REVISTA LATINOAMERICANA DE CIENCIA AGRARIAS
revistas.peruvianscience.org/index.php/rlca
ISSN: 2961-2764

Control biológico de fitopatógenos de suelo en vid: mecanismos de acción de cepas nativas del Noroeste de Chihuahua

Biological control of soilborne phytopathogens in grapevines: mechanisms of action of native strains from Northwest Chihuahua

Resumen

Pese a su relevancia económica y la diversidad de la industria, la producción de vid ha enfrentado retos fitosanitarios significativos en la última década, donde las enfermedades fúngicas han provocado pérdidas significativas hasta el 30%. El objetivo del presente estudio fue evaluar el potencial controlador de cepas de *Epicoccum italicum* y *Trichoderma asperelloides* mediante la caracterización de mecanismos de acción contra patógenos de suelo en *Vitis vinifera*. Se aislaron e identificaron morfológicamente especímenes de los géneros *Rhizoctonia* spp., *Fusarium* spp. y *Phytophthora* spp. obtenidos de la rizosfera. Se realizaron pruebas de confrontación *in vitro* empleando una escala de inhibición del crecimiento radial. Asimismo, se evaluó el micoparasitismo en sustrato sólido y el efecto de ambos antagonistas sobre la germinación de semillas de interés económico, bajo un diseño completamente al azar. Los resultados de las pruebas *in vitro* no demostraron diferencias significativas inhibitorias respecto al complejo de hongos evaluado en ambos géneros. En los ensayos de germinación se registró el mayor porcentaje de germinación en semilla de maíz (*Zea mays*) y el menor en fresa (*Fragaria* spp.), con grado de concentración de 0.5% en adición con *T. asperelloides*. En cuanto al micoparasitismo, *T. asperelloides* exhibió un comportamiento significativamente más agresivo manteniéndose en grado deficiente a muy bueno respecto al menor tiempo de contacto con la cubierta vegetal en comparación con *E. italicum*. Estos hallazgos sugieren el uso de ambos agentes de control biológico como una estrategia viable para su implementación en condiciones de campo en esquemas de agricultura sustentable.

Palabras clave: Concentraciones, *Epicoccum italicum*, fitopatógenos, *Trichoderma asperelloides, vitis vinifera*

Abstract

Despite its economic importance and the diversity of the industry, grape production has faced significant phytosanitary challenges in the last decade, with fungal diseases causing losses of up to 30%. The objective of this study was to evaluate the control potential of *Epicoccum italicum* and *Trichoderma asperelloides* strains by characterizing their mechanisms of action against soilborne pathogens in *Vitis vinifera*. Specimens of the genera *Rhizoctonia* spp., *Fusarium* spp., and *Phytophthora* spp. were isolated and morphologically identified from the rhizosphere. *In vitro* confrontation tests were performed using a radial growth inhibition scale. Mycoparasitism on solid substrates and the effect of both antagonists on the germination of economically important seeds were also evaluated under a completely

randomized design. The results of the in vitro tests did not demonstrate significant inhibitory differences with respect to the fungal complex evaluated in either genus. In the germination assays, the highest germination percentage was recorded in maize (*Zea mays*) seeds and the lowest in strawberry (*Fragaria* spp.) seeds, with a concentration of 0.5% in addition to *T. asperelloides*. Regarding mycoparasitism, *T. asperelloides* exhibited significantly more aggressive behavior, maintaining a poor to very good level of effectiveness with respect to the shorter contact time with the plant cover compared to *E. italicum*. These findings suggest the use of both biological control agents as a viable strategy for implementation under field conditions in sustainable agriculture schemes.

Keywords: Concentrations, *Epicoccum italicum*, phytopathogens, *Trichoderma asperelloides*, *vitis vinifera*

Introducción

La vid se considera el cultivo frutal más cultivado a nivel mundial, con casi 11 millones de hectáreas plantadas y una producción superior a los 135 millones de toneladas posicionando a México en el lugar 19 con una aportación de 126,677.96 toneladas al año (FAOSTAT, 2025). La mayor parte de la producción de uva se destina a la industria vitivinícola, donde el valor del vino aumenta con la implementación de sistemas de trazabilidad vinculados a regiones con denominación de origen. En este contexto, cualquier factor que provoque una disminución del rendimiento, una pérdida de calidad o daños en la vid, sumado al aumento de los costos asociados al mantenimiento de los viñedos, afectará significativamente la recuperación económica de los productores (Azevedo-Nogueira et al., 2022).

Con el cambio climático, la viticultura se enfrenta a una mayor agresividad de patógenos conocidos y a la expansión de otros nuevos, incluidos aquellos que pueden causar infecciones sistémicas económicamente dañinas. Dependiendo de la variedad de vid, el genotipo, el sistema de manejo del viñedo, la influencia de factores abióticos y la infección por otros patógenos, la manifestación de los síntomas en las plantas afectadas puede variar y los síntomas típicos pueden quedar enmascarados (Karpova et al., 2025).

No obstante, la presencia de fitopatógenos ha sido una limitante en la producción de frutas que se infectan fácilmente con hongos, bacterias e insectos, lo que representa una amenaza significativa para la calidad y el rendimiento, incluyendo la reducción del cuajado, la pérdida de la integridad del fruto y sabores afectando la apariencia de las uvas (Mwaka et al., 2024). De acuerdo a El-Bassi et al. (2020) las enfermedades fúngicas son una de las principales causas de la pérdida de productividad en cultivos perenne que pueden alcanzar un rango de 10 a 30 % reducen el vigor y longevidad de los viñedos, existiendo enfermedades causadas por hongos de los géneros *Fusarium* spp., *Rhizoctonia* spp. y *Phytophthora* spp.

Bajo este contexto Úrbez-Torres et al. (2023) reportan que el género *Fusarium* spp. causa enfermedades de pudrición de raíz y marchitamientos vasculares, el cual se ha asociado al deterioro de las viñas tanto jóvenes como maduras, así como plantas en vivero, además reduce la capacidad de la planta para absorber agua, lo que a su vez afecta el funcionamiento normal del sistema radicular (Zhang et al., 2022) de igual manera otro de los hongos que

constituyen un importante grupo de comparten este hospedante en común es *Rhizoctonia* spp. causante de la pudrición de raíz y del cuello del tallo formando cancros lesiones hundidas y necróticas que restringen la absorción de agua y nutrientes (Ziedan, 2003) el cual ha logrado mantener hasta el 53% de incidencia, mostrando lesiones necróticas en la madera y cancros en la unión del injerto y el cepellón de la vid (Todd et al., 2023).

Por otro lado, *Phytophtora* spp., ha ocasionado serios problemas en el cultivo de la vid presentando marchitamiento foliar, necrosis de brotes y raíces, y crecimiento de micelio blanquecino en la superficie de las lesiones radiculares (Lee et al., 2024) puede persistir en el suelo o en plantas asintomáticas como plántulas como oosporas sexuales o clamidosporas que germinan en condiciones húmedas para producir micelio y esporangios, que liberan zoosporas móviles para infectar las coronas o frutos de las plantas (Poimala et al., 2022) . Asimismo, se ha reportado que una temperatura de 25 °C y una humedad relativa del 90 % son adecuadas para el desarrollo de estos tres géneros de fitopatógenos (Savas, 2024).

Ante la severidad de daños que impactan en la productividad agrícola, se han propuesto estrategias de control biológico como un enfoque biotecnológico prometedor. El género *Trichoderma* ha demostrado una alta eficacia en la supresión de fitopatógenos del suelo mediante el despliegue de mecanismos de defensa especializados, como es antibiosis, competencia por espacio y nutrientes, antibiosis e Inducción de Resistencia Sistémica (ISR) (Mesguida et al., 2023). Asimismo, su implementación no solo garantiza la sostenibilidad del agroecosistema, sino que favorece la fisiología vegetal al actuar como un agente promotor del crecimiento (Oliveira et al., 2022) El objetivo de esta investigación fue determinar la capacidad controladora de cepas de *Epicoccum italicum* y *Trichoderma asperelloides* mediante la caracterización de sus mecanismos de acción contra patógenos del suelo en el cultivo de vid (*Vitis vinífera*).

Materiales y métodos

Aislamiento:

El aislamiento de los microorganismos fitopatógenos se llevó a cabo mediante la técnica de diluciones seriadas en placa. Se suspendió una alícuota de 1 g de suelo en 9 mL de agua destilada estéril para obtener la suspensión inicial ($1x10^{-1}$). Posteriormente, se inocularon 0.2 mL de dicha dilución en placas de Petri con medio Agar Papa Dextrosa (PDA). Las unidades experimentales se incubaron a 26.4 °C bajo condiciones controladas durante un periodo de siete días (Ayala-Quispe, 2019). Se realizó un seguimiento diario para la identificación presuntiva y selección de colonias con morfología típica y desarrollo micelial vigoroso correspondientes a los géneros *Fusarium* spp., *Rhizoctonia* spp. y *Phytophthora* spp.

Purificación monospórica de hongos

La obtención de cultivos axénicos se realizó mediante la técnica de punta de hifa. Bajo observación microscópica (Optika B-350, modelo B-352PL), se seleccionó y extrajo el crecimiento hifal más distal del frente de avance de la colonia para minimizar riesgos de contaminación, transfiriendo los segmentos a medio PDA. Siguiendo la metodología de Chávez et al. (2024), se emplearon medios específicos para la estabilización y caracterización

de cada género: para *Fusarium* spp. se utilizó Agar Hoja de Clavel (CLA) suplementado con arena de río estéril; para *Rhizoctonia* spp. se empleó Agar Agua adicionado con Tween 80 al 0.1%, realizando tinciones con safranina al 0.3% y azul de lactofenol para la observación de núcleos y septos. En el caso de *Phytophthora* spp., se utilizaron medios Agar V8 (suplementado con Tween 80 al 3%) y Agar Centeno, logrando en todos los casos el establecimiento de aislamientos monohifales."

Identificación morfológica de microorganismos

Para la identificación de los fitopatógenos, se basó en la caracterización de los rasgos morfológicos macroscópicos y microscópicos. Los aislados de hongos fueron crecidos en medios Papa Dextrosa Agar, Agua Agar y Agar Hoja Clavel siguiendo el manual The *Fusarium* Laboratory Manual (Leslie y Summerell 2006), la clasificación taxonómica de especies principales de *Rhizoctonia* spp y *Ceratobasidium* spp (Rábago-Zavala et al, 2025) y Key to the species of *Phytophthora* de Bary (Waterhouse,1963). La caracterización morfológica se realizó a partir de discos de micelio (1 cm) de cultivos monospóricos incubados a 27 ± 2 °C (fotoperiodo 10L:14D) durante siete días. Se evaluaron atributos macroscópicos (textura y pigmentación anverso/reverso) y microscópicos mediante montajes teñidos con safranina (0.03%) y azul de lactofenol (0.06%). Empleando un microscopio Imager M2 y el software ZEN BLUE (100X y 400X), se realizaron 50 mediciones morfométricas de conidios (longitud, ancho y forma) y diámetro de hifas vegetativas (Chávez et al., 2024).

Pruebas de antagonismo *in vitro*

Para evaluar la actividad antagónica de *T. asperelloides y E. italicum* sobre *Rhizoctonia* spp., *Fusarium* spp. y *Phytophthora* spp. se emplearon placas Petri con medio de cultivo PDA y con ayuda de un sacabocado se tomaron discos de 5 mm de diámetro con micelio del antagonista-patógeno y se colocaron en los extremos de la placa Petri a 6.0 cm de separación.

La competencia por nutrientes y espacio se evaluó comparando la velocidad de crecimiento. Se midió el radio de crecimiento de los patógenos (*Rhizoctonia* spp., *Fusarium* spp. y *Phytophthora* spp.) medidos con un vernier. Asimismo, se calculó el Porcentaje de Inhibición del Crecimiento Micelial (PICM), mediante la formula:

$$PICM = (\frac{C - T}{C})X100$$

Donde:

- **C**: es el crecimiento micelial del patógeno en el tratamiento testigo.
- **T** es el crecimiento micelial del patógeno en presencia del hongo antagonista

Para ello, se midió el crecimiento de cada organismo durante seis, siete y nueve días. Los datos obtenidos se transformaron en una escala de capacidad antagónica (Bell et al., 1982) la cual consta de cinco grados (Tabla 1).

Tabla 1. Escala de capacidad antagónica *in vitro* para *T. asperelloides* y *E. italicum*

Grado	Descripción
1	El antagonista cubre totalmente al patógeno

2	El antagonista cubre las dos terceras partes de la caja Petri
3	El antagonista y el patógeno colonizan la mitad de la superficie del medio
4	El patógeno coloniza tres cuartas partes de la caja Petri
5	El fitopatógeno cubre totalmente la caja Petri

Inoculación y mantenimiento para la germinación de semillas

Se realizaron inoculaciones de *T. asperelloides* y *E. italicum* sobre cada propágulo para ello se seleccionaron 30 unidades de semillas de avena, fresa, frijol, maíz y secciones de tubérculo de papa, sometiéndolas a un proceso de desinfección superficial con hipoclorito de sodio (NaOCl) en concentraciones de 0.5, 0.8 y 1% (De Souza et al., 2025). Enseguida, el material vegetal se dispuso en cámaras húmedas estériles sobre papel filtro saturado con agua destilada esterilizada, manteniendo una distancia de 2 cm entre cada unidad. La inoculación se realizó mediante la técnica de aspersión propuesta por Udhayakumar et al. (2019). empleando suspensiones de conidios ajustadas a una concentración de $1x10^6$ con·mL^{-1} con 15 mL por tratamiento (Tabla 2). Los propágulos se incubaron a 25 °C con una humedad relativa del 85%. el diseño experimental consistió en 30 tratamientos con cuatro repeticiones, incluyendo testigos para cada cultivar. Las evaluaciones se realizaron cada 24 horas durante 18 días, empleando como criterio de germinación la emergencia del epicótilo con una longitud aproximada de 5 mm. El porcentaje de germinación se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$PG = \frac{\text{Número de semillas germinadas x100}}{\text{Numero total de semillas}}$$

Donde:

PG: porcentaje de germinación

Tabla 2. Tratamientos de tubérculo de papa y semilla por cultivar- tratamiento- hongo antagónico

Tratamientos	Descripción
1	Avena con hipoclorito de sodio (NaOCl) 0.5% de *Trichoderma asperelloides*
2	Avena al 0.8%
3	Avena al 1%
4	Fresa al 0.5%
5	Fresa al 0.8%
6	Fresa al 1% d
7	Frijol al 0.5%
8	Frijol al 0.8%
9	Frijol al 1%
10	Maíz al 0.5%
11	Maíz al 0.8%
12	Maíz al 1%
13	Papa al 0.5%
14	Papa al 0.8%

15	Papa al 1%
16	Avena con hipoclorito de sodio (NaOCl) al 0.5% de *Epicoccum italicum*
17	Avena al 0.8%
18	Avena al 1% de
19	Fresa al 0.5%
20	Fresa al 0.8%
21	Fresa al 1%
22	Frijol al 0.5%
23	Frijol al 0.8%
24	Frijol al 1%
25	Maíz al 0.5%
26	Maíz al 0.8%
27	Maíz al 1%
28	Papa al 0.5%
29	Papa al 0.8%
30	Papa al 1%
31	Testigos de avena en *T. asperelloides* y *E. italicum*
32	Testigos de fresa en *T. asperelloides* y *E. italicum*
33	Testigos de frijol en *T. asperelloides* y *E. italicum*
34	Testigos de maíz en *T. asperelloides* y *E. italicum*
35	Testigos de tubérculo de papa en *T. asperelloides* y *E. italicum*

Prueba de micoparasitimo en residuos sólidos

Para evaluar el grado de micoparasitismo, se utilizó la escala propuesta por Velázquez-Flores et al. (2025) (Tabla 3).

Tabla 3. Escala utilizada para evaluar el grado de micoparasitismo de los biocontroladores de los patógenos.

Grado	Capacidad antagónica	Potencial biocontrolador
0	Ninguna invasión de la superficie de la cepa patógena	Muy malo
1	25% invasión de la superficie de la cepa patógena	Malo
2	50% invasión de la superficie de la cepa patógena	Deficiente
3	75%, invasión de la superficie de la cepa patógena	Bueno
4	Total, invasión de la superficie de la cepa patógena y esporulación sobre ella	Muy bueno

Análisis estadístico

Los datos del porcentaje de inhibición el crecimiento micelial (PICM), se procesaron mediante con un Diseño Completamente al Azar (DCA). Para cada ensayo, los

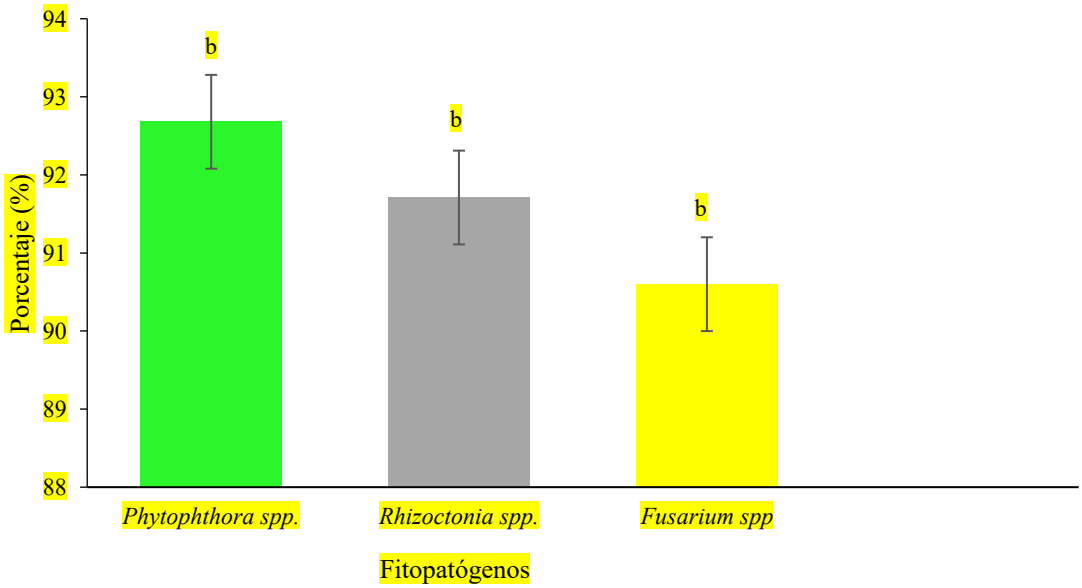
datos se sometieron a un ANOVA y a una prueba de comparación múltiple de medias por Tukey ($p \leq 0.05$). Para el porcentaje de germinación se realizó una prueba ANOVA unidireccional, seguido de la prueba de rangos múltiples de Duncan (DMRT), para analizar los porcentajes de germinación de semillas con diferentes concentraciones de hipoclorito de sodio (NaOCl). Todos los análisis estadísticos se realizaron con el paquete estadístico R, versión 4.3.2 de 2022.

Resultados

Pruebas de antagonismo *in vitro*

Durante la evaluación de la colonización, se observó que el crecimiento de *T. asperelloides* sobre los fitopatógenos inició en diferentes intervalos temporales. Para *Rhizoctonia* sp. y *Fusarium* sp., el desarrollo del antagonista comenzó a las 72 horas post-inoculación (hpi), mientras que en *Phytophthora* sp. se registró a las 48 hpi. El análisis de varianza no detectó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados ($p > 0.05$) (Figura 1).

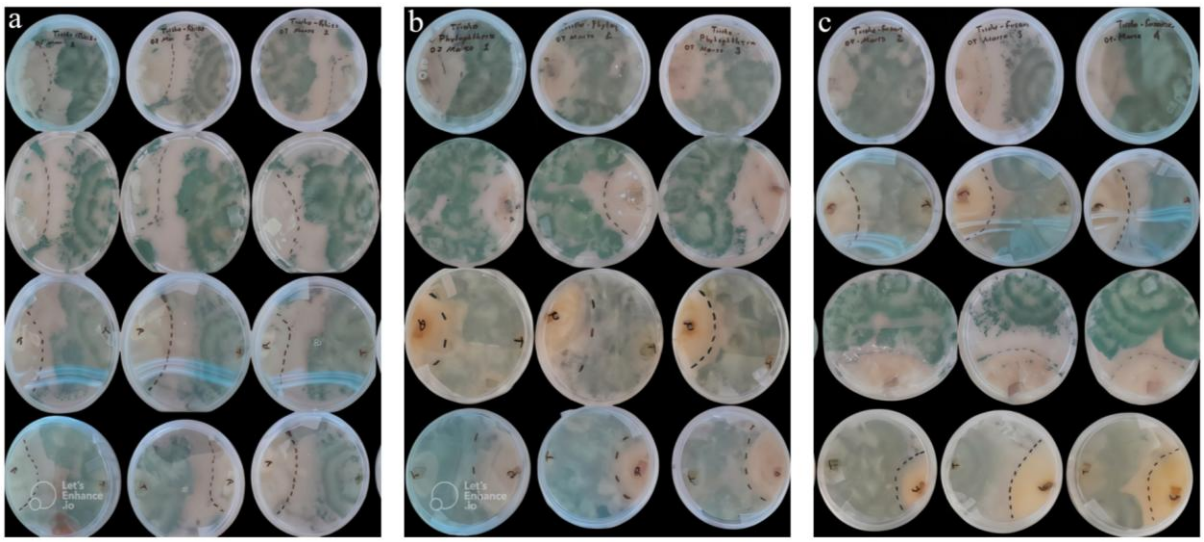
Figura 1. Capacidad antagónica *in vitro* de *T. asperelloides* frente a aislados fúngicos de la rizosfera de vid (*V. vinifera*).



Nota: Letras distintas (a, b, c) en la misma columna indican diferencias estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$).

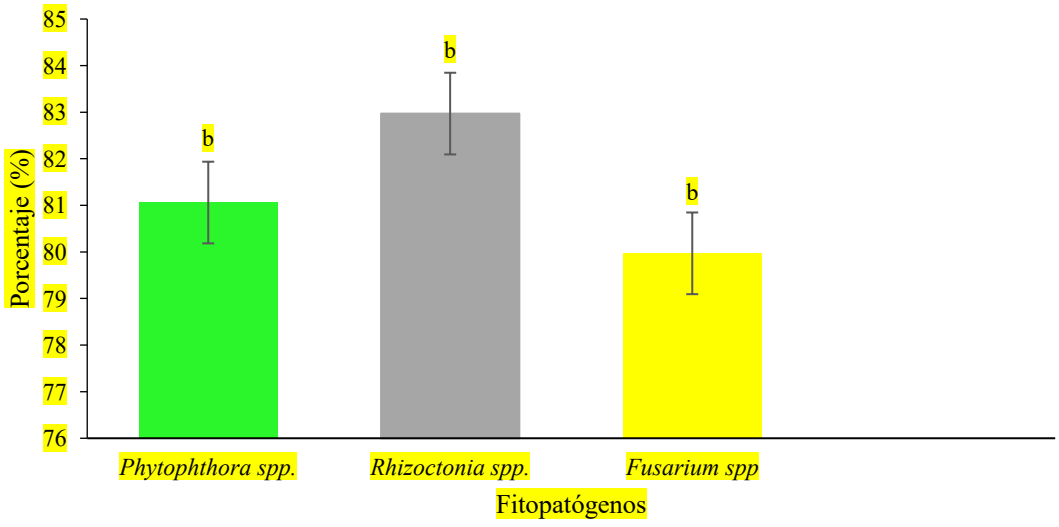
De acuerdo al análisis realizado se pudo observar que en todas las unidades experimentales evaluadas de *T. asperelloides* contra los tres fitopatógenos se encuentran en el grado 1 y 2 (Figura 2) de la escala propuesta de Bell et al. (1982). En este caso los porcentajes de diferencia se encuentran por debajo de 2.23% entre un género y otro.

Figura 2. Ensayo *in vitro* de *T. asperelloides* frente a hongos fitopatógenos a) *Rhizoctonia* spp., b) *Phythophtora* spp., c) *Fusarium* spp.



Por otro lado, los ensayos evidenciaron la eficacia antagónica de *E. italicum* sobre el crecimiento radial de *Phytophthora* spp. y *Fusarium* spp. Estos hallazgos representan el desarrollo del antagonista comenzó a las 88 (hpi) mientras que en *Rhizoctonia* spp. se registró a las 60 hpi. No obstante, el ANOVA confirmó la ausencia de diferencias significativas entre los tratamientos ($p > 0.05$) (Figura 3)

Figura 3. Ensayo *in vitro* de *E. italicum* frente a aislados fúngicos de la rizosfera de vid (*V. vinifera*).

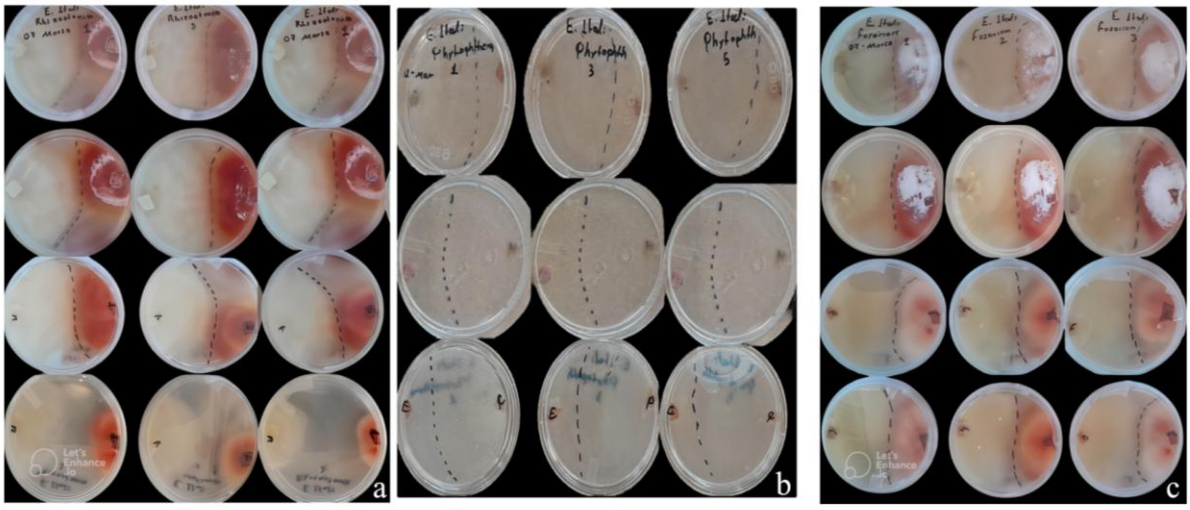


Nota: Letras distintas (a, b, c) en la misma columna indican diferencias estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$).

De acuerdo al análisis realizado se pudo observar que en todas las unidades experimentales evaluadas de *E. italicum* sobre los tres fitopatógenos se encuentran en el

grado 2 y 3 (Figura 4). En este caso los porcentajes de diferencia se encuentran por debajo de 1.89% entre un género y otro. Si bien se observaron ligeras variaciones en el porcentaje de inhibición entre los patógenos, estas diferencias parecen ser relativamente pequeñas. Los resultados demuestran que la cepa de *E. italicum* presenta capacidad inhibitoria frente a los tres patógenos fúngicos evaluados, lo que evidencia su potencial como agente de control biológico.

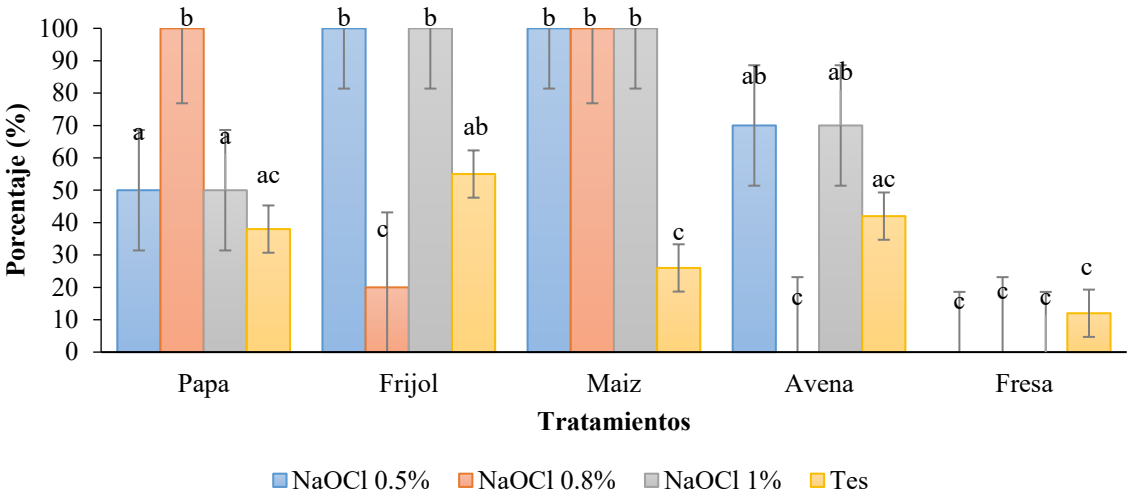
Figura 4. Ensayo *in vitro* de *E. italicum* vs fitopatógenos. a) *Rhizoctonia* spp., b) *Phythophtora* spp., c) *Fusarium* spp.



Inoculación y mantenimiento para la germinación de semillas

Los ensayos de germinación bajo la inoculación de *T. asperelloides* el análisis de varianza reveló diferencias estadísticas significativas ($p < 0.05$), donde los tratamientos con 0.5% y 1% de NaOCl destacaron con un 64% de germinación en ambos casos (Figura 5).Estas respuestas favorables se manifestaron en tres de los cinco cultivares evaluados. Entre ellos, el maíz presentó el mayor vigor vegetativo en todos los tratamientos. En contraste, no se observó un efecto inductivo del hongo antagónico sobre la germinación de la fresa, la cual fue nula en todos los tratamientos. Finalmente, el maíz, la avena y los tubérculos de papa mostraron una mayor precocidad, iniciando la emergencia a los cuatro días post-siembra.

Figura 5. Porcentaje de germinación por semilla a los 4 días de germinación con respecto a la concentración de hipoclorito de sodio (NaOCl) con estimulación de *T. asperelloides*

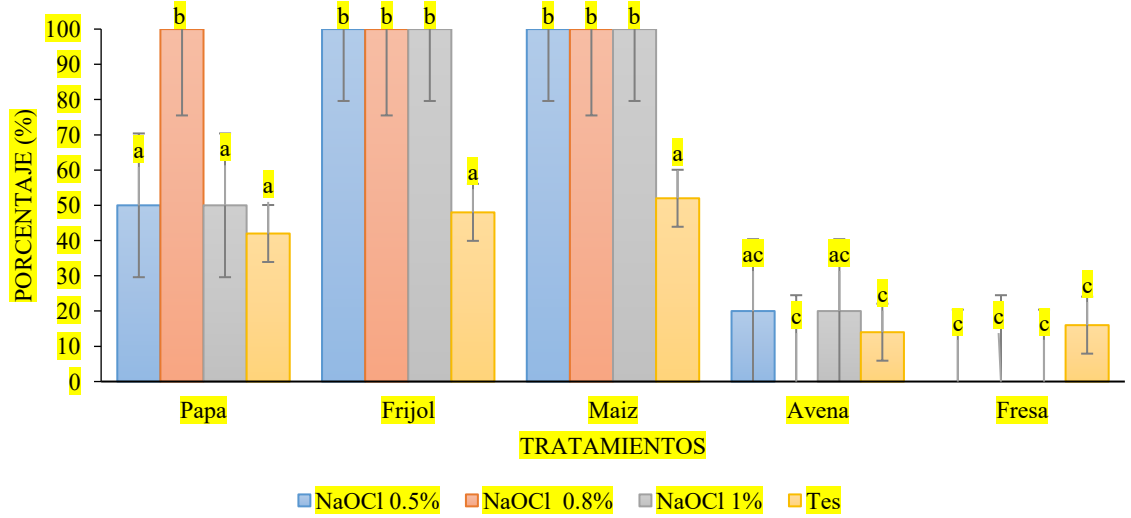


Nota: Letras distintas (a, b, c) en la misma columna indican diferencias estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$).

En relación con la actividad de *E. italicum*, la solución de NaOCl al 0.8% constituyó el tratamiento más efectivo, alcanzando un 60% de emergencia, frente al 54% obtenido en las concentraciones de 0.5% y 1% (Figura 6).

El tratamiento con 0.8% de NaOCl favoreció significativamente la germinación en cuatro de los cinco cultivares evaluados. Al igual que lo observado con *T. asperelloides*, esta cepa estimuló el desarrollo inicial en maíz, seguido por el frijol. En contraste, la fresa no exhibió diferencias significativas entre tratamientos, confirmando que este género fúngico no ejerce un efecto inductor sobre la germinación de dicho cultivar. Respecto a la capacidad de emergencia, el frijol, la papa y el maíz destacaron como las especies con mayor precocidad, iniciando la fase germinativa a los cuatro y cinco días, respectivamente.

Figura 6. Porcentaje de germinación por semilla a los 4 días de germinación respecto a la concentración de hipoclorito de sodio (NaOCl con estimulación de *E. italicum*



Nota: Letras distintas (a, b, c) en la misma columna indican diferencias estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$).

Micoparasitimo en residuos sólidos

Las micrografías evidenciaron actividad micoparasítica de *Trichoderma* spp. frente a los fitopatógenos evaluados (Tabla 4). Se observó en *Fusarium* spp. hifas de *Trichoderma* adheridas y enrolladas sobre el micelio, con una colonización que se consolidó a partir del tercer día de incubación. En *Rhizoctonia* spp. se detectaron hifas invadidas, degradadas y con colapso celular, además de estructuras entrelazadas de *T. asperelloides*, lo cual evidenció un micoparasitismo efectivo a las 72 h. Se detectaron alteraciones en la estructura de *Phytophthora* spp., vacuolización y colapso de las hifas, además de la penetración del micelio de *T. asperelloides*, registrándose el mayor efecto micoparasítico a las 48 h (Tabla 4).

Tabla 4. Micoparasitismo de *T.asperelloides* frente a *Fusarium* spp., *Rhizoctonia* spp., *Phytophthora* spp.

Patógeno	Contacto antagonista/patógeno (días)	Grado	Capacidad micoparasitica
Fusarium spp.,	3	2	Deficiente
Rhizoctonia spp	3	3	Bueno
Phytophthora spp.	2	4	Muy bueno

Nota: Esta tabla muestra cada uno de los tratamientos utilizados en el experimento, con seis repeticiones por patógeno.

Además, las micrografías demostraron una variabilidad en la capacidad micoparasítica de *E. italicum* en comparación con los fitopatógenos evaluados (Tabla 5). Se identificó una interacción restringida en *Fusarium* spp., la cual se caracterizó por la escasa formación de estructuras reproductivas y la baja colonización de hifas. Se observó un parasitismo activo en *Rhizoctonia* spp., caracterizado por un crecimiento micelial denso y el contacto directo con las hifas de *E. italicum*, acompañado de la formación de estructuras globosas pigmentadas. En *Phytophthora* spp. se observó un micoparasitismo incipiente y de acción retardada, caracterizado por la formación de propágulos y cuerpos de resistencia, aunque con una invasión limitada del tejido afectado, lo cual señala una capacidad antagónica reducida frente al patógeno (Tabla 5).

Tabla 5. Micoparasitismo de *E.italicum* frente a *Fusarium* spp., *Rhizoctonia* spp. y *Phytophthora* spp.

Patógeno	Contacto antagonista/patógeno (días	Grado	Capacidad antagónica
Fusarium spp.,	4	1	Malo
Rhizoctonia spp	2	3	Bueno
Phytophthora spp.	3	2	Deficiente

Nota: Esta tabla muestra cada uno de los tratamientos utilizados en el experimento, con seis repeticiones por patógeno.

Discusiones

En relación a la actividad antagonista *in vitro* de ambos hongos antagónicos contra los fitopatógenos de raíz, no se observaron diferencias significativas en grado de inhibición entre los tres fitopatógenos, este comportamiento es biológicamente relevante para el manejo de enfermedades radiculares en la vid, donde especies de *Fusarium* spp., *Rhizoctonia* spp. y *Phytophthora* spp. suelen coexistir en el suelo, formando complejos fúngicos que comprometen el sistema vascular de la planta. Aunque los porcentajes de inhibición obtenidos en este estudio (superiores al 90%) coinciden con la tendencia reportada por Heflish et al. (2021) e Iqbal et al. (2022).

Mientras que Heflish et al. (2021) reportaron un 83.33% contra *R. solani*, el presente estudio logró superar dicho umbral. Esta diferencia podría atribuirse al uso de aislados nativos de la región de Namiquipa, Chihuahua, los cuales presentan adaptaciones fisiológicas a condiciones de estrés ambiental que podrían potenciar su agresividad competitiva *in vitro*. Iqbal et al. (2022) observaron que la eficacia de *Trichoderma* variaba drásticamente según el origen del aislado (40-70% en EE. UU frente al 60-90% en Pakistán). El hecho de que nuestros resultados se alineen con los rangos más altos de eficacia refuerza la importancia de utilizar cepas locales ya que el efecto de policétidos, terpenos, terpenoides, trichoderminas, quitinasas y glucanasas producidos por *T. asperelloides* depara el desarrollo de biofungicidas específicos para los viñedos del estado de Chihuahua.

Por otro lado, el género *Epicoccum* ha sido reconocido por su potencial como agente de biocontrol, debido a su capacidad para producir metabolitos y ejercer efectos antagonistas frente a diversos fitopatógenos, además de presentar efectos benéficos sobre el crecimiento y desarrollo vegetal. En este sentido, El-Sharkawy et al. (2023) reportaron una inhibición del 96% del crecimiento de *Puccinia striiformis* por *Epicoccum nigrum*, lo que evidencia la capacidad inhibitoria de especies de este género frente a organismos fitopatógenos. Estos antecedentes respaldan los resultados obtenidos en el presente estudio, donde *E. italicum* mostró una inhibición superior al 80% frente a *Fusarium*, *Phytophthora* y *Rhizoctonia*. En conjunto, estos resultados sugieren que el potencial antagonista del género *Epicoccum* puede extenderse a diferentes grupos de fitopatógenos, aunque la magnitud del efecto puede variar en función de la especie antagonista y del fitopatógeno evaluado.

Los hallazgos de este trabajo presentan una gran similitud los reportados por Del Frari et al. (2019), quienes observaron una fluctuación amplia de inhibición (0.9% a 79.9%) en patógenos (*Phaeomoniella chlamydspora*, *Phaeoacremonium minimum* y *Fomitiporia mediterranea*) asociados a la madera de la vid frente *Epicoccum mezzettii* (E17) y *E. layuense (*E20,E21,E22,E23,E24,E27,E28 y E33) todas las cepas de E. *layuense* inhibieron el crecimiento de *P.* chlamydospora y *F. mediterranea* , mientras que solo algunas cepas de *E. layuense (* E22 - E24 y E33) fueron capaces de inhibir P. *mínimum,* además el comportamiento de crecimiento de los hongos enfrentados varió según las diferentes combinaciones de hongos. *Epicoccum mezzettii* (E17) fue el único hongo capaz de crecer claramente sobre los tres patógenos. Considerando los resultados *in vitro* expuestos en nuestra investigación se sugiere el aislamiento del género *Epicoccum* ya

que posee metabolitos secundarios y enzimas con potencial antagónico contribuyendo a la degradación de estructuras celulares de otros microorganismos.

Diversas especies de *Trichoderma* y *Epicoccum* han demostrado capacidad para proteger las semillas frente a fitopatógenos y favorecer procesos asociados con la germinación y el establecimiento inicial de las plantas (Perelló et al., 2016; Hashem y Ali, 2004). En este contexto, el porcentaje de germinación constituye un indicador importante para determinar la respuesta de las semillas ante la aplicación de microorganismos benéficos (Peccatti et al. 2019; Senger et al. 2022). Respecto a esta investigación en la región noroeste del estado de Chihuahua, los porcentajes de germinación oscilaron entre 0 y 100%, evidenciando una amplia variabilidad en este parámetro.

Por otro lado la falta de respuesta en la fresa observada en este trabajo, junto con el reporte de Peccatti et al. (2019), refuerza la hipótesis de que este hongo antagónico no siempre actúa como bioestimulante universal, especialmente en semillas que poseen estructuras complejas como el arilo o mecanismos de latencia profunda además la germinación depende de un equilibrio muy fino entre ABA (ácido abscísico) la cual mantiene la semilla en estado de dormancia/inhibe la germinación y las giberelinas (GA) favorece la ruptura de la dormancia y la protrusión de la radícula por lo tanto *Trichoderma* puede modificar señalización hormonal, incluyendo etileno y otras rutas; sin embargo, si la interacción con la semilla no genera una reducción suficiente de ABA o un aumento efectivo de GA, la germinación puede no cambiar (Lombardi et al., 2020) la respuesta de la semilla a *Trichoderma* no necesariamente depende solamente de la especie del hongo, sino también de factores asociados con la semilla, el método de inoculación y las condiciones ambientales.

Respecto al micoparasitismo en restos vegetales mostró un notable crecimiento de *T. asperelloides* sobre los residuos sólidos de origen vegetal, colonizando rápidamente el material vegetal y desplazando visiblemente a los patógenos, se pudo comprobar la acción directa del micoparasitismo, manifestada por la envoltura de las hifas patógenas, la formación de estructuras reproductivas sobre ellas, y signos evidentes de degradación y colapso celular debido al uso de CWDE fungitóxicos, como quitinasas, glucanasas y proteasas, por parte de *Trichoderma* combinado con la fuerza mecánica ejercida por el apresorio es crucial para la penetración exitosa de las hifas del huésped. ras la penetración en el lumen de las hifas objetivo, el efecto acumulativo de los CWDE disuelve la pared celular del huésped, lo que finalmente resulta en la parasitación y facilita la asimilación del contenido de la pared celular, lo que lleva a la posterior muerte del hongo objetivo (Dutta et al., 2023).

Además la presencia de *Epicoccum* representa una alternativa para minimizar el impacto por hongos fitopatógenos en suelos debido a la secreción de metabolitos secundarios antifúngicos con propiedades antimicrobianas, como lo expone Angilè et al. (2025) al describir la presencia de β-caroteno, γ-caroteno, rodoxantina, torularrodina, epicoconona y antibióticos como epicorazina A y B, y flavipina con amplio aspecto para inhibir el crecimiento de diferentes patógenos fúngicos, incluidos *Fusarium* spp., *Botrytis cinerea* , *Rhizoctonia solani, Pythium* spp. y *Colletotrichum falcatum* utilizándose como una alternativa natural y sostenible para el manejo de enfermedades de las plantas.

Conclusiones

Respecto a las pruebas de antagonismo *in vitro* el análisis estadístico no reveló diferencias significativas en el porcentaje de inhibición entre los tratamientos para ninguno de los dos hongos antagónicos a diferencia del control donde si se mostró diferencia significativa con respecto a los tratamientos evaluados. Lo anterior confirma una actividad inhibitoria uniforme por parte de *T. asperelloides* y *E. italicum* contra el complejo de fitopatógenos de raíz evaluados.

En la evaluación de la germinación de semillas *T. asperelloides* mostró una alta eficacia en las concentraciones de hipoclorito de sodio de 0.5% al igual que el tratamiento 1% a diferencia de *E. italicum* se demostró en el tratamiento de 0.8% elevó su mayor potencial en el proceso germinativo, considerándose la semilla de maíz como la más apta para aplicar bioestimulantes germinativos biológicos por ambos géneros.

Con relación al micoparasitismo se confirma que el género *T. asperelloides* actuó de manera eficiente en un periodo de tiempo de 72 horas contra el complejo de hongos de suelo el demostrar mayor grado de parasitismo, mientras *E. italicum* presentó menor colonización de hifas aún después de los 3 días de experimentación. Estos hallazgos permiten el diseño de estrategias de biocontrol preventivas, orientadas a mitigar la incidencia de fitopatógenos del suelo en el cultivo de vid (*Vitis vinifera*), promoviendo al mismo tiempo la resiliencia del ecosistema radicular frente a infecciones persistentes.

Referencias bibliográficas

Angilè, F., Riolo, M., Cacciola, S. O., Fanizzi, F. P., & Santilli, E. (2025). Evaluation of the Effects of Epicoccum nigrum on the Olive Fungal Pathogens Verticillium dahliae and Colletotrichum acutatum by 1H NMR-Based Metabolic Profiling. *Journal Of Fungi*, *11*(2), 129. https://doi.org/10.3390/jof11020129

Ayala-Quispe, E. F. (2019). Efecto antagónico *in vitro* de cepas nativas de *Trichoderma* sp. frente a los hongos fitopatógenos *Colletotrichum* sp. y *Fusarium* sp. Ayacucho, 2018. https://repositorio.unsch.edu.pe/items/cb6233fb-d17f-4e05-9651-dfcdcb28ff29

Azevedo-Nogueira, F., Rego, C., Gonçalves, H. M. R., Fortes, A. M., Gramaje, D., & Martins-Lopes, P. (2022). The road to molecular identification and detection of fungal grapevine trunk diseases. *Frontiers In Plant Science*, *13*, 960289. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.960289

Bell, D. K., Well, H. D., and Markham, C. R. (1982). *In vitro* Antagonism of *Trichoderma* species against Six Fungal Plant Pathogens. Phytopathology, 72, 379-382. https://doi.org/10.1094 / Phyto-72-379

Chávez A. C., Valenzuela, B. L., Escoboza, F. V., Armenta, Q. A., Holguin, R., & Luján, H. M. (2024). Identificación y evaluación antagónica *in vitro* de cepas de *Trichoderma* spp. nativas contra patógenos del duraznero. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales*, *26*, 109-120. https://doi.org/10.22179/revmacn.26.833

De Souza, A. M. B., Santos, S. G. F. D., Rodrigues, C. A., Silva, Í. J., De Freitas Coelho, A. P., Araujo, E. F., & Gonzatto, M. P. (2025). Effects of sodium hypochlorite on seed germination and seedling emergence in Rangpur lime. *Acta Scientiarum Agronomy*, *48*(1), e72742. https://doi.org/10.4025/actasciagron.v48i1.72742

De Oliveira, J. A., Custódio, F. A., & Pereira, O. L. (2024). Cultivable root endophytic fungi associated with Acrocomia aculeata and its antagonistic activity against phytopathogenic oomycetes. *Brazilian Journal Of Microbiology*, *55*(4), 4077-4090. https://doi.org/10.1007/s42770-024-01482-z

Del Frari, G., Cabral, A., Nascimento, T., Ferreira, R. B., & Oliveira, H. (2019). *Epicoccum layuense* a potential biological control agent of esca-associated fungi in grapevine. *PLoS ONE*, *14*(3), e0213273. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213273

Dutta, P., Mahanta, M., Singh, S. B., Thakuria, D., Deb, L., Kumari, A., Upamanya, G. K., Boruah, S., Dey, U., Mishra, A. K., Vanlaltani, L., VijayReddy, D., Heisnam, P., & Pandey, A. K. (2023). Molecular interaction between plants and Trichoderma species against soil-borne plant pathogens. *Frontiers In Plant Science*, *14*, 1145715. https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1145715

El-Bassi, L., Ferjani, A. I., Jeguirim, M., Bennici, S., Jellali, S., Akrout, H., Thevenin, N., Ruidavets, L., Muller, A., & Limousy, L. (2020). Production of a biofertilizer from exhausted grape marc waste: agronomic and environmental impact on plant growth. *Biomass Conversion And Biorefinery*, *12*(12), 5605-5618. https://doi.org/10.1007/s13399-020-00991-9

El-Sharkawy, H. H., Rashad, Y. M., & Elazab, N. T. (2023). Biocontrol potential of the endophytic *Epicoccum nigrum* HE20 against stripe rust of wheat. *Pesticide Biochemistry And Physiology*, *194*, 105517. https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2023.105517

FAOSTAT. (2025). Food and Agriculture Organization of the United Nations https://www.fao.org/faostat/es/#data/QV (consulta de November 14, 2025).

Hashem, M., & Ali, E. (2004). *Epicoccum Nigrumas* biocontrol agent of Pythium damping-off and root-rot of cotton seedlings. *Archives Of Phytopathology And Plant Protection*, *37*(4), 283-297. https://doi.org/10.1080/03235400310001612955

Lee, H., Kim, S., Shin, J., Lee, S., & Han, Y. (2024). First report of root rot disease on grapevine (*Vitis vinifera* L.) caused by *Phytopythium helicoides* in Korea. *Research In Plant Disease*, *30*(4), 460-463. https://doi.org/10.5423/rpd.2024.30.4.460

Lombardi, N., Salzano, A. M., Troise, A. D., Scaloni, A., Vitaglione, P., Vinale, F., Marra, R., Caira, S., Lorito, M., D'Errico, G., Lanzuise, S., & Woo, S. L. (2020). Effect of *Trichoderma* Bioactive Metabolite Treatments on the Production, Quality, and Protein Profile of Strawberry Fruits. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, *68*(27), 7246-7258. https://doi.org/10.1021/acs.jafc.0c01438

Iqbal, S., Ashfaq, M., Malik, A. H., Haq, M. I., & Khan, K. S. (2022). Antagonistic screening and confronting potential of *Trichoderma viride* against Pakistani and American soil borne-pathogens (*Pythium aphenidermatum, Fusarium oxysporum* and *Phytophthora capsici*) in controlled conditions. *Pakistan Journal Of Phytopathology*, *34*(1), 81-91. https://doi.org/10.33866/phytopathol.034.01.0752

Karpova, D., Belkina, D., Porotikova, E., Yurchenko, E., & Vinogradova, S. (2025). Metagenomic Study of the Grapevine Decline Detected a Cocktail of Fungi Associated with Grapevine Trunk Diseases. *Plants*, *14*(24), 3722. https://doi.org/10.3390/plants14243722

Leslie, JF y Summerell, BA (2006). Talleres de laboratorio sobre Fusarium: una historia reciente. *Mycotoxin Research* , *22* (2), 73-74. https://www.researchgate.net/profile/John-Leslie-9/publication/236254109_Fusarium_laboratory_workshops-A_recent_history/links/5759687808aed884620adbb3/Fusarium-laboratory-workshops-A-recent-history.pdf

Mesguida, O., Haidar, R., Yacoub, A., Dreux-Zigha, A., Berthon, J., Guyoneaud, R., Attard, E., & Rey, P. (2023). Microbial biological control of fungi associated with grapevine trunk diseases: A review of strain diversity, modes of action, and advantages and limits of current strategies. *Journal Of Fungi*, *9*(6), 638. https://doi.org/10.3390/jof9060638

Mwaka, O., Mwamahonje, A., Nene, W., Rweyemamu, E., & Maseta, Z. (2024). Pesticides use and its effects on grape production: A review. *Sustainable Environment*, *10*(1). https://doi.org/10.1080/27658511.2024.2366555

Oliveira, R. S., Chagas, L. F. B., Martins, A. L. L., Souza, M. C., Luz, L. L., Gomes, F. L. & Chagas Junior, A. F. (2022). *Trichoderma* in the phytopathogenic biocontrol. Bulg. J. Agric. Sci., 28 (4), 717–724 https://www.agrojournal.org/28/04-18.pdf

Peccatti, A., Rovedder, A. P. M., Steffen, G. P. K., Maldaner, J., Missio, E. L., Witt, C. S., De Morais, R. M., Camargo, B., Neuenschwander, F., Da Silva Júnior, J. C., Capitani, L. C., & Dalcul, L. P. (2019). Effect of Trichoderma spp. on the Propagation of Maytenus ilicifolia Mart. ex Reissek. *Journal Of Agricultural Science*, *11*(3), 435. https://doi.org/10.5539/jas.v11n3p435

Perelló, A., Lampugnani, G., Abramoff, C., Slusarenko, A., & Bello, G. D. (2016). Suppression of seed-borneAlternaria arborescensand growth enhancement of wheat with biorational fungicides. *International Journal Of Pest Management*, *63*(2), 157-165. https://doi.org/10.1080/09670874.2016.1252478

Poimala, A., Raco, M., Haikonen, T., Černý, M., Parikka, P., Hantula, J., & Vainio, E. J. (2022). Bunyaviruses Affect Growth, Sporulation, and Elicitin Production in *Phytophthora cactorum. Viruses*, *14*(12), 2596. https://doi.org/10.3390/v14122596

Rábago-Zavala, K., Valenzuela-Escoboza, F. A., López-Valenzuela, B. E., Ayala-Armenta, Q. A., & Lizárraga-Sánchez, G. J. (2025). Morphological, molecular and pathogenic characterization of *Rhizoctonia isolates* causing a banded spot of corn sheath in northern Sinaloa. *Scientia Agropecuaria*, *16*(2), 263-269. https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2025.021

Savas, N. G. (2024). The control of soil-borne fungal pathogens in grapevine nurseries in Türkiye and their impact on sapling quality. *Plant Protection Science*, *60*(3), 241-257. https://doi.org/10.17221/94/2023-pps

Senger, M., Urrea-Valencia, S., Nazari, M. T., Vey, R. T., Piccin, J. S., & Martin, T. N. (2022). Evaluation of *Trichoderma asperelloides*-based inoculant as growth promoter of soybean (*Glycine max* (L.) Merr.): a field-scale study in Brazil. *Journal Of Crop Science And Biotechnology*, *26*(3), 255-263. https://doi.org/10.1007/s12892-022-00177-x

Todd, C., Hamid, M. I., Ashworth, V. E. T. M., Garcia, J. F., Cantu, D., & Rolshausen, P. E. (2023). First Report of Binucleate Rhizoctonia AG-G Causing Grapevine (*Vitis vinifera*) Trunk Diseases in California Nurseries. *Plant Disease*, *108*(1), 226. https://doi.org/10.1094/pdis-09-23-1726-pdn

Udhayakumar, R., S., Usharani and A. Muthukumar.(2019). Pathogenicity variation, morphological and cultural characteristic of *Colletotrichum gloeosporioides* isolates. Plant Archives 19 (1):425-430. http://www.plantarchives.org/PDF%2019-1/425-430%20(4604).pdf

Úrbez-Torres, J. R., Boule, J., Hrycan, J., & O'gorman, D. T. (2023). Potential role of Fusarium spp. in grapevine decline. *Phytopathologia Mediterranea*, *60*(2), 269-281. https://doi.org/10.36253/phyto-14679

Velázquez-Flores, A., Lara-Vázquez, F., Mejía-Carranza, J., Salgado-Siclán, M. L., Acosta-Guadarrama, A. D., & Ramírez-Dávila, J. F. (2025). Control biológico de antracnosis

utilizando microorganismos antagonistas en Coffea arabica en el Estado de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, *16*(7), e3876. https://doi.org/10.29312/remexca.v16i7.3876

Waterhouse, G. M. (1963). Key to the species of *Phytophthora* de Bary. https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19631103226

Zhang, H., Xi, J., Lv, Q., Wang, J., Yu, K., & Zhao, F. (2022). Effect of aerated irrigation on the growth and rhizosphere soil fungal community structure of greenhouse grape seedlings. *Sustainability*, *14*(19), 12719. https://doi.org/10.3390/su141912719

Ziedan, E. H. (2003). Root-rot disease of grapevine in Egypt. *Journal of Plant Protection and Pathology*, *28*(2), 1473-1481. https://jppp.journals.ekb.eg/article_245321_642d8fb69d6d067e8bb61872b706cfdd.pdf