



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

LICENCIATURA EN INGENIERÍA FORESTAL

TESIS

**PRODUCCIÓN DE PLANTA DE *Pinus patula* Schl. et Cham.
EN VIVERO CON SUSTRATO DE ASERRÍN CRUDO.**

Para obtener el título de

Licenciada en Ingeniería Forestal

PRESENTA

Lesly Karen Templos Canales

Director

Dr. José Justo Mateo Sánchez

Comité asesor

Dr. Juan Capulín Grande

Dr. Alfonso Suárez Islas

Dra. Ma. Isabel Reyes Santamaría

Tulancingo de Bravo, Hidalgo, noviembre de 2025



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo
Instituto de Ciencias Agropecuarias
Institute of Agricultural Sciences
Área Académica de Ciencias Agrícolas y Forestales
Academic Area of Agricultural and Forestry Sciences

Tulancingo de Bravo, Hidalgo., a 19 de Noviembre de 2025

Asunto: Autorización de impresión

Mtra. Ojuky del Rocío Islas Maldonado
Directora de Administración Escolar de la UAEH

Por este conducto y con fundamento en el Título Cuarto, Capítulo I, Artículo 40 del Reglamento de Titulación, le comunico que el jurado que le fue asignado a la pasante de Licenciatura en Ingeniería Forestal, **Lesly Karen Templos Canales**, quien presenta el trabajo de Tesis denominado "**PRODUCCIÓN DE PLANTA DE Pinus patula Schl. et Cham. EN VIVERO CON SUSTRATO DE ASERRÍN CRUDO**", que después de revisarlo en reunión de sinodales, ha decidido autorizar la impresión de este, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación, se anotan las firmas de conformidad de los miembros del jurado:

PRESIDENTE DR. JUAN CAPULÍN GRANDE

SECRETARIO DR. ALFONSO SUÁREZ ISLAS

VOCAL 1 DR. JOSÉ JUSTO MATEO SÁNCHEZ

VOCAL 2 DRA. MA. ISABEL REYES SANTAMARÍA

SUPLENTE1 DR. RODRIGO RODRÍGUEZ LAGUNA

Sin otro particular por el momento, me despido de usted.



"Amor, Orden y Progreso"



2025



uaeh.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

A la **Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo (UAEH)**, por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios en el Instituto de Ciencias Agropecuarias (ICAp).

Al **Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo y sus integrantes**, por permitirme llevar a cabo el experimento en sus instalaciones.

Al **Dr. José Justo Mateo Sánchez**, por su dirección, acompañamiento y apoyo incondicional para iniciar y concluir el presente trabajo. Gracias por su humanidad, por su amor y entrega a la carrera, y por ser un ejemplo de respeto y cuidado hacia todos los seres vivos, sin importar si son humanos o plantas.

Al **Dr. Juan Capulín Grande**, por su dedicación y conocimiento invaluable como catedrático. Gracias por sus valiosas charlas, su apoyo y su paciencia para afinar los detalles más importantes y hacer posible la culminación de este trabajo.

Al **Dr. Alfonso Suárez islas**, por su exhaustiva revisión, sus consejos y correcciones, que contribuyeron a obtener un formato de calidad en este documento.

A la **Dra. Ma. Isabel Reyes Santamaría**, por su apoyo y sus atinadas sugerencias en el desarrollo de los tratamientos mediante la prueba de Tukey.

A mis amigos de la Universidad, **Alma, Doreni, Esiquio, Eve, Juan, Leslie, Paty, Rafa y Uriel**, por compartir momentos memorables, llenos de aventuras, risas, consejos y apoyo mutuo.

Y a todas las personas que, de una u otra forma, colaboraron para que este trabajo fuera posible.

DEDICATORIA

A mi **madre**, a quien jamás podré terminar de agradecer todo lo que ha hecho por mí. Gracias por darme la motivación y la fuerza cada vez que la necesito; por alentarme a no rendirme, a seguir caminando hacia adelante y con la cara en alto. Eres mi mayor admiración, un ejemplo de luz, amor, resiliencia, fuerza y voluntad. Incluso en los días más difíciles, cuando el cansancio o las ocupaciones te desbordan, siempre hay un espacio para mí en tu corazón, y el mío te corresponde con el mismo amor.

A mi **padre** por enseñarme el valor del trabajo y la satisfacción al ver los frutos del esfuerzo y la perseverancia. Gracias por ser un ejemplo de que siempre que uno se proponga algo, con esfuerzo y dedicación se puede lograr.

A mi hermano **Alexis**, por compartir toda una vida conmigo, llena de buenos y malos momentos. Gracias por demostrarme que el amor de hermanos es más fuerte que cualquier obstáculo. Siempre te agradeceré por cuidarme, incluso cuando no lo digo.

A mi hermana **Monse**, por ser la alegría de la casa con tus mil y una ocurrencias. Gracias por las risas, los chismes interminables y las noches de pijamada en las que siempre te quedas dormida. Te quiero Pepe, gracias por todas las anécdotas que hemos creado juntas a lo largo de los años.

A mi pequeño **Karim**, por llegar a mi vida justo cuando más te necesitaba y cuando más perdida me sentía. Me enseñaste que incluso en los momentos más oscuros siempre hay luz, y me recordaste lo bello que es vivir. Eres mi mayor motivación para seguir adelante, hacer lo correcto y lograr que te sientas orgulloso de mí. Gracias por llegar a enseñarme el amor más puro que he conocido, te amo hermanito.

A mis abuelitos **Marcial, Estela y Candelaria**, por sus consejos, apoyo, motivación y acompañamiento en cada etapa de mi vida.

A mi prima **Alo**, por su amor, cariño y comprensión en todo momento. Te quiero mucho.

A mis **tíos**, por sus palabras y consejos que me ayudaron a levantar el vuelo cuando estaba por caer, y también por sus palabras asertivas al recordarme cuándo debía poner los pies en la tierra.

A mis amigos **Alex, Pao, Saby, Yair y Yuli**, por su escucha, sus valiosos consejos y su apoyo en distintas formas. Gracias por cada historia que hemos construido juntos.

ÍNDICE...

| | |
|---|----|
| ÍNDICE DE CUADROS..... | 8 |
| ÍNDICE DE FIGURAS..... | 8 |
| CAPÍTULO 1 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA DE <i>Pinus patula</i> Schl. et Cham Y DE SUSTRATOS PARA PRODUCCIÓN DE PLANTA FORESTAL EN VIVERO..... | 11 |
| 1. PRODUCCIÓN DE PLANTA EN VIVERO | 11 |
| 2. SUSTRATOS | 12 |
| 3. POTENCIAL DEL ASERRÍN COMO SUSTRATO ALTERNATIVO | 14 |
| 4. ¿QUÉ ES EL ASERRÍN?..... | 14 |
| 5. VENTAJAS DE UTILIZAR SUSTRATOS A BASE DE ASERRÍN CRUDO | 15 |
| 6. DESVENTAJAS Y LIMITACIONES DEL ASERRÍN CRUDO COMO SUSTRATO | 16 |
| 7. INFLUENCIA DEL TIPO DE SIERRA EN LA GRANULOMETRÍA DEL ASERRÍN..... | 18 |
| 8. RELACIÓN TAMAÑO DE LAS PARTÍCULAS DEL ASERRÍN Y EL DESARROLLO ÓPTIMO DE LAS PLANTAS PRODUCIDAS EN VIVERO | 19 |
| 9. CARACTERÍSTICAS DE LOS SUSTRATOS A BASE DE ASERRÍN | 19 |
| 9.1 DENSIDAD APARENTE | 19 |
| 9.2 POROSIDAD | 19 |
| 9.3 CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE AGUA..... | 20 |
| 9.4 pH DEL ASERRÍN CRUDO | 21 |
| 9.5 CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA DEL ASERRÍN | 21 |
| 9.6 CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIÓNICO | 22 |
| 9.7 FITOTOXIDAD DEL ASERRÍN CRUDO | 22 |
| 9.8 LAVADO DEL ASERRÍN | 23 |
| 9.9 FENOLES TOXICOS EN EL ASERRÍN | 25 |
| 9.10 BIOESTABILIDAD DEL ASERRÍN | 25 |
| 9. ESPECIES FORESTALES DE LAS CUALES SE PUEDE UTILIZAR ASERRÍN COMO SUSTRATO | 26 |
| 10. ASERRÍN NO APTO COMO SUSTRATO..... | 27 |

| | |
|---|----|
| 11. RELACIÓN CARBONO NITRÓGENO DEL ASERRÍN | 28 |
| 12. PREPARACIÓN DE LA MEZCLA DE SUSTRATO EN EL SISTEMA TRADICIONAL | 28 |
| 13. PREPARACIÓN DE LA MEZCLA DE SUSTRATO EN EL SISTEMA TECNIFICADO | 30 |
| 14. DOSIS DE FERTILIZACIÓN PARA SUSTRATOS A BASE DE ASERRÍN CRUDO | 31 |
| 15. PRODUCCIÓN DE PLANTA EN BOLSA DE MÁS DE 8 LITROS EN SUSTRATOS A BASE DE ASERRÍN CRUDO | 32 |
| 16. SUSTRATOS | 33 |
| 16.1 ¿Qué es un sustrato? | 33 |
| 16.2 Tipos de sustratos: | 33 |
| 16.3 Propiedades físicas de un buen sustrato | 34 |
| 16.4 Propiedades químicas de un buen sustrato | 34 |
| 16.5 Otras características para elegir un sustrato | 35 |
| 16.6 Porosidad de los sustratos | 35 |
| 16.7 SUSTRATOS TRADICIONALES | 35 |
| 16.8 SUSTRATOS ALTERNATIVOS | 38 |
| 17. DESCRIPCIÓN DE <i>Pinus patula</i> Schl. et Cham | 41 |
| 17.1 Nombre común | 41 |
| 17.2 Forma biológica | 41 |
| 17.3 De acuerdo a su fenología | 41 |
| 17.4 Distribución en México | 42 |
| 17.5 Requerimientos de <i>Pinus patula</i> | 42 |
| 17.5.1 Altitud (msnm) | 42 |
| 17.5.2 Suelo | 42 |
| 17.5.3 Temperatura | 43 |
| 17.5.4 Precipitación | 43 |
| 17.5.5 Desarrollo de la especie | 43 |
| 17.5.6 Usos | 43 |
| 17.6 Manejo de vivero | 44 |
| 17.6.1 Propagación; Propagación sexual | 44 |

| | | |
|--|---|----|
| 17.6.2 | Recolección de semillas | 44 |
| 17.6.3 | Proceso de obtención de las semillas de los frutos recolectados | 44 |
| 17.6.4 | Método de selección de la semilla | 45 |
| 17.6.5 | Semillas por kilogramo | 45 |
| 17.6.6 | Almacenamiento | 45 |
| 17.7 | PRODUCCIÓN DE LA PLANTA EN VIVERO | 46 |
| 17.7.1 | Porcentaje de germinación obtenido | 46 |
| 17.7.2 | Tiempo para la germinación de las semillas | 46 |
| 17.7.3 | Método de siembra | 46 |
| 17.7.4 | Características del sustrato | 47 |
| 18 | LITERATURA CITADA CAPÍTULO 1 | 48 |
| CAPÍTULO 2 | | 62 |
| PRODUCCIÓN DE <i>Pinus patula</i> Schl. et Cham EN SUSTRATO DE ASERRÍN CRUDO | | 62 |
| 1. | INTRODUCCIÓN | 62 |
| RESUMEN | | 64 |
| OBJETIVO E HIPÓTESIS | | 66 |
| MATERIALES Y MÉTODOS | | 67 |
| 2.1 | Ubicación del Ejido | 67 |
| 2.2 | Procedencia de la semilla | 68 |
| 2.3 | Origen y características del sustrato de aserrín de <i>Pinus patula</i> | 68 |
| 2.4 | Lavado y desinfectado de charolas | 68 |
| 2.5 | Formulación de los tratamientos de sustrato | 70 |
| 2.5.1 | Preparación del Tratamiento Testigo | 73 |
| 2.6 | Fertilización | 74 |
| 2.7 | Germinación y crecimiento en vivero | 76 |
| 2.8 | Diseño experimental y método de muestreo | 80 |
| 2.9 | Riegos | 80 |
| 2.10 | Control de enfermedades | 81 |

| | | |
|--------|--|-----|
| 2.11 | Medición de variables | 82 |
| 2.12 | Variables de calidad de planta calculadas | 85 |
| 2.12.1 | Relación peso seco de parte aérea y peso seco de la raíz | 85 |
| 2.12.2 | Índice de Robustez | 85 |
| 2.12.3 | Índice de calidad de Dickson | 86 |
| 2.13 | Análisis Estadístico | 86 |
| | RESULTADOS | 87 |
| 2.14 | Análisis de varianza | 87 |
| 2.15 | Comparación de tratamientos mediante la prueba de Tukey en el crecimiento de <i>Pinus patula</i> Schl. et Cham | 89 |
| 2.15.1 | Altura | 90 |
| 2.15.2 | Diámetro | 91 |
| 2.15.3 | Peso seco de la parte aérea | 92 |
| 2.15.4 | Peso seco de la raíz..... | 93 |
| 2.15.5 | Peso seco total | 94 |
| 2.15.6 | Relación del peso seco de la parte aérea y del peso seco de la raíz..... | 95 |
| 2.15.7 | Índice de calidad de Dickson..... | 96 |
| 2.15.8 | Índice de Robustez | 97 |
| | DISCUSIÓN | 98 |
| | CONCLUSIONES | 101 |
| | ANEXO | 102 |
| 2.15.9 | GLOSARIO..... | 102 |
| | LITERATURA CITADA CAPÍTULO 2 | 103 |

ÍNDICE DE CUADROS...

| | |
|--|----|
| Cuadro 1. Cuadro comparativo de propiedades físicas del aserrín y de la tierra de monte | 20 |
| Cuadro 2 Especificaciones de tamizado y granulometría para los tratamientos de sustrato. | 70 |
| Cuadro 3 Influencia del tratamiento (tamaño de la malla) en el crecimiento de <i>P. patula</i> | 89 |

ÍNDICE DE FIGURAS...

| | |
|--|----|
| Figura 1 Ubicación el Ejido Pueblo Nuevo y su vivero | 67 |
| Figura 2 Proceso de lavado y desinfección de charolas y tubetes previo al trasplante, como parte del protocolo de sanidad para prevenir patógenos..... | 69 |
| Figura 3 Acondicionamiento y estibado de las charolas de polipropileno utilizadas como contenedores en el experimento..... | 69 |
| Figura 4 Proceso de tamizado del aserrín crudo con la malla de 7.7 mm para obtener la granulometría del primer tratamiento. | 71 |
| Figura 5 Proceso de tamizado del aserrín crudo con la malla de 4.5 mm para obtener la granulometría del segundo tratamiento..... | 72 |
| Figura 6 Granulometría del aserrín crudo resultante del tamizado con la malla de 2.7 mm. | 72 |
| Figura 7 Tamizado manual del aserrín crudo para la separación de partículas y formulación de los diferentes tratamientos granulométricos. | 73 |
| Figura 8 Proceso de llenado de los contenedores con aserrín crudo, asegurando una compactación ligera y uniforme del sustrato en cada tubete. | 73 |
| Figura 9 Dosificación gravimétrica del fertilizante de liberación lenta (Multicote®) para cada tratamiento..... | 74 |
| Figura 10 Formulación del sustrato: combinación de los componentes (Aserrín, Fertilizante y Biofungicida) previo al mezclado | 75 |
| Figura 11 Insumos nutricionales utilizados en el experimento: fertilizante foliar de micronutrientes Micromax® (izquierda) y fertilizante de liberación lenta Multicote® (derecha) para la nutrición base..... | 75 |
| Figura 12 Incorporación de los aditivos granulados (fertilizante y biofungicida) a la base de aserrín crudo antes del mezclado. | 76 |

| | |
|--|----|
| Figura 13 Preparación de las unidades experimentales: llenado de los contenedores con el sustrato de aserrín | 77 |
| Figura 14 Llenado manual de las charolas con el sustrato de aserrín crudo ya formulado con sus aditivos | 77 |
| Figura 15 Proceso de trasplante de las plántulas de <i>Pinus patula</i> desde el almácigo a los contenedores de producción..... | 77 |
| Figura 16 Trasplante manual de las plántulas de <i>Pinus patula</i> en "estado de cerillo" a los tubetes con el sustrato de aserrín..... | 78 |
| Figura 17 Plántulas de <i>Pinus patula</i> en la fase de establecimiento inicial, una semana después del trasplante a los tubetes con sustrato de aserrín..... | 78 |
| Figura 18 Cepellón de <i>Pinus patula</i> extraído del tubete, mostrando la completa colonización del sustrato de aserrín por el sistema radicular..... | 79 |
| Figura 19 Vista panorámica del diseño experimental establecido en las camas de crecimiento del vivero. | 79 |
| Figura 20 Plantas de <i>Pinus patula</i> a los nueve meses de crecimiento en el vivero, mostrando la etapa final de desarrollo antes del muestreo. | 80 |
| Figura 21 Biofungicida BACTIVA ^{MRS} | 81 |
| Figura 22 Medición de Micromax | 81 |
| Figura 23 Incorporación del biofungicida BACTIVA ^{MRS} al aserrín crudo para el control preventivo de patógenos radiculares. | 82 |
| Figura 24 Plantas de <i>Pinus patula</i> de alta calidad a los nueve meses de crecimiento, listas para su establecimiento en campo..... | 83 |
| Figura 25 Medición de la altura total de las plántulas de la muestra, desde el cuello de la raíz hasta la yema apical con flexómetro TRUPER®. | 83 |
| Figura 26 Sistemas radiculares de <i>Pinus patula</i> lavados y seccionados, preparados para la determinación de biomasa seca mediante secado en estufa. | 84 |
| Figura 27 Determinación del peso seco de la parte aérea (biomasa) mediante el uso de una balanza analítica de precisión. | 85 |
| Figura 28 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable "Altura" de <i>Pinus patula</i> | 90 |
| Figura 29 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable "Diámetro" de <i>Pinus patula</i> | 91 |
| Figura 30 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable "Peso seco de la parte aérea" de <i>Pinus patula</i> | 92 |

| | |
|--|-----|
| Figura 31 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Peso seco de la raíz” de <i>Pinus patula</i> | 93 |
| Figura 32 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Peso seco total” de <i>Pinus patula</i> | 94 |
| Figura 33 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Relación peso seco de la parte aérea-peso seco de la raíz” de <i>Pinus patula</i> | 95 |
| Figura 34 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Índice de calidad de Dickson” de <i>Pinus patula</i> | 96 |
| Figura 35 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Índice de Robustez” de <i>Pinus patula</i> | 97 |
| Figura 36 Planta de <i>Pinus patula</i> de alta calidad producida en el tratamiento de aserrín malla con abertura de 4.5 mm, destacando un cepellón firme, bien estructurado y con abundantes raíces activas. | 101 |

CAPÍTULO 1 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA DE *Pinus patula* Schl. et Cham Y DE SUSTRADOS PARA PRODUCCIÓN DE PLANTA FORESTAL EN VIVERO

1. PRODUCCIÓN DE PLANTA EN VIVERO

Desde el inicio del presente siglo, el gobierno federal en coordinación con la CONAFOR ha incrementado las plantaciones forestales comerciales con la intención de generar un aumento de producción de plantas y obtener mayor extensión forestal en el territorio mexicano para cubrir la demanda de materias primas y disminuir la presión sobre los bosques naturales. Ante dicha situación, una de las estrategias por parte del gobierno ha sido la producción de planta forestal en vivero. (FAO, 2016)

De acuerdo al Boletín UNAM (2015); en el país se encuentran 309 viveros certificados funcionando, los cuales en conjunto tienen una producción anual, de aproximadamente 203,000,000 de plantas de diferentes tipos (crecimiento rápido, medio y lento). Además, con la implementación del programa gubernamental “sembrando vida” se han incluido cerca de 7,243,000 beneficiarios para fomentar el aprendizaje campesino y actualmente se trabaja en 4,834 viveros y biofábricas (desempeñando microempresas que sustentan principalmente a la misma comunidad) quienes en conjunto registraron para el 2020 una producción de 115'000,000 de árboles maderables y agroindustriales (Secretaría del Bienestar, 2023).

CONAFOR (2020) proporciona la siguiente información; informa que entre el año 2018-2019, la producción de plantas forestales en el país se llevó a cabo en 154 viveros y fue de 80,989,872 plantas y en cuanto a la Operación de Viveros Forestales Militares, actualmente La Secretaría de la Defensa Nacional en colaboración con la Secretaría de Bienestar, cuenta con 31 viveros forestales a nivel nacional (SEDENA, 2021).

El objetivo de la CONAFOR es incentivar a la sociedad a que realicen reforestaciones para recuperar y devolver al entorno su belleza escénica y capacidad productiva original de áreas degradadas y deforestadas. El territorio mexicano ha registrado mayor demanda en cuanto a la compra de plantas producidas en vivero, esto como consecuencia del éxito que han traído las plantaciones forestales comerciales y los apoyos otorgados por el gobierno, además de la necesidad de obtener plantas de calidad, característica que solo es posible lograr a través de un proceso de selección y reproducción de semilla realizada por la mano del hombre (Paz, 2022).

Con base al Programa Estatal Forestal, realizado por la delegación estatal de SEMARNATH (2011-2016) el Estado de Hidalgo, cuenta con una superficie forestal de 817,640 ha, las cuales se distribuyen en 454,486 ha de bosque, 252,036 ha de zonas áridas (matorral xerófilo), 97,934 ha de selvas y 13,184 ha de otras formaciones. Se registra que cada año se pierden cerca de 10,000 ha debido a la deforestación (tala clandestina en mayor porcentaje), mientras se registra un 50% en restauración, por lo que se puede observar un déficit del 50%, esto implica una fuerte demanda de adquisición de plántulas en vivero. SEMARNAT (2016) informa que el Estado, cuenta con 17 viveros certificados, que producen 6,000,000 de planta, por lo que aún queda un déficit de 4,000,000 de plantas por producir.

Ante dicha situación, el gobierno solicito el apoyo del ejército mexicano, por medio del programa “sembrando vida”, con el Vivero Forestal Militar del Estado de Hidalgo de la 18/a zona militar, ubicado en el municipio de Zimapán, el cual registra una capacidad de producción de 2,430,000 plantas en charola forestal y 100,000 plantas en sistema tradicional (bolsa de plástico) cuyas cifras incluyen plantas forestales y frutales. (Arellano, 2021), además, durante los últimos años, se ha impulsado la producción de los viveros que anteriormente participaron en el Programa de Seguimiento y Operación de Viveros Forestales, los cuales son 5; Parque Ecológico Cubitos, de Pachuca; Las Fuentes, de Singuilucan; San Miguel de Allende, de Tepeapulco; San José Atlán, de Huichapan; y Los Planes, de Huehuetla y fueron ubicados estratégicamente en diferentes regiones del Estado, registrando una producción de cerca de 800,000 plantas. (La Jornada 22 de junio, 2023).

2. SUSTRADOS

Hace aproximadamente 20 años los sustratos tradicionales dominaban el mercado (agrolita, vermiculita, arena, turba, etc.) y básicamente los productores creían firmemente que sin alguno de los elementos anteriores, simplemente no habría posibilidad de una germinación exitosa, sin embargo, desde la última década del siglo pasado, se comenzaron a implementar con popularidad y buenos resultados, los llamados “sustratos alternativos” cuyo principal objetivo fue reducir los costos para los productores y además ofrecer la oportunidad de aprovechar recursos que se encuentran a la mano y sean efectivos para nutrir a las semillas y generar una germinación exitosa (Prieto et al., 2014).

El tema desarrollado en esta investigación, es utilizar al aserrín como sustrato alternativo, el cual, cuenta con beneficios como tener un buen potencial para producir plantas de

calidad, es uniforme, liviano y cuenta con una porosidad total de 80%. Además, un punto totalmente a favor es que es un recurso accesible y económico.

Para determinar las propiedades físicas de un buen sustrato, existe una serie de condiciones que debe cubrir dicho elemento, entre estas, destaca; dar soporte que mantenga en su lugar a las semillas, que su porosidad permita buen drenaje y oxigenación, textura fina, densidad aparente baja, buena capacidad de retención de agua y que sea libre de patógenos (Prieto, 2011).

En cuanto al costo del sustrato, los sustratos tradicionales representan el 30% de los costos de producción en vivero. Por lo tanto, el presente trabajo plantea la posibilidad de utilizar aserrín crudo al 100% como único componente del medio de cultivo. Para los fines de este estudio, el término "aserrín crudo" se refiere al material fresco obtenido directamente del aserrío, sin ningún tratamiento posterior (Mateo Sánchez, 2016). La intención es demostrar que es posible producir plantas de calidad únicamente con este recurso, manipulando sus propiedades físicas mediante tamizado y aprovechando sus ventajas económicas, como la reducción de costos al evitar sustratos importados como la turba, perlita o vermiculita (Prieto et al., 2014).

De acuerdo con Mateo (2011) cuando el Vivero Forestal del Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo, municipio de Chignahuapan, Estado de Puebla, utiliza aserrín crudo y proviene de un aserradero con sierra cinta con un ancho de sierra de 6" algunas recomendaciones que siguen son:

- Si corresponde a una sierra con ancho de 4" a 8" el aserrín se utiliza de forma directa.
- Si corresponde a una sierra con ancho menor a 3" el aserrín se mezcla con un tamaño de partícula más grande.
- Si corresponde a una sierra con ancho igual o mayor 8" se mezcla con aserrín de una sierra menor a 3"
- Finalmente, si el aserrín proviene de una fábrica de cajas; se recomienda mezclarlo hasta en un 25% con aserrín procedente de una sierra mayor de 4".

3. POTENCIAL DEL ASERRÍN COMO SUSTRATO ALTERNATIVO

En la República mexicana, hasta el año 1998, el aserrín únicamente era destinado para las tabiquerías y para cama de animales de establo, con un uso mínimo del 2% del total producido en todo el país. Esta rutina dio un cambio de perspectiva, gracias a los trabajos de tesis de nivel doctorado del Dr. Mateo (2002) quien realizó una serie de experimentos en el Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo. Perteneciente al municipio de Chignahuapan, Puebla, repitiendo numerosos ensayos, demostró que el uso de aserrín crudo como sustrato alternativo, es un éxito y trae consigo múltiples beneficios (Mateo, 2016).

Entre los años 1998-2000 se realizaron experimentos y ensayos usando aserrín crudo como sustrato alternativo para producir planta forestal en vivero. Durante la investigación del nivel de toxicidad del aserrín, se llegó a la recomendación de que el rango óptimo de dicho sustrato, es del 60% al 90% y en cuanto a la dosis de fertilización por aplicar, después haber realizado los ensayos correspondientes, resultó ser de un 25% hasta 100% (mayor que en otros sustratos) debido a la alta relación Carbono-Nitrógeno del aserrín crudo (Mateo, 2011).

Un punto que también se tomó en cuenta en el ensayo de Mateo (2016), fue conocer el porcentaje de diésel que se adiciona al aserrín durante el proceso de aserrío, el cual fue de entre 0.1% a 0.5%; como resultado de estos trabajos, se estimó que hasta el 3% de diésel aún permite el crecimiento de plantas de calidad en vivero.

Hasta la actualidad, el Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo, ha continuado con la aplicación de la fórmula desarrollada; mezcla base de 70% aserrín + 10% de peat moss + 10% de agrolita + 10% de vermiculita + 6 kg/m³ de fertilizante de liberación lenta (Mateo, 2011)

4. ¿QUÉ ES EL ASERRÍN?

De acuerdo al Diccionario de la Real Academia Española (RAE, 2023), se le denomina aserrín a las partículas resultantes de la madera aserrada, es decir, cuando es cortada por una sierra cinta o circular (hoja metálica con dientes), dicho material se recolecta principalmente en aserraderos, fábricas de cajas y en algunas carpinterías, un aspecto importante a considerar es que no se debe confundir con otros productos derivados de procesos similares, por ejemplo la viruta que tiene forma de espiral y es producto del corte de una cuchilla), las astillas (fragmento largo y con punta) y el polvo (polvo de madera muy fino, obtenido con el proceso de lijar). De los materiales mencionados anteriormente, el aserrín es el que da mejores resultados para ser un sustrato óptimo para producir plantas

de calidad, ya que la viruta y el polvo al tener características físicas y químicas distintas, no resultan ser apropiados para usarse como sustratos alternativos (Prieto et al., 2014).

Otro punto importante es que el aserrín que resulta del corte con motosierra tiene un tamaño de partícula muy grande, por lo que lo ideal es realizar una mezcla con aserrines de tamaño de partícula más pequeños, utilizando solo un 10% de aserrín de motosierra en la mezcla total del sustrato (Mateo, 2016).

5. VENTAJAS DE UTILIZAR SUSTRATOS A BASE DE ASERRÍN CRUDO

1. Se aprovecha un producto considerado como “desperdicio” en la industria forestal y además evita problemas ambientales en los tiraderos a cielo abierto al evitar que los campos se vuelvan estériles y que no exista vegetación (Fregoso-Madueño et al., 2017).
2. Se reduce la contaminación de los mantos friáticos al evitar el escurrimiento de compuestos químicos solubles generados por las lluvias cuando el aserrín esta tirado a cielo abierto (Salazar-García et al., 2016).
3. Se economizan notablemente los costos de producción para los productores de planta forestal en vivero, reduciéndolos de un 15% al 25% (Guzmán-Morales, 2017).
4. Disminuye la contaminación por hidrocarburos al reducir la adquisición de peat moss, reduciendo la quema de combustibles fósiles para traer el sustrato desde Canadá, además debido a que es una reserva de carbono, al extraerse y usarse como sustrato, la acción contribuye al calentamiento global (Bunt, 1988).
5. Al reciclar un desperdicio anteriormente desechar, la industria forestal se ve beneficiada económicamente al incrementar sus ganancias, con un nuevo producto (Fregoso-Madueño et al., 2017).
6. El pH del aserrín es menor de 5, beneficio que reduce la probabilidad de hongos (damping-off) y el desarrollo de enfermedades que generalmente se presentan en las primeras etapas de desarrollo de la planta (Cabrera, 1999).
7. El aserrín crudo cuenta con una densidad muy baja de 0.15 a 0.40 g cm^{-3} , por lo que al ser suministrado en bolsa de plástico (sistema tradicional), se reduce el

peso del sustrato y por ende permite transportar un mayor número de plantas por viaje de carga (Mateo, 2002).

8. Aprovechar el aserrín producido en un aserradero, descongestiona grandes áreas y permite ocupar estos espacios con otros materiales similares y propios del aserrío (Alvarado, 2006; Bresciani et al., 2019).
9. Fomenta la reducción de tiraderos clandestinos a cielo abierto, una práctica a la que recurren algunos aserraderos para desechar el material sin permisos y así evadir costos (Salazar et al., 2016).
10. Se evita la contaminación del aire al no tirar el aserrín a cielo abierto, además de que se elimina una fuente de incendios forestales y que, debido al material, en caso de incendio, es muy difícil de apagar (SEMARNAT, 2018).
11. Se evita la extracción de tierra de monte, la cual se encuentra protegida por la NOM-027-SEMARNAT-1996 y se evita que se reduzca hasta un 70% de la extracción de tierra de monte, evitando alterar otros ecosistemas (SEMARNAT, 2002).

6 DESVENTAJAS Y LIMITACIONES DEL ASERRÍN CRUDO COMO SUSTRATO

Aunque los resultados de este estudio demuestran el alto potencial del aserrín crudo, es importante reconocer las limitaciones y desafíos inherentes a su uso, los cuales deben ser manejados con una metodología precisa para garantizar el éxito. La viabilidad del aserrín no radica en la ausencia de desventajas, sino en la capacidad de mitigarlas a través de un manejo agronómico informado.

1. Inmovilización Biológica del Nitrógeno

Una de las principales limitantes del uso de aserrín fresco como sustrato es su alta relación carbono-nitrógeno (C:N), la cual provoca que los microorganismos del medio utilicen el nitrógeno disponible para degradar la materia orgánica. Esto reduce la cantidad de nitrógeno accesible para las plantas, ocasionando deficiencias nutricionales y menor desarrollo vegetativo (Binkley & Fisher, 2019).

En ensayos realizados con sustratos de aserrín sin compostar se observó una disminución significativa en el crecimiento y la biomasa de las plantas debido a la inmovilización de nitrógeno (Yasin et al., 2022). Como respaldo, autores como Hartmann et al. (2011) detallan que el aserrín no se puede utilizar si no está

compostado. Por lo tanto, el uso de aserrín sin una estrategia de fertilización compensatoria y de alta dosis, como la empleada en este estudio, está destinado al fracaso (Handreck & Black, 2002).

2. Bajo contenido nutricional

El aserrín es un material con bajo aporte de nutrientes minerales, especialmente nitrógeno, fósforo y potasio. Su función principal es estructural más que nutritiva, por lo que requiere complementarse con fertilización o mezclas enriquecidas para mantener un crecimiento adecuado (Wightman, 2000). En caso de no hacerlo, las plántulas muestran síntomas de deficiencia y bajo vigor.

3. Potencial fitotóxico de compuestos orgánicos volátiles y fenoles

El aserrín fresco, particularmente el de coníferas, contiene una gama de compuestos orgánicos secundarios como fenoles, taninos, resinas y terpenos., dichas sustancias, especialmente en sustratos sin un periodo de maduración o compostaje, pueden tener efectos alelopáticos, inhibiendo la germinación de semillas y la elongación radicular de las plántulas jóvenes (Yasin et al., 2022).

La fitotoxicidad puede variar significativamente según la especie de pino, la frescura del aserrín y la sensibilidad de la planta cultivada. Si bien los resultados de este trabajo sugieren que *Pinus patula* posee una alta tolerancia a los compuestos de su propia madera, esta no es una característica que se pueda generalizar a otras especies forestales, las cuales podrían requerir un periodo de reposo o un lavado previo del aserrín para lixivar los compuestos hidrosolubles más fitotóxicos (Thakulla et al., 2021).

4. Inconsistencia física

A diferencia de sustratos comerciales estandarizados como la turba, el aserrín es un material intrínsecamente heterogéneo; sus propiedades físicas dependen directamente de la especie maderable, el tipo de sierra utilizada (cinta, circular), el filo de las hojas y la humedad de la troza al momento del corte. Esta variabilidad puede resultar en lotes con granulometrías muy diferentes, afectando los resultados si no se implementa un protocolo riguroso de tamizado (Vargas-García et al., 2015).

5. Riesgo de hidrofobia

Si el aserrín se deja secar por completo, puede volverse hidrofóbico, es decir, repeler el agua; esta resistencia a la re-humectación puede crear zonas secas dentro del contenedor, provocando estrés hídrico en la plántula, un fenómeno que también se observa en turbas secas y que requiere de un manejo cuidadoso del riego (Landis et al., 1990).

6. Acidez y pH subóptimo

El aserrín, especialmente de especies coníferas, suele presentar un pH bajo, lo cual puede modificar el equilibrio del sustrato y afectar la disponibilidad de nutrientes esenciales; un medio excesivamente ácido inhibe la absorción de macronutrientes como nitrógeno, fósforo y potasio, repercutiendo negativamente en el crecimiento de las plantas (Sonneveld & Voogt, 2009).

7. INFLUENCIA DEL TIPO DE SIERRA EN LA GRANULOMETRÍA DEL ASERRÍN

Por el conocimiento previo del aserrín como sustrato, al ser generado en un aserradero cuando se procesa madera en rollo, se recomienda que dicho producto sea reciente, siguiendo esta recomendación, el aserrín será más adecuado para usarse como sustrato, sin embargo, otra característica a considerar, es que dependerá del tipo de sierra utilizada para obtener un buen tamaño adecuado de partícula. Ante dicha situación se ha encontrado que el aserrín más apto a utilizarse es el de las sierras cintas con anchos de sierra de 4 a 8 pulgadas, esto se debe al tamaño de partícula que varía de 0.25-0.75 mm y que resulta ser el más adecuado como sustrato. En caso de que la sierra cinta tenga un ancho menor a 3 pulgadas, el aserrín resultante no sería el óptimo como sustrato ya que el tamaño sería más pequeño por lo que se tendría que mezclar con aserrín de tamaño más grande. Por lo contrario, si la sierra cinta tuviese un ancho mayor a 8 pulgadas el tamaño de partícula sería muy grande y tampoco sería adecuado como buen sustrato para la producción de plantas en vivero. En cuanto a las sierras circulares utilizadas en aserraderos, su diámetro es mayor de 20 pulgadas, por lo que el aserrín de este proceso tiene un tamaño muy grande y no se puede usar como sustrato a menos que se mezcle en proporciones menores del 50% de la mezcla total del sustrato, con aserrín de tamaño de partícula menor (Mateo, 2016).

8. RELACIÓN TAMAÑO DE LAS PARTÍCULAS DEL ASERRÍN Y EL DESARROLLO ÓPTIMO DE LAS PLANTAS PRODUCIDAS EN VIVERO

Se relaciona el crecimiento de las plantas forestales producidas en vivero con el tamaño de las partículas del sustrato, para efectos del uso de aserrín como sustrato, su tamaño de partícula más favorable está entre 0.2 a 1.0 mm para el cultivo en contenedor, al presentarse diferentes tamaños de partículas en el intervalo de 0.2 a 0.5 mm, que son los tamaños que favorecen una mayor influencia en el agua disponible y se genera un equilibrio (retención de agua y la aireación en el sistema radicular) que dará mejores características físicas al sustrato (Sánchez-Bayo et al., 2018).

9. CARACTERÍSTICAS DE LOS SUSTRADOS A BASE DE ASERRÍN

9.1 DENSIDAD APARENTE

La densidad aparente del aserrín es muy baja al compararla con la tierra de monte (0.159 g cm^{-3} contra 0.410 g cm^{-3}), sin embargo, de acuerdo con Günther (1984) y Bunt (1983) ambos materiales se encuentran dentro del rango (0.15 g cm^{-3} a 0.500 g cm^{-3}) que corresponde a la densidad ideal de un sustrato.

Esta baja densidad aparente se traduce en una ventaja logística y operativa; el peso de las bolsas llenas con sustrato de aserrín es significativamente menor en comparación con las mezclas tradicionales de arena y tierra. Esto facilita las labores de carga y movimiento en el vivero, optimizando el transporte. Como consecuencia directa de que la densidad aparente del aserrín es cuatro veces inferior a la de la arena y la tierra de monte, el número de plantas que se pueden transportar por viaje aumenta hasta en un 400%, (Aguilera-Rodríguez et al., 2016).

9.2 POROSIDAD

La porosidad total del aserrín es de 78.81%, mientras que la de la tierra de monte corresponde a 54.68% (cuadro 1), por lo que, el aserrín nuevamente tiene ventaja sobre la tierra, al tener un contenido de aire suficientemente alto (Mateo, 2002).

Las propiedades físicas del aserrín lo posicionan como un sustrato de alto rendimiento, capaz de competir directamente con la turba negra, considerada el estándar industrial. De acuerdo con el estudio fundamental de De Boodt y Verdonck (1972), el aserrín presenta un espacio poroso total (84.65%) y una porosidad de aireación (13.5%) casi idénticos a los de la turba (86% y 13.6%, respectivamente). La ventaja crucial, sin embargo, reside en el agua disponible: el aserrín retiene un 19%, superando el 16% de la turba.

9.3 CAPACIDAD DE RETENCIÓN DE AGUA

En cuanto a la capacidad de retención del agua, el aserrín demuestra una superioridad en su capacidad de retención de agua, alcanzando un 46.93%, cifra notablemente más alta que el 36.45% registrado para la tierra de monte (Cuadro 1). Esta propiedad, que mide la habilidad del sustrato para almacenar agua (Cassel y Nielsen, 1986), confirma que el aserrín puede reemplazar eficazmente a la tierra de monte en sistemas de producción tradicional en bolsa de plástico.

Cuadro 1. Cuadro comparativo de propiedades físicas del aserrín y de la tierra de monte

| Tipo de sustrato | Densidad aparente (g cm ⁻³) | Porosidad total (%) | Retención de agua (%) |
|------------------|---|---------------------|-----------------------|
| Tierra de monte | 0.410 | 54.68 | 36.45 |
| Aserrín | 0.159 | 78.81 | 46.93 |

(Mateo, 2002)

En cuanto a la comparación del aserrín con la turba, Beardsell et al. (1979) establecen en su experimento como sustrato para hortalizas que la cantidad de agua disponible en volumen es muy similar entre ambos sustratos (51.9% en aserrín y 50.2% en turba). Sin embargo, el aserrín cuenta con la particularidad de mantener una planta sin marchitarse por un periodo significativamente más largo (14 días) en comparación con la turba (7.3 días) bajo las mismas condiciones ambientales. La causa de esta aparente paradoja no radica en la cantidad de agua, sino en su disponibilidad real para la planta; la turba, debido a su alta microporosidad, retiene el agua con una tensión muy elevada a medida que se seca, haciendo que la planta alcance el punto de marchitez más rápidamente. En cambio, el aserrín, libera el agua que retiene con una menor tensión, permitiendo que la planta pueda seguir absorbiéndola durante más tiempo. Esta característica, conocida como **curva de liberación de agua**, demuestra que el aserrín proporciona un mayor margen de seguridad hídrica para la planta (Handreck & Black, 2002). Lo anteriormente descrito fue obtenido en cultivos de hortalizas, pero sus principios físicos pueden ser aplicados a las plantas forestales sin problema alguno.

Como conclusión ante estas comparaciones; el aserrín cuenta con características propias que sobresalen del resto de sustratos y en algunos casos sus propiedades son muy similares lo que significa que este sustrato puede cubrir las necesidades de una planta producida en vivero y sustituir a otros sustratos, con la principal ventaja de que el aserrín

tiene un costo mínimo, comparado con los sustratos recomendados a base de Pat moss, que al ser importados de otros países tienen precios altos y poco convenientes para la economía del productor.

9.4 pH DEL ASERRÍN CRUDO

El aserrín crudo del género *Pinus*, recién obtenido del aserradero, presenta un pH característicamente ácido, inferior a 4.5. Sin embargo, este valor tiende a aumentar si el material se almacena a cielo abierto, donde los procesos de intemperismo, como los ciclos de humedecimiento y secado por efecto de la lluvia y el viento, alteran su composición química (Cabrera, 1999).

El bajo valor del pH tiene como principal beneficio que esta menos propenso a tener incidencia de enfermedades causadas por hongos en el vivero, también conocida en forma genérica con el nombre de “damping-off”, esto se explica ya que los hongos que lo provocan se desarrollan mejor en pH mayores a 5.5 (Landis et al., 1990).

En el vivero forestal del Ejido “Peñuelas Pueblo Nuevo” la producción comercial de planta forestal en vivero en sustratos a base de aserrín crudo fue de 5,000,000 de plantas y se ha producido de forma continua por un tiempo mayor a 20 años, sin problemas de plagas y enfermedades y una buena calidad de planta (Mateo, 2016).

Debido al bajo valor de pH que tiene el aserrín recién producido, se recomienda que sea aserrín fresco el que se destine como sustrato en vivero, ya que el aserrín que ha estado en tiraderos a cielo abierto a incrementado su pH como consecuencia del lavado que generan las lluvias, además de la contaminación por semillas de plantas y partículas transportadas por el viento. Para efectos de que se quiera usar aserrín proveniente de tiraderos a cielo abierto, se recomienda eliminar la capa superficial de los primeros 10 cm, ya que en esta capa se encuentra la mayor cantidad de semillas y la que sufre el mayor efecto de lavado (Cibrián-Tovar et al., 2008).

9.5 CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA DEL ASERRÍN

El aserrín puro es bajo en conductividad eléctrica (CE), sin embargo, al agregar fertilizante, su conductividad aumenta y tiene un valor adecuado de conducción eléctrica, Un ensayo realizado en el Ejido "Peñuelas Pueblo Nuevo" cuantificó este efecto por medio de un medidor de conductividad eléctrica en una suspensión acuosa con una relación agua-sustrato de 50:50, la cual se mantuvo en reposo por 30 minutos y como resultados

obtenidos, mientras que el aserrín puro registró una CE de apenas 0.36 dS m^{-1} , la adición de 6 kg m^{-3} de fertilizante de liberación lenta (Multicote®) elevó este valor a 1.6 dS m^{-1} , un nivel adecuado para el desarrollo de la planta (Mateo, 2011).

En los resultados del ensayo de Mateo (2002) se obtuvieron valores contrastantes en el crecimiento de las plantas en vivero; aquellas plantas que se desarrollaron en la mezcla de aserrín crudo con fertilizante, mostraron un buen desarrollo, siendo plantas vigorosas. Por otro lado, las plantas que crecieron en aserrín sin fertilizante tuvieron un mínimo desarrollo, por lo que se concluye que el aserrín solo se convierte en un sustrato ideal hasta que se agrega el fertilizante de liberación lenta. Como resultados comparativos (en arboles de *Pinus patula*); hubo una diferencia muy notoria al obtener una altura de 5 cm con plantas solo en aserrín, mientras que con fertilizante las plantas superaron los 25 cm de altura y las plantas tenían la misma edad. En cuanto a la supervivencia, en ambos casos se registró que fue mayor al 99.8%

Ante los resultados obtenidos, se puede concluir que en cuanto a la conductividad eléctrica, el aserrín por sí solo cuenta con una deficiencia de sales solubles, sin embargo, al agregar fertilizante, esta deficiencia se modifica y por ende se soluciona, además, la supervivencia de las plantas utilizando únicamente aserrín sugiere que es apto para utilizarse como sustrato alternativo para producir planta, ya que aunque no crece, se mantiene viva, por lo que esto se soluciona agregando fertilizante en la dosis adecuada para que la planta se desarrolle normalmente y sea de buena calidad (Mateo, 2016).

9.6 CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIÓNICO

Se determinó la capacidad de intercambio catiónico (CIC) del aserrín crudo por medio del acetato de amonio 1 N, pH 7 (Cruz, 1984), con una relación de sustrato-solución 1:25. Los resultados obtenidos fueron que el aserrín fresco sin fertilizantes presentó el valor más bajo de capacidad de intercambio catiónico, con un valor de 69 cmol kg^{-1} , mientras que cuando se le agrega fertilizante en una dosis de 6 kg m^{-3} la capacidad de intercambio catiónico puede aumentar hasta 175 cmol kg^{-1} lo que sugiere que la capacidad de intercambio catiónico se puede llevar a un valor óptimo al agregar fertilizante de liberación lenta (Mateo et al., 2011).

9.7 FITOTOXICIDAD DEL ASERRÍN CRUDO

Uno de los procedimientos que se realizan para conocer la fitotoxicidad de los sustratos es por medio de las pruebas de germinación de semillas de diferentes especies, cuando los

sustratos contienen cierto nivel de fitotoxicidad, influyen de forma negativa en el porcentaje y en la velocidad de germinación (tiempo), en este caso los elementos químicos de los sustratos como; taninos, fenoles, resinas, etc. Pueden actuar negativamente (Zucconi et al., 1981).

Para evaluar la fitotoxicidad del aserrín crudo, Mateo (2011) realizó ensayos de germinación en el Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo, con semillas de hortalizas (chile y jitomate). Los resultados mostraron un efecto inhibidor inicial: a mayor proporción de aserrín en la mezcla, menor era el porcentaje de germinación a los 12 días, con diferencias estadísticamente significativas ($P<0.05$). Sin embargo, esta inhibición fue temporal, ya que a los 18 días las diferencias dejaron de ser significativas y el testigo presentó una germinación de 94% contra 93%.

En contraste, el mismo autor observó un efecto opuesto y benéfico en especies forestales; en ensayos con semillas de pino, la germinación fue consistentemente más rápida en sustratos con alta proporción de aserrín crudo en comparación con mezclas tradicionales. Esta aceleración en la germinación de coníferas, junto con hallazgos más recientes donde especies como la caoba (*Swietenia macrophylla*) germina con buenas condiciones de humedad, oxigenación y desarrollo radicular en un sustrato compuesto al 100% de aserrín crudo (Sampayo et al., 2021), demuestra que la fitotoxicidad del aserrín de pino es selectiva y no representa un impedimento para la producción de estas plantas en vivero; de hecho, puede incluso ser una ventaja.

Basado en la evidencia, se puede afirmar que, para muchas especies de pino, los sustratos a base de aserrín crudo aceleran la velocidad de germinación. Esto indica que los compuestos orgánicos endógenos del aserrín de pino como fenoles, resinas y taninos, ejercen un efecto estimulante en lugar de inhibidor, lo cual representa una ventaja significativa para la producción de estas plantas en vivero (Mateo, 2011).

9.8 LAVADO DEL ASERRÍN

El lavado del aserrín crudo puede incrementar su pH al eliminar compuestos solubles de carácter ácido, como ácidos orgánicos de bajo peso molecular (ácido acético, fórmico y oxálico) y fenoles solubles, responsables de su acidez inicial (Fengel & Wegener, 1989). En estudios con maderas duras como arce y olmo, se ha reportado un aumento promedio de 0.6 unidades de pH, pasando de 4.2 a 4.8 tras un lavado en proporción 3:1 (Gartner et al., 1974). este fenómeno no solo se ha observado en latifoliadas, sino también

específicamente en sustratos de pino, suceso comprendido debido a la eliminación de algunos compuestos solubles de carácter ácido (Sánchez et al., 2008).

Lavar el aserrín reduce ligeramente su capacidad de intercambio catiónico (CIC), disminuyendo de 73 cmol kg⁻¹ a 71 cmol kg⁻¹, dicha variación también es ocasionada por la pérdida de algunos compuestos solubles en agua durante el lavado; de acuerdo a Moreno et al. (1995) el valor de la CIC para el aserrín permite calificarlo como un material químicamente activo, esta capacidad de intercambio catiónico es un mecanismo que interviene en regular el suministro de nutrientes a la planta, debido a que amortigua los cambios rápidos en la disponibilidad de los mismos y también hace que los fertilizantes tengan mayor eficiencia. Esto se debe a que una CIC elevada permite al sustrato retener temporalmente los cationes nutritivos (como Ca²⁺, Mg²⁺, K⁺ o NH₄⁺) y liberarlos gradualmente conforme la planta los demanda, evitando fluctuaciones bruscas en su concentración y reduciendo las pérdidas por lixiviación. En consecuencia, los fertilizantes aplicados son aprovechados de manera más prolongada y efectiva, incrementando su eficiencia nutricional y disminuyendo el impacto ambiental asociado a su uso (Havlin et al., 2014)

Gartner et al. (1974) reportaron que el lavado de las cortezas ocasiona una reducción en el contenido de taninos hasta en un 90%, además Blodey (1998) afirma que, al exponer al aserrín a un riego pesado de varias horas por exposición a la lluvia, las sustancias tóxicas presentes en el aserrín se pueden reducir, porque las toxinas solubles en agua se separan del material.

Sin embargo, en el Ejido “Peñuelas Pueblo Nuevo” inicialmente se realizaron pruebas de lavado para capitalizar estos efectos teóricos, los resultados a lo largo de más de un ciclo de producción demostraron que era posible obtener plantas de alta calidad de manera consistente utilizando aserrín crudo sin lavar (Mateo, 2011). Se concluyó que los beneficios del lavado no justificaban el costo, el tiempo y la mano de obra adicionales en una operación a gran escala. La decisión de omitir este paso no solo simplificó y economizó el proceso de preparación del sustrato, sino que también validó el uso del aserrín en su estado más simple. Por lo tanto, para la producción de *Pinus patula* bajo las condiciones estudiadas, se establece que el lavado del aserrín no es un requisito necesario para alcanzar el éxito.

9.9 FENOLES TOXICOS EN EL ASERRÍN

De acuerdo con Scalbert et al. (1989) los compuestos fenólicos que están presentes en el aserrín, pudiesen ejercer una acción protectora ante la descomposición vegetal, esta protección la realizan por medio de diversos mecanismos como la formación de complejos entre taninos, sustancias orgánicas (celulosa, hemicelulosa, lignina, alcoholes, proteínas) y minerales, que son resistentes a la descomposición causada por la actividad de enzimas microbianas. Por lo tanto, la presencia de fenoles, taninos, resinas y minerales en los sustratos a base de aserrín crudo puede considerarse una ventaja, ya que aumenta la vida útil de los aserrines que provienen de maderas de coníferas (pino y oyamel), permitiendo que las plantas crezcan hasta por 2 años en recipientes mayores a 10 litros, alcanzando alturas superiores a un metro y medio en especies de rápido crecimiento como *Pinus patula*, *Pinus greggii* y *Pinus pseudostrobus* (Kumar & Singh, 2002).

Pudelski (1978) demostró que los residuos de madera, como el aserrín y la corteza, conservan sus propiedades físicas por más tiempo que sustratos con altos porcentajes de turba. Esta mayor bioestabilidad del aserrín, respaldada también por Resulski (1984) y Michiels et al. (1993), se atribuye a su alto contenido de fenoles y otras sustancias orgánicas resistentes a la descomposición. La importancia de esta característica radica en que los sustratos con baja bioestabilidad, como la turba, sufren problemas de compactación, pérdida de volumen, y una reducción progresiva de la porosidad y del contenido de aire, lo que a la larga afecta negativamente el desarrollo de la planta (Lemaire, 1997b).

9.10 BIOESTABILIDAD DEL ASERRÍN

La bioestabilidad es una propiedad biológica que tienen los materiales orgánicos refiriéndose a la estabilidad que presentan durante varios meses para conservar sus propiedades físicas y químicas originales ante organismos que las puedan degradar (Lemaire, 1997a; Ratner, et, al., 2004). Específicamente, Lemaire (1997b) sugiere que el índice de bioestabilidad puede emplearse para evaluar el estado de los materiales orgánicos antes de su utilización como sustratos en cultivos sin suelo, y sugiere tres niveles distintos para medir la bioestabilidad:

-Muy alta: 100 a 95%

-Alto: 94 a 80%

-Baja menor: 70%

Para esta investigación; El aserrín de *Pinus spp* se considera como un sustrato de muy alta bioestabilidad (Lemaire, 1997b). Distintos ensayos dieron como resultado que la bioestabilidad del aserrín crudo tienen una pérdida de peso mínima tanto en el primer (0.46%) y segundo (1.64%) mes, a los 5 meses se registra una pérdida de 3.06%, finalmente a los 12 meses se obtuvo una pérdida de peso de 5%; la bioestabilidad en los últimos meses (5 y 12) tiene un porcentaje de 96.94% y 95% respectivamente (Mateo, 2011). Al registrar una perdida insignificante de peso al año, se considera como un buen material para usar como sustrato en la producción de planta forestal en vivero, con una bioestabilidad superior al peat moss (Lemaire, 1997b).

Fue Lemaire (1997b) quien cuantificó la alta bioestabilidad de los subproductos de la industria maderera, reportando valores del 96.8% para granulometrías gruesas de aserrín y corteza, y del 95.3% para las finas. Estos porcentajes son, en promedio, superiores a los de las turbas, lo que hace que el aserrín y la corteza sean adecuados como sustratos para la producción de plantas forestales de ciclo largo, como *Pinus montezumae*, *Pinus ayacahuite*, *Abies religiosa*, *Pinus cembroides* y *Pinus maximartinezii*, entre otras (Sáenz et al., 2010).

Los componentes del aserrín pueden desempeñar un papel protector contra la descomposición de las plantas mediante varios mecanismos, como la formación de complejos entre taninos, fenoles, y sustancias orgánicas (lignina, celulosa y hemicelulosa), así como minerales. Estos complejos son resistentes a la degradación por la acción de enzimas microbianas (Tian et al., 1992). Por esta razón, el aserrín crudo puede ser particularmente adecuado para situaciones que requieren una gran estabilidad del medio, como en el cultivo de plantas forestales en contenedores, debido a su durabilidad como sustrato durante periodos de un año o más (Bunt, 1988).

9. ESPECIES FORESTALES DE LAS CUALES SE PUEDE UTILIZAR ASERRÍN COMO SUSTRATO

En México; la madera en rollo más comercializada (más del 80%) pertenece al género *Pinus* (SEMARNAT, 2020), por este motivo, el aserrín más frecuente de encontrar en los aserraderos es el pino; de acuerdo a la literatura, las especies de pino más utilizadas para usar el aserrín como sustrato en la producción de planta forestal en vivero son las siguientes: *Pinus patula*, *P. teocote*, *P. montezumae*, *P. pseudostrobus*, *P. greggii*, *P. leiophylla*, *P. ayacahuite*, *P. rufa*, *P. hartwegii*, *P. michoacana*, *P. radiata*, *P. lawsonii*, *P.*

douglasiana, etc. Para todos los casos, todos los aserrines de estas especies dieron buenos resultados como sustratos para la producción de planta en vivero, por lo que en las regiones centro, sur y occidente del país, ya se ha normalizado el uso de cualquier mezcla de aserrines de las especies mencionadas anteriormente (Guzmán Morales, 2017).

Adicionalmente, se han encontrado registros del uso de aserrín como sustrato, proveniente de otras coníferas como: *Abies religiosa*, *Cupressus sp*, *Juniperus sp*, *Taxodium sp*, etc. (Sáenz et al., 2010), al igual que algunas latifoliadas como: *Quercus spp*, *Alnus spp*, *Cedrela odorata*, *Swietenia macrophylla*, obteniendo buenos resultados en la calidad de planta en vivero (Sosa-Coronel et al., 2017), sin embargo, se encontró que la bioestabilidad del aserrín de las latifoliadas es menor que en el género pino; se recomiendan dichas especies para la producción de planta de ciclo corto (menor a seis meses), después de este tiempo el sustrato se compacta, su espacio poroso se reduce y aumenta su capacidad de retención de agua, por lo que se podrían ocasionar problemas al desarrollo de las plantas que crecen en estos sustratos (Handreck & Black, 2002).

Existen especies maderables cuyo aserrín no se recomienda usar como sustrato en viveros debido a sus propiedades alelopáticas o a consideraciones prácticas; Entre ellas se encuentra el *Enterolobium cyclocarpum*, cuyo aserrín contiene compuestos que han sido estudiados por su efecto ictiotóxico, siendo utilizado tradicionalmente como somnífero para peces (Noriega-Salazar et al., 2011). Por otro lado, especies como el nogal (*Juglans sp.*) y la tuya (*Thuja sp.*) también deben evitarse, debido a que hay presencia de compuestos alelopáticos, como la juglona en el nogal, que pueden inhibir la germinación y el crecimiento de otras plantas. Adicionalmente, la investigación sobre el uso de su aserrín es casi nula y su disponibilidad es limitada, ya que los aserraderos que procesan estas maderas suelen ubicarse en las áreas de distribución natural de estas especies (Cibrián-Tovar et al., 2008).

10. ASERRÍN NO APTO COMO SUSTRATO

Normalmente el desperdicio que se obtiene de carpinterías y fábricas de muebles, no es aserrín, para saberlo solo es necesario observar la maquinaria con las que se trabaja, en caso de que se utilicen maquinas como cepillos, canteadoras, trompos, bastoneras, tornos y otras más; lo que utilizan para cortar son cuchillas, por ende, su material resultante no es aserrín, sino viruta (partícula muy grande) que no cuenta con características óptimas para usar como sustrato en la producción de planta en vivero, por otro lado; las lijadoras

producen un polvo fino que en pequeñas cantidades (porcentajes no mayores a 5% de la mezcla) se podría utilizar como parte de un sustrato (Vargas-García et al., 2015).

En algunas carpinterías o fábricas de muebles, se utilizan sierras cintas o sierras circulares, por lo que el desperdicio obtenido SÍ es aserrín y se podría utilizar como sustrato, sin embargo, es poco recomendable realizar esta acción ya que al ser madera procesada en estos lugares, podría haber pasado por procesos que involucren la aplicación de químicos antipolilla que contaminen al aserrín y lo hagan fitotóxico, además de que en estos negocios la producción de este material es muy baja y por lo general se mezcla con materiales como viruta y polvo (Fregoso-Madueño et al., 2017).

11. RELACIÓN CARBONO NITRÓGENO DEL ASERRÍN

Handreck y Black (2002) realizaron un estudio de la relación Carbono-nitrógeno; para el aserrín derivado de la madera del género *Pinus*, donde se obtuvieron valores en un rango de 300 a 500 de relación C-N, mientras que en algunas latifoliadas se registró una relación de 250 de C/N, en base a este estudio; se determinó que dichos valores se encuentran altamente relacionados con la bioestabilidad del aserrín y de la capacidad de la inmovilización biológica del nitrógeno, Mora (1999) describió que un beneficio del aserrín crudo al tener una alta relación Carbono-Nitrógeno, es que se presentan mejores condiciones como la estabilidad para cultivos de ciclo largo y la oportunidad de reutilizar dicho material en varios cultivos. El autor Bunt (1976) propuso entonces, que un método para determinar la bioestabilidad de un sustrato, es determinando la relación Carbono-Nitrógeno.

12. PREPARACIÓN DE LA MEZCLA DE SUSTRATO EN EL SISTEMA TRADICIONAL

Durante el siglo XX, el mayor porcentaje de producción de planta forestal en vivero se hacía con el sistema tradicional; bolsa de plástico y sustrato de tierra de monte (85%) con arena (15%) (Castellanos, 2000), por lo que a partir de esta época se realizaron diferentes ensayos para sustituir dichos sustratos.

Reyes et al., (2005) desarrollaron un estudio que demostró que usar el aserrín crudo como sustrato era una opción viable, por lo que, con base en este ensayo, se respaldó la información de utilizar en mayor porcentaje el aserrín en mezclas con tierra y arena, como sustrato para producir planta en vivero.

Pasos para realizar un sustrato a base de aserrín (adaptado de Mateo, 2011):

1. Cernir el aserrín en una malla de 2 cm de abertura.
2. Cernir la tierra de monte en malla de 1 cm de abertura.
3. Cernir la arena en la malla de 2 cm de abertura.
4. Medir 2.5 carretillas de tierra de monte.
5. Medir media carretilla de arena.
6. Medir 7 carretillas de aserrín crudo.
7. Mezclar las 10 carretillas de los sustratos anteriores.
8. Agregar 6 kg de fertilizante de liberación lenta.
9. Regar la mezcla hasta capacidad de campo (capacidad de contenedor por ser sustrato para vivero), es decir, hacer que la mezcla del sustrato a base de aserrín crudo este saturada de agua pero que no llegue al escurrimiento.
10. Llenar las bolsas de plástico con el sustrato preparado anteriormente.
11. Poner con 2 semanas de anticipación un almacigo con semillas de pino y darle todos los cuidados propios del almacigo.
12. Trasplantar la plántula que previamente se sembró en almacigo; preferentemente se trasplantará cuando aún no existan raíces secundarias y los cotiledones aun no abran, o bien, la abertura sea reciente (fase de cerillo).
13. En caso de no haber realizado el paso numero 11; se puede realizar la siembra directa, ingresando 2 semillas por bolsa.
14. Dar los mismos cuidados a las plántulas como se haría con sustratos a base de tierra de monte con arena.
15. Usar aserrín crudo fresco, para evitar enfermedades causadas por hongos como el damping-off, además del crecimiento de malas hierbas.
16. Realizar riegos frecuentes y periódicos de tal forma que el sustrato se conserve a capacidad de contenedor.
17. Realizar control de plagas y enfermedades.

18. Realizar control de hierbas indeseadas.
19. Dar mantenimiento al vivero.
20. Endurecer y aclimatar la planta para su salida a campo.

13. PREPARACIÓN DE LA MEZCLA DE SUSTRATO EN EL SISTEMA TECNIFICADO

Para la producción de planta forestal en contenedor se utiliza como sustrato una mezcla de peat moss, agrolita y vermiculita, en porcentajes 60:20:20 (v/v/v) (Landis et al., 1990), para el ensayo realizado en el Ejido “Peñuelas Pueblo Nuevo” se sustituyó esta mezcla, reemplazándola por 80% aserrín crudo y 20% de la mezcla 60:20:20 (peat moss, agrolita y vermiculita) (Mateo, 2011).

Los pasos para realizar esta mezcla y obtener una producción exitosa son los siguientes (adaptado de Mateo, 2011):

1. Cernir el aserrín con una malla de 2 cm de abertura.
2. Medir una carretilla de peat moss.
3. Medir una carretilla de agrolita.
4. Medir una carretilla de vermiculita.
5. Medir 7 carretillas de aserrín crudo.
6. Mezclar las 10 carretillas de los diferentes sustratos.
7. Agregar 6 kg de fertilizante de liberación lenta y mezclar nuevamente.
8. Regar la mezcla hasta capacidad de contenedor (que la mezcla esté saturada de agua pero que no escurra y que al contacto con la mano se humedezca).
9. Llenar los contenedores con la mezcla y que, al presionar con los dedos sin cargar el peso, estos no se hundan.
10. Poner con días de anticipación (dependiendo de la velocidad de germinación de la especie) un almacigo con semillas de pino y darle los cuidados correspondientes.
11. Trasplantar la plántula de preferencia cuando aún no existan raíces secundarias y los cotiledones aún no abren o su abertura es reciente (fase de cerillo).

12. En caso de no haber realizado el paso numero 10; se puede realizar la siembra directa en forma manual o con sembradoras automáticas.
13. Usar aserrín crudo fresco, para evitar enfermedades causadas por hongos como el damping-off, además del crecimiento de malas hierbas.
14. Se recomiendan riegos ligeros y frecuentes, manteniendo la capacidad de contenedor.
15. Durante el desarrollo de la planta se recomienda emplear fertilizantes foliares; iniciador, desarrollo y finalizador en la dosis recomendada por el fabricante.
16. Realizar control de plagas y enfermedades.
17. Realizar eliminación de hierbas indeseadas.
18. Endurecer y aclimatar la planta para su salida del vivero.

14. DOSIS DE FERTILIZACIÓN PARA SUSTRATOS A BASE DE ASERRÍN CRUDO.

Tomando en cuenta el punto donde se menciona que la relación Carbono-Nitrógeno es muy alta en especies de coníferas (valores de hasta 500:1) y latifoliadas (valores de 250:1), al utilizarse aserrín crudo como sustrato, este material no proporcionaría nitrógeno a la planta, ya que este elemento se utiliza por los microorganismos en el proceso de descomposición, fenómeno conocido como inmovilización del nitrógeno (Handreck & Black, 2002; Binkley & Fisher, 2019). Por lo que es necesario agregar fertilizante; de lo contrario la planta presentaría un alto grado de clorosis y tendría un desarrollo muy lento. Al agregar fertilizante el sustrato retiene aproximadamente 2 kg de nitrógeno por metro cubico, los cuales no están disponibles para la planta (Bunt, 1988). Ante esta situación lo más recomendable es proporcionar un fertilizante que sea de liberación lenta, para que durante el desarrollo de las plantas siempre dispongan de nutrientes (Heras-Marcial et al., 2023).

Se ha encontrado en diferentes estudios que la dosis ideal del fertilizante para este tipo de sustrato, es de 6 a 12 kg m⁻³ y se tiene que determinar un tiempo de liberación (6, 9, 12 o 18 meses) acorde al tiempo planeado de crecimiento de las plantas en vivero (Guzmán Morales, 2017).

Para la producción de planta en contenedor rígido, se recomienda mezclar fertilizante de liberación lenta con el sustrato en la dosis señalada, también es recomendable complementar el desarrollo de la planta con fertilizante foliar (por ejemplo, el fertilizante

“Peters”) en sus fases de iniciador, desarrollo y finalizador, aplicando sus dosis recomendadas por el fabricante (CONAFOR, 2017).

En el sistema tradicional (bolsa de plástico) con sustrato de aserrín + tierra de monte + arena y fertilizante de liberación lenta en una dosis de 6 kg m^{-3} , se recomienda utilizar fertilizante triple 17 (17-17-17) o alguno similar (15-17-19) y complementar con fertilizantes foliares durante todo el desarrollo de la planta (Rodríguez, 2010), otra opción de fertilizante es el Nitrofoska, pero los fertilizantes de liberación lenta más recomendados para dosificar nutrientes a las plantas son los denominados comercialmente como “Multicote®” y “Osmocote®” (Guzmán Morales, 2017).

15. PRODUCCIÓN DE PLANTA EN BOLSA DE MÁS DE 8 LITROS EN SUSTRATOS A BASE DE ASERRÍN CRUDO

Una de las principales fases a las que se debe dar hincapié es hacer que los árboles forestales sobrevivan el primer año (logren adaptarse) y superen el primer metro de altura (considerando que llegan a campo con una altura de 20-30 cm), cumpliendo estas metas, es más sencillo aumentar sus posibilidades de sobrevivencia (Wilson & Witkowski, 2003).

Para lograr que el árbol supere los 60 cm o más de 1 metro de altura, se requiere realizar un trasplante a un envase de plástico con una capacidad de volumen igual o mayor a 8 litros y posterior a esta actividad, dar mantenimiento durante otro año más en el vivero (Aguilera et al., 2020). La recomendación que se da es que el sustrato sea una mezcla del 70% de aserrín crudo y 30% de tierra de monte, agregando 5 kg m^{-3} de fertilizante de liberación lenta (Mateo, 2011).

Al llevar una planta con mayor altura a campo se tiene la ventaja de aumentar a casi el 100% sus probabilidades de sobrevivencia, debido a que la planta será más resistente a plagas y enfermedades, sufrirá menor daño ocasionado por fauna doméstica y por su parte tendrá un mayor desarrollo en su sistema radical (Reyes y Aldrete, 2018).

16 SUSTRADOS

16.1 ¿Qué es un sustrato?

De acuerdo con Siura & Moreno (2016) un sustrato es un elemento fundamental para dar soporte y permitir un buen desarrollo en el sistema radicular (anclaje) de las plantas. Es importante mencionar que existen sustratos tanto de origen natural como sintéticos, orgánicos e inclusive inertes y una característica muy común dentro del manejo de los viveros es que dichos sustratos pueden usarse solos o en mezcla y generalmente se recurre a la última opción para obtener mejores resultados de acuerdo a los requerimientos de cada tipo de planta, al método de propagación a realizar (almacigo, repique, embolsado, etc.), a los tipos de contenedores y al material del que estén hechos (papel, cartón, plástico, madera, fierro, unicel, etc.).

16.2 Tipos de sustratos:

- Naturales: se subdividen en orgánicos (materiales que pasan por la descomposición biológica) y en inorgánicos, los cuales son obtenidos de algunas rocas o minerales para después ser modificados por medio de distintos tratamientos físicos o químicos (agrolita, perlita, vermiculita, lana de roca y arcilla expandida) (Raviv & Lieth, 2008).
- Sintéticos: se encuentran polímeros orgánicos que cuentan con la desventaja de no ser biodegradables, dentro de estos se encuentran la espuma de poliuretano y el poliestireno expandido (Abad et al., 2004).
- Residuos: ya sean residuos de productos alimenticios, desperdicios forestales e incluso algunos residuos sólidos urbanos, para esta actividad se requiere de un previo proceso de compostaje de los productos, antes de su utilización en el vivero (Landis, et al., 1994).

Siura & Moreno (2016) mencionan que “no existe un sustrato ideal” y esto se debe a que su utilidad y eficacia dependerán totalmente de los requerimientos que demande la especie a plantar, así como de las condiciones ambientales de la zona y de los materiales y recursos disponibles con los que cuente el vivero.

De acuerdo con Montoya y Cámara (1996) un sustrato tiene la función de proteger principalmente a las raíces de las plantas durante su cultivo, transporte y plantación, por tal motivo es sumamente importante que consideremos los aportes y beneficios que nos proporcione el sustrato seleccionado ya que deberá asegurar el desarrollo óptimo de las

plantas, proporcionando buena aireación, buen drenaje, nutrición y firmeza en el sistema radical, además de que el pH adecuado de nuestros sustratos debe estar entre 5-6 y por último, la materia orgánica debe ser menor a 2% y tener una conductividad eléctrica media (Bunt, 1988).

El objetivo principal de utilizar un buen sustrato, es obtener plantas de calidad y con un buen desarrollo, sin embargo, recientemente se han agregado tres características más, que son; que dichos sustratos sean económicos, accesibles y que trabajen los más rápido posible. (Pire. R. et al., 2003)

16.3 Propiedades físicas de un buen sustrato

Según Prieto et al. (2011) las propiedades físicas con las que debe cumplir un buen sustrato, son:

- Dar un soporte firme y denso que mantenga en su lugar a las semillas.
- Porosidad que permita buen drenaje y oxigenación.
- Densidad aparente baja.
- Textura fina.
- Estructura estable, es decir, su volumen se debe mantener; no es aceptable que se encoja demasiado al secarse, pero tampoco, que se expanda demasiado al humedecerse.
- Excelente capacidad de retención de agua para mantener una humedad constante.
- Elemento “limpio” y libre de hongos, nemátodos, bacterias, gusanos y/o presencia de sustancias toxicas para las plantas, a fin de evitar problemas sanitarios.

16.4 Propiedades químicas de un buen sustrato

Según Abad et al. (2001c) las propiedades químicas con las que debe cumplir un buen sustrato, son:

- Que se pueda esterilizar sin que hayan de por medio transformaciones o cambios que afecten al material de propagación (precipitados, liberación de compuestos tóxicos, etc.)

- Que no contenga exceso de sales ya que provoca el retraso de germinación e incluso la muerte de las plántulas.
- Alto contenido de materia orgánica.
- Mínima velocidad de descomposición.
- Buena capacidad de intercambio catiónico.

16.5 Otras características para elegir un sustrato

De acuerdo con Toral (1997) otras características importantes para elegir un sustrato, son:

- Bajo costo.
- Resistencia a cambios ambientales, químicos y físicos.
- Disponibilidad accesible.
- Que sea fácil de preparar y de manejar.

16.6 Porosidad de los sustratos

La porosidad de los sustratos es de gran importancia ya que por este medio se permite la correcta infiltración del agua y la respiración de la planta (Bunt, 1988).

De acuerdo con Landis et al. (1990) la porosidad de los sustratos se clasifica en:

- Porosidad total
- Porosidad de aireación
- Capacidad de retención de agua

Y un sustrato óptimo debe tener de un 60-80% de porosidad total, de un 25-35% de porosidad de aireación y de un 25-55% de capacidad de retención de agua (Landis, et al., 1990).

16.7 SUSTRADOS TRADICIONALES

Algunos de los sustratos más comunes tanto para las camas de enraizamiento, la siembra en almácigos y en bandejas son:

16.7.1 Tierra agrícola: Es uno de los materiales más abundantes y su composición suele ser muy variable dependiendo de su textura (hablamos de la proporción de arcilla,

arena y limo), estructura (en cuanto a las partículas del suelo) y fertilidad (capacidad de intercambio catiónico y materia orgánica) (García de Cortázar & Nobel, 2013).

-Algo que destacan los autores, es que, en el caso de elegir este material, es importante optar por tierras que no contengan demasiado limo (tiene poco drenaje, se encoge y se agrieta al secarse) y que presenten buena agregación (estructura granular con buen contenido de MO) (Castellanos, 2000).

-Generalmente este sustrato se mezcla con otros componentes para completar el volumen deseado. (Siura, S. et al., 2016)

16.7.2 Arena: También se considera como un material abundante, normalmente se usa la arena de río (que es lavada para disminuir el contenido de sales). Su principal característica es la porosidad con la que cuenta, debido al tamaño de sus partículas y considerando que es un material inerte el cual no contiene coloides, se prevé la poca capacidad de retención de agua (Sánchez et al., 2020).

-Este sustrato se usa solo o mezclado para el enraizamiento de esquejes y una característica peculiar es que pesa demasiado. (Pastor-Sáez et al., 1999)

16.7.3 Musgo/turba: Es un material orgánico, el cual se localiza de forma natural en humedales de zonas frías con climas templados, así como en algunas zonas alto andinas. Está compuesto por plantas en estado parcial de descomposición; la vegetación es diversa, sin embargo, el género que más abunda es el *Sphagnum* que es de color pardo (color rubio: es más estable y poroso) u oscuro (negro) según el grado de descomposición en el que se encuentre y dependiendo del horizonte y/o perfil del suelo de donde es extraído. (Abad, M. et al., 2001a)

Este sustrato es muy cotizado en todo el mundo, debido su peso tan ligero, su buena porosidad y su excelente retención de agua (que puede llegar a ser de hasta 20 veces su peso), aunque una gran desventaja es que es muy escasa de nutrientes y su pH es muy ácido, por lo que es recomendable para usar en plantas de origen tropical (Bunt, 1988).

-Un punto importante a considerar es que el musgo es un recurso natural con regeneración muy lenta por lo que se regula la extracción y aprovechamiento, sin embargo, los controles aún son insuficientes, lo cual alarma a gran parte de la sociedad, preocupando que la demanda ocasione su agotamiento, es por ello que ante situaciones como estas en algunos países se está priorizando el uso de sustratos alternativos. (Del Amo Rodríguez et al., 2002)

16.7.4 Composta: Este compuesto es obtenido gracias al proceso de descomposición aeróbica de restos orgánicos vegetales de rápida descomposición, como lo son las hojas, tallos, rastrojos de un campo de cultivo, etc., mezclado con estiércol (INECC, 2016).

La composta es común y fácil de obtener, es la mezcla de hojas con estiércol (a veces se remplaza con urea), sin embargo, está comprobado que el sustrato llega a ser muy pobre por la poca cantidad de nutrientes y humus que contiene si no se maneja un proceso de compostaje adecuado (Hoitink & Fahy, 1986).

Comúnmente a este tipo de composta se le conoce en los viveros como “tierra vegetal” y tiene mayor uso en el llenado de bolsas y macetas (FAO, 2021).

-Es posible obtener un mayor contenido de nutrientes y humus si se agregan materiales fibrosos que contengan lignina (rastrojo de leguminosas y cereales) y en cuanto su almacenamiento siempre debe guardarse húmedo y bajo sombra. (Hidalgo, P. et al., 2009).

16.7.5 Humus de lombriz: Esta composta es más compleja que la anterior ya que se lleva a cabo un proceso más laborioso donde la materia orgánica (tanto restos vegetales como también estiércol) parcialmente descompuesta es digerida y procesada en el aparato digestivo de la lombriz roja (*Eisenia foetida*), dando como resultado un material más descompuesto y con mayor agregación. (Pastor-Sáez et al., 1999)

-Una ventaja de este sustrato es que contiene una gran cantidad de bacterias (aprox. 2 billones de colonias/g de humus de lombriz) y un alto contenido de ácidos fulvicos y húmicos, que facilita la asimilación de nutrientes por las plantas (Domínguez, 2004).

-Esta composta es ligera y absorbe bien la humedad, además, cuando se mezcla con otro componente mejora la estructura del suelo y favorece la aireación y permeabilidad, que también beneficia a la siembra en almácigos en bandejas por su bajo peso y su buena retención de agua (Neal, K., 1999).

16.7.6 Estiércol: Es un sustrato conformado por materia orgánica que forzosamente debe estar descompuesto antes de usarse ya que de lo contrario si se deja humedecer y se calienta demasiado, puede elevar la temperatura del medio y se podría ocasionar la muerte de las plántulas (Castellanos et al., 2000).

-Una ventaja es que tiene un bajo peso y un gran volumen.

-Una desventaja es que la temperatura del sustrato aumenta y que puede existir alto contenido de sales (de las excretas vacunas y cadáveres de aves) por lo que deben lavarse previamente esas sales. (Villasmil, M., 2008)

16.7.7 Vermiculita: Es un producto derivado de micas, que son minerales que pertenecen a silicatos de magnesio, aluminio y hierro y es obtenido por medio del calentamiento a altas temperaturas que causa la expansión o hinchamiento del material, lo que da como resultados a un producto de gran volumen, con poco peso y una buena capacidad de retención del agua (Álvarez & Rey, 2003).

-A diferencia de todos los sustratos antes mencionados, de acuerdo a Siura, S. & Moreno, S. (2016), este sustrato no requiere de esterilizarse y preferentemente se usa solo (el 100%) para la germinación de semillas en bandejas.

16.7.8 Perlita: Este material es de origen volcánico y es obtenido por medio de los derrames de lava, también se puede obtener por calentamiento con altas temperaturas a fin de lograr su expansión, se caracteriza por tener poco peso, un gran volumen y negativamente por retener poca agua (de 3 a 4 veces su peso). (Toral L.M., 1997)

16.7.9 Poliestireno expandido: Este material es un residuo industrial, cuyo proceso de elaboración consiste en inyectar aire al poliestireno y como resultado tenemos unas bolas pequeñas muy livianas y de gran volumen, las cuales tienen como función conservar la temperatura, dar porosidad y tener un costo económico bajo (Navarro Pedreño et al., 2005).

Este sustrato se utiliza 100% puro y es introducido en camas de enraizamiento de esquejes o también se pueden mezclar en partes iguales con humus de lombriz para lograr la germinación de semillas. (Domínguez, A. et al., 1998)

16.7.10 Tierra preparada: En este caso, se utiliza tierra agrícola con la diferencia de que no es un elemento solo, la tierra es mejorada ya que se le agrega compost y musgo (de acuerdo al uso es como se determina la proporción de cada elemento). Este sustrato es muy utilizado en jardinería y en llenado de bolsas en vivero y macetas, otra ventaja es que su peso es menor a la tierra agrícola y que cuenta con más fertilidad física, química y biológica (Rentería, A. A. et al., 1999).

16.8 SUSTRADOS ALTERNATIVOS

Sustratos alternativos: Como consecuencia de algunos conflictos que se han presentado a lo largo del tiempo debido a los costos elevados o inclusive la escasez de los sustratos tradicionales (como los anteriormente mencionados; perlita, musgo, vermiculita, etc.) se ha

recurrido a buscar dentro de las nuevas corrientes en la agricultura algunas alternativas que incitan a realizar técnicas de desarrollo sustentable, considerando principalmente el reciclaje y aprovechamiento de residuos provenientes de la industria o la agricultura, a estos materiales se les denomina “sustratos alternativos” (Guzmán, 2017).

Existe una gran variedad de materiales que se pueden considerar como sustratos alternativos, entre ellos algunos son; cortezas y residuos forestales (aserrín y viruta), residuos de la agroindustria del olivo (orujo), fibra de coco, cascaras de nuez, cascarilla de arroz, lodos de depuración, industria avícola, rastrojo de cereales y/o café, broza del espárrago, etc. (Navarro Pedreño et al., 2005).

-El principal objetivo que se busca al recurrir a los sustratos alternativos es obtener materiales que proporcionen fertilidad similar o mayor a la de los sustratos tradicionales y además que tengan un bajo costo y exista suficiente recurso a aprovechar. (Varela, S. et al., 2013)

-Es importante considerar que en el proceso de descomposición algunos de estos sustratos pueden contener o liberar sustancias tóxicas nocivas para la salud, por ejemplo, taninos, compuestos fenólicos y otros más (Zucconi et al., 1981). Ante esta situación es fundamental hacer un uso apropiado y certero de los sustratos alternativos.

16.8.1 Corteza de pino compostada: Este material cada vez tiene mayor uso dentro de los sustratos, normalmente su densidad aparente es de 0.25 g cm^{-3} , tiene una porosidad media de 87% y tiene un porcentaje de 11.8% de capacidad de aireación. La corteza de pino tiene poca capacidad para retener humedad, sin embargo, esto se compensa si se mezcla con algún otro material como la turba, una ventaja de este sustrato compostado es que debido a su pH ligeramente ácido se evita la aparición de hongos. (García et al., 2001; Zapata et al., 2005).

16.8.2 Fibra o polvo de coco: Normalmente tiene características físicas y químicas funcionales para utilizarse como medio de cultivo. En cuanto al tamaño de las partículas oscila entre 0.5 y 1.0 mm. Cuenta con una capacidad de aireación de entre 10 a 32% y un promedio de capacidad de retención de agua del 60%, para finalizar su pH se encuentra de 4.7-6.6% (García et al., 2001)

16.8.3 Cáscara de nuez: La cáscara de nuez es un residuo que anteriormente no contaba con ningún tipo de aprovechamiento, sin embargo, con los nuevos descubrimientos y la comprobación de su efectividad como sustrato, en la actualidad se usa

compostada y se ha demostrado que cuenta con importantes elementos nutritivos que son aprovechados por las plantas. (Romero. A. et al., 2012)

16.8.4 Aserrín de pino: Este material cuenta con un buen potencial para ser un sustrato de calidad y, además, cuenta con la ventaja de ser bastante económico, en cuanto a sus características; es uniforme, liviano y debe estar libre de plagas (Fregoso-Madueño et al., 2017; Reyes, 2005). Un punto importante a considerar es que dependerá mucho del tamaño de las partículas para definir las propiedades físicas, generalmente se recomienda que de 20-40% sean inferiores a 0.8 mm de longitud, con una densidad de 0.1 a 0.45 g cm⁻³ (Abad et al., 2001b).

- El aserrín tiene una porosidad total mayor a 80%, en cuanto a la retención de agua, se encuentra dentro del rango óptimo recomendado. Su porosidad es de baja a mediana y cuenta con una capacidad de aireación adecuada. (Maher et al., 2008).

16.8.5 Rastrojo de cereales (maíz): Para el caso de México, el maíz es una fuente potencial para aprovecharse como sustrato, debido a la abundancia de este cultivo, sin embargo, aún existe poca información para su uso en el tema de sustratos. Según estudios, uno de los principales problemas en el uso de sustratos orgánicos, es que en su descomposición se liberan sustancias que causan toxicidad e inhibición al momento de la germinación de las plántulas, este fenómeno se presenta debido a la degradación de la lignina e hidrolisis de los taninos (Lemaire et al., 2005; Zucconi et al., 1981)

17 DESCRIPCIÓN DE *Pinus patula* Schl. et Cham.

17.1 Nombre común

- *Pinus patula* también conocido en la región de Hidalgo como ocote, ocote colorado, ocote liso, pino llorón, pino triste, es un árbol nativo de México, Veracruz e Hidalgo (CONAFOR, 2003).

17.2 Forma biológica

- Este árbol en una edad adulta tiene una altura de entre 30-35 m, con un diámetro a la altura del pecho (1.30 m) de hasta 1.20 m. Generalmente su copa es abierta y redondeada, su tronco es recto y está limpio de ramas hasta aproximadamente los 20 m de altura, esta especie cuenta con raíces profundas y poco extendidas y es importante mencionar que es considerado como de rápido crecimiento (el crecimiento se estanca entre los 30-35 años de edad y comienza a ser más lento). (Monroy R., C., 1995)

17.3 De acuerdo a su fenología

- Sus hojas son perennifolias y el renuevo de estas se da en dos periodos: el primero se da en febrero cuando brotan las hojas del primer internudo (maduran en marzo), mientras que el segundo periodo comienza en mayo con la aparición de nuevas hojas en el segundo internudo (maduran en junio), a la par de que caen las hojas del primer periodo (CONAFOR, 2003).
- Las flores se exhiben de enero a abril y su polinización es anemófila, lo que quiere decir que se da por medio del viento. Generalmente la floración es en marzo cuando el polen se desprende y el viento hace su trabajo de transportarlo (CONAFOR, 2003).
- Los frutos de *Pinus patula* son conos serótinos y la maduración de estos frutos se da hasta finales del año siguiente, el ciclo fenológico desde el inicio de la floración hasta la total madurez de la semilla, se lleva un tiempo de aproximadamente 24 meses, mientras que el “año semillero” se presenta cada cuatro o cinco años, aunque es importante mencionar que en lugares con condiciones climáticas favorables se puede presentar cada año. (Vela, 1980)

17.4 Distribución en México

- Esta especie se encuentra en bosques de pino y bosques de pino-encino (CONAFOR, 2003).
- Dentro de las entidades en las que se localiza *Pinus patula* se ha identificado que se distribuye naturalmente sobre las formaciones montañosas de la Sierra Madre Oriental, Eje Neovolcánico y la Sierra Madre de Oaxaca, Específicamente en los Estados de Distrito federal, Hidalgo, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Tamaulipas, Tlaxcala y Veracruz. Aunque cabe mencionar que solo en Hidalgo, Puebla y Veracruz se localizan las mejores poblaciones (más grandes y con mejor desarrollo) de dicha especie. (Monroy R., C., 1995)
- Por otro lado, existen registros de plantaciones de esta especie, en los Estados de Hidalgo, Puebla, México, Michoacán y Distrito Federal. (Vela, 1980)

17.5 Requerimientos de *Pinus patula*

Basándose en la ficha técnica de CONAFOR (2003) y sus diferentes autores los requerimientos ambientales que *Pinus patula* necesita, son:

17.5.1 Altitud (msnm)

- Media: entre los 1,800 y 2, 400 msnm
- Mínima: 1,600-1,500 msnm
- Máxima: 3,100 msnm

(Monroy R., C., 1995)

17.5.2 Suelo

a) Características físicas:

- Se localiza en suelos con profundidad de moderada a muy profunda, crecen bien en suelos con pendiente pronunciada. (Vela, 1980)
- La textura del suelo varia de arenosa a arcillosa y de franca a migajosa en el horizonte A, mientras que en las partes más profundas es arcillosa. (Vela, 1980)
- Se desarrolla en suelos no pedregosos o con una escasa pedregosidad y en suelos con buen drenaje. (Vela, 1980)

- Los suelos en que se desarrolla *P. patula* son de color café, con variaciones hasta un amarillo y/o rojo y horizontes profundos (Vela, 1980)

b) Características químicas:

Los suelos adecuados para esta especie tienen un pH de 3.8 a 6.6, es importante mencionar que los valores más ácidos se encuentran en los horizontes superficiales (Vela, 1980).

- Estos suelos cuentan con un buen porcentaje de materia orgánica, que varía de acuerdo al horizonte; en el A puede tener hasta un 78%, mientras que en B y el C solo un 1% (Vela, 1980).

17.5.3 Temperatura

- La temperatura media anual en la que se adapta esta especie varía de 14-20 °C, mientras que la mínima es de -14 °C y la máxima que soporta es de 40 °C. (Eguiluz, 1982)

17.5.4 Precipitación

- Se desarrolla bien en sitios donde la precipitación media es de 1,200 mm y la mínima de 1,000 mm (Eguiluz, 1982)

17.5.5 Desarrollo de la especie

- *Pinus patula* se desarrolla principalmente en zonas templadas con exposiciones norte y donde reciben niebla constante durante todo el año, normalmente se desarrollan en lugares donde llegan los vientos del Golfo de México, sin embargo, también puede crecer en lugares donde la humedad relativa sea baja. (Monroy R., C., 1995)

17.5.6 Usos

- La madera es de buena calidad y se utiliza con fines de construcción debido a que es una madera resistente, también se usa para postes, durmientes, pilotes, armaduras y vigas. Y para elaborar cajas de empaque además de que es bien conocido su uso en la industria de la celulosa (papel). (Monroy R., C., 1995; Dvorak et al., 2000)

17.6 Manejo de vivero

17.6.1 Propagación; Propagación sexual

- En este caso la propagación sexual es por medio de semillas, por lo que las semillas deben de proceder de árboles sanos (con las mejores características y que estén libres de plagas y enfermedades) y vigorosos; se realiza una evaluación visual determinando los árboles dominantes del área, es decir; mayor altura, diámetro, que cuenten con un fuste recto, una buena producción de frutos, y sin ramificaciones a baja altura. Con la selección de las características antes mencionadas se espera asegurar que las plantas obtenidas de esas semillas se desarrolle de forma similar a sus progenitores y hereden dichas características. (Arriaga, et al., 1994)

17.6.2 Recolección de semillas.

- Monroy R., C. (1995) menciona que la mejor época para la recolección de conos es entre los meses de diciembre a marzo; ya que debe priorizarse que se realice la recolección antes de que inicie la primavera y que los conos se abran como consecuencia de los cambios de temperatura. Sin embargo, esta sugerencia no es 100% obligatoria ya que como se mencionó antes, al ser una especie de conos serótinos la recolección no se encuentra restringida a un solo periodo, mientras que Vela (1980), menciona que la maduración de la semilla no es uniforme en un mismo árbol.
- De acuerdo con Bonner & Karrfalt (2008) para obtener los conos existen diferentes técnicas de recolección, de las cuales destaca escalar el árbol con equipo de seguridad y realizar el corte manualmente o con garrochas especiales de corte, esta actividad se debe realizar cuidando que las ramas y los meristemos de crecimiento no sean dañados, de lo contrario la producción de los frutos en la próxima temporada será afectada. Una vez que han sido recolectados los conos, se recomienda colocar en sacos de yute para transportarlos y finalmente se etiquetan con los datos de campo necesarios para su identificación (Jensen, et al., 1996).

17.6.3 Proceso de obtención de las semillas de los frutos recolectados

Esta actividad se desarrolla en el vivero y consiste en poner a secar a los conos para que su contenido de agua disminuya y lleguen al punto de maduración; con dicha acción se propiciará la abertura de los conos. (Arriaga, et al., 1994)

- Dentro de los métodos de secado que podemos usar, esta secar al aire libre, por una corriente de aire seco o secados en un horno. Arriaga et al. (1994) recomiendan que al ser una especie con conos serótinos lo ideal es sumergirlos en agua caliente (entre 40-60 °C) antes del secado, para así favorecer su abertura, una vez que estén abiertos, la técnica más viable para extraer las semillas es golpear los conos de forma manual y cuando las semillas se encuentren liberadas se prosigue con el proceso de desalado, el cual se realiza manualmente ya sea en húmedo o por métodos mecánicos, en seco.
- La siguiente actividad corresponde a la limpieza de las semillas, la cual se realiza con métodos mecánicos y su función es remover las impurezas y semillas vanas, por lo general se usa el método de “flotación de agua”. (Arriaga, et al., 1994)
- Monroy (1995) explica que es necesario colectar 100 kg de conos para lograr obtener 1 kg de semilla limpia.

17.6.4 Método de selección de la semilla

- Una vez que las semillas están limpias, se procede a seleccionarlas por tamaños, el método más común es separarlas por medio de cajas (arneros) con malla, que tienen diferentes tamaños de abertura (Vargas-Hernández et al., 2009).

17.6.5 Semillas por kilogramo

- Monroy R., C. (1995) menciona que se obtienen de 30,000 a 110,000 semillas kg⁻¹, con un promedio de 45,000 semillas kg⁻¹, por otro lado, Vela (1980) hace mención de que en cosechas de la Sierra de Hidalgo se obtienen un promedio de 70,000 semillas kg⁻¹.

17.6.6 Almacenamiento

- Para mantener la viabilidad de la semilla de *Pinus patula* se debe almacenar con contenidos de humedad de 8-10 % y a una temperatura constante de 1-4 °C, se recomienda depositar las semillas en recipientes herméticamente cerrados (envases de plástico, vidrio o cartón, bolsa de plástico interior) (Salazar et al., 2000).
- INIFAP (1994) especifica que el tiempo máximo de almacenamiento es de 20 años.

17.7 PRODUCCIÓN DE LA PLANTA EN VIVERO

Pinus patula no requiere tratamiento pregerminativo ya que es una especie que no presenta latencia (CONAFOR, 2019). Por lo que un método recomendable para apresurar la germinación, es remojar las semillas en agua a temperatura ambiente por 24 horas. (Monroy R., C., 1995)

17.7.1 Porcentaje de germinación obtenido

- Se estima que en condiciones con buena temperatura (de 20-22 °C) y buena humedad relativa (de 90-95%) generalmente se logra obtener el 85% de germinación (Aparicio-Rentería, 2014).

17.7.2 Tiempo para la germinación de las semillas

- De acuerdo a Monroy (1995) la germinación inicia a las 2 o 3 semanas, sin embargo, es importante recordar que este periodo puede variar de acuerdo a la temperatura, el ambiente, e incluso la presencia de heladas.

17.7.3 Método de siembra

- La producción de las plántulas se puede realizar tanto por siembra directa de las semillas; sembrando cada una en envases individuales, con el método de siembra en almácigo y la siembra en camas de crecimiento (cultivo a raíz desnuda) de acuerdo a Sánchez (1987) con esta técnica se alcanza una mejor calidad de la planta (con mayor altura, diámetro y peso seco) (Rueda et al., 2014).
- La técnica más usada es sembrar en almácigos y generalmente se realiza de julio a agosto. Normalmente la semilla se siembra con una profundidad de máximo 6 mm y el trasplante de las plántulas se lleva a cabo después de los 30-45 días después de la germinación, Arriaga et al. (1994), agregan que en el trasplante las plántulas deberán alcanzar de 3 a 4 cm de altura (característica conocida como cabeza de cerillo) y se debe realizar antes de que aparezcan las hojas o acículas primarias; además se debe tener cuidado al momento de realizar el trasplante ya que de lo contrario se pueden ocasionar daños severos a las plantas, siendo principalmente afectadas las raíces.

17.7.4 Características del sustrato

El sustrato que se utiliza para la producción de plántulas en vivero, debe presentar las mejores características las cuales incluyen; nutrir a la plántula, tener una consistencia que mantenga a la semilla en su sitio, que la humedad no afecte al volumen, que tenga una textura media (lo cual asegura un buen drenaje y buena capacidad de retención de humedad), libre de sales y MO no mineralizada. Ante lo antes mencionado se recomienda que cuando el sustrato es inerte se haga una mezcla de 60:20:20 que contenga turba, vermiculita y perlita o agrolita (v/v/v) (Arriaga, et al., 1994)

Para la producción en vivero en bolsa de plástico de polietileno se recomienda utilizar tierra de monte, arena de río y hojarasca en proporción 45:45:10 (v/v/v).

18 LITERATURA CITADA CAPÍTULO 1

- Abad, M., Fornés, F., Carrión, C., Noguera, V., Noguera, P., Maquieira, Á., & Puchades, R. (2001a). Physical properties of various organic wastes and their mixtures and effects on water retention and aeration of a peat-based potting media. *Bioresource Technology*, 77(2), 157–162.
- Abad, M., Noguera, P., & Bures, S. (2001b). National inventory of organic wastes for use as growing media for ornamental potted plant production: Case study in Spain. *Bioresource Technology*, 77(2), 197–200. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(00\)00154-9](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(00)00154-9)
- Abad, M., Noguera, P., & Burés, S. (2001c). Sustratos para el cultivo: Propiedades y caracterización. Universidad Politécnica de Valencia.
- Abad, M., Noguera, P., Puchades, R., Maquieira, Á., & Noguera, V. (2004). Substrates in soilless cultivation. In D. Savvas & H. Passam (Eds.), *Soilless Culture for Horticultural Crop Production* (pp. 277-336). CABI Publishing.
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., González-Rosales, V. M., & Ordaz-Chaparro, V. M. (2016). Producción de *Pinus greggii* Engelm. en sustratos a base de aserrín. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 7(37), 91-104. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11322016000500091
- Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., Vargas-Hernández, J. J., López-Upton, J., López-López, M. A., & Ordaz-Chaparro, V. M. (2020). Crecimiento en campo de *Pinus patula* Schltdl. & Cham. como efecto de la poda radicular y los contenedores utilizados en vivero. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 26(2), 307-319. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2019.08.058>
- Alvarado, A. (2006). *Factibilidad del aprovechamiento de los residuos forestales para su pelletización en Ciudad Madera Chihuahua* [Tesis de maestría, Centro de Investigación en Materiales Avanzados, S.C.]. Repositorio Institucional CIMA. <https://cimav.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1004/564>
- Álvarez, E., & Rey, J. (2003). *Sustratos en la producción de plantas ornamentales*. Universidad de Almería.

Aparicio-Rentería, A. (2014). Variación en la germinación y vigor de semillas de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. & Cham. de diferentes categorías de tamaño. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 5(25), 78-89. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11322014000500007

Arellano, C. (2021, 3 de julio). Con tecnología de punta, Vivero Militar aporta miles de plantas desde Zimapán. *Milenio*. <https://www.milenio.com/politica/comunidad/sembrando-vida-vivero-hidalgo-tecnologia-punta>

Arriaga, V., Cervantes, V. & Vargas-Mena, A. (1994). *Manual de Reforestación con Especies Nativas: Colecta y Preservación de Semillas, Propagación y Manejo de Plantas*. SEDESOL / INE – Facultad de Ciencias UNAM.

Beardsell, D. V., Nichols, D. G. & Jones, D. L. (1979). Water relations of nursery potting media. *Scientia Horticulturae*, 11, 9–17.

Bildey, B. C. (1988). Water-soluble phytotoxins in raw tree bark. *HortScience*, 23(1), 69–71.

Binkley, D., & Fisher, R. F. (2019). *Ecology and management of forest soils* (5th ed.). John Wiley & Sons.

Blodey, J. (1998). Leaching of toxic substances from sawdust. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 17(8), 1573–1579.

Boletín UNAM (2015, 12 de julio). PRODUCE LA UNAM CASI 65 MIL PLANTAS AL AÑO PARA SU DEMANDA INTERNA. *Boletín UNAM-DGCS-425*.

Bonner, F. T., & Karrfalt, R. P. (Eds.). (2008). *The woody plant seed manual* (Agriculture Handbook 727). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Bresciani, J. C., Mantulak, M. J., y Brazzola, C. R. (2019). Aprovechamiento de residuos de madera en construcciones civiles: revisión bibliográfica. *Jornadas de Investigación Desarrollo Tecnológico Extensión y Vinculación*, 1, 1-4. <https://revistas.fio.unam.edu.ar/index.php/jornadas/article/view/287>

- Bunt, A. C. (1976). *Modern potting composts: a manual on the preparation and use of growing media for pot plants*. Allen and Unwin.
- Bunt, A. C. (1983). Physical properties of mixtures of peats and minerals of different particle size and bulk density for potting substrates. *Acta Horticulturae*, 150, 143–153.
- Bunt, A. C. (1988). *Media and Mixes for Container-Grown Plants: A Manual on the Preparation and Use of Growing Media for Pot Plants*. Unwin Hyman.
- Cabrera, R. I. (1999). Properties of container media and their effect on plant growth - A review. *Acta Horticulturae*, 481, 63-74.
- Cassel, D. K., & Nielsen, D. R. (1986). Field capacity and available water capacity. In A. Klute (Ed.), *Methods of Soil Analysis. Part 1 – Physical and Mineralogical Methods* (pp. 901–926). Soil Science Society of America / American Society of Agronomy.
- Castellanos, J. Z. (2000). *Manual de producción de hortalizas en invernadero*. Intagri.
- Castellanos, J. Z., Uvalle, B. E., & Aguilar, S. A. (2000). *Manual de interpretación de análisis de suelos, aguas, plantas y fertilizantes*. Colegio de Postgraduados.
- Cibrián-Tovar, D., Aldrete, A., & Cibrián-Llanderal, V. D. (2008). *Manual para la producción de planta forestal en contenedor*. Comisión Nacional Forestal (CONAFOR) y Universidad Autónoma Chapingo. <https://www.conafor.gob.mx/biblioteca/ver.php?articulo=411>
- Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). (2003). *Ficha técnica: Pinus patula*. <http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/13/975pinus%20patula.pdf>
- Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). (2014). *Inventario Estatal Forestal y de Suelos - Hidalgo*. <https://snigf.cnf.gob.mx/wp-content/uploads/snif/portal/entidades/hidalgo/inventario-2014/IEFS-HIDALGO-2014.pdf>

Comisión Nacional Forestal [CONAFOR]. (2019). *Pinus patula Schiede ex Schltdl. & Cham. Ficha técnica*. Gobierno de México.

Comisión Nacional Forestal [CONAFOR]. (2020). *El sector forestal mexicano en cifras 2019*. Gobierno de México.

Comisión Nacional Forestal. (2017). *Manual para la producción de planta en viveros forestales*. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/conafor/documentos/manuales-para-la-produccion-de-planta-en-viveros-forestales>

Cruz, D. E. (1984). *Manual de métodos de análisis de suelos y plantas*. IREN-CORFO.

De Boodt, M., & Verdonck, O. (1972). The physical properties of the substrates in horticulture. *Acta Horticulturae*, 26, 37–44. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1972.26.5>

Del Amo Rodríguez, S., Vergara Tenorio, M., Ramos Prado, J., & Sainz Campillo, C. (2002). *Germinación y manejo de especies forestales tropicales*. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.

Domínguez, A., Roselló, J., Girona, R., & Ruiz, M. J. (1998). Comparación de diversos sustratos para su utilización en viveros ecológicos. In *III Congreso SEAE: Una alternativa para el mundo rural del tercer milenio* (pp. 269-277). SEAE.

Domínguez, J. (2004). State of the art and new perspectives on vermicomposting research. In C. A. Edwards (Ed.), *Earthworm Ecology* (pp. 401–424). CRC Press.

Dvorak, W. S., Hodge, G. R., Kietzka, J. E., Malan, F., Osorio, L. F., & Stanger, T. K. (2000). *Pinus patula*. In: *Conservation and Testing of Tropical and Subtropical Forest Tree Species by the CAMCORE Cooperative*. College of Natural Resources, NCSU. Raleigh, NC, USA.

Eguiluz P. T. (1982). Clima y distribución del género *Pinus* en México. *Ciencia Forestal*, 38(7), 30-40.

FAO (2016) *El estado de los bosques del mundo 2016. Los bosques y la agricultura: desafíos y oportunidades en relación con el uso de la tierra:* 137-137. <https://reliefweb.int/sites/reliefweb.int/files/resources/a-i5588s.pdf>

FAO. (2021). *Guía para la producción y uso del compost en viveros forestales.* Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.

Fengel, D., & Wegener, G. (1989). *Wood: Chemistry, ultrastructure, reactions.* Walter de Gruyter.

Fregoso-Madueño J. N., Goche-Télles, J. R., Rutiaga-Quiñones, J. G., González-Laredo, R. F., Bocanegra-Salazar, M. & Chávez-Simental, J. A. (2017). Alternative uses of sawmill industry waste. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 23(2), 243-260. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2016.06.040>

Fregoso-Madueño, H., Etchevers-Barra, J. D., Gutiérrez-Castorena, M. C., & Gómez-Tagle, A. (2017). Propiedades físicas y químicas del aserrín como componente de sustrato. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 8(43), 22-39.

García de Cortázar, V., & Nobel, C. (2013). *Edafología: uso y protección de suelos.* Editorial Mundi-Prensa.

García, O., Alcantar, G., Cabrera, R. I., Gavi, F., & Volke, V. H. (2001). Evaluación de sustratos para la producción de *Epipremnum aureum* y *Spathiphyllum wallisii* cultivadas en maceta. *Terra*, 19(3), 249-258.

Gartner, B. L., McDonald, S. E., & McNabb, H. S. (1974). Leaching of tannins from bark and wood. *Wood and Fiber Science*, 6(2), 111–117.

Gartner, J. B., Williams, D. J., & Klett, J. E. (1974). Leaching of nitrogen-fixing bacteria from roots of turfgrasses. *HortScience*, 9(3), 282.

González de la Rosa, L., Mateo Sánchez, J. J., Suárez Islas, A., Capulín Grande, J., Pacheco Trejo, J., & Reyes Santamaría, M. I. (2023). Utilización de desperdicios de la industria primaria de la madera para producción de planta en vivero. *Boletín de Ciencias Agropecuarias del ICAP*, 9(Especial), 26–33. <https://doi.org/10.29057/icap.v9iEspecial.8977>

Günther, J. (1984). Analytics of substrates and problems by transmitting the results into horticultural practice. *Acta Horticulturae*, 150, 33–40.

Guzmán Morales, N. (2017). *Uso de sustratos orgánicos y fertilizantes de liberación controlada en la producción de Pinus patula en vivero* [Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados].

Handreck, K. A., & Black, N. D. (2002). *Growing media for ornamental plants and turf* (3rd ed.). University of New South Wales Press.

Hartmann, H. T., Kester, D. E., Davies, F. T., & Geneve, R. L. (2011). Hartmann & Kester's plant propagation: Principles and practices (8th ed.). Prentice Hall.

Havlin, J. L., Tisdale, S. L., Nelson, W. L., & Beaton, J. D. (2014). Soil fertility and fertilizers: An introduction to nutrient management (8th ed.). Pearson.

Heras-Marcial, M., Aldrete, A., Gómez-Guerrero, A., & Rodríguez-Trejo, D. A. (2023). Influencia de la fertilización en la supervivencia y crecimiento de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. & Cham. en vivero y campo. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 29(1), 3-14. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2022.03.019>

Hidalgo, P., Sindoni, M. & Marín, C. (2009). Evaluación de sustratos a base de vermicompost y enmiendas orgánicas líquidas en la propagación de parchita (*Passiflora edulis f. flavicarpa*) en vivero. *Revista UDO Agrícola*, 9(1), 126-135.

Hoitink, H. A. J., & Fahy, P. C. (1986). Basis for the control of soilborne plant pathogens with composts. *Annual Review of Phytopathology*, 24, 93-114.

INECC. (2016). *Manejo sustentable de residuos orgánicos mediante compostaje*. Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático. Gobierno de México.

INIFAP. (1994). *Semillas Forestales. Publicación especial No. 2*. INIFAP. México, D.F.

Jensen, F., Cristensen, T., Baadsgaard, J. & Stusbsgaard, F. (1996). *Escalamiento de Árboles para la Recolección de Semillas*. CATIE-PROSEFOR.

Kumar, S., & Singh, R. P. (2002). Biodegradation of lignin and phenolic compounds by white-rot fungi. *Critical Reviews in Microbiology*, 28(4), 253–270. <https://doi.org/10.1080/10408410290825593>

La Jornada. (2023, 22 de junio). Impulsa gobierno la producción de los viveros forestales. *La Jornada Hidalgo*. <https://www.greentv.com.mx/noticias/viveros-forestales-conservan-el-ecosistema>

LANDIS, R.W., TINUS, S. McDONALD y J. BARNETT. (1994). *The container tree Nursery manual*. Ed. FSDA. Agriculture Handbook. Washington, D.C. Departament of Agriculture, Forest Service. pp: 1-40.

Landis, T. D., Tinus, R. W., McDonald, S. E., & Barnett, J. P. (1990). *The Container Tree Nursery Manual. Volume 2: Containers and Growing Media*. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Agriculture Handbook 674.

Lemaire, F. (1997a). The physical, chemical and biological properties of growing media. *Acta Horticulturae*, 450, 37-43.

Lemaire, F. (1997b). The problem of biostability in organic substrates. *Acta Horticulturae*, 437, 15–22.

Lemaire, F., Dartigues, A., Riviere, L. M., Charpentier, S., & Morel, P. (2005). *Cultures en pots et conteneurs*. INRA Editions.

Maher M. J., Prasad M., & Raviv M. (2008). Organic Soilless Media Components. In M. Raviv & J. H. Lieth (Eds.), *Soilless Culture: Theory and Practice* (pp. 459-504). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-044452975-6.50013-7>

Mateo Sánchez, J. J. (2016). Producción de planta forestal en vivero en sustratos de aserrín crudo sin tratamiento . Editorial Académica Española. ISBN: 978-3-639-86286-7

Mateo Sánchez, J. J. (2022). Potencial del aserrín como alimento para rumiantes y sustrato para plantas. Editorial Académica Española. ISBN 978-6202246828.

Mateo, J. J. (2011). *Experiencias en el uso del aserrín crudo en viveros forestales*. Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo.

Mateo, S. (2002). Potencial del aserrín como alimento para rumiantes y sustrato para plantas (Tesis de Doctorado). Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

Mateo-Sánchez, J. J., Hernández, L., & Pérez, R. (2011). Uso de aserrín crudo en la producción de *Cedrela odorata* en vivero. Quebracho - Revista de Ciencias Forestales, 19(1), 74-83.

Mejía Soto, J. J. (2007). Producción de *Pinus patula* Schl. et Cham. en sustratos a base de aserrín crudo y dosis de fertilización [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo]. Repositorio Institucional. <https://dspace.uaeh.edu.mx/server/api/core/bitstreams/4a899f37-d91a-43d1-bd93-aca13d05759c/content>

Michiels, C. W., Vereecke, D., & Van Montagu, M. (1993). Microbial degradation of lignin and related compounds in wood residues. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 40(5), 715–721. <https://doi.org/10.1007/BF00175372>

Michiels, P., Hartmann, R., & Côme, D. (1993). Changes in the physical properties of some substrates during plant growth. *Acta Horticulturae*, 342, 247-252.

Monroy R., C. (1995). *Pinus patula en México. Folleto técnico No. 29*. Centro de Investigación Regional del Golfo Centro. SAGAR/INIFAP. Veracruz, Méx.

Montoya O., J.M & Cámara O., M.A. (1996). *La planta y el vivero forestal*. Ediciones Mundi-Prensa. Barcelona, España. 127 p.

Mora, G. R. (1999). Evaluación de cuatro sustratos y dos niveles de fertilización para el desarrollo de plantas de teca (*Tectona grandis*) en fase de vivero. Universidad de Costa Rica.

Mora, R. (1999). Efectos de la relación carbono: nitrógeno en la bioestabilidad de sustratos lignocelulósicos. *Journal of Horticultural Science*, 74(4), 502–508.

Moreno, A., Pérez, J., & Rodríguez, O. (1995). Determinación de la capacidad de intercambio catiónico en arena y caolín usando acetato de amonio, acetato de sodio y cloruro de amonio. *Bioagro*, 17(1), 59–62.

Moreno, F. A., Moral, R., Pérez, D., & Martínez-Espinosa, A. (1995). Caracterización química de serrines. *Agrochimica*, 39(4), 185-194.

Navarro Pedreño, J., Jordán Vidal, M. M., & Almendro Candel, M. B. (2005). *Guía de sustratos y enmiendas para suelos agrícolas y forestales*. Universidad Miguel Hernández.

Neal, K. (1999). Examine medium alternatives. *Greenhouse Manager*, 18(5), 42-48.

Noriega-Salazar, G., Aldrete, A., & Valdés-Hernández, J. I. (2011). Crecimiento y calidad de planta de *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb. en vivero con diferentes regímenes de fertilización. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 34(2), 111-119.

Noriega-Salazar, R., Perea-Perea, F. J., Peña-Marín, E. S., Olivera-Castillo, L., & Uribe-Arzate, G. A. (2011). Efecto del extracto acuoso del fruto de *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb. sobre el tiempo de inducción a la anestesia en la tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Bioquímica*, 36(3), 86-93. <https://www.medigraphic.com/pdfs/bioquimia/bq-2011/bq113d.pdf>

Pastor-Sáez, J. N. (1999). Utilización de sustratos en viveros. *Terra*, 17(3), 231-235.

Paz, M. (2022). *Calidad de planta en Pinus patula Schl. et Cham y P. oaxacana Mirov, producido con dos tratamientos de fertilización en Ixtlán de Juárez, Oaxaca* [Tesis de maestría, Universidad Autónoma Chapingo]. Estado de México, México.

Pire, R., & Pereira, A. (2003). Propiedades físicas de componentes de sustratos de uso común en la horticultura del estado Lara, Venezuela. Propuesta metodológica. *Bioagro*, 15(1): 55-63.

Prieto R., J. Á., & Sáenz R., J. T. (2011). *Indicadores de calidad de planta en viveros forestales de la Sierra Madre Occidental* (Libro Técnico Núm. 3). INIFAP. Durango, Dgo., México. 210 p.

Prieto, J. A., Bustamante, V., Muñoz, H. J., & Álvarez, R. (2014). *Tecnologías en el manejo sustentable de los recursos naturales*. Universidad Autónoma de Nuevo León.

Prieto-Ruiz, J. Á., García-Rodríguez, J. L., Mejía-Bojórquez, J. M., Huchín-Adolf, S., & Aguilar-Valdés, J. L. (2009). *Producción de planta del género Pinus en vivero en clima templado frío* (Publicación Especial No. 28). INIFAP.

Pudelski, M. (1978). Durability and properties of wood waste as growing media. *Acta Horticulturae*, 78, 67–72. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1978.78.8>

Pudelski, T. (1978). Sawdust and bark as substrates for vegetable growing under protection. *Acta Horticulturae*, 82, 67-74.

Putman, A. R. (1994). Phytotoxicity of plant residues. pp. 285-314. In: Unger, P. W. (ed.). Managing agricultural residues. Agricultural Research Service. Lewis Publications. Phoenix, AZ, USA.

Ratner, B. D., & Bryant, S. J. (2004). Biomaterials: Where we have been and where we are going. *Annual Review of Biomedical Engineering*, 6, 41–75.

Ratner, B. D., Henderson, E. E., & Detamore, M. S. (2004). Stability of growing media from a physical, chemical and biological perspective. En Stability of growing media (pp. 20–32).

Raviv, M., & Lieth, J. H. (2008). *Soilless Culture: Theory and Practice*. Elsevier.

Real Academia Española. (2023). Aserrín. En *Diccionario de la lengua española*. Recuperado el 15 de julio de 2025.

Rentería, A. A., Jiménez, H. C., & Landa, J. A. (1999). Efecto de seis sustratos sobre la germinación de *Pinus patula* Sch. et Cham., *Pinus montezumae* Lamb. y *Pinus pseudostrobus* Lindl. en condiciones de vivero. *Forestal Veracruzana*, 1(2), 31-34.

Resulski, J. (1984). Bio-stability of wood wastes used as substrates. *Journal of Forestry Research*, 5(2), 123–130.

Reyes R., J. (2005). Uso del aserrín crudo en la producción de *Pinus patula* en bolsa de polietileno [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Chapingo].

Reyes-Reyes, J., Aldrete, A., Cetina-Alcalá, V. M., & López-Upton, J. (2005). Producción de plántulas de *Pinus pseudostrobus* var. *apulcensis* en sustratos a base de aserrín. *Revista Chapingo: Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 11(2), 105–110.

Rodríguez Laguna, R. (2010). *Manual de prácticas de viveros forestales*. Área Académica de Ingeniería Forestal, Instituto de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma del Estado de

Hidalgo. <https://repository.uaeh.edu.mx/bitstream/items/99201f39e-c595-4276-9cab-617b5eae90d3>

Romero, A. D. L. Á., Vargas, M. D. C. C., & Quiñones, V. (2012). Evaluación del residuo de cáscara de nuez (*Juglans regia L.*) en la producción de plántulas de *Pinus patula*, en vivero. *Ra Ximhai*, 8(2), 241-251.

Rueda, A., Benavides, J. D., Sáenz, J. T., Muñoz, H. J., Prieto, J. A., & Orozco, G. G. (2014). Calidad de planta producida en los viveros forestales de Nayarit. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 5(22), 58–73.

Sáenz-Reyes, J. T., Muñoz-Flores, H. J., Prieto-Ruiz, J. Á., Rueda-Sánchez, A., & Hernández-Díaz, J. C. (2010). *Sustratos y abonos orgánicos en la producción de Abies religiosa (Kunth.) Schl. et Cham. y Pinus pseudostrobus Lindl.* INIFAP.

Salazar, R., Soihet, C., & Méndez, J. (2000). *Manejo de semillas de 100 especies forestales de América Latina, Volumen 1.* Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Serie Técnica, Manual Técnico No. 41. https://repositorio.catie.ac.cr/bitstream/handle/11554/6895/Manejo_de_semillas_de_100_especies_A.pdf

Salazar-García, J. G., Romero-Romero, M. E. R., Gómez-Zamudio, M. A., Santos-Cervantes, G. R. & Rodríguez-Hernández, S. S. A. (2016). *Manejo y uso de los residuos maderables en México.* SAGARPA-COFUPRO-INIFAP.

Sampayo-Maldonado, S., Dávila-Aranda, P. D., Lira-Saade, R., Téllez-Valdés, O., & Rodríguez-Arévalo, N. I. (2021). Thermal niche for seed germination and species distribution modelling of *Swietenia macrophylla* King (Mahogany) under climate change scenarios. *Plants*, 10(11), 2377. <https://doi.org/10.3390/plants10112377>

Sánchez A., S. D. (1987). *Comparación de Tres Técnicas de Producción de Plántula en Vivero.* Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados, Montecillos, México.

Sánchez, F., Rodríguez, L., & Pérez, M. (2020). Uso de sustratos inertes en la propagación vegetal: ventajas y consideraciones técnicas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 11(5), 1023–1031.

Sánchez-Bayo, F., Tenkouano, A., & Bai, C. (2018). Impact of different sawdust particle sizes on composting process and compost quality. *Journal of Environmental Management*, 208, 98-106.

Scalbert, A., Monties, B., & Janin, G. (1989). Plant polyphenols: chemical properties, biological activities, and synthesis. *Plant Polyphenols*, 13-37. https://doi.org/10.1007/978-1-4684-5885-5_2

Secretaría de Bienestar. (2023, 10 de abril). Sembrando Vida llega a más de 176 mil personas en ruta del Tren Maya. Gobierno de México. <https://programasparaelbienestar.gob.mx/sembrando-vida-llega-a-mas-de-176-mil-personas-en-ruta-del-tren-maya/>

Secretaría de la Defensa Nacional [SEDENA]. (2021, 1 de mayo). *Operación de Viveros Forestales Militares*. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/sedena/acciones-y-programas/operacion-de-viveros-forestales-militares>

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales [SEMARNAT]. (2002). *Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000, Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis*. Diario Oficial de la Federación.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales [SEMARNAT]. (2016). *Anuario Estadístico Forestal*. Gobierno de México.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales [SEMARNAT]. (2018). *Guía para la gestión adecuada de residuos de madera y aserrín en la industria forestal*. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/semarnat/documentos/guia-gestion-residuos-madera>

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales [SEMARNAT]. (2020). *Estrategia Nacional para la Conservación y el Uso Sustentable de los Polinizadores*. Gobierno de México.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales Delegación Hidalgo [SEMARNATH]. (2016). *ACTUALIZACIÓN DEL PROGRAMA SECTORIAL DE*

MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES 2011-2016.

<https://zacualtipan.hidalgo.gob.mx/descargables/TR/69F1/progsecmarnat16.pdf>

Siura, S., & Moreno, S. (2016). *Sustratos para propagación y siembra en invernaderos*. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Sonneveld, C., & Voogt, W. (2009). Plant nutrition of greenhouse crops. Springer.
<https://doi.org/10.1007/978-90-481-2532-6>

Sosa-Coronel, J., Pineda-Pineda, J., López-Upton, J., & Cruz-Rodríguez, J. A. (2017). Crecimiento en vivero de *Cedrela odorata* L. con diferentes mezclas de sustratos. *Madera y Bosques*, 23(3), 85-94. <https://doi.org/10.21829/myb.2017.2331575>

Thakulla, D., Dunn, B., & Hu, B. (2021). Soilless growing mediums. Oklahoma State University Extension.<https://extension.okstate.edu/fact-sheets/soilless-growing-mediums.html>

Tian, G., Kang, B. T., & Brussaard, L. (1992). Biological effects of plant residues with contrasting chemical compositions under humid tropical conditions—decomposition and nutrient release. *Soil Biology and Biochemistry*, 24(10), 1051-1060.

Toral L.M. (1997). *Concepto de la calidad de plantas en viveros forestales. Documento técnico 1*. Programa de Desarrollo Forestal Integral de Jalisco. SEDER. Fundación Chile. Consejo Agropecuario de Jalisco. México. 26 p.

Varela, S., Martínez, A., Basil, G., Mazzarino, M. J., & Fariña, M. (2013). Sustratos alternativos en la producción de plantines forestales. *Bosque*, 34(1), 17-26.

Vargas-García, V., Suárez-Espinosa, J., López-Martínez, M., & Ferrera-Cerrato, R. (2015). Uso y manejo de sustratos en viveros. *Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes*, 66, 88-96.

Vargas-Hernández, J. J., Ramírez-García, E., & Angulo-Mejía, R. (2009). *Paquete tecnológico para la producción de *Pinus patula* Schl. et Cham. en viveros del estado de Hidalgo*. Comisión Nacional Forestal (CONAFOR) y Colegio de Postgraduados. <https://www.conafor.gob.mx/biblioteca/ver.php?articulo=414>

Vela G., L. (1980). *Contribución a la ecología de Pinus patula. Publicación especial No. 19.* INIFAP. México, D.F.

Villasmil, M. (2008). Uso de estiércol como enmienda en el cultivo de lechosa. *Bioagro*, 20(3), 163-172.

Wightman, K. E. (2000). Good tree nursery practices: Substrate quality: Community nursery manual. International Centre for Research in Agroforestry. <https://apps.worldagroforestry.org/NurseryManuals/Community/Substrate.pdf>

Wilson, S. J., & Witkowski, E. T. F. (2003). Seedling survival and growth of *Pinus patula* in a fast-growing, non-native timber plantation in South Africa. *Forest Ecology and Management*, 175(1-3), 291–301.

Yasin, M., Noorani, H., Anwar, F., Siddiqui, M., Safdar, M. E., & Andreasen, C. (2022). Non-composted chinaberry (*Melia azedarach* L.) sawdust mixtures as growth medium for okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench). *Agriculture*, 12(3), 354. <https://doi.org/10.3390/agriculture12030354>

Zapata, N.; Guerrero, F. y Polo, A. (2005). Evaluación de corteza de pino y residuos como componentes de sustratos de cultivo. *Agricultura Técnica*, 65(4), 378-387.

Zucconi, F., Pera, A., Forte, M., & de Bertoldi, M. (1981). Evaluating toxicity of immature compost. *BioCycle*, 22(2), 54-57.

CAPÍTULO 2

PRODUCCIÓN DE *Pinus patula* Schl. et Cham EN SUSTRATO DE ASERRÍN CRUDO

1. INTRODUCCIÓN

La producción de planta de calidad en vivero exige un sustrato que cumpla con cuatro funciones críticas: anclaje, suministro de agua, aireación para funciones vitales y una nutrición constante (Landis et al., 1990; Bunt, 1988). Si bien tradicionalmente esto se logra con mezclas de diferentes materiales, gracias a investigaciones en las últimas décadas, se ha identificado que el tamaño de partícula es la variable física que dicta el éxito de un sustrato. Los tamaños de partícula que tienen influencia en la disponibilidad de agua en la planta son aquellos que tienen un tamaño menor a 0.5 mm y los tamaños de partícula mayores de 0.5 mm, proporcionan la aireación necesaria para un buen desarrollo de la planta (Binkley & Fisher, 2019; Sánchez-Bayo et al., 2018).

Este principio sugiere que es posible "diseñar" un sustrato ideal a partir de un único componente si sus partículas pueden ser manipuladas (Abad et al., 2001). Manipular el tamaño de partícula de un sustrato es una práctica fácil de llevar a cabo (solo depende de pasar por un tamiz el sustrato que se desee utilizar) considerando que se puede hacer de forma artesanal o industrial (Mateo, 2011).

El aserrín es el residuo que se obtiene en los aserraderos por el corte de la madera en rollo con el uso de sierras cintas o sierras circulares, es importante no confundir con la viruta, la cual se obtiene con el uso de una herramienta de corte llamada cuchilla (Vargas-García et al., 2015). El aserrín es un candidato perfecto para ser un sustrato alternativo, ya que su tamaño de partícula puede ser controlado fácilmente mediante tamizado con mallas cernidoras de tal forma que se obtengan los porcentajes de tamaños de partícula que proporcionen la cantidad de agua recomendada, pero al mismo tiempo que proporcionen la cantidad de aire adecuado para el desarrollo de una planta de calidad en vivero (Mateo, 2011; Rodríguez Laguna, 2010; Hernández et al., 2010).

Los nutrientes que la planta de vivero requiere para un buen crecimiento, provienen de el mismo sustrato, aunque en la mayoría de los casos se encuentran en el propio sustrato por la aplicación de productos químicos que abastecen los macronutrientes y micronutrientes para el buen crecimiento de la planta (Landis et al., 1990). Los nutrientes que la planta requiere para su crecimiento en vivero, pueden ser los fertilizantes de uso común en la agricultura y en fechas recientes han cobrado importancia los fertilizantes de liberación

lenta, los cuales han reportado excelentes resultados en la producción de planta de calidad, además de que la disponibilidad en el sustrato es de forma permanente y su presencia constante en el sustrato puede variar en periodos de 3, 6, 9 y 12 meses (Heras-Marcial et al., 2023; Guzmán Morales, 2017), finalmente se puede disponer de fertilizantes foliares, los cuales son de uso común en los viveros forestales y se dividen en iniciador, desarrollo y finalización, dependiendo de la fase de crecimiento en que se encuentre la planta en vivero (Juárez-Mirón et al., 2021).

Otro factor importante en los sustratos que se utilizan en los viveros, es la relación carbono-nitrógeno (C/N), esta relación determina el grado de descomposición de un material, durante el crecimiento de la planta (Binkley & Fisher, 2019). En los sustratos utilizados para la producción de planta en vivero esta variable es una característica propia de los sustratos, en los derivados o desperdicios de la madera se caracterizan por tener valores superiores a 200, en su relación carbono-nitrógeno (C/N) (Handreck & Black, 2002). A mayor Relación C/N, el sustrato presenta mayor estabilidad, lo que significa pocos cambios en su estructura y mayor tiempo de vida útil, sin embargo, mientras más alta sea la Relación C/N el sustrato requerirá de una mayor cantidad de fertilizante, esto a consecuencia de que el sustrato retiene el nitrógeno como una forma de elevar esta relación C/N, en contraste esta alta relación se refleja en la producción de plantas de calidad (Bunt, 1988; Heras-Marcial et al., 2023).

De acuerdo con Landis et al. (1990), los sustratos más utilizados en la República Mexicana son la turba, agrolita, perlita y vermiculita, aplicados en una proporción de 60:20:20 (v/v/v) y con dosis de fertilizante de liberación lenta que oscilan entre 4 y 6 kg m⁻³. A consecuencia de que en su momento formaron parte de un paquete tecnológico con excelentes resultados, pero con la desventaja de que los precios de estos materiales son muy altos, además de que, en el caso de la turba, esta tiene que recorrer una gran distancia al ser importada de países situados muy al norte (Abad et al., 2005). Se entiende que este es el testigo a superar cuando se trata de producir plantas de calidad en vivero, siendo necesario aplicar además fertilizante foliar (Micromax^{MR}) en forma de iniciador, desarrollo y finalizador, en las dosis que indican estos productos comerciales (2 g por litro), también es importante atender las indicaciones que recomiendan las marcas que las elaboran.

Para el presente trabajo se utilizó una dosis de fertilizante en una proporción doble de la dosis recomendada para el sistema tecnificado, es decir 12 kg m⁻³.

RESUMEN

Siendo un pilar para los programas de reforestación y restauración de ecosistemas, la producción de planta forestal en México enfrenta una fuerte dependencia de sustratos importados y de alto costo. Esta situación no solo eleva los costos de producción, sino que también implica una huella ecológica de alto impacto. Ante a esta problemática, el presente estudio plantea la posibilidad del uso de aserrín crudo de *Pinus patula*, un subproducto abundante y de bajo costo de la industria maderera local, como un sustituto total y de alto rendimiento de sustratos tradicionales. Se postuló la hipótesis de que es posible producir planta de *Pinus patula* de calidad igual o superior a la obtenida con la mezcla estándar, mediante la optimización de las propiedades físicas del aserrín a través del tamizado y la compensación de sus deficiencias químicas con una dosis elevada de fertilizante de liberación controlada.

Para verificar esta hipótesis, se estableció un experimento en un vivero forestal, perteneciente al municipio de Chignahuapan, Puebla. Se utilizaron plántulas de *Pinus patula* trasplantadas a tubetes de 130 cm³. Se diseñaron cuatro tratamientos: un testigo, compuesto por la mezcla comercial de turba, agrolita y vermiculita (60:20:20 v/v/v) con una dosis de fertilizante de 4 kg m⁻³, y tres tratamientos experimentales, compuestos al 100% por aserrín crudo tamizado con mallas de diferente abertura (7.7 mm, 4.5 mm y 2.7 mm), a los cuales se les aplicó una dosis compensatoria de fertilizante de liberación lenta de 12 kg m⁻³. Tras un periodo de crecimiento de nueve meses, se evaluaron ocho variables morfológicas clave, incluyendo altura, diámetro, biomasa aérea y radical, así como los indicadores integrales de calidad de planta (Índice de Calidad de Dickson e Índice de Robustez).

Los resultados demuestran la superioridad del aserrín bajo el manejo propuesto. El análisis de varianza y la prueba de Tukey revelaron que la mayoría de tratamientos con aserrín fueron estadísticamente superiores al testigo en variables determinantes del crecimiento, como la altura, el peso seco de la parte aérea, el peso seco total y el índice de robustez.

El tratamiento con aserrín tamizado con la malla de 4.5 mm de abertura sobresalió como el más destacado, produciendo plantas con una altura promedio de 73.25 cm y una biomasa total de 13.77 g, valores significativamente mayores a los 60.42 cm y 10.41 g obtenidos por el sustrato testigo. Notablemente, el peso seco radicular fue estadísticamente comparable

entre todos los tratamientos, lo que indica que el aserrín no compromete, sino que iguala la capacidad de la turba para fomentar un sistema de raíces robusto.

Se concluye que el aserrín crudo no solo es una alternativa 100% viable, sino que, manejado correctamente, es un sustrato superior a la mezcla comercial para la producción de *Pinus patula*. El éxito radica en la interacción de dos factores: la optimización de la estructura física mediante el tamizado y la aplicación de una dosis de fertilizante (de liberación controlada) suficiente para satisfacer la alta demanda de nitrógeno de los microorganismos y de la planta. Se recomienda la adopción de la metodología del tratamiento de tamizado de aserrín con malla de 4.5 mm de abertura, con una dosis de 12 kg m⁻³ de fertilizante, como un nuevo modelo para la producción eficiente, económica y ecológicamente sostenible de planta forestal en México.

OBJETIVO E HIPÓTESIS

Reproducir planta forestal de *Pinus patula* en vivero, con sustrato a base de aserrín crudo al 100% y asegurar el crecimiento de plantas de calidad.

Es posible obtener planta de calidad de *Pinus patula* en vivero, en sustratos compuestos totalmente por aserrín crudo, superando al sustrato comercial.

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Ubicación del Ejido

El experimento se llevó a cabo en las instalaciones del vivero forestal del Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo, ubicado en el municipio de Chignahuapan, al norte del Estado de Puebla, coordenadas 593521 E, 2207342 N (UTM Zona 14Q). El sitio de estudio se enmarca en la provincia fisiográfica del Eje Neovolcánico, a una altitud aproximada de 2,700 msnm (INEGI, 2009).

El clima de la región se basa en los datos de la estación meteorológica oficial más cercana, "CHIGNAGUAPAN" (ID 21140), ubicada a 2,291 msnm. Esta estación reporta un clima Templado subhúmedo con lluvias en verano, clasificado como C(w1) según el sistema Köppen modificado por García, con una temperatura media anual de 12.4 °C y una precipitación de 709.5 mm anuales (CONAGUA, s.f.).

El Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo cuenta desde hace más de veinte años con un Banco de Germoplasma certificado por SEMARNAT, este se encuentra dentro del mismo Ejido y colinda con el vivero forestal. A consecuencia de lo anterior se cuenta con personal del propio Ejido, para la recolección de semilla forestal.

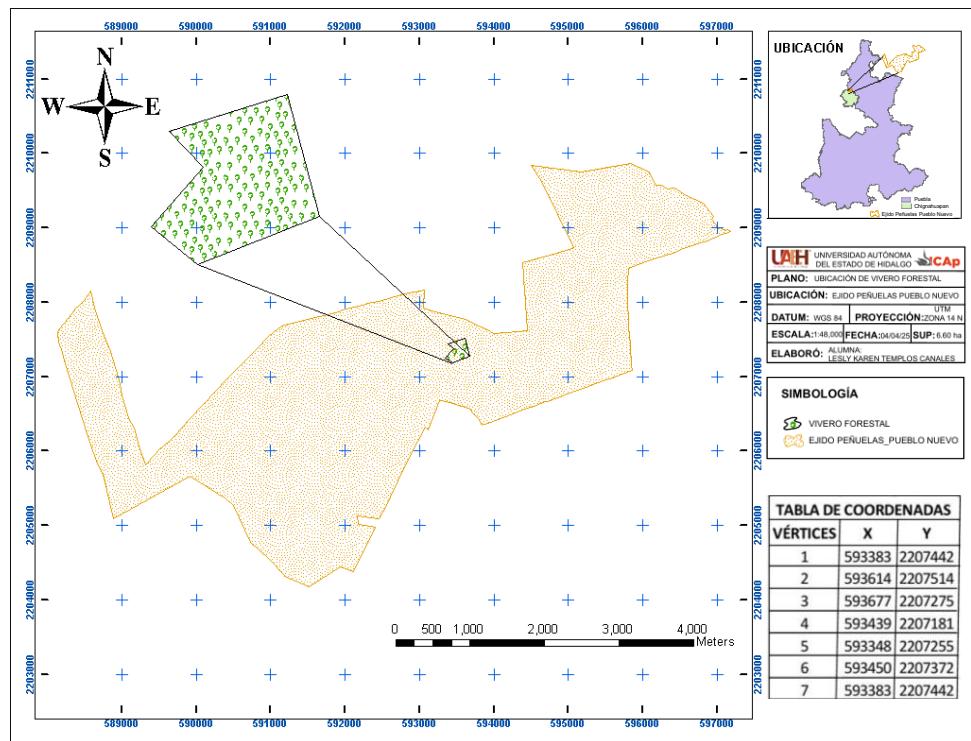


Figura 1 Ubicación el Ejido Pueblo Nuevo y su vivero

2.2 Procedencia de la semilla

La semilla de *Pinus patula*, procede de rodales semilleros de esta especie, que se encuentran en el mismo Ejido. Los estróbilos femeninos maduros fueron recolectados durante el mes de octubre del 2019, en costales de henequén con una capacidad de 40 dm³ y transportados al vivero en camioneta, después fueron secados al aire libre, durante una semana, periodo en el cual se desprendió la semilla, junto con impurezas que se separaron también de los conos, a continuación se realizaron las actividades de beneficio de la semilla, que consistió en la separación de impurezas, como porciones de acículas, pedazos de escamas de los conos y pequeñas ramas, el beneficio de la semilla, se realizó en el patio anexo al Banco de Germoplasma del Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo, durante el mismo año. El banco de germoplasma extendió la caracterización de la semilla con los siguientes indicadores:

- a) Pureza 94%
- b) Porcentaje de germinación 90%
- c) Número de semillas por kilogramo 32,000.
- d) Contenido de humedad 18%

El tiempo que permaneció la semilla en el banco de germoplasma del Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo, antes de ser utilizada para el establecimiento del experimento fue de 16 meses.

2.3 Origen y características del sustrato de aserrín de *Pinus patula*

El sustrato utilizado en los tratamientos experimentales consistió en aserrín crudo de *Pinus patula* obtenido directamente del aserradero del Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo. Se seleccionó específicamente material fresco, con menos de tres días de aserrado, procedente de trocería procesada con sierras cinta. Una vez recolectado, el aserrín fue transportado al área de preparación de sustratos del vivero para su posterior tamizado. El aserrín se cargó en un camión de volteo a capacidad máxima de 9 m³ para aprovechar el flete y se transportó al área de preparación de sustratos del vivero.

2.4 Lavado y desinfectado de charolas

Para asegurar un medio de crecimiento estéril y minimizar el riesgo de enfermedades como el damping-off, todo el material plástico reutilizable fue sometido a un riguroso protocolo de limpieza, incluyendo las charolas de 49 cavidades y los tubetes.

El proceso inició con el lavado manual de cada charola y tubete, utilizando un cepillo y jabón biodegradable para la remoción completa de restos de sustrato y materia orgánica del ciclo anterior. Posteriormente, se realizó la desinfección química, sumergiendo el material en una solución de hipoclorito de sodio (cloro comercial) en una proporción de 10 mL por litro de agua, alcanzando una concentración final aproximada del 1%. Tras un periodo de inmersión de 15 minutos, las charolas y tubetes fueron enjuagados tres veces con agua y se dejaron escurrir en un área limpia antes de ser utilizadas.



Figura 2 Proceso de lavado y desinfección de charolas y tubetes previo al trasplante, como parte del protocolo de sanidad para prevenir patógenos.



Figura 3 Acondicionamiento y estibado de las charolas de polipropileno utilizadas como contenedores en el experimento.

2.5 Formulación de los tratamientos de sustrato.

Para el presente trabajo, se formularon cuatro tratamientos con el fin de comparar el desempeño del aserrín crudo con diferentes granulometrías contra una mezcla testigo estándar. El tratamiento testigo se compuso de la mezcla comercial de turba (peat moss), agrolita y vermiculita en una proporción 60:20:20 (v/v/v); se emplearon componentes de grado hortícola medio, cuya granulometría dominante es un estándar de la industria (Landis, 1990; Handreck & Black, 2002). En contraste, los tres tratamientos experimentales se basaron en aserrín crudo al 100%. Este material fue sometido a un proceso de tamizado en dos etapas: primero, fue pasado por una malla de $\frac{1}{4}$ de pulgada (1.905 cm) para eliminar impurezas gruesas como corteza y fragmentos de madera, posteriormente, este material pre-limpio, se tamizó a través de mallas con diferentes aberturas para definir las tres granulometrías a evaluar: Tratamiento 1 (7.7 mm), Tratamiento 2 (4.5 mm) y Tratamiento 3 (2.7 mm). Las especificaciones de tamizado y granulometría de todos los tratamientos se detallan a continuación:

Cuadro 2 Especificaciones de tamizado y granulometría para los tratamientos de sustrato.

| Tratamiento | Componente | Abertura de Malla (mm) | Granulometría Dominante (mm) |
|-------------|-------------|------------------------|------------------------------|
| 1 | Aserrín | 7.7 | < 7.7 mm |
| 2 | Aserrín | 4.5 | < 4.5 mm |
| 3 | Aserrín | 2.7 | < 2.7 mm |
| Testigo | Peat moss | 9.5 mm | 1.0-5.0 mm |
| | | 0.85 mm | |
| | Agrolita | 3.35 mm | 1.5-3.0 mm |
| | | 0.85 mm | |
| | Vermiculita | 8.0 mm | 2.0-5.0 mm |
| | | 1.0 mm | |

Es importante destacar la diferencia metodológica en la determinación de la granulometría entre el aserrín y los componentes del tratamiento testigo. Mientras que para el aserrín se utilizó una única malla superior para definir un tamaño máximo de partícula, los componentes del testigo (turba, agrolita y vermiculita) son productos industrialmente procesados cuya granulometría se define por una fracción. El proceso de fabricación no utiliza una sola malla, sino un par: una malla superior para eliminar las partículas demasiado grandes y una malla inferior para descartar el polvo y las partículas demasiado finas. El producto final es el material que queda retenido entre ambas. Por esta razón, su especificación de malla no es un solo número, sino el rango definido por estos dos límites. Específicamente, para la turba se utilizó la fracción entre ~9.5 mm y ~0.85 mm; para la agrolita, la fracción entre ~3.35 mm y ~0.85 mm; y para la vermiculita, la fracción entre ~8.0 mm y ~1.0 mm.

Esta metodología de tamizado y selección granulométrica se fundamenta en el principio de que las propiedades físicas de cualquier sustrato están directamente definidas por la distribución de sus tamaños de partícula (Abad et al., 2005). Es precisamente esta distribución (ya sea el rango completo de partículas en el aserrín o la fracción específica en el testigo) la que determina las características hidrofísicas críticas del medio, como la capacidad de retención de humedad y la porosidad de aireación, definiendo así su aptitud final para la producción de planta de alta calidad en vivero (Bunt, 1988).



Figura 4 Proceso de tamizado del aserrín crudo con la malla de 7.7 mm para obtener la granulometría del primer tratamiento.



Figura 5 Proceso de tamizado del aserrín crudo con la malla de 4.5 mm para obtener la granulometría del segundo tratamiento.



Figura 6 Granulometría del aserrín crudo resultante del tamizado con la malla de 2.7 mm.

Con el siguiente planteamiento se obtuvieron tres tipos de tamaño de aserrín, para lo cual se utilizaron tres distintos tipos de cernidores, cada uno de ellos con diferentes aberturas (7.7 mm, 4.5 mm y 2.7 mm) de malla. El aserrín que paso en cada uno de los cernidores constituyó cada uno de los cuatro tratamientos que se utilizaron en el presente trabajo, considerando que el testigo también constituye un tratamiento (con diferente metodología).

Para cada uno de los cuatro tratamientos, se preparó un volumen de sustrato suficiente para llenar 784 cavidades de 130 cm³ cada una. El volumen neto requerido fue de aproximadamente 102 dm³ (102 litros). Para asegurar un margen operativo, compensar la

compactación y evitar faltantes, se preparó un volumen final de 150 litros de sustrato por tratamiento.



Figura 7 Tamizado manual del aserrín crudo para la separación de partículas y formulación de los diferentes tratamientos granulométricos.



Figura 8 Proceso de llenado de los contenedores con aserrín crudo, asegurando una compactación ligera y uniforme del sustrato en cada tubete.

2.5.1 Preparación del Tratamiento Testigo.

Considerando que el presente trabajo pretende sustituir a la mezcla base del sistema tecnificado de producción de planta con peat moss, agrolita y vermiculita (60:20:20) por un sustrato compuesto totalmente de aserrín crudo, se utilizó esta mezcla siguiendo el

procedimiento tradicional de tres partes de peat moss una parte de agrolita y otra de vermiculita, en este caso por ser un experimento pequeño solo se preparó el material necesario para este trabajo. La fertilización del testigo se aplicó en una dosis de 4 kg m^{-3} de la mezcla del sustrato.

2.6 Fertilización

En los tres tratamientos constituidos totalmente de aserrín crudo, se agregó agua a máxima capacidad de retención de humedad, sin que escurriera, es decir a capacidad de contenedor, para probar esta cualidad, se agarra un puño de sustrato y debe mojar perfectamente la mano, pero sin escurrir, a continuación, se agregó fertilizante de liberación lenta (Multicote® 8, fórmula 18-6-12. Laboratorio productor, HAIFA MÉXICO, S.A. DE C.V.) en una dosis de 12 kg m^{-3} , y se mezcló durante al menos cinco volteos hasta obtener una mezcla homogénea, buscando que tuviera una cantidad de fertilizante similar en todas sus partes. Para el caso del testigo se utilizó una dosis de fertilización de 4 kg m^{-3} , y se mezcló hasta obtener una mezcla homogénea, siguiendo el mismo procedimiento que con los tratamientos de aserrín crudo.



Figura 9 Dosificación gravimétrica del fertilizante de liberación lenta (Multicote®) para cada tratamiento.



Figura 10 Formulación del sustrato: combinación de los componentes (Aserrín, Fertilizante y Biofungicida) previo al mezclado



Figura 11 Insumos nutricionales utilizados en el experimento: fertilizante foliar de micronutrientes Micromax® (izquierda) y fertilizante de liberación lenta Multicote® (derecha) para la nutrición base.



Figura 12 Incorporación de los aditivos granulados (fertilizante y biofungicida) a la base de aserrín crudo antes del mezclado.

2.7 Germinación y crecimiento en vivero

La germinación de la semilla de *Pinus patula*, se realizó en los almácigos, que se encuentran dentro del vivero, los cuales se encuentran protegidos con malla sombra contra pequeños roedores y aves. La siembra se efectuó durante la primera quincena de febrero del 2021, a una profundidad de dos a cuatro veces el tamaño de la semilla, como lo recomiendan los manuales especializados en el tema (Bonner & Karrfalt, 2008), la germinación de las plántulas inició a los 10 días y el proceso se completó en las dos semanas posteriores. Una vez que la mayoría de las plántulas alcanzaron el "estado de cerillo", se realizó el trasplante a las charolas de 49 cavidades, con capacidad por cavidad de 130 cm³, este trasplante se realizó durante la primera quincena de marzo del mismo año.



FIGURA 13 Preparación de las unidades experimentales: llenado de los contenedores con el sustrato de aserrín



Figura 14 Llenado manual de las charolas con el sustrato de aserrín crudo ya formulado con sus aditivos.



Figura 15 Proceso de trasplante de las plántulas de *Pinus patula* desde el almácigo a los contenedores de producción.



Figura 16 Trasplante manual de las plántulas de *Pinus patula* en "estado de cerillo" a los tubetes con el sustrato de aserrín.



Figura 17 Plántulas de *Pinus patula* en la fase de establecimiento inicial, una semana después del trasplante a los tubetes con sustrato de aserrín.



Figura 18 Cepellón de *Pinus patula* extraído del tubete, mostrando la completa colonización del sustrato de aserrín por el sistema radicular



Figura 19 Vista panorámica del diseño experimental establecido en las camas de crecimiento del vivero.

2.8 Diseño experimental y método de muestreo

El número total de plantas por tratamiento fue de 196, por lo que considerando cuatro tratamientos se establecieron 784 plantas en total. Cada tratamiento se conformó por cuatro charolas con 49 tubetes cada una. La unidad experimental correspondió al tubete de cada planta, resultando en 49 repeticiones por tratamiento.

Para la selección de las muestras se tomaron tres plantas por charola mediante un muestreo dirigido. Se eligieron las plantas ubicadas en la zona central de cada charola, descartando las de los extremos, es decir, las de mayor y menor tamaño. De esta manera, se obtuvieron 12 muestras por tratamiento y un total de 48 muestras en todo el experimento.



Figura 20 Plantas de *Pinus patula* a los nueve meses de crecimiento en el vivero, mostrando la etapa final de desarrollo antes del muestreo.

2.9 Riegos

Los riegos fueron dirigidos con manguera de alta presión y se realizaron tres veces por semana a partir del trasplante para que la planta tuviera la humedad requerida para su óptimo desarrollo, cabe mencionar que los riegos eran diarios en algunas ocasiones del año pues algunos de los sustratos no retenían la humedad por mucho tiempo ya que eran demasiado porosos (estos son los tratamientos con partícula grande).

2.10 Control de enfermedades

Siguiendo el manejo estándar del Vivero del Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo, todas las plantas del experimento recibieron tratamientos preventivos y nutricionales complementarios.

Para el control de patógenos de raíz como *Pythium* y *Fusarium*, se aplicó el biofungicida comercial BACTIVAMR® en una dosis de $2 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ y a cada charola se le aplicaron 16 g de micorrizas. Este producto contiene una mezcla de microorganismos benéficos, principalmente especies del hongo *Trichoderma* y de la bacteria *Bacillus subtilis*. Adicionalmente, se utilizó este producto como bioestimulante radicular, ya que sus componentes promueven la producción de hormonas de crecimiento que mejoran el desarrollo del sistema de raíces (Tecnologías Naturales Internacional, 2024; Vij et al., 2022).

Para asegurar un aporte adecuado de micronutrientes, se realizó una fertilización foliar con el producto comercial Micromax^{MR}. Este fertilizante, que contiene elementos como hierro (2.6%), zinc (2.6%), manganeso (1.95%) y boro (0.97%), se aplicó en una dosis de $2 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ para prevenir posibles deficiencias no cubiertas por el fertilizante de liberación lenta (ICL, 2020).



Figura 21 Biofungicida BACTIVA^{MRS}



Figura 22 Medición de Micromax



Figura 23 Incorporación del biofungicida BACTIVA^{MRS} al aserrín crudo para el control preventivo de patógenos radiculares.

2.11 Medición de variables.

La medición de las variables se realizó en noviembre de 2021, a los nueve meses a partir del trasplante. Una vez que las plantas que constituyeron la muestra fueron seleccionadas, se continuó con la extracción de las plantas de la charola, separando el sustrato de las raíces. Las raíces fueron lavadas con agua corriente y se dejaron secar durante 15 minutos a la sombra. Se procedió a la toma de las siguientes variables: altura de la planta, medida con un flexómetro graduado a mm (TRUPER®) a partir del cuello de la raíz, y diámetro del cuello, medido con un calibrador digital electrónico (marca Calliper Electronic®, precisión ± 0.01 mm). Terminando esto, cada plántula fue seccionada en su parte aérea y raíz, cortando en el cuello de la planta. A continuación, las muestras fueron etiquetadas y colocadas en bolsas de papel rotuladas para asegurar su correcta identificación.



Figura 24 Plantas de *Pinus patula* de alta calidad a los nueve meses de crecimiento, listas para su establecimiento en campo.



Figura 25 Medición de la altura total de las plántulas de la muestra, desde el cuello de la raíz hasta la yema apical con flexómetro TRUPER®.



Figura 26 Sistemas radiculares de *Pinus patula* lavados y seccionados, preparados para la determinación de biomasa seca mediante secado en estufa.

Posteriormente, las muestras de la parte aérea y de la raíz fueron introducidas en una estufa de secado para eliminar su contenido de humedad. El proceso se llevó a cabo en el transcurso de cinco días, con monitoreo constante para asegurar que las muestras alcanzaran un peso constante, criterio que indica la eliminación total del agua y el final del proceso de secado (Jones Jr., 2001).

Más tarde, se llevó a cabo la actividad de pesar los ejemplares obteniendo dos variables; peso seco de la parte aérea y peso seco de la raíz. Estas mediciones se realizaron con la ayuda de una balanza analítica, graduada a milésimas de gramo, marca Citizen.



Figura 27 Determinación del peso seco de la parte aérea (biomasa) mediante el uso de una balanza analítica de precisión.

Durante el mes de diciembre del 2021 se realizó la digitalización de todos los datos obtenidos, que fueron los siguientes: altura y diámetro del cuello de la parte aérea, de las lecturas tomadas de la estufa de secado se obtuvieron el peso seco de la parte aérea y peso seco de la raíz, todos estos datos fueron pasados a tablas de Excel de acuerdo a cada tratamiento y repetición del experimento.

2.12 Variables de calidad de planta calculadas

2.12.1 Relación peso seco de parte aérea y peso seco de la raíz

De acuerdo con Thompson (1984) el peso seco de la parte aérea se refiere a la cantidad del tejido seco que se formó en la planta durante su crecimiento y se puede relacionar con la sobrevivencia en campo, debido a que es un indicador de la eficiencia fisiológica que tiene la planta en su desarrollo, mientras que el peso seco de la raíz refleja el comportamiento fisiológico que llevó la planta durante su crecimiento, este comportamiento se nota en la acumulación de materia seca; al observar la cantidad de tejido seco se puede identificar si fue fácil o difícil la absorción de nutrientes para la planta, entonces, la relación que ambas partes tienen es que a mayor peso seco de la raíz hubo mayor sobrevivencia en campo (Segura y García, 2000).

2.12.2 Índice de Robustez

Indicador que evalúa el grado de esbeltez de una planta, es decir, la relación entre su altura y el grosor de su tallo. Es un parámetro fundamental para predecir la resistencia de una planta al estrés mecánico durante el manejo, transporte y establecimiento en campo, así

como su capacidad para soportar el viento y la sequía inicial. Los criterios que se involucran para determinar este índice son únicamente la altura total de la planta (expresada en cm) y el diámetro de su tallo a la altura del cuello de la raíz (expresado en mm) (Rueda-Sánchez et al., 2012).

2.12.3 Índice de calidad de Dickson

Este indicador se utiliza para evaluar las diferencias morfológicas de las plantas y por ende, conocer el comportamiento que tuvieron en campo, por lo que es un excelente parámetro para definir la calidad de una planta. Dickson et al. (1960) mencionan los criterios que se involucran para determinar este índice son: altura, diámetro, peso seco de la raíz y peso seco de la parte aérea (Escobar-Alonso et al., 2019).

Este índice se calcula con la siguiente fórmula:

$$x = \frac{\text{Peso seco total (g)}}{\frac{\text{Altura (cm)}}{\text{Diámetro (mm)}} + \frac{\text{Peso seco aéreo (g)}}{\text{Peso seco raíz (g)}}}$$

-Donde X es igual al Índice de calidad de Dickson

El resultado de esta variable es importante ya que permite identificar el equilibrio fisiológico del brizal en relación a la parte aérea y de la raíz, es decir, expresa la distribución de la biomasa y la robustez.

2.13 Análisis Estadístico

Para determinar la existencia de diferencias significativas entre los tratamientos aplicados en este estudio, los datos se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) y a una prueba de comparación de medias de Tukey, utilizando el Sistema de Análisis Estadístico (SAS, por sus siglas en inglés).

RESULTADOS

2.14 Análisis de varianza

Con la finalidad de conocer la bondad de los tratamientos (abertura de malla) en el crecimiento de las plantas en vivero, se hizo un análisis de varianza a través de la comparación de las medias de Tukey, resultando que para la variable altura se presentó una diferencia significativa, para todos los tratamientos que involucraron el uso de mallas, resaltando que cuando se utilizaron las mallas con abertura 7.7 mm, 4.5 mm y 2.7 mm la diferencia fue significativa con respecto al tratamiento testigo. Los resultados obtenidos indican que en todos los tratamientos relacionados con la malla calibre se obtuvieron resultados significativos de una mayor altura con respecto al testigo, lo cual sugiere que para esta variable los tratamientos compuestos solamente con aserrín son mejores que el sustrato comercial (cuadro 3).

Sin embargo, para la variable diámetro los tratamientos que involucraron el uso de mallas, no presentaron diferencias significativas entre los calibres de malla, ni tampoco con respecto al tratamiento testigo. Para esta variable es importante señalar que, para los tratamientos compuestos totalmente de aserrín crudo, obtuvieron mayores valores que cuando se utilizaron sustratos importados, pero la diferencia fue no significativa (cuadro 3).

Con respecto a la variable peso seco de la parte aérea (PSA), sí presentó diferencias significativas en los tratamientos, que incluyeron los tratamientos de calibres de mallas, formándose los grupos A, AB y B, correspondiendo los dos primeros a los tratamientos donde se utilizaron sustratos compuestos totalmente de aserrín crudo, los cuales fueron superiores al tratamiento testigo, al cual correspondió a la letra B y representa al tratamiento con los valores más bajos de la variable peso seco de la parte aérea. Al igual que para la variable altura los tratamientos compuestos de aserrín crudo, superaron los valores obtenidos para el tratamiento testigo (cuadro 3).

En cuanto a la variable peso seco de la Raíz, no presentó diferencias significativas, correspondiendo a todos los tratamientos la letra A. Este mismo comportamiento se presentó en las variables índice de calidad de Dickson y en la relación peso seco de la parte aérea entre el peso seco de la raíz, correspondiendo en estos la misma letra por lo que no hubo diferencia significativa entre tratamientos. En la variable índice de calidad de Dickson es relevante resaltar que los tratamientos correspondientes a malla calibre, fueron numéricamente superiores al tratamiento testigo. Lo cual sugiere que los tratamientos

donde se utilizó solamente aserrín presentan valores mayores que el tratamiento correspondiente al peat moss, pero la diferencia entre tratamientos no fue significativa (cuadro 3).

Este mismo comportamiento se replicó para la variable peso seco total, donde de igual forma el mejor tratamiento resultó ser donde se utilizó la malla con abertura 4.5 mm con la letra A, seguido por los tratamientos de las mallas con abertura 7.7 mm y 2.7 mm a las cuales correspondieron las letras AB. Al igual que en la variable peso seco de la parte aérea, el tratamiento testigo obtuvo los valores más bajos para la variable peso seco total, a la cual fue asignada la letra B. Como se puede observar la tendencia de las variables, altura, peso seco de la parte aérea, y peso seco total, los tratamientos que incluyen solamente aserrín, superaron al tratamiento testigo. Las variables PSA/PSR e índice de calidad de Dickson (ICD), no presentaron diferencias significativas, correspondiendo a todos los tratamientos la letra A.

Finalmente, para la variable índice de Robustez; sí presentó diferencias significativas formándose tres grupos; A, AB y B. Nuevamente los mejores tratamientos correspondieron a las mallas con abertura 7.7 mm, 4.5 mm y 2.7 mm, superando nuevamente al tratamiento testigo, al que correspondió la letra B, donde se obtuvieron los valores más bajos para la variable índice de Robustez.

2.15 Comparación de tratamientos mediante la prueba de Tukey en el crecimiento de *Pinus patula* Schl. et Cham

Cuadro 3 Influencia del tratamiento (tamaño de la malla) en el crecimiento de *P. patula*

| INFLUENCIA DEL TRATAMIENTO (TAMAÑO DE LA MALLA) EN EL CRECIMIENTO DE <i>P. patula</i> | | | | | | | | |
|---|--------------|----------------|----------|----------|--------------|----------|----------|---------------|
| TRATAMIENTO (Abertura de la malla) | ALTURA cm | DIAMETRO mm | PSA g | PSR g | PST g | PSA/PSR | ICD | INDROB |
| 2.7 mm | 68.250 A | 0.658 A | 9.419 AB | 2.464 A | 11.884 AB | 4.032 A | 0.112 A | 106.082 AB |
| 4.5 mm | 73.250 A | 0.733 A | 10.535 A | 3.238 A | 13.774 A | 3.371 A | 0.133 A | 101.055 AB |
| 7.7 mm | 70.917 A | 0.633 A | 9.188 AB | 3.249 A | 12.437 AB | 2.945 A | 0.109 A | 112.921 A |
| TESTIGO | 60.417 B | 0.625 A | 7.861 B | 2.544 A | 10.407 B | 3.442 A | 0.104 A | 97.853 B |
| Dms | 7.3238 | 0.1096 | 2.3232 | 0.999 | 3.0538 | 1.1147 | 0.0356 | 14.745 |
| CV (%) | 9.850591 | 15.17986 | 23.03853 | 31.88727 | 23.10511 | 29.65947 | 28.39608 | 12.94721 |
| Nota: medias con la misma letra son estadísticamente iguales. | | | | | | | | |

2.15.1 Altura

El análisis de la variable altura revela diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos, como lo muestra la prueba de Tukey. Todos los tratamientos que utilizaron aserrín cernido (aberturas 2.7 mm, 4.5 mm y 7.7 mm) resultaron estadísticamente superiores al tratamiento testigo, conformando un único grupo estadístico superior (Grupo A).

Numéricamente, el tratamiento con la abertura de malla 4.5 mm alcanzó el mayor promedio con 73.250 cm, seguido por las mallas con abertura 7.7 mm (70.917 cm) y 2.7 mm (68.250 cm). Sin embargo, al compartir la misma letra (A), estas diferencias entre los tipos de abertura de malla no son estadísticamente relevantes. Por otro lado, el tratamiento testigo, con un promedio de 60.417 cm, fue estadísticamente inferior (Grupo B).

Estos resultados demuestran de manera contundente que el uso de aserrín crudo cernido, independientemente de la granulometría evaluada, promueve un mayor crecimiento en altura en *Pinus patula* en comparación con la mezcla comercial estándar a base de turba (Figura 28).

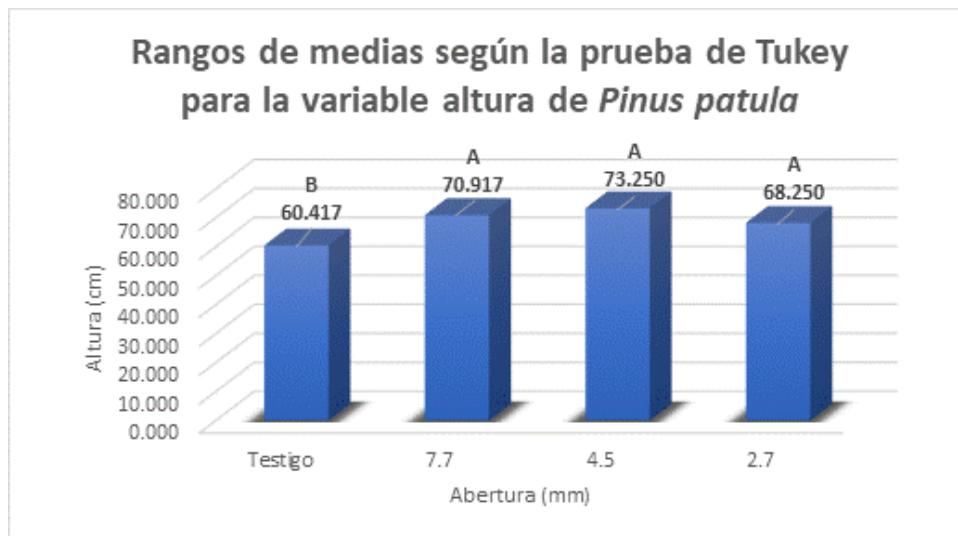


Figura 28 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Altura” de *Pinus patula*

2.15.2 Diámetro

Para la variable diámetro del cuello de la planta, la prueba de Tukey indica que no existen diferencias estadísticas significativas entre ninguno de los tratamientos evaluados (Figura 29). Todos los tratamientos, incluyendo el testigo, pertenecen al mismo grupo estadístico (Grupo A).

Aunque numéricamente el tratamiento de la malla con abertura de 4.5 mm presentó el mayor promedio (0.733 mm) y el testigo el menor (0.625 mm), esta variación no es estadísticamente relevante. Por lo tanto, se concluye que el tipo de sustrato no tuvo un efecto significativo en el desarrollo del diámetro de las plántulas bajo las condiciones de este estudio.

Es pertinente mencionar que tanto la altura como el diámetro de las plantas obtenidas en todos los tratamientos superaron los estándares operativos recomendados para el establecimiento de esta especie en campo, que es de 25-30 cm como alturas sugeridas.

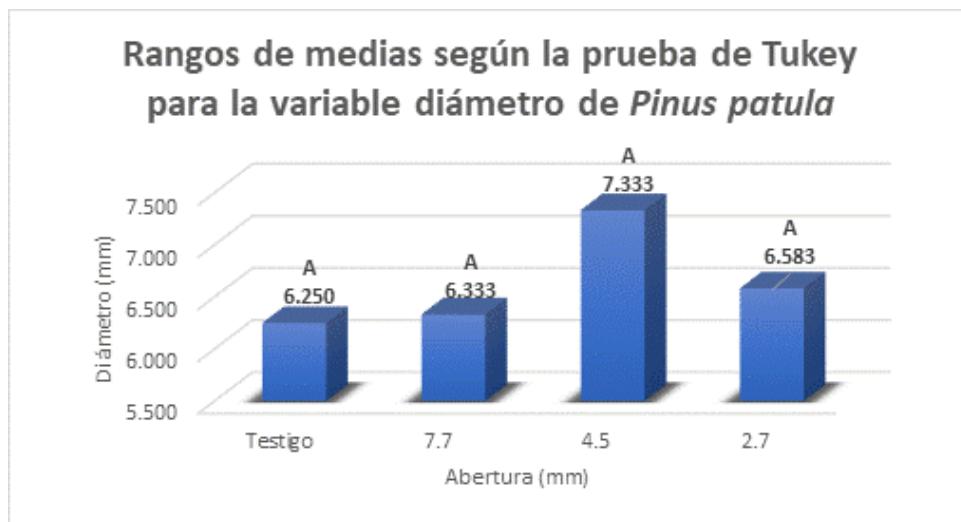


Figura 29 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Diámetro” de *Pinus patula*

2.15.3 Peso seco de la parte aérea

El peso seco de la parte aérea (PSA) mostró diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos, conformando tres grupos según la prueba de Tukey (Figura 30).

El tratamiento de la malla con abertura de 4.5 mm fue estadísticamente superior a todos los demás, alcanzando el mayor promedio de biomasa aérea con 10.535 g y conformando el grupo superior (Grupo A).

Los tratamientos con aberturas de malla 7.7 mm (9.188 g) y 2.7 mm (9.419 g) forman un grupo intermedio (Grupo AB). Estadísticamente, no son diferentes del tratamiento superior (abertura de 4.5 mm) ni del tratamiento inferior (testigo).

Finalmente, el tratamiento testigo produjo la menor acumulación de biomasa aérea con un promedio de 7.861 g, siendo estadísticamente inferior al tratamiento de la malla con abertura de 4.5 mm y conformando el grupo más bajo (Grupo B).

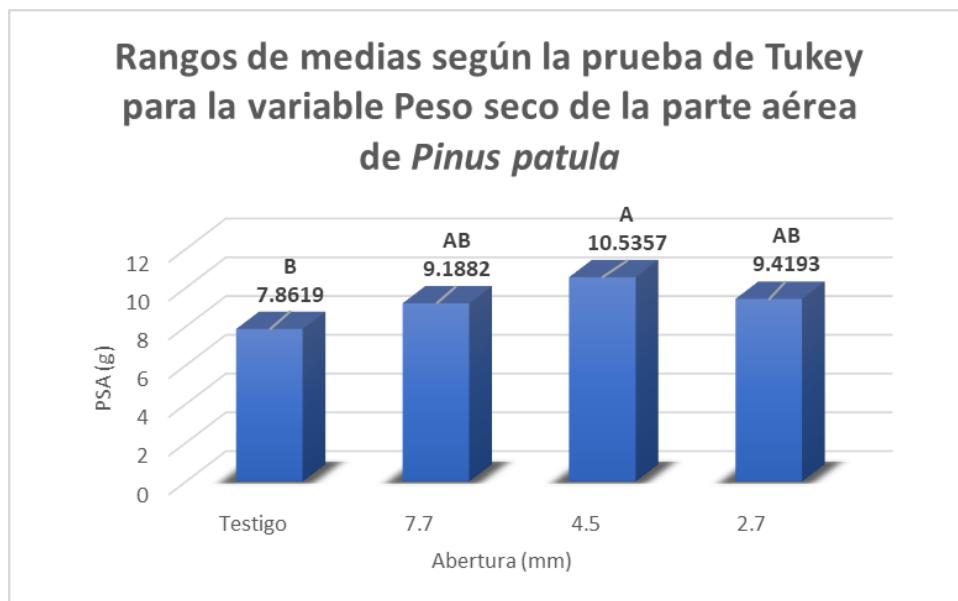


Figura 30 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Peso seco de la parte aérea” de *Pinus patula*

2.15.4 Peso seco de la raíz

Para la variable peso seco de la raíz (PSR), el análisis estadístico no reveló diferencias significativas entre ninguno de los tratamientos evaluados (Figura 31). La prueba de Tukey agrupa a todos los tratamientos en una única categoría estadística (Grupo A).

Numéricamente, los valores promedio oscilaron entre 2.464 g (abertura de malla 2.7 mm) y 3.249 g (abertura de malla 7.7 mm). A pesar de esta variación, desde el punto de vista estadístico, todos los sustratos, incluyendo el testigo (2.544 g), produjeron una biomasa radical comparable.

En cuanto al peso seco de la raíz, el hecho de que no existiera una diferencia estadística significativa entre los tratamientos es un resultado clave. Demuestra que el aserrín crudo cernido iguala el desempeño de la mezcla importada a base de turba, validando su uso como un sustituto eficaz que no compromete el desarrollo del sistema radicular.

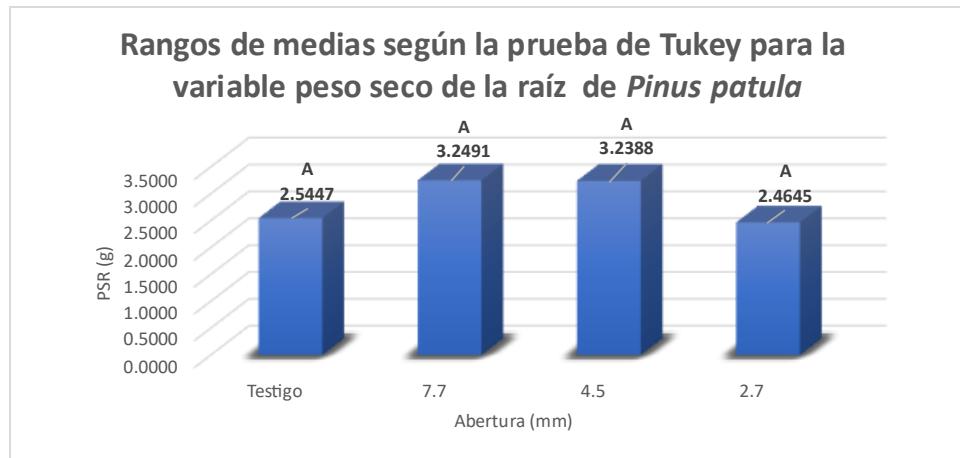


Figura 31 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Peso seco de la raíz” de *Pinus patula*

2.15.5 Peso seco total

La variable peso seco total (PST), que representa la biomasa total acumulada por la planta, presentó diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos (Figura 32):

El tratamiento con la abertura de malla de 4.5 mm fue estadísticamente superior, logrando la mayor acumulación de biomasa con un promedio de 13.774 g (Grupo A).

Los tratamientos con aberturas de malla 7.7 mm (12.437 g) y 2.7 mm (11.884 g) conformaron un grupo intermedio (Grupo AB), sin diferencias estadísticas significativas con el tratamiento superior (4.5 mm de abertura) ni con el inferior (testigo).

Finalmente, el tratamiento testigo registró el menor peso seco total con 10.407 g, resultado estadísticamente inferior al del tratamiento 4.5 mm de abertura y ubicándose en el grupo más bajo (Grupo B).

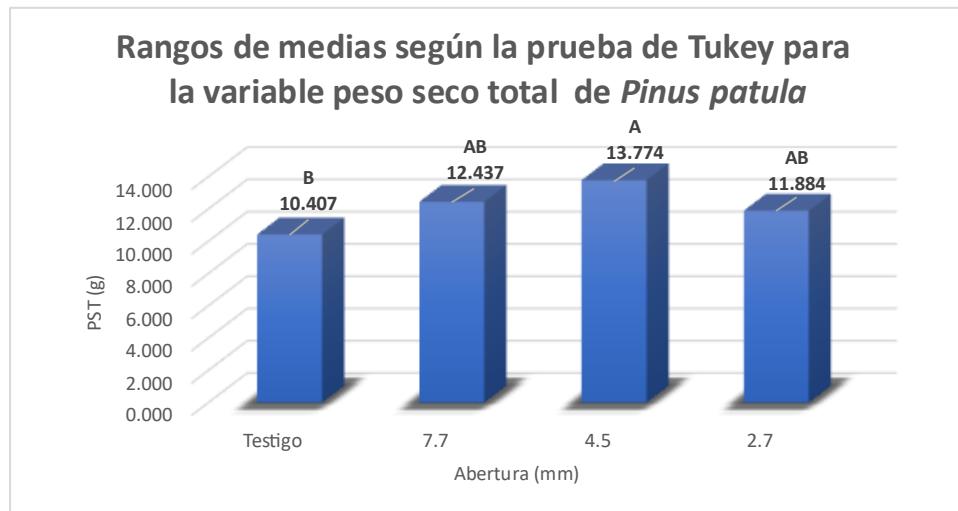


Figura 32 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Peso seco total” de *Pinus patula*

2.15.6 Relación del peso seco de la parte aérea y del peso seco de la raíz

Al analizar la relación entre el peso seco de la parte aérea y el peso seco de la raíz (PSA/PSR), la prueba de Tukey no encontró diferencias estadísticas significativas entre ninguno de los tratamientos (Figura 33).

Todos los tratamientos, con valores promedio que oscilaron entre 2.945 (abertura de malla 7.7 mm) y 4.032 (abertura de malla 2.7 mm), se agruparon en la misma categoría estadística (Grupo A). Por lo tanto, se concluye que, si bien existen variaciones numéricas en la distribución de la biomasa, estas no son lo suficientemente grandes como para ser estadísticamente relevantes bajo las condiciones de este estudio.

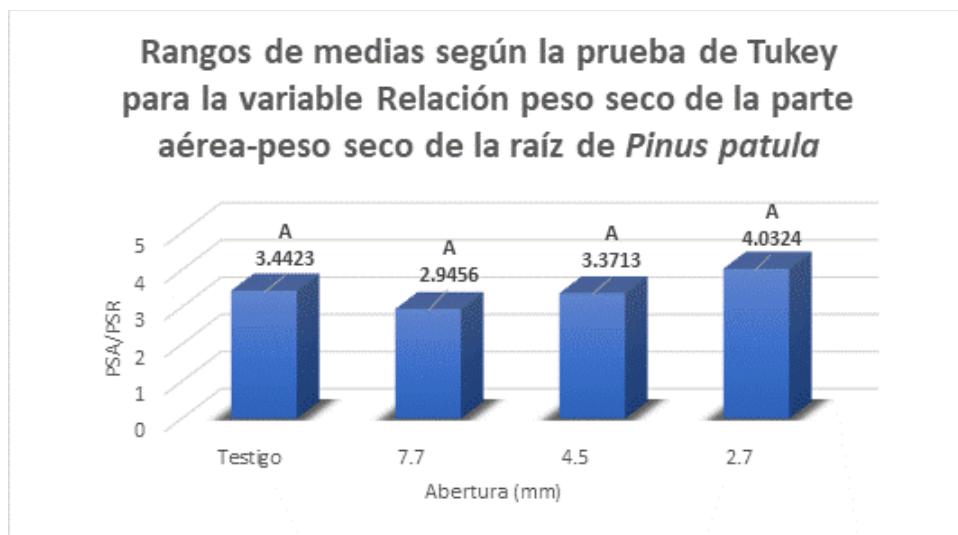


Figura 33 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Relación peso seco de la parte aérea-peso seco de la raíz” de *Pinus patula*

2.15.7 Índice de calidad de Dickson

Para el Índice de Calidad de Dickson (ICD), un indicador integral de la calidad de planta, el análisis estadístico no mostró diferencias significativas entre ninguno de los tratamientos (Figura 34).

A pesar de que los promedios numéricos variaron desde 0.104 en el tratamiento testigo hasta un máximo de 0.133 en el tratamiento de la malla con abertura de 4.5 mm, la prueba de Tukey agrupa a todos los tratamientos en la misma categoría estadística (Grupo A). Esto indica que, desde una perspectiva integral de calidad morfológica, todos los sustratos evaluados produjeron plantas de calidad comparable.

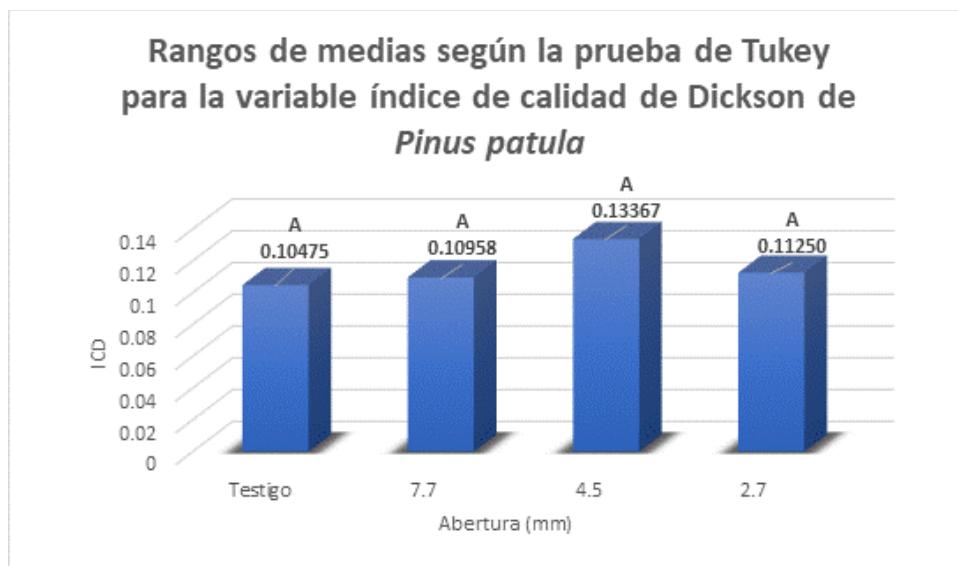


Figura 34 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Índice de calidad de Dickson” de *Pinus patula*

2.15.8 Índice de Robustez

El Índice de Robustez, que evalúa la esbeltez de la planta, presentó diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos, con la formación de tres grupos estadísticos (Figura 35):

El tratamiento de la malla con abertura de 7.7 mm produjo las plantas estadísticamente más robustas (menos esbeltas), con un valor promedio de 112.921 (Grupo A).

Los tratamientos con aberturas de malla 2.7 mm (106.082) y 4.5 mm (101.055) conformaron un grupo intermedio (Grupo AB), sin diferencias estadísticas significativas con el grupo superior (7.7 mm) ni con el inferior (testigo).

El tratamiento testigo produjo las plantas estadísticamente menos robustas (más esbeltas), con el valor promedio más bajo de 97.853, ubicándose en el grupo inferior (Grupo B).

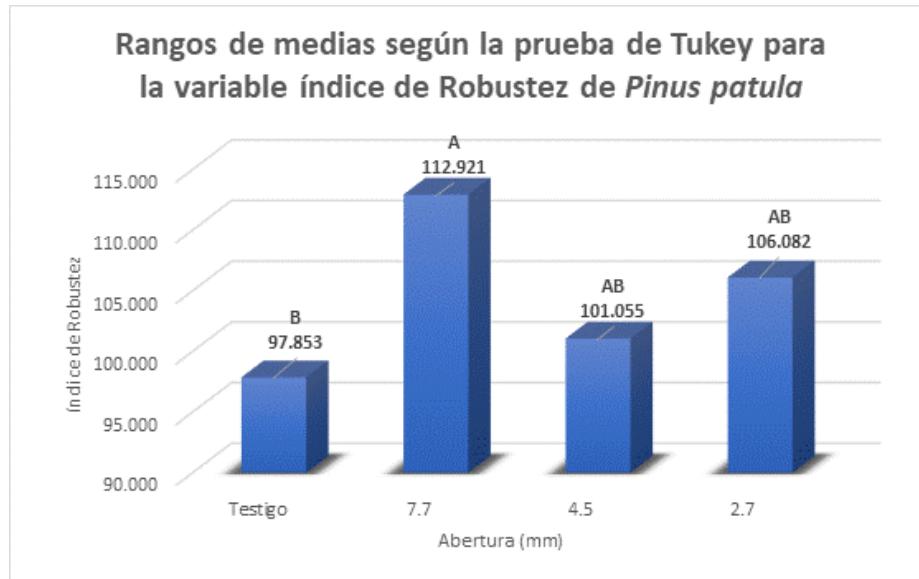


Figura 35 Rangos de medias según la prueba de Tukey para los tratamientos de la variable “Índice de Robustez” de *Pinus patula*

DISCUSIÓN

Los resultados de este estudio corroboran la hipótesis planteada al inicio de este ensayo, demostrando que es posible producir planta de *Pinus patula* de alta calidad en un sustrato compuesto 100% de aserrín crudo, superando incluso al sustrato testigo basado en la mezcla tradicional, en la cual autores como Landis et al. (1990) y Arriaga et al. (1994) establecen que el mejor sustrato para germinar semillas forestales en vivero, es la mezcla de peat moss, agrolita y vermiculita, además en la revisión de literatura realizada, encontramos que el aserrín retrasa la germinación de semillas de hortalizas, pero acelera la germinación de pino (Mateo, 2011). En el presente trabajo se demuestra que el aserrín crudo cumple con las características esenciales para fungir como sustrato en la producción de planta forestal en vivero. Este hallazgo no solo valida al aserrín como una alternativa viable, sino que también lo posiciona como un material potencialmente superior, mientras que se realice un manejo adecuado.

El éxito de los resultados altamente positivos del aserrín se atribuye, en primera instancia, a sus propiedades físicas, las cuales fueron optimizadas mediante el tamizado. Este suceso puede atribuirse a sus excelentes propiedades, como la alta porosidad total (78-84%) y una capacidad de retención de agua favorable (45-55%), como lo documentaron Mateo (2011) y De Boodt & Verdonck (1972). Al tamizar al aserrín, se logró una mejor manipulación del tamaño de partícula, así como la obtención del mejor crecimiento de las plántulas en vivero; en este caso el mejor tratamiento fue el de la abertura 4.5 mm, donde el tamaño de partícula parece haber creado un equilibrio ideal entre la aireación y la retención de humedad, este mejor entorno para las raíces tuvo como resultado incrementos significativos observados en las variables de crecimiento, como la altura (73.25 cm) y el peso seco total (13.77 g), superando los valores obtenidos por Mejía (2007) quien al producir *Pinus patula* con diferentes porcentajes de aserrín crudo y diferentes dosis de fertilización, registró un crecimiento y biomasa menores, lo que confirma la efectividad del manejo aplicado en este estudio. Este resultado coincide con la investigación de Sánchez et al. (2021), quienes concluyeron que la distribución del tamaño de partícula es el factor más importante para proporcionar mayor cantidad de aire y mayor disponibilidad de agua en un sustrato.

El segundo factor clave del éxito fue la estrategia de fertilización; La aplicación de una dosis elevada de fertilizante de liberación controlada (12 kg m^{-3}) fue fundamental para controlar la inmovilización de nitrógeno, característica de sustratos con alta relación C/N (Binkley & Fisher, 2019). Esta estructura física, combinada con una fertilización adecuada para

compensar la inmovilización de nitrógeno (Heras-Marcial et al., 2023), creó un ambiente radicular mejor al del sustrato testigo. La estrategia anterior, es respaldada por Orozco-Gutiérrez et al. (2020), quienes demostraron que en sustratos de aserrín es necesario saturar la demanda microbiana de N para asegurar su disponibilidad para la planta.

Al comparar cuantitativamente la calidad de planta obtenida, los valores morfológicos de este estudio son notablemente superiores a los reportados en otras investigaciones con *Pinus patula*. En este estudio, el mejor tratamiento (abertura 4.5 mm), produjo plantas con una altura promedio de 73.25 cm y un diámetro de 7.33 mm. Estos resultados contrastan favorablemente con los obtenidos por Heras-Marcial et al. (2023), quienes, en su tratamiento con la dosis más alta de fertilización para la misma especie, reportaron alturas de 35.6 cm y diámetros de 4.0 mm a los 10 meses. La magnitud de la diferencia demuestra la gran eficacia del sistema de producción implementado.

En cuanto a la biomasa, siendo, quizás, el indicador más contundente del éxito del trabajo; las plántulas del tratamiento con aserrín crudo cernido en malla con abertura de 4.5 mm, alcanzaron un peso seco total de 13.77 g (10.53 g de parte aérea y 3.24 g de raíz). Estos valores son notablemente superiores a los reportados para plántulas de *Pinus patula* producidas en vivero, donde estudios recientes registran pesos secos totales promedio en el orden de aproximadamente 3.5 g bajo programas de fertilización y manejo convencionales (Paz et al., 2023). Esta importante acumulación de tejido sugiere una mayor eficiencia fotosintética y reservas energéticas, y, fundamentalmente, un sistema radical con la masa y estructura observadas es un predictor confiable de mayor capacidad de anclaje, absorción de agua y nutrientes, y por ende de mejor probabilidad de supervivencia y establecimiento tras el trasplante (Thompson, 1984). Aunque las condiciones experimentales (duración, manejo y diseño) varían entre estudios, la magnitud de la diferencia con valores reportados para *P. patula* respalda la hipótesis de que el sustrato de aserrín crudo (tamizado en malla con abertura de 4.5 mm), cuando se acompaña de una fertilización adecuada, puede mejorar sustancialmente la producción de biomasa en vivero para esta especie.

Respecto a los indicadores de calidad integral, el Índice de Calidad de Dickson (ICD) alcanzó un valor de 0.133 en el tratamiento más destacado (abertura de malla 4.5 mm), un resultado sólido y aceptable, especialmente considerando la excepcional altura alcanzada, Pese a que el valor ideal para muchas coníferas es de 0.20 (Escobar-Alonso & Rodríguez-

Trejo, 2019). Por su parte, en la relación de peso seco aéreo/peso seco raíz se mantuvo en un rango fisiológicamente equilibrado para pinos de rápido crecimiento, lo cual es crucial para garantizar una buena capacidad de anclaje y absorción de agua al ser plantados en campo (Prieto-Ruiz et al., 2013).

Este estudio representa un avance significativo, al superar parámetros de crecimiento que duplican o triplican los reportados en otros estudios con sustratos alternativos, mientras se reemplaza totalmente la turba. Desde una perspectiva económica, la reducción de costos es evidente (Gómez-Ocampo et al., 2022). Ecológicamente, este enfoque promueve una economía circular al valorizar un residuo (Aguilar-Zambrano et al., 2019) y se evita la explotación de turberas (Clymo & Turunen, 2003). La hipótesis y objetivo planteados en este estudio, se corroboran de manera exitosa, estableciendo que es posible producir en vivero, planta forestal (*Pinus patula*) asegurando su desarrollo y calidad, en sustratos compuestos totalmente por aserrín crudo.

CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos se concluye que el uso de aserrín crudo como sustrato al 100% es una alternativa viable para la producción de planta de calidad de *Pinus patula*, obteniendo resultados estadísticamente superiores al sustrato comercial en variables de crecimiento determinantes como la altura y la biomasa total.

El manejo de las propiedades físicas del aserrín mediante tamizado es un factor determinante para el éxito. El tratamiento con la malla con abertura de 4.5 mm fue el que consistentemente produjo los mejores resultados, obteniendo los valores numéricos más altos en 5 de las 8 variables evaluadas, incluyendo altura, biomasa aérea y biomasa total.

Para un vivero que desee adoptar esta metodología, se recomienda emplear aserrín crudo fresco, cernido con una malla con abertura 4.5 mm, e incorporar un fertilizante de liberación lenta en una dosis de 12 kg m⁻³. Esta dosis es crucial para compensar la inmovilización de nitrógeno causada por la alta relación C/N del aserrín y garantizar un desarrollo óptimo de la planta.



Figura 36 Planta de *Pinus patula* de alta calidad producida en el tratamiento de aserrín malla con abertura de 4.5 mm, destacando un cepellón firme, bien estructurado y con abundantes raíces activas.

ANEXO

2.15.9 GLOSARIO

Aserrín crudo: Aserrín obtenido recientemente en el proceso de aserrío y que no ha sido sometido a ningún tratamiento químico o físico (Mateo, 2016).

Serótino: Que se abre o madura después de un largo período, o por acción de eventos extraordinarios, como el fuego en algunos conos de pinos (CONAFOR, 2022).

Meristemos: Los meristemos son grupos de células indiferenciadas responsables del crecimiento permanente de las plantas debido a que tienen una alta capacidad de división celular. Los árboles crecen en altura y en grosor. Esto se debe a la presencia de tejidos de crecimiento, llamados meristemos (CONAFOR, 2022).

Propágulo: En biología es un tipo de germen, parte o estructura de un organismo, producido sexual o asexualmente, capaz de desarrollarse de manera separada para dar lugar a un nuevo organismo idéntico al que lo formó (CONAFOR, 2022).

Latencia: Periodo de reposo de la semilla, aunque se encuentre en condiciones óptimas de temperatura y humedad. Las causas se deben a la existencia de un periodo cronológicamente regulado de interrupción del crecimiento y de disminución del metabolismo durante el ciclo de vida. No confundir con quiescencia, que es el reposo o reducción del metabolismo a causa de la falta de agua, por lo que no ocurre la germinación (CONAFOR, 2022).

Estratificación: Es un tratamiento pre germinativo para semillas en letargo, en el cual las semillas embebidas de agua son sometidas a un periodo de enfriamiento para que se presente la posmaduración del embrión y así eliminar esta latencia (CONAFOR, 2022).

Cuando se habla de especies sin nombre, se utiliza la abreviatura “sp.” para referirse a una sola especie sin nombre, mientras que “spp.” después de un género se refiere a más de una especie sin nombre (Cibic, 2017).

LITERATURA CITADA CAPÍTULO 2

Abad, M., Noguera, P., & Bures, S. (2001). National inventory of organic wastes for use as growing media for ornamental potted plant production: Case study in Spain. *Bioresource Technology*, 77(2), 197–200. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(00\)00154-9](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(00)00154-9)

Abad, M., Noguera, P., & Bures, S. (2005). Physical-chemical and chemical properties of materials for use as substrates. *Acta Horticulturae*, 697, 77-87.

Aguilar-Zambrano, V., Osorio-Hernández, E., & Cruz-Sánchez, J. (2019). Valorización de residuos de la industria maderera para la producción de sustratos hortícolas: Un enfoque de economía circular. *Revista de Ciencias Ambientales*, 53(2), 115-130.

Aguilera-Rodríguez, M., Aldrete, A., González-Rosales, VM, & Ordaz-Chaparro, VM (2016). Producción de *Pinus greggii Engelm.* en sustratos a base de aserrín. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 7(37), 91-104. (Esta es la clave de referencia que ya tenías y que hemos usado para la comparación numérica).

Arriaga, V., Cervantes, V. & Vargas-Mena, A. (1994). Manual de Reforestación con Especies Nativas: Colecta y Preservación de Semillas, Propagación y Manejo de Plantas. SEDESOL / INE – Facultad de Ciencias UNAM.

Binkley, D., & Fisher, R. F. (2019). *Ecology and management of forest soils* (5th ed.). John Wiley & Sons.

Bonner, F. T., & Karrfalt, R. P. (Eds.). (2008). *The woody plant seed manual (Agriculture Handbook 727)*. U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Bunt, A. C. (1988). *Media and Mixes for Container-Grown Plants: A Manual on the Preparation and Use of Growing Media for Pot Plants*. Unwin Hyman.

Cibic Laboratorios. (2017, 23 de agosto). Nomenclatura bacteriana: ¿Qué quiere decir "sp"? Cibic. <https://www.cibic.com.ar/laboratorios-bioquimicos/nomenclatura-bacteriana-que-quiere-decir-sp>

Clymo, RS, y Turunen, J. (2003). Turberas y el ciclo global del carbono. *Ciencia*, 302(5649), 1332-1333.

Comisión Nacional Forestal. (2022). Glosario forestal. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/conafor/documentos/glosario-forestal>

CONAGUA. (s.f.). Información climatológica de la Estación 00021140 CHIGNAGUAPAN. Servicio Meteorológico Nacional.https://smn.conagua.gob.mx/tools/RESOURCES/Normales_Climatologicas/Med-Extr/pue/medex21140.txt

De Boodt, M., & Verdonck, O. (1972). The physical properties of the substrates in horticulture. *Acta Horticulturae*, 26, 37–44. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1972.26.5>

Dickson, A., Leaf, A. L., & Hosner, J. F. (1960). Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. *The Forestry Chronicle*, 36(1), 10–13.

Escobar-Alonso, S., & Rodríguez-Trejo, D. A. (2019). Estado del arte en la investigación sobre calidad de planta del género *Pinus* en México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10(55), 4–38. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i55.558>

Gómez-Ocampo, C., Macías-Duarte, R., & Valenzuela-Núñez, LM (2022). Análisis de costos y rentabilidad de sustratos en viveros forestales del noroeste de México. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 9(1), 45-56.

Guzmán Morales, N. (2017). Uso de sustratos orgánicos y fertilizantes de liberación controlada en la producción de *Pinus patula* en vivero [Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados].

Handreck, K. A., & Black, N. D. (2002). *Growing media for ornamental plants and turf* (3rd ed.). University of New South Wales Press.

Heras-Marcial, M., Aldrete, A., Gómez-Guerrero, A., & Rodríguez-Trejo, D. A. (2023). Influencia de la fertilización en la supervivencia y crecimiento de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. & Cham. en vivero y campo. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 29(1), 3-14. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2022.03.019>

Hernández Ríos, R. M., López García, J. A., & Ramírez Hernández, B. C. (2010). Evaluación física y química de sustratos alternativos para la producción de plantas en vivero. Universidad Autónoma Chapingo, Departamento de Suelos. Tesis de licenciatura.

ICL. (2020). Micromax® Micronutrients product information sheet. ICL Specialty Fertilizers.<https://icl-growingsolutions.com/en-us/ornamental-horticulture/products/micronutrients-micromax/>

Instituto Nacional de Estadística y Geografía. (2009). Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. Chignahuapan, Puebla. https://www.inegi.org.mx/contenidos/app/mexicocifras/datos_geograficos/21/21053.pdf

Jones Jr., J. B. (2001). Laboratory guide for conducting soil tests and plant analysis. CRC Press.

Juárez-Mirón, F., López-López, M. Á., & Estañol-Botello, E. (2021). Curvas de abastecimiento nutrimental y concentraciones críticas nutrimentales para *Pinus patula* Schl. et Cham. en etapa de vivero. *Terra Latinoamericana*, 39, e851. <https://doi.org/10.28940/terra.v39i0.851>

Landis, T. D., Tinus, R. W., McDonald, S. E., & Barnett, J. P. (1990). The Container Tree Nursery Manual. Volume 2: Containers and Growing Media. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Agriculture Handbook 674.

Landis, T. D., Tinus, R. W., McDonald, S. E., & Barnett, J. P. (1994). The Container Tree Nursery Manual, Vol. 4, Seedling Nutrition and Irrigation. U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Mateo, J. J. (2011). Experiencias en el uso del aserrín crudo en viveros forestales. Ejido Peñuelas Pueblo Nuevo.

Mateo, S. (2002). Potencial del aserrín como alimento para rumiantes y sustrato para plantas (Tesis de Doctorado). Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

Mejía Soto, J. J. (2007). Producción de *Pinus patula* Schl. et Cham. en sustratos a base de aserrín crudo y dosis de fertilización (Tesis). Instituto de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. <https://dspace.uaeh.edu.mx/server/api/core/bitstreams/4a899f37-d91a-43d1-bd93-aca13d05759c/content>

Orozco-Gutiérrez, G., Rueda-Sánchez, A., & Prieto-Ruiz, J. Á. (2020). Dosis de fertilización de liberación controlada en sustratos a base de aserrín para la producción de *Pinus douglasiana*. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 11(60), 108-129.

Paz Paz, M., Rodríguez-Trejo, D. A., Villanueva-Morales, A., & Borja De la Rosa, M. A. M. (2023). Fertilización, calidad de planta y supervivencia en campo de *Pinus* spp. en Ixtlán de Juárez, Oaxaca. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 14(76), 71-92.

Prieto-Ruiz, J. Á., García-Rodríguez, J. L., Mejía-Bojórquez, J. M., Huchín-Adolf, S., & Aguilar-Valdés, J. L. (2009). Producción de planta del género *Pinus* en vivero en clima templado frío (Publicación Especial No. 28). INIFAP.

Prieto-Ruiz, J. Á., Rueda-Sánchez, A., y Aldrete, A. (2013). Relación entre los atributos morfológicos y el rendimiento en campo de plántulas de pino cultivadas en vivero. *Nuevos bosques*, 44(5), 687-701.

Reyes, J. y Aldrete, A. (2018). Propiedades físicas de sustratos a base de madera y su efecto en la morfología radical de *Pinus pseudostrobus*. *Agrociencia*, 52(6), 843-856.

Rodríguez Laguna, R. (2010). Manual de prácticas de viveros forestales. Área Académica de Ingeniería Forestal, Instituto de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. <https://repository.uaeh.edu.mx/bitstream/items/9201f39e-c595-4276-9cab-617b5eae90d3>

Rueda-Sánchez, A., Benavides-Solorio, J. D., Saenz-Reyes, J. T., Prieto-Ruiz, J. A., & Orozco-Gutiérrez, G. (2012). Calidad de planta producida en los viveros forestales de Jalisco. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 3(14), 69-82. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11322012000600006

Sánchez, P., Fernández, M., & Noguera, P. (2021). Influencia de la distribución del tamaño de partícula de sustratos orgánicos en las propiedades hídricas y el crecimiento vegetal. *Revista de ciencia y biotecnología hortícola*, 96(4), 485-492.

Sánchez-Bayo, F., Tenkouano, A., & Bai, C. (2018). Impact of different sawdust particle sizes on composting process and compost quality. *Journal of Environmental Management*, 208, 98-106.

Sánchez-Córdova, T., Aldrete, A., Cetina-Alcalá, V. M., & López-Upton, J. (2008). Caracterización de medios de crecimiento compuestos por corteza de pino y aserrín. *Madera y Bosques*, 14(2), 41-49. DOI: 10.21829/myb.2008.1421211

Segura, M., & García, E. (2000). Evaluación de la calidad de plantas forestales producidas en vivero. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). México.

Tecnologías Naturales Internacional, S.A. de C.V. (2024). Ficha técnica – BactivaMR. <https://www.bactiva.com/pdf/FT%20Bactiva.pdf>

Thompson, B. E. (1984). Seedling morphological evaluation: what you can tell by looking. In Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major tests (pp. 59-71). Forest Research Laboratory, Oregon State University.

Vargas-García, V., Suarez-Espinosa, J., López-Martínez, M., & Ferrera-Cerrato, R. (2015). Uso y manejo de sustratos en viveros. Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes, 66, 88-96.

Vargas-Hernández, JJ, & Almeyda, A. (2019). Fertilizantes de liberación controlada para la producción de plántulas de ciclo largo de coníferas tropicales en viveros. Revista de nutrición vegetal,42(14),

Vij, S., Sharma, N., Sharma, M., Mohanta, T. K., & Kaushik, P. (2022). Application of *Trichoderma viride* and *Pseudomonas fluorescens* to cabbage (*Brassica oleracea* L.) improves both its seedling quality and field performance. Sustainability, 14(13), 7583. <https://doi.org/10.3390/su14137583>