



Evaluación in vitro del antagonismo de cepas de *Trichoderma* contra hongos fitopatógenos foliares del cultivo de banano (*Musa spp.*)

In vitro evaluation of the antagonism of *Trichoderma* strains against foliar phytopathogenic fungi of banana crops (*Musa spp.*)

José Tituaña Peralta^{1*}; Eliana Granja Guerra¹; Darwin Claudio Pruna²; Valeria Sotelo Erazo¹

¹ Universidad Técnica de Cotopaxi, Facultad de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales, Latacunga 050101, Ecuador.

² Universidad de las Fuerzas Armadas, Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias, Sangolquí 171103, Ecuador.

ORCID de los autores:

J. Tituaña-Peralta: <https://orcid.org/0009-0001-4302-5852>

D. Claudio Pruna: <https://orcid.org/0000-0002-3196-7789>

E. Granja Guerra: <https://orcid.org/0000-0002-7382-935X>

V. Sotelo Erazo: <https://orcid.org/0009-0007-7047-8359>

RESUMEN

En Ecuador, el banano es el segundo producto exportable más significativo después del petróleo y un pilar clave de su economía. Sin embargo, su producción enfrenta desafíos fitosanitarios siendo principalmente el ataque de enfermedades foliares causadas por hongos fitopatógenos, controladas tradicionalmente mediante la aplicación de fungicidas químicos. La investigación evaluó en condiciones in vitro, el antagonismo de tres cepas de *Trichoderma* (*T. harzianum*, *T. asperellum* y *T. sp.*) contra *Neocordana musicola* y *Phoma musae*, patógenos aislados de hojas enfermas recolectadas en la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas, Ecuador. Los ensayos se evaluaron mediante cultivos duales, cuantificando el crecimiento micelial y el grado de competencia por espacio. Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) con un arreglo factorial axb y dos controles. En base a los resultados el porcentaje mayoritario de inhibición corresponde a *T. harzianum* contra *Neocordana musicola* con 97,6% y *T. harzianum* contra *Phoma musae* con 78,6%, seguido por *T. asperellum* contra *Neocordana musicola* con 76,8% y *T. asperellum* contra *Phoma musae* con 46,6%. En comparación, *T. sp.* registró los porcentajes más bajos siendo 39,4% contra *Neocordana musicola* y 35%,4 contra *Phoma musae*. Estos resultados demuestran el potencial de *Trichoderma harzianum* como agente de control biológico.

Palabras clave: Antagonismo; inhibición; *Neocordana*; *Phoma*; *Trichoderma*.

ABSTRACT

In Ecuador, bananas are the second most important export product after oil and a key pillar of its economy. However, their production faces phytosanitary challenges, primarily the attack of foliar diseases caused by phytopathogenic fungi, traditionally controlled through the application of chemical fungicides. This study evaluated, under in vitro conditions, the antagonism of three *Trichoderma* strains (*T. harzianum*, *T. asperellum*, and *T. sp.*) against *Neocordana musicola* and *Phoma musae*, pathogens isolated from diseased leaves collected in the province of Santo Domingo de los Tsáchilas, Ecuador. The trials were evaluated using dual cultures, quantifying mycelial growth and the degree of competition for space. A completely randomized design (CRD) with an axb factorial arrangement and two controls was used. Based on the results, the highest percentage of inhibition corresponds to *T. harzianum* against *Neocordana musicola* with 97.6% and *T. harzianum* against *Phoma musae* with 78.6%, followed by *T. asperellum* against *Neocordana musicola* with 76.8% and *T. asperellum* against *Phoma musae* with 46.6%. In comparison, *T. sp.* registered the lowest percentages, being 39.4% against *Neocordana musicola* and 35%,4 against *Phoma musae*. These results demonstrate the potential of *Trichoderma harzianum* as a biological control agent.

Keywords: Antagonism; inhibition; *Neocordana*; *Phoma*; *Trichoderma*.

1. Introducción

La industria bananera en el Ecuador desempeña un papel fundamental en la economía nacional, destacándose por su capacidad de generación de empleo y su contribución al abastecimiento del mercado internacional (García Sánchez et al., 2022).

El banano se ubica como el segundo producto exportable con mayor importancia del país, alcanzando el valor estimado de USD 1.843 millones en el año 2024. Unión Europea, Rusia, Estados Unidos, Argelia y Arabia Saudita son sus principales mercados de exportación. Alcanzado un volumen de producción de 3.120 toneladas métricas durante el mismo lapso, según datos reportados por la (OEB, 2024). La mayor producción de banano está en la Región Costa, que representa el 89,0% de la superficie nacional, distribuyéndose en las provincias de El Oro, Guayas y los Ríos; por otra parte, la Región Sierra aporta con el 11,0% restante de la producción (INEC, 2024).

Sin embargo, la producción del banano enfrenta diversos desafíos fitosanitarios, entre los cuales destacan las enfermedades foliares causadas por hongos fitopatógenos. Estas afectaciones impactan tanto la cantidad como la calidad del cultivo, ya que reducen la capacidad fotosintética y limita la producción de carbohidratos necesarios para el desarrollo del fruto, como consecuencia, se observa una disminución en el número de manos por racimo y el tamaño de los frutos, afectando directamente su valor comercial (Urdaneta et al., 2002).

Las enfermedades devastadoras del cultivo se destaca la Sigatoka amarilla (*Mycosphaerella musicola*), Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) y la Mancha de Cordana (*Cordana musae*) (Churchill, 2011). Además, entre las enfermedades secundarias se encuentra la Mancha de Cladosporium (*Cladosporium musae*) y la Antracnosis (*Colletotrichum musae*) (Urdaneta et al., 2002). Así como otras afecciones causadas por hongos de los géneros *Phoma*, *Nigrospora* y *Neocordana musicola* (Hernández-Restrepo et al., 2015). Aunque, la severidad de estas enfermedades puede variar, todas afectan la sanidad del cultivo, reduciendo la calidad del fruto y el rendimiento de los cultivos.

Para controlar dichas enfermedades tradicionalmente se aplica fungicidas químicos, tanto sistémicos y protectantes, como el Clorotalonil y el Mancozeb (García Sánchez et al., 2022). No obstante, la utilización intensiva de estos productos ha preocupado a la humanidad

sobre el impacto ambiental y su potencial riesgo para la salud humana. Además, el uso reiterado de fungicidas químicos ha favorecido la aparición de resistencia en los patógenos (Díaz et al., 2020).

En este contexto, se requiere implementar métodos para controlar enfermedades, que respeten el ambiente y a su vez sean sostenibles. Una alternativa válida, es utilizar microorganismos como agentes de control biológico, entre los cuales resaltan las cepas del género *Trichoderma*. El género *Trichoderma* controla patógenos a través de diferentes mecanismos como el parasitismo directo, la competencia por recursos, la generación de metabolitos antifúngicos y la activación de las defensas en plantas (Cortés Hernández et al., 2023).

Estas cepas han mostrado ser eficaces para controlar patógenos, convirtiéndose en una opción factible para disminuir el empleo de los fungicidas químicos y atenuar las consecuencias negativas asociadas a su uso.

Este estudio tiene como objetivo evaluar el antagonismo de cepas de *Trichodermas* contra enfermedades foliares del banano, en condiciones in vitro, con el fin de identificar cepas promisorias que puedan ser empleadas a futuro en programas de manejo integrado de enfermedades. Los resultados de esta investigación podrían establecer bases para la implementación en campo y desarrollo de bio productos.

2. Metodología

Localización del área de estudio

La investigación se desarrolló en el Laboratorio de Microbiología de la Carrera de Agronomía, de la Facultad de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales de la Universidad Técnica de Cotopaxi.

Sitio de muestreo

Las muestras del material vegetal fueron recolectadas en Cóngoma Bajo, ubicado en la Provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas, cuyas coordenadas geográficas son: 0° 20' 30.495" S y 79° 15' 28.906" W.

Recolección de muestras

Las muestras se colectaron en horas de la mañana, seleccionando hojas jóvenes que presentaban síntomas de enfermedades, con una longitud aproximada de 30 cm, siguiendo una metodología establecida por Paladines-Montero et al. (2022).

Conservación de muestras

Las muestras colectadas se conservaron según el protocolo descrito por AGROCALIDAD (2018), las muestras se cubrieron con papel periódico seco para posteriormente ser depositadas en bolsas herméticas de plástico para conservar la humedad. Finalmente, las muestras se trasladaron al laboratorio para su posterior análisis.

Preparación de cámaras húmedas

Se prepararon cámaras húmedas en base a la metodología propuesta por Cervantes Alava et al. (2020). Se cortaron partes de hojas de 7x7cm con sintomatología de enfermedades, se lavaron con agua corriente y posteriormente con agua destilada estéril durante un minuto. Después de secar el exceso de humedad, los fragmentos se colocaron en tarrinas plásticas ½ litro, sobre una base de papel absorbente humedecido, manteniéndose a 23 ± 2 °C durante 48 horas.

Desinfección de muestras

La desinfección de muestras se realizó según la metodología de Cervantes Alava et al. (2020). Se cortaron fragmentos de hojas de 1 x 1 cm, que presentaron conidios en las cámaras húmedas, se lavaron con agua corriente durante un minuto y se secaron con papel adsorbente. Posteriormente los fragmentos se desinfectaron con lavados secuenciales de un minuto con etanol al 70%, hipoclorito de sodio al 1% y agua destilada estéril (este último lavado se repitió tres veces).

Para la preparación del medio de cultivo, se pesaron 3,9 g de PDA (Potato Dextrosa Agar) y se mezclaron con 100 ml de agua destilada hasta conseguir una solución homogénea. El medio fue esterilizado en autoclave a 121 °C por 20 minutos y 15 PSI, se enfrió a temperatura ambiente en una cámara de flujo laminar y se añadió un antibiótico a base de ceftriaxona (2 ml por 1000 ml de PDA) para inhibir el crecimiento bacteriano. Se dispen-

saron 20 ml del medio en cada caja Petri para su posterior siembra. Finalmente se sembraron cinco fragmentos por caja Petri, se sellaron con cinta Parafilm y se incubaron a 28 ± 2 °C. Tras una semana, se observó el crecimiento micelial de los patógenos (Figura 1).

Purificación y caracterización del patógeno

Después de una semana de la siembra, se pudo observar el crecimiento de diferentes micelios, los cuales se identificaron mediante microscopía. Posteriormente, se realizaron cultivos monospóricos empleando cajas Petri con medio PDA para aislar los hongos y obtener cultivos puros. Para lo cual, se utilizó una aza de siembra tomando pequeñas muestras de micelio y se colocó en las cajas Petri. Estas se sellaron con cinta Parafilm y fueron incubados a 28 ± 2 °C. Después de una semana, se obtuvieron cultivos puros, libres de contaminación por otros hongos o bacterias. Los patógenos se caracterizaron morfológicamente mediante un análisis macroscópico y microscópico. Para la caracterización macroscópica, se identificó la textura, color, bordes de la colonia y tiempo de crecimiento, en base a la metodología de Hernández-Restrepo et al. (2015). Para la caracterización microscópica, se preparó improntas en porta objetos teñidas con azul de metileno, lo que permitió visualizar estructuras como hifas, conidióforos y conidios, según lo indicado por Cervantes Alava et al. (2020).

Obtención del hongo antagonista

(*Trichoderma*)

Para las pruebas de antagonismo se utilizaron tres cepas de *Trichodermas*. *Trichoderma asperellum* se obtuvo en el cepario del laboratorio de Microbiología de la Universidad Técnica de Cotopaxi, mientras que *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma sp.* fueron adquiridas de una fuente comercial.

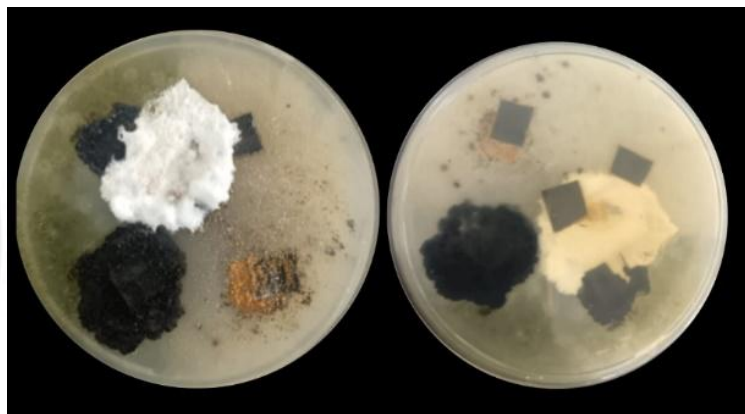


Figura 1. Aislamiento de hongos fitopatógenos a partir de muestras foliares del banano en medio PDA a 28 °C.

Pruebas de antagonismo con *Trichoderma*

Se adaptó el protocolo de Arzate-Vega et al. (2006). En cada caja Petri con medio PDA, fue insertado un disco de 0,8 cm de diámetro con cultivo puro de los hongos a controlar (Figura 2). Una vez que el crecimiento micelial alcanzó la mitad de la caja se insertó un disco de 0,8 cm de diámetro de *Trichoderma* en el extremo opuesto a una distancia de 2,1 cm del centro de la caja Petri. Las cajas fueron selladas e incubadas a 28 ± 2 °C.

Diseño experimental

Se utilizó un Diseño Completo al Azar (DCA) con un arreglo factorial de $a \times b$ y dos controles. El factor A (*Trichoderma*) con tres niveles (*Trichoderma* sp., *T. asperellum* y *T. harzianum*) y el factor B (fitopatógenos) con dos niveles (*Neocordana musicola* y *Phoma musae*). Se incluyeron dos controles con cultivo puro de *Neocordana musicola* y *Phoma musae*, resultando en seis tratamientos, con cinco repeticiones. Las unidades experimentales consistieron en cajas Petri, sumando un total de 30 unidades experimentales.

Registro y análisis de datos

El registro de datos se realizó tres veces por semana. En los ensayos duales para la evaluación de la actividad antagonista *in vitro* de *Trichoderma*, se registraron 2 tipos de interacción: (1) Antibiosis, determinada por la presencia de una zona de inhibición, y (2) Competencia por espacio, evaluada mediante el sobrecrecimiento de un organismo sobre otro (Mejía et al., 2008). La antibiosis se cuantificó mediante la fórmula de Rodríguez-García & Wang-Wong (2020):

$$PICR = \frac{R_1 - R_2}{R_1} \times 100$$

Donde R_1 : Radio mayor (Radio micelial del patógeno en las cajas control); R_2 : Radio menor (Radio micelial del patógeno en enfrentamiento con el antagonista).

Por otro lado, la competencia por espacio se evaluó mediante una escala descrita por Ezziyyani et al. (2007) (Tabla 1).

El Análisis de varianza (ADEVA), se lo realizó utilizando el software estadístico InfoStat (2020). Se identificaron las diferencias relevantes entre los tratamientos a través del test de Tukey ($p < 0,05$).



Figura 2. Pruebas de antagonismo de *Trichoderma* contra fitopatógenos en medio PDA a 28 °C.

Tabla 1

Escala para evaluar el grado de competencia por espacio de *Trichoderma*

Grado	Competencia por espacio
0	Ninguna invasión de la superficie de la colonia del hongo patógeno
1	Invasión de ¼ de la superficie de la colonia del hongo patógeno
2	Invasión de ½ de la superficie de la colonia del hongo patógeno
3	Invasión total de la superficie de la colonia del hongo patógeno, no esporulación sobre ella
4	Invasión total de la superficie de la colonia del hongo patógeno esporulación sobre ella

3. Resultados y discusión

Caracterización morfológica de los hongos fitopatógenos

Caracterización macroscópica

Cultivos puros de *Neocordana musicola* y *Phoma musae* en medio PDA presentaron las siguientes características Tabla 2 y Tabla 3.

Los resultados de la descripción macroscópica de *Neocordana musicola* concuerdan con lo establecido por Hernández-Restrepo et al. (2015), los cuales visualizaron en cultivos puros en caja Petri con medio PDA incubados a 27 °C, un micelio aéreo de color blanco y de textura algodonosa en los primeros días de desarrollo en caja.

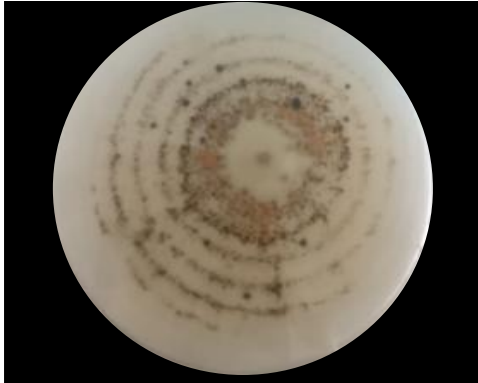
Tabla 2

Descripción morfológica *Neocordana musicola*

<i>Neocordana musicola</i>	
Descripción	
El micelio presentó inicialmente una tonalidad de color blanco, manteniendo esta característica durante 15 días. Posteriormente, adquirió un color beige hasta alcanzar su crecimiento completo en la caja Petri. En el reverso de la caja, se observó una coloración marrón en la zona central rodeada por bordes beige.	
La textura del micelio fue algodonosa y esponjosa, alcanzando su crecimiento micelial completo en un mes.	
Vista frontal	Vista posterior
	

Tabla 3

Descripción morfológica *Phoma musae*

<i>Phoma musae</i>	
Descripción	
El micelio presentó un color gris en la parte central y blanco hacia los bordes hasta completar su desarrollo en caja Petri, presentando una textura aterciopelada. Además, se observó estructuras reproductivas (picnidios) en forma de puntos negros dispersas en toda la superficie. El tiempo de crecimiento micelial se completó en tres semanas.	
En la vista posterior, se identificó un patrón de crecimiento radial en forma de aros concéntricos que se extendían desde el centro hacia los bordes.	
Vista frontal	Vista posterior
	

La caracterización macroscópica de *Phoma musae* coincide con lo descrito por Hou et al. (2020), quienes reportan un crecimiento micelial de coloración gris en el centro y blanco cuando se siembra en PDA a 26 °C. También, se observó una textura aterciopelada y la presencia de picnidios en forma de puntos negros dispersos, siendo un rasgo característico de este género así lo mencionan De Gruyter & Crous (2008), quienes señalan que *Phoma* es un hongo anamorfo que produce estructuras de reproducción asexual denominadas picnidios en condiciones controladas.

Caracterización microscópica

Microscopia del hongo fitopatógeno

Neocordana musicola

Se identificaron hifas delgadas y ramificadas, con paredes celulares lisas y ligeramente pigmentadas por el azul de metileno (Figura 3). También, se observó conidióforos de estructura larga, septada y con engrosamiento en el ápice, estructuras que coinciden con las descripciones realizadas por Hernández-Restrepo et al. (2015),

para aislados de *Neocordana musicola* provenientes de plantaciones de banano en regiones tropicales. Además, se visualizó la presencia de conidios agrupados de forma elipsoide con divisiones transversales en la parte central, siendo este un rasgo microscópico característico que ha sido reportado como clave en la identificación para el género *Neocordana* (Samarakoon et al., 2019).

Microscopia del hongo fitopatógeno *Phoma musae*

Se identificaron hifas septadas, alargadas con paredes celulares gruesas y pigmentadas por el azul de metileno, estructuras que coinciden con los estudios de *Phoma* descritos por Debasish et al. (2020). También, se observó la formación de picnidios siendo un rasgo distintivo de este género que tiene un rol fundamental en el ciclo vital, ya que permite la liberación de conidios (Figura 4). Según Hou et al. (2020), los conidios presentan una forma elipsoidal y cilíndrica considerándose un criterio taxonómico característico para la identificación de la especie de este hongo.

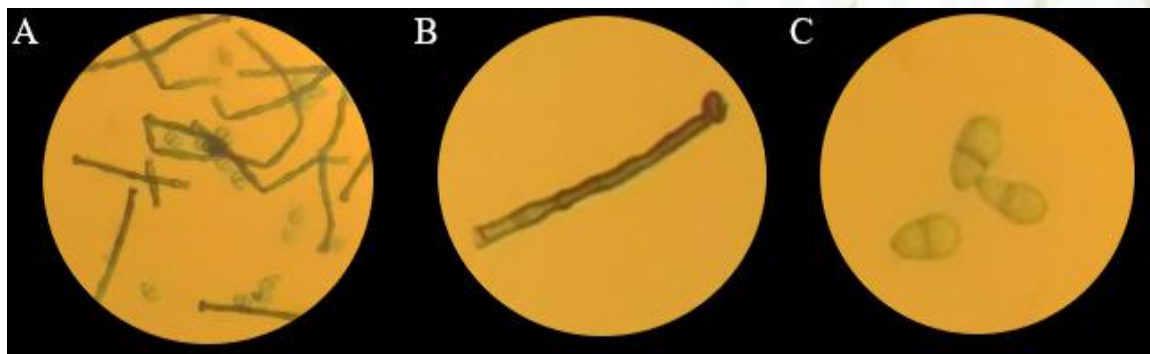


Figura 3. Microscopia *Neocordana musicola*. A) Micelio 40x. B) Conidióforo 40x. C) Conidios 40x.

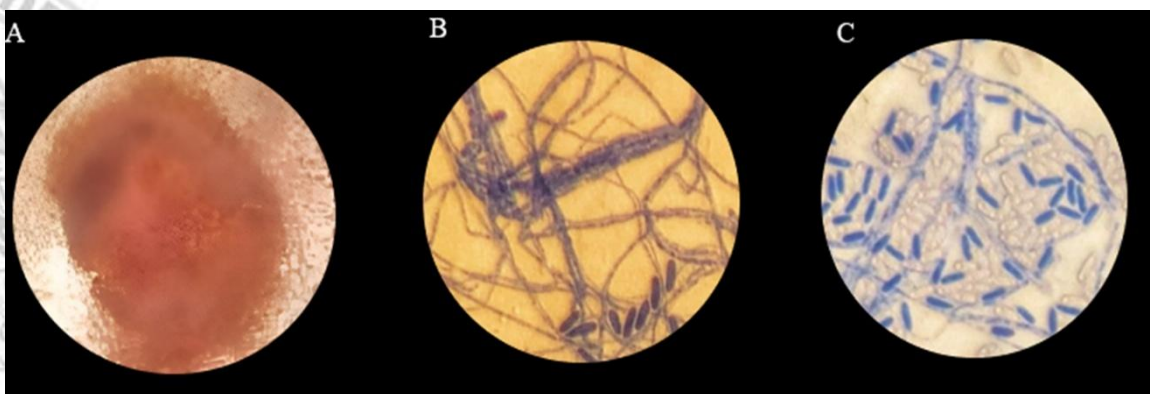


Figura 4. Microscopia *Phoma musae*. A) Micelio 40x B) Hifas y Picnidios 40x. C) Conidios 40x.

Antagonismo de cepas de *Trichodermas* frente a hongos fitopatógenos

Análisis de Varianza para el porcentaje de inhibición

En la Tabla 4 se observan diferencias estadísticamente significativas para los factores evaluados *Trichodermas* y fitopatógenos, así como su interacción (*Trichodermas**Fitopatógenos). El análisis de varianza mostró un coeficiente de variación de 4,04%, indicando un adecuado control experimental y el registro de datos homogéneos.

Tabla 4

Evaluación del porcentaje de inhibición de *Trichoderma* contra patógenos (*Neocordana musicola* y *Phoma musae*)

F.V.	gl	% Inhibición	p-valor
Factor A (<i>Trichodermas</i>)	2	<0,0001	**
Factor B (Fitopatógenos)	1	<0,0001	**
Factor A*Factor B	2	<0,0001	**
Error	24		
Total	29		
C.V.		4,04	

Rangos de significancia de los factores y su interacción según pruebas de Tukey ($p < 0,05$)

La Figura 5 muestra los porcentajes del crecimiento micelial del Factor A, que representa las tres especies de *Trichodermas*. Donde, *T. harzianum* mostró una diferencia significativa alcanzando el 87,2%. En comparación, *T. asperellum* que obtuvo 62,6% y finalmente se posicionó *T. sp.* con el menor crecimiento micelial registrando el 37,4%.

Los resultados obtenidos señalan las diferencias en la capacidad antagonica de las cepas de *Trichodermas* evaluadas. *T. harzianum* destacó por su alta capacidad antagonica. Según Vinale et al. (2008), indican que esta especie de *Trichoderma* posee varios mecanismos de acción como el micro parasitismo, antibiosis y competencia por espacio y nutrientes. Por otro lado, *T. asperellum* también es reconocida por su potencial de biocontrol, aunque su eficacia puede variar por la interacción con otros microorganismos (Rodríguez-García & Wang-Wong, 2020). A diferencia, *T. sp* mostró ser la menos efectiva, resaltando la importancia de la identificación molecular de las especies de este género ya que existe gran variabilidad en cuanto

a sus mecanismos de acción, como lo menciona Mayorga Morejón et al. (2024).

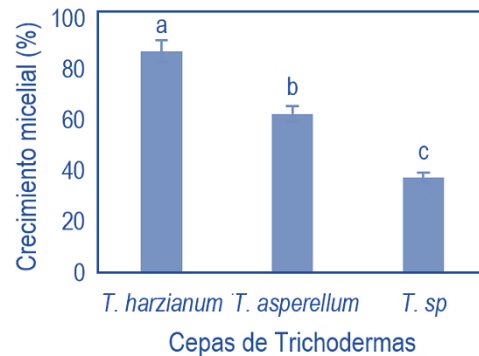


Figura 5. Crecimiento micelial (%) de cepas de *Trichodermas*. Valores con letras similares no muestran diferencias estadísticas relevantes ($p < 0,05$).

La Figura 6 presentan los porcentajes del crecimiento micelial correspondiente al Factor B, en la cual se compararon los porcentajes de dos fitopatógenos foliares del banano. Donde *Neocordana musicola* alcanzó el 71,87%, mostrando una diferencia estadísticamente significativa en comparación con *Phoma musae* que registró el 52,93%.

Los resultados obtenidos demuestran que *Neocordana musicola* es más agresiva en comparación con *Phoma musae*. Su alta agresividad concuerda con lo establecido por Hernández-Restrepo et al. (2015), los cuales afirman que este hongo posee un complejo enzimático que degrada los tejidos de la planta huésped facilitando la colonización del tejido vegetal. No obstante, *Phoma musae* se ha identificado como un patógeno secundario en cultivos de banano, asociado a tejidos previamente lesionados presentando menor capacidad de penetración directa en los tejidos sanos (Churchill, 2011).

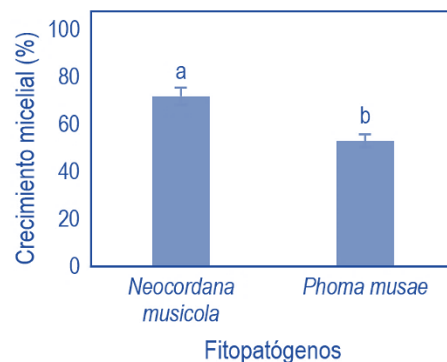


Figura 6. Crecimiento micelial (%) de los hongos fitopatógenos. Valores con letras similares no muestran diferencias estadísticas relevantes ($p < 0,05$).

En la Figura 7 se observan los valores porcentuales de inhibición para la interacción entre el Factor A*Factor B. *T. harzianum* contra *Neocordana musicola* obtuvo una diferencia significativa con el 97,6%, en comparación con *T. asperellum* contra *Neocordana musicola* y *T. harzianum* contra *Phoma musae* donde se observó una ligera disminución de inhibición obteniendo el 78,6% y 76,8% respectivamente. Por otra parte, *T. asperellum* contra *Phoma musae* registró una menor inhibición de 46,6%. Los valores más bajos de inhibición en comparación con las demás interacciones registraron *T. sp* contra *Neocordana musicola* y *Phoma musae* con 39,4% y 35,4% respectivamente.

La Figura 8 muestra la inhibición de los diferentes tratamientos frente a los controles, existiendo una diferencia estadísticamente significativa. El T5 (*T. harzianum* contra *Neocordana musicola*) obtuvo 97,6%. Seguido por los T3 (*T. asperellum* contra *Neocordana musicola*) y T6 (*T. harzianum* contra *Phoma musae*) con 78,6% y 76,8% respectivamente. Seguido por el T4 (*T. asperellum* contra *Phoma musae*) con 46,6%. Por otra parte, los tratamientos T1 (*T. sp.* contra *Neocordana*

musicola) y T2 (*T. sp.* contra *Phoma musae*) con el 39,4% y 35,4% respectivamente. Finalmente, el control 1 (*Neocordana musicola*) y el control 2 (*Phoma musae*), no registraron porcentaje de inhibición.

Los hallazgos en base a las pruebas de antagonismo realizadas mediante la técnica de cultivos duales in vitro demostraron que *T. harzianum* es eficiente contra *Neocordana musicola* como agente de control biológico por la capacidad de inhibir el crecimiento micelial del fitopatógeno a través de sus diferentes mecanismos de acción. Estudios relacionados en diferentes patógenos foliares del cultivo de banano señalan porcentajes de inhibición superiores al 90% con esta cepa (Cavero et al., 2015; Mayorga Morejón et al., 2024). Por otro lado, al evaluar *T. harzianum* contra *Phoma musae* se observó un porcentaje de inhibición menor (76%) frente a los resultados obtenidos para *Neocordana musicola*. Aunque no se han reportado ensayos específicos a nivel de especie para *Phoma musae*, este estudio se asemeja con los resultados a nivel de género reportados por Vargas Vera (2014).

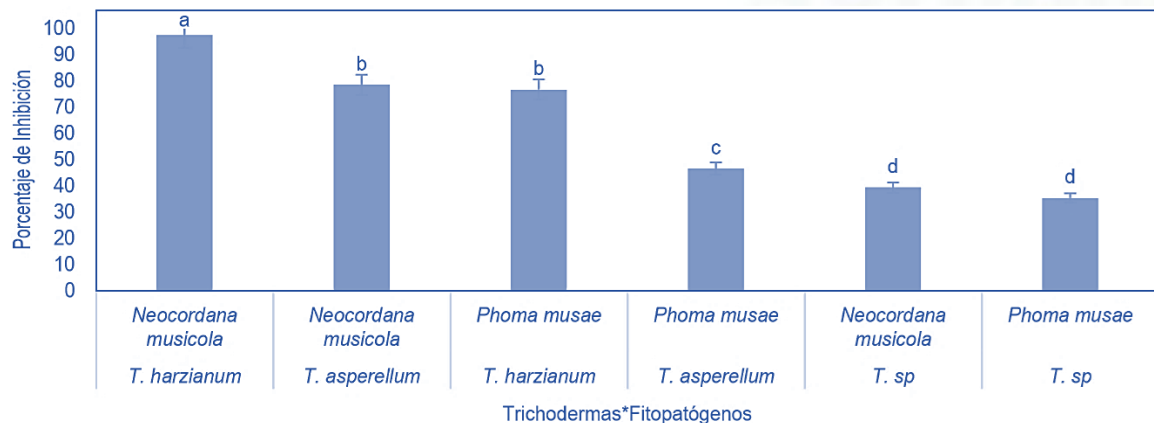


Figura 7. Porcentaje de inhibición de *Trichodermas* contra Fitopatógenos. Valores con letras similares no muestran diferencias estadísticas relevantes ($p < 0,05$).

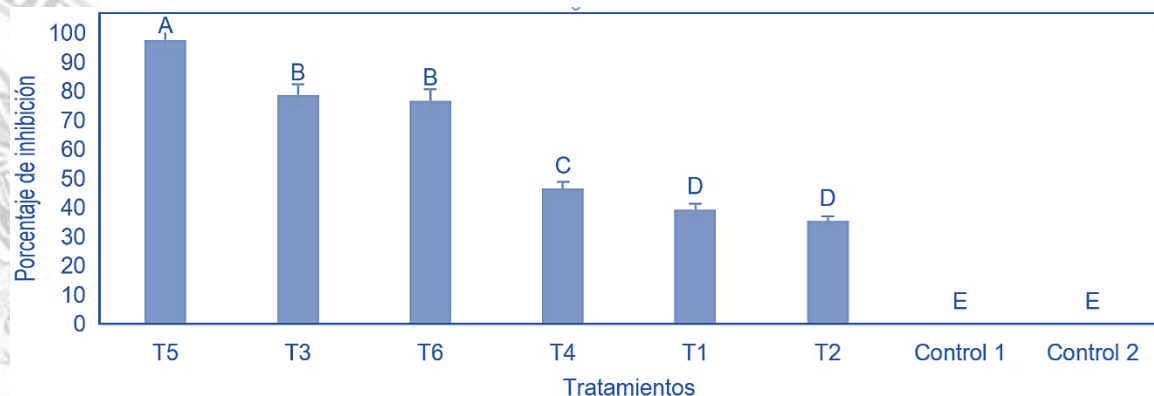


Figura 8. Porcentajes de inhibición de los tratamientos frente a los controles. Valores con letras similares no muestran diferencias estadísticas relevantes ($p < 0,05$).

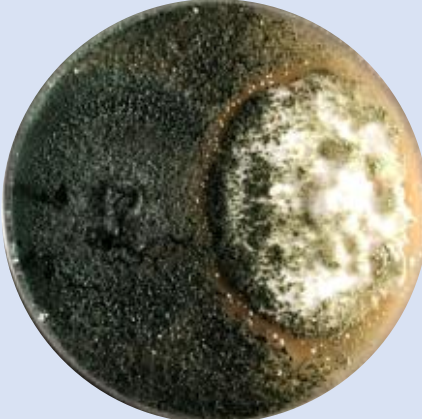
Grado de severidad

La Tabla 5 describe la capacidad antagónica de las cepas de *Trichodermas* contra *Neocordana musicola* evaluada mediante la competencia por espacio clasificada en diferentes grados de severidad. *T. harzianum* alcanzó el grado 4 reflejado por la invasión total sobre la superficie de la colonia de *N. musicola* y una notable esporulación, resultados que concuerdan con lo establecido por Acosta-Suárez et al. (2013), los cuales indican que *T. harzianum* mostró una mayor capacidad de antagonismo en compa-

ración de otras especies contra otros fitopatógenos del banano. Por otra parte, *T. asperellum* obtuvo el grado 3 invadiendo la superficie total de *N. musicola*, pero sin esporulación, resultado que es similar a lo descrito por Mayorga Morejón et al. (2024), quienes mencionan una menor capacidad antagónica asociada a su crecimiento reducido disminuyendo la competencia por espacio. En contraste, *T. sp* no mostró capacidad de invasión lo que indica que su eficacia como agente de biocontrol por competencia es nula.

Tabla 5

Grados de severidad por competencia de espacio entre cepas de *Trichodermas* contra *Neocordana musicola*

Competencia por espacio			
Tratamiento	Fotografía	Grado	Capacidad antagónica
<i>Trichoderma Sp.</i> – <i>Neocordana musicola</i>		0	Ninguna invasión de la superficie de la colonia del hongo patógeno
<i>Trichoderma asperellum.</i> – <i>Neocordana musicola</i>		3	Invasión total de la superficie de la colonia del hongo patógeno, no esporulación sobre ella
<i>Trichoderma harzianum</i> – <i>Neocordana musicola</i>		4	Invasión total de la superficie de la colonia del hongo patógeno esporulación sobre ella

La Tabla 6 describe la capacidad antagónica de las cepas de *Trichodermas* evaluadas contra *Phoma musae*. *T. harzianum* invadió la superficie total del fitopatógeno alcanzó el grado 3 aunque sin esporulación. Según (Vinale et al. 2008), esta efectividad se atribuye a los diferentes mecanismos de acción que abarcan el micro parasitismo, antibiosis y competencia por nutrientes y espacio. En cuanto a *T. asperellum* invadió la mitad de la superficie de *P. musae*

obteniendo el grado 2. Por su parte Samuels et al. (2010), mencionan que esta cepa posee propiedades antagónicas contra diversos patógenos, sin embargo, su eficacia dependerá sobre el patógeno a controlar. Finalmente, *T. sp* obtuvo el grado 0, lo que refleja un bajo nivel de competencia demostrando que no todas las especies del género *Trichoderma* son efectivas para el biocontrol de *Phoma musae*.

Tabla 6

Grados de severidad por competencia de espacio entre cepas de *Trichodermas* contra *Phoma musae*

Competencia por espacio			
Tratamiento	Fotografía	Grado	Capacidad antagónica
<i>Trichoderma</i> Sp. – <i>Phoma musae</i>		0	Ninguna invasión de la superficie de la colonia del hongo patógeno
<i>Trichoderma asperellum</i> . – <i>Phoma musae</i>		2	Invasión de ½ de la superficie de la colonia del hongo patógeno
<i>Trichoderma harzianum</i> – <i>Phoma musae</i>		3	Invasión total de la superficie de la colonia del hongo patógeno, no esporulación sobre ella

4. Conclusiones

Las cepas de *Trichoderma* evaluadas mostraron un efecto antagónico contra enfermedades foliares del banano. *Trichoderma harzianum* resultó ser la más eficaz para controlar *Neocordana musicola* y *Phoma musae*, obteniendo porcentajes de inhibición del 97,6% y 76,8% respectivamente, esto se atribuye a su grado de severidad con la capacidad para invadir completamente la superficie de los patógenos y adicional una notable esporulación considerando como potencial para agente de biocontrol.

Referencias bibliográficas

- Acosta-Suárez, M., Pichardo, T., Roque, B., Cruz- Martín, M., Mena, E., Leiva-Mora, M., ... Alvarado- Capó, Y. (2013). Antagonismo in vitro de *Trichoderma harzianum* Rifai contra *Mycosphaerella fijiensis* Morelet. *Biotecnología Vegetal*, 13(4), 1–5.
- AGROCALIDAD. (2018). Toma de muestra para el laboratorio de biología molecular – diagnóstico vegetal. Recuperado de <https://www.agrocalidad.gob.ec/wp-content/uploads/2020/05/tra4.pdf>
- Arzate-Vega, J., Michel-Aceves, A. C., Domínguez-Márquez, V. M., & Santos-Eméstica, O. A. (2006). Antagonismo de *Trichoderma* spp. sobre *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, Agente Causal de la Sigatoka Negra del Plátano (*Musa* sp.) in vitro e Invernadero. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 24(2), 98–104.
- Cavero, P. A. S., Hanada, R. E., Gasparotto, L., Neto, R. A. C., & de Souza, J. T. (2015). Controle biológico da Sigatoka-negra da bananeira com *Trichoderma*. *Ciencia Rural*, 45(6), 951–957. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20140436>
- Cervantes Alava, A. R., Lalangui Paucar, Y., Sánchez Urdaneta, A. B., Colmenares de Ortega, C. B., & Jaramillo Aguilar, E. E. (2020). Evaluación del desarrollo de micelios de *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, recolectados en el centro y lindero en plantación de *Musa* sp. AAA. *Revista Metropolitana de Ciencias Aplicadas*, 3(3). Recuperado de <https://orcid.org/0000-0002-0688-9432>
- Churchill, A. C. L. (2011). *Mycosphaerella fijiensis*, the black leaf streak pathogen of banana: Progress towards understanding pathogen biology and detection, disease development, and the challenges of control. *Molecular Plant Pathology*, 12(4), 307–328. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2010.00672.x>
- Cortés Hernández, F. del C., Alvarado Castillo, G., & Sanchez Viveros, G. (2023). *Trichoderma* spp., una alternativa para la agricultura sostenible: una revisión. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 25(2), 73–87. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v25n2.111384>
- De Gruyter, J., & Crous, P. W. (2008). Biology and recent developments in the systematics of *Phoma*, a complex genus of major quarantine significance. *Fungal Diversity*, 15, 1–18.
- Debasish, D., Ahamed, K., & Nrisingha, D. (2020). *Phoma* diseases: Epidemiology and control. *Plant Pathology*, 69(7), 1203–1217. <https://doi.org/10.1111/ppa.13221>
- Ezziyany, M., Requena, M. E., Egea-Gilbert, C., & Candela, M. E. (2007). Biological control of *Phytophthora* root rot of pepper using *Trichoderma harzianum* and *Streptomyces rochei* in combination. *Journal of Phytopathology*, 155(6), 342–349. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2007.01237.x>
- García Sánchez, H. M., Jaramillo Aguilar, E. E., & Herrera Reyes, S. N. (2022). Fungicidas a base de azufre y *Bacillus* sp. En manejo integrado de Sigatoka Negra. *Agroecosistemas*, 10(3), 153–158.
- Hernández-Restrepo, M., Groenewald, J. Z., & Crous, P. W. (2015). *Neocordana* gen. nov., the causal organism of Cordana leaf spot on banana. *Phytotaxa*, 205(4), 229–238. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.205.4.2>
- Hou, L. W., Groenewald, J. Z., Pfenning, L. H., Yarden, O., Crous, P. W., & Cai, L. (2020). The phoma-like dilemma. *Studies in Mycology*, 96, 309–396. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2020.05.001>
- INEC. (2024). Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua (ESPAC).
- InfoStat. (2020). InfoStat. Recuperado de <https://www.infostat.com.ar/index.php?mod=page&id=15>
- Mayorga Morejón, K. R., Solís Hidalgo, Z. K., Terrero Yépez, P. I., & Hoyos Montesdeoca, M. Á. (2024). Interacciones antagónicas entre *Trichoderma* spp. y *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense R1: un estudio in vitro sobre competencia y antibiosis. *Revista De Producción, Ciencias E Investigación*, 8(54), 12–23. <https://doi.org/https://doi.org/10.29018/issn.2588-1000vol8iss54.2024pp12-23>
- Mejía, L. C., Rojas, E. I., Maynard, Z., Bael, S. Van, Arnold, A. E., Hebbbar, P., ... Herre, E. A. (2008). Endophytic fungi as biocontrol agents of *Theobroma cacao* pathogens. *Biological Control*, 46(1), 4–14. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2008.01.012>
- OEB. (2024). Análisis trimestral enero-junio 2024 comercio exterior. Ministerio de Producción, Comercio Exterior, Inversiones y Pesca. Ecuador.
- Paladines-Montero, A., León-Reyes, A., Ramirez-Villacis, D. X., & Zapata-Ramón, C. G. (2022). Caracterización del microbioma foliar de banano y su variación en presencia del patógeno Sigatoka Negra (*Pseudocercospora fijiensis*). *ACI Avances En Ciencias e Ingenierías*, 14(1). <https://doi.org/10.18272/aci.v14i1.2299>
- Rodríguez-García, D., & Wang-Wong, A. (2020). Efectividad a nivel in vitro de *Trichoderma* spp. nativos e importados contra *Fusarium oxysporum*. *Agronomía Costarricense*, 44(2), 109–125. <https://doi.org/https://doi.org/10.15517/RAC.V44I2.43096>
- Samarakoon, B. C., Wanasinghe, D. N., Jeewon, R., & Tian, Q. (2019). The plant pathogenic genus *Neocordana*. *Plant Pathology & Quarantine*, 9(1), 139–151. <https://doi.org/10.5943/ppq/9/1/12>
- Samuels, G. J., Ismaiel, A., Bon, M. C., De Respínis, S., & Petrini, O. (2010). *Trichoderma asperellum* sensu lato consists of two cryptic species. *Mycologia*, 102(4), 944–966. <https://doi.org/10.3852/09-243>
- Urdaneta, L., Delgado, A., Sosa, L., & Piñeiro, A. (2002). Micobiota del filoplanio en plátano Harton (*Musa AAB*), en el municipio Francisco Javier Pulgar del estado Zulia, Venezuela. *Revista de La Facultad de Agronomía*, 19(2).
- Vargas Vera, R. H. (2014). Antagonismo de *Trichoderma koningiopsis* y *Trichoderma harzianum* sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. cepae y *Phoma terrestris* in vitro. Tesis de grado. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa. Arequipa.
- Vinale, F., Sivasithamparam, K., Ghisalberti, E. L., Marra, R., Woo, S. L., & Lorito, M. (2008). *Trichoderma*-plant-pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(1), 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.07.002>