

Cepas nativas de *Trichoderma* para el control biológico de *Fusarium* en condiciones de vivero

Título corto: Control biológico de *Fusarium* mediante *Trichoderma*

Eliadora Cruz-Cantú¹ (<https://orcid.org/0000-0003-4043-4295>)

Arnulfo Aldrete^{1*} (<https://orcid.org/0000-0002-6995-8490>)

Víctor D. Cibrián-Llenderal¹ (<https://orcid.org/0000-0003-1999-8520>)

Manuel Aguilera-Rodríguez² (<https://orcid.org/0000-0002-7071-3730>)

Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Posgrado en Ciencias Forestales. km 36.5 carretera México-Texcoco, Montecillo. C. P. 56264. Texcoco, Estado de México, México.

Universidad Autónoma Chapingo, División de Ciencias Forestales. km 38.5 carretera México- Texcoco. C. P. 56230. Texcoco, Estado de México, México.

*Corresponding author: aaldrete@colpos.mx

Resumen

Introducción. La producción de planta en viveros forestales enfrenta fuertes problemas fitosanitarios por la presencia de hongos del género *Fusarium* que provocan déficit y marchitez en las plantas.

Objetivo. Evaluar el efecto de siete cepas nativas de *Trichoderma* spp. en el control biológico de *Fusarium oxysporum* Schltdl. y en el crecimiento de *Pinus oocarpa* Schiede ex Schltdl. durante la producción en vivero.

Materiales y métodos. Se probaron ocho tratamientos organizados al azar con cuatro repeticiones cada uno. Se emplearon cepas nativas de *Trichoderma asperellum* (Ta64, Ta67 y Ta97), *T. paratroviride* (Tp82 y Tp88), *T. martiale* (Tm69), *T. tomentosum* (Tt33) y un tratamiento control sin cepa del hongo antagonista. La incidencia se evaluó a través del porcentaje de plantas con síntomas de *F. oxysporum*. Los datos morfológicos de 288 plantas sanas extraídas al azar de los ocho tratamientos se registraron y se analizaron con ANDEVA y prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Resultados. El tratamiento control mostró el mayor porcentaje de incidencia del patógeno con 53 %, mientras que los tratamientos inoculados con cepas nativas variaron entre 27 y 46 %. Con las cepas nativas se lograron resultados satisfactorios en calidad de planta de acuerdo con los índices morfológicos evaluados.

Conclusión. La cepa Tt33 (*T. tomentosum*) fue la más efectiva, ya que redujo la presencia del patógeno hasta 50 % con respecto al testigo y promovió el mayor crecimiento en plantas.

Palabras clave: Antagonismo, *Fusarium oxysporum*, *Pinus oocarpa*, *Trichoderma tomentosum*, vivero forestal.

Recibido: 17 de diciembre, 2024

Aceptado: 17 de diciembre, 2025

Introducción

La extensión de bosque en México incluye 138.7 millones de hectáreas (71 % del territorio nacional), las cuales albergan gran biodiversidad y proporcionan bienes y servicios ambientales (Comisión Nacional Forestal [CONAFOR], 2023). No obstante, con el paso del tiempo, el país ha afrontado serios problemas ecológicos como deforestación, plagas y enfermedades, incendios forestales, tala clandestina, pérdida de biodiversidad y procesos de degradación de suelos (CONAFOR, 2023; Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura [FAO], 2020). Para reducir esta problemática se han implementado programas de reforestación y restauración. Entre los árboles empleados se han registrado 40 especies forestales, de las cuales 16 pertenecen al género *Pinus*. Las especies más frecuentes son: *Pinus devoniana* Lindl., *P. pseudostrobus* Lindl., *P. leiophylla* Schiede ex Schltdl. & Cham., *P. engelmannii* Carrière y *P. oocarpa* (CONAFOR, 2023). De acuerdo con la CONAFOR (2022), durante el periodo 2020-2021, la producción de plantas en viveros se estableció principalmente con *Cupressus lusitanica* Mill. (37 %), *Pinus greggii* Engelm. (12 %), *P. devoniana* (10 %), *P. oaxacana* Mirov (8 %) y *P. oocarpa* (4 %).

En México, *P. oocarpa* es una de las especies forestales preferidas para reforestación por su amplia distribución geográfica y potencial económico, ya que la madera se destina para aserrío, chapa, triplay, construcción, leña y producción de resina (Fabián-Plesníková et al., 2020; Flores-Garnica & Reyes-Cárdenas, 2019).

Entre los desafíos fitosanitarios más críticos durante los procesos de producción de planta en vivero destacan diversas especies de hongos patógenos causantes de *Damping-off*; los síntomas son marchitamiento, estrangulación vascular, pudrición de raíces y muerte de la planta (García-Díaz et al., 2019; Zas & Sampedro, 2015). Del conjunto de hongos patógenos, los géneros predominantes son *Pythium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Botrytis* y *Fusarium*. Las especies de este último existen de manera natural en todos los continentes y son las que más afectan a las coníferas en vivero y en campo (Flores-Pacheco, 2017). La infección de *Fusarium* en el hospedante se manifiesta como marchitez de acículas, cambio de la tonalidad de follaje normal a tonos amarillentos a rojizos y, en algunos casos, deja los brotes sin follaje e induce finalmente la muerte de la planta (Gutiérrez-Flores et al., 2022; Patel et al., 2022; Yao et al., 2023).

En los últimos años, los viveristas, silvicultores y agricultores se han mantenido en lucha constante contra las plagas y enfermedades, mediante el combate del agente causal para la reducción de su impacto a gran escala (Zas & Sampedro, 2015). Al respecto, en viveros y en plantaciones forestales de México, se han utilizado fungicidas de manera excesiva para la inhibición de hongos del suelo. Estos productos están diseñados para el sector agrícola y no para el forestal, por lo que se hacen adaptaciones para su aplicación, incluidas las dosis según la especie (Gutiérrez-Flores et al., 2022). Ante esta situación, es conveniente reducir el uso excesivo de fungicidas y fomentar el uso de agentes de biocontrol (Gutiérrez-Flores et al., 2022), los cuales pueden actuar de manera conjunta a través de diversos mecanismos como la competencia por espacio y nutrientes, parasitismo y resistencia inducida en las plantas (Ceballos-Chávez et al., 2021; Kumar et al., 2021; Liu et al., 2019).

Los hongos antagonistas requieren condiciones de temperatura, humedad y pH específicos; sin embargo, pueden sobrevivir en condiciones diversas y extremas, ya que se adaptan al ambiente y persisten durante largos periodos (Argumedo-Delira et al., 2009; Nandini et al., 2021). Las especies del género *Trichoderma* son los hongos antagonistas más empleados, ensayados y comercializados a nivel mundial para el biocontrol de especies de hongos fitopatógenos con origen en el suelo (Alfiky & Weisskopf, 2021; Larios-Larios et al., 2019). En este contexto, la presente investigación tuvo como objetivo evaluar el efecto de siete cepas nativas de *Trichoderma* spp. en el control biológico de *Fusarium oxysporum* Schltdl. y en el crecimiento de *P. oocarpa* durante la producción en vivero.

Materiales y métodos

Área de estudio y material vegetal

El experimento se estableció en el invernadero de la División de Ciencias Forestales (DICIFO) en la Universidad Autónoma Chapingo (UACH) en Texcoco, Estado de México (19° 29' 36" N y 98° 53' 38" O) a una altitud de 2 255 m.

Las semillas de *P. oocarpa* fueron donadas por personal del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) del Estado de México, mismas que se recolectaron en el ejido San Gabriel Cuentla, Estado de México.

Manejo de semillas y siembra

Las semillas de *P. oocarpa* se remojaron durante 24 h, se desinfectaron con hipoclorito sódico comercial (Cloralex®) al 5 % durante 10 min y se enjuagaron dos veces en agua limpia. El 22 de marzo de 2023 se sembraron dos semillas por cavidad a una profundidad aproximada de 0.5 cm. Se utilizaron 32 charolas de plástico negro con 25 cavidades intercambiables (tubetes) de 220 mL. El sustrato consistió en una mezcla compuesta por turba de musgo (*peat moss*), perlita y vermiculita en proporción 3:1:1 (v/v), complementado con 8 g·L⁻¹ de fertilizante Multicote® Agri (8) 18-6-12 (N-P-K) de liberación controlada (8-9 meses). Durante el proceso de germinación se aplicaron riegos ligeros diarios; tras la emergencia, se espaciaron cada tercer día. Un mes después se realizó el aclareo dejando una plántula por cavidad.

Inoculación del antagonista

Las cepas de *Trichoderma*, almacenadas en medio sólido a base de arroz, se aislaron a partir de muestras recolectadas en varios estados de la República Mexicana (Moreno-Delgadillo, 2023). Las especies utilizadas fueron: *T. asperellum* (Ta64, Ta67 y Ta97), *T. paratroviride* (Tp82 y Tp88), *T. martiale* (Tm69) y *T. tomentosum* (Tt33).

La inoculación se realizó en dos aplicaciones: el 20 de junio de 2023 en plantas de dos meses y la segunda 15 días después (4 de julio de 2023). Para ello, se preparó una suspensión de esporas a partir de 1 g de arroz colonizado disuelto en 10 mL de agua purificada. Los conidios se cuantificaron con un hemocitómetro bajo microscopio, aplicando la fórmula de Tuite (1969) para obtener el número de esporas por mL. La suspensión se ajustó a una concentración de 2.5×10^5 UFC·mL⁻¹ recomendado por Alfenas y Mafia (2016).

La cantidad de arroz necesaria para cada tratamiento se calculó con la ecuación de dilución de Harris (2007):

$$V_i = \frac{V_f * C_f}{C_i}$$

donde,

V_i = valor desconocido

C_i = concentración inicial (conocida en el conteo inicial)

V_f = volumen final de agua

C_f = concentración final deseada (según el estudio a realizar)

La cantidad correspondiente de arroz se pesó en una balanza analítica (PRECISA BJ 4100D) y se diluyó en 5 L de agua purificada. Después, cada planta (100 plantas por tratamiento) recibió 50 mL de la suspensión estandarizada de esporas (**Cuadro 1**) en la base del tallo en cada uno de los tubetes.

Cuadro 1. Estandarización de las cepas de *Trichoderma* a una concentración de 2.5×10^5 UFC·mL⁻¹ para los tratamientos de inoculación en plantas de *P. oocarpa* de dos meses.

| Tratamiento | Especie | Cepa | Arroz con esporas (g) |
|-------------|-------------------------|------|-----------------------|
| T2 | <i>T. asperellum</i> | Ta97 | 33.6 |
| T3 | <i>T. paratroviride</i> | Tp82 | 29.5 |
| T4 | <i>T. martiale</i> | Tm69 | 31.0 |
| T5 | <i>T. asperellum</i> | Ta64 | 32.0 |
| T6 | <i>T. paratroviride</i> | Tp88 | 15.2 |
| T7 | <i>T. asperellum</i> | Ta67 | 20.2 |
| T8 | <i>T. tomentosum</i> | Tt33 | 4.7 |

Inoculación del patógeno

Se utilizó una cepa de *F. oxysporum*, donada por el Laboratorio de Entomología y Patología Forestal de la DiCiFo, la cual se aisló del vivero forestal Militar “Atlangatepec” de la Secretaría de la Defensa Nacional, ubicado en Atlangatepec, Tlaxcala (García-Díaz et al., 2017). Para asegurar la identificación del hongo como patógeno efectivo, el 8 de mayo de 2023 se realizó una prueba de patogenicidad en plantas de *P. oocarpa* de dos años y en plantas de almácigo de la misma especie en un ensayo separado del experimento principal.

Posteriormente, la inoculación en los tratamientos del experimento se realizó el 29 de junio de 2023 en plantas de tres meses de edad, ocho días después de la inoculación con el antagonista. Para preparar el inóculo se utilizaron siete cajas Petri con medio de cultivo PDA de ocho días de crecimiento y desarrollo de micelio a temperatura ambiente. A cada caja se agregaron 15 mL de agua purificada y una gota de Tween 80. Posteriormente, se raspó el micelio con un asa bacteriológica estéril, se hizo el conteo de esporas en el hemocitómetro bajo el microscopio LEICA CME (Tuite, 1969) y se ajustó la suspensión a 2.5×10^4 UFC·mL⁻¹. Las suspensiones se extrajeron con una jeringa y se diluyeron en 12 L de agua. Las plantas se regaron ligeramente previas a la inoculación,

después la solución con esporas se inyectó con una jeringa a una dosis de 15 mL en cada tubete (**Cuadro 2**). Esta actividad se realizó por la mañana y se tomaron medidas de protección con el uso de guantes para evitar el contacto directo con la piel.

Se evaluaron 800 plantas distribuidas en ocho tratamientos (100 plantas por tratamiento). El testigo fue inoculado solo con *F. oxysporum*, mientras que los tratamientos T2–T8 incluyeron *Fusarium* y una cepa distinta de *Trichoderma*. La unidad experimental fue de 25 plantas.

Cuadro 2. Tratamientos de inoculación con cepas de *Trichoderma* (2.5×10^5 UFC·mL⁻¹) como antagonistas del patógeno *Fusarium oxysporum* (2.5×10^4 UFC·mL⁻¹) en plantas de *Pinus oocarpa* de tres meses en vivero.

| Tratamiento | Tratamiento |
|-------------|--|
| T1 | <i>F. oxysporum</i> |
| T2 | Ta97 (<i>T. asperellum</i>) + <i>F. oxysporum</i> |
| T3 | Tp82 (<i>T. paratroviride</i>) + <i>F. oxysporum</i> |
| T4 | Tm69 (<i>T. martiale</i>) + <i>F. oxysporum</i> |
| T5 | Ta64 (<i>T. asperellum</i>) + <i>F. oxysporum</i> |
| T6 | Tp88 (<i>T. paratroviride</i>) + <i>F. oxysporum</i> |
| T7 | Ta67 (<i>T. asperellum</i>) + <i>F. oxysporum</i> |
| T8 | Tt33 (<i>T. tomentosum</i>) + <i>F. oxysporum</i> |

Incidencia de síntomas causados por *Fusarium oxysporum*

Durante 12 semanas (13 de julio al 28 septiembre del 2023) se registró el número de plantas enfermas de un total de 800 plantas evaluadas. La incidencia se evaluó mediante el número de plantas con síntomas visibles de marchitez con la fórmula siguiente:

$$\% \text{ de incidencia} = \frac{\text{Total de plantas enfermas}}{\text{Total de plantas evaluadas}} * 100$$

Reaislamiento del patógeno y agente antagónico

De acuerdo con los postulados de Koch, se seleccionaron plantas de los tratamientos que presentaron síntomas típicos por *F. oxysporum* para el reaislamiento del patógeno. Se obtuvieron segmentos de raíz que se desinfectaron por 1 min en hipoclorito sódico al 3 % y se enjuagaron tres veces con agua esterilizada. Los segmentos se sembraron en placas con medio PDA más sulfato de estreptomicina (0.05 mg), se sellaron con papel Parafilm, se etiquetaron con fecha y tratamiento correspondiente y luego se incubaron a temperaturas de 25 - 28 °C para el crecimiento del hongo, con el fin de confirmar que los síntomas observados en las plántulas fueron causados por el patógeno. Después de siete días de crecimiento, se identificó la presencia de *F. oxysporum* y *Trichoderma* spp.; posteriormente, se realizó la purificación y preservación de ambos hongos en aceite mineral (García-Díaz et al., 2019).

Evaluación morfológica

El experimento de la evaluación morfológica de plántulas de *P. oocarpa* se estableció en un diseño completo aleatorizado con ocho tratamientos (siete cepas antagónicas y un testigo). De cada tratamiento se seleccionaron al azar nueve plántulas sanas (seis meses

de edad) de la zona central de cuatro charolas (réplicas); es decir, 36 por tratamiento, que en total suman 288 plantas evaluadas.

El 11 de octubre del 2023 se extrajeron las plantas, se removió el sustrato de los cepellones de manera manual y se enjuagaron las raíces con agua limpia. Después de eliminar el exceso de humedad con papel absorbente, se midió la altura (cm) con una regla graduada desde el cuello de la raíz hasta el ápice de la planta y el diámetro del tallo (mm) con un vernier digital (TRUPER IP54 modelo CALDI-6MP).

Posteriormente, cada planta fue seccionada a nivel del cuello de la raíz, para separar parte aérea y radical; cada sección se colocó por separado en bolsas de papel estraza Kraft núm. 5, se etiquetó por tratamiento y repetición. Las muestras se secaron en una estufa SHEL LAB durante 72 h a 70 °C; posteriormente, cada muestra se pesó en una báscula analítica OHAUS Navigator™. Se obtuvieron los pesos secos de la parte aérea (PSA) y radical (PSR) y se calcularon las siguientes variables: relación PSA/PSR; índice de esbeltez [IE = altura (cm) / diámetro del cuello de la raíz (mm)]; índice de calidad de Dickson [ICD = PSTotal / ((altura / diámetro) + (PSA / PSR))].

La calidad de planta en viveros forestales se evaluó con la metodología propuesta por Sáenz-Reyes et al. (2010) para coníferas de crecimiento normal, quienes clasifican la calidad de los rasgos morfológicos de acuerdo con lo siguiente: altura = calidad alta (15.1-25 cm), media (12 – 15 cm), baja (<12 cm); IE = alta (< 6), media (6 - 8), baja (> 8); PSA/PSR = alta (1.5 – 2.0), media (2.1 - 2.5), baja (> 2.5) e ICD = alta (> 0.5), media (0.2 – 0.5) y baja (<0.2).

Análisis estadístico

Los datos de la evaluación morfológica de las plantas se analizaron mediante un análisis de varianza (ANDEVA) utilizando el procedimiento GLM del *software* estadístico SAS 9.4

(SAS Institute, 2002). Las diferencias significativas entre medias se determinaron con la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Resultados y discusión

Incidencia acumulada de plantas enfermas

Los primeros síntomas de marchitez se mostraron dos semanas después de la inoculación con *F. oxysporum*, en concordancia con lo reportado por Robles-Yerena et al. (2017), quienes observaron síntomas a los 15 días después de la aplicación de *F. solani* y *F. oxysporum*. De manera similar, García-Díaz et al. (2019) documentaron manifestaciones de *F. circinatum* a los 20 días, mientras que Ortega-Cerón et al. (2024) señalan que el síntoma de este patógeno se presentó en la semana 12.

En la primera semana posterior a la inoculación, solo el tratamiento T1 (testigo) tuvo plantas con síntomas de marchitez. En contraste, los tratamientos con *Trichoderma* spp. mostraron síntomas a partir de la segunda semana en los tratamientos T3, T5 y T6 y en la tercera semana en T2, T4 y T7. En T8 (*T. tomentosum*), los síntomas aparecieron hasta la quinta semana. Los síntomas iniciales observados con marchitez del brote apical cambiaron de tono amarillo a rojizo hasta la desecación total, descripción que coincide con la de otros autores (Gutiérrez-Flores, 2022; Ortega-Cerón et al., 2024; Patel et al., 2022).

Al finalizar la evaluación (12 semanas), el tratamiento T8, con *T. tomentosum* (Tt33), presentó la menor incidencia (27 %) y contrastó con el testigo (T1) que incrementó semanalmente hasta alcanzar 53 % de plantas enfermas (Figura 1). Estos valores se

encuentran por debajo de los obtenidos por García-Díaz et al. (2019), Robles-Yerena et al. (2017) y Ortega-Cerón et al. (2024), quienes señalan hasta 99 %, 100 % y 42 a 66 % de incidencia de *F. circinatum*, respectivamente, en los tratamientos testigo sin *Trichoderma*. Por otra parte, los tratamientos inoculados con *Trichoderma* spp. mostraron incidencias menores (27 a 46 %).

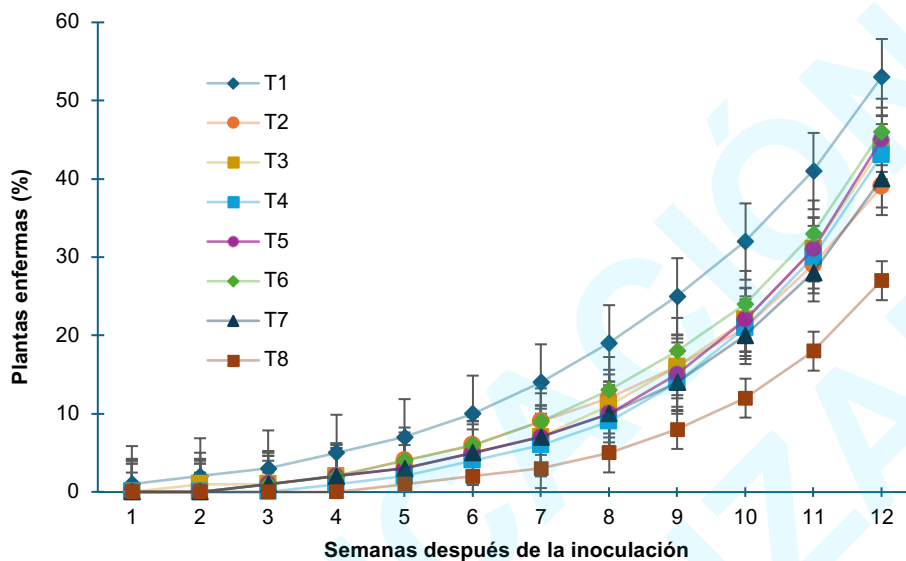


Figura 1. Incidencia acumulada de *Fusarium oxysporum* en plantas de *Pinus oocarpa* inoculadas con ocho cepas antagonicas (tratamientos) de *Trichoderma*: T1 sin *Trichoderma* (testigo), T2, T5 y T7 (*T. asperellum*), T3 y T6 (*T. paratroviride*), T4 (*T. martiale*) y T8 (*T. tomentosum*).

Evaluación morfológica

De acuerdo con la información presentada en el Cuadro 3, el ANDEVA indicó diferencias altamente significativas en la altura de las plantas ($p < 0.001$). La inoculación con cepas de hongos antagonistas promovió el crecimiento; las plantas del T8 (Tt33, *T.*

tomentosum) destacaron con una altura promedio de 23.76 cm en comparación con el testigo T1 que presentó la altura más baja (16.57 cm). Resultados similares obtuvieron Halifu et al. (2019) y Chagas Junior et al. (2024) al usar *Trichoderma* spp. en *Pinus sylvestris* L. y *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong, respectivamente.

En cuanto al diámetro, también se observaron diferencias significativas ($p = 0.0004$). Las plantas del tratamiento T2 (Ta97, *T. asperellum*) presentaron el valor más alto (7.36 mm) en contraste con las plantas del testigo y T6 (Tp88, *T. paratroviride*) que midieron 6.32 mm y 5.77 mm, respectivamente. Estos hallazgos concuerdan con los de Regliński et al. (2011), quienes reportaron aumentos en el diámetro y biomasa en *Pinus radiata* D. Don al emplear *T. atroviride*.

De acuerdo con el ANDEVA, el peso seco aéreo (PSA) mostró diferencias significativas ($p < 0.0001$), así como el peso seco radical (PSR, $p = 0.0018$). Las plantas inoculadas con T8 (*T. tomentosum*) obtuvieron el valor más alto (3.96 g) de PSA, aunque este fue estadísticamente similar al resto de los tratamientos, con excepción del testigo (2.68 g). Estudios como el de Yu et al. (2023), donde aplicaron *T. longibrachiatum* en *Pinus massoniana* Lamb., también señalan incrementos en altura y biomasa bajo estrés hídrico. En biomasa radical, *T. tomentosum* (T8, 1.43 g), *T. asperellum* (T5, 1.41 g) y *T. paratroviride* (T6, 1.34 g) mostraron los valores más altos. En general, todas las cepas mejoraron el desarrollo de plántulas de *P. oocarpa* respecto al testigo. Estos resultados son consistentes con los reportados por López-López et al. (2016), Donoso et al. (2008), Yu y Luo (2020) en especies de pino al aplicar *Trichoderma* spp.

Según los criterios de Sáenz-Reyes et al. (2010), todas las plantas evaluadas alcanzaron alturas clasificadas como calidad alta. No se encontraron diferencias significativas en la relación PSA / PSR ($p = 0.1092$) con valores promedio entre 2.55 y 2.99. Para el índice de esbeltez, el ANDEVA detectó diferencias significativas ($p = 0.0002$), donde T3 (Tp82, *T. paratroviride*) obtuvo el valor más alto (4.13), seguido de T6 (Tp88, *T. paratroviride*) y T7 (Ta67, *T. asperellum*). Por otro lado, el índice de calidad de Dickson (ICD) no presentó diferencias significativas entre tratamientos ($p = 0.3599$); sin embargo, T8 (Tt33, *T. tomentosum*), T4 (Tm69, *T. martiale*), T2 (Ta97, *T. asperellum*) y T5 (Ta64, *T. asperellum*) mostraron los valores más altos dentro del rango aceptable (0.74 – 0.87). Chagas Junior

et al. (2024) también reportaron incrementos en el ICD al aplicar *T. asperellum* en *E. contortisiliquum*.

De acuerdo con los estándares propuesto por Sáenz-Reyes et al. (2010), todos los tratamientos evaluados, incluido el testigo, produjeron plantas dentro de los rangos aceptables de robustez e índice de calidad de Dickson.

Cuadro 3. Rasgos morfológicos y de calidad en plantas de *Pinus oocarpa* después de seis meses de crecimiento inoculadas con cepas nativas de *Trichoderma* para el control de *Fusarium oxysporum*.

| Tratamientos | Diámetro (mm) | Altura (cm) | PSR (g) | PSA (g) | PSA/PSR | IE | ICD |
|--------------|------------------|------------------|----------------|---------------|---------------|-----------------|---------------|
| 1 (Testigo) | 6.32 ± 1.34 abc | 16.57 ± 2.87 d | 1.06 ± 0.40 b | 2.68 ± 0.86 b | 2.68 ± 0.85 a | 2.72 ± 0.69 c | 0.74 ± 0.29 a |
| 2 (cepa T97) | 7.36 ± 1.35 a | 21.40 ± 4.73 abc | 1.24 ± 0.29 ab | 3.56 ± 0.82 a | 2.97 ± 0.68 a | 2.99 ± 0.74 bc | 0.82 ± 0.21 a |
| 3 (cepa T82) | 6.49 ± 1.72 abc | 22.96 ± 3.87 abc | 1.28 ± 0.28 ab | 3.47 ± 0.86 a | 2.73 ± 0.43 a | 4.13 ± 3.29 a | 0.76 ± 0.22 a |
| 4 (cepa T69) | 6.59 ± 1.50 abc | 20.51 ± 2.97 c | 1.33 ± 0.45 ab | 3.69 ± 0.87 a | 2.99 ± 0.90 a | 3.27 ± 0.82 abc | 0.85 ± 0.32 a |
| 5 (cepa T64) | 6.10 ± 1.47 bc | 20.89 ± 4.23 bc | 1.41 ± 0.48 a | 3.38 ± 0.91 a | 2.55 ± 0.72 a | 3.70 ± 1.64 abc | 0.81 ± 0.29 a |
| 6 (cepa T88) | 5.77 ± 1.76 c | 21.14 ± 2.47 bc | 1.34 ± 0.37 a | 3.50 ± 0.71 a | 2.71 ± 0.60 a | 4.04 ± 1.40 ab | 0.78 ± 0.30 a |
| 7 (cepa T67) | 6.07 ± 1.34 bc | 23.18 ± 1.65 abc | 1.31 ± 0.27 ab | 3.65 ± 0.69 a | 2.84 ± 0.52 a | 4.04 ± 1.09 ab | 0.76 ± 0.22 a |
| 8 (cepa T33) | 6.96 ± 1.87 ab | 23.76 ± 3.81 a | 1.43 ± 0.36 a | 3.96 ± 1.01a | 2.86 ± 3.00 a | 3.56 ± 0.79 abc | 0.87 ± 0.25 a |

T1 sin *Trichoderma* (testigo), T2, T5 y T7 (*T. asperellum*), T3 y T6 (*T. paratroviride*), T4 (*T. martiale*) y T8 (*T. tomentosum*). PSR: peso seco de raíces; PSA: peso seco parte aérea; IE: índice de esbeltez; ICD: índice de calidad de Dickson. Medias (n = 36) con letras distintas en una columna son valores estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Conclusiones

Todas las cepas nativas de *Trichoderma* tuvieron efecto positivo en la reducción de la incidencia de *F. oxysporum* y en la mejora del crecimiento de *P. oocarpa* en vivero. La

cepa T33 (*T. tomentosum*) sobresalió por reducir hasta 50 % la presencia de la enfermedad respecto al testigo y promover el mayor desarrollo morfológico de las plántulas. En general, todas las cepas promovieron la calidad de planta respecto al tratamiento sin *Trichoderma*. Por tanto, se recomienda considerar el uso de cepas nativas de *Trichoderma* a mayor escala en condiciones de campo; asimismo, sería importante explorar la eficacia de dicho antagonista frente a otros hongos fitopatógenos, con el propósito de incluirlo en el manejo integrado de enfermedades en varias especies forestales.

Agradecimientos

El primer autor agradece al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) por la beca otorgada que facilitó la conclusión sus estudios de postgrado y al proyecto del fondo sectorial CONACYT-CONAFOR titulado "Monitoreo, evaluación, prevención de daños y control de la secadera causada por *Fusarium circinatum* y las moscas fungosas *Bradysia* y *Lycoriella*" por el financiamiento para el trabajo en invernadero. Agradecemos también al Dr. Mario Valerio Velasco-García y a la Dra. Liliana Muñoz-Gutiérrez del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) por la donación de la semilla utilizada en este trabajo.

Declaración de conflictos de intereses

Los autores declaramos que no tenemos conflictos de intereses económicos ni relaciones personales conocidas que pudieran haber influido en la investigación presentada en este artículo.

Referencias

Alfenas, A. C., & Mafia, R. G. (2016). *Métodos em fitopatologia* (2.^a ed.). Universidad Federal de Viçosa.

- Alfiky, A., & Weisskopf, L. (2021). Deciphering *Trichoderma*–plant–pathogen interactions for better development of biocontrol applications. *Journal of Fungi*, 7(1), 61. <https://doi.org/10.3390/jof7010061>
- Argumedo-Delira, R., Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R., & Peña-Cabriales, J. J. (2009). El género fúngico *Trichoderma* y su relación con los contaminantes orgánicos e inorgánicos. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 25(4), 257-269. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=37012013006>
- Ceballos-Chávez, A. R., Lizárraga-Sánchez, G. J., López-Valenzuela, B. E., Félix-Gastélum, R., Longoria-Espinoza, R. M., & Beltrán-Peña, H. (2021). Uso de *Trichoderma asperellum* y lombricomposta para el control de secadera en *Physalis ixocarpa* Brot. *Ciencia en la frontera: Revista de Ciencia y Tecnología de la UACJ*. 16(02), 7-18. <https://erevistas.uacj.mx/ojs/index.php/cienciafrontera/article/view/4873>
- Chagas Junior, A. F., Dias, P. C., Martins, A. L. L., Oliveira, R. S. d., & Chagas, L. F. B. (2024). *Trichoderma asperellum* (Samuels, Lieckf & Nirenberg) as growth promoter in *Enterolobium contortisiliquum* (Vell) Morong. *Ciência Florestal*, 34(2), e64187. <https://doi.org/10.5902/1980509864187>
- Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). (2022). *Estado que guarda el sector forestal en México 2021*. <https://snif.cnf.gob.mx/#:~:text=Conforme%20a%20lo%20establecido%20en,de%20la%20sociedad%20mexicana%2C%20para>
- Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). (2023). *Estado que guarda el sector forestal en México 2022*. https://infosen.senado.gob.mx/sgsp/gaceta/65/3/2024-04-02-1/assets/documentos/Libro_Estado_que_Guarda_el_Sector_Forestal_en_Mexico.pdf
- Donoso, E., Lobos, G. A., & Rojas, N. (2008). Efecto de *Trichoderma harzianum* y compost sobre el crecimiento de plántulas de *Pinus radiata* en vivero. *BOSQUE*, 29(1), 52-57. <https://doi.org/10.4067/S0717-92002008000100006>

- Fabián-Plesníková, I., Sáenz-Romero, C., Cruz de León, J., Martínez-Trujillo, M., & Sánchez-Vargas, N. M. (2020). Parámetros genéticos de caracteres de crecimiento en un ensayo de progenies de *Pinus oocarpa*. *Madera y Bosques*, 26(3), 1-14. <https://doi.org/10.21829/myb.2020.2632014>
- Flores-Garnica, J. G., & Reyes-Cárdenas, O. (2019). Distribución espacial de *Pinus oocarpa* Schiede ex Schltdl. mediante la estimación de la densidad Kernel. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10(53), <https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i53.406>
- Flores-Pacheco, J. A. (2017). Chancro resinoso del pino (*Fusarium circinatum*) historia, evolución, dispersión y estrategias de manejo. *Nexo Revista Científica*, 30(1), 19–42. <https://doi.org/10.5377/nexo.v30i01.5170>
- García-Díaz, S. E., Aldrete, A., Alvarado-Rosales, D., Cibrían-Tovar, D., Méndez-Montiel, J. T., Valdovinos-Ponce, G., & Equíhua-Martínez, A. (2017). Efecto de *Fusarium circinatum* en la germinación y crecimiento de plántulas de *Pinus greggii* en tres sustratos. *Agrociencia*, 51(8), 895-908. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=30253817006>
- García-Díaz, S. E., Aldrete, A., Alvarado-Rosales, D., Cibrían-Tovar, D., & Méndez-Montiel, J. T. (2019). *Trichoderma harzianum* Rifai as a biocontrol of *Fusarium circinatum* Nirenberg & O'Donnell in seedlings of *Pinus greggii* Engelm. ex Parl. in three substrates. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 25(3), 353-367. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2018.12.088>
- Gutiérrez-Flores, L. M., López-Reyes, L., Hipólito-Romero, E., Torres-Ramírez, E., Castañeda-Roldán, E. I., & Mauricio-Gutiérrez, A. (2022). Biological control perspectives in the pine forest (*Pinus* spp.), an environmentally friendly alternative to the use of pesticides. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 40(3), 401-424. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.2205-5>
- Halifu, S., Deng, X., Song, X., & Song, R. (2019). Effects of two *Trichoderma* strains on plant growth, rhizosphere soil nutrients, and fungal community of *Pinus sylvestris*

var. *mangolica* annual seedlings. *Forests*, 10(9), 758.
<https://doi.org/10.3390/f10090758>

Harris, D. C. (2007). *Análisis químico cuantitativo* (V. Berenger Navarro & A. Berenguer Murcia, Trad.; 3.^a ed.). Editorial Reverté (Obra original publicada en 2003 *Quantitative Chemical Analysis*, 6.^a ed., por W. H. Freeman and Company).

Kumar, J., Ramlal, A., Mallick, D., & Mishra, V. (2021). An overview of some biopesticides and their importance in plant protection for commercial acceptance. *Plants*, 10(6), 1185. <https://doi.org/10.3390/plants10061185>

Larios-Larios, E. J., Valdovinos-Nava, J. W., Chan-Cupul, W., García-López, F. A., Manzo-Sánchez, G., & Buenrostro-Nava, M. T., (2019). Biocontrol de Damping off y promoción del crecimiento vegetativo en plantas de *Capsicum chinense* (Jacq.) con *Trichoderma* spp. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 10(3), 471-483. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i3.332>

Liu, X., Cao, A., Yan, D., Ouyang, C., Wang, Q., & Li, Y. (2019). Overview of mechanisms and uses of biopesticides. *International Journal of Pest Management*, 67, 1-8. <https://doi.org/10.1080/09670874.2019.1664789>

López-López, N., Segarra, G., Vergara, O., López-Fabal, A. & Trillas, I. M. (2016) Compost from forest cleaning green waste and *Trichoderma asperellum* strain T34 reduced incidence of *Fusarium circinatum* in *Pinus radiata*. *Biological Control*, 95, 31-39. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2015.12.014>

Moreno-Delgadillo, F. (2023). Potencial antagonista del género *Trichoderma* contra *Fusarium circinatum* [Tesis de Maestría, Colegio de Postgraduados]. Texcoco, Estado de México. 68 pp.

Nandini, B., Puttaswamy, H., Saini, R. K., Prakash, H. S., & Geetha, N. (2021). Trichovariability in rhizosphere soil samples and their biocontrol potential against downy mildew pathogen in pearl millet. *Scientific Reports*, 11(1), 9517. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-89061-2>

- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2020). *Evaluación de los recursos forestales mundiales 2020 – Principales resultados*. Roma. <https://doi.org/10.4060/ca8753es>
- Ortega-Cerón, M. A., Hernández-Acosta, E., García-Díaz, S. E., & Villanueva-Morales, A. (2024). Control biológico de *Fusarium circinatum* Nirenberg & O'Donnell 1998 con *Trichoderma harzianum* Rifai 1969 en *Pinus devoniana* Lindl. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 15(83), 107-130. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v15i83.1446>
- Patel, R., Mehta, K., Prajapati, J., Shukla, A., Parmar, P., Goswami, D., & Saraf, M. (2022). An anecdote of mechanics for *Fusarium* biocontrol by plant growth promoting microbes. *Biological Control*, 174(105012). <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2022.105012>
- Regliński, T., Rodenburg, N., Taylor, J. T., Northcott, G. L., Ah Chee, A., Spiers, T. M., & Hill, R. A. (2011). *Trichoderma atroviride* promotes growth and enhances systemic Resistance to *Diplodia pinea* in radiata pine (*Pinus radiata*) seedlings. *Forest Pathology*, 42(1), 75-78. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0329.2010.00710.x>
- Robles-Yerena, L., Leyva-Mir, S. G., Cruz-Gómez, A., Nieto-Ángel, D., & Tovar-Pedraza, J. M. (2017). *Fusarium oxysporum* Schltdl. y *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. Causantes de la marchitez de plántulas de *Pinus* spp. en vivero. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 7(36), 25-36. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v7i36.57>
- Sáenz-Reyes, J. T., Villaseñor-Ramírez, F. J., Muñoz-Flores, H. J., Rueda-Sánchez, A., & Prieto-Ruíz, J. A. (2010). *Calidad de planta en viveros forestales de clima templado en Michoacán*. Folleto técnico núm. 17. SAGARPA-INIFAP-CIRPAC-Campo Experimental Uruapan.
- SAS Institute. (2002). *The SAS System for Windows* [software]. Release 9.4. SAS Institute. Cary, NC.
- Tuite, J. (1969). *Plant pathological methods: Fungi and bacteria*. Editorial Burgués Publishing Company.

- Yao, X., Guo, H., Zhang, K., Zhao, M., Ruan, J., & Chen, J. (2023). *Trichoderma* and its role in biological control of plant fungal and nematode disease. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1160551. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1160551>
- Yu, C., Jiang, X., Xu, H., & Ding, G. (2023). *Trichoderma longibrachiatum* inoculation improves drought resistance and growth of *Pinus massoniana* seedlings through regulating physiological responses and soil microbial community. *Journal of Fungi*, 9(7), 694. <https://doi.org/10.3390/jof9070694>
- Yu, C., & Luo, X. (2020). *Trichoderma koningiopsis* controls *Fusarium oxysporum* causing damping-off in *Pinus massoniana* seedlings by regulating active oxygen metabolism, osmotic potential, and the rhizosphere microbiome. *Biological Control*, 150, 104352. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104352>
- Zas, A. R., & Sampedro, P. L. (2015). Resistencia de los pinos a plagas y enfermedades: Nuevas oportunidades de control fitosanitario. *Cuadernos de la Sociedad Española de Ciencias Forestales*, (39), 259-273. <https://doi.org/10.31167/csef.v0i39.17466>