Aldrete, Manuel Aguilera Rodríguez y Rafael Álvarez Reyes	
Insumos para la producción	31
Arnulfo Aldrete y Manuel Aguilera Rodríguez	
Importancia e inoculación de las micorrizas en viveros	37
Violeta Carrasco Hernández	
Aplicación de medidas preventivas en la producción de planta	41
Silvia Edith García Díaz, Rafael Álvarez Reyes y Francisco Javier Cabrales Castellanos	
Factores bióticos y abióticos	51
Silvia Edith García Díaz y Francisco Javier Cabrales Castellanos	
Principales síntomas registrados en viveros	57
Silvia Edith García Díaz	
Diagnóstico fitosanitario y envío de las muestras para su análisis en laboratorio	59
Silvia Edith García Díaz	
Control biológico de enfermedades en vivero	63
Jairo Cristóbal Alejo	

Caracterización y manejo de <i>Fusarium</i> spp. (Sphaeropsidales: Sphaeropsidaceae)	67
Silvia Edith García Díaz y Omar Alejandro Pérez Vera	
Caracterización y manejo de moscas negras fungosas <i>Bradysia impatiens</i> y <i>Lycoriella ingenua</i> (Diptera: Sciaridae)	75
Víctor Hugo Marín Cruz	
Acrónimos	87
Definiciones básicas	89
Referencias	95

Presentación

En el presente manual *Fundamentos para el manejo de la salud de los viveros forestales*, se pretende verter la experiencia de cada uno de los autores en sus diferentes áreas de conocimiento, en la producción de planta en viveros forestales, con fines de forestación, restauración, reforestación y plantaciones comerciales.

Cuando hablamos de “plantas de calidad”, nos referimos a aquella que es capaz de alcanzar un desarrollo (supervivencia y crecimiento) óptimo en un medio determinado y, por tanto, cumplir los objetivos establecidos en un plan de restauración (Duryea, 1985).

Por ello, el presente manual trata de proporcionar las herramientas necesarias que permitan asegurar la calidad de la planta mediante la aplicación de buenas prácticas de manejo en el vivero; tales como las técnicas de limpieza y desinfección de infraestructura; una adecuada planeación y ejecución de los protocolos productivos; así como también, la organización y operación eficiente de las diferentes actividades que se realizan en la producción de planta.

También, el manual establece los mecanismos para determinar el estado de salud de la planta, factor que es determinante en el cumplimiento de objetivos y metas de un ciclo producción en el vivero; para ello, es necesario realizar la oportuna detección de presencia de plagas o enfermedades en la planta; la cual se puede realizar mediante la observación de la sintomatológica del estado fisiológico y morfológico de la planta o a través de diagnósticos fitosanitarios que ayuden a identificar la presencia de posibles plagas o enfermedades que afecten de manera directa el crecimiento saludable de ella.

Para asegurar que la planta se mantenga en óptimas condiciones de salud y crecimiento, se deberá planificar las actividades de carácter preventivo y curativo oportuno; la cual se puede realizar utilizando diferentes métodos y estrategias en el manejo de la planta, aplicación de adecuadas labores culturales o la aplicación de medidas de control mecánico, biológicas y químicas de ser necesarias.

Por otra parte, el manual trata de manera particular la problemática productiva en los viveros forestales ubicados en las zonas de clima templado, los cuales presentan una mayor incidencia de plagas y enfermedades, siendo las de mayor impacto la secadera de almácigos o caída de plántulas causado por el grupo *Damping off*, marchitamientos y pudrición de raíz causado principalmente por *Fusarium circinatum* y *F. oxysporum*; así como, también, las moscas fungosas (*Lycoriella ingenua* y *Bradysia impatiens*) como principal insecto que dañan y da muerte a gran cantidad de planta en los viveros.

Dado el impacto que representa en pérdidas de planta en los viveros la presencia de *Fusarium* y *Bradysia*, se establecen los estudios básicos a realizar para el control y combate oportuno, mismos que considera el estado del agua que es utilizada en el riego, el origen y calidad de los sustratos a utilizar, el apropiado manejo, limpieza y desinfección de charola; así como, la aplicación de los regímenes nutricionales requeridos por la planta y de micorrizas.

Finalmente, para reducir los efectos de contaminación y daños al medio ambiente ocasionados por el mal manejo de los recipientes de agroquímico y fertilizantes, se establecen los procedimientos y mecanismos recomendables para el manejo y deposición de residuos peligrosos generados por un mal manejo los insumos, limpieza y desinfección de equipos y herramientas, durante el proceso de cultivo.

Como parte complementaria, se citan algunas definiciones de aspectos técnicos y operativos comunes en viveros forestales.

Se concluye, que es de gran importancia tener presente las medidas preventivas y curativas oportunas, pueden ayudar a asegurar el crecimiento y calidad de la planta requerido por los programas de reforestación y evitar grandes pérdidas en la producción.

Introducción

El vivero es el motor fundamental de una plantación, es la unidad de producción y aclimatación que garantiza el crecimiento y las reservas de las plantas de diferentes especies que son utilizadas en programas diversos de plantaciones.

La Comisión Nacional Forestal (CONAFOR) es, desde el año 2001, la instancia responsable de la protección y fomento de los recursos forestales de nuestro país. La restauración de terrenos forestales perturbados y de vocación forestal es uno de sus principales proyectos de ejecución permanente, que incluye acciones específicas de obras de conservación de suelos, producción de planta, reforestación, protección y mantenimiento de plantaciones. Durante el periodo 2013-2018, con un promedio de reforestación de 170 mil hectáreas anuales en las que se plantaron un promedio de 180 millones de plantas, en los ecosistemas de clima templado-frio, tropical, y árido-semiárido (www.conafor.gob.mx:8080/documentos/download.aspx?articulo=6426). A la fecha, más de 95 % de la planta producida se realiza en viveros de particulares, organizaciones sociales, Secretaría de la Defensa Nacional, gobiernos estatales y municipales e instituciones de enseñanza e investigación (SE, 2016).

Existen 265 viveros distribuidos en todo el país, 148 pertenecen a organizaciones sociales, 29 a gobiernos de los estados, 22 a la Comisión Nacional Forestal, 25 a la Secretaría de la Defensa Nacional y 41 a otros organismos (CONAFOR 2018).

Toral (1997) considera que la calidad de una planta depende fundamentalmente del manejo que se le realice en vivero desde el momento de la siembra hasta su cosecha.

Existen variables morfológicas para medir la calidad de la producción de la planta como son: vigor (cantidad de brotes y color del follaje), altura, proporción parte aérea/parte radicular, diámetro del cuello de la raíz, lignificación del tallo, cantidad de raíces/consistencia del cepellón, presencia de raíces blancas o puntas de crecimiento (raíces nuevas), presencia de micorrizas, libre de plagas (insectos y patógenos). Las variables fisiológicas son: potencial hídrico, estatus nutricional y contenido de carbohidratos.

En los viveros forestales de México es común que no se tenga un programa integrado de manejo de plagas y enfermedades, ni un manejo apropiado de plaguicidas que impactan al medio ambiente y en muchos casos a los trabajadores de los viveros.

Objetivos

Con el presente manual se pretende cumplir los siguientes objetivos:

- a.** Promover con los responsables y dueños de los viveros forestales la importancia de realizar buenas prácticas de manejo y cultivo de la planta a producir en su vivero.
- b.** Realizar un diagnóstico oportuno para la identificación del agente causal y sintomatología que presente la planta que permitan evitar el establecimiento de una plaga.
- c.** Reducir el impacto de los factores abióticos y enfermedades bióticas que afectan a la salud de la planta, a través de acciones preventivas y curativas que contribuyan a evitar la presencia de insectos y patógenos.
- d.** Reconocer los dos problemas principales de plagas en viveros de clima templado como lo son, la secadera y pudrición de raíz causada por *Fusarium* spp., y las moscas fungosas *Bradysia* sp. y *Lycoriella* sp.

PLANEACIÓN DE LAS ACTIVIDADES PRODUCTIVAS

Manuel Aguilera Rodríguez

La producción de planta de calidad y con características apropiadas a los sitios de plantación, demanda instalaciones (infraestructura), equipos, insumos específicos, así como la planeación y organización de un conjunto de actividades básicas que deben realizarse en los viveros forestales en forma (secuenciada) adecuada y oportuna. Estas actividades varían conforme al o los sistemas de producción de los viveros, que pueden ser: producción en contenedores (charolas); sistema tradicional (bolsas de polietileno) y a raíz desnuda (*Agave*, *Opuntia*, *Dasyllirion*).

Para asegurar la producción permanente de planta de calidad, la CONAFOR promovió la emisión de la norma mexicana NMX-AA-170-SCFI-2016 para la certificación de los viveros forestales que le abastecen anualmente de planta a los trabajos de restauración forestal que la CONAFOR realiza anualmente (SEMARNAT-CONAFOR, 2016). La norma es de carácter voluntario y establece los procedimientos de cada sistema de producción, las especificaciones mínimas de las instalaciones, equipos, insumos, procesos de producción, control sanitario, cosecha y entrega de planta, controles administrativos y organizacionales; así como anexos técnicos normativos que establecen la metodología a seguir para cada proceso. La norma establece los lineamientos a seguir para cada tipo de producción, los cuales se deberá cumplir durante todo el proceso productivo y vigencia de los contratos o convenios de producción de planta.

Entre otros requisitos, para cada ciclo de producción, los viveros deben contar con un programa de trabajo que incluye un conjunto de actividades básicas, necesarias para asegurar la producción de planta con características morfológicas, fisiológicas y de salud por especie. Para estas actividades, en el presente manual se incluyen acciones complementarias que pueden contribuir a mejorar los procesos de producción y prevenir la presencia de patógenos, de manera particular de los géneros *Fusarium* y *Bradysia* por ser los más frecuentes y los que causan las mayores pérdidas de planta en los viveros forestales.

A. Planeación de la producción. Esta actividad estará asociada a la meta de producción por especie para cada ciclo de producción. En función de las características morfológicas y fisiológicas de las plantas, así como de las fechas de entrega, se debe definir los requerimientos de instalaciones, contenedores, envases, insumos, invernaderos, plantabandas, melgas, almácigos, caminos de acceso, almacenes, bodegas, cuartos de bombas, oficinas, sistema y red de riego, cuarto de maniobras, herramientas y equipos, y mano de obra, entre otras.

B. Cronograma de actividades. Para cada ciclo de producción se deberá contar con un cronograma de actividades, desde el acondicionamiento de las instalaciones hasta la entrega de la planta. La siembra de semilla de cada especie debe realizarse en las fechas apropiadas con base a la experiencia de producción de años anteriores, de tal manera que la planta a producir reúna las especificaciones técnicas al inicio del período de lluvias de la zona donde se ubiquen los predios a reforestar, con el propósito de que los beneficiarios de la planta puedan realizar la plantación de la misma durante el primer tercio del período de lluvias. Cibrián *et al.* (2008) advierten que cuando la siembra se realiza en forma tardía, las plantas alcanzan las tallas apropiadas durante el periodo de lluvias, con exceso de humedad en el área de producción y condiciones favorables para el desarrollo de malezas y enfermedades fungosas que afectan el follaje de las plantas, tales como

el moho gris en coníferas (*Botrytis* spp.) y diversos tipos de manchas necróticas en hojas y tallos de latifoliadas (*Cylindrocladium*, *Phyllachora*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Helminthosporium*, *Phyllosticta*).

C. Cálculo de requerimientos. En este apartado es deseable que se considere al menos 10 % adicional de insumos y plantas a producir, para superar imprevistos, daños por fenómenos naturales (heladas, granizadas) y la reposición de planta que de manera normal queda suprimida o es afectada por patógenos durante el ciclo de producción.

D. Adquisición de insumos. Los insumos requeridos deben estar en el vivero al menos un mes antes del inicio de la producción. En el caso de las semillas, en particular las de especies de clima templado-frío, es deseable que se adquieran con mayor anticipación, ya que su recolección es estacional y se puede almacenar por varios años.

E. Acondicionamiento de instalaciones. Previo al inicio de la siembra, además de la remoción de malezas, residuos de plantas y sustratos del ciclo anterior, es conveniente desinfectar el área de producción con una solución de 10 % de cloro comercial (hipoclorito de sodio a 5.5 %), ya sea que se inyecte al sistema de riego o se aplique con aspersores de mochila. La desinfección también incluye las bodegas, herramientas, equipos y caminos perimetrales e interiores.

F. Acondicionamiento de envases. En la Norma se prevé que las charolas de reúso se laven y se desinfecten, previo a su llenado con el sustrato. Para las charolas de poliestireno se exige la impregnación de sus cavidades con soluciones de sales de cobre (hidróxido, carbonato u oxiclورو) para propiciar la poda radical de las plantas y prevenir que las raíces desarrollen crecimientos envolventes o ascendentes y principalmente, que se incrusten en las paredes de las cavidades y se trocen los cepellones al extraer la planta.

La remoción de impurezas de las charolas se facilita cuando se utilizan cepillos cilíndricos tipo “escobillón” y agua con detergente en polvo, de 2 a 3 g L⁻¹ (Prieto *et al.*, 2012). Para desinfectar las charolas, se recomienda que inmediatamente después del lavado, se sumerjan o que se asperjen (en ambas caras) con solución de cloro comercial al 10 %, similar a la utilizada para desinfectar las instalaciones y el área de producción (Prieto *et al.*, 2012; Wilkinson *et al.*, 2014).

El uso de contenedores con aberturas en las paredes de las cavidades de producción y la aplicación de soluciones plásticas de sales de cobre (hidróxido, carbonato, oxiclورو) a las paredes de las cavidades propician la poda radical aérea o química de los ápices de las raíces laterales. Las plantas producidas con estas técnicas generan un sistema radical conformado por un eje central y raíces laterales cortas en todas direcciones, similar a un “escobillón”, lo más cercano al crecimiento normal de las plantas de regeneración natural; por el contrario, las plantas producidas en charolas o tubetes sin poda radical, desarrollan raíces enmadedadas con crecimientos envolventes y ascendentes. Esta ampliamente comprobado que las plantas producidas con poda radical son más eficientes para arraigarse y desarrollarse en campo, por lo tanto, son más vigorosas y menos vulnerables a patógenos y fenómenos naturales que las plantas sin poda radical (Landis *et al.*, 2014), por esta condición fisiológica es deseable que las charolas y tubetes de plástico también se impregnen.

En los viveros que utilizan charolas de poliestireno, la aplicación de cobre a las paredes de las cavidades se realiza mediante la inmersión de las mismas en una solución compuesta por agua, sellador vinílico para interiores, hidróxido de cobre comercial al 77 % en una proporción de 10 L, 4 L, 1 kg respectivamente, equivalente a 6.6 % de hidróxido comercial (Aguilera *et al.*, 2016a). Este

recubrimiento permanece en las paredes de las cavidades tan solo por un ciclo de producción, lo cual implica un gasto considerable cada año. Una alternativa para asegurar que la cubierta de cobre permanezca por dos o más ciclos de producción, como sucede en viveros de Canadá y Estados Unidos, es necesario experimentar con soluciones que contengan mayor cantidad de sellador vinílico o sellador acrílico para exteriores.

En el vivero del Postgrado en Ciencias Forestales del Colegio de Postgraduados se han estado realizando ensayos con diferentes marcas comerciales de selladores vinílicos y acrílicos y a la fecha se han obtenido buenos resultados con soluciones compuestas por agua, sellador acrílico e hidróxido de cobre en proporciones de 70, 23, 7 %, respectivamente. La impregnación de charolas de poliestireno o de plástico con hidróxido de cobre en concentraciones igual o menores a 7 % no ha mostrado problemas de incompatibilidad con el desarrollo de hongos ectomicorrízicos como se aprecia en la Figura 1.

Figura 1. Planta de *Pinus patula* producida en charola de poliestireno con recubrimiento de Cu y con presencia de cuerpos fructíferos de hongos ectomicorrízicos.



G. Preparación de sustratos. Previo a la elaboración de las mezclas se debe lavar con detergente el piso del patio de llenado y desinfectarse con solución de 10 % de cloro comercial; esta operación se puede repetir durante el período de elaboración de sustratos. La combinación homogénea de los insumos para sustratos (turba, corteza, aserrín, perlita, vermiculita), fertilizantes y productos biológicos, contribuyen a que se produzca planta con tallas homogéneas, para lo cual se recomienda utilizar mezcladoras mecánicas; cuando la mezcla se haga con palas, el conjunto de insumos se debe voltear en forma completa al menos cuatro veces.

En algunos viveros se ha observado menor incidencia de enfermedades fungosas al aplicar al sustrato soluciones caseras de hongos ectomicorrízicos o productos comerciales (Bactiva®, PHC®) que contienen esporas de ectomicorrizas y de *Trichoderma harzianum*, antagonistas de hongos patógenos como *Pythium*, *Fusarium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia* y *Verticillium*. En el vivero del ejido Pueblo Nuevo del municipio de Chignahuapan, Pue., se agrega al sustrato 100 g m⁻³ de Bactiva® (Hernández *et al.*, 2014), con esta aplicación y otras prácticas de manejo se produce planta de buena calidad con un mínimo de pérdidas por hongos patógenos.

En los viveros donde se registren afectaciones epidémicas por microorganismos patógenos o malezas, el cambio de insumos de origen orgánico puede ser una opción apropiada para reducir las poblaciones de estos microorganismos; por ejemplo, sustituir la turba de importación por corteza de pino compostada, o aserrín nuevo de coníferas (*Abies* y *Pinus*), o de especies latifoliadas (*Gmelina arborea*, *Hebea brasilensis*, *Tectona grandis* y *Quercus* spp.). Como ejemplo, a partir de 2003 se empezó a utilizar con éxito aserrín nuevo de pino en el vivero del ejido Pueblo Nuevo en Chignahuapan, Puebla (Aguilera *et al.*, 2016b), a partir de la experiencia de este vivero a la fecha, ya se utiliza este subproducto forestal en varios viveros de otras entidades del centro y norte del país (Gutiérrez-García *et al.*, 2016), en los cuales se observa una incidencia mínima de patógenos y de malezas sobre las cavidades (Figura 2).



Figura 2. Producción de planta de pino con sustrato de aserrín en los viveros "GUMAIR", Acaxochitlán, Hidalgo, y "Pueblo Nuevo", Chignahuapan, Puebla.

H. Llenado de envases. El llenado de los contenedores o bolsas con el sustrato preparado debe realizarse sin compactar en exceso, para propiciar que la raíz ocupe la mayor parte del espacio poroso del sustrato. En varios viveros es común golpear varias veces las bolsas o charolas contra el piso durante su llenado, lo cual reduce la porosidad de aireación del sustrato y se incrementa su capacidad de retención de humedad. La compactación en exceso afecta el crecimiento radical y aéreo de la planta, propicia el desarrollo de larvas de mosca fungosa y hongos patógenos como *Fusarium* y dificulta la extracción de la planta, a tal nivel, que se tiene que recurrir golpear los costados de las charolas para extraerlas, con graves afectaciones a éstas y a los cepellones de las plantas.

I. Identificación de la producción e instalaciones. Conforme a la Norma de viveros, las semillas almacenadas y los lotes de planta producida con éstas, deben estar debidamente señalizadas en todo momento. Adicional a este requerimiento, conviene señalar todas las instalaciones posibles, para que los trabajadores y visitantes al vivero observen las medidas preventivas y de seguridad.

J. Preparación de semillas y siembra. Previo a la aplicación de tratamientos pre germinativos, es deseable que las semillas se clasifiquen por tamaños, para que solo las semillas medianas y grandes se destinen a la producción de planta. Al igual que en los cultivos agrícolas, las semillas grandes y medianas de especies forestales germinan más temprano que las semillas pequeñas y generan planta más grande y vigorosa; a mayor vigor, mayor resistencia a patógenos (Figura 3). En cambio, la semilla pequeña genera planta pequeña y con poco vigor, con mayor susceptibilidad a patógenos y tienden a ser suprimidas por las plantas de semilla grande.



Figura 3. Plantas de *P. montezumae* y *P. patula* producidas con semillas pequeñas y grandes.

De manera natural, las esporas de hongos patógenos del género *Fusarium* pueden estar presentes en la testa de la semilla de varias especies de coníferas (Peterson, 2008), por esta razón, se deben incluir tratamientos de desinfección como parte de los tratamientos pre germinativos. Para obtener una germinación homogénea y libre de patógenos, Prieto *et al.* (2012) recomiendan los siguientes tratamientos para semillas de especies del género *Pinus*: **a)** lavado de semillas con agua y detergente en polvo (3 g L^{-1}); **b)** remojo durante períodos de 24 a 72 horas dependiendo del grosor de la testa, con períodos de remojo y secado de 6 y 2 horas y con cambio de agua en cada remojo, para eliminar las esporas que se disuelvan en el agua; **c)** a partir del segundo remojo, eliminar las semillas banas o que floten; **d)** desinfectar las semillas con agua oxigenada comercial o en solución de cloro (9 partes de agua y 1 de cloro comercial de la marca Cloralex®) durante 15 minutos, con remoción constante de las semillas, enjuague, secado e impregnarlas con fungicidas (Tecto® o Promyl®).

Para no afectar a los microorganismos benéficos aplicados al sustrato, en los viveros GUMAIR (Acaxochitlán, Hgo.), Pueblo Nuevo y Los Insurgentes (Chignahuapan, Puebla) las semillas se impregnan con esporas de microorganismos benéficos de la marca Bactiva® a razón de 3 g kg^{-1} (Aguilera *et al.*, 2016a; Aguilera *et al.*, 2016b), como se muestra en la Figura 4. La planta producida con sustrato y semilla impregnados con este producto comercial, muestran una abundante proliferación de cuerpos fructíferos de hongos ectomicorrizicos, tanto en vivero como en campo (Figura 5).



Figura 4. Impregnación de semilla con esporas de microorganismos benéficos.



Figura 5. Presencia de cuerpos fructíferos de hongos ectomicorrízicos en planta de *Pinus patula* producida con sustrato y semilla impregnados con Bactiva®.

K. Riego. Solo para la producción de coníferas en contenedores se especifica en la Norma que debe utilizarse agua con valores de pH de 5 a 6. En varios viveros del centro y norte del país se utiliza agua de pozos profundos con pH alcalino y se utiliza ácido fosfórico (H_2SO_4) inyectado al sistema de riego o a las cisternas para ajustarlo al rango apropiado, por ser un insumo fácil de manejar y por aportar fósforo como nutriente a las plantas.

En un estudio realizado por South (2017), se analizan los resultados de producción de planta en contenedores de 27 especies de coníferas de Norteamérica y Europa, en estos estudios se probaron diferentes niveles de pH del agua de riego y se reporta la generación de planta con mayor biomasa en valores desde 4.0 hasta 6.1 dependiendo de la especie. Por lo anterior, es conveniente que en los viveros se hagan ensayos de producción con valores de pH de 4 a 6.

En los casos en que por descuido se presenten problemas de deficiencias de Fe por el uso de agua con pH alcalino, adicional a la aplicación de ácido fosfórico, la aspersión de quelatos de hierro al follaje (Sagaquel®, Haifa® Micro) permite devolver la coloración normal del mismo en dos o tres semanas, como se aprecia con planta de *Pinus pseudostrobus* tratada en el vivero del Postgrado en Ciencias Forestales del Colegio de Postgraduados (Figura 6).



Figura 6. Corrección de deficiencias de Fe en planta de *P. pseudostrobus*.

L. Fertilización. En los viveros forestales se utilizan tres técnicas de fertilización: a) fertilización continua, a base de fertilizantes hidrosolubles (FHS) aplicados en forma permanente sobre el follaje; b) fertilización única, con fertilizantes de liberación controlada (FLC), aplicados al momento de preparar el sustrato y c) fertilización mixta, que incluye ambas técnicas. Actualmente predomina en los viveros forestales la fertilización mixta, con una tendencia creciente hacia la fertilización única, por ser la forma más fácil y económica de nutrir a las plantas.

La aplicación de FHS implica pérdidas considerables de los mismos, ya que más del 20 % del agua con fertilizante cae en los pasillos y periferia del área de producción, infiltrándose en el subsuelo. Otra parte del fertilizante se queda en la superficie del follaje de las plantas y se volatiliza. Adicional a la contaminación al ambiente por los fertilizantes desperdiciados, se favorece el desarrollo de malezas en el piso y sobre la superficie de las charolas, con lo cual se fomenta la proliferación de patógenos (Figura 7).



Figura 7. Producción de planta de pino con fertilizantes hidrosolubles, con infestación de malezas, mosca fungosa y *Fusarium*.

M. Control de malezas. Para el control de malezas en el piso del área de producción, en la Norma se prevé el uso de cubiertas de material pétreo (grava, tezontle, tepezil, arena) o de malla plástica anti hierbas (*ground cover*). Esta última ha resultado ser la más eficiente y se está popularizando en los viveros forestales, ya que permite un control eficiente de las malezas y una considerable reducción en la proliferación de mosca fungosa y otros patógenos (Figura 8). Previo a su colocación, se recomienda aplicar una capa de material pétreo grueso y sobre ésta, una de material fino, para asegurar una adecuada infiltración del agua y para que no se rasgue al pisarla durante las labores propias de la producción de planta. Respecto al color de la malla, se ha observado una mayor proliferación de briofitas y algas en las mallas de color blanco que en las de color negro.



Figura 8. Control eficiente de malezas en piso, mediante mallas anti hierbas (*ground cover*).

Para el control de malezas en la superficie de las charolas, la aplicación de vermiculita o material pétreo desinfectado ha dado buenos resultados en casi todos los viveros. En ocasiones la cubierta se aplica para cubrir la semilla y en otros casos se aplica hasta después del deshije. Adicional al bloqueo de la emergencia de malezas, la cubierta también contribuye a conservar la humedad del sustrato.

N. Control sanitario. Adicional a las recomendaciones descritas en el presente manual y a la bitácora que se debe llevar por ciclo de producción conforme a la Norma, es necesario que los productores acudan a los laboratorios privados o de instancias públicas para analizar las plantas, a fin de identificar y controlar los patógenos; también es deseable que se tomen fotografías de las plantas afectadas por patógenos, fenómenos naturales, deficiencias nutrimentales o por mal manejo, para que los técnicos o productores con mayor experiencia les apoyen en diagnóstico y control apropiado.

El personal encargado de aplicar los pesticidas o productos biológicos debe utilizar uniformes, guantes y cubrir bocas que le protejan del contacto, inhalación o ingestión de los productos aplicados (Figura 9).



Figura 9. Equipo de protección apropiado para la aplicación de plaguicidas.

O. Regulación del crecimiento de la planta. En el Apéndice C de la Norma se incluyen las tallas de diámetro y altura que deben poseer las plantas al momento de su entrega, para las especies tropicales y de coníferas no cespitosas las alturas varían entre 15 y 30 cm; sin embargo, en casi todos los viveros se termina entregando planta mayor a 30 cm, y en ocasiones planta mayor de un metro de alto (Figura 10), como consecuencia de aplicar fertilizantes y láminas de riego en exceso, así como por no remover las cubiertas protectoras. Existen múltiples estudios que demuestran que las plantas con alturas de 1 a 2 veces la longitud del cepellón (altura de la charola o bolsa) son las más eficientes en supervivencia y desarrollo en campo, en cambio las plantas con mayor altura presentan menor supervivencia y desarrollo (Prieto *et al.*, 2012).



Figura 10. Planta con altura desproporcionada por aplicar fertilizantes en exceso.

Para producir planta con alturas conforme a la proporción deseable y a las especificaciones de la Norma se pueden implementar las acciones siguientes: **a)** realizar la siembra en el o meses ya experimentados en cada vivero y por especie, con semilla grande y mediana (no utilizar semillas pequeñas); **b)** remover las cubiertas protectoras al inicio de la primavera; **c)** reducir las dosis de fertilizantes o modificar las fórmulas aplicadas; **d)** compactar las plantas por tallas (en el caso de tubetes y bolsas); **e)** mover o girar las charolas ubicadas en las periferias de las mesas; **f)** reducir la frecuencia de los riegos y **g)** podar los ápices de las plantas una vez que rebasen la altura mínima. Esta última práctica se realiza de manera normal en viveros de Estados Unidos, Canadá y varios países de Europa, para facilitar el empaque, almacenamiento y transporte de planta, adicional a las ventajas fisiológicas (Figura 11).



Figura 11. Poda aérea de planta de *P. elliotii* en un vivero de Louisiana, EUA.

P. Lignificación de la planta. Existen varias prácticas para endurecer o lignificar las partes aéreas de las plantas, en preparación para su entrega y plantación, de las cuales destacan las siguientes: remoción temprana de cubiertas protectoras; reducción de la frecuencia de los riegos; reducción de dosis e intensidad de aplicación de FHS; uso de FLC con menor contenido de N y mayor de P y K; poda de las yemas terminales a partir de la altura mínima deseada y el espaciamiento de charolas. Esta última es la más fácil de realizar, contribuye a incrementar la aireación entre plantas y a reducir la presencia de patógenos (Figura 12). Es común que, en los viveros ubicados en las zonas con clima templado, las cubiertas protectoras (mallas o plásticos) permanezcan más tiempo del requerido o que no se retiren por temor a que se presenten granizadas y dañen la planta; en estas condiciones, las plantas se elongan en exceso y desarrollan tallos suculentos, creando microambientes densos de follaje, propicios para el desarrollo de hongos patógenos (Figura 13).



Figura 12. Espaciamento de charolas para fomentar la lignificación de la planta.



Figura 13. Planta de *P. cembroides* y *P. pseudostrabus* con altura en exceso y lignificación deficiente.

Q. Empaque y entrega de planta. En este apartado, en la Norma no se especifica el manejo de la planta empaquetada previo a su entrega a los beneficiarios. En algunos viveros los paquetes de planta son colocados sobre el suelo, a pleno sol, o en arreglos que impiden su riego y aireación, lo que genera un alto riesgo de que se sequen las plantas, se inunden o que se contaminen con hongos patógenos. Lo más apropiado es que los paquetes se coloquen en posición vertical sobre las charolas, y éstas, sobre las mesas porta charolas para irrigar las plantas y que el excedente de agua drene libremente (Figura 14).



Figura 14. Acomodo apropiado (a) e inapropiado (b) de planta empaquetada.

R. Capacitación. Aunque en la Norma no se establece este concepto, la capacitación permanente de los técnicos y operarios del vivero son indispensables para mejorar la calidad de la planta en cada ciclo de producción, ya que cada día surgen nuevos conocimientos científicos y técnicas de producción, al igual que se comercializan nuevos insumos, equipos, contenedores, etc. Adicional a la capacitación, en todos los viveros se deben establecer ensayos de validación, ya que las condiciones climáticas y de infraestructura, insumos y procesos de producción son específicos en cada vivero.

ESTUDIOS BÁSICOS (CALIDAD DEL AGUA)

Arnulfo Aldrete, Manuel Aguilera Rodríguez y Rafael Álvarez Reyes

Antes de establecer un vivero deben tomarse en cuenta varios aspectos que son fundamentales para la operación del vivero en condiciones apropiadas. El primer factor y quizá el más importante es la disponibilidad y calidad de agua. Para realizar una evaluación de la calidad del agua es necesario revisar las fuentes de obtención del agua para el vivero y además, hacer muestreos en diferentes puntos que van desde la fuente principal (pozo, cisterna, etc.), pasando por las tuberías, hasta la llegada a los aspersores y después directamente en el sustrato a través de escurrimientos por los orificios de drenaje.

En algunos viveros no hay un control de la calidad del agua en la fuente principal (Figura 15a) y eso ocasiona problemas de sanidad en las áreas de producción (Figura 15b). La calidad del agua es un factor importante en el manejo del riego y aplicación de nutrientes a las plantas. El pH del agua de riego es una medida de la acidez y afecta la disponibilidad de los nutrientes esenciales para la planta. Además, influye directamente en la sanidad porque en ocasiones permite condiciones favorables para la presencia de plagas y enfermedades.



Figura 15. Calidad de agua deficiente por manejo inapropiado en la fuente principal (a) y consecuencias en las áreas de producción (b).

El pH óptimo para la producción de plantas de coníferas (principalmente pinos) es de 5.5 a 6.0, en tanto que para latifoliadas el pH óptimo oscila entre 6 a 6.5. Muchos viveros de nuestro país tienen agua de riego con pH por arriba de estos valores. Aunque en la escala normal de pH, que va de 0 a 14, el valor de 7 se considera neutro, en la producción de plantas este valor ya se considera alcalino.

El agua de riego con pH alcalino puede provocar precipitación de calcio, magnesio y hierro, lo que, a su vez puede provocar el taponamiento de los aspersores. El agua con pH alcalino puede limitar la disponibilidad de algunos elementos esenciales, particularmente del hierro (Aldana y Aguilera, 2003).

Regulación del pH en el agua de riego

El problema de la alcalinidad en el agua de riego puede corregirse mediante la aplicación de ácido directamente en los depósitos (cisternas) o a través del sistema de riego. Los ácidos como el fosfórico (H_3PO_4) y el sulfúrico (H_2SO_4), económicamente pueden utilizarse para reducir el pH. Sin embargo, los iones específicos que estén presentes en el agua de riego del vivero pueden afectar la capacidad de amortiguamiento del agua. Dependiendo de la capacidad de amortiguamiento, será el impacto

de la cantidad de ácido necesario para ajustar el pH. Por lo tanto, cada vivero deberá realizar sus propios experimentos.

Uno de los factores más importantes para determinar el valor de pH en una solución o en el sustrato, es la capacidad de amortiguación. La capacidad de amortiguación en este caso significa que existe una especie de equilibrio que se restituye continuamente, asimismo. Por ejemplo, el añadir una gota de ácido a 1 litro de agua potable con un pH de 7 tendrá poca influencia en la acidez, sin embargo, si se añade una gota de ácido en 1 litro de agua desmineralizada (agua desionizada), el pH caerá dramáticamente. Esto ocurre porque el agua potable contiene bicarbonato, mientras que la desmineralizada no.

Es necesario considerar que los iones específicos que estén presentes en el agua de riego del vivero puede afectar la capacidad de amortiguamiento de la misma. Por lo tanto, cada vivero deberá realizar sus pruebas y ajustes periódicos. La mayor parte de los viveros forestales de los estados del centro norte del país utilizan agua de pozos profundos con pH alcalino y para reducir la alcalinidad utilizan ácido fosfórico por su facilidad de manejo.

La capacidad de amortiguación y la acidez del sustrato dependen de los materiales con los que se formuló la mezcla. La presencia de material orgánico, calcio y bicarbonato determina generalmente el pH. La arcilla siempre contiene carbonato de calcio y tiene un pH relativamente alto, lo cual no es fácil de modificar, mientras que la turba y materiales orgánicos como la corteza y aserrín de pino generalmente son ácidos.

Las plantas también influyen directamente en la acidez dependiendo de su etapa de desarrollo. Las raíces segregarán sustancias ácidas o alcalinas en su interacción con los materiales que componen el sustrato, la temperatura y la intensidad de la luz. Por este motivo, el pH en el medio de crecimiento puede tener variaciones durante el ciclo de producción por lo que se recomienda realizar mediciones de manera regular.

Medición del valor de pH

Es muy fácil medir el pH, para ello se necesita algún material indicador del pH como el papel tornasol, o un equipo especialmente diseñado para la medición del mismo. Ambos métodos son relativamente económicos, pero el primero no siempre es preciso, y puede llegar a tener un margen de error de 1 o 2 unidades de pH. Dependiendo del modelo, los medidores de pH pueden tener un costo más elevado y su precisión dependerá del tipo de medidor y su calibración periódica.

Toma de muestras

El pH del agua utilizada en el riego es importante, pero la acidez del entorno radicular es esencial. Por este motivo es necesario no solamente hacer mediciones del pH en las fuentes de agua o en el sistema de riego, sino también en el agua que escurre a través del sustrato después de un riego pesado. La muestra tiene que ser representativa de la acidez media del entorno radicular.

Valores de pH para cada sustrato

Cuando los valores registrados de pH en el entorno radical fluctúan entre 5.0 y 6.5 normalmente no se presentan efectos negativos para la mayoría de especies producidas en los viveros. Sin embargo, la condición final de afectación dependerá de la especie y los componentes del sustrato. Cuando se presentan valores muy ácidos (<4) o muy alcalinos (>8) es muy común que se presenten deficiencias de micronutrientes que afectan el desarrollo de las plantas. Cuando se presentan valores fuera del rango normal es importante realizar los ajustes de forma gradual.

INSUMOS PARA LA PRODUCCIÓN

Arnulfo Aldrete y Manuel Aguilera Rodríguez

Sustratos

El uso de sustratos para la producción masiva de especies forestales en México se remonta a principios de la década de los 90's, cuando se adopta el paquete tecnológico completo para el sistema de producción en plástico rígido o en poliestireno.

En relación con la sanidad de la planta, existen diversas prácticas que se realizan en los viveros y que pueden favorecer o restringir la presencia de enfermedades.

Manejo de sustratos previo a la siembra

Un aspecto importante para prevenir condiciones favorables para el desarrollo de enfermedades y mantener las condiciones de sanidad es controlar las características de porosidad en el sustrato. Existen en la literatura diversas recomendaciones sobre las proporciones y balance entre la porosidad de aireación y la porosidad de retención de agua (Landis *et al.*, 1990). La proporción de poros más apropiada dependerá de la especie y sus requerimientos específicos. Sin embargo, a medida que se incrementa la porosidad de retención de agua se disminuirá la porosidad de aireación, impactando de manera directa en la reducción del drenaje y por ende la acumulación de humedad, que si se combina con altas temperaturas puede propiciar las condiciones donde se desarrollen rápidamente las enfermedades, principalmente de tipo fungoso.

En la preparación de sustratos para una nueva producción de plantas en un vivero, debe evitarse utilizar sobrantes o residuos de sustrato de producciones anteriores (Figura 16) y menos si en éstas últimas se presentó algún tipo de enfermedad fungosa. En muchas ocasiones un viverista inexperto trata de generar ahorros utilizando, por ejemplo, el sustrato de las cavidades que presentaron fallas por germinación o donde se murieron las plantas por daño físico, enfermedad o algún otro tipo de problema. Lo que ocasiona esta situación, es que en el nuevo cultivo pronto aparecerán síntomas de enfermedades que se pueden propagar rápidamente en la nueva producción.



Figura 16. Reutilización de sustrato en viveros forestales.

Algunos otros viveristas piensan que el sustrato puede reutilizarse solo aplicando una simple desinfección, pero se ha visto en la práctica que aún bajo este escenario no existen garantías de que se puedan eliminar todos los agentes patógenos que pudieran estar presentes en esos sustratos, por lo tanto, la recomendación más sensata es adquirir materiales nuevos para formular los sustratos que serán utilizados en el nuevo ciclo de producción y nunca reutilizar los sustratos de un cultivo anterior. En relación con esto, en la Norma para la operación de viveros forestales 2016 se recomienda la eliminación de plantas afectadas por plagas y enfermedades (incluyendo sus cepellones), colocándolas en una fosa que deberá localizarse fuera del área de producción (NMX-AA-10-SCFI-2016).

Otra práctica preventiva implica que el sustrato preparado debe utilizarse en el llenado de envases inmediatamente después de su preparación debido a que, si se almacena para su uso posterior, se corre el riesgo de contaminación por esporas de hongos o por semillas de malezas que siempre están presentes dentro o en las áreas circundantes de un vivero (Figura 17a). Si por alguna razón no se puede usar el sustrato de inmediato, se recomienda almacenarlo sobre un piso firme, de preferencia de concreto (Figura 17b), y protegerlo con plásticos impermeables para evitar su deshidratación y posible contaminación.



Figura 17. Sustrato almacenado al aire libre contaminado por malezas (a) y sustrato almacenado sobre piso firme y protegido (b).

Materiales para la formulación de sustratos

La selección de materiales para la formulación de sustratos, regularmente tiene que ver con la disponibilidad, la facilidad para su manejo, las especies que se van a producir y principalmente el costo de los mismos. Sin embargo, rara vez comentan los viveristas el hecho de que en la selección de los materiales se tome en cuenta el factor de sanidad.

Dependiendo de los materiales seleccionados y la proporción de cada uno en la mezcla se presentarán condiciones más o menos favorables para la presencia de enfermedades. Dentro de la clasificación de materiales en orgánicos e inorgánicos, los primeros definitivamente serán más propensos a permitir el desarrollo de enfermedades. Los materiales orgánicos más utilizados y que comúnmente conforman la proporción más alta en las mezclas utilizadas para la producción de especies forestales son: turba de musgo (peat moss), corteza de pino compostada, aserrín de pino fresco, fibra de coco y algunos otros productos secundarios de la actividad agrícola.

La turba de musgo es un material orgánico que se utiliza en todo el mundo debido a que presenta características muy favorables para ser utilizado en la formulación de sustratos para la producción de especies forestales. Regularmente se mezcla con otros materiales inorgánicos como la perlita y la vermiculita para formar lo que se conoce en México como la “mezcla base”. Sin embargo, a pesar de sus características favorables y preferidas por la mayoría de los viveristas, tiene algunas desventajas como su costo elevado por ser un material de importación y que, dependiendo del origen en algunas ocasiones puede llegar contaminado con algunos patógenos (García-Díaz *et al.*, 2017).

Además, si no se hace un buen manejo del riego (principalmente exceso de humedad) favorece el desarrollo de enfermedades fungosas, larvas de mosca fungosa y presencia de líquenes y hepáticas que afectan la sanidad y desarrollo de las plantas.

Otro material que se ha venido utilizando cada vez más en la formulación de sustratos en México, es la corteza de pino compostada (Figura 18a). Este material, a diferencia del anterior, no retiene mucha humedad, impidiendo o retrasando la presencia de enfermedades (García-Díaz *et al.*, 2017). Además, por su constitución celular, favorece el establecimiento de organismos benéficos como las micorrizas y presenta propiedades que inhiben el desarrollo de ciertos patógenos como el *Fusarium* (Pawuk, 1981).

Un material orgánico que hace dos décadas se consideraba un desperdicio de la industria forestal y tenía pocos usos es el aserrín (Figura 18b). Como material para la formulación de sustratos se comenzó a utilizar casi al mismo tiempo que la corteza, sin embargo, su aceptación por parte de los viveristas fue más lenta. En relación con la sanidad, se han desarrollado algunas investigaciones que muestran que en comparación con los dos anteriores inhibe y retarda la afectación por algunos patógenos como el *Fusarium* (García-Díaz *et al.*, 2017).



Figura 18. Materiales locales utilizados actualmente en la formulación de sustratos. Corteza de pino compostada (a) y aserrín de pino fresco (b).

Envases

Los envases seleccionados para la producción de plantas en un vivero forestal es uno de los factores más importantes, ya que afectan tanto el crecimiento y desarrollo de las especies producidas, como las características de sus raíces y la sanidad de las plantas (Landis *et al.*, 2014).

Los envases utilizados en los viveros forestales del país, están fabricados con diferentes materiales y presentan diversos colores y diseños. Su función principal es la de contener el sustrato o medio de crecimiento que, a su vez, sirve de medio de anclaje de la raíz, almacén de agua, aporte de oxígeno y nutrimentos para las plantas durante su etapa de vivero.

Aunque se utilizan más de 40 diferentes tipos de recipientes para producir planta de especies forestales, la mayor parte de la producción se realiza en menos de 15 tipos, mismos que se caracterizan por ser fáciles de manejar y por estar disponibles en el mercado nacional. Los envases más utilizados son las charolas de poliestireno, las charolas con cavidades fusionadas de plástico rígido de diferentes diseños y tamaños y las charolas con cavidades intercambiables (tubetes). Debido a que todos estos tipos de envases son reutilizables, después de un ciclo de producción requieren de un manejo mínimo que se describe a continuación.

Limpieza de envases

Para remover restos de raíces y de sustrato, previo al inicio de la producción, las charolas se lavan con agua limpia y en algunos casos se aplica detergente en polvo en diferentes concentraciones; respecto a la cantidad apropiada. Prieto *et al.* (2012), recomiendan una dosis mínima de detergente de 2.5 g L^{-1} . El lavado se realiza principalmente en forma manual con cepillos tipo “escobillón” y en menor proporción se utilizan aspersores hidroneumáticos o líneas de lavado fabricadas localmente (Figura 19).



Figura 19. Lavado manual (a) y mecanizado (b) de charolas de poliestireno y plástico.

Desinfección

Inmediatamente después del lavado, las charolas se sumergen o se asperjan con soluciones de cloro comercial en diferentes concentraciones, dependiendo del vivero. Varios autores coinciden en señalar que una solución compuesta de nueve partes de agua y una de cloro comercial (hipoclorito de sodio a 5.5 %) es apropiada para la desinfección tanto de charolas como de las instalaciones, herramientas y el piso del área de producción (Prieto *et al.*, 2012; Wilkinson *et al.*, 2014).

En algunos viveros las charolas lavadas se colocan sobre las mesas porta charolas y se les aplica la solución de cloro en ambas caras, por medio del sistema de riego (fijo o móvil); un día después de la aplicación, se irrigan las charolas con agua limpia para eliminar los excedentes de cloro y se dejan expuestas al sol al menos 48 horas, para mejorar la desinfección. Este método de trabajo también permite desinfectar parcialmente los equipos de riego, mesas porta charolas y el piso del área de producción (Figura 20).



Figura 20. Desinfección y solarización de charolas con equipos fijo y móvil.

Si bien el cloro es un desinfectante de bajo costo y de fácil aplicación, diversos autores señalan que las paredes de las charolas se desgastan con el uso y se forman grietas u orificios en sus paredes y cavidades de producción, en los cuales se pueden alojar esporas de malezas (briofitas, musgos y algas) y de microorganismos patógenos (*Fusarium*, *Pythium*, *Cylindrocarpon*) las cuales no se eliminan en su totalidad con la aplicación de soluciones de cloro; para lograr una eliminación efectiva de estos microorganismos, proponen diferentes tratamientos de inmersión de las charolas en agua caliente. Dumroese *et al.* (2002), realizaron un estudio en el que se comprobó la efectiva eliminación de esporas de *Fusarium* y *Cylindrocarpon* (99 %), en charolas de poliestireno sumergidas durante 90 segundos en agua a 80 °C. Con el mismo propósito, Wilkinson *et al.* (2014), recomiendan para las charolas de poliestireno, su inmersión en agua caliente de 75 a 85 °C de 30 a 90 segundos y de 15 a 30 segundos para las charolas de plástico.

IMPORTANCIA E INOCULACIÓN DE LAS MICORRIZAS EN VIVEROS

Violeta Carrasco Hernández

La mayoría de plantas terrestres alojan en sus raíces de forma natural hongos benéficos que se denominan hongos micorrízicos. La micorriza, es la asociación simbiótica mutualista entre la raíz de la planta y un hongo. En dicha relación ambos organismos se benefician al intercambiar nutrientes o agua entre otros compuestos. Esta asociación ha sido ampliamente estudiada desde que el término fue introducido por Frank en 1885. Existen siete diferentes tipos de micorrizas (Smith and Read, 2008):

1. Micorriza Arbuscular
2. Ericoide
3. Orquideoide
4. Ectomicorriza (Figura 21)
5. Arbutoide
6. Monotropoide
7. Ectendomicorriza

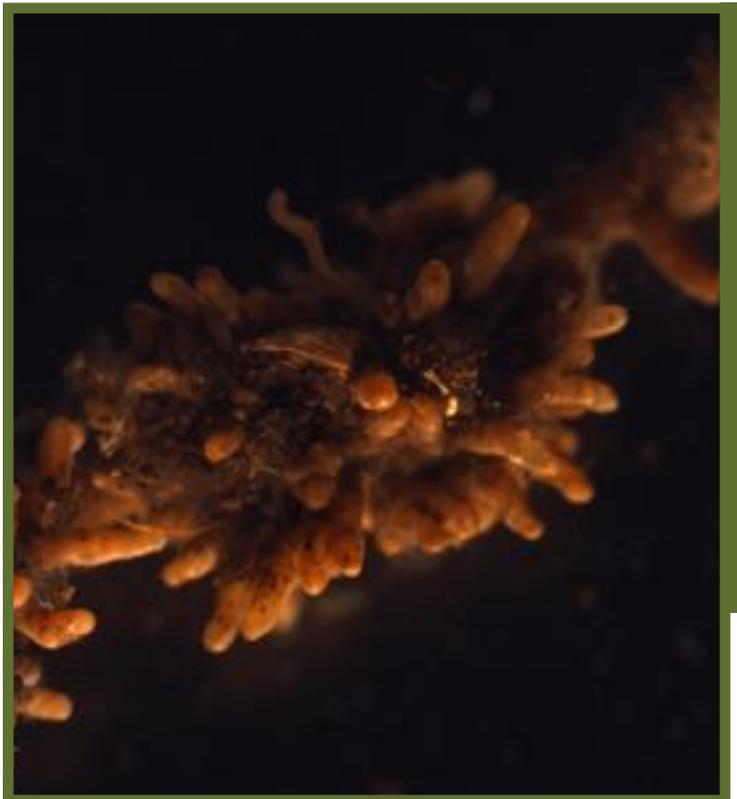


Figura 21. Ectomicorriza de *Suillus pseudobrevipes* en *Pinus greggii*.

Cada tipo de micorriza es específico a cierto grupo de plantas. Por ejemplo, en el caso de cultivos de importancia agrícola como el maíz, sorgo, frijol, etc., se asocian con la micorriza arbuscular. Las orquídeas se asocian con las orquideoideas. En el caso de las especies forestales como por ejemplo pinos, cedros, entre otros, crean simbiosis con las ectomicorrizas. Los propágulos de estos hongos se encuentran en los suelos. Sin embargo, debido a la deforestación continua y perturbación de estos, se ha observado una disminución de propágulos fúngicos en el suelo (Bradley, 2001; Jones *et al.*, 2003).

Por lo mencionado anteriormente se requiere reintroducir estos hongos en la producción de planta en vivero. Una forma es mediante la aplicación de inoculantes ectomicorrizicos a base de esporas a las plántulas y con ello garantizar que las raíces se infecten con los hongos ectomicorrizicos desde que están en vivero. Esto podría aumentar los porcentajes de supervivencia en campo y favorecer su establecimiento.

En el caso de especies forestales que se asocian con hongos ectomicorrizicos se puede realizar la inoculación: a base de esporas y con micelio vegetativo (Brundrett *et al.*, 1996a). En México la mayoría de viveros tradicionales no realizan inoculación con hongos ectomicorrizicos, ya que utilizan el suelo de monte como la única fuente de propágulos fúngicos. Cabe señalar que esto no es tan recomendable sobre todo si se trae de suelos muy degradados ya que los propágulos fúngicos serían muy bajos probablemente y aunado a esto también podrían acarrear hongos patógenos al vivero. Sin embargo, en viveros tecnificados es común realizar la inoculación con hongos ectomicorrizicos a base de esporas. A nivel internacional existen empresas que se dedican a la venta de inoculantes ectomicorrizicos como es el caso de: Micología forestal y aplicada en España y Mycogrow en Estados Unidos que venden productos con esporas de *Pisolithus tinctorius*, *Scleroderma* spp., *Suillus* spp., entre otros.

En México contamos con una gran diversidad de hongos ectomicorrizicos los cuales se pueden aprovechar para la preparación de inoculantes. Las características que tienen que cumplir los hongos útiles como inoculantes ectomicorrizicos a base de esporas son los siguientes:

- I. Que sea comestible;
- II. Que sea ectomicorrizico;
- III. Que se encuentre en gran abundancia;
- IV. Que sea compatible con la planta huésped;
- V. Que sea capaz de micorrizar la planta en la etapa inicial de esta.

La preparación de inoculantes ectomicorrizicos líquidos a base de esporas, que a continuación se describe es muy sencillo de realizar ya que no requiere una gran infraestructura para su preparación y es económico.

1. Se elige y colecta el hongo tomando en cuenta las características anteriormente mencionadas. Una vez que se seleccionó el hongo se puede colectar del bosque o del monte más cercano. Otra opción es comprarlo en mercados donde los recolectores de hongos los comercializan. Es importante saber el nombre común del hongo en la región para poder solicitar dicho hongo. Cabe señalar que los hongos silvestres ectomicorrizicos solo se pueden colectar en la época de lluvias por lo que este tipo de inoculante solo se podrá preparar en este período. Sin embargo, este se puede almacenar en refrigeración hasta su uso. En la Figura 22 se observan hongos del género *Suillus* colectados en el parque nacional del Izta-Popo, Zoquiapan, Estado de México.



Figura 22. *Suillus granulatus*, *S. brevipes* y *S. pseudobrevipes* colectados para la preparación de inoculante.

2. Se toma únicamente la estructura del hongo que contiene las esporas. Por ejemplo, en el caso de *Suillus* sp., *Hebeloma* spp. o *Laccaria* spp., se retiró el estípite y se utilizó el píleo que es donde se encuentran las láminas que contienen las esporas del hongo.
3. Se muele el hongo con agua purificada (Figura 23). Se recomienda moler 300 gramos por cada litro de agua. El líquido no debe de quedar muy espeso debido a que esto dificultaría su riego. A dicha concentración se han observado buenos resultados con concentraciones de esporas adecuadas para la infección de *Pinus patula* con especies de *Laccaria* y *Hebeloma* (Carrasco et al., 2018).



Figura 23. Molienda de *Suillus granulatus* en una licuadora casera.

4. Con el objetivo de conocer la concentración de esporas del inoculante líquido obtenido, se toma una gota del inoculo y se realiza el conteo de esporas con la cámara de Neubauer. Para conocer la concentración de esporas por cm^3 o mL, se cuenta el número de esporas en cada cuadrante y se aplica la siguiente formula:

$$\% \text{ Concentración de esporas (cm}^3 \text{ o mL)} = (\Sigma A, B, C, D, E) 2000$$

Donde:

A, B, C, D y E, indican los diferentes cuadrantes.

El inóculo obtenido se aplica en el sistema de riego o se almacena para su posterior uso. El inóculo se guarda en recipientes de plástico limpios y se etiqueta con el nombre del hongo, fecha de preparación, persona que lo preparó y la concentración de esporas (Figura 24). Las botellas se almacenan a 4 °C. Dicho inoculante tiene una duración de un año (Brundrett *et al.*, 1996b). Con el tiempo el inoculante almacenado en refrigeración se le puede formar una especie de nata de hongos en la superficie, la cual se puede retirar y utilizar el inoculante. La cantidad en mililitros que se aplica por plántula varía de 3 a 5 mL esto dependerá de la concentración de esporas y del tamaño de recipiente en la que se produce la planta. Se recomienda realizar dos inoculaciones. La primera al mes que germinó la planta y la segunda al mes de que se realizó la primera inoculación.



Figura 24. Inóculo de *Suillus brevipes* y *S. granulatus* almacenado en botellas de plástico.

APLICACIÓN DE MEDIDAS PREVENTIVAS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTA

Silvia Edith García Díaz, Rafael Álvarez Reyes y Francisco Javier Cabrales Castellanos

Durante el ciclo de producción de planta en vivero, se deben realizar acciones permanentes de prevención, detección y control de plagas. Se recomienda realizar como medidas de prevención, recorridos sistemáticos en el vivero para la observación e identificación de síntomas en la planta y detectar los factores presentes.

Detección oportuna de la plaga: se deberá detectar e informar de cualquier síntoma (Figura 25) que presente la planta, anotarlo en la bitácora y observar las condiciones climáticas, daños físicos y cualquier otro factor que estuviera contribuyendo a la plaga presente.



Figura 25. Durante los recorridos en el vivero se debe detectar síntomas en las plantas.

Tapetes fitosanitarios: se recomienda establecer un tapete sanitario a la entrada del vivero (Figura 26), para el paso de los vehículos y en la entrada de las unidades de producción, con el fin de que los zapatos o llantas de los vehículos no contribuyan a la diseminación de esporas. Se pueden utilizar sales cuaternarias, productos a base de iodo e incluso el hipoclorito de sodio.

Figura 26. En las diferentes áreas de acceso a los viveros, son de gran importancia los tapetes fitosanitarios.



Saneamiento mecánico: eliminar la planta enferma y dañada (Figura 27) utilizando medios mecánicos o manuales y complementar la actividad mediante la aplicación de pesticidas.



Figura 27. Es necesario realizar saneamientos mediante la eliminación de planta enferma y a su vez el sustrato contaminado.

Fosa de incineración de desechos ó residuos y área de cuarentena: el vivero debe contar con una fosa ubicada lo más alejado posible del área de producción en la cual se deben depositar los desechos de semillas, plantas enfermas y muertas (Figura 28), incluyendo sus cepellones, para su descomposición y reincorporación al suelo. A su vez se debe contar con un área para guardar la planta con plaga (insectos o patógenos) y dar un tratamiento especial y ver si la planta es rescatable. La función de la fosa es incinerar todo tipo de residuos, planta enferma, sustrato, basura, semillas, otras, que sean portadores de esporas o insectos.



Figura 28. En altas incidencias por plagas o por enfermedades se deben tener zonas de cuarentena para ver la respuesta de la planta (a) y si es necesario se deben incinerar (b).

Desinfección de herramientas y equipo: limpiar y remover los residuos de las herramientas y equipo de trabajo (Figura 29), al término de cada día laboral, con el fin de evitar que sean portadoras de plagas. La desinfección puede ser mediante cloro, sales cuaternarias, peróxido de hidrogeno, alcohol, isodine, entre otros.



Figura 29. Las herramientas y el equipo que se utiliza en vivero, deben permanecer siempre limpias y desinfectadas (a) mediante una solución al 3% de cloro (b).

Ropa de trabajo: el personal del vivero deberá contar prendas de protección para los trabajadores que apliquen plaguicidas o productos biológicos (Figura 30), lavarse continuamente y tener un lugar especial donde se guarde, el trabajador nunca debe llevarse el uniforme a su casa. Así como el equipo adecuado para su aplicación. Los obreros una vez que apliquen agroquímicos deberán bañarse para evitar enfermedades o contaminación de los productos.



Figura 30. El personal de trabajo de los viveros para su aplicación de plaguicidas debe portar la ropa adecuada para evitar contaminación.

Personal técnico y operación: deberán desinfectar manos y pies cada vez que entren y salga de los módulos de producción de planta, en labores del vivero, supervisión o evaluación de crecimiento, deberá utilizar gel desinfectante en manos durante los recorridos (Figura 31).



Figura 31. Es importante realizar actividades de desinfección del personal al iniciar la jornada de trabajo en los viveros.

Capacitación: es necesario capacitar al personal de campo sobre las medidas a llevar a cabo para evitar que sea un portador de enfermedades o plagas, labores preventivas para evitar plagas, así como conocimientos básicos durante las diferentes etapas de la planta en el proceso de producción de planta (Figura 32).



Figura 32. La capacitación al personal de campo y a los responsables de los viveros, deben recibir capacitación en las diferentes actividades del proceso de producción de planta.

Fecha de siembra: Es muy recomendable en cada ciclo de producción de planta contar con las fechas de siembra de cada especie de pino para tener la producción en tiempo y evitar sanciones por no cubrir los estándares de calidad de la planta (Figura 33). Tiene que contemplar la época de las heladas, lluvias severas, tiempo de fecha de siembra y entrega de planta de acuerdo a la especie de pino.



Figura 33. Es necesario establecer las fechas de siembra en tiempo dependiendo de la especie a producir.

Semilla: se deberá utilizar semilla certificada, que cumpla con las pruebas ISTA, provenientes de bancos de germoplasma, con plantas madres sanas con procedencia y origen conocido y con los estudios básicos de análisis de semilla (Figura 34). El responsable de un vivero, debe tener en cuenta la posibilidad que, al comprar en un lote de semilla desconocido, se tiene el riesgo de ocurrencia de enfermedades transmitidas por semilla y puede ocurrir la presencia de plantas infectadas, que sean la fuente de inóculo de una enfermedad.

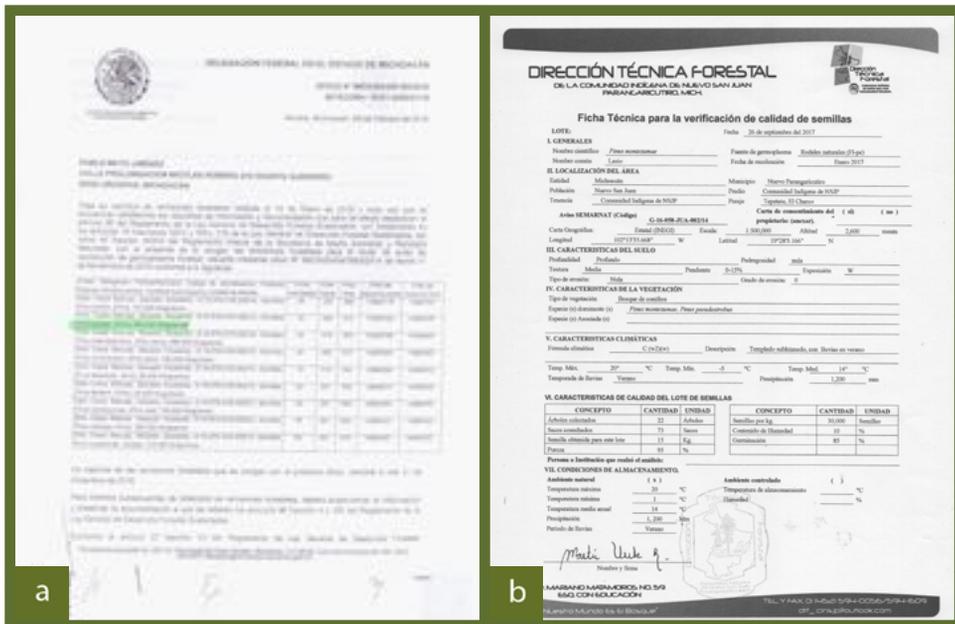


Figura 34. Se debe contar con un certificado de la compra de semilla (a) y un análisis de la calidad de la misma (b).

Desinfección de semilla: realizar tratamientos a la semilla (Figura 35) con remojos de peróxido de hidrógeno al 30 % por 15 minutos, hipoclorito de sodio al 5 % por 5 minutos o fungicidas como thiram y benomil (Kolotelo *et al.*, 2001).



Figura 35. Remojo de la semilla con fungicida y secado de la misma.

Monitoreo sistemático. Se deberá crear un hábito para realizar monitoreo frecuente, considerando la importancia de conocer y detectar oportunamente la presencia o sintomatología de patógenos y decidir la mejor estrategia de manejo. Tener conocimiento de la incidencia y severidad de enfermedades, daño o su umbral de daño para los insectos. Tener en cuenta los productos y dosis aplicados, así como la frecuencia de aplicación.

Monitoreo permanente. Garantiza una detección temprana de la problemática en viveros. Varias veces durante la época de crecimiento (normalmente cada 3 semanas dependiendo de las condiciones climáticas prevalecientes en el vivero y el comportamiento en el desarrollo de la planta) y a la capacidad del técnico para identificar las enfermedades y deficiencias de la planta. En ocasiones el uso de trapeo de esporas o de insectos ayuda a medir el comportamiento de la población de la plaga (Figura 36).

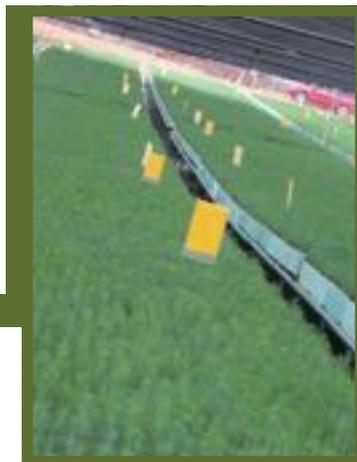


Figura 36. Trampas amarillas para el monitoreo de poblaciones de las moscas fungosas.

La identificación. Es necesario realizar una detección correcta de la plaga o enfermedad (Figura 37), la cual requiere un amplio conocimiento y adiestramiento visual sobre su comportamiento, síntomas y signos; para ello es necesaria la capacitación del personal de los viveros con el apoyo de la asesoría de gente con experiencia en los temas. Realizar cursos de actualización del manejo de plagas en viveros.



Figura 37. Reconocimiento *F. circinatum*, con presencia de micelio o esporodocios y conidios en el cuello de la raíz.

Trampas de insectos. Para el monitoreo deberán utilizar trampas de color amarillo (Figura 38), de 20 x 14 cm; pueden ser elaboradas con diversos materiales y cubiertas con bolsa de plástico e impregnadas con una solución pegajosa, las trampas se deben colocar verticalmente y su distribución deberá ser cada 10 m a lo largo de los lotes de producción; los insectos capturados, deberán registrarse de forma quincenal, la fecha de colecta, el número de insectos colectados y las especies de insectos.



Figura 38. Trampas amarillas para el trapeo de adulto de mosca fungosa.

Aplicación preventiva con hongos antagonistas. Se puede aplicar al sustrato y/o planta, microorganismos simbióticos mutualistas (micorrizas) y antagonistas como *Trichoderma harzianum*, *T. viridae*, *Trichodermas* nativas para incrementar su vigor y prevenir el desarrollo de microorganismos que afectan la raíz, como es el caso de *Fusarium* spp. Uso de microorganismos entomopatógenos como *Beauveria basiana*, *Metharrizium anisoplae* y *Bacillus thuringiensis* var. *Israelensis* y *Bacillus subtilis* (Figura 39).



Figura 39. Pupas con desarrollo de micelio con *Beauveria basiana*.

Módulos de producción (camas y pasillos). Se deberán mantener limpios los módulos de producción de residuos de sustrato, malezas, charolas, basura o planta removida por diferentes factores (Figura 40), para evitar la dispersión de esporas, establecer anidaciones de mosca fungosa u otros insectos que afecten el crecimiento de la planta. Se puede aplicar cal viva o caldo bordelés como preventivos en las camas o debajo de las camas metálicas.



Figura 40. Mantener limpios los módulos de producción de malezas y libre de encharcamientos.

Red de riego. Se deberá limpiar la red de riego para remover los bicarbonatos, limpiar los aspersores (Figura 41) y determinar el pH y CE del agua; así mismo, determinar la correcta lámina de riego. Los hongos se desarrollan favorablemente cuando el pH del agua está entre 5.8 – 7. Se deberá limpiar la red con vinagre o cualquier otra sustancia que remueva los carbonatos de la red, medir el pH en la cisterna, a la salida en espolvoreador y en los lixiviados resultados del riego en la planta.



Figura 41. Cuidar la limpieza y funcionamiento de aspersores para no afectar la planta.

Pisos y pasillos. Se deberá mantener limpio y libre de malezas los pisos y pasillos del vivero. Se pueden utilizar materiales como ground cover, tezontle y grava, entre otros; así como también mantener libre de charcos o acumulaciones de agua (Figura 42).



Figura 42. Pasillos y pisos limpios y libres de malezas.

Sustratos. Se deberá utilizar sustratos desinfectados, libre de plagas y enfermedades, con la porosidad recomendada según la norma mexicana, con buen drenaje y un buen coeficiente de retención de humedad y porosidad, que permiten un buen desarrollo radicular (Figura 43). Evitar el exceso de humedad, buen drenaje, aireación, y evitar riegos excesivos para evitar que proliferen los hongos.

Figura 43. Sustratos libres de malezas, esporas de hongos y huevecillos de insectos.



Envases. Se deberán lavar y desinfectar los envases antes de cada programa de producción; así como limpiar los residuos de sales a través de cepillado. No es recomendable tener charolas tanto plásticas como de poliestireno acumuladas en el vivero, son fuente de inóculo de patógenos. El equipo o herramienta, las charolas y tubetes deben ser bien esterilizados con hipoclorito de sodio al 2 % por toda una noche, bajo remojo.

Las charolas deben ser lavadas con agua a 70-85 °C, con aplicación de cloro y cepilladas, no acumular charolas o contenedores de desecho, por ser portadores y de preferencia almacenadas bajo cubierta (Figura 44).



Figura 44. Las charolas reutilizables deben ser lavadas y desinfectadas para posteriormente ser utilizadas.

Aplicación de agroquímicos. En caso de ataques severos de insectos o patógenos, se pueden utilizar plaguicidas catalogados y etiquetados comercialmente de ligera a moderadamente tóxicos, observando las indicaciones y recomendaciones marcadas en la etiqueta.

Temperatura. Es necesario conocer la temperatura mínima y máxima en la que se tienen mejor rendimiento de la planta, dependiendo de la ubicación y las condiciones ambientales en la que se encuentra el vivero. Las bacterias y los hongos se propagan rápidamente en condiciones de alta humedad y temperatura (entre los 25 y 35 °C).

FACTORES BIÓTICOS Y ABIÓTICOS

Silvia Edith García Díaz y Francisco Javier Cabrales Castellanos

Las plagas y enfermedades son una preocupación constante para los responsables de los viveros forestales y por ello es importante que reconozcan los diferentes factores que pueden afectar durante el ciclo de producción de planta y como se deben corregir.

La CONAFOR en el 2018 dio inicio con la certificación de los viveros forestales, con base a la aplicación de la Norma Mexicana NMX-A-170-SCFI-2016, publicada en el DOF el 7 de diciembre de 2016, y en ella se establecen en el Anexo Normativo "J", el lineamiento técnico y la importancia de realizar un diagnóstico fitosanitario de la producción de planta de manera periódica en un ciclo productivo en los viveros forestales.

Causas de mala salud de la planta

El crecimiento saludable de una planta por lo general se ve interrumpido por dos factores principales:

Factores vivos (bióticos): Presencia de hongos, bacterias, virus, insectos, ácaros, plantas parásitas, malezas, animales y aves.

Factores no vivos (abióticos): Químicos, agentes mecánicos, condiciones del sustrato, agua, clima, temperatura, ubicación del vivero, condiciones ambientales, otros.

Los factores externos indudablemente desempeñan un papel importante para determinar la salud o condición de la planta, como el tipo de sustrato, calidad de agua, drenaje, las heladas, granizadas, viento, luz, el estrés por sequía, quemaduras, daños mecánicos, anegamientos, pudriciones, malezas, residuos de sustratos, desinfección de charolas, otros.

La sanidad de la planta en un vivero, va a depender del manejo de las poblaciones de insectos e incidencia de las enfermedades y de los daños abióticos.

Existen agentes inductores que van a originar o predisponer la presencia de una plaga como son:

Los factores de origen biótico, es la detección de organismos vivos, que van a manifestar síntomas visibles (moteados, amarillamiento, clorosis, pudriciones de raíz) o incluso asintomáticos. Así mismo, pueden presentar evidencias de signos (estructuras reproductivas) que pueden ser de hongos, de bacterias, nematodos, insectos, aves, roedores, malezas, etc.

Hongos: Procede del latín *fungus*, organismos eucarióticos, heterotrófos, con pared celular quitinosa, cuerpo o soma filamentoso. Micelio compuesto por hifas con núcleo haploide. Reproducción por medio de esporas o estructuras especializadas de reproducción (Figura 45).



Figura 45. Estructuras de hongos. Hongo resupinado, corte de un picnidio y conidios hialinos de un hongo.

Bacterias: Es un organismo procarionte, son unicelulares, provista de una envoltura o pared celular y membrana interna que contiene al citoplasma (Figura 46). Un cromosoma constituido de ADN (plásmidos). Su reproducción es por fisión binaria. Son de forma de bacilos, cocos y espirilos.

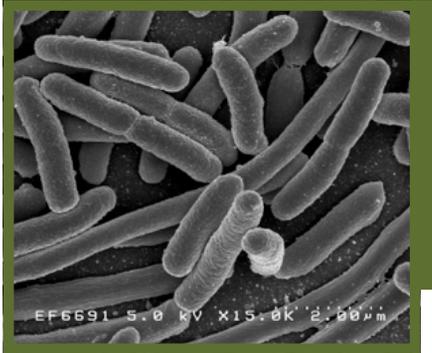
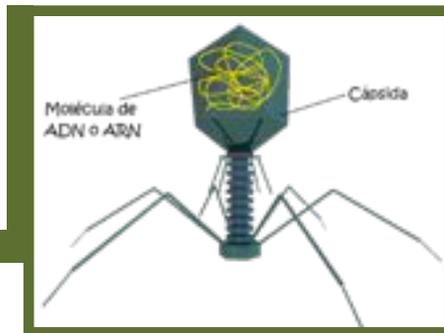


Figura 46. Microorganismos de bacterias en forma de bacilos.
https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/3/32/EscherichiaColi_NIAID.jpg

Virus: Entidad submicroscopica compuesta de ácido nucleico y proteína, capaz de infectar células de un organismo vivo (Figura 47).

Figura 47. Partícula viral compuesta de una molécula de ADN o ARN y cápsida.
1.bp.blogspot.com/-8r66X_HYy3E/VmVutDqo5MI/AAAAAAAAABYU/1-cxzwKJwWU/s1600/Virus3.png



Nematodos: Pertenecen al phylum Nematata, son eucariontes, animales pluricelulares, invertebrados, presentan simetría bilateral, no segmentados, diferentes sistemas y sin sistemas circulatorio y respiratorio (Figura 48).



Figura 48. Nematodos fitopatógenos, (a) provistos de estilete de forma filiforme y (b) globosos.

Plantas parásitas: es una planta que obtiene de otra planta, algunas o todas las sustancias nutritivas que necesita para su desarrollo. La *Cuscuta* spp., afecta a nivel de vivero, es conocida como tripa de pollo, cabello de ángel, entre otras. Son filamentos en forma de hilos de color amarillo, las hojas se han reducido a pequeñas escamas y lo único que es visible son las flores (Figura 49).



Figura 49. *Cuscuta* spp., de color amarillo que afecta en vivero.

Los factores de estrés de origen abiótico, que desempeñan un papel importante para determinar la salud de la planta como las condiciones ambientales, goteros tapados, condiciones de estrés de la planta, mala nutrición, tipo de sustrato, calidad de agua, drenaje, heladas, granizadas, vientos fuertes, luz, estrés por sequía, quemaduras por el sol, daños mecánicos, anegamientos, ubicación del vivero, malezas, residuos de sustratos, nula desinfección de charolas, deficiencia o exceso de nutrientes, deposición de sales y/o exceso de minerales solubles, incendios forestales, intoxicación por diversos agentes químicos como altas concentraciones de aluminio o cobre en los suelos o altas concentraciones de ozono, acción del hombre, compactación del sustrato, contaminación del aire, carencia o excesiva luminosidad y una mala aplicación por herbicidas.

Daños por temperaturas altas y falta de agua: Los síntomas en follaje consisten en la presencia de áreas necróticas (Figura 50), las cuales adquieren una coloración grisácea. También se manifiesta el marchitamiento de los nuevos brotes y luego la planta queda susceptible a la entrada de patógenos oportunistas.



Figura 50. Daños por temperaturas altas en vivero.

Daños por heladas (bajas temperaturas): Presentan una decoloración, marchitamiento y muerte de brotes (Figura 51). Generalmente presenta un enrojecimiento o color café y la muerte de las acículas con un característico enrollamiento de brotes.



Figura 51. Daños por bajas temperaturas en coníferas.

Daños por fitotoxicidad por herbicidas y plaguicidas: Puede producir una necrosis del tejido muy rápido de las partes expuestas (Figura 52). Llegan a presentar una muerte regresiva.



Figura 52. Daños por toxicidad en pino.

Daños por deficiencia nutrimental: Las deficiencias de nutrientes en viveros retrasan el crecimiento de las plántulas, alargando su estancia en el vivero; reducen su calidad como material para reforestación al afectar el vigor y sus características morfológicas como la proporción parte aérea/raíz. Los síntomas característicos es el follaje clorótico (amarillamiento) como una deficiencia de Nitrógeno, hojas jóvenes muy pequeñas, en ocasiones falta de hojas y entrenudos cortos. En algunas ocasiones se presentan acículas en forma arrosada (Figura 53), y se asocia como una deficiencia de cobre.



Figura 53. Deficiencia de cobre en pino.

Daño por pH alto: Puede aparecer muy poco desarrollo de la planta y da cabida a la incidencia de enfermedades, en coníferas siempre hay ataque de *Fusarium* spp. Propicia a una baja asimilación de fierro. El pH alcalino puede ocasionar la precipitación de calcio, magnesio y fierro (Figura 54). El pH ácido limita la disponibilidad de algunos elementos esenciales.

Figura 54. Daños en pino por pH altos.



PRINCIPALES SÍNTOMAS REGISTRADOS EN VIVEROS

Silvia Edith García Díaz

Síntomas que presenta una planta enferma

Una planta está enferma cuando se observan síntomas de estrés en las hojas, daño en la yema apical o el tallo y necrosis en el sistema radical. La detección de mala salud de la planta depende del reconocimiento e identificación oportuna de los síntomas por parte del técnico responsable de la producción.

Algunos síntomas son fáciles de identificar, por ejemplo, hojas marchitas o quemaduras y tallos con cancro; pero otros no lo son, como es el caso de la mosca fungosa o el grupo *Damping off*; las cuales son plagas y enfermedades difundidas en los viveros, que requiere cierta experiencia para su identificación.

Por lo general, es importante analizar y conocer el patrón normal de crecimiento de cada especie, durante la etapa de germinación, desarrollo y lignificación; así como tener un probado protocolo de producción; con el objeto de que cualquier síntoma que presente la planta, de manera inmediata sea diagnosticado y se proceda a su control.

La descripción de los síntomas está basada con causas bióticas y abióticas.

- **Ahogamiento:** necrosis a nivel del cuello de la planta que ocasiona la muerte.
- **Albinismo:** ausencia de color debida a factores genéticos.
- **Antracnosis:** necrosis deprimida con estructuras del patógeno.
- **Pudrición de tallo y raíz:** maceración de tejidos con poco o ningún exudado.
- **Mancha:** necrosis localizada dentro de una lesión.
- **Tizón:** Necrosis rápida y extendida, que ocasiona la muerte del hospedante.
- **Clorosis:** disminución de la producción de clorofila por anomalías en cloroplastos.
- **Amarillamiento:** disminución de la producción de clorofila más un incremento en la producción de carotenos y xantofilas.
- **Muerte de punta y brotes:** estrangulamiento del brote principal o brotes laterales y no permiten el paso del agua.
- **Defoliación:** caída del follaje de las plántulas.
- **Cancro:** necrosis restringida al tejido cortical de tallos y raíces, usualmente limitada por tejido sano.

- **Pudrición bacteriana:** maceración de tejidos con exudado.
- **Tumor o agalla:** se presenta hiperplasia y/o hipertrofia.
- **Marchitez:** obstrucción del xilema que resulta en pérdida de turgencia.
- **Arrocetado:** disminución de la longitud de los entrenudos por hipoplasia.
- **Proliferación:** alargamiento de tallos o raíces que habían dejado de crecer.
- **Deformación:** hiperplasia y/o hipertrofia en órganos que había dejado de crecer.

El Crop Protection Compendium del CABI (2001), incluye una extensa lista de síntomas resultantes de factores bióticos y abióticos, entre los que destaca los siguientes:

- Cambios visibles en el desarrollo de la parte aérea de la planta y su coloración.
- Formaciones de agallas, hinchazones, deformaciones del tallo, acículas, yemas, nudos, heridas o malformaciones.
- Reducción en el crecimiento o enanismo en la planta.
- Desecación del sistema foliar, amarillamiento foliar, envejecimiento foliar o purpura o tizones.
- Enroscamiento foliar o malformaciones del crecimiento foliar por falta de nutrientes, luz o altas o bajas temperaturas.
- Muerte generalizada o descendente de hojas y raíces que inicia en la yema apical.
- Marchitez o pérdida de turgencia de las hojas, como resultado un mal suministro de agua, exceso de luz o altas temperaturas.
- Presencia de necrosis, manchas o lesiones en el tallo, hojas o raíz.
- Presencia de canchales, hundimientos o bordes elevados en el tallo.
- Podredumbres, descomposición en el tallo y raíz o presencia de micelio o mohos.
- Evidencia de daños físicos por aves, animales o insectos.
- Condiciones climáticas adversas y ambientales en el vivero (heladas, nevadas, granizadas, vientos, altas y bajas temperaturas, otras).

DIAGNÓSTICO FITOSANITARIO Y ENVIÓ DE LAS MUESTRAS PARA SU ANÁLISIS EN LABORATORIO

Silvia Edith García Díaz

Valoración de los daños

La identificación correcta de enfermedades o daños en la planta requieren un amplio conocimiento y adiestramiento visual sobre su comportamiento y formas de presencia; estas habilidades solo se logran mediante observaciones permanentes sobre la sintomatología de la planta, valoración de los daños y los efectos sobre su crecimiento.

Existen diferentes tipos de daños en la planta, por lo que se presentarán de acuerdo a las circunstancias de crecimiento y los efectos que se generan en ella, de acuerdo a los siguientes patógenos:

- **Daños causados por hongos, insectos, musgos y líquenes u otros:** marchitamiento, lesiones foliares, enrollado de hojas, pudrición de raíz, exudados bacteriales o Gomosis.
- **Daños causados por una deficiente aplicación de fertilizantes:** deficiencia por nutrientes, clorosis, enroscamiento de hojas, amarillamiento, manchas foliares o minadas de hojas, quemaduras, achaparrado o enroscamientos foliares.
- **Daños por la aplicación de productos químicos inapropiados:** sistémicos y de contacto, daños por fungicidas; daños por insecticidas; daños por herbicidas; otros.
- **Daños causados en la planta por aspectos ambientales:** daños por heladas o temperaturas bajas o altas; daños por sequía; granizo o nieve; viento (remolinos); luz; otros.
- **Daños por malos hábitos de operación y manejo del vivero:** daños por maleza, encharcamientos en las áreas de producción, mal manejo de la malla sobra, entre otras actividades.

Diagnóstico: el resultado de un análisis para determinar una situación anormal en la planta luego de observar los síntomas *in situ*, su evolución y de realizar estudios del material colectado. No es posible hacerlos basándose exclusivamente en la presencia o ausencia de un organismo o factor (Guiérrez-García *et al.*, 2016).

El **diagnóstico de plagas** (insectos y patógenos), es la detección de síntomas y signos que están originando un problema de enfermedad de origen biótico o abiótico y los resultados de varias pruebas. Es una actividad cotidiana para los responsables de los viveros, en las distintas etapas de producción de planta y desarrollo de la misma, deberán considerarse varios aspectos de importancia: los daños y el umbral de daño para insectos, la incidencia y severidad para las enfermedades, los síntomas y presencia de signos, la identificación del agente causal (insecto o patógeno), el origen de la plaga, el hospedante y las condiciones ambientales.

Es importante llevar un registro mediante una bitácora en cada ciclo de producción de planta, para tener un control de los acontecimientos que se presenten en el vivero, condiciones ambientales

propicias, en el caso de las plagas poder ver la incidencia de la enfermedad o daños para los insectos presentes y épocas, tener en cuenta los programas de manejo implementado, productos y dosis.

Para la toma de muestras en campo para diagnóstico, es muy importante tomar la plántula con síntomas característicos de la plaga o enfermedad y con cinco plantas con un avance ligero y cinco con síntomas avanzados para un comparativo, para ser enviado a un laboratorio de diagnóstico. La muestra debe tomarse de ser posible con todo y cepellón, envolverse en papel húmedo para el envío, que debe llevar los datos de: localidad, municipio, fecha, predio, colector, síntomas observados en campo, plantas enfermas aislados o en manchón, en caso de ser insectos, enviarlos en un frasco con alcohol al 75 %. Posible agente causal que se sospeche (hongo, bacteria, virus, insectos, nematodos e incluso factores abióticos).

Levantamiento de la muestra

- a. Recolección y envío de muestra al laboratorio:** Se recomienda enviar tres charolas con planta, una totalmente sana, una con afectación inicial y otra ya avanzado el daño, casi muerta por el patógeno.
- b. Evidencias:** Aportar evidencia del material recolectado para el laboratorio.
- c. Empacado:** Empacar el material en forma holgada, en bolsas de papel de forma individual.
- d. Información sobre la sintomatología:** Proveen información escrita sobre el síntoma y otros detalles del cuándo, cómo y cuánto daño causó o se diagnosticó, edad y tamaño de la planta, fecha de colocación de la malla sombra, localización, especie y otros que considere importante para facilitar la identificación del patógeno.
- e. Código:** Poner un código de cada muestra.
- f. Tipo de material a enviar al laboratorio:** Caracterizar el tipo de material que se envía al laboratorio para su análisis.

Envío de las muestras para su análisis en laboratorio

Envío de muestra de tejido vegetal: Para que llegue en buenas condiciones la muestra debe ir envuelta en papel estraza o periódico medio húmedo, dentro de una caja preferentemente de unicel o de cartón. Anexar el formato con los datos de la toma de muestra en campo, envuelta en una hoja protectora para evitar que se humedezca. Con los datos de envío del nombre, dirección y teléfono.

Envío de muestra de suelo: Se coloca en una bolsa de poli papel la mezcla de sustratos a evaluar con la cantidad de 500 g, esto cuando quieres evaluar la cantidad de propágulos de microorganismos o el establecimiento de patógenos en sustrato.

Información sobre síntomas: En el formato de envío de la muestra, es muy importante describir los síntomas que prevalecen de la plaga o enfermedad, fecha de aparición, incidencia o daños, edad de la planta, especie del hospedante, condiciones ambientales y posible agente causal que sospechen los responsables del vivero.

Tipos de análisis: Cuando se entrega la muestra a un laboratorio de diagnóstico, siempre se debe indicar el tipo de análisis que se requiere para determinar microorganismos (hongos, bacterias, virus, etc.), análisis foliares para detectar excesos o deficiencias de nutrientes, toxicidades, entre otros.

Identificación del posible agente causal: Es de importancia determinar si se trata de insectos, de un hongo o una bacteria, entre otros, y realizar su identificación a nivel de género y de ser posible la especie del patógeno, con la finalidad de determinar su manejo y los plaguicidas más adecuados para el control de la enfermedad o del insecto plaga.

Diversos insectos son responsables de ocasionar daños en los viveros y varios patógenos que causan enfermedades, se reportan dentro de las enfermedades más comunes al moho gris por *Botrytis cinerea*, la chupadera (*Damping off*), pudriciones de raíz por el complejo de hongos *Pythium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Fusarium*, los que causan marchitamientos vasculares como *Verticillium albo-atrum*, *Fusarium*, enfermedades en follaje como cenicillas, tizones de importancia como *Dothistroma*, *Lophodermium*, entre otras de menor importancia. Dentro de los insectos que afectan a viveros se mencionan a los áfidos, gusanos trozadores, picudos de la raíz, moscas fungosas, ácaros, mosquitas blancas y otros insectos.

Cabe señalar que los de mayor importancia para las coníferas de clima templado está el *Damping off* y pudrición de raíz y las moscas fungosas; por lo cual se describen con mayor detalle en el presente manual.

Resultados esperados del estudio

- **Identificación del patógeno:** Insectos, hongos, bacterias, canchales, roedores, conchuelas, cicatrices, aves u otras
- **Caracterización del patógeno:** Nombre técnico, especies, ciclo reproductivo, tipo de daño o enfermedad que causa, parte vegetal dañada de la planta, forma de dispersión y comportamiento, fortalezas y debilidades del patógeno.
- **Métodos de control.** Recomendaciones de tratamientos químicos o biológicos, dosis, periodicidad de aplicación y monitoreo de seguimiento.

CONTROL BIOLÓGICO DE ENFERMEDADES EN VIVERO

Jairo Cristóbal Alejo

La problemática de la utilización discriminada de los plaguicidas puede resumirse en presencia de fitófagos con mayor resistencia y contaminación ambiental. Una respuesta positiva y concreta a la campaña mundial contra el uso de productos químicos es la utilización de microorganismos antagónicos, altamente competitivos para la protección de plantas contra patógenos de la raíz, principalmente (Stefanova *et al.*, 2004).

Al menos el 60 % de las enfermedades que manifiestan las plantas son causadas por hongos; disminuyen los rendimientos, ya que afectan su desarrollo fisiológico y los hacen más susceptibles al ataque de otros fitopatógenos (Moo-Koh *et al.*, 2014).

Entre las enfermedades que causan los hongos se encuentran las pudriciones de tallo y raíz, asociadas en su mayoría por hongos con origen en el suelo, como *Fusarium spp.*, que ataca a una gran diversidad de plantas, y que se caracteriza por sobrevivir como saprofito en restos de plantas y permanecen en el suelo por varios años (Arguello *et al.*, 2007).

El uso alternativo en viveros forestales, para el control de patógenos con origen en el suelo o sustrato, son los microorganismos antagonistas, ya que ejercen un biocontrol exitoso sobre enfermedades. Tal es el caso del género *Trichoderma* que inhibe el crecimiento de hongos fitopatógenos y las poblaciones de nematodos fitopatógenos, gracias a los mecanismos de acción que ejerce sobre éstos, entre los que destacan, la competencia por nutrientes y espacio, la producción de metabolitos y el micoparasitismo (Samuels *et al.*, 2007).

Mejía *et al.*, (2016), realizaron estudios con plantas anuales en condiciones protegidas y demostraron la eficiencia y el impacto ecológico que representa el uso de estos organismos ya que disminuye los efectos inherentes al uso de productos químicos. En la actualidad, especies del género *Trichoderma* son de los antagonistas más utilizados para el control de enfermedades en plantas causadas por hongos, debido a su ubicuidad, a su facilidad para ser aislados y cultivados, a su crecimiento rápido en un gran número de sustratos ya que no parasitan plantas superiores (Ezziyyani *et al.*, 2004). Reportes con *Trichoderma* han demostrado un antagonismo efectivo contra hongos fitopatógenos (Martínez-Padrón *et al.*, 2017). En particular con *Trichoderma harzianum* cepa A34, fue eficaz en el control de *Fusarium oxysporum*, agente causal de la marchitez en banano (Reyes *et al.*, 2012).

Características del género *Trichoderma*

Trichoderma es un hongo que se encuentra frecuentemente sobre tejidos vegetales en descomposición. Es un organismo dominante en los suelos, debido a su naturaleza agresiva y su capacidad metabólica para competir con otros microorganismos (Insuasty *et al.*, 2014). Comprende alrededor de 386 especies sin fase sexual evidente (Samuels *et al.*, 2007). 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 producir clamidosporas unicelulares pero pueden unirse entre dos o más. Estas estructuras son de vital importancia para su sobrevivencia en

el suelo bajo condiciones adversas. El organismo crece y se ramifica desarrollando 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 a 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, con óptimo de 60 % de la capacidad de retención de humedad del suelo. 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* se utilizan como agente de biocontrol contra hongos fitopatógenos como *Rhizoctonia* spp., *Pythium* spp., *Botrytis cinerea* y *Fusarium* spp., entre otros. Están catalogados entre los agentes de control biológico más eficientes debido al amplio espectro antagonista que presentan (Michel-Aceves *et al.*, 2012). En un estudio realizado por Guédez *et al.* (2012) reportaron con diferentes aislados de *T. harzianum* altos grados de parasitismo en *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii* y *Fusarium oxysporum*, todos los aislados demostraron tener porcentajes de inhibición del crecimiento radial de los patógenos mayores al 50 %. Las especies de *Trichoderma* actúan como hiperparásitos competitivos. Las que producen metabolitos antifúngicos y enzimas hidrolíticas se le atribuyen los cambios estructurales a nivel celular, tales como vacuolización, granulación, desintegración del citoplasma y lisis celular, en los organismos con los que interactúa, además de la habilidad de incrementar el desarrollo y crecimiento de las plantas (Ezziyyani *et al.*, 2004).

Trichoderma puede aplicarse desde semilla y protegen a las plántulas en la fase post-emergente de los patógenos fúngicos, así mismo, la aplicación directa al suelo o al sustrato ofrece una protección mayor a los cultivos (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* puede detectar 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 presente 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* lograron 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 a parasitarlo (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 la competencia puede definirse como el comportamiento desigual de dos o más organismos ante un mismo requerimiento, siempre y cuando la utilización del mismo 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, las cualidades que favorecen la competencia de este antagonista se encuentran: la alta velocidad de crecimiento que posee y la secreción de metabolitos de diferente naturaleza, que frenan o eliminan a los competidores en el microambiente. Este modo de acción influye en bloquear 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 rizosfera, se relacionó 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 cuanto a estructura y función. Muchas cepas de *Trichoderma* producen estos metabolitos secundarios, 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 identificaron compuestos del tipo de las alquilpironas (6-a-pentil-pirona), isonitrilos (isonitrina), poliquétidos (harzianolida), peptabioles (trichodermina, atroviridina, alameticina, suzucacilina y trichoianina), 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).

CARACTERIZACIÓN Y MANEJO DE *FUSARIUM* SPP. (SPHAEROPSIDALES: SPHAEROPSIDACEAE)

Silvia Edith García Díaz y Omar Alejandro Pérez Vera

Distribución e Importancia

A nivel mundial y en México, en climas templados y tropicales, en viveros tradicionales y modernos, algunas especies del género *Fusarium*, ocasionan pérdidas económicas de gran importancia en los viveros forestales; los ataques se presentan durante las etapas de preemergencia, postemergencia y cuando la planta está en desarrollo (García-Díaz, 2017). La enfermedad de la secadera en pino causada por *Fusarium* spp., ha sido una limitante en la calidad de la planta, ocasionando pérdidas de hasta un 30 - 40 % en su producción (Marín, 2015b; García *et al.*, 2007).

Hospedantes: Es considerado un hongo cosmopolita, por lo cual afecta tanto a latifoliadas y coníferas. Afecta a varias especies de pino entre ellas a *P. cembroides*, *P. devoniana*, *P. montezumae*, *P. greggii*, *P. pseudostrobus*, *P. radiata*. García *et al.* (2007), asocian el Damping off y pudrición de raíz con *F. oxysporum* en *P. ayacahuite*, *P. montezumae* y *P. michoacana*. Alvarado *et al.*, (2004) reportan *P. ayacahuite*, *P. hartwegii*, *P. leiophylla*, *P. rudis*, *P. teocote*, *Abies religiosa* y *Cupressus lusitánica*, afectados por *Fusarium*.

Ciclo de la enfermedad: *Fusarium* spp., sobrevive en forma de esporas o clamidosporas, que son estructuras de resistencia de varios hongos que resisten condiciones ambientales adversas (Figura 55). Pueden manifestarse de forma endémica y llegan a ser asintomáticos. El desarrollo de la enfermedad llega a ocasionar serios problemas cuando se tienen temperaturas altas, excesos de riego, que causa alta humedad, pH altos o bajos y altos contenidos nutrimentales principalmente el nitrógeno origina la presencia de la enfermedad.



Figura 55. Ciclo de vida de *Fusarium* spp. en vivero.

Sintomatología: La sintomatología que causa en los almácigos en **preemergencia**, es la inhibición de germinación de la semilla, donde se observa un ablandamiento, la cual, al extraerse del sustrato se observara que existe muerte del embrión y pudrición de la radícula recién emergida. No hay emergencia de la plántula (Figura 56).

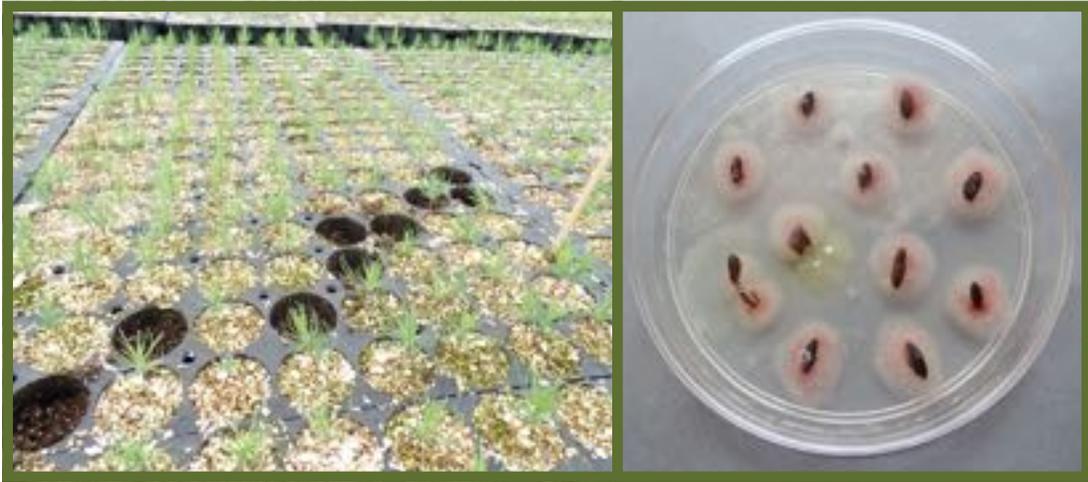


Figura 56. Cavidades donde no hubo germinación de las semillas y posteriormente se colocaron en medio PDA, mostrando alto desarrollo de micelio de *Fusarium* spp. en vivero.

En **postemergencia** hay secamiento, pudrición a nivel del cuello, posteriormente el tallo se colapsa después de que las plántulas emergen del suelo, por lo cual se le da el término de chupadera, y es muy notorio en la etapa de plántula. Los síntomas aéreos se reconocen por presentar acículas esparcidas y cloróticas, seguidas por una muerte descendente (Figura 57).

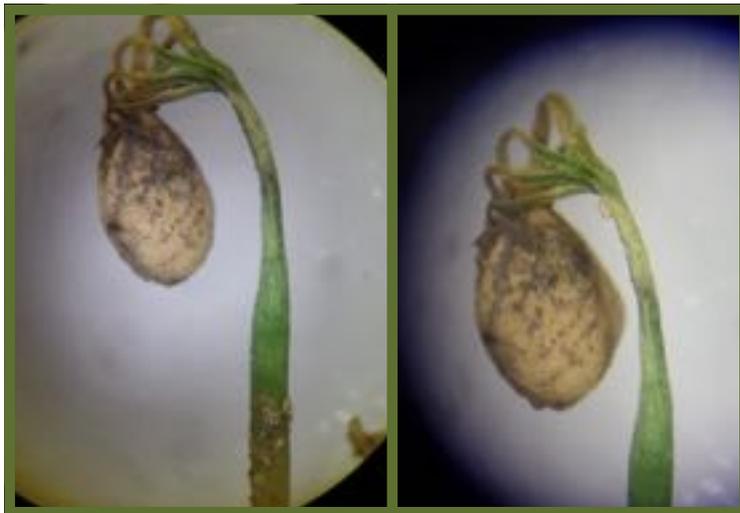


Figura 57. Plántulas de *P. pseudostrobus* en etapa de cerillo, donde se muestra un estrangulamiento del tallo, en la parte superior e inhibe el desarrollo de la planta.

Durante el desarrollo de la planta al cual se le conoce como **tardío**, existe marchitez del brote principal en algunas especies de pino y causa un marchitamiento general, coloración de acículas amarillentas y luego color rojizo, e incluso en algunas especies de pino se presenta en el tallo una

coloración de color violeta y finalmente se presenta una muerte descendente acompañada del secamiento del tallo. En raíz existen diferentes avances de pudrición y se hacen muy quebradizas. Observe la Figura 58.



Figura 58. Plántulas de *P. pseudostrobus* y *P. greggii* que muestran doblamiento de la plántula y pudrición de raíz.

Formas de dispersión: Se puede diseminar por semilla, agua, aire, sustrato, herramientas y equipos, personal, tubetes y a través de sus vectores las moscas fungosas).

Landis *et al.* (1989) argumentan que la enfermedad de la chupadera (secadera) se presenta por factores culturales y ambientales propicios para la enfermedad. Entre ellos destacan la calidad de semillas que pueden estar contaminadas por hongos y producir plántulas débiles que hacen susceptibles al patógeno.

Semilla: generalmente se realiza un análisis de semillas donde se estudian características físicas y biológicas como son la pureza, peso, germinación, contenido de humedad, viabilidad y vigor. Pero muy poco se realiza un análisis fitopatológico de la semilla. Barnard y Blakeslee (1980), Storer *et al.* (1998) y Wingfield *et al.* (2008), reportan a *Fusarium* spp., como un patógeno que puede infectar semillas y plántulas en viveros. Landis (1989) argumenta que la enfermedad de la chupadera (secadera) se da por la calidad de la semilla, que puede estar contaminada por hongos y producir plántulas débiles que hacen susceptibles al patógeno. García 2017, lo encontró asociado a semilla aun cuando se desinfectó con hipoclorito de sodio al 3 % durante 20 minutos, donde identificó a *F. circinatum*, *F. oxysporum*, *F. subglutinans* y *F. proliferatum*, que presentaron pudrición de semilla y no hubo germinación, lo cual indica que el hongo puede ser un patógeno interno.

Riego: Kilic *et al.* (1998) y Peterson (2008), mencionan que el género *Fusarium* spp. y *F. oxysporum*, puede venir en el suelo, en el aire y en el agua de riego (red de riego y cisterna).

Viento: Por el viento se transportan las esporas de los hongos y llegan a los viveros a las áreas de producción de planta, y en el momento que se presenten condiciones apropiadas de temperatura y humedad relativa, se desarrolla la enfermedad mientras que la planta esta vulnerable.

Sustrato: García (2007), analizó turba de musgo que tiene altos contenidos de materia orgánica y aisló propágulos de *F. oxysporum* y en la mezcla de sustratos de viveros a *F. circinatum*, durante el ciclo de producción de planta 2013-2014 en la región centro.

Herramienta y personal del vivero: los equipos, herramientas y prendas de protección, si no son lavados y esterilizados quedan vulnerables para ser una vía de transporte de esporas de los hongos y bacterias. El personal del vivero también puede transportar esporas de *Fusarium*.

Moscas Fungosas: Los adultos son muy activos en el vivero y de esta manera dispersan los hongos.

Los adultos y larvas de ciáridos pueden ser un medio de transporte de hongos patógenos y no patógenos (Kalb y Miller, 1986; Shamshad *et al.*, 2009). García (2007), aisló de larvas de mosca fungosa a *F. circinatum*, *F. oxysporum*, *F. subglutinans* y *F. pseudocircinatum*. James *et al.* (1995), Stanghellini y El-Hamalawi (2005), señalan que las larvas de ciáridos pueden transmitir hongos como *Fusarium oxysporum* y *Fusarium avenaceum*, entre otros como, *Thielaviopsis basicola* y *Verticillium alboatrum*, que están en el tracto digestivo e inoculando a plantas sanas durante su alimentación.

Condiciones ambientales favorables: Bloomberg (1981), señala que las altas temperaturas (25 a 35 °C), estimulan el crecimiento de *Fusarium* y que la elevada fertilización con nitrógeno parece incrementar las pérdidas por la enfermedad. Normalmente las plántulas están infectadas con el hongo, pero no desarrollan síntomas foliares. *Fusarium* es un habitante común de la rizósfera y la enfermedad sólo se desarrolla cuando la plántula presenta estrés, debida a la sequía o al calor. La práctica cultural de estresar por humedad a las plántulas para endurecerlas, puede entonces promover el desarrollo de la enfermedad (James, 1986). Alta humedad relativa, alto pH de agua o sustrato y poca luz favorecen a la enfermedad.

Pruebas de patogenicidad: Es necesario determinar el agente causal que está ocasionando la enfermedad y para ello podemos utilizar las pruebas de patogenicidad conocidas como “postulados de Koch” que consisten en:

1. El microorganismo debe estar asociado a la enfermedad, a su vez esta no debe aparecer sin que el microorganismo esté presente.
2. El microorganismo debe aislarse con cultivo puro e identificarse con morfología.
3. El microorganismo puro se inocula en planta sana de donde se aisló el patógeno, se deben dar las condiciones favorables del ambiente (temperatura y humedad) para que se desarrolle la enfermedad.
4. El microorganismo debe ser reaislado del hospedante inoculado y debe mostrar las mismas características morfológicas del organismo inoculado en la planta sana y manifestar la misma sintomatología.

Clasificación e identificación de las especies

Booth (1971) y Leslie y Summerell (2006), mencionan que *Fusarium* es conocido alrededor del mundo, pero presenta una taxonomía muy complicada en sus caracteres morfológicos y fisiológicos, esto dificulta la clasificación por morfología.

La identificación se debe realizar mediante las claves y manuales de Nelson *et al.* (1983); Booth (1971), Leslie y Summerell, (2006), y Kvas *et al.* (2009). Se debe observar el tipo de crecimiento, aspecto del micelio, coloración de la colonia y formación de macroconidios, microconidios, fiálides, clamidosporas y esporodocios.

García 2017, Identificó a nivel morfológico y molecular las especies de *Fusarium* causantes de la secadera y pudrición de raíz en ocho viveros forestales del Centro de México, en tres especies de pino: *Pinus montezumae*, *P. greggii* y *P. pseudostrabus*.

Se obtuvieron 145 aislamientos de muestras de semilla, sustratos, raíces de plántulas enfermas y de larvas de mosca fungosa, donde se obtuvo con mayor frecuencia a *F. circinatum* con un 58 %, esto

refleja su importancia como principal patógeno en viveros forestales en el centro de México, es posible que el patógeno se pueda llevar de vivero con plantas infectadas a los sitios de plantación durante las reforestaciones en las diferentes regiones de nuestro país. En segundo lugar, con el 21 % se obtuvo a *F. oxysporum* y en menor frecuencia a *F. ploriferatum* con un 9 %, *F. pseudocircinatum* con un 6 % y *F. avenaceum* con un 4 %, *F. subglutinans* con 1 % y un *Fusarium* sp. con 1 %.

- a. ***Fusarium* sp.** Micelio abundante de forma algodonosa a menudo se tiñe de color rosa, púrpura o amarillo en medio de cultivo, conidióforos variables, delgados y simples o cortos y ramificados en algunas ocasiones o esponjados y en forma de espiral en extracto de malta, fiálides simples o agrupadas en un esporodoquio; conidios variables, macroconidios de varias células levemente curvados o con un dobles en los extremos, comúnmente en forma de canoa; microconidios de una célula ovoides u oblongos solos o en cadena algunos conidios intermedios presentan de 2 a 3 células oblongos o levemente curvados.
- b. ***Fusarium circinatum*.** El micelio es de color blanco con tonos rojos o violetas, generalmente violeta fuerte en medio de cultivo PDA. Con pigmento de color violeta en el medio. Los macroconidios delgados y sin curvatura, de 3 septos, microconidios de forma alantoide, oval a ovoide y ovoides, de cero septos, microconidios en falsas cabezas, con monofiálides y polifiálides, presenta circinas (hifas estériles). Esporodoquios de color naranja pálido.
- c. ***Fusarium oxysporum*.** Las colonias en medio PDA presentan micelio algodonoso, escaso o abundante, varían en color, pueden ser blanco, rosado, violáceo a violeta pálido. La pigmentación es color violeta pálido en el agar. Presenta macroconidios fusoides, con 3-5 septos, microconidios de forma oval y con 0-1 septos, con arreglo de los microconidios en falsas cabezas. Forma conidióforos en monofiálides, clamidosporas presentes y esporodoquios de color naranja a violeta.
- d. ***Fusarium proliferatum*.** Micelio aéreo abundante inicialmente de color blanco a rosa claro en PDA, pero puede llegar a tornarse de color púrpura-violeta, el pigmento en medio de PDA es violeta variando en intensidad. Con macroconidios esbeltos casi rectos, de 3-5 septos, microconidios de oval a ovoide, clavado y piriformes, sin septos, con cadenas largas, arreglo en falsas cabezas, con monofiálides y polifiálides. Esporodoquios de color naranja pálido.
- e. ***Fusarium pseudocircinatum*.** Presenta micelio algodonoso de color blanco a violáceo, con pigmentación en el medio PDA de color violeta, sobre todo en el centro de la colonia. Macroconidios muy escasos y delgados, de 3 septos, microconidios de oval a alantoide y de oval a ovoide, con 0-1 septos, con arreglo de los microconidios en cadenas cortas y en falsas cabezas. Presenta monofiálides y polifiálides, presenta circinas (hifas estériles) y la formación de esporodoquios son muy escasos.
- f. ***Fusarium avenaceum*.** Presenta micelio algodonoso con crecimiento ligero en medio PDA, el color varía de crema a amarillo ligero. El pigmento formado en el agar es de color

borgoña a marrón. Los macroconidios son largos y ligeramente curvados, presenta de 3-5 septos, los microconidios son fusiformes con 0-1 septos, presenta monofiálides y polifiálides, esporodoquios de color crema.

- g. *Fusarium subglutinans*.** Presenta micelio algodonoso en medio PDA, inicialmente de color blanco y tornándose a violeta con el envejecimiento de la cepa. Su pigmentación en el agar varía de incoloro a un color púrpura oscuro. Los macroconidios son muy escasos y si están presentes son esbeltos, con 3 septos, los microconidios de forma oval y de oval a ovoide, sin septos, presenta el arreglo de los microconidios en falsas cabezas, con monofiálides y polifiálides. Esporodoquios de color crema a naranja.

Para la identificación mediante biología molecular, se dispone de una base de datos denominada FUSARIUM-ID (*Fusarium* identification), que alberga un número considerable de secuencias de estos dos genes y además secuencias de β -tubulina, IGS, ITS1, ITS2, RDNA y RPB1, que pueden ser usados como referencia para la identificación, tipificación y taxonomía y filogenia más precisa de aislamientos de *Fusarium* (Geiser *et al.*, 2004).

Manejo integrado de plagas (MIPyE)

Un programa de manejo integral de plagas y enfermedades a través de control químico y mediante labores culturales deberá comprender los siguientes aspectos: **exclusión** (prevención de la entrada de las enfermedades); **protección** (protección de la planta ante las plagas o factores externos existentes); **erradicación y eliminación** de las plagas, luego del establecimiento de la enfermedad; y **resistencia** (manejo de plagas y enfermedades a través de la genética) (Landis *et al.*, 1990).

Control biológico

El uso de microorganismos antagonistas como hongos o bacterias, ayudan a disminuir el daño causado por las especies del género *Fusarium*. Se sugiere utilizar no solo individualmente sino se puede utilizar una mezcla de varios agentes de biocontrol para obtener un control biológico eficaz de fitopatógenos del suelo o en combinación con otras medidas de control. Barrows y Kerl (1981) mencionan que en condiciones de invernadero el uso de la bacteria *Arthrobacter* reduce la esporulación de *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans*. Algunas especies de *Trichoderma* que han sido utilizados como agentes de control biológicos son *T. asperellum* cepa T34 y *T. harzianum* (Martínez *et al.*, 2010; López *et al.*, 2016; García *et al.*, 2019). Moraga *et al.* (2011) sugieren aplicar *Trichoderma* o *Clonostachys rosea* directamente al sustrato antes de la siembra para obtener una menor mortalidad de plántula en postemergencia causada por *F. circinatum* en plántulas de *Pinus radiata*. Mitchell *et al.* (2005) observó que *T. harzianum* restringe el crecimiento de *F. circinatum* en medio de cultivo y puede causar colapso de la hifa a los 7 días. Martínez *et al.* (2010) mencionan que *T. harzianum* ejerce un efecto significativo en el crecimiento *in vitro* de *F. circinatum*, pero en semillas y plántulas de *P. radiata* no observó efecto alguno de *T. harzianum* sobre la presencia de la enfermedad. El género *Trichoderma* se adapta a las condiciones de vivero, pero su sobrevivencia en a las condiciones de campo puede verse afectado (Mitchell *et al.*, 2004). Martínez *et al.* (2016) reportaron como alternativa a *Chaetomium aureum* y *Aternaria* sp como agentes de biocontrol del *Damping off* en *P. radiata*.

Control cultural

El género *Fusarium* es un habitante natural del suelo que afecta una amplia gama de cultivos agrícolas, incluyendo especies de importancia forestal por causar el *Damping off* y pudrición de raíz en pre y post emergencia durante la producción de planta en vivero. Por tal motivo, es necesario establecer estrategias de manejo de la enfermedad para reducir el inóculo que puede llegar al vivero. La vía de entrada de *F. circinatum* puede ser por semilla, agua, sustrato, herramientas de trabajo y por el hombre. Wingfield *et al.* (2008) recomiendan el uso de semilla libre del patógeno para evitar el *Damping off* en pre y post-emergencia. Para inactivar el micelio y esporas de *F. circinatum* es necesario realizar una desinfección de la semilla con agua caliente a una temperatura de 52 a 55 °C por 30 minutos (Flores-Pacheco, 2017). Otro buen desinfectante es el uso de peróxido de hidrógeno (H₂O₂) al 30 % por 10 o 15 minutos, este compuesto penetra la cubierta de la semilla e incrementa la tasa de germinación (Carrasco *et al.*, 2016; Wingfield *et al.*, 2008).

Cuando el hongo está presente en un vivero, es necesario establecer altos niveles de higiene para evitar la propagación del hongo en las plántulas; entre las medidas se encuentra el uso de agua de riego libre del patógeno, bandejas y contenedores desinfectados, sustrato estéril, eliminar y quemar las plántulas con síntomas provocados por el hongo y el control de vectores del hongo (Carrasco *et al.*, 2016, Wingfield *et al.*, 2008; Dwinell *et al.*, 1985 Hurley *et al.*, 2007).

En los viveros de Chile y Sudáfrica se ha demostrado que aplicar un tratamiento térmico a los contenedores a una temperatura de 74 a 80 °C disminuye sustancialmente la presencia del hongo (Gordon *et al.*, 2015; Morris y Guhde, 2014). Van Wyk *et al.* (2012) recomiendan aplicar peróxido de hidrógeno (H₂O₂) en el agua de riego por un tiempo de exposición de 6 horas para la eliminación de *F. circinatum*. Otras medidas del manejo de la enfermedad establecidas por el Servicio Agrícola y Ganadero de Chile son las siguientes:

- a. La entrada y salida del vivero con presencia de *F. circinatum* debe ser en un solo punto y controlada. Además, debe ser obligatorio que el personal limpie y desinfecte su calzado al pasar sobre una pequeña piscina que funciona como un tapete sanitario y que ayuda reducir la carga de organismos causales de enfermedades que son llevados en el calzado, cuando son usados correctamente.
- b. El área bajo las platabandas y pasillos deben mantenerse libres de restos de sustrato, malezas o restos de plantas.
- c. Las herramientas deben desinfectarse cada vez que se utilicen.
- d. Controlar movimiento de personas y maquinaria en áreas donde se haya detectado la presencia del hongo.

Control químico

Para disminuir el daño por *Damping off* es necesario aplicar un fungicida de manera preventiva a la semilla antes de la siembra para aumentar la tasa de germinación y supervivencia de las plántulas en el vivero. Algunos de los fungicidas usados para el control de enfermedades son considerados altamente peligrosos y prohibidos en bosques y plantaciones certificadas por el FSC (Forest Stewardship

Council, 2016). Los fungicidas recomendados para el control de este hongo se encuentran: procloraz, tebuconazole, benomyl, difenocoazole, propiconazol, Tiabendazol (Dwinell *et al.*, 1985, Wingfield *et al.*, 2008, Mitchell *et al.*, 2011); captán, thiram (Landis, 1989). La aplicación de Tiabendazol puede limitar el crecimiento de *F. circinatum* y retardar la expresión de síntomas (Wingfield *et al.*, 2008). Sin embargo, especies del complejo *Gibberella fujikuroi* han generado resistencia a Benomyl y derivados de Tiabendazol (Yan y Dickman, 1993). En Chile se han realizado pruebas *in vitro* con difenoconazol, fludioxinil donde hay inhibición del crecimiento micelial de *F. circinatum* ya que únicamente se tiene registrado a azoxistrobina contra este patógeno (Carrasco *et al.*, 2016). Para el tratamiento de semilla se recomienda el uso de captán, thiram, benomyl, carboxin, carbendazim, clorotalonil, Procloraz y Tiabendazol aplicados por la inmersión de la semilla por 5 a 10 minutos (Wingfield *et al.*, 2008; Gordon *et al.*, 2015). A continuación se describen la dosis de cada uno de los fungicidas a utilizar para controlar la pudrición de raíz y cuello en el vivero: Clorotalonil en dosis de 30 mililitros por cada litro de agua, Captán a una dosis de 2.5 g/ 1 L de agua con una persistencia de 12 a 14 días, Procloraz 200 ml/ 100 L de agua, Thiram a una dosis de 300 ml/100 kg de semilla, Tiabendazol a una dosis de 2 ml por cada litro de agua con una vida media 33 - 120 días según las condiciones de humedad y temperatura en el suelo, Tebuconazol (0.75-1 L/100 L de agua), azoxistrobina (200-400 cm³/Ha), Difenconazol (10-15 cc/100 L de agua), Fludioximil (100 cm³/100 kg de semilla), Propiconazol (50 ml/100 L de agua). La COFEPRIS es la encargada de autorizar los ingredientes activos para controlar el *Damping off* y pudrición de raíz (Cuadro 1).

Cuadro 1. Ingredientes activos autorizados por la COFEPRIS para controlar el *Damping off* en especies forestales en México.

Ingrediente activo	Modo de acción	Categoría toxicológica	FSCβ	Registros vigentes en México Φ
Difenoconazol	S	III		
Azoxystrobin	S, P	III		
Fludioxonil	S, P	IV		
Propiconazol	S, E	III		
Tiabendazol	S	III		
Mancozeb	P	III		102
Captán	P,E	III	*	
Procloraz	P, E	III		
Tebuconazole	S, E	IV		
Benomilo	S, P, E	II		
Difenoconazole	S	IV		
Clorotalonil	P,E	II		119

S= sistémico, P=protector, E=erradicante

I= Extremadamente toxico, II= Altamente toxico, III= Moderadamente toxico, IV= Ligeramente toxico

β Fungicidas prohibidos para su uso por FSC (Forest Stewardship Council).

Φ Fungicidas altamente peligrosos con mayor número de registros autorizados vigentes en México

CARACTERIZACIÓN Y MANEJO DE MOSCAS NEGRAS FUNGOSAS *BRADYSIA IMPATIENS* Y *LYCORIELLA INGENUA* (DIPTERA: SCIARIDAE)

Víctor Hugo Marín Cruz

Importancia de *Bradysia impatiens* y *Lycoriella ingenua*

Los adultos de la familia Sciaridae son moscas pequeñas que miden de 1-6 mm (Mohrig y Menzel, 2009); entre sus especies están los conocidos comúnmente como moscas fungosas negras, representados por varios géneros y especies que se constituyen como plagas en viveros e invernaderos. Dentro de estos géneros se incluye *Lycoriella* Frey, 1972 y *Bradysia* Winnertz, 1867. Las larvas se alimentan de hongos, algas y materia orgánica en descomposición, eventualmente son capaces de perforar raíces sanas de diferentes especies y semillas carnosas bajo ciertas circunstancias, y en infestaciones severas pueden ocasionar la muerte de la planta (Aguilera y Ortega, 1996; Cibrián *et al.*, 2008; Cloyd, 2015; Landis *et al.*, 1989; Mansilla *et al.*, 2001; Marín *et al.*, 2015a, b; Springer, 1995a, b). Varias especies de la familia Sciaridae son reportadas como plagas de importancia económica en invernaderos y en la producción del hongo *Agaricus bisporus* (Lange) (Imbach) (Landis *et al.*, 1989; Shin *et al.*, 2012; Steffan, 1981; White *et al.*, 2000). Además, según Braun *et al.* (2009), Gardiner *et al.* (1990), Gillespie y Menzies (1993), Hurley *et al.* (2007); James *et al.* (1995), Kalb y Millar (1986) y Pundt (1999), las larvas y adultos de la mosca fungosa pueden facilitar la infección de plántulas por llevar sobre su cuerpo esporas de hongos patógenos como *Pythium*, *Fusarium*, *Botrytis*, *Verticillium* y *Phoma*.

En los últimos años se ha reportado a la mosca fungosa negra alimentándose de las raíces de plántulas de árboles como eucaliptos y coníferas (Cibrián *et al.*, 2008; James *et al.*, 1995; Hurley *et al.*, 2007; Keates *et al.*, 1989; Mansilla *et al.*, 2001; Menzel *et al.*, 2003, 2006; Marín *et al.*, 2015a). Según Cibrián *et al.* (2008) en México se tienen reportes de infestaciones severas de la mosca fungosa en viveros forestales en el centro del país, causando cuantiosas pérdidas de plántulas de coníferas.

En el ciclo de producción de planta forestal de 2010-2011, en el vivero forestal de Temamatla, Estado de México se tuvieron infestaciones severas por sciáridos, con pérdidas de más del 40% de la cosecha de planta (1.5 millones de un total de 4 millones) (Cibrián, comunicación personal, 20 de marzo de 2011).

Distribución

B. impatiens y *L. ingenua* han sido diseminadas por el hombre con el movimiento de plantas. Estas especies son comunes en macetas, materia orgánica, jardines e invernaderos (Menzel *et al.*, 2006; Mohring *et al.*, 2012; Shin *et al.*, 2012). Su distribución es mundial, desde Sudáfrica, Brasil, Hawái, República Checa, Finlandia, Alemania, Gran Bretaña, Italia, Holanda, Rusia, España, Suiza, Letonia, Azerbaiyán, Japón, Corea, Canadá, E.U. (Menzel *et al.*, 2003; Mohring *et al.*, 2012; Shin *et al.*, 2012). En México *B. impatiens* y *L. ingenua* son reportadas como plaga común en viveros forestales y en invernaderos de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzch) (Marín 2015a, b; García, 2008); En Gran Bretaña se reporta atacando hongos comestibles en invernaderos (White *et al.*, 2000). Mansilla *et al.* (2001) la reportan causando daño en viveros de *Eucalyptus* en Italia. Hurley *et al.* (2007) y (2010) identificaron a *B. difformis* en viveros de coníferas en Sudáfrica. Por su amplia distribución esta espe-

cie es diseminada por las actividades de cultivo del humano, no solo por medio de las plantas, sino también a través de los sustratos, específicamente en la turba. Marín *et al.*, (2015 a, b) reportaron que viveros del Estado de México se encuentran presentes como plaga las especies de *B. impatiens* y *L. ingenua* atacando principalmente plántulas de *Pinus montezumae*.

Ciclo biológico

Ciclo de vida de *B. impateins*

Desde huevo a adulto puede variar de 3 a 5 semanas dependiendo de la temperatura (Mansilla *et al.*, 2001; Pundt, 1999; Villanueva, 2013). Mansilla *et al.* (2001) reporta que *B. impatiens* a una temperatura de 23 °C. \pm 1 y 70 \pm 1 % de humedad relativa, los adultos viven de 4 a 7 días; huevos 3 o 5 días; total del estadio larvario 9 a 13 días; pupa de 4 a 6 días. En total el ciclo completo tiene una duración de entre 20 a 31 días (Figura 59). La duración del ciclo de vida está determinada por la temperatura. Marín *et al.* (2015a) reportaron que, en Chapingo, Texcoco el ciclo de vida completo de *B. impatiens* tuvo una duración de 27.5 días (rango de 25-30 días, n = 11 ciclos) en condiciones de laboratorio a una temperatura de 21 °C \pm 2 °C. La duración en cada estadio de desarrollo fue en huevo 4.5 días (rango 4-5 días), larva de primer estadio 2 días, larvas de segundo estadio 2.5 días (rango 2-3 días), larva de tercer estadio 4 días (rango 3.5-4.5 días), larva de cuarto estadio 4 días (rango 3-5 días); la duración de los cuatro estadios larvarios fue de 12.5 días (rango 11-13 días), prepupa 1 día, pupa 4 días y adulto 5.5 días (rango 4.5-6.5 días). Wilkinson y Daugherty, (1970), reportan una duración igual (27.5 días) del ciclo biológico para *B. impatiens* a una temperatura de 24 °C y la duración de los cuatro instares larvarios es de 13.1 días. Además, Mansilla *et al.* (2001), reportan un ciclo biológico de *B. impatiens* (temperatura de 23°C \pm 1 °C) de 21-28 días (24 días en promedio) y la duración de estadios larvarios es de 9-13 días. La diferencia entre la duración de los ciclos de vida se debe al uso de diferentes temperaturas en la cría en laboratorio.



Figura 59. Ciclo de vida de *Bradysia impatiens*.

Ciclo biológico *L. ingenua*

Bajo las mismas condiciones tuvo una duración de 30.5 días (rango 27-34 días, n = 12 ciclos). Por estadio fue: huevos 4 días (rango 3-5 días); larvas primer instar 2.5 días (rango 2-3 días); larvas de segundo y tercer instar presenta una duración similar 4 días (rango 3.5-4.5 días), larvas cuarto instar 6 días (rango 5-7 días). El total de duración de los instares de las larvas fue de 16.5 días (rango 14-19 días); prepupa 1 día; pupa 4 días (rango 3.5-4.5 días); adultos 5 días (rango 4.5-5.5 días). En el **Cuadro 2** se presentan diferentes duraciones del ciclo biológico de *L. ingenua*. Frouz y Nováková (2001) reportan que la duración del ciclo biológico de *L. ingenua* depende fuertemente de la temperatura, este puede variar de 18 a 40 días con una temperatura respectivamente de 25 °C y 15 °C. Además, el uso de diferentes dietas pudo influir en la duración del ciclo biológico.

Cuadro 2. Ciclos biológicos de *L. ingenua* de autores y temperaturas diferentes.

Duración promedio de estadio en días	Marín 2015 21 °C ± 2 °C	*Steffan (1974) 20 °C ± 2 °C	Lewandowski et al. (2004) 24 °C	Frouz y Nováková (2001) 22 °C
Huevo	4	3.3	3	3.5
Larva instar I-IV	16.5	13.6	13	18.5
Pupa	5	3.1	4	1.5
Adulto	5	4		6
Total	30.5	24	20	29.5

*Steffan reporta a *Lycoriella mali*, pero es sinonimia de *Lycoriella ingenua*.

Huevo

El huevo de *B. impatiens* es liso y blando. Recién ovipositado de color blanco lechoso y conforme se desarrolla se torna de color amarillo claro semitransparente y brillante. A partir del segundo día se identifica la cabeza esclerotizada de la larva, el tercer día se observa la cabeza bien formada con sus mandíbulas. La cabeza de la larva puede ocupar hasta el 20 % de la superficie del huevo. Una hembra oviposita de 25-122 huevos (Marín et al., 2015a).

Estadios larvarios

Las larvas de la familia sciaridae según Steffan, (1974 y 1981) presentan cabeza bien desarrolladas, cápsula de la cabeza negra; cuerpo filiforme con 12 segmentos, de color blanco transparente, se puede observar su sistema digestivo durante todos los estadios larvarios, presenta cápsula cefálica bien esclerotizada desde el primer estadio. Las larvas pasan por cuatro estadios larvarios, ultimo estadio larvario con aberturas ventiladoras en el primer segmento del tórax y siete aberturas ventiladoras abdominales, octavo segmento abdominal carente de aberturas ventiladoras. Mansilla et al. (2001) y Marín et al. (2015a) reportan que las larvas de *B. impatiens* y *L. ingenua* pasan por cuatro estadios larvarios.

Pupa

La pupa de *B. Impatiens* recién formada es de color blanco brillante; el segundo día cambia a color amarillo; después del tercer día es de color dorado brillante. La pupa es obtecta, apéndices unidos al cuerpo y cubiertos por una cutícula delgada. Cuando la larva empieza a prepupar reduce su tamaño en longitud a un poco más de la mitad de su tamaño cuando pasa al estado de pupa (Marín *et al.*, 2015a).

Proporción de sexos

La mosca fungosa negra *B. impatiens* y *L. ingenua* presentan en todos los ciclos machos y hembras, por lo que son disgénicas (Steffan, 1974), Marín *et al.* (2015a) reportan que al revisar 583 adultos de *B. impatiens* tiene una proporción de 29.23 % machos por 70.77 % hembras (171 machos y 412 hembras). En *B. impatiens* por cada macho se tuvieron 2.41 hembras (Marín *et al.*, 2015a).

Comportamiento

La hembra oviposita en lugares húmedos, en laboratorio las hembras ponen sus huevecillos en las ranuras realizadas en rodajas de papas (Marín *et al.*, 2015a).

Las larvas de *L. ingenua* ocasionalmente pueden llegar a comer los cuerpos de los adultos muertos, larvas débiles o de instares menores, huevos y pupas que no han eclosionado vivos y muertos (Marín *et al.*, 2015a). Las larvas por general no construyen capullos, pero en ocasiones los hacen con excremento y basura. Además, las larvas llegan a sujetarse con hilos de seda antes de pupar. Estos comportamientos también son reportados por Steffan (1981).

Larvas de cuarto instar de *L. ingenua* cuando inician la prepupa dejan de moverse y comer; son de color blanco; contraen el cuerpo hasta reducirlo a dos terceras partes del tamaño de la larva de cuarto instar. La talla final del adulto es similar al de la pupa, este comportamiento coincide con el reportado por (Lewandowski *et al.*, 2004; Marín *et al.*, 2015a).

Identificación de *Bradysia impatiens* Johannsen (1912)

Macho

Color pardo oscuro a negro, longitud 2.25 mm. Cabeza: Puente ocular con 2 a 3 facetas de ancho. Antena corta comprimida y uniformemente oscura, longitud 1.27 mm; cuarto flagelómero 1.6 veces más largo que ancho, superficie ligeramente rugosa. Palpo moderadamente largo, amarillo a pardo claro, con tres segmentos, segmento basal con la fosa sensorial profunda, sensilas largas, ligeramente curvadas con punta roma; siete sedas largas dispuestas sobre el segmento. Tórax pardo oscuro a negro, con áreas laterales pardo claras a amarillas. Coxas y fémures pardos claros a blanquecinos amarillo; tibias y tarsos oscurecidos por revestimiento de las sedas oscuras y gruesas. Postpronoto sin sedas. Mesonoto (Figura 60) con sedas largas y laterales y sedas cortas dispersas sobre la superficie (setulae). Katepisterno triangular. Escutelo con tres sedas largas. Lado interno de la tibia anterior con una hilera de 10 sedas; tibia media y posterior con dos sedas delgadas en forma de espolones, subiguales. Uñas tarsales sin dientes. Ala con longitud total 1.95 mm, anchura 0.80 mm, infuscada grisácea-parda; venas posteriores sin macrotriquias; base de la M más larga que la bifurcación de M. Genitales compactados; sin lóbulo basal o grupo de sedas en la vista ventral. Gonocoxito corto, cubierto con sedas oscuras, así como sedas gruesas y largas principalmente en la base. Tergito 9 corto,

trapezoidal, ligeramente emarginado apicalmente con varias sedas largas. Gonostilo 2.5 veces más largo que ancho, ocho espinas subiguales curvadas ventromedialmente y una espina apical gruesa. Tegmen ligeramente más ancho que largo, redondeado apicalmente; eedeago con base esclerotizada, longitud 0.1 mm (Marín *et al.*, 2015a).



Figura 60. Características distintivas de *Bradysia impatiens*.

Hembra

Similar al macho. Longitud 2.25 mm. Antena longitud 1.30 mm. Cuarto flagelómero 2.2 veces más largo que ancho. Palpo con el segmento basal con la fosa sensorial profunda y oscura, 7 sedas largas dispuestas sobre el segmento. Longitud del ala 2.8 mm (Marín *et al.*, 2015a).

Identificación de *Lycoriella ingenua* (Dofour, 1839)

Macho

Cabeza: puente ocular con 4 facetas de ancho. Antena uniformemente oscura, longitud 1.48 mm; cuarto flagelómero 2.1 veces más largo que ancho, cuello corto pero distinguible. Palpo (Figura 61) pardo claro, con tres segmentos, segmento basal con la fosa sensorial profunda, 8 sedas dorsales largas y dispuestas sobre el segmento. Tórax oscuro. Coxas y fémures pardo claras; tibias y tarso oscurecidos por las sedas oscuras y gruesas. Mesonotum con sedas largas y sedas cortas dispersas sobre la superficie (setulae). Katepisternum triangular. Escutelo con sedas largas. Lado interno de la tibia anterior compuesta de 14 sedas; tibia media y posterior con dos sedas delgadas en forma de espolones, subiguales. Uñas tarsales simples. Ala longitud total 2.35 mm, anchura 0.84 mm; venas posteriores sin macrotriquias; base de la M más larga que la bifurcación de M. Genitalia. Gonocoxito con lóbulo basal compuesto de 14 sedas. Tergite 9 triangular. Gonostilo 3.3 veces más largo que ancho, ápice con sedas gruesas, curvadas ventromedialmente y varias sedas mediales a lo largo del margen interno, una seda larga, en forma de látigo cerca de la base; distintiva espina apical robusta y curvada. Tegmen más ancho que largo, ápice ligeramente emarginado; eedeago con base esclerotizada, longitud 0.06 mm.



Figura 61. Características distintivas de *Lycoriella ingenua*.

Hembra

Similar al macho. Longitud 3.0 mm. Antena longitud 1.25 mm. Cuarto flagelómero 2.28 veces más largo que ancho. Palpo con el segmento basal con la fosa sensorial profunda y oscura, 8 sedas largas dispuestas sobre el segmento. Longitud del ala 2.38 mm.

Síntomas y daños

La primera señal de infestación por mosca fungosa negra es la presencia de adultos (Figura 62) volando alrededor de las plantas hospedantes y en las zonas oscuras y húmedas. Si bien, los adultos pueden transportar hongos patógenos en su cuerpo. Las larvas son los verdaderos causantes de daños a las plantas. Las larvas pueden consumir por completo, pequeñas raíces, o solamente el exterior de las raíces grandes, dejando el tejido vascular en tiras. Cuando los síntomas se hacen evidentes, el daño es tan severo que el control de las larvas ya no es práctico (Cibrián *et al.*, 2008; Marín *et al.*, 2015a; Landis *et al.*, 1989; Pundt, 1999).



Figura 62. Moscas fungosas copulando y daños a la raíz.

Los síntomas que presentan las plantas que son atacadas por la mosca fungosa negra son: pérdida de vigor repentino, amarillamiento, pudrición en raíz, escaso crecimiento, caída de hojas, marchitez, y en infestaciones severas la muerte de la planta (Figura 63). Pero se debe tener cuidado, estos síntomas pueden ser confundidos con los de *Fusarium circinatum* (Cibrián *et al.*, 2008; Landis *et al.*, 1989; Marín *et al.*, 2015a, b; Pundt, 1999).

Figura 63. Plántulas de *P. montezumae* con daños de mosca fungosa por *Bradysia impatiens*.



Las larvas de la mosca fungosa negra en plántulas de leguminosas consumen los tejidos de la epidermis y el córtex; sin embargo, los tejidos del cilindro vascular lignificados no son comidos. Estos ataques de las larvas provocan el marchitamiento de la planta, pérdida de vigor y escaso crecimiento (Springer, 1995b).

Hongos asociados

Los adultos y larvas de *B. impatiens* se asocian con los géneros de hongos, *Verticillium* Nees 1816, *Penicillium* Link 1809, *Alternaria* Nees 1816, *Fusarium* Link 1809, *Paecilomyces* Bainier 1907, *Aspergillus* P. Micheli 1729 y *Mucor* P. Micheli ex L. 1753. Las larvas de ciáridos se alimentan de hongos y materia orgánica en descomposición (Mohrig y Menzel, 2009; Pundt, 1999; Stefan, 1981).

Los adultos y larvas de ciáridos pueden ser un medio de transporte de hongos patógenos y no patógenos (Gardiner, 1990; Hurley *et al.*, 2007, 2010; James *et al.*, 1995; Kalb y Miller, 1986; Pundt, 1999; Shamshad *et al.*, 2009). Los adultos son muy activos en el vivero y de esta manera dispersan los hongos; son acarreadores de *Botrytis cinerea*, *Fusarium* y *Phoma* (James *et al.*, 1995; Keates *et al.*, 1989; Mansilla *et al.*, 2001).

Según Marín, *et al.* (2015a) en el vivero de Temamatla los adultos de ciáridos son los responsables de diseminar *F. circinatum* en las platabandas; y las larvas pueden ser transmisores que inoculan las plántulas de pino, ya que en su integumento llevan a este patógeno. La forma de transmitir el hongo a la raíz es por medio de la alimentación de las larvas las cuales hacen heridas a las raíces del pino, por donde penetran los hongos. Además, las larvas por medio de su cuerpo introducen en la raíz al hongo (James *et al.*, 1995; Pundt, 1999; Springer, 1995b). Sin embargo, en Sudáfrica en viveros forestales de coníferas, se encontró que *B. impatiens* puede que no tenga un rol importante en la movilidad de los hongos patógenos (Hurley *et al.*, 2007).

Métodos de control de la mosca fungosa negra

La mosca fungosa tiene un ciclo de vida muy corto de aproximadamente 30 días desde huevo hasta adulto; las hembras ponen de 100 a 125 huevos; presenta varias generaciones al año. Como consecuencia de su ciclo biológico corto y el gran número de huevos puestos por cada hembra las poblaciones se incrementan muy rápidamente. Además, las generaciones se traslapan. Estas características del ciclo biológico y reproductivas de la mosca fungosa hacen difícil su manejo. Por tales motivos el manejo debe involucrar varias técnicas control (Cibrián *et al.*, 2008; García, 2008; Landis *et al.*, 1989; Marín *et al.*, 2015b, 2017, 2018; Pundt, 1999).

Control cultural

En el control de la mosca fungosa negra en invernaderos y viveros, la sanidad e higiene juegan un papel primordial. Dentro de las acciones que se deben realizar son: desinfección del sustrato, desinfección de camas del vivero, así como los tubetes o charolas que se utilizan cada ciclo; Buena nivelación del terreno, para evitar encharcamientos; Revisión de material propagativo; En caso de usar compostas, se debe verificar que este bien procesada y libre de masas de huevos de la mosca fungosa negra; adecuado manejo de la nutrición y fertilización de las plántulas que crecen en el vivero para garantizar su vigor; Establecer láminas de riego necesarias y adecuadas, para evitar problemas de excesos de agua y mal drenaje (relacionado también con un buen sustrato); Verificar la adecuada altura de las camas del vivero para evitar microclimas que proporcionen sombra y humedad; remoción de malezas, y en caso de haber plantas infectadas eliminarlas; aplicar una capa de jal o vermiculita (García, 2008; James *et al.*, 1995; Pundt, 1999). Se debe monitorear permanentemente la evolución de poblaciones de la mosca fungosa negra, para realizar aplicaciones de insecticidas oportunamente (Cibrián *et al.*, 2008; Landis *et al.*, 1989; Pundt, 1999).

Control físico (este método solo es para verificar comportamiento de la población).

El control de los adultos mediante este método consiste en colocar trampas pegajosas ya sean de color amarillo o rojas a una altura de 15 cm del follaje de las plantas, en una densidad de 10 a 20 trampas por cada 1000 metros cuadrados. Estas trampas se deben retirar periódicamente.

Para controlar las larvas el método consiste en enterrar rodajas de papa para atraer a las larvas. Retirarlas una vez por semana (García, 2008; Landis *et al.*, 1989; Pundt, 1999). Sin embargo, estos métodos son más eficientes para monitorear el comportamiento de la población.

Control químico

El control de la mosca fungosa negra en infestaciones severas se realiza con insecticidas químicos. Estos disminuyen rápidamente las poblaciones de larvas, pero esto solo es una solución temporal (James *et al.*, 1995; Pundt, 1999). Mansilla *et al.* (2001) obtuvo resultados satisfactorios utilizando Flufenoxuron, diflebenzuron, azadiractina y deltrametrina. Aguilera y Ortega (1996) reportan que plantas de trébol rosado (*Trifolium pratense* L.) tratadas con clorpirifos, fueron protegidas al 100%. A pesar de la facilidad de conseguir los productos químicos y su gran variedad de presentaciones, tienen algunas desventajas como es el caso de los organofosforados que el uso repetido y gran número de generaciones que tiene la mosca fungosa, ocasiona que rápido desarrollen resistencia (White, 1981).

Marín, *et al.* (2015b) reportan que los insecticidas oxamil, spirotetramad, imidacloprid, carbofuran y clorpirifos, son efectivos para el control de las larvas de la mosca fungosa negra. Pero sin embargo el carbofuran en dosis alta puede ser tóxico para las plántulas de *P. montezumae*, pero en dosis bajas el carbofuran no controla a la mosca fungosa.

Control biológico

Este tipo de control ha resultado ser efectivo en larvas. Se realiza básicamente con dos entomopatógenos como la bacteria *Bacillus thuringiensis* subespecie israelensis y el nematodo entomófago *Steinernema feltiae*, y *S. carpocapsae* (Cibrián *et al.*, 2008; Cloyd y Dickinson, 2006; Landis *et al.*, 1989; Mansilla *et al.*, 2001; Pundt, 1999; Van Epenhuijsen *et al.*, 2001; White, 1999). Estos tipos de control son de fácil aplicación y se consiguen comercialmente.

Los microorganismos utilizados para el control biológico son los virus, bacterias, hongos y protozoarios (Franco *et al.*, 2011). Los hongos entomopatógenos, se han estudiado y aplicado a nivel mundial por su eficiencia en el control de plagas insectiles, como son: permanencia prolongada en el campo después de su aplicación, interacción específica con el insecto y por ser seguros respecto al medio ambiente (Quesada *et al.*, 2006; Schrank y Henning, 2010).

La unidad infectiva de los hongos entomopatógenos está constituida por estructuras conocidas como conidios. Las principales ventajas de estos hongos son:

- a. Pueden ser específicos a nivel de familia o especies de insectos muy relacionadas (Franco *et al.*, 2011).
- b. En el caso de las cepas, pueden ser específicas a nivel de especie.
- c. Persistentes, cuando las condiciones son adecuadas para introducirse y colonizar un ecosistema, se reproduce y renueva en forma continua, no se requieren nuevas aplicaciones. Se pueden aplicar mezclas de hongos entomopatógenos con concentraciones subletales de insecticidas para lograr efectos sinérgicos superiores a los logrados con aplicaciones de cada producto por separado (Téllez *et al.*, 2009).
- d. No contaminan el medio ambiente ni afectan al hombre u otros animales superiores.
- e. Los insectos micosados facilitan la diseminación del hongo (Sánchez *et al.*, 2013).

Beauveria bassiana, *Veticillium lecanii* (*Lecanicillium lecanii*), *Isaria fumosorosea* (*Paecilomyces fumosoroseus*) y *Metarhizium anisopliae* son de los hongos entomopatógenos más usados en el control biológico de insectos a nivel mundial con un gran éxito.

El control de larvas de *B. impatiens*, utilizando una aplicación combinada contacto-ingestión de conidios y metabolitos secundarios de *B. bassiana* en laboratorio (Figura 64), los resultados muestran una mortalidad corregida superior del 42 %. Además de mostrar un efecto insectistático que reduce de manera significativa la capacidad de la mosca fungosa para la reproducción (Marín *et al.*, 2017). Además, Marín *et al.*, (2018) reportaron que en condiciones de invernadero en plántulas de *P. montezumae* producidas en tubete los metabolitos y conidios de *B. bassiana* ofrecen una protección de entre el 97-100 % durante dos meses.



Figura 64. Larva de *Bradysia impatiens* con desarrollo de micelio después de aplicar *Beauveria bassiana*.

Desarrollo de resistencia de la mosca fungosa negra

En los ciáridos (moscas fungosas) existe evidencia de que algunas especies pueden desarrollar resistencia si son expuestas a una “presión de selección” continua (Cloyd y Anderson, 2013); esto se ha demostrado en especies de ciáridos que atacan champiñones: *Lycoriella castanescens* y *L. mali*, dichas especies muestran resistencia al diazinon (Knox OUT), la permetrina (Astro) y el dichlorvos (Vapona). Los adultos desarrollan resistencia a la permetrina por la exposición continua al mismo producto (Cloyd y Anderson, 2013).

El desarrollo de resistencia a los insecticidas químicos de *B. impatiens* se atribuye al ciclo biológico de aproximadamente un mes (Mansilla *et al.*, 2001; Marín *et al.*, 2015b; Pundt, 1999; Steffan, 1974; Wilkinson y Daugherty, 1970). Además, la estrategia que tiene este insecto en sobreponer sus generaciones. Por lo que se deben de buscar alternativas de control biológico.

Monitoreo

Shrimpton (1986), describe un método de monitoreo para moscas fungosas, y para su control potencial, el cual involucra cintas adhesivas amarillas, colgando del invernadero. Los adultos son atraídos a las cintas y se quedan pegados. Parrella (1987), discute el uso de tarjetas adhesivas amarillas, en invernaderos ornamentales, y recomienda colgar una tarjeta cada 929 m² (10 000 pies²), para el monitoreo de poblaciones de insectos plaga. Shrimpton (1986), apunta que los invernaderos hortícolas han reducido exitosamente las poblaciones de moscas en los invernaderos colgando las referidas cintas adhesivas amarillas, a una densidad de una por cada 0.93 m² (10 pies²).

Para el caso del adulto en viveros forestales se recomienda el uso de trampas amarillas por encima de las camas del vivero, cubiertas por un plástico con pegamento. En el momento en que el adulto se encuentre volando sobre la cama, éste se sentirá atraído por la trampa colgante. Para una cama de 100 m es necesaria una trampa cada 4-5 m. Las medidas son de 30 x 30 cm, para tener el área de 900 cm². La cara de la trampa se puede fragmentar en cuadros 5 x 5 cm para facilitar el conteo de adultos y ponderarlo al área total de la tarjeta.

Manejo de la mosca fungosa negra en viveros forestales

Dentro del marco de la agricultura sustentable, en invernaderos y viveros forestales, y para no generar resistencia a los insecticidas, el manejo de *B. impatiens* y *L. ingenua* se debe hacer a través del MIP, para lo cual es indispensable conocer su biología, comportamiento y hábitos, así como las condiciones que favorecen el aumento de la población. De acuerdo con Marín *et al.* (2015b, 2017, 2018), Cibrián *et al.* (2008) y García (2008) algunas alternativas son:

- 1) El control de la humedad y la sanidad.
- 2) Monitoreo: La colocación de trampas amarillas con pegamento (monitoreo del adulto y control mecánico).
- 3) Riegos adecuados, evitando excesos y encharcamientos; mantener un buen drenaje en las instalaciones.
- 4) Tener limpio el invernadero o vivero, eliminar las malezas y todo el sustrato que se encuentre por debajo y a los alrededores de las plantabandas del vivero.
- 5) Usar sólo sustratos esterilizados.
- 6) Retirar las plantas o contenedores que presenten daño por la mosca fungosa. Incinerar las plantas, esterilizar el sustrato y contenedores.
- 7) Realizar fertilizaciones balanceadas para mantener vigorosa a la planta.
- 8) Los sustratos que no se utilicen deben mantenerse sellados y almacenados en bodegas frescas y secas, lejos de donde crecen las plantas del invernadero o vivero forestal.
- 9) Control biológico
 - a. Aplicación cada dos meses de conidios y metabolitos de *B. bassiana*.
 - b. Otros métodos de control biológico son, bacterias: *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* y nematodos: *Steinernema feltiae* y *Carpocapsea* sp.
- 10) Aplicar una capa de cal o vermiculita en la superficie del sustrato, ya que se refleja la luz y evita la oviposición.
- 11) Como última opción, al existir un crecimiento explosivo de la población de la mosca fungosa negra aplicar insecticidas autorizados como spirotetramad, imidacloprid; de ser necesario nuevas aplicaciones de insecticidas, tomando en cuenta el grupo toxicológico.

Acrónimos

ADN. Ácido desoxirribonucleico.

ARN. Ácido ribonucleico.

CABI. Centre for Agricultural Bioscience International.

CE. Conductividad eléctrica.

COFEPRIS. Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios.

CONAFOR. Comisión Nacional Forestal.

DOF. Diario Oficial de la Federación.

EUA. Estados Unidos de América.

FHS. Fertilizantes hidrodolubles.

FLC. Fertilizantes de liberación controlada.

FSC. Forest Stewardship Council.

IGS. Internal transcribed spacer.

ISTA. International Safe Transit Association.

ITS. Internal transcribed spacer.

MIP. Manejo integrado de plagas.

PDA. Medio de cultivo Papa-Dextrosa-Agar.

SAGARPA. Secretaría de Ganadería, Recursos Pecuarios y Agricultura.

SEDENA. Secretaría de la Defensa Nacional.

SEMARNAT. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

Definiciones básicas

Abióticos: factores no vivos (abióticos): Químicos, agentes mecánicos, condiciones del sustrato, agua, climas, temperatura, ubicación del vivero, condiciones ambientales, otros.

Agente causal: causa u origen de una plaga o enfermedad.

Biología Molecular: rama de la biología que se encarga del estudio de las bases moleculares de los organismos vivos, especialmente del estudio de los ácidos nucleicos (DNA y RNA) y la síntesis de proteínas.

Bióticos: Factores vivos (bióticos): Presencia de insectos, hongos, bacterias, virus, insectos, ácaros, plantas parásitas, malezas, animales y aves.

Calibración: es el proceso de comparar los valores obtenidos por un instrumento de medición con la medida correspondiente a un patrón de referencia (estándar).

Control biológico: es un método de control que emplean organismos vivos con la finalidad de controlar organismos patogénicos.

Clorosis: amarillamiento de tejidos normalmente verdes debido a la destrucción de clorofila.

Damping off: se señala al síntoma de la plántula que causa un hongo y se manifiesta un estrangulamiento del tallo cerca del nivel del suelo y origina la caída de las plántulas.

Daño: es el resultado de una enfermedad biótica o abiótica.

Diagnos: determinación de las causas de una enfermedad originada por un patógeno, o algún factor abiótico.

Dioxinas: son compuestos químicos que se producen a partir de procesos de combustión que implican al cloro. Es un compuesto orgánico muy tóxico.

Dosis: es la cantidad de una sustancia a la que se expone una planta durante un período de tiempo. La dosis es una medida de la exposición.

Dosis letal: es la necesaria para provocar la muerte de un determinado porcentaje de individuos.

Enfermedad: condición fisiológica anormal que puede concluir en la muerte del organismo, es causada por un agente identificable y se caracteriza por síntomas y signos. Es un factor de estrés causado por un efecto continuo negativo sobre el crecimiento de la planta o es cualquier cambio permanente de las condiciones morfológicas y fisiológicas de la planta.

Estado de salud de la planta: es el completo bienestar físico y ausente de afecciones o enfermedades.

Estrés: es cualquier factor que altera el estado óptimo de la planta.

Fase de desarrollo de germinación: inicio del crecimiento del embrión de la semilla. Comprende desde la siembra hasta la total emergencia de las hojas cotiledonales.

Fases de desarrollo: conjunto de etapas que se dan de manera cronológica en el proceso de producción de planta en vivero, y que son: germinación, crecimiento inicial, crecimiento rápido y lignificación.

Fitopatógeno: microorganismo que causa enfermedad por medio de disturbios en el metabolismo celular, causado por la secreción de enzimas, toxinas, entre otros.

Fungicida: sustancias tóxicas que se emplean para inhibir por diferentes mecanismos el crecimiento de los hongos.

Furano: es un compuesto orgánico heterocíclico aromático de cinco miembros con un átomo de oxígeno. Es un líquido claro, incoloro, altamente inflamable y muy volátil, con un punto de ebullición cercano al de la temperatura ambiente. Es tóxico y puede ser carcinógeno.

Germoplasma forestal: parte o segmento de la vegetación forestal capaz de originar un nuevo individuo mediante la reproducción sexual a través de semillas, o asexual a través de estacas, estaquillas, yemas, hijuelos, esquejes, bulbos, meristemos, entre otros.

Hipertrofia: incremento en el tamaño de la célula hospedante.

Hiperplasia: incremento en la división mitótica de la célula hospedante.

Lesión: es el resultado de un daño físico-mecánico en la planta.

Melga: faja de tierra que se marca para sembrar.

Micorriza: estructura especializada que se forma por la asociación simbiótica mutualista de un grupo específico de hongos con las raíces de las plantas, para obtener beneficios nutrimentales y fisiológicos para ambos organismos.

Microorganismo antagonista: se aplica para organismos que mantienen una relación simbiótica, pero sólo el antagonista es beneficiado, mientras que el hospedante es afectado, también llamada simbiosis antagónica o parasitaria.

Microorganismo simbiótico: se aplica para organismos que mantienen una relación de mutuo beneficio con otro, esta relación también es conocida como simbiosis mutualista.

Microorganismo entomopatígeno: se aplica para organismos que crecen y obtienen su alimento de insectos, como patógenos.

pH del agua: medida de la acidez o alcalinidad del agua de riego. Es el indicador del número de iones de hidrogeno presentes en el agua.

Parásito: organismo que vive sobre o dentro de un organismo vivo (hospedante) y obtiene su alimento de este mismo debilitándolo y puede llegar a causar la muerte.

Patógeno: organismo, entidad o elemento capaz de inducir enfermedad en su hospedante o daños en las plantas.

Patogenicidad: es la habilidad de un inductor de causar enfermedad en otro organismo.

Plaga: cualquier especie, raza, biotipo vegetal o animal, o agente patogénico dañino que ponga en riesgo los recursos forestales, el medio ambiente, los ecosistemas o sus componentes.

Plaguicida: insumo fitosanitario destinado a prevenir, repeler, combatir y destruir a los organismos biológicos nocivos a los vegetales, sus productos o subproductos.

Plaguicida carbomatos: son elementos químicos altamente tóxicos

Plaguicida organofosforado: es un grupo de compuestos orgánicos que contienen fosforo y se utiliza como insecticida.

Plaguicidas organoclorados: hidrocarburo clorado, es un compuesto químico orgánico.

Plaguicida piretroides: son elementos químicos altamente tóxicos.

Plaguicida químico: es una sustancia química utilizada para el control, prevención o combate de plagas que afectan a las plantas.

Plántula: etapa de desarrollo de una planta, que comprende desde la germinación y termina cuando emergen sus primeras hojas no cotiledonares (primarias).

Platabanda, cantero, tablero: franja trazada sobre el área de producción de un vivero, para la producción de especies forestales en bolsas de polietileno

Salud: es el estado cuando la planta está en condiciones óptimas tanto fisiológica como morfológica.

Signos: se refieren a la observación de alguna de las estructuras del patógeno (como esporulación).

Síntomas: son evidencia secundaria producida por la planta de que un patógeno está presente (como el marchitarse de las hojas).

Sistema de producción de planta forestal: conjunto de procesos o actividades relacionados con el desarrollo de las plantas en vivero, en función del tipo de recipientes y estructuras de contención, riego y sustratos, entre otros. Comprende los sistemas de producción en contenedores, tradicional (bolsas de polietileno) y a raíz desnuda.

Sistema de producción en contenedor: proceso de producción intensiva de planta.

Sustrato. medio de cultivo; mezcla de materiales orgánicos e inorgánicos porosos, de baja fertilidad o inertes preparada para brindar a la raíz de las plantas condiciones apropiadas de aireación, humedad, nutrición y anclaje.

Tapete fitosanitario: cubierta, recipiente o poza que contiene una solución desinfectante, o productos con microorganismos antagónicos a patógenos, que se coloca en los accesos de cualquier área de producción de planta, para desinfectar el calzado de las personas que tienen acceso a la misma.

Tejidos alunizados: son tejidos que están fabricados con filamentos en continuo Fortaglas® de fibra de vidrio texturizado “E” con una lámina de aluminio incorporada en una cara, para aislamiento térmico de piezas o equipos que estén sometidos a un calor radiante constante.

Tierra de monte: producto forestal no maderable compuesto por material de origen mineral y orgánico, que se acumula sobre terrenos forestales, o preferentemente forestales.

Tóxico: sustancia nociva para un organismo vivo.

Toxicidad: es la capacidad que tienen algunas sustancias químicas de producir efectos perjudiciales sobre un ser vivo, al entrar en contacto con él.

Toxicidad crónica: es una exposición continua a una toxina durante un periodo prolongado es moderado en meses o años.

Toxicidad grave: es una exposición única (sola) a una sustancia tóxica que puede causar un daño biológico severo o incluso la muerte.

Virulencia: grado de patogenicidad. Habilidad relativa de un patógeno para causar enfermedad.

Referencias

- Aguilera R., M., A. Aldrete, T. Martínez T., V. M. Ordaz C. 2016a. Producción de *Pinus montezumae* Lam. con diferentes sustratos y fertilizantes de liberación controlada. *Agrociencia* 50: 107-118.
- Aguilera R., M., A. Aldrete, T. Martínez T., V. M. Ordaz C. 2016b. Producción de *Pinus pseudostrobus* Lindl. con sustratos de aserrín y fertilizantes de liberación controlada. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales* 7(34): 7-19.
- Aguilera, P. A. y K. F. Ortega. 1996. *Bradysia coprophila* (Lintner) (Diptera: Sciaridae) en Trébol Rosado (*Trifolium pratense* L.). *Agricultura Técnica*, 56(2): 135-138.
- Aldana, B. R. y Aguilera, R. M. 2003. *Procedimientos y cálculos básicos útiles en la operación de viveros que proceden de contenedor*. CONAFOR. Guadalajara, Jalisco. 45 p.
- Alvarado R., D., S. Castro Z., C. Cigarrero C., R. Álvarez R., y L. de L. Saavedra R. 2004. *Manual de detección y manejo de enfermedades bajo el sistema de "contenedor": caso vivero San Luis*. CONAFOR. Gobierno del Distrito Federal, Secretaría del Medio Ambiente y Colegio de Postgraduados. 73 p.
- Arguello H., Lastres L., Rueda A. 2007. Programa de manejo integrado de plagas en América Central Manual MIP en cucúrbitas. *Agrícola Panamericana*. p.244
- Barnard EL, Blakeslee GM. 1980. Lanzador de plántulas de pino: una nueva enfermedad en los viveros forestales. *Enfermedad de las plantas* 64, 695-696.
- Barrows B.J., Kerr, T. J. 1981. Inhibition of *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans*, the causal agent of pine pitch canker, by the soil bacterium *Arthrobacter* sp. *Canadian Journal of Microbiology*, 27(1), 20-27. Doi:10.1139/m81-004.
- Bloomberg, WJ, 1981. Enfermedad causada por *Fusarium* en viveros forestales. 178-187p. En: *Fusarium: Enfermedades, biología y taxonomía*. PE Nelson, TA Toussoun y RJ Cook, eds. Pennsylvania State University, University Park
- Booth, C. 1971. *The genus Fusarium*. 237p. The Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.
- Bradley, R. L. 2001. An alternative explanation for the post-disturbance NO₃- flush in some forest ecosystems. *Ecology Letter*. 4(5):412-416.
- Braun, S. E., J. P. Sanderson, E. B. Nelson, M. L. Daughtrey y S. P. Wraight. 2009. Fungus gnat (*Bradysia impatiens*) feeding and mechanical wounding inhibit *Pythium aphanidermatum* infection of geranium seeding (*Pelargonium x hortorum*). *Phytopathology*. 99(12): 1421-1428.
- Brundrett, M. C., Ashwath, N., and Jasper, D. A. 1996a. Mycorrhizas in the Kakadu region of tropical Australia. II. Propagules of mycorrhizal fungi in disturbed habitats. *Plant and Soil*, 184(1):173-184.
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T. and Malajczuk, N. 1996b. *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. ACIAR Monograph. 374 p.
- Carasco, A., Sanfuentes, E., Durán, A., Valenzuela, S. 2016. Cancro resinoso del pino: ¿una amenaza potencial para las plantaciones de *Pinus radiata* en Chile? *Gayana Botanica* 73(2)369-380.
- Carrasco-Hernández, V., Rodríguez-Trejo D., Pérez-Moreno, J., Duarte-Zaragoza, V. M., Navarro-Sandoval, J. L. y Quintero-Lizaola, R. 2018. Evaluación del costo de producción de inoculantes ectomicorrízicos neotropicales a base de esporas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(2): 417-429.
- Chet I., Inbar J., Hadar I. 1997. Fungal antagonists and mycoparasites. *The Mycota IV: Environmental and microbial relationships*. pp. 165-184.
- Cibrián, T. D., D. S. García y M. B. Don Juan. 2008. *Manual de identificación y manejo de plagas y enfermedades en germoplasma y planta producida en viveros*. Comisión Nacional Forestal. México.
- Cibrián, T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (eds.). *Enfermedades forestales en México/Forest diseases in México*. Universidad Autónoma Chapingo; CONAFOR-SEMARNAT, México; USDA Forest Service, EUA; NRCAN Forest Service, Canadá y Comisión Forestal de América del Norte, (COFAN), FAO. Chapingo, México pp: 502-505.
- Cloyd, A. R., and T. D. Anderson. 2013. *Fungus gnats and insecticide resistance*. <https://www.growertalks.com/Article/?articleid=19841> Consultado 1 Diciembre 2017.
- Cloyd, A. R., y A. Dickinson 2006. Effect of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* and neonicotinoid insecticides on the fungus gnat *Bradysia* sp. nr. *Coprorhyla* (Lintner) (Diptera: Sciaridae). *Pest Management Science*. 62 (2): 171-177.
- Cloyd, R. A. 2015. Ecology of fungus gnats (*Bradysia* spp.) in greenhouse production systems associated with disease-interactions and alternative management strategies. *Insects* 6: 325-332.
- CONAFOR. 2015. La CONAFOR incrementa la calidad de la producción de planta. [<http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/7/6426Incrementa%20la%20calidad%20de%20la%20producci%C3%B3n%20de%20planta.pdf>].
- CONAFOR. 2018. *Informe de producción de planta 2017-2018*. Documento interno. Zapopan, Jalisco.

- Duryea, M.L. 1985. Evaluating seedling quality: importance to reforestation. M.L. Duryea, *Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests*. 1-4p. Oregon State University, Forest Research Laboratory, Oregon State University, Corvallis.
- Dwinell, L.D., Barrows, B.J., Kuhlman, E.G. 1985. Pitch canker: a disease complex of southern pines. *Plant Disease* 69: 270-276.
- Ezziyyani M., Pérez C. S., Requena M. E., Rubio L., y Candela M. E. 2004. Biocontrol por *Streptomyces rochei* – Ziyani -, de la podredumbre del pimiento (“*Capsicum annuum* L.”) causada por “*Phytophthora capsici*”. *An Biol.*, 26: 69-78
- Flores-Pacheco J. A. 2017. Chancro Resinoso del Pino (*Fusarium circinatum*) historia, evolución, dispersión y estrategias de manejo. *Nexo Revista Científica / Vol. 30, No. 01*, pp. 19–42.
- Forest Stewardship Council (FSC) 2016. FSC-STD-30-001a ES. Lista de Pesticidas “altamente peligrosos” del FSC. URL: <https://ic.fsc.org/es/document-center/id/255>. Noviembre 15, 2018.
- Franco, C. K. G., Rodríguez, N. S., Cervantes, M. J. F. y Barranco, F. J. E. 2011. Enzimas y toxinas de hongos entomopatógenos su aplicación potencial como insecticidas y fungicidas. *Sociedades Rurales, Producción y Medio Ambiente*. 2011. 11: 143-160.
- Frouz, A. y A. Nováková. 2001. A new method for rearing the sciarid fly, *Lycoriella ingenua* (Diptera: Sciaridae), in the laboratory: posible implications for the study of fly-fungal interactions. *Pedobiologia*, 45: 329-340.
- García, P. F. 2008. *Fungus Gnast. Insecto plaga en ornamentales*. Instituto Nacional de investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).
- García-Díaz, S. E. 2017. *Especies de Fusarium asociadas a la secadera y pudrición de raíz de pino en viveros forestales del centro de México: patogenicidad y biocontrol*. Doctorado en Fitopatología en el Instituto de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados. 177 p.
- García-Díaz, S. E., A. Aldrete, A.; D. Alvarado-Rosales, D. Cibrián-Tovar, J. T. Méndez-Montiel, G. Valdovinos-Ponce y A. Equihua-Martínez. 2017. Efecto de *Fusarium circinatum* en la germinación y crecimiento de plántulas de *Pinus greggii* en tres sustratos. *Agrociencia*. 51(8), 895-908.
- García-Díaz, S. E., Aldrete, A., Alvarado-Rosales, D., Cibrián-Tovar, D., & Méndez-Montiel, J. T. (2019). *Trichoderma harzianum* Rifai as a biocontrol of *Fusarium circinatum* Nirenberg & O'Donnell in seedlings of *Pinus greggii* Engelm. ex Parl. in three substrates. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 25(3), 353-367. doi: 10.5154/r.rchscfa.2018.12.088
- García-Díaz, S. E., D. Cibrián-Tovar y D. Alvarado-Rosales. 2007. Damping-off y pudrición de raíz por *Fusarium*. *Fusarium oxysporum* Schldt (Moniliales, Moniliaceae). In: Cibrián T., D., D. Alvarado R. y S.E. García D. (eds.). *Enfermedades forestales en México/Forest diseases in México*. Universidad Autónoma Chapingo; CONAFOR-SEMARNAT, México; USDA Forest Service, EUA; NRCAN Forest Service, Canadá y Comisión Forestal de América del Norte, (COFAN), FAO. Chapingo, México pp: 502-505.
- Gardiner, R. B., W. R. Jarvis y J. L. Shipp. 1990. Ingestion of *Phytium* spp. by larvae of the fungus gnat *Bradysia impatiens* (Diptera:Sciaridae). *Annals of Applied Biology*. 116: 205-212.
- Geiser D., Jiménez-Gasco N., Kang S., Makalowska I., Veeraraghavan N., Wart D. 2004. FUSARIUM –ID v 1.0: A DNE sequense database for identifying *Fusarium*. *Eur.J. Plant. Pathol.* 110: 473-479 p
- Gillespie, R. D. y J. G. Menzies. 1993. Fungus gnats vector *Fusarium oxysporum* f.sp. *radicis-lycopersici*. *Annals of Applied Biology*. 123: 539-544.
- Gordon, T.R., Swett, L.C., Wingfield, M.J. 2015. Management of *Fusarium* diseases affecting conifers. *Crop. Protection*. 30:1-12. Doi:org/10.1016/j.cropro.2015.02.018
- 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*. 32:1 44-49
- Gutiérrez-García, J.; M., España; D., Rodríguez-Trejo; A., Aldrete; D., Cibrián-Tovar; C., Méndez; S., Zavala. 2016. Diagnosis of water quality of the forest nurseries in Mexico. *Revista Electrónica Nova Scientia*, Nº 16 Vol. 8 (1), 2016. ISSN 2007 - 0705. pp: 123 – 139.
- Hernández-Zarate L.; A. Aldrete; V. M., Ordaz-Chaparro; J., López-Upton; M. A., López-López. 2014. Crecimiento de *Pinus montezumae* Lamb. En vivero influenciado por diferentes mezclas de sustratos. *Agrociencia*. Vol. 48. No. 6. Pag. 627-637.
- Hurley, B. P., B. Slippers, B. D. Wingfield, P. Govender, J. E. Smith y M. J. Wingfield. 2010. Genetic diversity of *Bradysia diffirmis* (Sciaridae: Diptera) populations reflects movement of an invasive insect between forestry nurseries. *Biology Invasions*. 12: 729-733.
- Hurley, B. P., B. Slippers, T. A. Coutinho, B. D. Wingfield, P. Govender y M. J. Wingfield. 2007. Molecular detection of fungi carried by *Bradysia diffirmis* (Sciaridae: Diptera) in South African forestry nurseries. *Southern Hemisphere Forestry Journal*. 69(2): 103-109.
- Infante D., B. Martínez, N. González y Y. Reyes. 2009. Mecanismos de acción de *Trichoderma* frente a hongos fitopatógenos. *Protección Veg.* 24:1 14-21.
- Insuasty E., Acosta R., Salazar G., Betancourth G. 2014. Evaluación de cepas de *Trichoderma* spp. para el manejo del amarillamiento de arveja causado por *Fusarium oxysporum*. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*. 15: 237-249.
- James, R. L 1986b. Occurrence of *Fusarium* on Douglas-fir seed and containerized seedlings at the Plum Creek Nursery, Pablo, Montana USDA *Forest Service Report* 86-4. 10p. Cooperative Forestry and Pest Management, Northern Region, Missoula, MT.
- James, R. L., R. K. Dumroese y D. L. Wenny. 1995. *Botrytis cinérea* carried by adult fungus gnats (Diptera: Sciaridae) in container nurseries. *Tree Planters Notes*. 46(2): 48-53.
- Jones, M. D.; Durall, D. M. and Cairney, J. W. G. 2003. Ectomycorrhizal fungal communities in young forest stands regenerating after clearcut logging. *New Phytol.* 157(3):399-422.

- Kalb, D. W. y R. L. Millar. 1986. Dispersal of *Verticillium albo-atrum* by the fungus gnats (*Bradysia impatiens*). *Plant Disease*, 70: 752-753.
- Keates, S. E., R. N. Sturrock y J. R. Sutherland. 1989. Populations of adult fungus gnats and shore flies in British Columbia container nurseries as relates to nursery environment, and incidence of fungi on the insects. *New Forests*, 3: 1-9.
- Kilic, O. & Griffin, G. 1998. Effect of dsRNA-containing and dsRNA-free hypovirulent isolates of *Fusarium oxysporum* on severity of *Fusarium* seedling disease of soybean in naturally infested soil. *Plant and soil*, 201, 125-135.
- Kolotelo, D., E. van Steenis, M. Peterson, R. Bennett, D. Trotter, and J. Dennis. 2001. *Seed Handling Guidebook*. Tree Improvement Branch, Ministry of Forests. British Columbia, Canada. 106 p.
- Kvas, M., W.F.O. Marasas, B.D. Wingfield, M.J. Wingfield, E.T. Steenkamp, 2009. Diversity and evolution of *Fusarium* species in the *Gibberella fujikuroi* complex. *Fungal Diversity* 34: 1-21.
- Landis, T. D., R.W. Tinus, S. E. McDonald, and J. P. Barnett. 1989. The biological Component: Nursery pest and mycorrhizae. Vol. 5. The container tree nursery manual. Agric. Handbk. 674. U. S. *Department of Agriculture, Forest Service*. Washington, DC: 159 p.
- Landis, T. D., T. Luna, and K. R. Dumroese. 2014. Containers. In: Wilkingson, K. M., T. D. Landis, D. L. Hasse, B. F. Daley y R. K. Dumroese. *Tropical Nursery Manual*. Agriculture Handbook 732. USDA Forest Service. Washington, DC. USA. pp: 101-121.
- Landis, T.D. 1989. Disease and Pest Management In: Landis, T.D.: Tinus, R.W., McDonald, S. E., Barnett, J.P. *The Container Tree Nursery Manual*. Vol. 5. Agric. Handbk. 674. Washington, D.C. U.S. Department Of Agriculture, Forest Service: 1-99.
- Landis, T.D.; Tinus, R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. 1990. Containers and growing media, Vol. 2. The Container *Tree Nursery Manual*. Agric. Handbk. 674. Washington, D.C.: U.S. Department of Agriculture. Forest Service. 88 p.
- Leslie, J.F. y B.A. Summerell. 2006. *The Fusarium Laboratory Manual*. First edition, 2006. Blackwell Publishing Professional 2121 State Avenue, Ames, Iowa 50014, USA. 388 p.
- Lewandowski, M., A. Sznyc y A. Bednarek. 2004. Biology and morphometry of *Lycoriella ingenua* (Diptera: Sciaridae). *Biol. Lett*, 41(1): 41-50.
- López, L. N., Segarra, G., Vergara, O., López, F.A., Trillas, M.I. 2016. Compost from forest cleaning green waste and *Trichoderma asperellum* strain T34 reduced incidence of *Fusarium circinatum* in *Pinus radiata* seedlings. *Biological Control*. 95:31-39.
- Mansilla, J. P., M. I. Pastoriza y R. Pérez. 2001. Estudio sobre la biología y control de *Bradysia paupera* Tuomikoski (= *Bradysia difformis* Frey) (Diptera: Sciaridae). *Bol. San. Veg. Plagas*, 27: 411-417.
- Marín, C. V. H. Rodríguez, N. S., Barranco, F. J. A., Terrón, S. R., Cibrián, T. D. 2018. Metabolites and Conidia of *Beauveria bassiana* for Control of a Darkwinged Fungus Gnat1 under Greenhouse Conditions. *Southwestern Entomologist*. 43: 3. 691-703.
- Marín-Cruz, V. H., Cibrián-Tovar, D., Méndez-Montiel, J. T., Pérez-Vera, O. A., Cadena-Meneses, J. A., Huerta, H., Cruz-Rodríguez, J. A. (2015a). Biología de *Lycoriella ingenua* y *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Madera y Bosques*, 21(1), 113–128. Retrieved from <http://www.scielo.org.mx/pdf/mb/v21n1/v21n1a9.pdf>
- Marín-Cruz, V. H., Cibrián-Tovar, D., Méndez-Montiel, J. T., Pérez-Vera, O. A., & Cadena-Meneses, J. A. (2015b). Control del mosco fungoso negro *Lycoriella ingenua* (Dufour, 1839) y *Bradysia impatiens* (Johannsen, 1912) (Diptera: Sciaridae) en *Pinus montezumae* Lamb. *Revista Mexicana Ciencias Forestales*, 6(27), 90–100. Retrieved from <http://www.scielo.org.mx/pdf/remcf/v6n27/v6n27a8.pdf>
- Marín-Cruz, V. H., S. Rodríguez-Navarro, J. E. Barranco-Florido, and D. CibriánTovar. 2017. Insectistatic and insecticide activity of *Beauveria bassiana* in *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Rev. Chapingo Ser. Cie.* 23: 329-340.
- Martínez B., Infante D., Reyes Y. 2013. *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos. *Rev. Protección Veg.* 28: 1-11.
- Martínez, Á. P., Fernández, G.R.A., Sanz, R.A.V., Pando, V., Díez, J.J. 2016. Two fungal endophytes reduce the severity of pitch canker disease in *Pinus radiata* seedlings. *Biological Control*. 94: 1–10. doi:10.1016/j.biocontrol.2015.11.011
- Martínez, A.P., Alves, S.F.M., Díez, J.J.J. 2010. Efecto de *Trichoderma harzianum* sobre el Damping off causado por *Fusarium circinatum* Sobre plántulas de *Pinus radiata*. XV Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Septiembre-octubre 2010. Vitoria-Gasteiz
- Martínez-Padrón, H.Y., E.O. Osorio-Hernández, B. Estrada-Drouaillet, J.A. López-Santillán, S.E. Varela-Fuentes, J.A. Torres-Castillo. 2017. control biológico de fitopatógenos mediante aislados de *Trichoderma* spp. *Agroproductividad* 10:3:9-14.
- Mejía-Bautista M. Á., A. Reyes-Ramírez, J. Cristóbal-Alejo, J. M. Tun-Suárez, L. Borges-Gómez, J. R. Pacheco-Aguilar. 2016. *Bacillus* spp. en el Control de la Marchitez Causada por *Fusarium* spp. en *Capsicum chinense*. *Revista Mexicana de Fitopatología* (34) 3: 208-222.
- Menzel, F., J. E. Smith y B. N. Colauto. 2003. *Bradysia difformis* Frey and *Bradysia ocellaris* (Comstock): two additional neotropical species of black fungus gnats (Diptera: sciaridae) of economic importance: a redescription and review. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 96(4): 448-457.
- Menzel, F., J. E. Smith y J. P. Chandler. 2006. The sciarid fauna of the British isles (Diptera: Sciriidae), including descriptions of six new species. *Zoological Journal of the Linnean Society*. 146: 1-147.
- Michel-Aceves, A. C., M. A. Otero-Sánchez, R. D. Martínez-Rojero, R. Ariza-Flores, A. Barrios-Ayala, y A. Rebolledo-Martínez. 2012. Control biológico *in vitro* de enfermedades fungosas en tomate *Lycopersicon esculentum* Mill. *AlA*. 12: 43-54.
- Mitchel, R.G., Zwolinski, J., Jones, N., Coutinho, T. 2004 The effect of applying prophylactic measures on the post-planting survival of *Pinus patula* in South Africa, *The Southern African Forestry Journal*, 200 (1), 51-58. Doi: 10.1080/20702620.2004.10431760.

- Mitchell, G., Jones, N., Coutinho, T., 2005. Alternatives to benomyl fungicide in controlling *Fusarium circinatum*: results from in vitro studies.
- Mitchell, R.G. Steenkamp, E.T., Coutinho, T.A., Wingfield, M.J. 2011. The pitch canker fungus, *Fusarium circinatum*: implications for South African forestry, *Southern Forests: Journal of Forest Science* 73: 1-13.
- Mohrig, W. y F. Menzel. 2009. Sciaridae (Black fungus gnats). In: B.V. Brown, A. Borkent, J. M. Cumming, D. M. Wood, N. E. Woodley y M. A. Zumbado, eds. Manual of Central American Diptera vol 1. Monograph Publishing program. Canadá: *National Research Council of Canada*. p: 279-292.
- Mohring, W., K. Helelr, H. Hippa, P. Vilkkamaa and F. Menzel. 2012. Revision of black fungus gnats (Diptera: Sciaridae) of North America. *Studia Dipterologica* 19(1-2): 141-286.
- Moo-Koh A., J. Cristóbal A., A. Reyes-Ramírez, J. M. Tun-Suárez, †R. Sandoval-Luna, J. Ramírez-Pool. 2014. Actividad *in vitro* del extracto acuoso de *Bonellia flammaea* contra hongos fitopatógenos. *Agrociencia* 48: 833-845
- Moraga, S.P., Opazo, A., Zaldúa, S., González, G., Sanfuentes, E. 2011. Evaluation of *Trichoderma* spp. And *Clonostachys* spp. Strains to control *Fusarium circinatum* in *Pinus radiata* seedlings. Doi:org/10.4067/S0718-58392011000300011.
- Morris, J., Guhde, E. 2014. Making Usage Data Meaningful, *Serials Review*, 40:3, 161-174, doi: 10.1080/00987913.2014.948146.
- Nelson, P. E., T. A. Toussoun and W. F. O. Marasas. 1983. *Fusarium species: an illustrated manual for identification*. 193p. The Pennsylvania State University Press, University Park, PA.
- Norma Mexicana (NMX-AA-170_SCFI-2016). 2016. Certificación de la operación de viveros forestales.
- Parrella MP. 1987. *Yellow, sticky cards reveal pest problems*. *Greenhouse Manager* 5(11):169-170, 172.
- Pawuk, W.H. 1981. Potting media affect growth and disease development of container-grown southern pines. Research Note SO-268. USDA, *Forest Service, Southeastern Forest Experiment Station*. New Orleans, LA. 4 p.
- Peterson, M. 2008. *Fusarium* species. A British Columbia perspective in forest seedling production. In: Dumroese, R. K., Riley L. E. (technical coordinators). *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations 2007*. Fort Collins (CO): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-57: 109-125.
- Prieto R., J. A., J. L. García R., J. C. Monárrez G. y R. E. Madrid A. 2012. Producción de Planta del Género *Pinus*. Folleto Técnico Núm. 50. Centro de Investigación Regional Norte Centro. INIFAP. Durango, Durango, México. 52 p.
- Pundt, L. 1999. Fungus gnats are a serious pests. *Yankee Grover*. 9-10.
- Quesada, M. E., Carrasco, D. J. A. y Santiago, A. C. 2006. Insecticidal and antifeedant activities of proteins secreted by entomopathogenic fungi against *Spodoptera littoralis* (Lep., Noctuidae). *Journal Applied Entomology* 130: 442-452.
- Reyes A., J. Alejo C., E. Sánchez R., Suárez J. 2012. Inhibición del crecimiento *in vitro* de *Fusarium* sp. aislado de Chile habanero (*Capsicum chinensis*) con hongos antagonistas. *Fitosanidad*. (16) 3:161-165.
- SAGARPA. 2015. Acopio de envases vacíos de plaguicidas. SENSICA, Gobierno del Estado de Oaxaca. Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Oaxaca.
- SAGARPA. 2015. Programa de Campo Limpio (Centros de Acopio Primarios y Temporales). Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Oaxaca.
- Samuels G. J., Chaverri P., Farr D. F. y McCray E. B. 2007. *Trichoderma* Online, Systematic Botany & Mycology Laboratory. Disponible en <http://nt.ars-grin.gov/taxadescription/keys/TrichodermaIndex.cfm>.
- Sánchez, P. Ll., Rodríguez, N. S., Barranco, F. J., Chávez, I. E y Ramos, L. M. 2013. Extractos enzimáticos de *Beauveria bassiana*, una alternativa para el control de *Metamasius spinolae* (GYLLENHAL) Busk, bajo condiciones de laboratorio. In: Sociedad Mexicana de Entomología, Colegio de Postgraduados, (ed). México. *Entomología Mexicana*, Vol. 12, tomo1. p. 273-277.
- Schrank, A. y Henning, V. M. 2010. *Metarhizium anisopliae* enzymes and toxins. *Toxicon*. 56: 1267-1274.
- SE (Secretaría de Economía). 2016. Norma Mexicana NMX-AA-170-SCFI-2016. Certificación de la operación de viveros forestales. Diario Oficial de la Federación. 17 de febrero de 2016. México, D.F. pp: 17-28.
- SEMARNAT - CONAFOR, Reglas de Operación 2016 del Programa Nacional Forestal, Diario Oficial de la Federación, México, 31-12-2015, consultado en www.dof.gob.mx.
- SEMARNAT. Dirección General de Gestión Integral de materiales y actividades riesgosas. Presentación en diapositivas.
- Shamshad, A., A. D. Clift and S. Mansfield. 2009. The effect of tibia morphology on vector competency of mushroom sciarid flies. *Journal of Applied Entomology* 133(6): 484-490.
- Shin, S. G., H. S. Lee y S. Lee. 2012. Dark winged fungus gnats (Diptera: Sciaridae) collected from shiitake mushroom in Korea. *Journal of Asia-Pacific Entomology*. 15: 174-181.
- Shrimpton GM. 1986. Some insect pests of conifer seedlings in British Columbia. In: Landis TD, tech. coord. Proceedings, Western Forest Nursery Council and Intermountain Nursery Associations, Combined Meeting. Gen. Tech Rep. RM-137. Fort Collins, Colorado: USDA Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station. p 128-130.
- Smith SE, Read DJ. 2008. *Mycorrhizal symbiosis*. 3rd edn. Academic Press.

- South, D. B. 2017. Optimum pH for growing pine seedlings. *Tree Planters' Notes*. U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 60(2): 49-62.
- Springer, T. L. 1995a. Fungus gnats (Diptera: Sciaridae) feeding damage to legume seedling. *Journal of the Kansas Entomological Society*. 68(2): 240-242.
- Springer, T. L. 1995b. Vulnerability of pasture and range legumes to fungus gnats. *Crop Science*. 35: 534-536.
- Stanghellini, M. & El-Hamalawi, Z.A. (2005). Efficacy of *Beauveria bassiana* on Colonized Millet Seed as a Biopesticide for the Control of Shore Flies. *HortScience: a publication of the American Society for Horticultural Science*. 40. 10.21273/HORTSCI.40.5.1384.
- Stefanova M., Sandoval I., L. Martínez M., Heredia I., D. Ariosa M., Arévalo R. 2004. Control de hongos fitopatógenos del suelo en semilleros de tabaco con *Trichoderma harzianum*. *Fitosanidad*, (8)2: 35-38
- Steffan W. A. 1974. Laboratory studies and ecological notes on Hawaiian Sciaridae (Diptera). *Pacific Insects*. 16(1): 41-50.
- Steffan, W. A. 1981. Sciaridae. In: J. F. McAlpine, B. V. Peterson, G. E. Shewell, H. J. Teskey, J. R. Vockeroth y D. M. Wood, eds. *Manual of Nearctic Diptera*, vol. 1. Reseach Brach Agriculture Canada Monograph 27. Canadá. p: 247-255.
- Storer, A. J., Gordon, T. R., & Clark, S. L. (1998). Association of the pitch canker fungus, *Fusarium subglutinans* f.sp. *pini*, with Monterey pine seeds and seedlings in California. *Plant Pathology*, 47(5), 649–656
- Téllez, J. A., Cruz, R. M. G., Mercado, F. Y., Asaff, T. A. y Arana, C. A. 2009. Mecanismos de acción y respuesta en la relación de hongos entomopatógenos e insectos. *Revista Mexicana de Micología*. 30: 73-80.
- Toral I., M. 1997. Conceptos de calidad de plantas en viveros forestales. Documento Técnico 1. *Ciclo Económico Forestal*. Programa de Desarrollo Forestal Integral de Jalisco. Guadalajara, Jal. México. 28 p.
- Van Epenhuijsen, C. W., B. B. Page y J. P. Koolard (2001). Preventative treatments for control of fungus gnats and shore flies. *New Zealand Plant Protection*. 54, 42-46.
- Van Wyk, S.J.P., Boutigny, A.L., Coutinho, T.A., Viljoen, A. 2012. Sanitation of a South African Forestry Nursery Contaminated with *Fusarium circinatum* Using Hydrogen Peroxide at Specific Oxidation Reduction Potentials. *Plant Disease*, 96(6), 875–880. doi:10.1094/pdis-05-11-0432.
- Villanueva, S. E. 2013. *Nematodos entomopatógenos en el control de la mosca negra (Diptera: Sciriadae) en noche buena (Euphorbia pulcherrima Willd. ex. Klotzch)*. Tesis doctoral, Colegio de Postgraduados, Texcoco, Edo de México, México.
- White, P. F. 1981. Chemical control of the mushroom sciarid, *Lycoriella uripila* (Winn.). *Mushroom Science* 12: 265-273
- White, P. F. 1999. Comparative effects of three insect growth regulator insecticides and a dipteran-active strain of *Bacillus thuringiensis* on cropping of the cultivated mushroom *Agaricus bisporus*. *Annals of Applied Biology*. 134 (1): 35-43.
- White, P. F., J. E. Smith y F. Menzel. 2000. Distribution of Sciaridae (Dipt.) species infesting comercial mushroom farms in Britain. *Entomologist's Monthly Magazine*. 136: 207-209.
- Wilkinson, J. D. y D. M. Daugherty. 1970. The biology and immature stages of *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Annals of the Entomological Society of America*. 63: 656-660.
- Wilkinson, K. M., T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley and R. K. Dumroese. 2014. Tropical Nursery Manual – A Guide to Starting and Operating a Nursery for Native and Traditional Plants. USDA Forest Service. *Agriculture Handbook* 732. 376 p.
- Wingfield, M.J.A., Hammerbacher, A., Ganley, R.J., Steenkamp, E.T. 2008. Pitch canker caused by *Fusarium circinatum*- a growing threat to pine plantations and forests worldwide. *Australasian Plant Pathology* 37: 319-334.
- Yan, K., Dickman, M. B., Xu, J.-R., Leslie, J. F. 1993. Sensitivity of Field Strains of *Gibberella fujikuroi* (*Fusarium* Section *Liseola*) to Benomyl and Hygromycin B. *Mycologia*, 85(2), 206. doi:10.2307/3760458