CARACTERIZACIÓN FENOTÍPICA DE ESPECIES FITOPATÓGENAS DEL GÉNERO *Fusarium* Y MICROORGANISMOS AUTÓCTONOS CON ACTIVIDAD ANTAGÓNICA AISLADOS A PARTIR DE SECTORES ARROCEROS EN EL DEPARTAMENTO NORTE DE SANTANDER.

VIRGILIO JOSÉ BONETH PIMIENTA

UNIVERSIDAD DE PAMPLONA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA
Pamplona, 2024

CARACTERIZACIÓN FENOTÍPICA DE ESPECIES FITOPATÓGENAS DEL GÉNERO *Fusarium* Y MICROORGANISMOS AUTÓCTONOS CON ACTIVIDAD ANTAGÓNICA AISLADOS A PARTIR DE SECTORES ARROCEROS EN EL DEPARTAMENTO NORTE DE SANTANDER.

VIRGILIO JOSÉ BONETH PIMIENTA

Trabajo de grado presentado como requisito parcial para optar al título de MICROBIOLOGO

Directora
Liliana Rojas Contreras, PhD.

Codirectora
Angela Maritza Cajiao, MSc.

UNIVERSIDAD DE PAMPLONA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA
Pamplona, 2024

Dedicatoria

Con mucho amor para la mujer que me dio la vida e inculco en mí el deseo de algún día ser profesional dando lo mejor de mí en todos los escenarios en los que me encontrara a base de valores y respetando a todas las personas, para ti será todos mis logros porque siempre me has apoyado y nunca has soltado mi mano, y estoy seguro que así será hasta que Dios me siga prestando tu presencia en este mundo.

A mi padre que ha sido el hombre que en la vida más he admirado, él que siempre vi como la persona más inteligente de este mundo, quien con amor le explicaba a ese niño las cosas que no entendía, y en sus oraciones siempre pone en las manos y voluntad de Dios. Tus valores y enseñanzas me han convertido en el hombre que soy hoy.

Con mucho cariño para mis hermanos Andrés y Sebastián, verlos a ustedes convertirse en profesionales y alcanzar lo que hasta ahora han conseguido, me sigue motivando a ser mejor cada día. Los quiero con todo mi corazón, han sido mi apoyo incondicional y saben lo que esto significa para mí.

A mis amigos y demás familiares que siempre han creído en mí, en mis capacidades y me alentaron en este proceso hasta poder llegar a este punto de mi pregrado.

Agradecimientos

En primer lugar, agradezco a Dios por darme salud, inteligencia y sabiduría a lo largo de este camino. Soy plenamente consciente de que nunca me ha dejado solo y siempre he contado con su bendición.

A mis padres, Mailen Pimienta y Virgilio Boneth, nunca terminaré de agradecerles por todo lo que han hecho por mí. Me han dado lo mejor que un padre puede ofrecer a sus hijos: educación. Gracias por su apoyo constante, su amor incondicional y por estar siempre a mi lado. También extiendo mi gratitud a mis hermanos y a toda mi familia, quienes siempre me ofrecieron su ayuda cuando la necesité.

A mis tutoras de trabajo de grado, mis profesoras Liliana Rojas Contreras y Ángela Maritza Cajiao Pedraza, les agradezco profundamente. Desde el primer momento confiaron en mí, me guiaron con paciencia y me jalaron las orejas cuando fue necesario, siempre con respeto y consideración. Les guardo un especial cariño.

A mis compañeros y amigos del grupo de investigación y de la universidad: Jeffer, Gerardine, Criss, Oscar, María Gabriela, Andrés Sánchez, Juliana Osuna, Nataly, Sofía y Divverson, gracias por sus valiosos consejos que me ayudaron a sacar adelante este proyecto. También quiero agradecer a las chicas que se unieron al grupo en el último semestre: Nicole, Danna y Mariangel, quienes contribuyeron en una parte importante del proceso. A los chicos de primer semestre: Thomas, Valerin, Natalia y Juan Diego, quienes asistían al grupo de

investigación con gran entusiasmo y deseos de aprender sobre microbiología, espero haberles transmitido algo de lo que he aprendido.

A Karla Vásquez, mi amiga y compañera durante la mayor parte de la carrera, mi mayor fan y quien muchas veces creyó más en mis capacidades que yo mismo. Admiro tu dedicación y el empeño que pones en sacar adelante a tu mamá.

Finalmente, a Yenifer y Luis Ángel, quienes se convirtieron en mis mejores amigos. Gracias por su apoyo incondicional, por levantarme en mis momentos de desánimo, por sacarme de mi habitación cuando mi mente estaba bloqueada y hacerme olvidar, aunque sea por un momento, de mis obligaciones académicas. Gracias por incluirme en esos planes llenos de anécdotas, por las largas charlas compartidas y por hacer que este proceso fuese más llevadero. Los quiero mucho.

¡A todos, gracias desde lo más profundo de mi corazón!

Tabla de contenido.

1. Resumen 13
2. Abstract 15
3. Introducción 17
4. Objetivos 19
4.1. Objetivo general 19
4.2. Objetivos específicos 19
5. Justificación 20
6. Marco Referencial 22
6.1. Marco teórico 22
6.1.1. Generalidades del arroz 22
6.1.2. Historia y origen del arroz 23
6.1.3. Morfología de la planta de arroz 24
6.1.3.1. Órganos vegetativos. 25
6.1.3.2. Órganos reproductores. 26
6.1.4. Composición botánica del grano de arroz 28
6.1.5. Cultivo y producción de arroz a nivel mundial 29
6.1.6. Cultivo de arroz en Colombia 31
6.1.7. Producción de arroz en Norte de Santander, Colombia 33
6.1.8. Enfermedades que afectan el arroz 35
6.1.9. Fitopatógenos 36
6.1.9.1. Hongos fitopatógenos. 37
6.1.9.2. Bacterias fitopatógenas. 39
6.1.9.3. Virus fitopatógenos. 40
6.1.10. *Fusarium* spp. 41
6.1.11. Control biológico 43
6.1.11.1. Micoparasitismo. 44
6.1.11.2. Antibiosis. 45
6.1.11.3. Competencia por espacio y nutrientes. 45
6.1.11.4. Inducción de resistencia. 46
6.1.12. Microorganismos vinculados con el control biológico 46
6.2. Bases legales 48
6.3. Antecedentes en control biológico de microorganismos de importancia agronómica.. 51
6.3.1. A nivel internacional 51
6.3.2. A nivel nacional 53
6.3.3. A nivel regional 55

7. Metodología 57
7.1. Identificación fenotípica de las especies del género *Fusarium* 57
7.1.1. Aislamiento de cepas correspondientes a *Fusarium* spp. 57
7.1.2. Identificación mediante microbiológica tradicional de los aislados de *Fusarium* spp. 58
7.2. Determinación de la capacidad fitopatógena de los aislados del género *Fusarium* 59
7.2.1. Evaluación de la inhibición en germinación de semillas de arroz 59
7.2.2. Evaluación de la capacidad fitopatógena de los aislados de *Fusarium* spp. en plantas de arroz 60
7.3. Evaluación de la capacidad biocontroladora de microorganismos autóctonos de cultivos de arroz frente a especies fitopatógenas del género *Fusarium*..... 61
7.3.1. Aislamiento de organismos antagonistas 61
7.3.2. Identificación y conservación de los antagonistas 62
7.3.3. Enfrentamiento de fitopatógenos contra antagonista mediante cultivo dual 63
7.3.3.1. Porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR). 64
7.3.3.2. Observaciones de interacciones micoparasíticas. 64
7.3.3.3. Determinación del grado de antagonismo. 64
7.4. Análisis estadístico..... 65
8. Resultados y discusión 67
8.1. Identificación fenotípica de las especies del género *Fusarium* 67
8.1.1. Aislamiento de hongos correspondientes al género *Fusarium* 67
8.1.2. Caracterización fenotípica de los aislados de *Fusarium* spp. con actividad fitopatógena 68
8.2. Determinación de la capacidad fitopatógena de los aislados del género *Fusarium* 84
8.2.1. Inhibición en germinación de semillas de arroz 84
8.2.2. Capacidad fitopatógena de los aislados de *Fusarium* spp. en plantas de arroz 86
8.3. Evaluación de la capacidad biocontroladora de microorganismos autóctonos de cultivos de arroz frente a especies fitopatógenas del género *Fusarium*..... 88
8.3.1. Aislamiento de microorganismos y evaluación de su capacidad antagonista frente *Fusarium* spp. 88
8.3.1.1. Observaciones morfológicas y caracterización fenotípica de hongos antagonistas. 90
8.3.1.2. Caracterización fenotípica de bacterias antagonistas. 94
8.3.2. Actividad antagonista in vitro de los aislados fúngicos. 98
8.3.2.1. Porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR). 98
8.3.2.3. Seguimiento del micoparasitismo de *Trichoderma* spp. sobre *Fusarium* spp. ... 102
8.3.3. Actividad antagonista in vitro de los aislados bacterianos. 105

8.3.3.1. Porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR). 106
9. Conclusiones..... 110
10. Recomendaciones 112
11. Referencias 113
12. Apéndices 136

Listado de tablas.

Tabla 1. Clasificación taxonómica del género *Oryza* 22

Tabla 2. Grado de antagonismo y potencial biocontrolador según el crecimiento de los microorganismos in vitro 65

Tabla 3. Nivel de antagonismo establecido por Bell y colaboradores (1982). 65

Tabla 4. Aislados del género *Fusarium* a partir de sectores arroceros de Norte de Santander.... 68

Tabla 5. Perfil bioquímico de los aislados bacterianos con actividad antagonista. 97

Tabla 6. Potencial antagónico de los biocotroladores enfrentado con los fitopatógenos 101

Listado de figuras

Figura 1. Morfología de las plantas de arroz. 24

Figura 2. Tipos de raíces que presentan las plantas de arroz. 25

Figura 3. Hoja y tallo de la planta de arroz. 26

Figura 4. Panícula. 27

Figura 5. Componentes de la espiguilla y florecilla del arroz. 27

Figura 6. Estructura de la semilla o grano de arroz. 29

Figura 7. Cantidades de producción/rendimiento de arroz en el mundo. 30

Figura 8. Producción de arroz por regiones. 31

Figura 9. Área sembrada, cosechada y producción de arroz mecanizado en Colombia, año 2023 32

Figura 10. Regiones arroceras de Colombia. 33

Figura 11. Mapa densidad de potencial energético del cultivo de arroz del departamento Norte de Santander. 34

Figura 12. Algunas enfermedades en el cultivo de arroz que afectan su producción. 35

Figura 13. Fitopatógenos causantes de enfermedades relevantes en plantas de arroz y Arabidopsis 37

Figura 14. Estructuras morfológicas características de *Fusarium* spp. 41

Figura 15. Principales mecanismos de control biológico. 45

Figura 16. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA001. 70

Figura 17. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA002. 72

Figura 18. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA003. 74

Figura 19. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA004. 76

Figura 20. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA005. 79

Figura 21. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA006. 81

Figura 22. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA007. 83

Figura 23. Porcentaje de inhibición de la germinación de la semilla de arroz. 85

Figura 24. Porcentaje del índice de severidad de enfermedad causada por la presencia de *Fusarium* spp. en el crecimiento de las plantas de arroz. 87

Figura 25. Aislamientos fúngicos para evaluar su capacidad antagónica..... 90

Figura 26. Características macroscópicas y microscópicas del antagonista HA001. 91

Figura 27. Características macroscópicas y microscópicas del antagonista HA002. 92

Figura 28. Características macroscópicas y microscópicas del antagonista HA003 93

Figura 29. Características macro y microscópicas de los aislados bacterianos antagonistas. 97

Figura 30. Porcentajes de inhibición de crecimiento radial en los aislados de *Fusarium* spp. provocados por la acción de los antagonistas fúngicos del género *Trichoderma.*..... 99

Figura 31. Enfrentamiento de aislados de *Fusarium* spp. con hongos antagonistas de *Trichoderma* spp. mediante cultivos duales. 104

Figura 32. Enfrentamientos entre aislados de *Fusarium* spp. y cinco aislados bacterianos con actividad antagónica..... 107

Figura 33. Porcentajes de inhibición de crecimiento radial en los aislados de *Fusarium* spp. provocados por la acción de los antagonistas bacterianos del género *Bacillus.* 108

Lista de Apéndices

Apéndice A. Composición de medios de cultivos..... 136

Apéndice B. Características macroscópicas y microscópicas. 137

Apéndice C. Identificación presuntiva de los aislados de *Fusarium* spp**.**..... 144

Apéndice D. Tasa de crecimiento de los aislados de *Fusarium* spp. 154

Apéndice E. Identificación presuntiva de los aislados fúngicos para antagonismo..... 155

Apéndice F. Identificación presuntiva de los aislados del género *Trichoderma* 161

Apéndice G. Características morfológicas de aislados bacterianos. 163

Apéndice H. Evaluación de la fitopatogenicidad de los aislados de *Fusarium* spp..... 164

Apéndice I. Actividad antagonista de aislados bacterianos y fúngicos. 166

Apéndice J. Análisis estadístico..... 169

1. Resumen

El hongo *Fusarium* es uno de los principales géneros fitopatógenos más relevantes que afecta a los cultivos de arroz, provocando pérdidas económicas considerables. La implementación de prácticas de control biológico, que son amigables con el medio ambiente, es esencial para asegurar la productividad agrícola y prevenir riesgos asociados a la contaminación por micotoxinas.

El objetivo principal de este estudio fue ccaracterizar fenotípicamente especies fitopatógenas del género *Fusarium* spp. y microorganismos autóctonos con actividad antagónica aislados a partir de sectores arroceros en el departamento Norte de Santander. Se buscó evaluar la fitopatogenicidad de los aislados de *Fusarium* spp. y la capacidad de los antagonistas para inhibir al mismo mediante mecanismos como competencia por nutrientes, micoparasitismo y la antibiosis.

Se aislaron siete cepas fitopatógenas de *Fusarium* spp. identificadas presuntivamente como: *F. solani* (FA001), *F. oxysporum* (FA002), *F. dimerum* (FA003), *F. decemcellulare* (FA004), *F. penzigii* (FA005), *F. sambucinum* (FA006) y *F. proliferatum* (FA007). Del suelo rizosférico, se aislaron cinco cepas bacterianas identificadas como: *Fictibacillus* cf. *gelatini* (BA001), *Bacillus* cf. *subtilis* (BA002, BA005), *B* cf. *mojavensis* (BA003) y *B.* cf. *circulans* (BA004), así como tres cepas fúngicas, *Trichoderma* cf. *harzianum* (HA001), *T.* cf. *citrinoviride* (HA002) y *T.* cf. *atroviride* (HA003), con actividad antagónica sobre los fitopatógenos.

Se realizaron ensayos *in vitro* para evaluar la capacidad de los microorganismos aislados para inhibir el crecimiento radial y la acción fitopatógena de *Fusarium* spp. Los porcentajes de inhibición del crecimiento radial (PICR) variaron entre 41,28 % y 62,29 % para los aislados bacterianos, y entre 43,44 % y 70,72 % para los fúngicos. Además, los aislados fúngicos mostraron

una mayor frecuencia en el nivel 2 de antagonismo, donde la mayoría inhibió el crecimiento patogénico en dos tercios de la caja de cultivo.

El estudio concluye que la efectividad del control biológico varió entre los diferentes microorganismos antagonistas contra *Fusarium* spp. En ese sentido, *Trichoderma* cf. *atroviride* se destacó como el más efectivo debido a su alto grado de micoparasitismo, mientras que *Fictibacillus* cf. *gelatini* y *Bacillus* cf. *mojavensis* mostraron una inhibición consistente sobre todas las cepas evaluadas, posicionándose como agentes prometedores para el biocontrol en cultivos de arroz. Este enfoque hacia el control biológico no solo busca reducir las pérdidas económicas asociadas a *Fusarium* spp., sino también promover prácticas agrícolas más sostenibles y respetuosas con el medio ambiente.

Palabras clave: Antagonismo, Antibiosis, Arroz, *Bacillus* spp., Control Biológico, *Fusarium* spp., Micoparasitismo, *Trichoderma* spp.

2. Abstract

The fungus *Fusarium* is one of the most relevant phytopathogenic genera affecting rice crops, causing considerable economic losses. The implementation of environmentally friendly biological control practices is essential to ensure agricultural productivity and prevent risks associated with mycotoxin contamination.

The main objective of this study was to phenotypically characterize phytopathogenic species of the genus *Fusarium* spp. and native microorganisms with antagonistic activity isolated from rice-growing sectors in the Norte de Santander department. The study aimed to evaluate the phytopathogenicity of the *Fusarium* spp. isolates and the ability of the antagonists to inhibit them through mechanisms such as nutrient competition, mycoparasitism, and antibiosis.

Seven phytopathogenic strains of *Fusarium* spp. were isolated and presumptively identified as *F. solani* (FA001), *F. oxysporum* (FA002), *F. dimerum* (FA003), *F. decemcellulare* (FA004), *F. penzigii* (FA005), *F. sambucinum* (FA006), and *F. proliferatum* (FA007). From rhizospheric soil, five bacterial strains were isolated and identified as *Fictibacillus* cf. *gelatini* (BA001), *Bacillus* cf. *subtilis* (BA002, BA005), *B.* cf. *mojavensis* (BA003), and *B.* cf. *circulans* (BA004), as well as three fungal strains, *Trichoderma* cf. *harzianum* (HA001), *T.* cf. *citrinoviride* (HA002), and *T.* cf. *atroviride* (HA003), showing antagonistic activity against the phytopathogens.

In vitro assays were conducted to evaluate the ability of the isolated microorganisms to inhibit the radial growth and pathogenic action of Fusarium spp. The percentages of radial growth inhibition (PRGI) varied between 41.28% and 62.29% for bacterial isolates, and between 43.44% and 70.72% for fungal isolates. Furthermore, the fungal isolates showed a higher frequency at level

2 of antagonism, where most of them managed to inhibit pathogenic growth in two-thirds of the Petri dish.

The study concluded that the effectiveness of biological control varied among the different antagonistic microorganisms against *Fusarium* spp. In this regard, *Trichoderma* cf. *atroviride* stood out as the most effective due to its high level of mycoparasitism, while *Fictibacillus* cf. *gelatini* and *Bacillus* cf. *mojavensis* exhibited consistent inhibition against all evaluated strains, positioning them as promising agents for biocontrol in rice crops. This approach to biological control not only aims to reduce the economic losses associated with *Fusarium* spp. but also to promote more sustainable and environmentally friendly agricultural practices.

Keywords: Antagonism, Antibiosis, *Bacillus* spp., Biological Control, *Fusarium* spp., Micoparasitism, Rice, *Trichoderma* spp.

3. Introducción

El arroz es uno de los cultivos alimentarios más importantes para los países en vía de desarrollo y constituye un alimento básico para más de la mitad de la población mundial, especialmente para sectores de bajos recursos (Méndez, 2021). A nivel global, el arroz se cultiva en más de 100 países (Laborte et al., 2017). En Colombia, su consumo alcanza 92 % de la población, con un promedio de consumo per capital de 43,2 kg para el año 2021 (BMC, 2022), extendiéndose la actividad arrocera a 211 municipios de 23 departamentos, ocupando el 35 % del área dedicada a cultivos de ciclo corto y el 12 % del total del área sembrada en 2016 (Minagricultura, 2020). El departamento Norte de Santander es uno de los principales con actividad arrocera del país, reportando una producción superior a las 150.000 toneladas gracias a las condiciones geográficas favorables y altos niveles de tecnificación en diferentes municipios.

El arroz enfrenta numerosas amenazas fitopatológicas que afectan su producción. Los organismos fitopatógenos son responsables de enfermedades significativas en los cultivos, particularmente en regiones tropicales y subtropicales (Deepa et al., 2021). Los hongos destacan entre estos patógenos, con cerca de 8.000 especies que causan enfermedades en plantas (Peña & Peña, 2020). Entre los géneros más relevantes se encuentra *Fusarium* spp., cuyas especies pueden afectar tallos, hojas, panículas y granos, contribuyendo a importantes pérdidas en la producción de arroz (Bautista et al., 2021).

Para enfrentar este problema, el control biológico se presenta como una alternativa sostenible y eficaz que permite reducir la actividad patogénica sin recurrir a productos químicos dañinos para el medio ambiente o la salud humana. Este enfoque involucra el uso de organismos autóctonos o introducidos que actúan como antagonistas naturales de los patógenos (He et al.,

2021). Los estudios sobre control biológico en cultivos de arroz han mostrado resultados prometedores, destacando la acción de hongos filamentosos como *Trichoderma* spp. y bacterias como *Bacillus* spp. y *Pseudomonas* spp. en la lucha contra fitopatógenos (Chávez-Díaz et al., 2022; Zanon et al., 2024;).

Dado el impacto económico y alimentario del arroz en Colombia, resulta fundamental investigar las interacciones entre estos microorganismos y los patógenos asociados al cultivo. Este tipo de estudios contribuye a la conservación de la biodiversidad, promueve prácticas agrícolas más sostenibles y fortalece la seguridad alimentaria. Además, profundizar en el uso de agentes biológicos ofrece oportunidades para ampliar el conocimiento sobre la diversidad biológica en el contexto de la conservación y valorización de los recursos naturales en Colombia.

4. Objetivos

4.1. Objetivo general

Caracterizar fenotípicamente especies fitopatógenas del género *Fusarium* spp. y microorganismos autóctonos con actividad antagónica aislados a partir de sectores arroceros en el departamento Norte de Santander.

4.2. Objetivos específicos

Identificar fenotípicamente las especies del género *Fusarium* aisladas a partir de arroz cultivado en el departamento Norte de Santander.

Determinar la capacidad fitopatógena de las especies del género *Fusarium* presentes en cultivos de arroz del departamento de Norte de Santander

Evaluar la capacidad biocontroladora de microorganismos autóctonos aislados del suelo rizosférico de plantas de arroz cultivadas en Norte de Santander, determinando su actividad antagonista frente a especies fitopatógenas del género *Fusarium.*

5. Justificación

Algunas especies del género *Fusarium* son responsables de múltiples pérdidas económicas en diferentes cultivos de interés agronómico como: plátano, trigo, maíz, cebada y arroz. La prevención y control de estos hongos en los cultivos es un proceso de alta relevancia para garantizar la seguridad e inocuidad alimentaria en los países en vía de desarrollo. En este contexto, la implementación del control biológico ha cobrado mucha fuerza en las últimas décadas debido a las múltiples ventajas que trae consigo sobre el uso de compuestos químicos (agroquímicos), entre las que se incluyen: sostenibilidad ambiental, preservación de la biodiversidad, reducción de resistencia a pesticida y menor impacto en salud humana (Colmenarez & Vasquez, 2024).

Con este estudio se busca evaluar las condiciones microbiológicas del arroz tipo paddy cultivado en algunos sectores del departamento Norte de Santander, determinando el grado de contaminación fúngica del mismo, en particular por *Fusarium* spp., debido a que la presencia de estos en el arroz representa un riesgo potencial para la salud de los consumidores relacionado con la producción de metabolitos secundarios, tales como micotoxinas.

Se busca brindar a los cultivadores y productores las pautas necesarias para la disminución, control y manejo mediante prácticas sostenibles de hongos del género *Fusarium* spp. que de una u otra forma pueden estar presentes en los granos de arroz cultivados, para así reducir las pérdidas y, lo más importante, asegurar la inocuidad del grano, garantizando posteriormente a los consumidores un producto cien por ciento seguro. Del mismo modo, se pretende ampliar o impartir el conocimiento en este tema a la comunidad en general de la región, para que de esa manera sean conscientes de los peligros a los cuales se pueden estar expuestos diariamente por el

consumo de arroz que, sin el seguimiento adecuado en todas sus etapas, podría presentar altos índices de contaminación.

Por último, se busca plasmar un antecedente actualizado, útil y adecuado donde se identifiquen organismos autóctonos con actividad biocontroladora y potencial biotecnológico para la disminución de pérdidas en los cultivos de arroz en el departamento Norte de Santander, Colombia, causadas por especies fitopatógenas de genero *Fusarium* spp.

6. Marco Referencial

6.1. Marco teórico

6.1.1. Generalidades del arroz

El arroz es una planta herbácea anual semiacuática que pertenece al género *Oryza* y a la familia *Poaceae* (clasificación taxonómica, Tabla 1). Con aproximadamente 23 especies distribuidas en Asia, África, Australia, Centro y Suramérica (Paredes et al., 2021). Las especies cultivables son *Oryza sativa* (L.) originaria de Asia y *Oryza glaberrima*, nativa de África y solo crece en ese continente (Ito & Lacerda, 2019). Este cereal puede crecer en diversos climas, lo que hace posible el cultivo de arroz en todos los continentes excepto en la Antártida (Fahad et al., 2018)

Tabla 1. *Clasificación taxonómica del género Oryza*

Taxón	***Clasificación***
Reino	*Plantae*
Subreino	*Tracheobionta*
Super división	*Spermatophyta*
Filo	*Magnoliophyta*
Clase	*Liliopsida*
Subclase	*Commelinidae*
Orden	*Ciperales*
Familia	*Poaceae*
Género	*Oryza*

Fuente: Elaboración propia, información tomada de USDA.

El arroz es el alimento básico para más de la mitad de la población mundial y una fuente importante de carbohidratos, además de aportar proteínas, lípidos, vitaminas y minerales. (Saikrishna et al., 2018). Al igual que otros cereales presenta una vida útil limitada y es preferible almacenarlo crudo para conservar sus propiedades fisicoquímicas (Tong et al., 2019). Las propiedades fisicoquímicas del arroz, como el tamaño de gránulos, cristalinidad y contenido de amilosa, están vinculadas con la variedad cultivada y afectan su estabilidad durante el almacenamiento. Variedades con mayor amilosa tienen gránulos más grandes y menor hinchamiento, lo que mejora su conservación (Zhu et al., 2021).

6.1.2. Historia y origen del arroz

La domesticación de plantas y animales dirigió los procesos de caza y recolección en bosque de alimentos hacia la producción agrícola. En el caso del arroz, este se originó en Asia hace aproximadamente 10.000 años, basados en evidencias de fotolitos (fósiles de arroz) en Diaotonghuan, en la provincia de Jiangxi y Shangshan, en la provincia de Zhejiang. El arroz no desmenuzable apareció hace unos 6.600 a 8.000 años, y su cultivo en China comenzó en las regiones medias y bajas del rio Yangtze, asociado con rituales religiosos enfocados en la prosperidad y fertilidad. En India, el cultivo de arroz se documenta hace 5.000 años (Wei & Huang, 2018).

El arroz se expandió desde estos países hacia toda Asia, llegó a Persia gracias al Imperio Persa, se introdujo en Grecia durante las campañas de Alejandro Magno y se difundió por Europa bajo la influencia de los árabes (Spengler et al., 2021). Llegó a América en el siglo XVII debido a las exploraciones de los portugueses y holandeses. Existen dos subespecies principales en el arroz, *indica* y *japonica*. El origen del arroz se le atribuye principalmente a la especie *Oryza rufipogon*, al cual su domesticación se atribuyen a cambios ecológicos (Wei & Huang, 2018). Es así como la

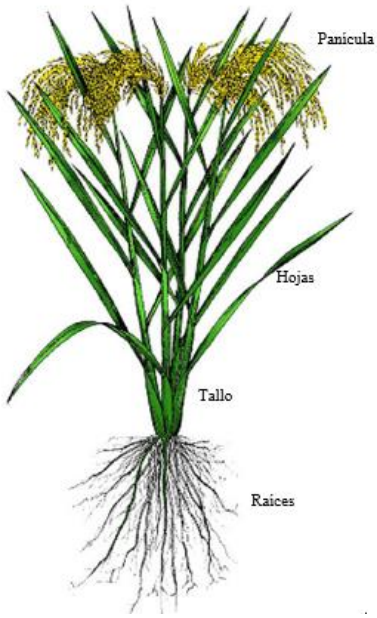
subespecie *japonica* se origina a partir de *O. rufipogon* en el sur de china, mientras que *indica* se originó después mediante un cruce con *O. nivara.*

Por otro lado, *Oryza glaberrima,* cultivada en África, fue domesticada a partir de *O. barthii* hace unos 2.000 a 3.000 años en el delta interior del alto río Níger hace unos 2.000 a 3.000 años. aproximadamente 6.000 años después de la domesticación de *O. sativa* (Wei & Huang, 2018).

6.1.3. Morfología de la planta de arroz

El arroz en una gramínea anual que presenta tallos cilíndricos, huecos, con nudos y entrenudos. Las hojas son laminares, planas y angostas, unidas al tallo por vainas. Su tamaño de varía entre los valores de 0,4 m para la variedad enana hasta 7 m para la variedad flotante (Rojas, 2020). Las plantas de arroz presentan dos grupos principales de órganos: vegetativos (raíz, tallo y hojas) y sexuales (flor y semillas en panículas) Figura 1.

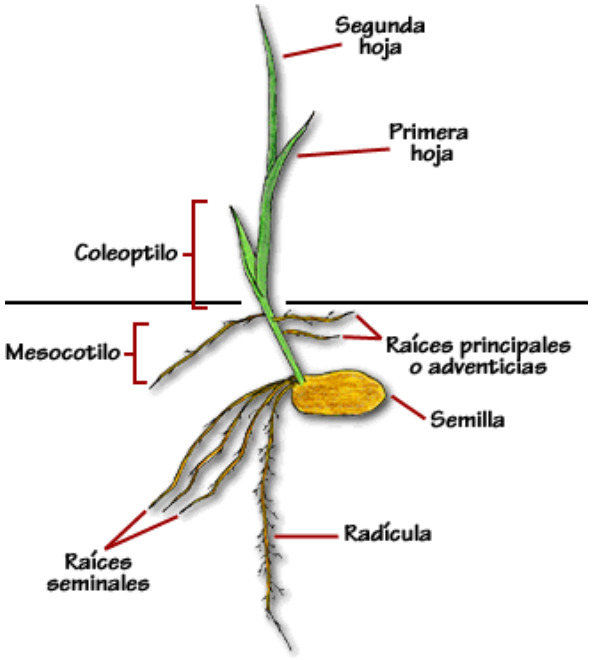
Figura 1. *Morfología de las plantas de arroz.*



Fuente: Tomado de Flickr, (2014)

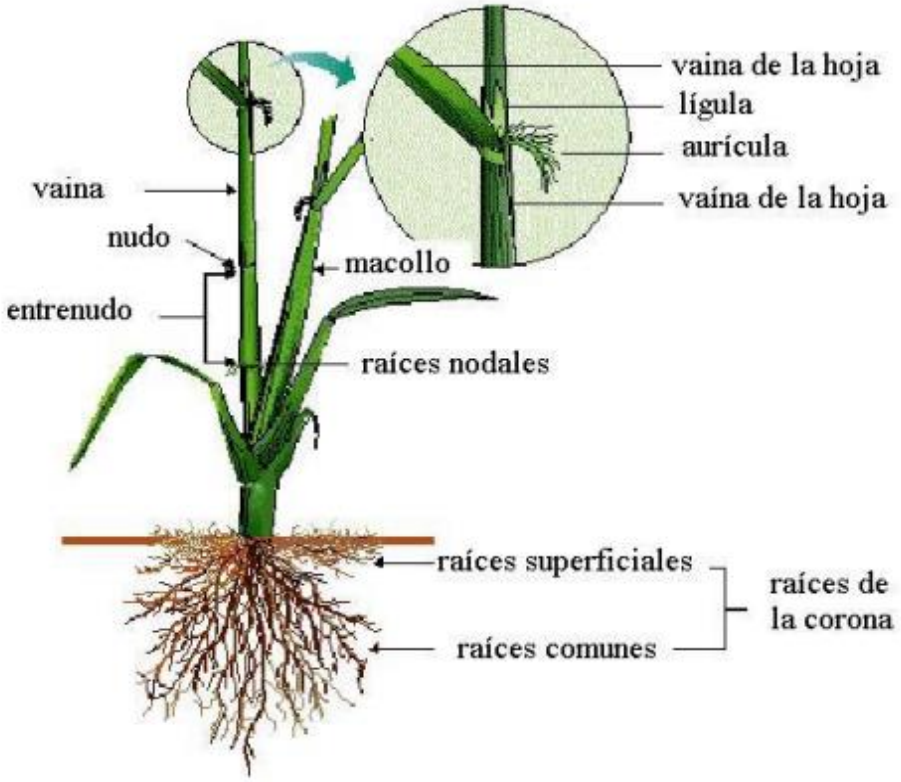
6.1.3.1. Órganos vegetativos. Las raíces del arroz incluyen radículas o raíces seminales, de corta duración y responsables de la absorción inicial, y raíces adventicias o nodales, que forman el sistema radicular principal y emergen de los nudos subterráneos del tallo (figura 2). El tallo es erecto, cilíndrico y hueco, con nudos y entrenudos cuya longitud define el tamaño de la planta (Mohapatra & Sahu, 2021). Las macollas son tallos secundarios que se desarrollan a partir de yemas axilares, contribuyendo al crecimiento y productividad (Rojas, 2020). Las hojas, dispuestas alternadamente, constan de vaina, cuello y lámina; esta última es el principal órgano fotosintético y presenta características como venas paralelas y nervadura central (Paredes et al., 2021), figura 3.

Figura 2. *Tipos de raíces que presentan las plantas de arroz.*



Fuente: Tomado de PUC, (2024)

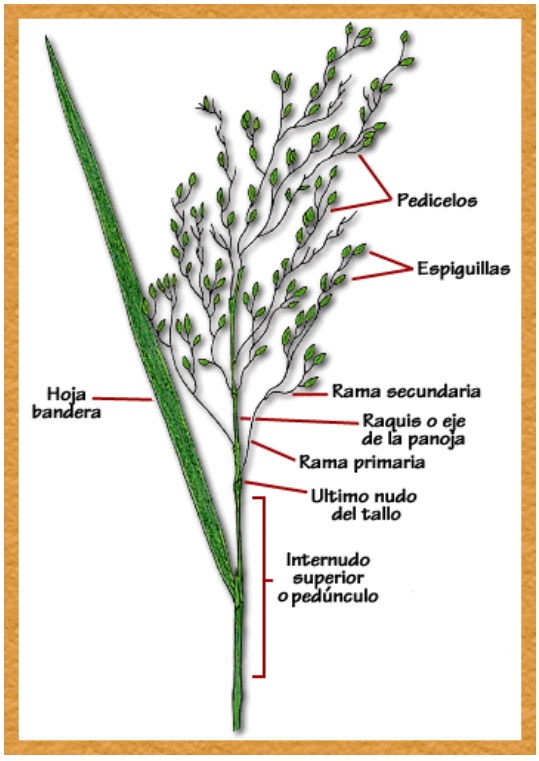
Figura 3. *Hoja y tallo de la planta de arroz.*



Fuente: Tomado de Olmos, (2007)

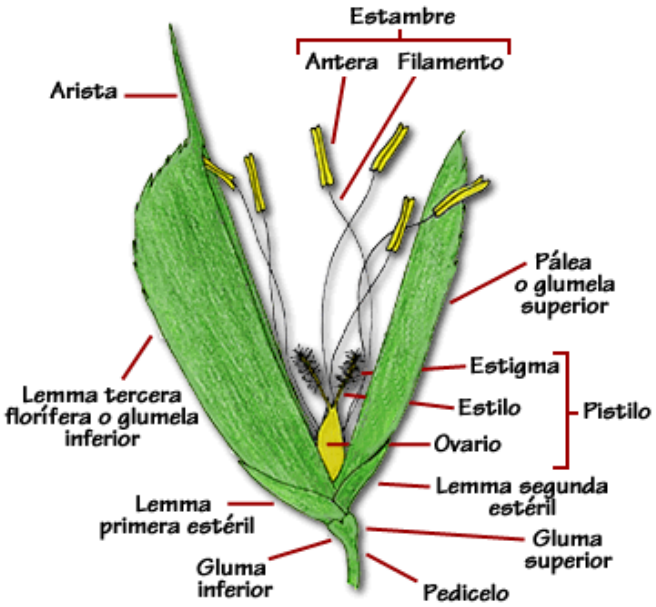
6.1.3.2. Órganos reproductores. La inflorescencia del arroz, llamada panícula (figura 4.), agrupa flores y semillas, presentando una estructura variable en tamaño y densidad según la variedad (Mohapatra & Sahu, 2021). Las espiguillas contienen una flor fértil que produce el grano, protegida por brácteas como la lema y la paléa. La flor incluye estambres con anteras que liberan polen y un pistilo con ovario, estilo y estigma. Las lódiculas facilitan la apertura floral durante la antesis (Paredes et al., 2021).

Figura 4. *Panícula.*



Fuente: Tomado de PUC, (2024)

Figura 5. *Componentes de la espiguilla y florecilla del arroz.*



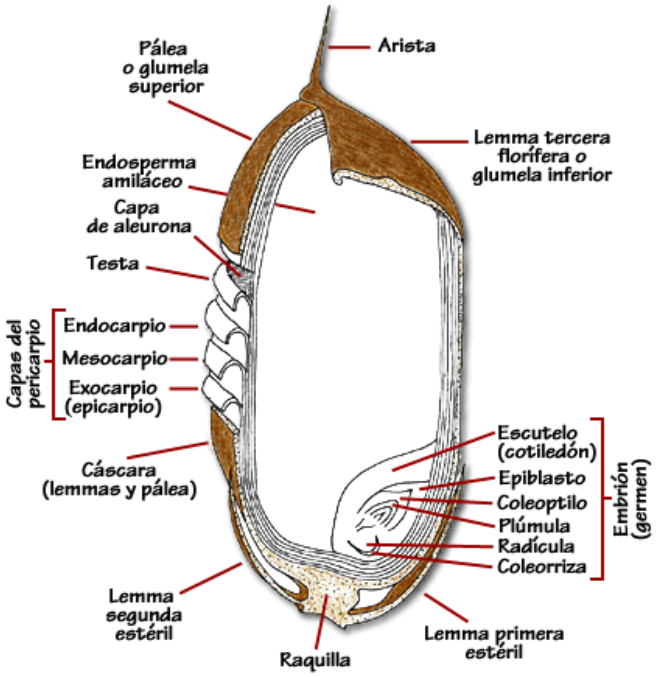
Fuente: Tomado de PUC, (2024)

6.1.4. Composición botánica del grano de arroz

El grano de arroz completamente maduro, es conocido también como arroz en cáscara o arroz paddy, consiste en una cáscara y un grano de arroz integral también conocido como cariópside, compuesto por el salvado y el grano de arroz blanco (Bautista & Counce, 2020), figura 7. La cáscara está formada por dos hojas, pálea (capa dorsal, que se encuentra en la parte superior del grano) y lema (capa ventral, que es más grande y se encuentra en la parte inferior del grano), que a su vez están constituidas por cuatro capas: epidermis externa; esclerénquima o hipodermis; células parenquimatosas esponjosas conocidas como trituradas; y la epidermis interna. La función principal de la cáscara proteger la cariópside, la cual está recubierta por el pericarpio, la cubierta de semilla (también conocido como tegmen) y la nucela. El grano de arroz está compuesto por células del endospermo, un tejido triploide (con tres juegos de cromosomas) formado por: la capa de aleurona (que rodea completamente el grano y el lado externo del embrión); la capa subaleurona; y la región central, estas dos últimas constituyen el endospermo amiláceo. El embrión también llamado germen, es una porción muy pequeña ubicada en el extremo ventral, específicamente en la base del grano. Las partes principales del embrión son: el escutelo, también llamado cotiledón; y el eje embrionario, envuelto en un 50 % por el epiblasto. Dentro del germen se ubican secciones importantes para el inicio del desarrollo de las plantas, que son: los contornos de las hojas embrionarias llamadas plúmula; y la radícula, que dará origen a la raíz primaria formada por tejidos clave como: la cofia de la raíz, el ápice de la raíz, la epidermis, la hipodermis, la corteza, la endodermis, el periciclo y el tejido provascular (Juliano & Tuaño, 2018). De esta manera, el grano de arroz integral está compuesto entre un 1 % al 2 % por el pericarpio; entre el 4 % al 6 % por la capa aleurona, la capa subaleurona y la cubierta de la semilla; el endospermo

amiláceo cubre entre el 89 % y 94 % del grano; mientras que el germen solo ocupa entre el 2 % al 3 % (Juliano & Tuaño, 2018; Bautista & Counce, 2020).

Figura 6. *Estructura de la semilla o grano de arroz.*



Fuente: Tomado de PUC, (2024)

6.1.5. Cultivo y producción de arroz a nivel mundial

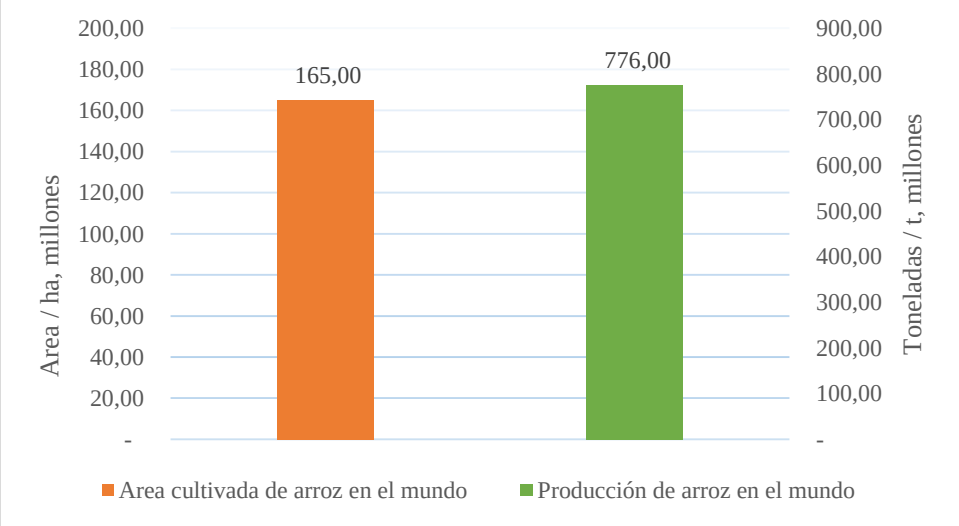
El arroz, uno de los cultivos más antiguos del mundo, se cultiva en más de 111 países desde el nivel del mar hasta los 2.700 m.s.n.m., incluyendo áreas cercanas al Ecuador hasta los 50° norte y 36° sur (Paredes et al., 2021). Es la base alimentaria de más de la mitad de la población mundial y el cereal más consumido directamente (Méndez, 2021). En 2022, se cultivaron aproximadamente 158 millones de hectáreas, alcanzando una producción global de 776 millones de toneladas (Faostat, 2024), figura 8.

China e India lideran la producción mundial, representando más del 50 % del total, mientras que países asiáticos en conjunto producen el 90 % (Lu, 2024). En contraste, países no

asiáticos entre ellos: Brasil, Estados Unidos, Egipto, Madagascar y Nigeria contribuyen con solo el 10 % (figura 9.), de la producción (FAOSTAT, 2023).

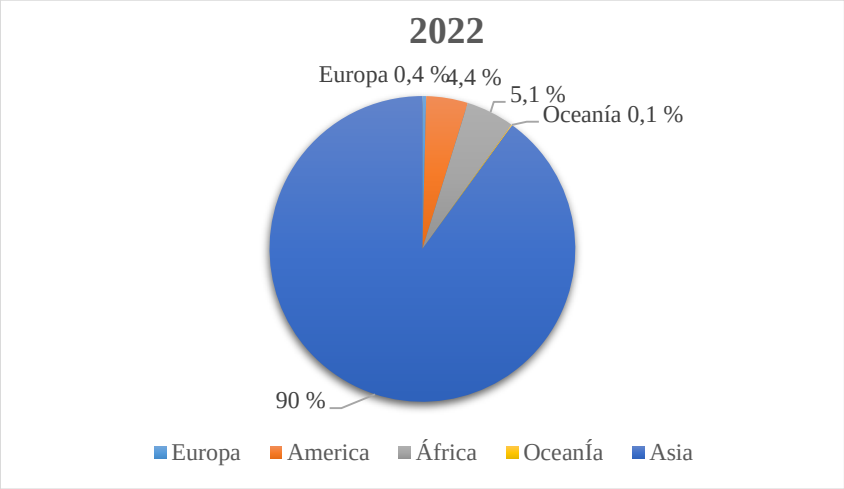
El cultivo de arroz se realiza en tres principales sistemas: tierras bajas irrigadas, tierras bajas de secano y tierras altas de secano. Las tierras bajas irrigadas abarcan cerca de 80 millones de hectáreas, mayormente en zonas tropicales y subtropicales, produciendo casi el 75 % del arroz mundial. Este sistema, que depende de riego continuo, consume cerca del 30 % del agua dulce global y permite hasta tres cosechas anuales (Díaz et al., 2022). En tierras bajas de secano, que dependen de lluvias naturales y la inundación de diques, se cultivan aproximadamente 60 millones de hectáreas. Estas áreas, ubicadas principalmente en regiones pobres de Asia y África, producen el 20 % del arroz consumido globalmente. Finalmente, cerca de 100 millones de personas dependen del arroz cultivado en ambientes de secano en tierras altas, donde las condiciones son más variables y la productividad menor (Atique et al., 2022; Díaz et al., 2022).

Figura 7. *Cantidades de producción/rendimiento de arroz en el mundo.*



Fuente: Elaboración propia, tomado de Faostat (2024).

Figura 8. *Producción de arroz por regiones.*



Fuente: Elaboración propia, tomado de Faostat (2024).

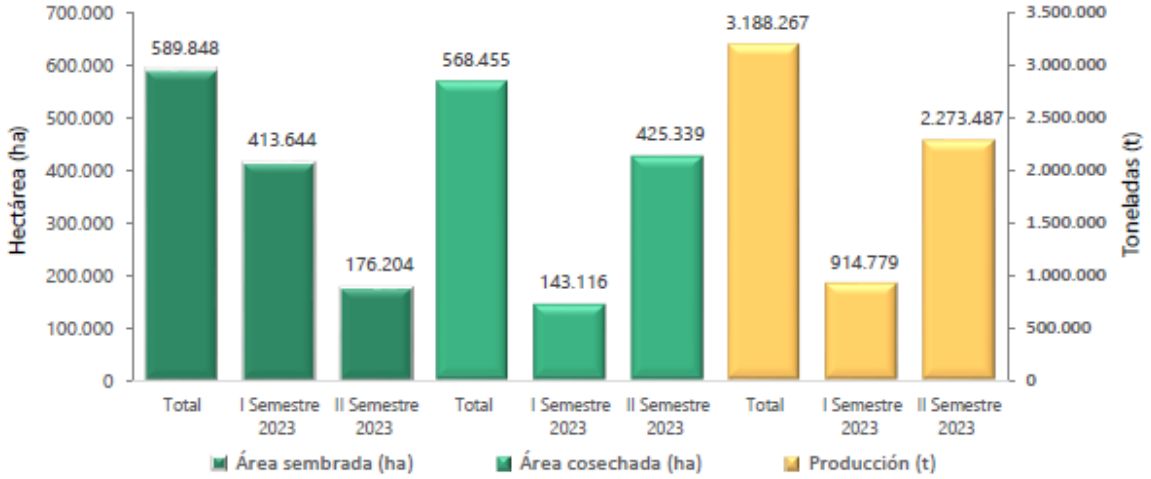
6.1.6. Cultivo de arroz en Colombia

El arroz en Colombia se registró en los valles del río Magdalena en 1580 (Rojas et al., 2016). Durante el siglo XVIII, los jesuitas extendieron su cultivo en Antioquia, particularmente en San Jerónimo, con producción comercial iniciada en 1908 en los Llanos Orientales y regadíos en el Valle del Cauca. Las variedades iniciales incluyeron *japónica*, *bomba* y *guacarí*, esta última reemplazada por *guayaquil*, actualmente la Federación Nacional de Arroceros ha desarrollado y promovido variedades mejoradas para la sostenibilidad de los cultivos (Fedearroz, 2024).

El consumo promedio de arroz en Colombia es de 46 kg per cápita, con más del 90 % de la población como consumidora. En 2023, se cultivaron 589.848 hectáreas en 195 municipios de 23 departamentos agrupados en cinco zonas arroceras: Bajo Cauca, Centro, Costa Norte, Llanos y Santanderes (Dane & Fedearroz, 2024) Estas áreas alcanzaron una producción superior a 3 millones de toneladas y un rendimiento promedio de 6,4 toneladas por hectárea (figura 10 y figura 11).

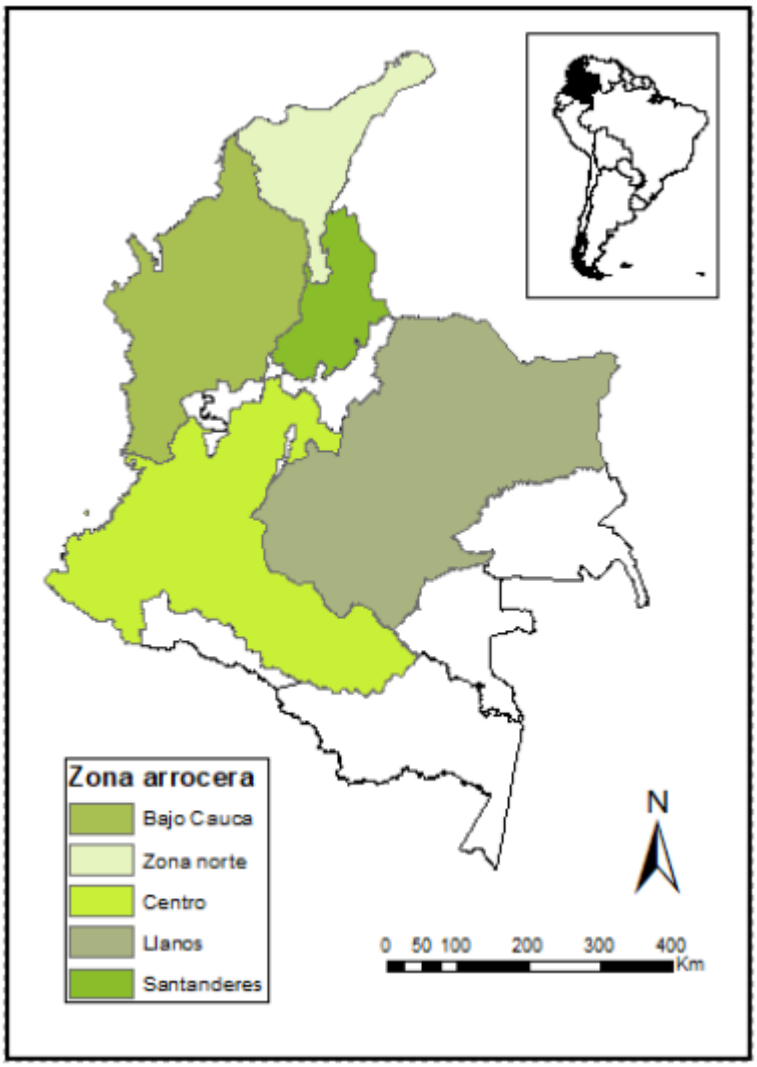
El arroz es más rentable que otros cultivos transitorios como maíz, sorgo y soya, consolidándose como uno de los pilares económicos del país. Es el tercer cultivo con mayor área sembrada, después del café y el maíz (Minagricultura, 2020). Según el viceministro de Asuntos Agropecuarios, Gonzalo Botero, en 2021 el sector arrocero generó cerca del 8 % del empleo rural, siendo clave para la seguridad alimentaria del país (Minagricultura, 2021).

Figura 9. *Área sembrada, cosechada y producción de arroz mecanizado en Colombia, año 2023.*



Fuente: Tomado de Dane & Fedearroz (2024).

Figura 10. *Regiones arroceras de Colombia.*



Fuente: Tomado de Roa (2020).

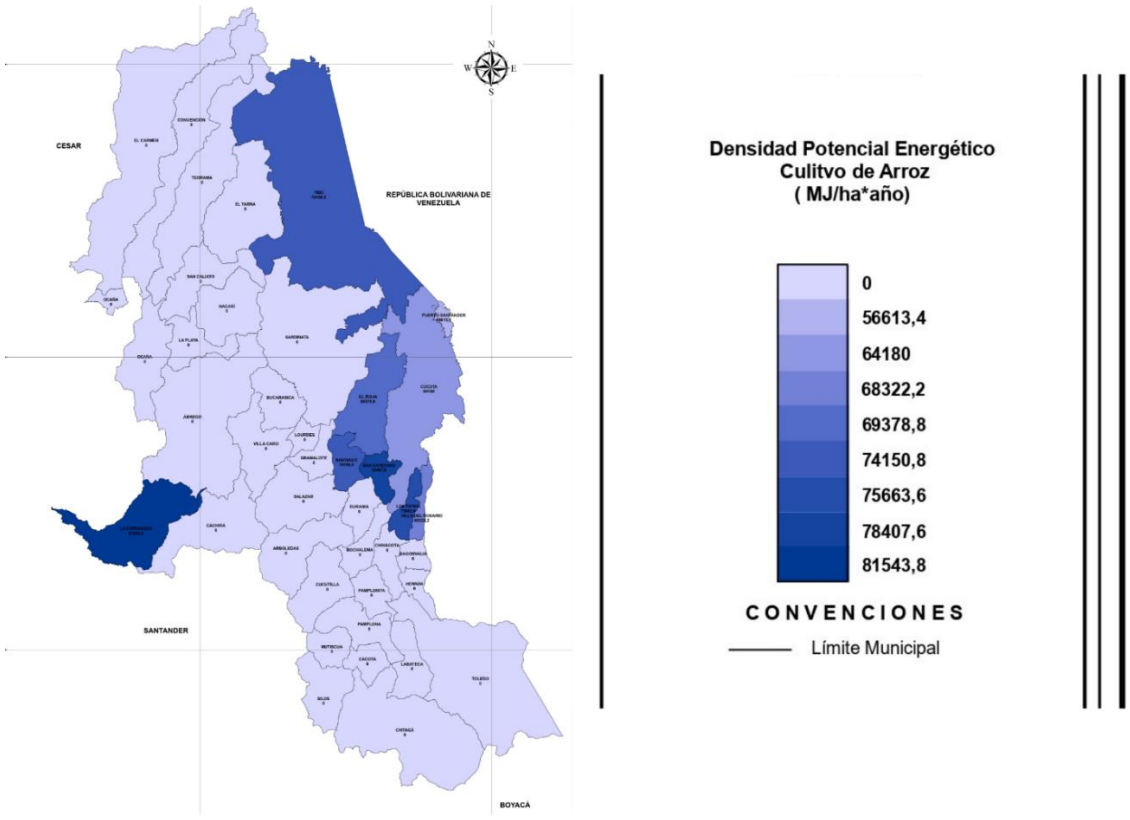
6.1.7. Producción de arroz en Norte de Santander, Colombia

Aunque las zonas por excelencia para el cultivo y producción de arroz en Colombia se encuentran en los departamentos de Tolima, Huila y Llanos Orientales (Gómez, 2021), la cadena arrocera representa un importante renglón económico del departamento Norte de Santander, específicamente en municipios como: Cúcuta, El Zulia, La Esperanza, Los Patios, Puerto Santander, Tibú, San Cayetano, Santiago y Villa del Rosario (Castañeda, 2018). Esto se debe al

aprovechamiento de las óptimas condiciones geográficas y los altos niveles de tecnificación en esta actividad (Albarracín et al., 2019).

Para el 2023, en Norte de Santander se produjeron 193.509 toneladas de arroz, ubicándose como el quinto departamento arrocero, después de Casanare, Tolima, Meta y Huila. Esta actividad involucra a 1.515 cultivadores de la región, registrando una participación en unidades productoras de arroz (UPA) para la región de Santanderes del 94,9 % (2.526 UPA), principalmente en los municipios de Cúcuta y El Zulia (Dane & Fedearroz, 2024), figura 12.

Figura 11. *Mapa densidad de potencial energético del cultivo de arroz del departamento Norte de Santander.*

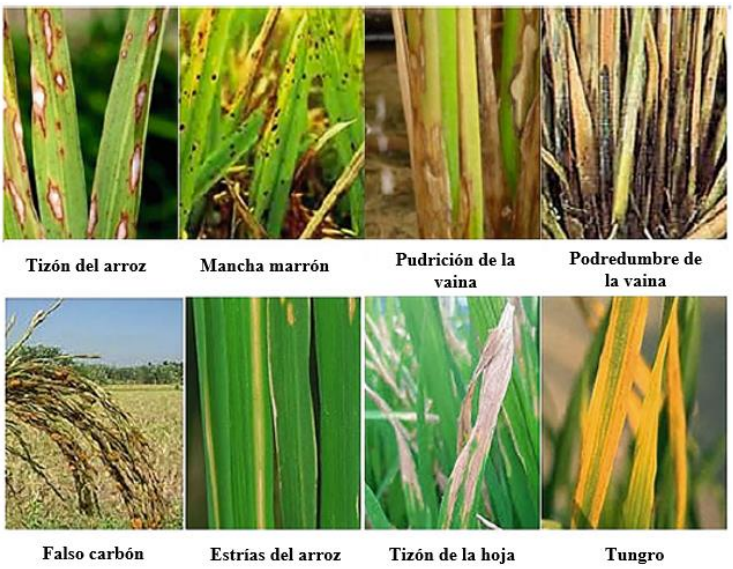


Fuente: Tomado de Vargas & Becerra (2018).

6.1.8. Enfermedades que afectan el arroz

Una enfermedad es una condición anormal evidente en las plantas que deteriora las funciones optimas de las células, los tejidos, las enzimas y las rutas biológicas y bioquímicas (Nazarov et al., 2020). Estas enfermedades pueden ocurrir por factores bióticos (nemátodos, bacterias, hongos y virus) o abióticos (temperatura, pH del suelo, escasa presencia de nutrientes, contenido de humedad, presencia de elementos tóxicos en el suelo, estrés acuático, presencia de metales pesados, cantidad de luz que irradia la planta, etc.) (Hasan et al., 2020). Las enfermedades del arroz causan cerca del 10 % de las pérdidas en la producción anual. Entre las más importantes (Figura 13) se encuentran el tizón del arroz causado por *Pyricularia oryzae*, la mancha marrón ocasionada por *Bipolaris oryzae* (teleomorfo *Cochliobolus miyabeanus*), la podredumbre del tallo atribuida a *Magnaporthe salvinii*, y la podredumbre del pie o enfermedad de bakanae provocada por *Fusarium fujikuroi* (Ghosh et al., 2020; Ahmad et al., 2022; Asad et al., 2022; Grish et al., 2024).

Figura 12. *Algunas enfermedades en el cultivo de arroz que afectan su producción.*



Fuente: Tomado de Prasher & Sharma (2022).

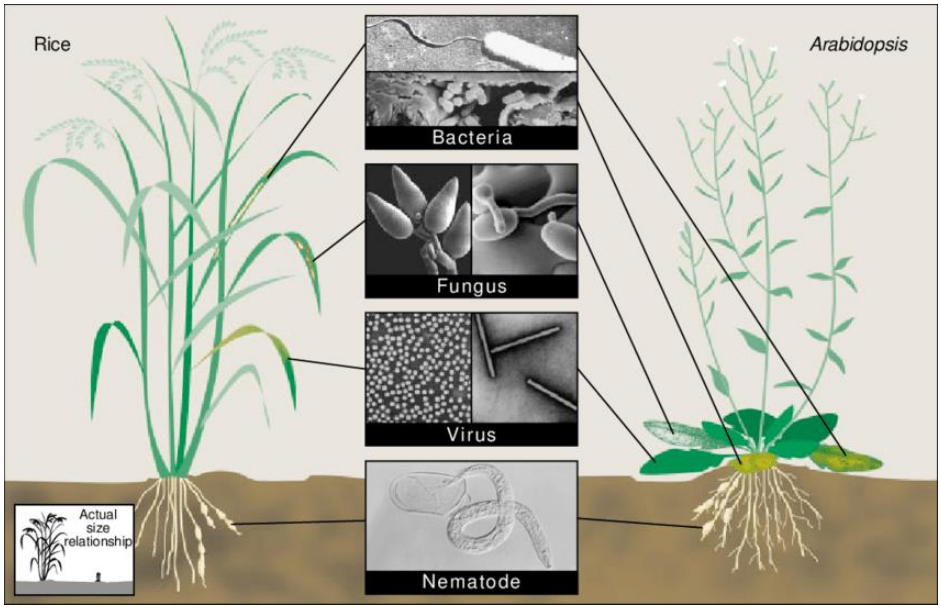
6.1.9. Fitopatógenos

Las plantas forman interacciones positivas con las comunidades microbianas que involucran un flujo continuo de procesos bioquímicos y fisiológicos que contribuyen a la nutrición y la bioprotección de las plantas. Este tipo de actividades se efectúan en gran medida en la rizosfera, un ambiente complejo con mecanismos de señalización dinámica ubicado entre las raíces de las plantas y los microorganismos presentes en ella. Estos microorganismos están involucrados en procesos como solubilización de nutrientes, fijación de nitrógeno y control de patógenos (Aloo et al., 2022). Estos últimos son aquellos que forman relaciones negativas con las plantas, causando múltiples enfermedades y son conocidos como fitopatógenos (Verma et al., 2022), entre los que se encuentran bacterias, hongos, nemátodos y virus (Rana et al., 2019), (Figura 14). Causan muchas de las enfermedades de naturaleza biótica reportadas en las plantas y muchas de las pérdidas en la producción de cultivos en regiones subtropicales, tropicales y templadas en el mundo (Deepa et al., 2021).

Los fitopatógenos pueden desarrollarse adecuadamente en los cultivos debido a las inadecuadas prácticas de agricultura, aumentando así el riesgo en la producción de toxinas en importantes cereales que entran en la cadena alimentaria (Deepa et al., 2021). Representan una gran limitación para la agricultura al momento de realizar las cosechas, ya que se estima que anualmente se pierde entre el 20 % y 40 % de la producción a causa de infección por fitopatógenos. A lo largo de los años, se han tomado ciertas medidas para mitigar la proliferación de los mismos, tales como el uso pesticidas, la implementación de variedades resistentes, la aplicación de fungicidas químicos, la radiación solar y el buen manejo del agua (Verma et al., 2022). Sin embargo, la implementación excesiva de las alternativas químicas ha presentado repercusiones

importantes en la salud de las personas y del medio ambiente, y ha provocado que los fitopatógenos se vuelvan resistentes a las mismas.

Figura 13. *Fitopatógenos causantes de enfermedades relevantes en plantas de arroz y Arabidopsis.*



Nota. Una planta de arroz (izquierda) y *Arabidopsis thaliana* (derecha). Diversos patógenos bacterianos, fúngicos, virales y nematodos afectan tanto a *Arabidopsis* como al arroz. Se muestran imágenes de micrografía electrónica y fenotipos de reacción a enfermedades en ambas especies. El patógeno bacteriano del arroz *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* causa estrías cloróticas empapadas de agua en las hojas de arroz y lesiones en las hojas de *Arabidopsis*. El patógeno bacteriano *Pseudomonas syringae* induce pequeñas lesiones cloróticas empapadas de agua en *Arabidopsis*. El hongo *Erysiphe cichoracearum* causa la enfermedad de oídio en *Arabidopsis*. El patógeno fúngico más importante del arroz es *Magnaporthe grisea*, que produce lesiones necróticas grises en todas las partes del brote. El virus del mosaico del tabaco infecta y se propaga por toda la planta de *Arabidopsis* con pocos síntomas detectables. La forma esférica del virus del tungro del arroz causa decoloración amarilla de las hojas. El nematodo parásito de plantas infecta y causa enfermedades tanto en arroz como en *Arabidopsis*. Fuente: Tomado de Baker et al. (1997).

6.1.9.1. Hongos fitopatógenos. Los hongos son organismos eucariotas heterótrofos, uní o multicelulares. Los hongos unicelulares se multiplican mediante gemación. Por su parte, los hongos multicelulares producen estructuras filamentosas llamadas hifas, que muestran un crecimiento apical. Estas estructuras presentan por lo general un diámetro entre 1 - 2 µm, aunque en algunos casos las hifas pueden alcanzar dimensiones de hasta 100 µm. Las células que conforman las hifas pueden presentar uno, dos o varios núcleos, a menudo divididos por septos,

formando en conjunto el micelio (Nazarov et al., 2020). Cuando las hifas carecen de septos, forman un sincitio, donde múltiples núcleos comparten un citoplasma. La pared celular de los hongos está formada por manano, quitina, quitosano, α y β glucanos, y glicoproteínas. Se han descrito alrededor de 150.000 especies de hongos, lo cual se estima que es solo el 10 % de todos los hongos presentes en la tierra (Lofgren & Stajich, 2021). Se considera que cerca de 190.000 especies de hongos producen enfermedades en las plantas a nivel global (Marin et al., 2019; Gutiérrez et al., 2023).

Los hongos fitopatógenos son los organismos más peligrosos para las plantas y son responsables de las mayores pérdidas en los cultivos. Entre los hongos fitopatógenos más relevantes se encuentran algunas especies de los géneros: *Magnaporthe* spp., *Botrytis* spp., *Puccinia* spp., *Fusarium* spp., *Blumeria* spp., *Mycosphaerella* spp., *Colletotrichum* spp., *Ustilago* spp., *Melampsora* spp. y *Phakopsora* spp (Gutiérrez et al., 2023). Estos incluyen patógenos hemibiótrofos que secretan moléculas efectoras que suprimen el sistema inmune de las platas y patógenos necrótrofos, que destruyen rápidamente las células de las plantas mediante la liberación de enzimas, especies reactivas de oxígeno y toxinas (Landa, 2023). Estas características los hacen causantes de importantes enfermedades y pérdidas en los cultivos, principalmente debido a su capacidad de permanecer activos o latentes tanto en tejido vivo o muerto de las plantas. En condiciones favorables, llevan a cabo su crecimiento y proliferación, secretando estructuras infecciosas específicas y enzimas que destruyen la pared celular de las plantas (Nazarov et al., 2020).

En el arroz, los hongos provocan enfermedades como el tizón del arroz, el tizón de la vaina, la mancha marrón, la escaldadura de la hoja, la mancha marrón estrecha, la podredumbre del tallo, la pudrición de la vaina, la enfermedad Bakanae, y el falso carbón, causadas por: *Pyricularia*

grise, Rhizoctonia solani, Bipolaris oryzae, Microdochium oryzae, Cercospora janseana, Sclerotium oryzae, Sarocladium oryzae, Fusarium fujikuroi y Ustilaginoidea virens, respectivamente (Prasher & Sharma, 2022).

6.1.9.2. Bacterias fitopatógenas. Las bacterias son organismos unicelulares con dimensiones entre 1 – 2 µm. Tanto en las plantas como en los animales, las bacterias pueden ser beneficiosas o, en ciertos casos, perjudiciales. Aunque, a diferencia de los hongos o los virus, estos organismos no representan un problema tan serio en cuanto al desarrollo de enfermedades en las plantas (Peña & Peña, 2020). No obstante, hay casos en los cuales las enfermedades producidas por bacterias pueden llegar a ser muy graves, con repercusiones económicas importantes, ocasionando desde manchas, mosaicos, pústulas en hojas y frutos, o podredumbres malolientes de tubérculos, hasta la muerte de las plantas. Algunas como *Agrobacterium vitis* causa una distorsión de las hojas y tallos relacionada con hormonas, llamada agalla de corona, una proliferación de células vegetales que produce un abultamiento en el cuello de las plantas y sus raíces (Monis et al., 2022). Entre los géneros bacterianos de alta relevancia en la fitopatología se encuentran: *Pseudomonas* spp., *Xanthomonas* spp., *Erwinia* spp., *Cavibacter* spp., y *Candidatus* spp. (Lopez et al., 2019)

En el arroz, las bacterias son resposables de enfermedades como el tizón bacteriano por *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*, la raya bacteriana de la hoja por *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola*, la podredumbre del pie por *Dickeya zeae*, la podredumbre del grano por *Burkholderia glumae* y la podredumbre parda de la vaina por *Pseudomonas fuscovaginae.* De estas, el tizón bacteriano y la raya bacteriana de la hoja representan las enfermedades bacterianas más mortales del arroz, afectando la producción total de la cosecha (Prasher & Sharma, 2022). En Colombia,

Burkholderia glumae es la bacteria causante de la enfermedad conocida como añublo bacterial, quien ocasiona pérdidas superiores al 75% de la producción en los cultivos (Pedraza, 2024).

6.1.9.3. Virus fitopatógenos. Los virus son partículas submicrobianas simples, visibles solo con microscopios electrónicos, compuestas por una molécula de ácido nucleico (ARN o ADN) que codifica proteínas esenciales para su replicación, movimiento y encapsulación, y una cápside proteica. Los virus son parásitos obligados, dependen completamente de la maquinaria celular de sus hospedadores para reproducirse, lo que los posiciona fuera del concepto tradicional de organismos vivos (Preciado, 2020). Su transmisión a las plantas se produce a través de diversos mecanismos, como vectores (insectos, nematodos, hongos), contacto mecánico, semillas infectadas y propagación vegetativa (Galdames, 2023). Los insectos vectores, como los áfidos, juegan un papel crucial en su dispersión, ya que pueden transmitirlos de manera persistente, semipersistente o no persistente (Torres et al., 2021), induciendo la aparición de síntomas como mosaicos, amarillamiento, necrosis, deformaciones y disminución del tamaño, lo que afecta el rendimiento agrícola (Galdames, 2023).

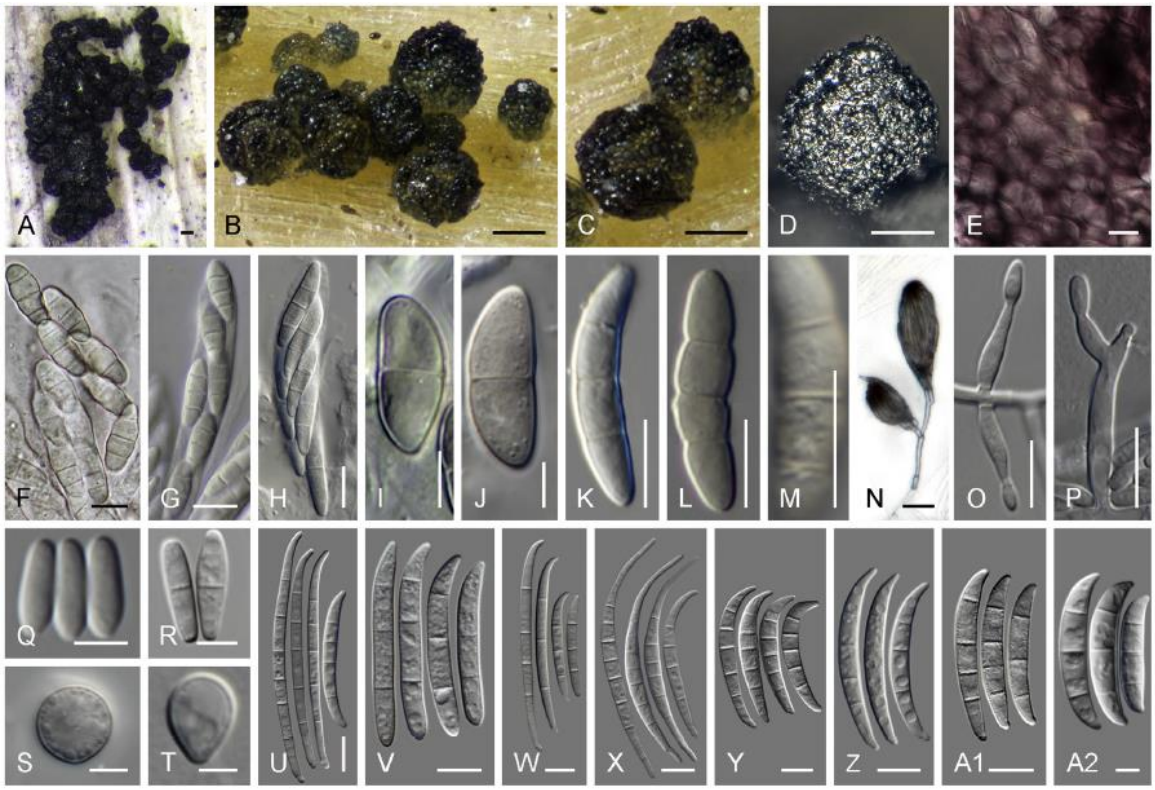
Enfermedades virales del arroz son causadas principalmente por diferentes tipos de virus, entre ellos, el virus del tungro, el virus del raquitismo rugoso y el virus del pasto achaparrado. El tungro, provocado por la combinación del virus baciliforme y el virus esférico del tungro, se caracteriza por el crecimiento atrofiado, la reducción del macollamiento y el amarillamiento de las hojas. El pasto achaparrado, causa un exceso de macollamiento, hojas moteadas o estriadas y un marcado achaparramiento de las plantas. El virus del raquitismo rugoso también provoca un severo raquitismo, reduce el macollamiento y produce deformidades como hojas en espiral (Prasher & Sharma, 2022). En Colombia, el virus de la hoja blanca (VHB) afecta los cultivos de arroz causando graves pérdidas, con síntomas como hojas amarillas y deformación en las plantas. Se ha

reportado un incremento en su incidencia, especialmente en el Valle del Cauca y la región Caribe (Higuera, 2024).

6.1.10. Fusarium spp.

El género *Fusarium* corresponde a un hongo filamentoso cosmopolita del suelo, el cual se registró por primera vez en 1809 por el micólogo alemán Heinrich Friedrich Link (Gomez et al., 2024). Según la clasificación microbiológica tradicional, el género *Fusarium* se ubica en el filum *Ascomycota*, clase *Ascomycetes*, orden *Hypocreales*. La mayoría de especies de este género presentan tanto un estado anamófico (asexual) como un estado teleomórfico (sexual). Los estados sexuales de estas especies se clasifican en el género *Gibberella*, y unas pocas especies se ubican en *Hemanectria* y el género *Albonectria* (Ekwomadu & Mwanza, 2023).

Figura 14. *Estructuras morfológicas características de Fusarium spp.*



Nota. *Fusarium* spp. A–D. Ascomas en sustrato natural. E. Vista superficial de la pared del peritecio en KOH al 2 %. F–H. Ascos. I–M. Ascosporas (M. Vista superficial). N–P. Conidióforos y células conidiogénicas. Q–T. Microconidias. U–A2. Macroconidias. Fuente: Tomado de Crous et al. (2021)**.**

En la actualidad, este género comprende más de 70 especies reconocidas y al menos 300 especies putativas distintas filogenéticamente, 20 complejos de especies y nueve linajes monotípicos (Ekwomadu & Mwanza, 2023). Es considerado como uno de los principales géneros de hongos patógenos de plantas, y también se han reportado incidencias en enfermedades humanas y animales domésticos. Este género produce una amplia gama de metabolitos secundarios (micotoxinas) asociados con enfermedades en plantas, problemas cancerígenos y otros problemas en humanos y animales (Crous et al., 2021). Se estima que una séptima parte de las especies conocidas de *Fusarium* son productoras de micotoxinas, clasificadas en cuatro categorías distintas: tricotecenos, zearalenona, fumonisinas y eniantinas (Patel et al., 2022).

Este género representa un gran problema en los procesos agronómicos debido a las grandes pérdidas que puede ocasionar en cultivos de plátano. Uno de los casos más emblemáticos y desvastadores a nivel mundial se reportó en los años 60´s donde se reportó *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* causó la marchitez de Panamá, que casi devastó la industria bananera (Salazar, 2020). Esta especie se divide en cuatro razas patogénicas, entre ellas se encuentra la Raza 4 tropical (R4T), quien es considerada la más agresiva y devastadora. En 2009, Indonesia reportó pérdidas hasta de 121 millones de dólares en pérdidas en cultivos de banano a causa de R4T, de igual forma en Malasia enfrentaron pérdidas de 14,1 millones de dólares en 2013 a causa de la misma raza (FAO, 2023b), en Colombia el 2019 se reportó la presencia de R4T ocasionando una emergencia nacional (ICA, 2019). De igual manera, se han reportado pérdidas que han ocasionado la quiebra de los agricultores de trigo y cebada a causa del tizón de la cabeza por *Fusarium*, también conocido como costra de la cabeza del trigo (Powell & Vujanovic, 2021).

En el arroz, se ha reportado la enfermedad bakanae causada por la producción excesiva de ácido giberélico por *Fusarium fujikuroi,* observando en las plantas síntomas como coloración amarillenta pálida, decoloración de nudos inferiores, elongación anormal y adelgazamiento de las plantas, terminando en la muerte y disminución de la producción del grano (Han et al., 2023; Shakeel et al., 2023). Adicionalmente, en el arroz se han aislado especies como: *F. proliferatum, F. graminearum, F. nygamai, F. verticillioides, F. thapsinum, F. oxysporum, F. semitectum, F. subglutinans, F. anguioides, F. chlamydosporum, F. andiyazi, F. annulatum, F. brevicatenulatum, y F. concentricum.* (Han et al., 2023)

6.1.11. Control biológico

El control biológico se enfoca en reducir la cantidad o los efectos de organismos patógenos presentes en las plantas responsables de enfermedades, mediante la introducción masiva de uno o más antagonistas naturales o genéticamente modificados, genes o productos génicos que reducen los efectos de los organismos indeseados en ambientes que sean favorables para la actividad antagónica. Los microorganismos antagonistas, también conocidos como agentes de control biológico (BCAs, por sus siglas en inglés, *Biological Control Agents*), por lo general, son cepas de hongos filamentosos o bacterias aisladas a partir de la filósfera, endosfera o rizosfera de las plantas, jugando un papel fundamental en el control de los organismos patogénicos de las plantas y, por ende, de las enfermedades causadas por los mismos (Thambugala et al., 2020). Se ha evaluado la capacidad biocontroladora de ciertas levaduras sobre hongos filamentosos y bacterias (Ferraz et al., 2019). De igual manera, se ha estudiado la alternativa de aplicar virus específicos que ayuden a detener la proliferación de insectos causantes de pérdidas en los cultivos, obteniendo resultados prometedores (Hussain et al., 2021).

El control biológico nace como una alternativa a la preocupación reportada por diferentes científicos sobre los riesgos que conlleva el uso prolongado de agentes químicos (fungicidas, pesticidas y fertilizantes) para controlar las enfermedades en las plantas. Entre estos riesgos se encuentran: la contaminación de los ecosistemas, la resistencia de los fitopatógenos e incluso problemas en la salud de las personas por la toxicidad de los químicos (Wang et al., 2019). Adicionalmente, el control biológico, aparte de disminuir enfermedades en las plantas mediante la inhibición de patógenos, mejora la inmunidad de las plantas y puede lograr modificar el ambiente por acción de los microorganismos. Esto se traduce en menos impactos negativos para el medio ambiente, disminución en los esfuerzos para controlar las enfermedades dado que los antagonistas permanecen en los cultivos por largos periodos de tiempo y aumento en las producciones (He et al., 2021).

En el control biológico, es importante prestar atención a la introducción de especies no nativas a los ecosistemas para evitar la depredación de especies no patógenas y evitar alterar la cadena trófica (Vidal et al., 2021). Por ello, muchos estudios evalúan la capacidad biocontroladora de cepas autóctonas de los cultivos y potencian su proliferación.

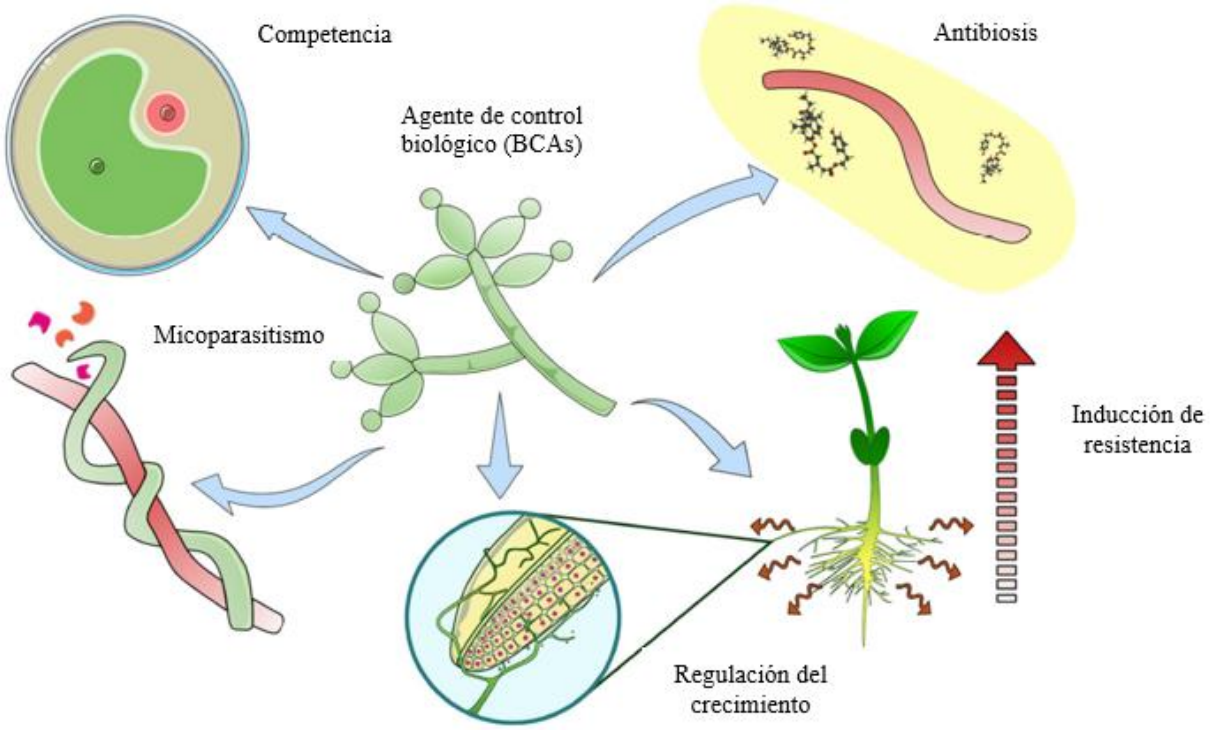
Los microorganismos antagonistas experimentan mecanismos directos, que resultan del contacto físico o del alto grado de selectividad para atacar al patógeno, o mecanismos indirectos relacionados con la estimulación las defensas de las plantas hospederas frente posibles patógenos (Vindas et al., 2024), figura 16. Los mecanismos de biocontrol más importantes incluyen:

6.1.11.1. Micoparasitismo. Parasitismo de un hongo sobre otro, mediante la destrucción de las estructuras de su hospedero y el aprovechamiento de sus componentes como nutrientes (Vero et al., 2023).

6.1.11.2. Antibiosis. Se define como “el antagonismo que resulta a partir de la toxicidad de un metabolito secundario (antimicrobiano) producido por un microorganismo hacia otros microorganismos” (Nehra et al., 2021).

6.1.11.3. Competencia por espacio y nutrientes. “Es la demanda simultánea de los mismos recursos por dos o más poblaciones microbianas. Este modo de acción es común en bacterias y hongos, debido a la relación superficie/volumen que éstos tienen. Estas características les permiten asimilar los nutrientes disponibles y diluir las soluciones nutritivas con más rapidez y en mayor cantidad que los tubos germinativos de hongos patógenos filamentosos” (Vero et al., 2023).

Figura 15. *Principales mecanismos de control biológico.*



Fuente: Tomado de Vindas et al., (2024)

6.1.11.4. Inducción de resistencia. “Es la activación de la autodefensa de las plantas, a través del manejo de genes de resistencia (o que producen sustancias de defensa) por medio de sustancias conocidas como Inductoras de Resistencia. Estas sustancias suelen ser proteínas, terpenos, fitoalexinas, aminoácidos, microorganismos, etc., que a través de reacciones bioquímicas dentro de las células, logran la activación de los genes de autodefensa” (Vero et al., 2023)

6.1.12. Microorganismos vinculados con el control biológico

En términos agronómicos, se han evaluado organismos para el control biológico de animales vertebrados, maleza, insectos, hongos, nemátodos y bacterias. Entre los organismos que mejores resultados han mostrado se encuentran las especies de hongos del genero *Trichoderma* (*T. virens*, y *T. stromaticum*), útiles en la supresión de patógenos del suelo como *Fusarium* spp., *Pythium ultimun, Rhizoctonia solani*. De igual manera, especies como *Clonostachys rosea, Trichoderma harzianum, Pseudomonas fluorescens* y *Bacillus subtilis* se han evaluado frente a varios patógenos, como el moho gris, la plaga del fuego y la baya momificada, que afectan varios cultivos frutales. Adicionalmente, los microorganismos también se han estudiado para controlar insectos, conocidos como bioinsecticidas o entomopatógenos, entre los que se encuentran: *Beauveria bassiana* y *Bacillus thuringiensis*. En estos casos, la implementación de otros insectos ha mostrado buenos resultados, como la introducción de la mariquita *Rodolia* contra la cochinilla algodonosa en cítricos. Para el control de maleza, se ha implementado la introducción de insectos que se alimentan específicamente de la misma y reducen su presencia en los cultivos. También se ha descubierto que hongos como *Chondrostereum purpureum, Colletotrichum gloeosporioides* f. sp. *malvae* y *Sclerotinia minor* son útiles en áreas donde se requiere controlar matorrales (Kevan & Shipp, 2019).

En cuanto al interés por el biocontrol de especies del género *Fusarium*, las investigaciones se han centrado principalmente en realizar estudios de bioprospección donde se evalúa la eficacia de ciertos organismos en combatir cepas altamente patógenas con efectos devastadores en el rendimiento y la calidad del cultivo. Entre las especies más estudiadas se encuentran: *Fusarium graminearum*, *F. culmorum*, *F. verticillioides* (*F. moniliforme*), y *F. oxysporum.*

6.2. Bases legales

En Colombia, el seguimiento de los bioinsumos implementados en el control biológico es responsabilidad del Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). Entre las funciones de esta entidad se encuentran la regulación y registro de bioinsumos, la vigilancia sanitaria de los cultivos, la promoción de la investigación científica y la trasferencia de tecnología relacionada con el uso de microorganismos en el control biológico. Además, el ICA asesora al Ministerio de Agricultura en la formulación de políticas que fomenten la implementación de bioinsumos en el país y controla la producción y comercialización de estos productos agropecuarios. Estas funciones están establecidas en el **Decreto 4765 del 2008** (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, 2008).

Desde 1995, se adoptó el término "bioinsumo" en Colombia, específicamente en la **Resolución 3075 de 1995** del Instituto Colombiano Agropecuario, que estableció disposiciones para su industria, comercialización y aplicación en cultivos. La implementación del término a nivel institucional permitió que, en la **Resolución 0375 de 2004** del Instituto Colombiano Agropecuario, se dictaran las disposiciones sobre el registro y control de bioinsumos y extractos vegetales de uso agrícola, promoviendo su uso en el control biológico. Esta resolución define los bioinsumos como productos elaborados a partir de microorganismos o extractos vegetales que mejoran la salud del suelo y las plantas. También establece requisitos para los productos, incluyendo la necesidad de registrarse ante el ICA y cumplir con normas de calidad y etiquetado, facilitando así el comercio nacional e internacional y garantizando su seguridad y eficacia en la agricultura.

La **Resolución 0698 de 2011** del Instituto Colombiano, actualiza y amplía los requisitos para el registro de bioinsumos al incluir organismos genéticamente modificado (OMG), derogando la anterior. Esta resolución profundiza en aspectos como ensayos de eficacia, producción e

importación, llevando la regulación a estándares internacionales y asegurando un control más efectivo sobre la calidad y seguridad de los bioinsumos utilizados en Colombia.

La Resolución 068370 de 2020 del Instituto Colombiano Agropecuario, establece los requisitos para el registro de bioinsumos y la implementación de microorganismos en el control biológico en Colombia. Define los bioinsumos como productos elaborados a partir de microorganismos vivos, virus viables, macroorganismos o productos bioquímicos (también denominado biocontroladores). En esta resolución se detalla el procedimiento adecuado para su registro, asegurando estándares de eficacia y seguridad. Para los bioinsumos elaborados con microorganismos, se requiere que la identificación del producto incluya: género, especie y concentración en UFC/g, UFC/ml, así como esporas viables/g, esporas viables/ml e indicar su origen. Además, se especifican las obligaciones para el registro de productores, envasadores e importadores, así como los ensayos de eficacia agronómica realizados por departamentos técnicos.

"**La política Nacional para la Gestión Integral de la Biodiversidad y sus Servicios Ecosistémicos (PNGIBSE)"** del Ministerio de ambiente y desarrollo Sostenible presentada en el 2012, el control biológico se puede abordar mediante un enfoque integral que promueve el uso sostenible de recursos biológicos. Esta política destaca la importancia de conservar y potenciar la implementación de especies nativas en el control de enfermedades en los cultivos. Asimismo, impulsa la investigación sobre la capacidad de los organismos autóctonos para el manejo de plagas y fomenta la capacitación de los agricultores en prácticas sostenibles y respetuosas con el medio ambiente.

La conservación de la diversidad biológica se estableció en Colombia desde 1994 con la aprobación del "Convenio de la Diversidad biológica (CBD)", firmado en Río de Janeiro el 5 de

junio de 1992, a través de la **Ley 165 de 1994.** Este convenio tiene tres objetivos fundamentales: 1) la conservación de la biodiversidad; 2) el uso sostenible de la biodiversidad; y 3) la participación justa y equitativa de los beneficios derivados del uso de la biodiversidad.

La biodiversidad fue uno de los ejes centrales abordados en la reciente Conferencia de las Partes (COP) número, celebrada en Cali, Colombia, del 21 de octubre al 1 de noviembre de 2024. En esta conferencia se discutió la movilización de recursos financieros por parte de países desarrollados para apoyar estudios y proyectos relacionados con la biodiversidad. En ese sentido como institución de educación superior, la Universidad de Pamplona y los docentes del Grupo de Investigación en Microbiología y Biotecnología (GIMBIO) cuentan con el "permiso marco de recolección de especímenes de especies silvestres de la diversidad biológica con fines de investigación científica no comercial" otorgado por la Corporación Autónoma Regional de la Frontera Nororiental (CORPONOR) en la **Resolución 200 de 2015** según lo establecido en el **Decreto 1376 de 2013** por el Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, donde se promueve el uso adecuado de recursos biológicos en el país para el fortalecimiento de la investigación científica en instituciones universitarias. En este sentido, este estudio se deriva del proyecto de investigación titulado "**Cuantificación de Fumonisinas en el Arroz (*Oryza sativa*) producido en algunos municipios del departamento Norte de Santander**" avalado por El Comité de Ética e Impacto Ambiental en Investigaciones de la Universidad de Pamplona, según el acta N° 09 del día 29 de septiembre de 2022.

6.3. Antecedentes en control biológico de microorganismos de importancia agronómica.

6.3.1. A nivel internacional

Bosco et al. (2024) en su trabajo titulado “Detección y caracterización de bacterias y hongos endófitos con potencial agentes de biocontrol para el tratamiento de semillas de arroz contra *Fusarium fujikuroi*”, evaluaron semillas de 24 líneas diferentes de arroz, tanto experimentales como comerciales, de origen italiano. Las semillas fueron procesadas y cultivadas durante cuatro semanas para aislar microorganismos de distintos órganos de la planta. Los autores obtuvieron 135 aislados endófitos: 99 de las semillas y 36 de hojas y tallos, incluyendo 81 bacterias, 36 hongos filamentosos y 18 levaduras. De estos aislados, solo 18 (7 hongos filamentosos y 11 bacterias) mostraron una actividad prometedora en la inhibición *in vivo* de *Fusarium fujikuroi*. Sin embargo, al final del estudio, solo 5 resultaron ser no patógenos potenciales para humanos o plantas. Estos microorganismos pertenecían a las especies *Epicoccum layuense*, *Epicoccum catenisporum*, *Microbacterium testaceum* y *Methylobacterium oryzae*, y mostraron una disminución significativa tanto *in vitro* como *in vivo* en la gravedad e incidencia de la enfermedad causada por *Fusarium fujikuroi* en el arroz.

Cruz (2019) planteó como objetivo principal “Aislar y caracterizar microorganismos con potencial antagónico para el control biológico de *Pyricularia oryzae* y *Burkholderia glumae*, en la filósfera del cultivo de arroz en la República de Panamá” mediante el estudio de hojas sanas de las plantas, obteniendo de esta manera 64 cepas bacterianas epifíticas (24 de la sección apical de la hoja, 11 de la sección media de hoja y 30 de la sección basal de la filósfera). De estas, 21 mostraron antagonismo positivo (PICR ≥ 40 %) contra *B. glumae*, agente responsable de la enfermedad conocida como añublo bacterial de la panícula del arroz. Los 10 aislados con mayor halo de inhibición pertenecían al género *Bacillus* spp. En cuanto a los aislados fúngicos, el autor obtuvo

68 cepas endófitas (20 de la sección apical, 22 de la sección media y 26 de la sección basal de la filósfera), de las cuales 29, correspondientes a los géneros: *Trichoderma* spp. (3 cepas), *Aspergillus flavus* (2 cepas), *A. niger* (9 cepas), *Penicillium* spp. (6 cepas) y *Fusarium* spp. (9 cepas), mostraron antagonismo positivo ante *P. oryzae* hongo responsable del tizón de la panícula.

Yeo et al. (2024) demostraron que la cepa JCK-7158, identificada como *Bacillus velezensis*, fue aislada de muestras de arroz, específicamente de diferentes partes de la planta, incluidas hojas, tallos, raíces y granos, recolectadas de campos de arroz en la Universidad Nacional de Chonnam y en Gokseong, República de Corea. Entre todos los aislados, la cepa JCK-7158 mostró una fuerte actividad antifúngica contra varios fitopatógenos, especialmente *Fusarium graminearum*, agente causal de la fusariosis de la espícula en arroz (FHB, por sus siglas en inglés "*Fusarium* head blight"), mediante la producción de metabolitos antifúngicos tales como la iturina A y surfactina. Este potencial antagonista controló la enfermedad en un 65 % en condiciones de invernadero, mientras en condiciones de campo la reducción fue del 55 % y la producción de micotoxinas como el nivalenol tuvo una reducción del 40 %. Los investigadores también determinaron que esta bacteria aumentaba la expresión de los genes de las rutas del ácido salicílico, ácido jasmónico y etileno, relacionados con la defensa de las plantas.

En el estudio titulado "Aislamiento y caracterización de cepas de *Bacillus* asociadas al cultivo del arroz (*Oryza sativa* L.)", realizado por Badía et al. (2011), se buscó evaluar el potencial de cepas de *Bacillus* aisladas de la rizosfera y del suelo cultivado con arroz para promover el crecimiento de las plantas y controlar biológicamente a patógenos fúngicos. Se aislaron y caracterizaron 13 cepas, evaluando su capacidad para producir auxinas, solubilizar fosfatos, fijar nitrógeno y actuar como antagonistas de hongos fitopatógenos como *Alternaria solani*, *Pyricularia grisea*, *Fusarium* spp., y *Curvularia* spp. Los resultados más destacados indicaron que las cepas

LSB4, LSB9 y LSB10 lograron inhibir el crecimiento de estos patógenos entre un 85 % y un 92 %, mostrando un alto potencial para el biocontrol. Según la caracterización realizada en el estudio, las cepas LSB4 y LSB10 fueron identificadas como *Bacillus subtilis*, mientras que la cepa LSB9 fue identificada como *Bacillus* spp. Además, estas cepas promovieron el crecimiento vegetal al solubilizar fosfatos y producir auxinas. La investigación concluye que estas cepas de *Bacillus* podrían ser empleadas como bioproductos en la agricultura, ofreciendo una alternativa eficaz y sostenible para reducir la dependencia de fertilizantes químicos y fungicidas, mejorando la salud del cultivo de arroz.

6.3.2. A nivel nacional

En la investigación realizada por Chaves et al. (2020), titulada *"*Respuesta fisiológica de plántulas de uchuva a tres agentes de control biológico bajo infección por *Fusarium oxysporum* f. sp. *physali"*, los autores evaluaron la efectividad de cuatro tratamientos con microorganismos antagonistas (*Trichoderma koningiopsis*, *T. virens* y *Bacillus velezensis*), que consistieron en: (i) plántulas de uchuva inoculadas con *F. oxysporum* y tratadas individualmente con los tres antagonistas; (ii) plántulas no inoculadas con *F. oxysporum* y tratadas por separado con los tres antagonistas; (iii) plántulas inoculadas solo con *F. oxysporum* (control patogénico), y (iv) plántulas sin inoculación. Todos los tratamientos se mantuvieron en condiciones de invernadero. Los resultados mostraron que las plántulas tratadas con *Trichoderma virens* presentaron los niveles más bajos de enfermedad, además de un mayor potencial hídrico, conductancia estomática y área foliar en comparación con el control. Así, los autores concluyeron que este microorganismo es un candidato prometedor para el manejo de la marchitez causada por *Fusarium* en el cultivo de uchuva.

El estudio llevado a cabo por Izquierdo (2019), se enfocó en la evaluación de un consorcio microbiano formado por *Trichoderma virens* Gl006 y *Bacillus velezensis* Bs006 como estrategia para el control biológico de *Fusarium oxysporum* f. sp. *physali* (Foph) en cultivos de uchuva. Seleccionaron estos microorganismos debido a su actividad sinérgica observada en investigaciones previas, donde demostraron su potencial en la reducción del marchitamiento vascular. A través de ensayos *in vitro*, la autora identificó que el sobrenadante de *T. virens* afectaba negativamente a *B. velezensis*, mientras que este último, en concentraciones adecuadas, favorecía el crecimiento del primero. En condiciones de cultivo, fue posible comprobar que la compatibilidad entre ambos organismos era mayor en medios que simulaban la rizósfera. Arrojando valores de eficacia sinérgica del 71.5% en el control del marchitamiento y una reducción del 63% en la población viable de Foph, aunque esta sinergia no se mantuvo con separación física en la rizósfera. Las conclusiones subrayan que la combinación de estos agentes biológicos no solo mejora la efectividad del control de *Fusarium*, sino que también sugiere mecanismos complementarios de acción, como la inducción sistémica de resistencia. Este enfoque resalta el potencial del uso de consorcios microbianos como una alternativa sostenible y efectiva frente a métodos químicos tradicionales en la agricultura.

Barraza Román et al. (2024) realizaron un estudio con el objetivo de evaluar el potencial de bacterias endofíticas para reducir la patogenicidad de *Burkholderia glumae* en plantas de arroz. Los autores procesaron tejidos de tallos, raíces, hojas y panículas de arroz, obteniendo 150 morfotipos bacterianos. De estos, 16 aislamientos demostraron poseer propiedades beneficiosas como la fijación de nitrógeno, la solubilización de fosfatos y la producción de sideróforos, lo que los convierte en posibles promotores del crecimiento vegetal y agentes de biocontrol contra patógenos. Los aislamientos codificados como Ory09 y Ory59 destacaron por su capacidad para

reducir significativamente la severidad de la enfermedad, inhibiendo el desarrollo de coleóptilos y radículas causados por *B. glumae*. Además, estos aislamientos no afectaron negativamente el vigor de las semillas en comparación con los controles sanos, demostrando así su potencial como biocontroladores. Concluyeron que los aislamientos endofíticos seleccionados podrían ofrecer una alternativa prometedora para el manejo de enfermedades en cultivos de arroz, reduciendo la dependencia de agroquímicos.

Velasco, (2016) caracterizó morfológica, bioquímica y molecularmente bacterias rizosféricas y endófitas con capacidad antagónica contra *Fusarium* spp., obtenidas de plantas de ají tabasco en dos localidades del Valle del Cauca. Se aislaron 193 bacterias del suelo y del tejido foliar, de las cuales 68 provinieron de muestras foliares y 125 de la rizosfera. Estas bacterias se evaluaron *in vitro* mediante el método de cultivo dual, mostrando todas algún grado de antagonismo contra los aislamientos patogénicos de *Fusarium*. Las bacterias con mayor potencial antagónico fueron identificadas como pertenecientes a los géneros *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Serratia*, *Achromobacter*, *Alcaligenes*, *Microbacterium*, *Enterobacter*, y *Stenotrophomonas*. Los resultados destacan el potencial de estos microorganismos como agentes de biocontrol para el manejo de enfermedades causadas por *Fusarium*, ofreciendo una alternativa sostenible y ambientalmente amigable para los cultivos de ají.

6.3.3. A nivel regional

En su estudio titulado "Efecto comparativo de una cepa nativa y una comercial de *Trichoderma* spp. para el control de *Fusarium* spp. en un cultivo de lechuga (*Lactuca sativa* L.) en Pamplona, Norte de Santander". Pérez (2021) identificó que cuatro cepas nativas de *Trichoderma* spp. provenientes del cultivo de lechuga y codificadas como TN1, TN2, TN3 y TN4, junto con una cepa comercial (TC), mostraron potencial antagonista frente a tres aislados del

género *Fusarium* (FS1, FS2 y FS3). Se observó que solo las cepas TN4 y TC presentaron grados de invasión tipo 2. Sin embargo, únicamente se utilizó TN4 para evaluar su eficacia en campo, ya que mostró un mejor crecimiento en comparación con la cepa comercial. El experimento de campo se diseñó en bloques completamente al azar, con 8 tratamientos y 3 repeticiones. Los resultados concluyeron que la cepa TN4 es eficaz para controlar el desarrollo de *Fusarium* spp., proporcionando una base sólida para que los productores consideren la implementación de esta cepa en sus cultivos.

Por otro lado, Contreras & Riaño (2013) se centraron en el aislamiento de microorganismos útiles para el control biológico de *Moniliophthora roreri*, causante de moniliasis en mazorcas de cacao (*Theobroma cacao*), responsable de grandes pérdidas en las cosechas de este fruto. Para ello, tomaron muestras en los municipios de Cúcuta, El Tarra, El Zulia, Sardinata y Tibú, obteniendo 17 aislados del fitopatógeno y 20 aislados entre hongos y bacterias. De los cuales, solo cuatro aislados fúngicos y tres bacterianos presentaron actividad antagónica, con porcentajes de inhibición de 79,45 % y 80,72 % para aislados fúngicos correspondientes al género *Paecilomyces* spp. Por otro lado, los autores demostraron que la bacteria identificada como *Bacillus brevis* presentó porcentajes de inhibición superiores al 89 %.

7. Metodología

7.1. Identificación fenotípica de las especies del género *Fusarium*

7.1.1. Aislamiento de cepas correspondientes a Fusarium spp.

Los aislados de *Fusarium* spp. se obtuvieron a partir del procesamiento de 15 muestras de arroz paddy suministradas por la Federación Nacional de Arroceros (*Fedearroz*), con sede en la ciudad de Cúcuta, Norte de Santander. Se siguió la metodología descrita por Desjardins et al. (2000), que consiste en reducir la carga microbiológica mediante la inmersión de 10 gramos de arroz en una solución de hipoclorito de sodio (NaOCl) al 1 % durante cinco minutos. Posteriormente, los granos se enjuagaron dos veces con agua destilada estéril y se realizaron diluciones seriadas hasta 10^{-3}.

A partir de cada dilución, se llevó a cabo una siembra en profundidad y, adicionalmente, se sembraron cinco granos de arroz en la superficie de medios de cultivo específicos: agar verde de malaquita (MGA; Visagie et al, 2014), agar dicloran rosa bengala cloranfenicol (DRBC; Merck, USA)y agar hojas de clavel (CLA; Leslie & Summerell, 2007). Las placas se incubaron a 25 °C durante 3 a 5 días.

Las colonias típicas de hongos correspondientes al género *Fusarium* spp. (blancas con tonalidades rosas, violetas, turquesas y tonalidades amarillas) fueron subcultivadas en medios de agar oxitetraciclina-glucosa-extracto de levadura (OGY; condalab, USA) y agar avena (OA; Crous et al., 2021), incubándose nuevamente a 25 °C durante 3 a 5 días. Finalmente, se realizaron observaciones microscópicas para confirmar las características predominantes de los fusaroides, descartando aquellos aislamientos que no cumplieran con dichos parámetros.

7.1.2. Identificación mediante microbiológica tradicional de los aislados de Fusarium spp.

Las observaciones microscópicas y el crecimiento en medios de cultivo se realizaron siguiendo el protocolo descrito por Sandoval-Denis et al. (2019). La morfología de las colonias, incluyendo la presencia o ausencia de pigmentación, fue evaluada en PDA y agar avena tras la incubación durante 7 y 14 días a 25 °C, en condiciones de oscuridad.

Asimismo, se midió la tasa de crecimiento en agar PDA, colocando en el centro de las placas discos de 5 mm de diámetro tomados de un cultivo fúngico con 7 días de crecimiento en agar sintético pobre en nutrientes (SNA; Leslie & Summerell, 2007). Las mediciones del crecimiento radial se realizaron en cuatro direcciones a los 3 y 7 días de incubación en oscuridad y la tasa de crecimiento (GR, por sus siglas en inglés "*Growth Rate*") se calculó teniendo en cuenta la ecuación 1.

$$GR\ mm/Día\ = \frac{(L * l)}{(D * d)}\ (ecuación\ 1)$$

Dónde:
l: longitud en milímetro del día 7.
L: longitud en milímetro del día 3.
D: día 7;
D: dia 3

Las microfotografías se obtuvieron a partir de montajes bajo el objetivo 100X en microscopio binocular (Carl Zeiss, Primo Star Hal Full-kohler) de los aislados cultivados en agar de hojas de clavel y PDA, incubados a temperatura ambiente y bajo ciclos de 12 horas de luz UV y 12 horas de oscuridad, así mismo loas aislados fueron cultivados en agar zanahoria, y agar avena incubados en las mismas condiciones para observar diferencias entre las características macroscópicas. El tamaño de los conidios se determinó midiendo 15 conidios seleccionados al azar, considerando el número de septos presentes en cada condición de cultivo, así como la forma

y tamaño, además de la descripción de la morfología del conidióforo y la determinación de la presencia de clamidosporas en SNA, esta evaluación se realizó siguiendo las descripciones de Nelson et al. (1983), Nirenberg & O´Donnell (1998), y Leslie & Summerell (2007), para la identificación presuntiva de las especies.

7.2. Determinación de la capacidad fitopatógena de los aislados del género *Fusarium*

7.2.1. Evaluación de la inhibición en germinación de semillas de arroz

En esta prueba se evaluó el porcentaje de inhibición (PI) de la germinación de las semillas debido a la interacción entre el hospedero y el patógeno (Ecuación 2), según lo descrito por Jiang et al., (2021). Para esto, semillas estériles (treinta por tratamiento, tres repeticiones con dos replicas) fueron inoculadas con 50 µL de suspensión de esporas de los aislados (cultivados en medio PDA durante 10 días, con recolección de esporas en agua destilada estéril y filtrada a través de gasa estéril) a una concentración de $1x10^6$ esporas mL^{-1} diariamente. Posteriormente, las semillas fueron transferidas a cajas Petri con tres capas de papel filtro y una capa de algodón, las cuales recubrían las semillas para evitar la evaporación de la solución de esporas. Las cajas se incubaron bajo un régimen de fotoperiodo de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad, con temperaturas de 28 °C durante el día y 25 °C por la noche. Como control, las semillas fueron inoculadas con agua destilada estéril. Cada tratamiento contó con cuatro réplicas y dos repeticiones. Los aislados que inhibieron significativamente la germinación de las semillas fueron implementadas en la segunda prueba de patogenicidad.

$$PI(\%) = \frac{(C-N)}{C} X\ 100 \quad \text{ecuación (2)}$$

Donde:
C: número de semillas geminadas en el control.
N: número de semillas germinadas en diferentes tratamientos inoculados con *Fusarium* spp.

7.2.2. Evaluación de la capacidad fitopatógena de los aislados de Fusarium spp. *en plantas de arroz*

La capacidad infectiva de los diferentes aislados de *Fusarium* spp. se evaluó siguiendo la metodología descrita por Jiang et al. (2021), con algunas modificaciones. Las semillas de arroz se desinfectaron sumergiéndolas en una solución de hipoclorito de sodio al 1 % durante 10 minutos, para luego, se lavarlas tres veces con agua destilada estéril y secarlas sobre papel filtro estéril. Posteriormente, las semillas se inocularon sumergiéndolas en una suspensión de esporas de los aislados, ajustada a una concentración de $1x10^6$ esporas mL^{-1}, durante 36 horas. Como tratamiento control, se utilizó agua destilada estéril. Las semillas inoculadas (diez por tratamiento, con tres réplicas y dos repeticiones) se colocaron en recipientes que contenían suelo de cultivo de arroz previamente esterilizado mediante tres ciclos. Los recipientes se mantuvieron en condiciones controladas de invernadero, con temperaturas de 28 °C durante el día y 25 °C por la noche. La sintomatología en las plantas se evaluó utilizando una escala del 0 al 4, basada en los síntomas presentados según lo planteado por Mohd et al. (2008) donde 0 = plantas sanas y no afectadas; 1 = crecimiento normal, pero donde las hojas empiezan a mostrar un color amarillento; 2 = crecimiento anormal, hojas alargadas o atrofiadas, con inicio de marchitamiento, cloróticas, delgadas y de color marrón; 3 = crecimiento anormal, hojas alargadas o atrofiadas, con inicio de marchitamiento, cloróticas, delgadas y de color marrón; 4 = plantas con masas fúngicas en las superficies de las plantas, infectadas o muertas. Los valores obtenidos fueron estandarizados en una escala de 0 a 100 para determinar el índice de severidad de la enfermedad (DSI, por sus siglas en inglés, *Disease Severity Index*), utilizando la fórmula propuesta por Chiang et al., (2017) (Ecuación 3).

$$DSI(\%) = \frac{\sum(n * v)}{(N * V)} X\ 100\ (ecuación\ 3)$$

Donde:
n: Número de plantas en cada categoría de severidad
v: valor de la categoría de severidad (escala utilizada, por ejemplo, 0–4).
N: Número total de plantas evaluadas.
V: Valor máximo en la escala de severidad.

7.3. Evaluación de la capacidad biocontroladora de microorganismos autóctonos de cultivos de arroz frente a especies fitopatógenas del género *Fusarium*

7.3.1. Aislamiento de organismos antagonistas

La prueba se llevó a cabo siguiendo la metodología descrita por Wang et al. (2019), a partir de seis muestras de plantas sanas cultivadas en el municipio de Cúcuta, en la finca Limoncito ubicada en la vereda La esperanza. Se realizó el aislamiento de microorganismos rizosféricos. Para ello, se extrajo cuidadosamente cada planta completa, procurando no dañar ni desprender las raíces. El suelo adherido a las raíces se consideró como suelo rizosférico, y a partir de este se realizaron diluciones seriadas hasta la novena dilución decimal. Estas diluciones se prepararon utilizando 10 g de suelo suspendidos en 90 mL de agua destilada estéril, homogenizando la suspensión durante 1 minuto.

De las dos últimas diluciones, se tomaron 500 µL de cada una y se inocularon en la superficie de medios de cultivo: agar OGY para el aislamiento de hongos y agar para Recuento Estándar en Placa (SPC, por sus siglas en ingles "*Standard Plate Count*"; Condalab, USA) para el aislamiento de bacterias. Los cultivos se realizaron por duplicado y las placas se incubaron a 28 °C durante 72 horas. Los aislados obtenidos se conservaron en condiciones axénicas en medios OGY y SPC, bajo las mismas condiciones de incubación previamente mencionadas.

7.3.2. Identificación y conservación de los antagonistas

Los hongos se identificaron presuntivamente a nivel de género considerando sus características macroscópicas y microscópicas, tales como tamaño, color, tipo de micelio y forma de las colonias, así como las características de las hifas, micelio, conidios y conidióforos, apoyándose en las descripciones establecidas por Watanabe (2010), Se descartaron las colonias con características morfológicas similares y aquellas con crecimiento lento, siguiendo lo establecido por Martínez et al. (2023).

Por otro lado, las bacterias fueron caracterizadas principalmente en función de sus características morfológicas (forma, tamaño, borde, elevación, color y pared celular mediante tinción de Gram). Posteriormente, se evaluó la capacidad antagónica de los aislados fúngicos y bacterianos mediante cultivos duales, como se describe en la sección 7.3.3, incubados durante 10 días a 25 °C. Los aislados fúngicos que mostraron actividad inhibitoria fueron identificados presuntivamente hasta nivel de especie incubados a 25 °C en PDA, Agar autolisado de levadura Czapek (CYA; Visagie et al., 2014) y agar extracto de malta (MEA; Visagie et al., 2014), utilizando las descripciones de Kubicek & Harman, (1998) y Pitt & Hocking, (2009).

Las bacterias con actividad antagónica fueron caracterizadas bioquímicamente siguiendo lo descrito por Cuervo (2010), para ello se seleccionaron las pruebas de oxidasa, catalasa, fermentación de carbohidratos (glucosa, lactosa, maltosa, manitol, arabinosa y xilosa), hidrólisis de caseína, almidón y gelatina, crecimiento en NaCl al 7 %, asimilación de citrato, movilidad, Voges-Proskauer, reducción de nitratos y prueba de urea. Los resultados obtenidos se compararon con las características descritas en el tercer volumen de la segunda edición del *Manual de Bergey de Bacteriología Sistemática: Los Firmicute* (De Vos et al., 2009) para determinar las especies presuntivas con actividad antagónica incluidas en este estudio. Finalmente, los aislados fúngicos

y bacterianos fueron resuspendidos en glicerol al 30 % y 15 %, respectivamente, para su conservación a -60 °C.

7.3.3. Enfrentamiento de fitopatógenos contra antagonista mediante cultivo dual

La capacidad antagonista de los aislados se evaluó mediante confrontaciones duales en placas de Petri (*in vitro*) para determinar la competencia por espacio y nutrientes entre los aislados del género *Fusarium* y los potenciales antagonistas, así como la capacidad micoparasítica de los antagonistas fúngicos, su grado de invasión y el porcentaje de inhibición de crecimiento radial (PICR).

Las confrontaciones entre bacterias y hongos se realizaron siguiendo la metodología descrita por De Dios et al. (2020), ubicando explantes de 5 mm de diámetro de hongos fitopatógenos con ocho días de crecimiento en el centro de la placa de Petri con medio PDA. Las bacterias que mostraron actividad antagonista en estudios previos fueron inoculadas en los cuatro puntos cardinales de la placa a un centímetro del borde, utilizando explantes bacterianos de 5 mm con un crecimiento de 72 horas.

Por otro lado, las confrontaciones entre hongos se llevaron a cabo conforme a la metodología de Contreras & Riaño (2013). En las placas, se marcaron dos puntos a 1 cm del borde, en medio de cultivo PDA. Se extrajo una porción de 5 mm de la colonia esporulada del fitopatógeno con ocho días de crecimiento en agar PDA y se colocó en uno de los puntos. En el lado opuesto, se inocularon los hongos evaluados como antagonistas. Cada fitopatógeno se sembró por separado como control, los tratamientos contaron con dos réplicas y dos repeticiones incubando las placas a 25 °C durante 10 días. Para la evaluación, se midió diariamente el diámetro

de la colonia del fitopatógeno en cada tratamiento, hasta que el testigo cubriera por completo la placa de Petri.

7.3.3.1. Porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR). Se calculó utilizando la fórmula descrita por Ezziyyani et al. (2004). Implementado las mediciones correspondientes al décimo día de crecimiento en completa oscuridad sobre agar PDA de los enfrentamientos entre *Fusarium* spp. – hongos antagonistas y *Fusarium* spp. – bacterias antagonistas, así como los testigos correspondientes a cada enfrentamiento.

$$PICR\ \% = \frac{R1 - R2}{R1}\ x\ 100\ (ecuación\ 4)$$

Donde:
R1: radio del hongo fitopatógeno (testigo).
R2: radio del hongo fitopatógeno frente al antagonista.

7.3.3.2. Observaciones de interacciones micoparasíticas. Para observar las interacciones microscópicas entre microorganismos, específicamente la capacitad micoparasítica del antagonista donde se evidencia la invasión de hifas, el contacto de las mismas, la posible penetración del antagonista y el cambio de la morfología del hongo huésped, se realizaron montajes en fresco implementando la técnica de la cinta engomada con azul de lactofenol y KOH al 3 %. Estos montajes se realizaron a partir de los enfrentamientos mediante cultivo dual en zonas de contacto entre el micelio del hongo antagonista y *Fusarium* spp.

7.3.3.3. Determinación del grado de antagonismo. El desarrollo de los antagonistas fúngicos frente a los organismos fitopatógenos ha permitido establecer cualitativamente el grado de antagonismo. Esta cualidad es reportada por Ezziyyani et al. (2004) y Astorga-Quirós et al. (2014) como se presenta en la tabla 2.

Tabla 2. *Grado de antagonismo y potencial biocontrolador según el crecimiento de los microorganismos in vitro*

Grado	Capacidad antagónica	Potencial biocontrolador
0	Ninguna invasión de la superficie de la cepa patógena	Muy malo
1	¼ invasión de la superficie de la cepa patógena	Malo
2	½ de la superficie de la cepa patógena	Deficiente
3	Total invasión de la superficie de la cepa patógena	Bueno
4	Total invasión de la superficie de la cepa patógena esporulación sobre ella	Muy bueno

Fuente: (Ezziyyani et al. 2004, Astorga et al. 2014), elaboración propia

De igual forma se tuvo en cuenta la clasificación propuesta por Bell et al. (1982) aplicada por Pérez & Vásquez, (2001) registrada en la tabla 3.

Tabla 3. *Nivel de antagonismo establecido por Bell y colaboradores (1982).*

Nivel de antagonismo	*Cualificación*
1	El antagonista crece totalmente sobre el fitopatógeno.
2	El antagonista crece sobre las 2/3 partes de la caja de cultivo, inhibiendo el crecimiento y desarrollo del fitopatógeno.
3	El antagonista y el fitopatógeno ocupan espacios iguales en la caja de cultivo, observándose que no hay competencia entre ellos.
4	El fitopatógeno crece sobre las 2/3 partes de la caja de cultivo, inhibiendo el crecimiento y desarrollo del antagonista.
5	El fitopatógeno crece totalmente sobre el antagonista.

Fuente: (Suárez & Cabrales, 2008), elaboración propia

7.4. Análisis estadístico

Los datos de porcentaje de inhibición de las semillas (PI), porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR) e incidencia de severidad de la enfermedad (DSI) se analizaron mediante el paquete estadístico Minitab® (Minitab LLC, 2024), para el análisis de varianza (ANOVA)

simple o multifactorial según el caso se empleó el método de diferencias mínimas significativas LSD con un nivel de significancia de ($p<0.05$).

8. Resultados y discusión

8.1. Identificación fenotípica de las especies del género *Fusarium*

8.1.1. Aislamiento de hongos correspondientes al género Fusarium

A partir del análisis microbiológico de muestras de arroz paddy proporcionadas por la Federación Nacional de Arroceros – Fedearroz, con sede en la ciudad de Cúcuta, y recolectadas en diferentes arroceras del departamento de Norte de Santander, se identificaron siete aislados (Tabla 4.) con características propias de los fusaroides. Este término agrupa a hongos filogenéticamente relacionados dentro de la familia *Nectriaceae,* entre los que se encuentra *Fusarium* spp. (Crous et al., 2021). Los resultados obtenidos son comparables con los reportados por Sawane & Sawane. (2014), quienes aislaron *Fusarium verticillioides*, *F. semitectum*, *F. proliferatum* y *F. oxysporum* a partir de 38 muestras de arroz paddy almacenado en diferentes estaciones del año, con frecuencias de aislamiento que oscilaron entre el 16,7 % y el 58,3 %. Dichos hongos se encontraron con mayor frecuencia durante las temporadas de lluvias.

En ese contexto, Lee et al. (2014), reportaron que las especies de *Fusarium* predominantes en arroz incluyen el complejo *Fusarium graminearum* (FGSC), que alcanzó una frecuencia del 87 % en 2012 y del 35-39 % en 2011 y 2013; el complejo *Fusarium fujikuroi* (FFSC), predominante en 2011 con un 40 %; y el complejo *Fusarium incarnatum-equiseti* (FIESC), con frecuencias entre el 19-20 %. Las principales micotoxinas asociadas a este hongo son deoxinivalenol (DON), nivalenol (NIV) y zearalenona (ZEA), detectadas con mayor frecuencia y concentración en arroz descolorido y parcialmente procesado. En este contexto, el DON alcanzó niveles de hasta 6.6 mg/kg y la ZEA contaminó hasta el 65 % de las muestras analizadas. Asimismo, se observó

contaminación múltiple con varias micotoxinas, con tasas del 44 % en arroz descolorido en 2012, mientras que el arroz blanco pulido presentó los niveles más bajos de contaminación.

Tabla 4. *Aislados del género Fusarium a partir de sectores arroceros de Norte de Santander.*

Código	Tipo de arroz	Codificación de la muestra	Locación y/o municipio
FA001	Arroz paddy	A001 - V2000	Puerto Santander
FA002	Arroz paddy	A005 - campo 2	Tibú
FA003	Arroz paddy	A007 - PH57	El Zulia
FA004	Arroz paddy	A013	Vereda Pampachala, El Zulia
FA005	Arroz paddy	A014	Vereda Panorama, El Zulia
FA006	Arroz paddy	A015	Molino La perla, El Zulia
FA007	Arroz paddy	A021	Vereda Santa Clara, Puerto Santander

Fuente: Autor

8.1.2. Caracterización fenotípica de los aislados de Fusarium spp. con actividad fitopatógena

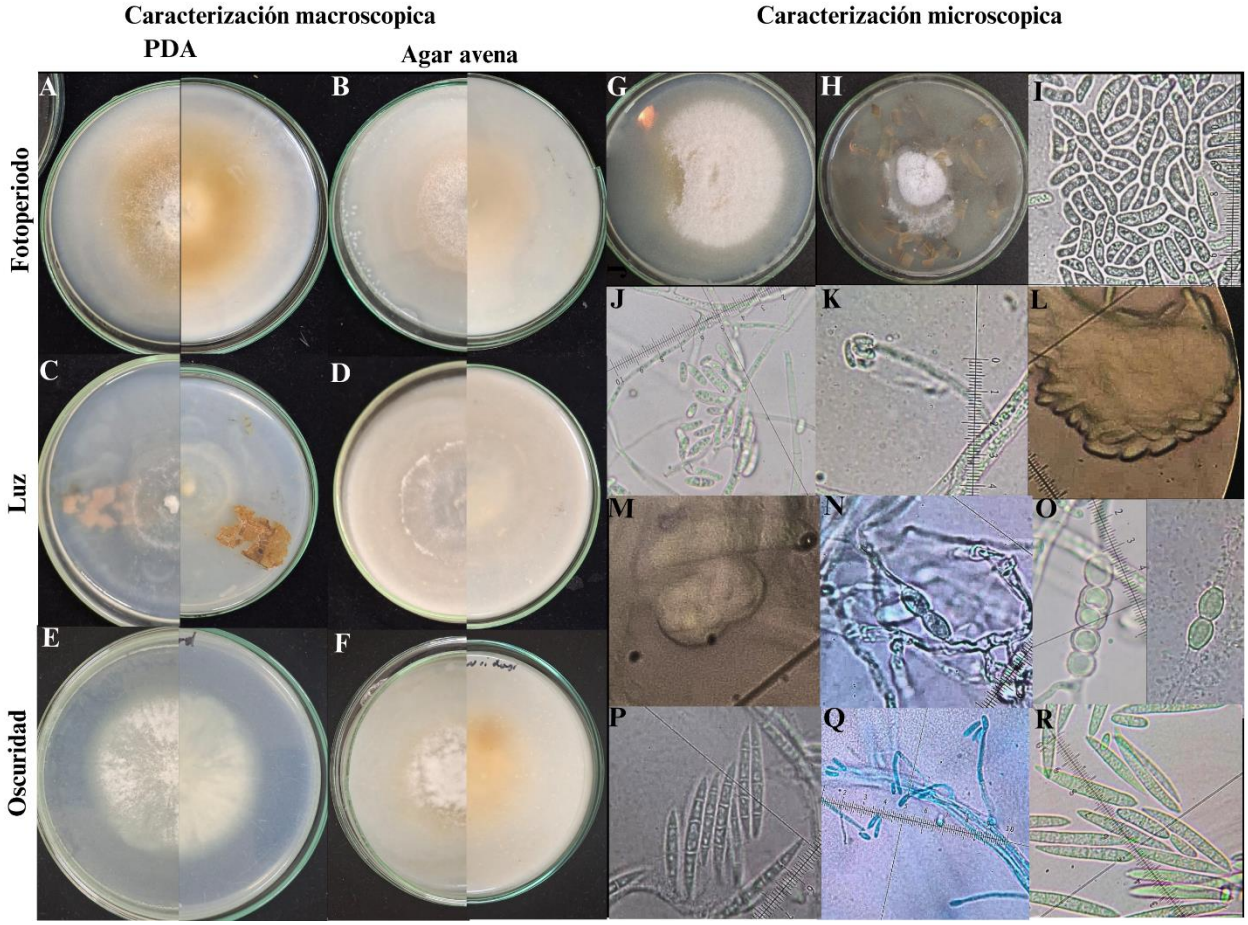
El aislado FA001 mostró un comportamiento macroscópico característico en los medios de cultivo evaluados. En el medio PDA, la colonia creció adecuadamente a 25 °C, con una tasa promedio de crecimiento de 6,50 mm/día (Apéndice D. Tabla D1). Presentó un color blanco con tonalidades cremosas y amarillas oscuras (Figura 16. A, C y E), mientras que el reverso exhibió un naranja intenso en el centro y blanco en los bordes. La colonia presentó un aspecto seco y una textura algodonosa, con una ligera elevación y sin producción de exudados. En agar avena, el desarrollo también fue óptimo, iniciando con un centro blanco que se tornaba morado hacia los extremos. La colonia mostró un aspecto seco y opaco, con textura aterciopelada y escasa elevación, sin exudados (Figura 16. B, D y F).

Microscópicamente, se identificaron conidióforos en el micelio aéreo, con ramificaciones o reducidos a células conidiogénicas mono- y polifialídicas. Estas estructuras tenían paredes delgadas y lisas, con dimensiones de 16 a 33 µm de largo y 3 a 4 µm de ancho. Se observaron dos

tipos de conidios: microconidios de forma globosa a ovoide, con paredes lisas y tamaños entre 7 y 11 µm de largo por 4 a 7 µm de ancho. Estos microconidios eran sin septo o presentaban uno u ocasionalmente dos septos, formando falsas cabezas y cadenas laterales sobre monofiálides (Figura 16. I - L). Los macroconidios eran delgados, con una ligera o nula curvatura y paredes paralelas. La célula basal era papilada, sin forma de pie, mientras que la célula apical era alargada y afilada. Los macroconidios eran multiseptados, presentando entre 3 a 5 septos, y midiendo de 30 a 56 µm de largo por 4 a 7 µm de ancho (Figura 16. P – R). Además, se observaron clamidosporas simples en el extremo terminal de las hifas, dispuestas en parejas o de forma intercalada. Estas estructuras tenían textura verrugosa y un diámetro cercano a 9 µm (Figura 16. M - O), ver apéndice B - Tabla B1. Las características mencionadas concuerdan con las descritas por Leslie & Summerell (2007) y Watanabe (2010), así como las claves taxonómicas de Nelson et al. (1983) y Pitt & Hocking (2009) para *F. solani.* Por lo tanto, el aislado FA001 podría corresponder presuntivamente a *Fusarium* cf. *solani* (ver apéndice C. Tabla C1).

Chehri et al. (2015) comenta de *Fusarium solani* presenta diversas características morfológicas en medios de cultivo, especialmente en PDA. Entre ellas, se describen colonias que suelen ser algodonosas, aunque también pueden tener texturas aterciopeladas. El color de estas colonias puede variar entre blanco y amarillo pálido y con el tiempo puede oscurecerse, alcanzando tonalidades marrones, rojizas y púrpuras. En cuanto a la morfología de las conidias, este autor menciona que predominan las microconidias con formas ovaladas, reniformes (en forma de riñón) y alargadas. Las macroconidias, por su parte, presentaban de 3 a 5 septos, con tamaños que pueden alcanzar hasta 54,5 µm de largo y aproximadamente 3 µm de ancho. Esta diversidad morfológica es esencial para la identificación y clasificación de las diferentes especies dentro del complejo de *Fusarium solani*, lo cual es significativo para entender su papel como patógeno vegetal.

Figura 16. *Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA001.*



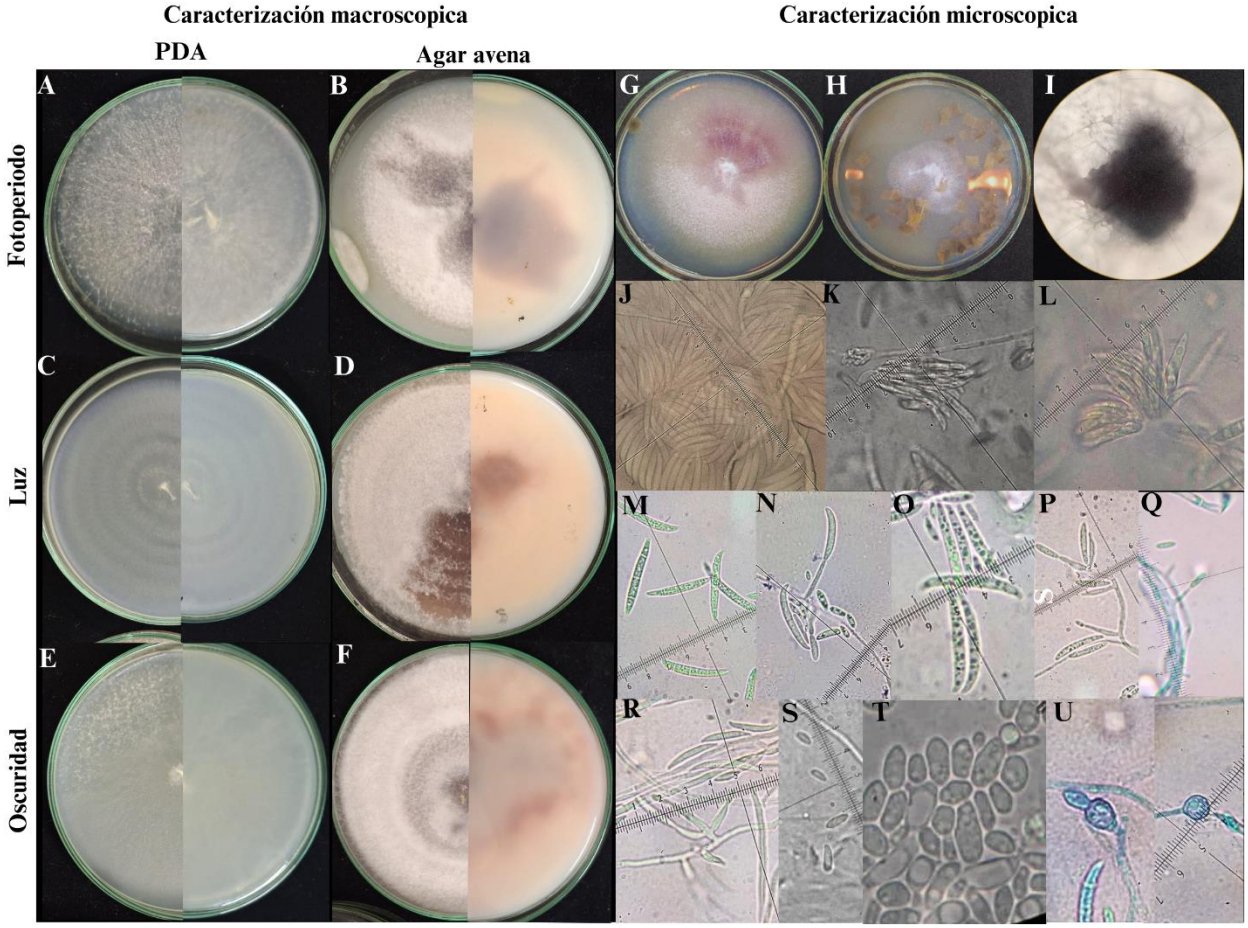
Nota. A – B. colonia en PDA y agar avena en fotoperiodos 12 horas luz, 12 horas oscuridad, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); C – D. colonia en PDA y agar avena en luz constante, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); E - F colonia en PDA y agar avena incubado en oscuridad (izquierda, anverso; derecha, reverso); G – H colonia en PDA y CLA incubado en periodos de 12 h luz UV, 12 horas oscuridad para observaciones microscópicas, respectivamente; I – L, microconidios; M – O, clamidosporas (en la imagen M se realizó un aumento adicional para mejor observación de la estructura); P – R, macroconidios. Fuente: Autor.

El aislado FA002 mostró un crecimiento óptimo en medio de cultivo PDA a 25 °C, con una tasa promedio de 5,06 mm/día (Apéndice D. Tabla D1). La colonia, tanto en PDA como en agar avena, comenzó con colores blancos que se tornaron a morados con el tiempo, y presentó una esporulación adecuada, cubriendo completamente la superficie del medio de cultivo en la caja de Petri. En ambos medios, las colonias eran opacas y secas, sin presencia de exudados, con texturas aterciopeladas en PDA y algodonosas en agar avena. El reverso de la colonia en PDA exhibió colores blancos con tonalidades rosadas, mientras que en agar avena predominaban los tonos

morados o púrpuras en el centro, conservando el blanco en los bordes (Figura 17. A - F), ver apéndice B - Tabla B2.

Microscópicamente, los conidios se disponían en conidióforos aéreos septados con escasas ramificaciones, y también en células conidiogénicas mono- y polifialídicas, de paredes delgadas y lisas (Figura 17. P – R). Se observaron microconidios hialinos, de forma oval a obovoide y con bases truncadas, de 7 a 9 µm de largo por 3 a 4 µm de ancho, formados sobre monofiálides, sin formar falsas cabezas ni cadenas (Figura 17. S- T) con dimensiones entre 23 a 46 µm de largo, por 3 a 5 µm de ancho. Los macroconidios fueron anchos en la parte central, con paredes delgadas y lisas, y presentaban de 1 a 6 septos, agrupados en conidióforos o en esporodoquios. Las células basales tenían forma de pie bien definida, mientras que las células apicales presentaban un aspecto de gancho (Figura 17. M - O). Además, se observaron clamidosporas simples de 8 µm de diámetro en el extremo terminal de las hifas, aunque en baja proporción (Figura 17. U). Las características mencionadas se asemejan a las descritas por Leslie & Summerell (2007) y Watanabe (2010), así como a las claves taxonómicas de Nelson et al. (1983) y Pitt & Hocking (2009) con *F. oxysporum.* Por lo talto, el aislado FA002 podría tratarse presuntivamente de *Fusarium* cf. *oxysporum* (ver apéndice C. Tabla C1).

Figura 17. *Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA002.*



Nota. A – B. colonia en PDA y agar avena en fotoperiodos 12 horas luz, 12 horas oscuridad, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); C – D. colonia en PDA y agar avena en luz constante, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); E - F colonia en PDA y agar avena incubado en oscuridad (izquierda, anverso; derecha, reverso); G – H colonia en PDA y CLA incubado en periodos de 12 h luz UV, 12 horas oscuridad para observaciones microscópicas, respectivamente; I esclerocio en PDA; J – L macroconidios a partir de esporodoquio vistos directamente desde el cultivo en CLA; M – O macroconidios (N. en mono fiálide); P – R conidióforo (R conidióforo polifialidico); S – T microconidios; U, clamidosporas. Fuente: Autor.

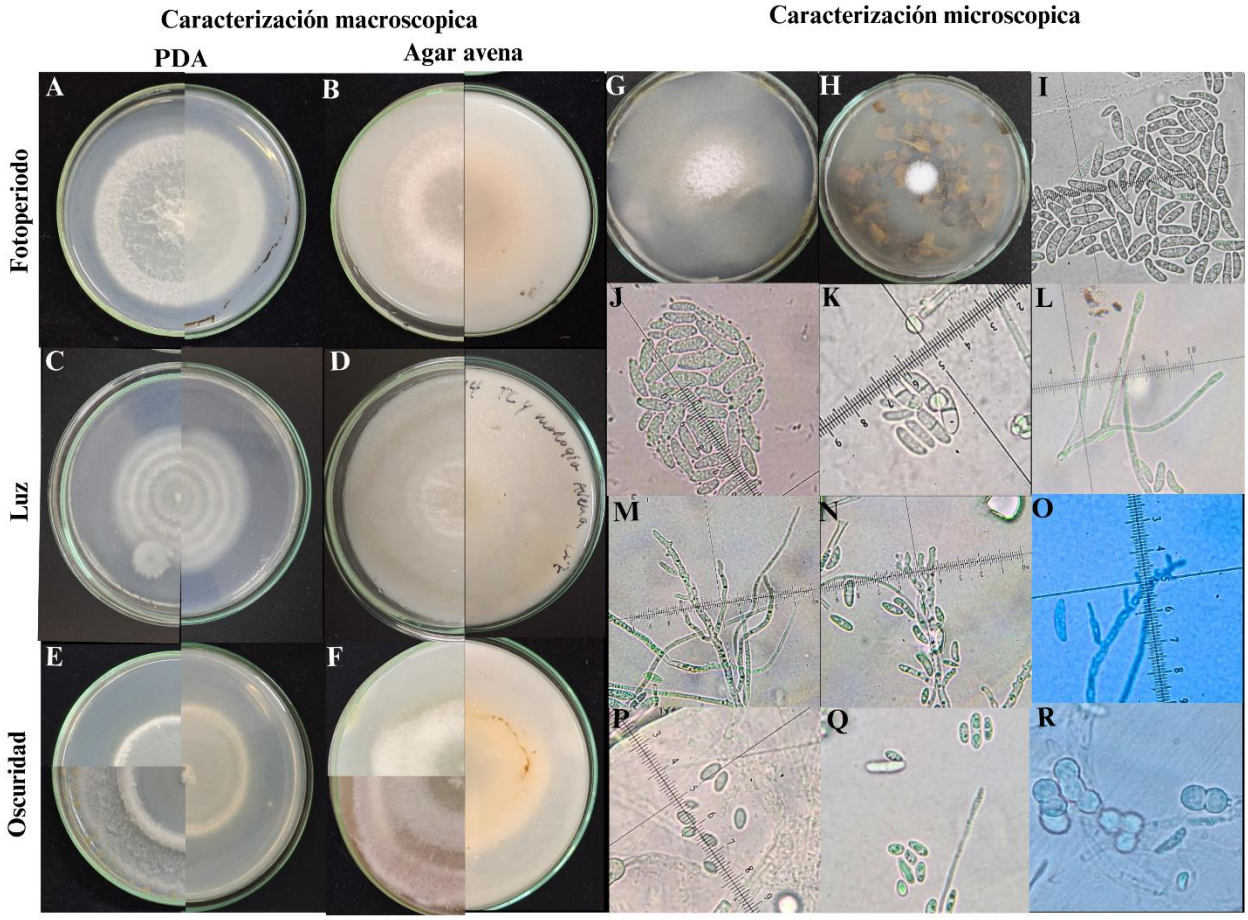
Fourie et al. (2011) describe a *Fusarium oxysporum* como un hongo que presenta colonias algodonosas con una textura aterciopelada, cuyos colores varían desde blanco hasta amarillo pálido, oscureciéndose a tonos marrones o rojizos a medida que maduran. En cuanto a sus características morfológicas, se distingue por la producción de microconidias no septadas, que se forman en "falsas cabezas" sobre monofiálides cortas, y macroconidias de tres septos que son delgadas y con forma de hoz. También se observan clamidiosporas, que pueden ser lisas o rugosas, formándose solas o en pares.

El aislado FA003 mostró un crecimiento adecuado en agar PDA, con una tasa promedio de 4,00 mm/día (Apéndice D. Tabla D1). Durante la evaluación macroscópica en distintas condiciones, la colonia no alcanzó a cubrir toda la superficie del medio. Presentó un color blanco tanto en el anverso como en el reverso, con textura algodonosa, aspecto opaco y seco, y crecimiento plano debido a la escasa presencia de micelio aéreo. En agar avena, las colonias exhibieron tonalidades sutiles entre amarillo y rosa, que en condiciones de oscuridad evolucionaron a matices más rosados. En general, las colonias tenían una textura algodonosa, superficies sectorizadas y aspecto opaco, sin producción de exudados (figura 18. A – F) ver apéndice B - Tabla B3.

Microscópicamente, el aislado mostró macroconidios con paredes que variaban de delgadas a gruesas y textura lisa. Los conidios eran monoseptados con el septo en el centro, con tamaños entre 17 y 23,5 µm de largo por 4 a 6 µm de ancho. Estos presentaban una parte central más gruesa y paredes paralelas; los extremos apicales eran desafilados, mientras que las células basales, de forma papilada, carecían de forma de pie y eran más delgadas (figura 18. I - K). Asimismo, se observaron microconidios hialinos, de forma oval a limoniforme, con paredes delgadas y lisas, y dimensiones entre 7 y 8,5 µm de largo por 3,5 a 4,2 µm de ancho (Figura 18. P – Q). Los microconidios se encontraban en conidióforos aéreos ramificados hasta en tres niveles, algunos con desarrollo simpodial. Estos conidios estaban dispuestos en células conidiogénicas mono- y polifialídicas, con tamaños de 15 a 45 µm de largo por 4 a 5 µm de ancho (Figura 18. L – O), sin formación aparente de falsas cabezas, ni cadenas. Además, se identificaron clamidosporas simples, dispuestas en parejas o en agrupaciones, tanto en los extremos de las hifas como de manera intercalada, con un diámetro promedio de 7,5 a 8,5 µm (figura 18. R).

Las características mencionadas son comparables en gran medida con las descritas por Leslie & Summerell (2007), y Watanabe (2010), así como a las claves taxonómicas de Nelson et al. (1983) para *F. dimerum.* Por lo tanto, el aislado FA003 podría tratarse presuntivamente de *Fusarium* cf. *dimerum* (ver apéndice C. Tabla C1).

Figura 18. *Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA003.*



Nota. A – B. colonia en PDA y agar avena en fotoperiodos 12 horas luz, 12 horas oscuridad, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); C – D. colonia en PDA y agar avena en luz constante, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); E – F. colonia en PDA y agar avena incubado en oscuridad (izquierda, anverso, parte izquierda inferior colonia a los 14 días de crecimiento; derecha, reverso); G – H. colonia en PDA y CLA incubado en periodos de 12 h luz UV, 12 horas oscuridad para observaciones microscópicas, respectivamente; I – K. macroconidios; L – O. conidióforos y células conidiogénicas; P – Q. microconidios; R. clamidosporas en SNA. Fuente: Autor.

Schroers et al. (2009) describe a *Fusarium dimerum* como una especie saprófita y ocasionalmente patógena, que desarrolla masas conidiales con tonalidades blancas y naranjas y presenta poco micelio aéreo. Esta especie se caracteriza por macroconidios aseptados o en los que

predominan un septo, ligeramente curvados con dimensiones que oscilan entre 20 y 40 x 3 – 5 µm, de paredes delgadas y extremos aguzados. La presencia de microconidios es escasa; cuando están presentes, tienen formas ovales en conidióforos simples o poco ramificados, con fiálides terminales. Las clamidosporas suelen estar ausentes en condiciones estándar, pero se presentan de manera abundante cuando el hongo es inoculado en medios de cultivo como SNA.

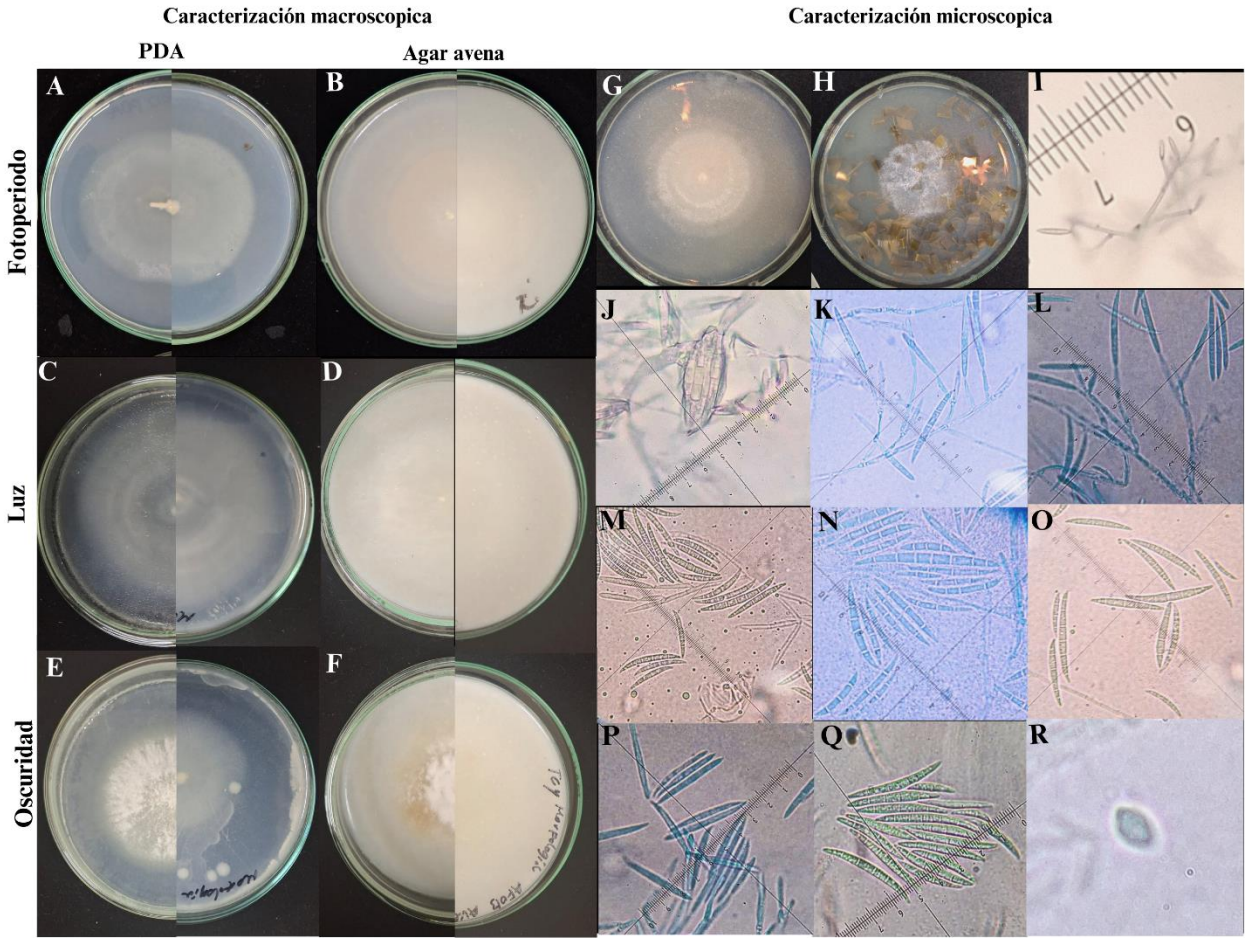
El aislado AF004 mostró la mayor tasa de crecimiento en PDA a 25 °C, con un valor promedio de 7,25 mm/día (Apéndice D. Tabla D1). En este medio, las colonias eran blancas, sin evidencia de exopigmentos difusos, con elevaciones planas que permitieron su extensión sobre toda la superficie de la caja de Petri. La textura variaba de aterciopelada a algodonosa, con un aspecto opaco y seco, y superficies sectorizadas (Figura 19. A, C y E). En agar avena, las colonias presentaban tonalidades amarillentas (lúteo pálido que se oscurecía a ocre con el tiempo) en condiciones de oscuridad, blancas bajo luz continua y rosas durante fotoperiodos. La superficie de las colonias también mostró variaciones: sectorizada tanto en oscuridad como en fotoperiodo, pero lisa bajo luz continua. Además, en oscuridad y luz continua, el aislado tuvo un aspecto opaco y seco, mientras que en fotoperiodo mostró un aspecto húmedo (Figura 19. B, D y F) ver apéndice B - Tabla B4.

Microscópicamente, el aislado presentó una baja cantidad de microconidios, de forma ovoide a limoniforme, con un tamaño aproximado de 6 µm de largo por 3 µm de ancho, y paredes delgadas y lisas (Figura 19. R). Los macroconidios observados eran delgados, con poca curvatura, y multiseptados, entre 3 y 9 septos (Figura 19. N – Q). Las células basales tenían una forma de pie poco desarrollada, mientras que las células apicales eran puntiagudas. Estos macroconidios midieron entre 20 y 61 µm de largo por 4 a 5 µm de ancho y se encontraban dispuestos en esporodoquios, conidióforos aéreos ramificados, y en células conidiogénicas monofialídicas y

polifialídicas (Figura 19. I – M). A diferencia de otros aislamientos, no se observó la presencia de clamidosporas en ninguna etapa del desarrollo del micelio, lo que podría indicar diferencias en la capacidad de resistencia o adaptación del aislado a las condiciones del medio de cultivo.

Las características mencionadas presentan similitudes con las descritas por Leslie & Summerell (2007) y Watanabe (2010), así como a las claves taxonómicas de Nelson et al. (1983) para *F. decemcellulare.* Por lo tanto, el aislado FA004 podría tratarse presuntivamente de *Fusarium* cf. *decemcellulare* (ver apéndice C. Tabla C1).

Figura 19. Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA004.



Nota. A – B. colonia en PDA y agar avena en fotoperiodos 12 horas luz, 12 horas oscuridad, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); C – D. colonia en PDA y agar avena en luz constante, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); E - F colonia en PDA y agar avena incubado en oscuridad (izquierda, anverso; derecha, reverso); G – H colonia en PDA y CLA incubado en periodos de 12 h luz UV, 12 horas oscuridad para observaciones microscópicas, respectivamente; I. micelio aéreo directamente desde el cultivo en PDA; J. macroconidios agrupados; K – M. conidióforos (K. mono y polifiálides); N – Q. macroconidios; R. microconidios. Fuente: Autor.

Martínez & Pérez (2015) aislaron una cepa a la que agruparon en el género *Fusarium* que al principio presentó un micelio de color blanco crema con tonalidades claras y luego adquirió un pigmento rosa intenso, con macroconidios entre 3 a 9 septos (7 – 8 más frecuentes) con células basales pedicelada y una terminal puntiagudas con forma de gancho no muy pronunciadas con dimensiones entre 27 a 77 µm de largo, por 3 a 5 µm de ancho, este aislado presentó microconidios ovoides de 6 µm de largo, por 3 a 5 µm de ancho desarrollados sobre monofiálides largas en conidióforos simples o ramificados, teniendo en cuenta estas características los autores lo identificaron como *Fusarium decemcellulare.*

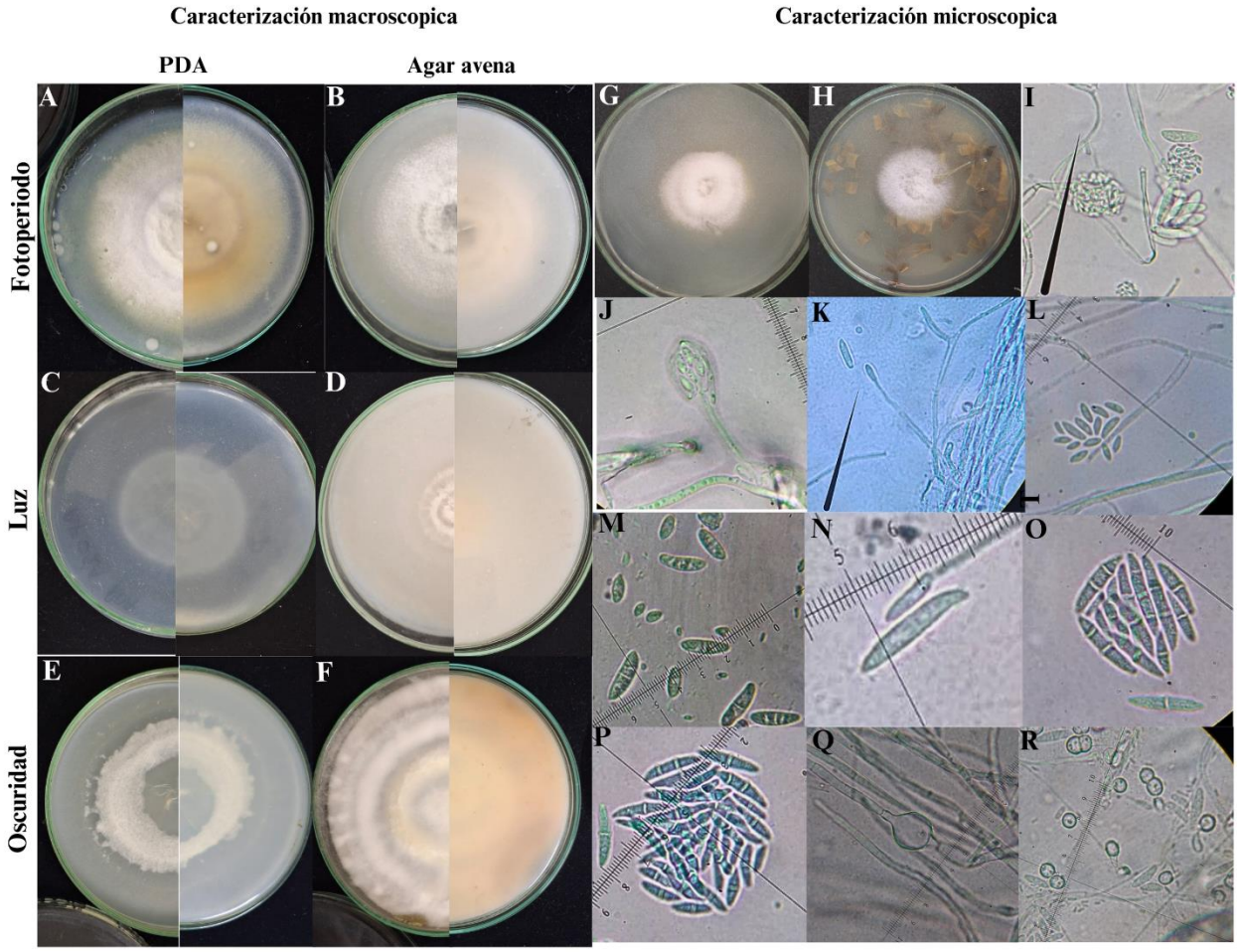
El aislado FA005 presentó la segunda tasa de crecimiento más baja en PDA a 25 °C, con un valor promedio de 3,50 mm/día (Apéndice D. Tabla D1). Sus características macroscópicas en este medio fueron: colonias de textura algodonosa, aspecto opaco y seco tanto en condiciones de oscuridad como de fotoperiodo; mientras que, bajo luz continua, las colonias exhibieron un aspecto húmedo. En cuanto a la coloración, durante la exposición alternada a luz y oscuridad, las colonias mostraron un anverso blanco con tonalidades amarillas en los bordes y matices rosados; en el reverso, los colores fueron más intensos. Por el contrario, en condiciones de luz continua y oscuridad total, las colonias fueron completamente blancas desde los diferentes aspectos de crecimiento (Figura 20. A, C y E). En agar avena, las colonias presentaron superficies sectorizadas con elevaciones pronunciadas y texturas algodonosas. Se observaron coloraciones blancuzcas, amarillentas, rosadas, púrpuras y rojizas, tanto en el anverso como en el reverso, bajo las tres condiciones de crecimiento evaluadas (Figura 20. B, D y F) ver apéndice B - Tabla B5.

Las características microscópicas del aislado incluyeron microconidios con formas que variaron de ovales a obovoides, de paredes delgadas y lisas, con dimensiones de 5 a 14 µm de

largo y 3 a 5 µm de ancho (Figura 20. I, J y M). Estos se observaron en falsas cabezas sobre células conidiogénicas monofialídicas, con longitudes de 27 a 80 µm y anchos de 3 a 4 µm. Los macroconidios, presentaron de 1 a 2 septos, con rara presencia de macroconidias con tres septos; tenían mayor grosor en la región central en comparación con los extremos, presentando tamaños entre 18 a 34 µm de largo por 4 a 5 µm de ancho. El extremo basal mostró una estructura papilada sin forma de pie, mientras que la célula apical presentó un extremo romo (Figura 20. O – P). Además, fue evidente la abundante presencia de clamidosporas de paredes gruesas y verrugosas, con diámetros promedio de 9 a 18 µm, dispuestas de manera individual, en parejas, agrupadas en los extremos de las hifas y de forma intercalada (Figura 20. Q – R).

Teniendo en cuenta las características descritas, las cuales guardan relación con las mencionadas por Schroers et al. (2009) y la clave taxonómica establecida por estos autores, el aislado comparte características con *Fusarium penzigii*. En este sentido, se podría tratar presuntivamente de *Fusarium* cf. *penzigii* (ver apéndice C. Tabla C1), ya que este hongo presenta microconidios aseptados o en ocasiones con un septo; estos son típicamente elipsoidales, rectos o curvados. Los macroconidios son típicamente más anchos en el tercio superior o en el centro, con la parte central ligeramente curvada o casi recta, generalmente con dos septos, también hay macroconidios ausentes o aquellos con un septo ubicado en el centro, y ocasionalmente hay presencia de macroconidios con tres septos. Es muy común la presencia de clamidosporas ubicadas intercaladamente en las hifas, solitarias o en cadenas cortas o terminales (Schroers et al., 2009).

Figura 20. *Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA005.*



Nota. A – B. colonia en PDA y agar avena en fotoperiodos 12 horas luz, 12 horas oscuridad, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); C – D. colonia en PDA y agar avena en luz constante, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); E - F colonia en PDA y agar avena incubado en oscuridad (izquierda, anverso; derecha, reverso); G – H colonia en PDA y CLA incubado en periodos de 12 h luz UV, 12 horas oscuridad para observaciones microscópicas, respectivamente; I. agrupaciones de microconidios; J. falsas cabezas formadas por microconidios; K. célula conidiogénica; L. microconidios; M. microconidios y macroconidios; N – ´P. macroconidios; Q – R. clamidosporas.

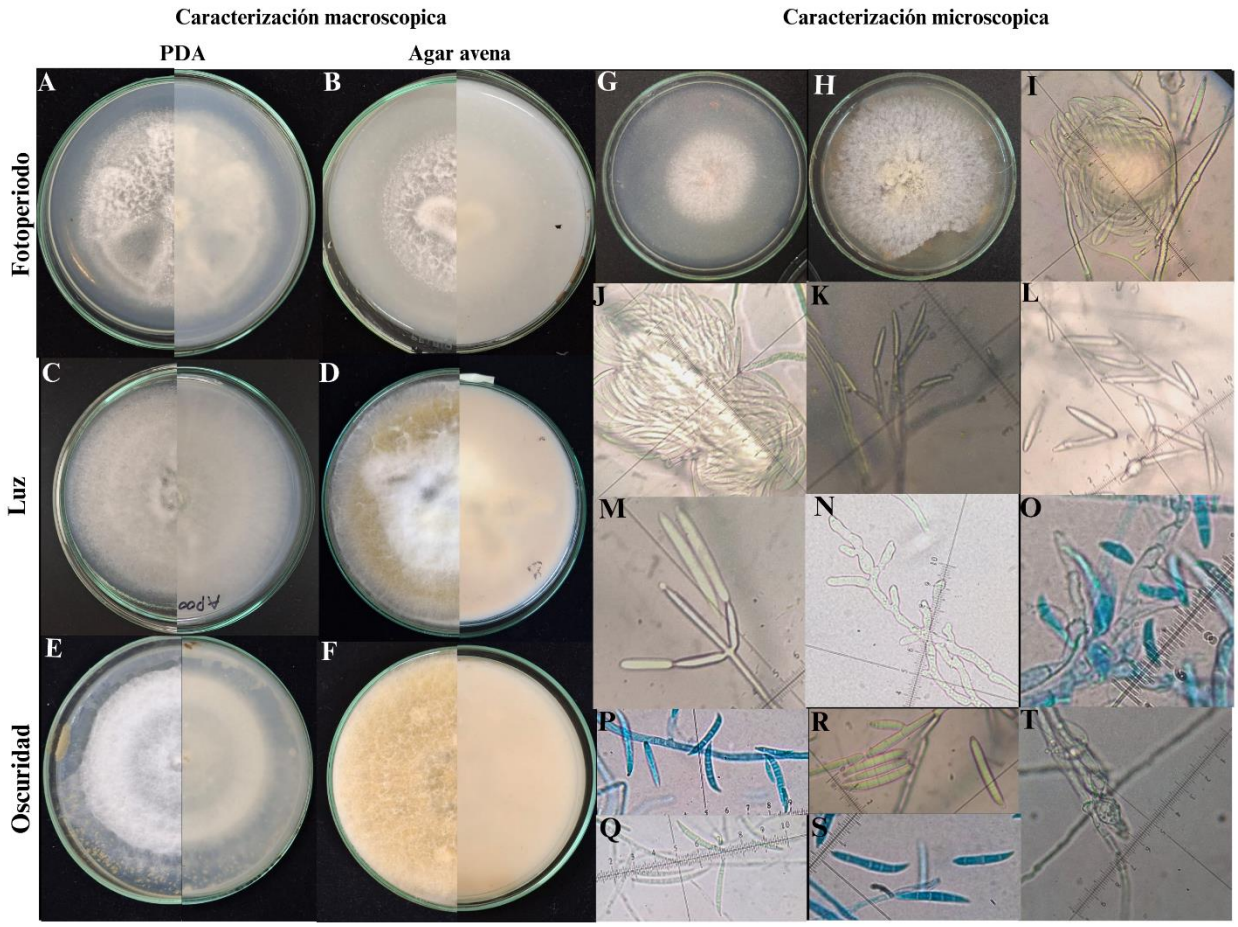
Con la tasa de crecimiento más baja, el aislado FA006 presentó un promedio de 1,15 mm/día en PDA a 25 °C (Apéndice D. Tabla D1). En este medio de cultivo, las colonias exhibieron tonalidades blancuzcas tanto en el anverso como en el reverso, las cuales se mantuvieron inalteradas con el tiempo. Su textura variaba entre algodonosa y vellosa, con un aspecto húmedo debido a la presencia de exudados (Figura 21. A, C y E). Por otro lado, en agar avena, las colonias mostraron coloraciones blancas y amarillas intensas en el anverso y reverso, siendo más

pronunciadas en este último. Además, presentaron texturas algodonosas, con un crecimiento limitado y elevación evidente sobre la superficie del medio (Figura 21. B, D y F) ver apéndice B - Tabla B6.

En cuanto a las características microscópicas, el aislado presentó macroconidios organizados en conidióforos aéreos ramificados, algunos con desarrollo simpodial y otros reducidos a células conidiogénicas mono- y polifialídicas, además de estructuras en esporodoquios (Figura 21. I – N). Los macroconidios poseían una morfología recta en cuatro quintas partes de su longitud, con una célula apical curvada y puntiaguda, mientras que la célula basal presentó una forma papilada y con apariencia de pie. En general, las estructuras reproductivas mostraron variabilidad en el número de septos, desde tres hasta siete, lo que permitió la formación de múltiples células. Los tamaños de los macroconidios oscilaron entre 19 y 49 µm de longitud y 4 a 6 µm de ancho (Figura 21. P – S). Por su parte, los microconidios presentaron una forma ovalada, con o sin la presencia de un septo (conidios ovalados bicelulados) e incluso con dos septos, con paredes delgadas y lisas, de 8 a 9 µm de largo por 4 a 5 µm de ancho (Figura 21, O). También se observaron en muy poca proporción clamidosporas simples en los extremos de las hifas, así como agrupaciones intercaladas de tres o más clamidosporas a lo largo de estas estructuras, con un diámetro promedio entre 13 a 14 µm (Figura 21. T).

Las características mencionadas son similares a las descritas por Leslie & Summerell (2007), y Watanabe (2010), así como a las claves taxonómicas de Nelson et al. (1983) para *F. sambucinum.* Por lo tanto, el aislado FA006 podría tratarse presuntivamente de *Fusarium* cf. *sambucinum* (ver apéndice C. Tabla C1).

Figura 21. *Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA006.*



Nota. A – B. colonia en PDA y agar avena en fotoperiodos 12 horas luz, 12 horas oscuridad, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); C – D. colonia en PDA y agar avena en luz constante, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); E - F colonia en PDA y agar avena incubado en oscuridad (izquierda, anverso; derecha, reverso); G – H colonia en PDA y CLA incubado en periodos de 12 h luz UV, 12 horas oscuridad para observaciones microscópicas, respectivamente; I – J. macroconidios en esporodoquio; K. conidióforo aéreo en PDA; L – M. conidióforo; O. microconidios; P – S. macroconidios; T. clamidosporas. Fuente: Autor.

Almaraz et al. (2018) describen las características de *Fusarium sambucinum* identificadas mediante análisis molecular del gen tef1α comos, se observó la formación de esporodoquios de color naranja y macroconidios hialinos que miden entre 24.8 y 35.3 µm de largo y 3.67 a 4.46 µm de ancho, con entre tres a siete septos, una célula apical papilada y una célula terminal en forma de pie, además de la presencia de microconidios septados hasta de tres células.

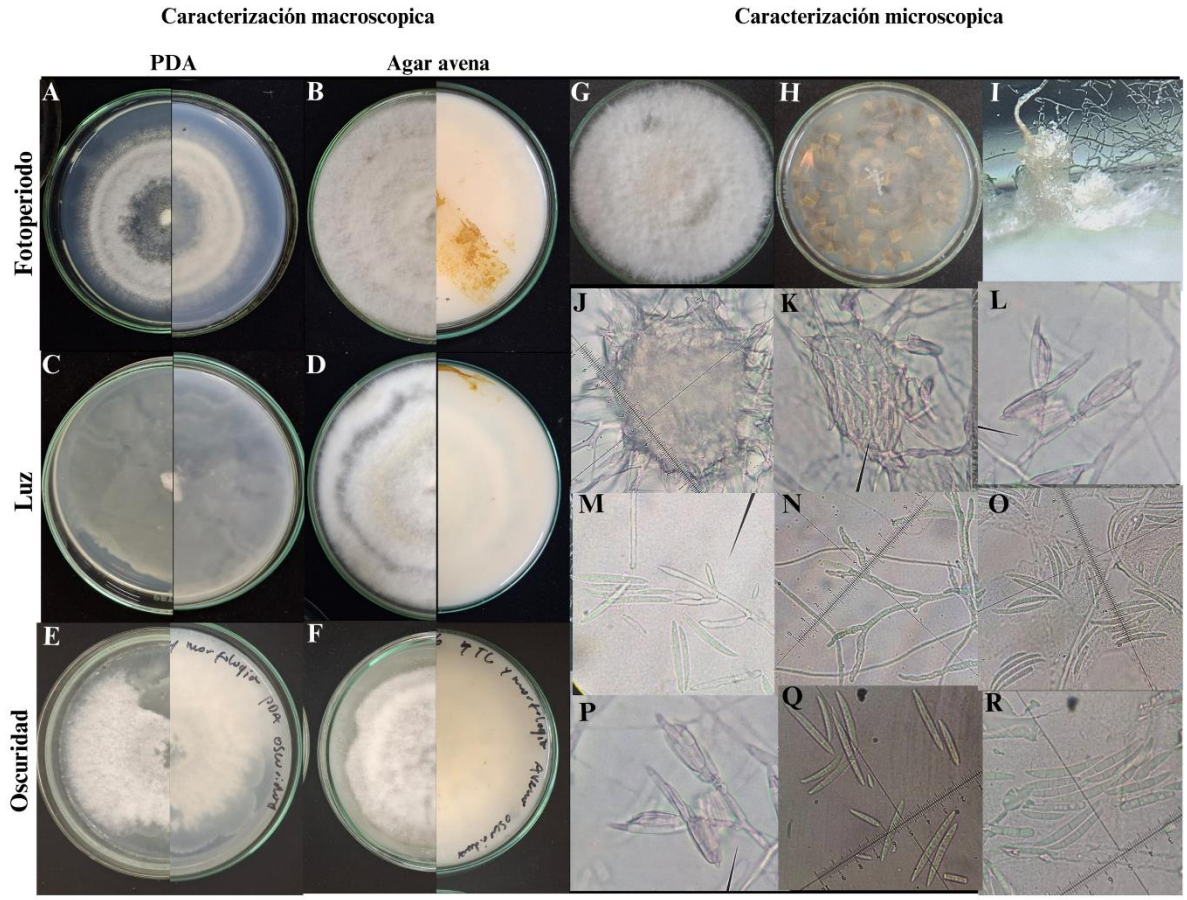
El aislado FA007 mostró un crecimiento óptimo en medio PDA a 25 °C, con una tasa de crecimiento promedio de 7,0 mm/día (Apéndice D. Tabla D1). Las colonias desarrolladas

presentaron una textura algodonosa, con coloraciones predominantemente blancas, con características secas, opacas y una elevación moderada. Estas colonias exhibieron superficies plegadas y sectorizadas, diferenciándose en condiciones de oscuridad y bajo fotoperiodos (Figura 22. A, C y E). En agar avena, las colonias manifestaron inicialmente tonalidades blancas con matices rosados muy tenues. Con el paso de los días, adquirieron coloraciones amarillentas, conservando su textura algodonosa, seca y opaca. Al cabo de 14 días, las colonias lograron cubrir por completo la superficie del medio de cultivo, mostrando un crecimiento elevado y uniforme (Figura 22. B, D y F), ver apéndice B - Tabla B7.

A nivel microscópico, el aislado presentó dos tipos de conidios como parte de sus estructuras reproductivas. Los macroconidios, que predominaban en frecuencia, eran multiseptados con 3 a 7 septos, predominando aquellos con 5 septos. Tenían dimensiones que oscilaron entre 20 y 51 µm de longitud y 4 a 6 µm de ancho. Morfológicamente, los macroconidios eran curvados de manera desigual, con una curvatura más pronunciada en la célula apical, que presentaba una forma alargada con extremos puntiagudos o afilados. La célula basal tenía una conformación en forma de pie, que podía ser poco perceptible o claramente evidente, dependiendo del grado de desarrollo. Los microconidios, observados en menor proporción, tenían una estructura fusiforme, con paredes delgadas y lisas, y dimensiones que variaron entre 6 y 9 µm de longitud por 3 a 4 µm de ancho. Al igual que el aislado FA004, este aislado no presentó clamidosporas en ninguna de las condiciones de cultivo evaluadas.

Las características mencionadas son semejantes a las descritas por Leslie & Summerell (2007), y Watanabe (2010), así como a las claves taxonómicas de Nelson et al. (1983) y Pitt & Hocking (2009) para *F. proliferatum.* Por lo mencionado, el aislado FA007 podría tratarse presuntivamente de *Fusarium proliferatum* (ver apéndice C. Tabla C1).

Figura 22. *Caracterización macroscópica y microscópica de aislado FA007.*



Nota. A – B. colonia en PDA y agar avena en fotoperiodos 12 horas luz, 12 horas oscuridad, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); C – D. colonia en PDA y agar avena en luz constante, respectivamente (izquierda, anverso; derecha, reverso); E - F colonia en PDA y agar avena incubado en oscuridad (izquierda, anverso; derecha, reverso); G – H colonia en PDA y CLA incubado en periodos de 12 h luz UV, 12 horas oscuridad para observaciones microscópicas, respectivamente; I. esporodoquio; J – K. esporodoquio observado al microscopio; L y P. conidióforo aéreo; M – N. conidióforo; O, Q y R. macroconidios. Fuente: Autor.

Ha et al (2023) describen a *Fusarium proliferatum* como un hongo con crecimiento rápido, con un micelio abundante que varía de blanco a rosa pálido, e incluso presenta pigmentaciones intensas. Sus macroconidios presentan una moderada curvatura y formas que van de claviformes a elipsoidales, con tamaños de 42 a 68 µm de largo por 3 a 5,5 µm de ancho, son multiseptados y pediculados. Además, se observa una abundante formación de microconidios con formas obovoides a ovaladas, que pueden ser septados o no, con dimensiones que varían entre 4 a 12 µm de largo por 2 a 4 µm de ancho.

Este hongo es conocido por su capacidad para infectar una amplia gama de plantas huésped, lo que puede llevar a pérdidas significativas en la producción agrícola. Además, produce varias micotoxinas, siendo las fumonisinas B las más prevalentes, que actúan como factores de virulencia y específicos efectores que inducen resistencia en los hospedadores.

8.2. Determinación de la capacidad fitopatógena de los aislados del género *Fusarium*

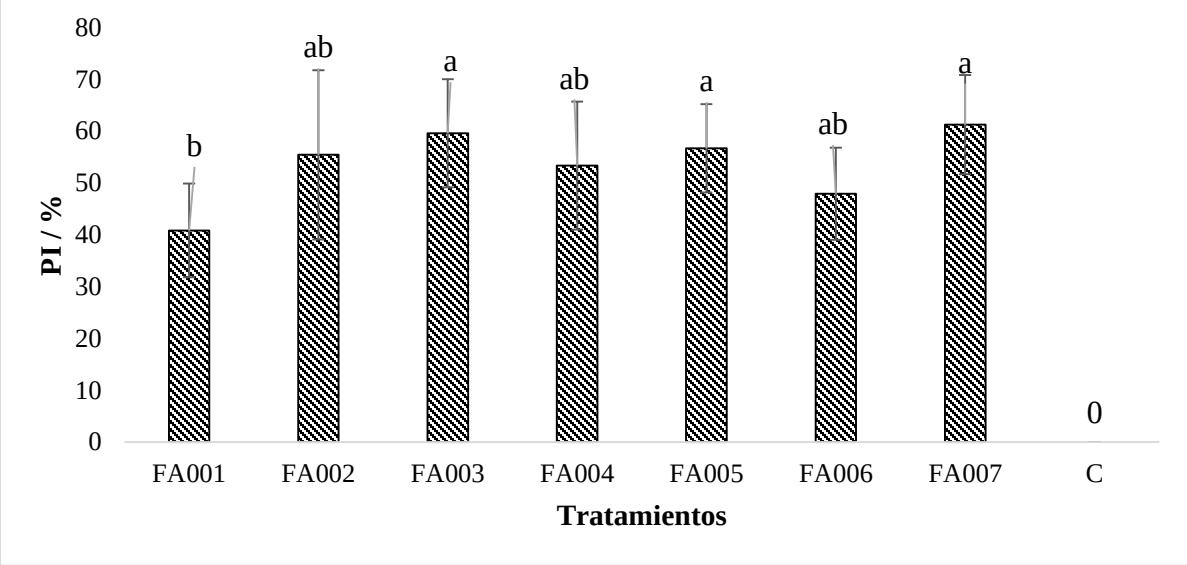
8.2.1. Inhibición en germinación de semillas de arroz

Las pruebas de patogenicidad se realizaron para confirmar la virulencia de las diferentes especies de *Fusarium* spp., la primera evaluación consistió en observar el porcentaje de germinación *in vitro* de las semillas de arroz inoculadas con siete aislados característicos del género *Fusarium*. Los resultados mostraron que siete de estos aislados influyeron significativamente ($p < 0,05$) en la germinación de las semillas (figura 23), llegando incluso a provocar la descomposición de las mismas diez días después de la inoculación.

Los porcentajes de inhibición de germinación fueron los siguientes: 40,83 ± 9,04 % para FA001; 55,77 ± 1,72 % para FA002; 59,58 ± 10,46 % para FA003; 53,33 ± 12,34 % para FA004; 56,67 ± 8,54 % para FA005; 47,92 ± 8,9 % para FA006; 61,25 ± 9,58 % para FA007; y 0 % en las semillas no inoculadas con *Fusarium* spp. (datos en Apéndice H. Figura H1 y tabla H2). Los resultados obtenidos en las semillas inoculadas con el aislado FA001 mostraron diferencias significativas únicamente frente a aquellas inoculadas con FA003, FA005 y FA007. Estas tres últimas no presentaron diferencias entre sí y compartieron al menos una agrupación con los aislados FA002, FA004 y FA006 ($p < 0,05$), (ver apéndice J. Tabla J1). Estos resultados son comparables con los reportados por Khosravi1 et al. (2019), donde aislados de *Fusarium fujikuroi, F. incarnatum, F. proliferatum, F. thapsinum, F. andyazi, F. oxysporum, F. graminearum* y *F.*

merismides redujeron la germinación de semillas, al ser impregnadas con soluciones de esporas de los mismos. Los hongos patógenos pueden provocar defectos en las semillas y, por lo tanto, afectar la germinación. Muchos autores han reportado cerca de setenta tipos de enfermedades en arroz, siendo la mayoría transmitidas por los agentes causales presentes en las semillas, las cuales son las responsables de diseminar estas enfermedades.

Figura 23. *Porcentaje de inhibición de la germinación de la semilla de arroz.*



Nota. C: control. Las letras en las barras indican la agrupación de los tratamientos mediante el método de diferencias mínimas significativas LSD ($p<0,05$); las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes. Las líneas verticales representan la desviación estándar de los tratamientos. Fuente: Autor.

En este estudió no se evaluó la acción de las micotoxinas sobre las semillas de arroz, pero diversos autores han atribuido la disminución en la germinación de las semillas está relacionada con la presencia de micotoxinas, como los tricotecenos, que tienen efectos adversos en la salud humana y animal. Estos metabolitos secundarios, al estar presentes en las semillas, las contaminan y previenen el crecimiento del embrión debido a su efecto fitotóxico (Pestka, 2010). El efecto de los tricotecenos en la inhibición de la germinación de semillas se ha estudiado principalmente en trigo y soja, por acción del 4,15-diacetoxiescirpenol (DAS) (Muhitch et al., 2000; Chiotta et al., 2016; Hassani et al., 2019). En el arroz, Jiang et al. (2021), reportaron que *F. asiaticum*, *F. equiseti*

y *F. incarnatum*, además de ser fitopatógenos, presentaron una alta capacidad para inhibir la germinación de las semillas de arroz, aunque no se especificó cuál micotoxina está vinculada a este proceso. Mientras tanto, Husna et al. (2024) demostraron que, al inocular semillas de arroz con *F. proliferatum* y ácido fusárico (FA), un compuesto micotóxico producido por este hongo, la germinación de las semillas, el tamaño de las raíces y el crecimiento de las plántulas se redujeron significativamente, al igual que el desarrollo de sintomatología de enfermedad por acción del FA.

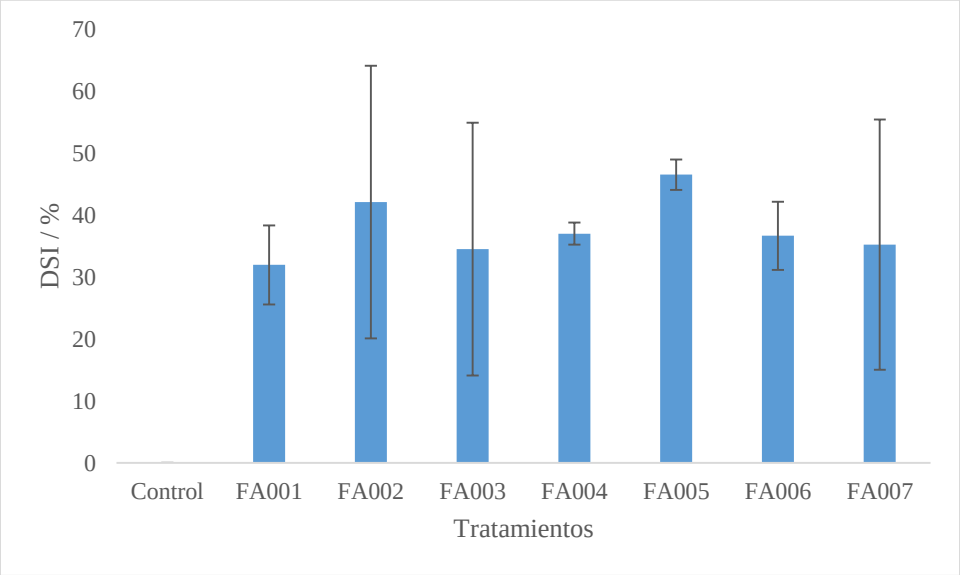
8.2.2. Capacidad fitopatógena de los aislados de Fusarium spp. *en plantas de arroz*

Los aislados que causaron una disminución en la germinación de las semillas se utilizaron para realizar análisis de patogenicidad en plantas de arroz. Se observó que los siete aislados provocaron sintomatologías similares en las plantas, las cuales surgieron a partir de semillas inoculadas con soluciones de esporas. Estos aislados retrasaron la germinación de las semillas en comparación con el control, lo que fue consistente con los resultados obtenidos en el ensayo de germinación *in vitro*, donde todas las semillas germinaron y las plantas no presentaron sintomatología evidente.

Las sintomatologías observadas incluyeron: hojas amarillas y/o marchitas, manchas en los tallos y/o hojas, y crecimiento anormal de las plantas (Apéndice H. Figura H2). En cuanto a los índices de severidad de la enfermedad, los resultados fueron los siguientes: 31,94 % para FA001, 42,10 % para FA002, 34,50 % para FA003, 36,99 % para FA004, 46,50 % para FA005, 36,65 % para FA006 y 35,2 % para FA007 (ver apéndice H. Tabla H1). No se observaron diferencias significativas ($p < 0,05$) en la sintomatología causada por los aislados (ver apéndice J. Tabla J2), como se muestra en la Figura 24. Teniendo en cuenta esta información, los siete aislados fueron clasificados en la categoría de virulentos por presentar valores de DSI entre el 25 % y el 50 % (Bashyal et al., 2016). Estos resultados son similares a los obtenidos por Husna et al. (2021),

quienes reportaron que cuatro aislados del género *Fusarium*, correspondientes al clado *F. commune*, causaban porcentajes de DSI entre el 30 % y el 80 % en plantas de arroz, clasificando así a dos aislados como virulentos y los otros dos como altamente virulentos para el arroz.

Figura 24. *Porcentaje del índice de severidad de enfermedad causada por la presencia de Fusarium* spp. *en el crecimiento de las plantas de arroz.*



Nota. Las letras en las barras indican la agrupación de los tratamientos mediante el método de diferencias mínimas significativas LSD ($p<0,05$); Las líneas verticales representan la desviación estándar de los tratamientos. Fuente: Autor.

En este estudio también fue posible observar diferencias en el tamaño de las hojas primarias o banderas, donde en algunos tratamientos se presentó una mayor elongación en comparación con el control (Apéndice H. Figura H2). Autores como Jiang et al. (2021), relacionan este tipo de sintomatología con cepas de *F. fujikuroi*, que es la única cepa del complejo FFSC (*F. fujikuroi* species complex), al que también pertenecen *F. proliferatum*, *F. verticillioides* y *F. andiyazi*, que se conoce por producir Giberelina A3, una hormona que promueve la elongación de las plantas y provoca la enfermedad de bakanae en el arroz. Al igual que estos autores, también fue posible evidenciar plantas con tamaños significativamente menores en comparación con el control (Apéndice H. Figura H2). Este efecto se relaciona con cepas de *F. andiyazi* y *F. proliferatum*,

como también lo reporta Wulff et al. (2010), añadiendo que *F. verticillioides* también puede retardar el crecimiento de las plantas.

En cuanto a la germinación de semillas en el suelo, las semillas tratadas con el aislado FA001 presentaron un porcentaje de germinación de 33,33 ± 8,82 %; de 18,89 ± 6,94 % para FA002; valores de 75,56 ± 5,09 % para FA003; valores de 42,20 % para FA004; 56,57 % ± 3,33 para FA005; valores de 50 ± 8,82 % para FA006; y valores de 28,89 ± 10,72 % para FA007 ($p < 0,05$). Esto se debe principalmente a que los hongos asociados a semillas provocan pérdida de calidad, viabilidad y reducción de la germinación (Almarales et al., 2022). Los resultados obtenidos se asemejan a los presentados por Husna et al. (2024), quienes, al inocular semillas de arroz con *Fusarium proliferatum*, observaron una reducción significativa en la germinación, lo que también se implementó en la evaluación del crecimiento de las plantas. En este mismo sentido, Amatulli et al. (2010) reportaron una disminución de hasta el 15 % en la germinación de semillas de arroz inoculadas con *F. graminearum*.

8.3. Evaluación de la capacidad biocontroladora de microorganismos autóctonos de cultivos de arroz frente a especies fitopatógenas del género *Fusarium*.

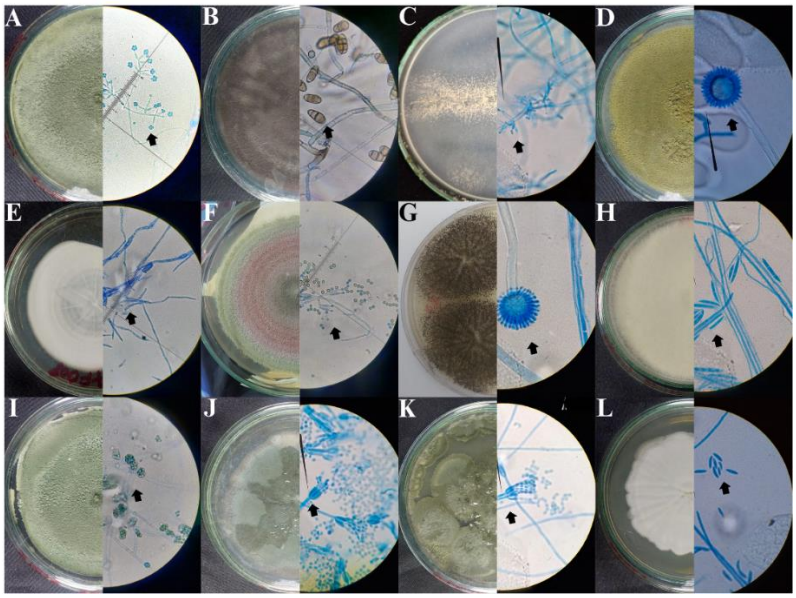
8.3.1. Aislamiento de microorganismos y evaluación de su capacidad antagonista frente Fusarium spp.

A partir del suelo rizosférico de plantas de arroz de la finca Limoncito ubicada en la vereda La Esperanza en Cúcuta, Norte de Santander, se obtuvieron 12 morfotipos diferentes de aislados fúngicos correspondientes a los géneros *Trichoderma* spp. (3), *Curvularia* spp. (1), *Aspergillus* spp. (2), *Penicillium* spp. (3), *Fusarium* spp. (2) y una cepa que no pudo identificarse presuntivamente hasta el nivel de género debido a la ausencia de estructuras que permitieran dicha

clasificación (Figura 25), según la clave dicotómica de Watanabe (2010), ver apéndice E. Tabla E1.

Asimismo, se obtuvieron 28 aislados bacterianos (Apéndice G. Tabla G1), de los cuales 11 correspondieron a bacilos Gram negativos, 14 a bacilos Gram positivos y 3 a cocos Gram positivos. Tanto a los aislados fúngicos como a los bacterianos se les realizó una prueba de cultivo dual frente a un fusaroide aislado, con el fin de identificar cuáles aislados eran adecuados para realizar las evaluaciones de actividad antagónica frente a los aislados presuntivos del género *Fusarium*, fitopatógenos del arroz. Como resultado, se identificaron tres aislados fúngicos con potencial actividad antagónica, todos correspondientes al género *Trichoderma* spp., los cuales fueron codificados como HA001, HA002 y HA003 (H, por hongo filamentoso; A, por actividad antagónica frente al fusaroide; y el número asignado de forma aleatoria). Además, se seleccionaron cinco aislados bacterianos, todos bacilos Gram positivos formadores de esporas (Figura 39), codificados como BA001 (AB008), BA002 (AB011), BA003 (AB026), BA004 (AB032) y BA005 (AB035) (B, por bacteria; A, por actividad antagónica frente al fusaroide; y el número asignado de forma ascendente, donde el primer aislado con dicha actividad recibió el número menor). Estos ocho aislados resultaron ser potenciales antagonistas.

Figura 25. *Aislamientos fúngicos para evaluar su capacidad antagónica.*

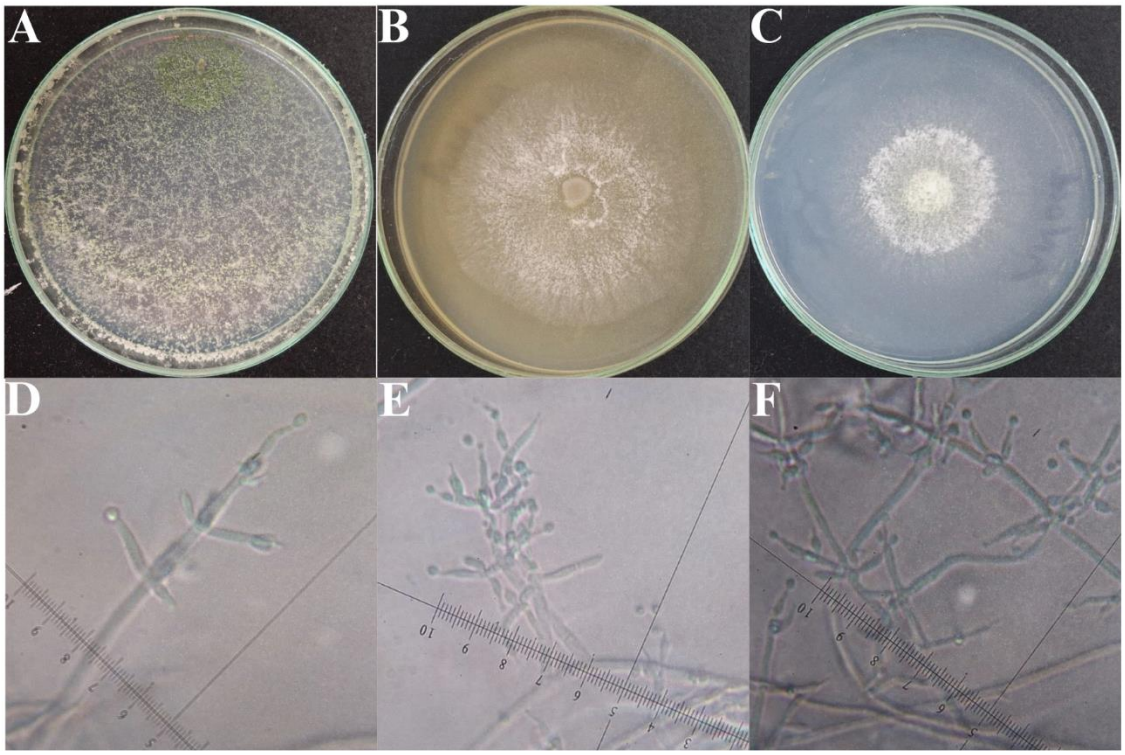


Nota. En las imágenes se encuentran las características macroscópicas (izquierda) y las características microscópicas (derecha) de los hongos aislados a partir de suelo rizosférico de plantas de arroz. Imagen A, C e I HA001, HA003 y HA002, respectivamente. microscópicamente conidióforo ramificado en un patrón típico en forma de árbol, con fiálides lageniformes dispuestas en verticilos. Los conidios son subglobosos, lisos y agrupados en masas mucilaginosas en la punta de las fiálides que presentan forma de botellas. *Trichoderma* spp.; Imagen B. *Curvularia* spp. microscópicamente Se observan conidios multicelulares con forma curva o en forma de media luna, Las células centrales del conidio son más oscuras, y las hifas son hialinas y septadas, imagen D y G. *Aspergillus* spp. microscópicamente presenta cabezas conidiales globosas con formación de conidios pequeños, lisos y de forma globosa en la parte terminal de los conidióforos y fiálides dispuestas radialmente alrededor de la vesícula; Imagen E. Estructuras hifales hialinas con ramificaciones y elementos esporulados dispersos. Las características no permiten asignar un género específico; Imagen F, J y K. *Penicillium* spp. Conidióforos ramificados en forma de pincel, con fiálides alargadas y conidios globosos o elipsoidales, lisos y organizados en cadenas; Imagen H y L. fusaroides "*Fusarium* spp." Macroconidios fusiformes y curvados con varias células, Hifas hialinas y septadas. Fuente: Autor.

8.3.1.1. Observaciones morfológicas y caracterización fenotípica de hongos antagonistas. En esta parte del estudio, se emplearon diferentes medios de cultivos para evidenciar el comportamientos de los diferentes aislados del género *Trichoderma*, la esporulación de los mismos, y las estructuras que permitieron diferenciar cada uno de los aislados, los medios que se usaron correspondieron a CYA, MEA y PDA, de manera general el desarrollo de la colonia de los aislados evidencio características diferenciales entre cada uno de los medios de cultivos estudiados evidenciando un crecimiento adecuado en cada uno de los medios, los hongos adoptaron características propias del género al desarrollar colonias blancas los primeros días de estudios y al pasar el tiempo se tornaron verdes.

El aislado HA001, al sexto día en agar PDA habría cubierto toda la superficie del medio de cultivo, este aislamiento presento de manera cualitativa menor esporulación en comparación a los otros dos aislamientos en PDA (Figura 26. A), microscópicamente, HA001 desarrolla conidióforos con la formación de múltiples fiálides en cada una de las ramas, las fiálides presentan formas lageniforme con conidios un poco globosos quienes a los primeros días de crecimiento presentan una apariencia hialina y al pasar los días tomaron un color verde claro con dimensiones entre 2,5 a 4 µm de largo, por 2 a 3 µm de ancho (Figura 26. D, E y F), estas características se asemejan a las descritas para *Trichoderma harzianum*, según Tang et al. (2022), igual a lo establecido en la clave taxonómica de Kubicek & Harman (1998). Por ello, el aislado HA001 podría tratase presuntivamente de *Trichoderma* cf. *harzianum*, (ver apéndice F. F1).

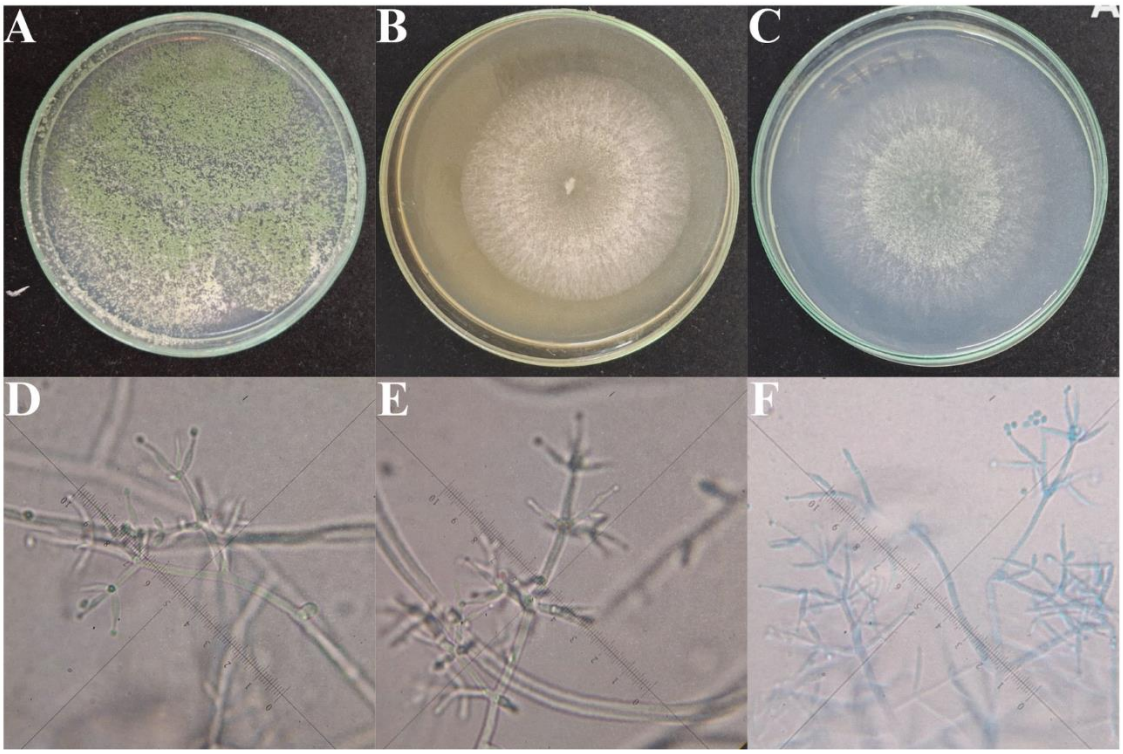
Figura 26. *Características macroscópicas y microscópicas del antagonista HA001.*



Nota. crecimiento en diferentes medios de cultivos. A. PDA, B. MEA, C. CYA. D – E. Conidióforos y conidios. Fuente: Autor.

En cuanto el aislado HA002, este presentó un cubrimiento total de la superficie del medio de cultivo PDA al quinto día. A diferencia del aislado anterior, HA002 mostró una mayor esporulación, evidenciada por la abundante presencia de pústulas de conidiación, que se observan como agrupaciones compactas de conidios de color verde oliva con tonos oscuros (Figura 27. A). Los conidióforos presentaron ramas laterales con ramificaciones, y las fiálides fueron ligeramente más delgadas en la base donde se unían al conidióforo. Los conidios mostraron formas que variaban desde subglobosas a elipsoidales, con tamaños entre 3,5 µm de largo y 2 a 2,8 µm de ancho (Figura 27. D, E y F). Estas características son similares a las descritas por Hernández et al. (2018) y en la clave taxonómica de Kubicek & Harman (1998) para *Trichoderma citrinoviride.* Por lo tanto, el aislado HA002 podría corresponder presuntivamente a *Trichoderma* cf. *citrinoviride,* (ver apéndice F. F1).

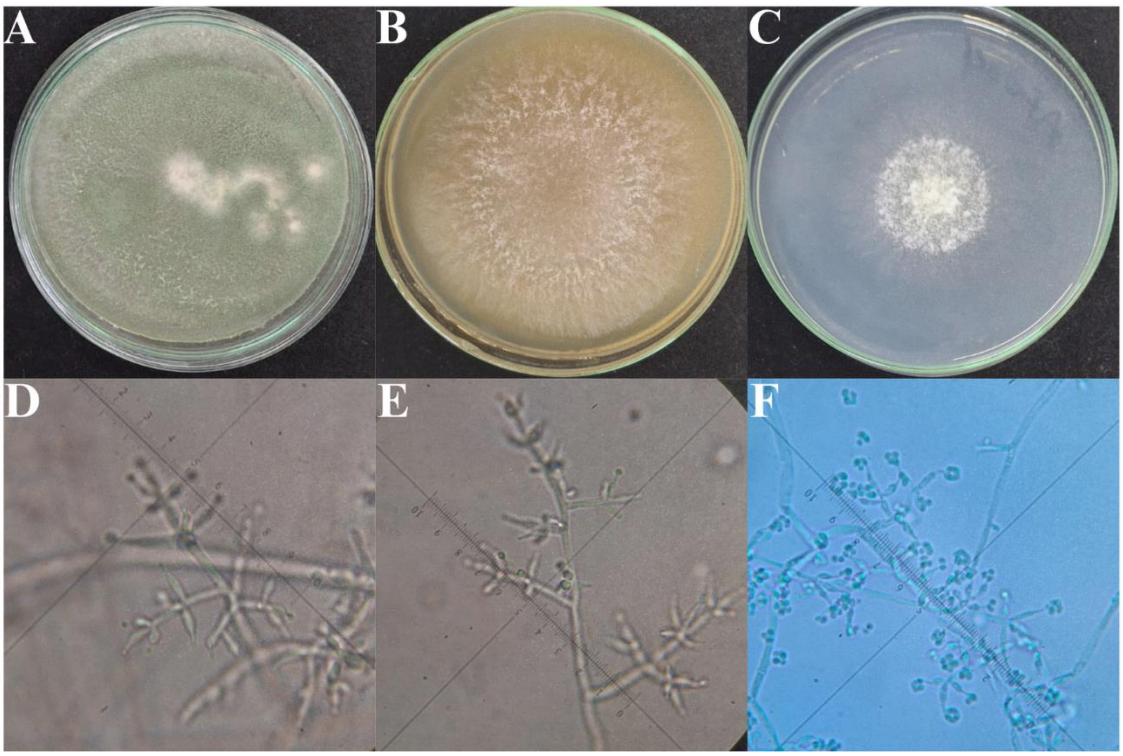
Figura 27*. Características macroscópicas y microscópicas del antagonista HA002.*



Nota. crecimiento en diferentes medios de cultivos. A. PDA, B. MEA, C. CYA. D – E. Conidióforos y conidios. Fuente: autor.

El aislado HA003 al igual que HA002 cubrió la superficie de la caja de Petri con PDA al quinto día de seguimiento con tonalidades de color verde un poco más fuerte en comparación a los otros dos aislados (Figura 28. A), los conidióforos presentan ramas estrechas con un eje principal de 6 µm de ancho, con fiálides de apariencia lageniforme, con conidios que van desde formas ovales a subglobosas de aproximadamente 3,0 µm de largo por 2,5 µm de ancho en PDA, los conidios maduros presentan tonalidades verde oscuro (Figura 28. D, E y F), lo anteriormente mencionado se asemeja a lo establecido por Kim et al. (2023) así como lo registrado en la clave taxonómica de Kubicek & Harman (1998) para *Trichoderma atroviride*, por lo anterior el aislado HA003 podría corresponder presuntivamente a la especie *Trichoderma* cf. *atroviride*, (ver apéndice F. F1).

Figura 28. *Características macroscópicas y microscópicas del antagonista HA003*



Nota. crecimiento en diferentes medios de cultivos. A. PDA, B. MEA, C. CYA. D – E. Conidióforos y conidios. Fuente: autor.

A lo largo de la investigación científica la capacidad de las especies de *Trichoderma* spp. en combatir mediante el control biológico diferentes hongos fitopatógenos de importancia en la agricultura ha sido estudiado, en ese orden de ideas existen múltiples documentos que confirman la capacidad de aislado de *Trichoderma harzianum*, *T. citrinoviride* y *T. atroviride*, entre alguno de ellos tenemos las investigaciones realizadas por Kim et al. (2023) quienes aislaron 18 aislados de *Trichoderma* spp. distribuidos en siete especies, entre ellas *T. harzianum* y *T. atroviride* y confirmaron la capacidad de controlar el crecimiento de *F. oxysporum* y *F. solani* de manera *in vitro,* en cuanto a *T. citrinoviride* recientemente Al-Shuaibi et al. (2024) reportaron la capacidad de este hongos en biocontrolar *Pythium aphanidermatum* un fitopatógeno responsable de pérdidas en muchos cultivos.

8.3.1.2. Caracterización fenotípica de bacterias antagonistas. Los aislados bacterianos con actividad antagonista mostraron características macroscópicas semejantes con colonias rugosas, brillante los dos primeros días luego se tornan opacas y un poco secas, elevadas, con excepción del aislado BA002 la cual fue plana con dimensiones entre 5 a 1, 5 mm con colores de tonalidades blancas a beige, con formas circulares, irregulares, y puntiformes, márgenes ondulados (Apéndice G. Tabla G1), en cuanto a las características microscópicas todos los aislados presentaron morfología de bastones, varillas o bacilos con dimensiones entre 3 a 6 µm de largo, por 1 a 1,5 µm de ancho, formadores de esporas centrales o terminales (figura 39).

En la Tabla 5, se encuentran registrados los resultados de las pruebas bioquímicas que presentaron cada uno de los aislados, el aislado BA001 mostró resultados positivos en las pruebas: catalasa, oxidasa, reducción del citrato, descomposición de la urea, movilidad, crecimiento en NaCl al 7 % aunque no tan óptimo, fermentación de maltosa, manosa, glucosa y lactosa, hidrólisis de caseína y gelatina (Tabla 5), con base a los resultados anteriores el aislado comparte en un

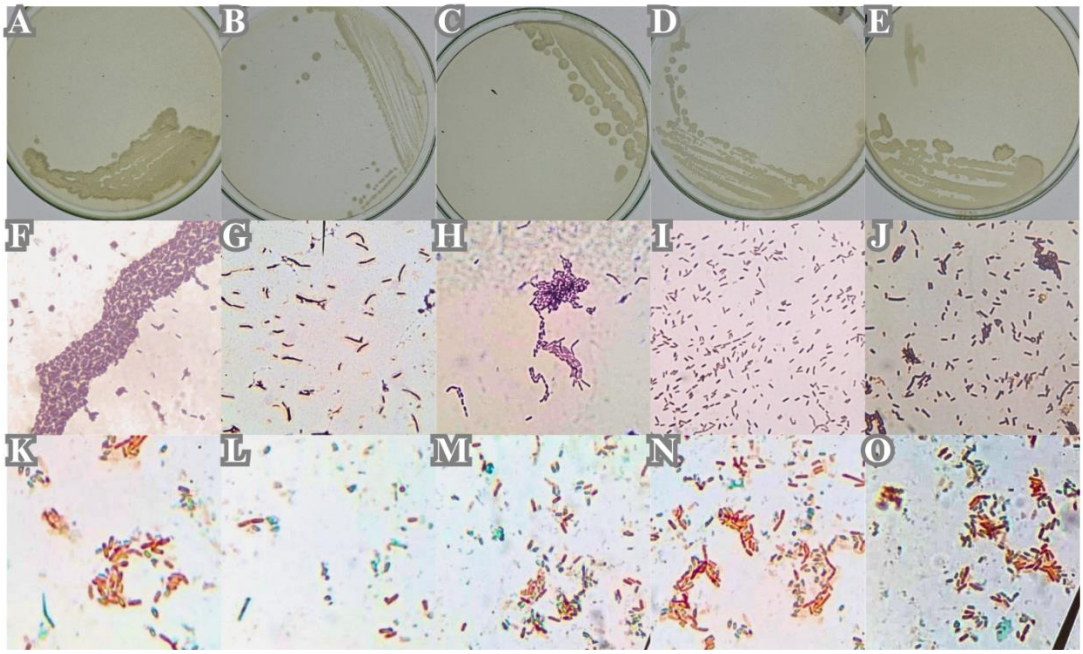
82,35 % cualidades bioquímicas con *Bacillus gelatini* según lo descrito en el Manual de Bergey (De Vos et al., 2009). De Clerck et al (2004) describió por primera vez esta bacteria y Glaeser et al. (2013) propusieron la reclasificaron a *Fictibacillus gelatini* basándose en datos moleculares y comparaciones de secuencias del gen 16S rRNA, teniendo en cuenta lo anterior, el aislado FA001 podría tratarse presuntivamente de *Fictibacillus* cf. *gelatini*.

Los aislados BA002 y BA005 presentaron cualidades bioquímicas similares arrojando resultados positivos para: catalasa, oxidasa, citrato, movilidad, crecimiento en NaCl al 7 %, fermentación de maltosa, xilosa, manosa, glucosa y arabinosa, con hidrólisis de la caseína y gelatina, la única diferencia se presentó en el ennegrecimiento del medio SIM por parte del aislado BA002, esto indica la producción de H_2S en el medio de cultivo (Tabla 5.), teniendo en cuenta estos resultados, ambos aislados comparten en un 88,24 % cualidades con *Bacillus subtilis* presentes en el Manual de Bergey (De Vos et al., 2009). Tyulenev et al. (2024) demostró que *Bacillus subtilis* es capaz de producir H_2S, acto que está relacionado directamente con el tipo de cepa y las condiciones de crecimiento, teniendo en cuenta esta información podríamos mencionar que ambos aislados corresponden presuntivamente a cepas diferentes de *Bacillus* cf. *subtilis*. Harba et al. (2020) destacan la actividad antagonista de *Bacillus subtilis* contra patógenos fúngicos como *Fusarium culmorum* y *Fusarium solani*, respoinsables de importantes pérdidas en cultivos.

El aislado BA003 arrojó resultados positivos para las pruebas: catalasa, oxidasa, citrato, movilidad, maltosa, manosa, glucosa, arabinosa, hidrólisis de caseína y gelatina (Tabla 5), los cuales coinciden en un 88,24 % con las establecidas para *Bacillus mojavensis* en el Manual de Bergey (De Vos et al., 2009), en ese orden de ideas este aislado podría tratarse presuntivamente de *Bacillus* cf. *mojavensis*. Zhang et al. (2023), describen el potencial de *Bacillus mojavensis* como un potencial bipesticida donde destacan su actividad antifúngica contra hongos patógenos del

arroz, que son inhibidos por la presencia de la bacteria y mostrando efectos significativos en la defensa del arroz y aumento de la expresión de genes relacionados con los procesos de defensa en las plantas. Mientras el aislado BA004 presentó resultados positivos para: catalasa, oxidasa, urea, movilidad, fermentación de manosa, glucosa, lactosa y arabinosa, hidrólisis de almidón, caseína y gelatina, lo anterior coincide en un 70,59 % con las características bioquímicas de *Bacillus circulans*, por tanto, este aislado podría corresponder presuntivamente a *Bacillus* cf. *circulans.* Qin et al (2021) quienes destacan a *B. circulans* como un agente de biocontrol eficaz y promotor del crecimiento vegetal en plántulas de algodón, mejorar la resistencia a enfermedades como la marchitez al reducir significativamente los índices de enfermedad e inducir la expresión de genes relacionados con la resistencia y la síntesis de fitohormonas defensivas como las del ácido salicílico y jasmónico, adicionalmente los autores mencionan que *B. circulans* modifican la microbiota rizosférica y endofítica aumentando la presencia de bacterias beneficiosas como *Rhizobium* spp. y *Lysobacter* spp., adicionalmente identificaron la producción de antibióticos que permiten la inhibición de los microorganismos patógenos.

Figura 29. *Características macro y microscópicas de los aislados bacterianos antagonistas.*



Nota. Crecimiento macroscópico, tinción Gram y disposición de esporas. Imágenes A, F y K. aislados BA001; Imágenes B, G y L. aislado BA002; Imágenes C, H y M. aislado BA003; Imágenes D, I y N. aislado BA004; Imágenes E, J y O. aislado BA005. Fuente: Autor.

Tabla 5. *Perfil bioquímico de los aislados bacterianos con actividad antagonista.*

Prueba	***Aislados bacterianos***				
	BA001	**BA002**	**BA003**	**BA004**	**BA005**
Catalasa	+	+	+	+	+
Oxidasa	+	+	+	+	+
Citrato	+	+	+	-	+
Urea	+	-	-	+	-
Indol	-	-	-	-	-
SH_2	-	+	-	-	-
- Movilidad	+	+	+	+	+
Nitrato	-	-	-	-	-
NaCl 7%	+/d	+	-	-	+
Voges Proskauer	-	-	-	-	-
Maltosa	-	+	-	+	+
Xilosa	-	+	-	-	+
Manosa	+	+	+	+	+
Glucosa	+	+	+	+	+
Lactosa	-	-	-	+	-
Arabinosa	-	+	+	+	+
Hidrolisis de almidón	-	-	-	+	-
Hidrolisis de caseína	+	+	+	+	+
Gelatina	+	+	+	+	+

Nota. +, positivo; -, Negativo; d, deficiente. Fuente: Autor

8.3.2. Actividad antagonista in vitro de los aislados fúngicos.

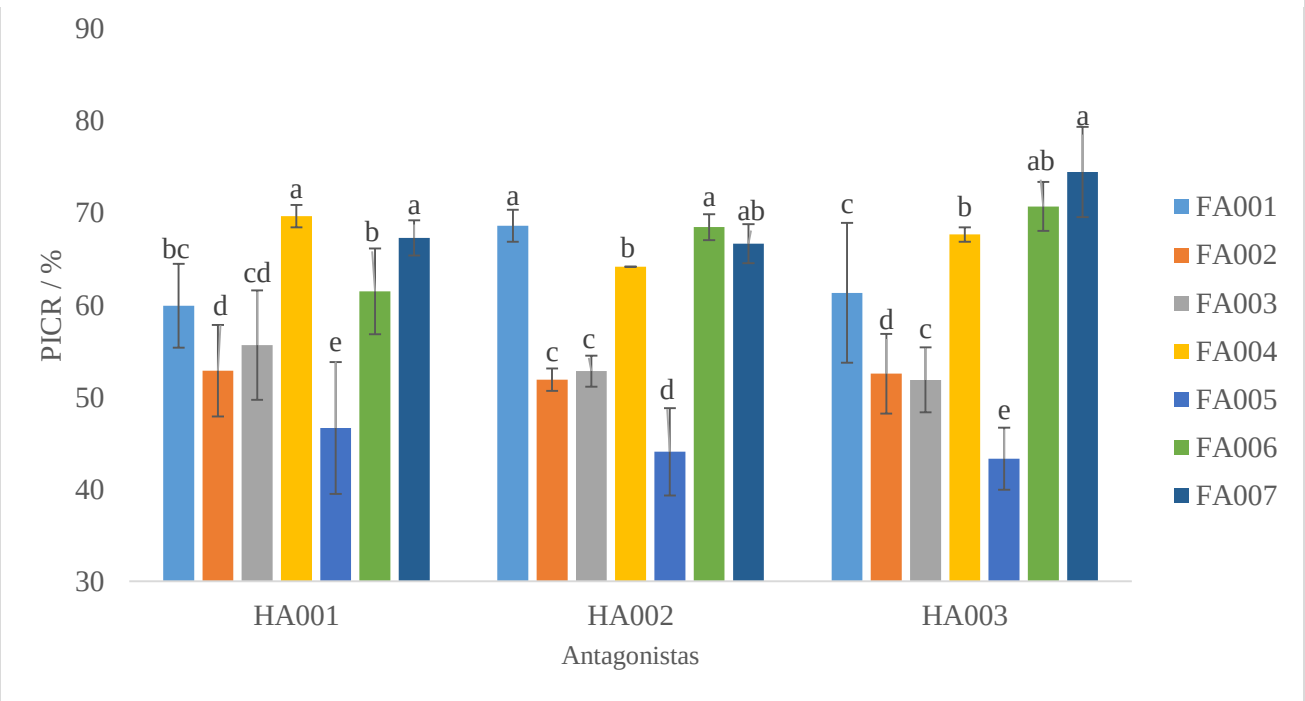
La capacidad de los aislados del género *Fusarium* para reducir la germinación de las semillas de arroz y provocar síntomas posteriores en las plantas llevó a clasificarlos como potenciales fitopatógenos. Por lo tanto, resulta necesario evaluar la capacidad de los aislados fúngicos del género *Trichoderma* para reducir y controlar el crecimiento de estos fitopatógenos mediante ensayos preliminares *in vitro*. Esto nos permite identificar los mecanismos de acción del posible biocontrolador, que incluyen variables como: porcentaje de inhibición del crecimiento radial, micoparasitismo y competencia por espacios y nutrientes.

De esta manera, es posible evaluar la efectividad de los microorganismos antagonistas en prácticas agronómicas y contribuir a la reducción del uso de compuestos químicos en el campo, los cuales se emplean para combatir las enfermedades y pérdidas provocadas por los fitopatógenos en los cultivos, especialmente en el arroz. A continuación, se presentarán los resultados obtenidos en los enfrentamientos *in vitro* realizados mediante cultivos duales entre las tres cepas de *Trichoderma* spp. y los siete aislados de *Fusarium* spp., fitopatógenos del arroz.

8.3.2.1. Porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR). En la figura 30 se observa el comportamiento de los cultivos duales en cuanto a la inhibición del crecimiento radial de los fitopatógenos evaluados frente a los aislados de *Trichoderma* spp. a los 10 días de tratamiento. Visualmente, tanto el antagonista como el patógeno mostraron conexiones entre sus colonias entre los días 3 y 5 del estudio, sin cambios aparentes en el radio de crecimiento de las siete cepas de *Fusarium* spp. bajo los diferentes tratamientos con *Trichoderma* spp. hasta completar el período de seguimiento. En este contexto, los tratamientos con el antagonista HA001 registraron porcentajes de inhibición del crecimiento radial (PICR), entre 44,66 % y 69,65 %. Los tratamientos con HA002 alcanzaron valores entre 44,08 % y 68,63 %, mientras que los realizados

con el antagonista HA003 presentaron resultados entre 43,33 % y 74,46 % (datos de los tratamientos en apéndice I, tabla I1). Estos valores, por encima del 43 %, son comparables a los obtenidos por Chen et al. (2021), así como los obtenido por Madrassi et al. (2024), quienes encontraron rangos de inhibición para *T. harzianum* y *T. asperellum* sobre *Fusarium* spp. entre 63 % y 69,3 %, y 51,7 % y 66,3 %, respectivamente.

Figura 30. *Porcentajes de inhibición de crecimiento radial en los aislados de Fusarium* spp. *provocados por la acción de los antagonistas fúngicos del género Trichoderma.*



Nota. Porcentaje de inhibición de crecimiento radial (PICR) de los siete aislados de *Fusarium* spp. enfrentados mediante cultivos duales con tres aislados fúngicos del género *Trichoderma* spp. Las letras en las barras indican la agrupación de los tratamientos mediante el método de diferencias mínimas significativas LSD ($p<0,05$); las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes. Las barras verticales representan la desviación estándar de los tratamientos. Fuente: Autor.

Los valores de inhibición obtenidos en las pruebas de antagonismo mostraron variaciones significativas entre los diferentes aislados de *Fusarium*. En particular, el aislado FA005 presentó los valores más bajos de inhibición, mientras que el aislado FA007 exhibió consistentemente los valores más altos, lo que sugiere una mayor y menor susceptibilidad a los mecanismos de acción ejercidos por los antagonistas, lo cual es indispensable para el control biológico (Guzmán et al., 2023), En términos generales, los resultados respaldan el potencial de biocontrol de los aislados

fúngicos sobre los fitopatógenos, dado que los primeros crecieron adecuadamente en presencia de los segundos (imágenes en apéndice I, figura I1).

8.3.2.2. Determinación del grado de antagonismo. Considerando la capacidad de *Trichoderma* spp. en reprimir el desarrollo de importantes microorganismos de importancia agronómica, En la tabla 6 se encuentran los resultados obtenidos con respecto al grado de actividad antagónica, el potencial biocontrolador y el nivel de antagonismo de las tres cepas de *Trichoderma* spp. frente a los aislados fitopatógenos del arroz correspondientes a *Fusarium* spp. evaluados en este estudio.

Los aislados fueron categorizados según la clasificación cualitativa establecida por Astorga et al. (2014), basada en la propuesta de Ezziyyani et al. (2004). Los microorganismos antagonistas se agruparon según su potencial biocontrolador, considerando las observaciones realizadas en cultivos *in vitro* frente a los hongos fitopatógenos por triplicado. Asimismo, se determinó el nivel de antagonismo siguiendo la clasificación propuesta por Bell et al. (1982) y aplicada por Pérez & Vásquez, (2001).

La capacidad antagónica de los aislados autóctonos de *Trichoderma* spp. provenientes de cultivos de arroz se estableció en grados de 1 a 4 frente a los diferentes patógenos, con invasiones que variaron desde un cuarto de la superficie de la colonia del patógeno hasta invasiones completas de la colonia, con producción de esporas sobre la misma. En cuanto al nivel de antagonismo, el valor predominante fue 2, dado que la mayoría de los aislados crecieron en 2/3 partes de la caja de cultivo, inhibiendo el crecimiento y desarrollo del fitopatógeno (Apéndice I, Figura I1). Estos resultados son consistentes con lo reportado por Grados (2024), y los establecidos por Rodríguez & Flores (2018), quienes evaluaron la capacidad antagónica de diferentes aislados de *Trichoderma*

spp. frente a *F. solani* y *F. verticillioides*, reportando grados de inhibición entre 1 y 4 para este último. Aguilera & Mendoza (2018) describieron que aislados de *T. atroviride* colonizan y esporulan entre las colonias de *F. oxysporum* reprimiendo así el crecimiento de este último mediante la competencia del espacio y los nutrientes presentes en el medio de cultivo.

Tabla 6. *Potencial antagónico de los biocotroladores enfrentado con los fitopatógenos*

Cepa	*Antagonista*	*Grado*	*Capacidad antagónica*	*Potencial biocontrolador*	*Nivel de antagonismo*
FA001	HA001	3	Invasión total de la superficie de la colonia de FA001.	Bueno	2
	HA002				
	HA003	4	Invasión total de la superficie de FA001 y esporulación sobre esta.	Muy bueno	1
FA002	HA001	2	Invasión de la mitad de la superficie de FA002.	Deficiente	2
	HA002				
	HA003				
FA003	HA001	1	Invasión de un cuarto de la superficie de HA003.	Malo	2
	HA002	2	Invasión de la mitad de la superficie de FA003.	Deficiente	2
	HA003	4	Invasión total de la superficie de la colonia de FA006 y esporulación sobre esta.	Muy bueno	1
FA004	HA001	4	Invasión total de la superficie de la colonia de FA004 y esporulación sobre esta.	Muy bueno	2
	HA002				
	HA003				
FA005	HA001	2	Invasión de la mitad de la superficie de la colonia de FA005	Deficiente	2
	HA002				
	HA003				
FA006	HA001	4	Invasión total de la superficie de la colonia de FA006 y esporulación sobre esta.	Muy bueno	1
	HA002				2
	HA003	3	Invasión total de la superficie de la colonia de FA006.	Bueno	1
FA007	HA001	4	Invasión total de la superficie de FA007 y esporulación sobre esta.	Muy bueno	2
	HA002	3	Invasión total de la superficie de FA007	Bueno	
	HA003	4	Invasión total de la superficie de FA007 y esporulación sobre esta.	Muy bueno	

Fuente: Autor

8.3.2.3. Seguimiento del micoparasitismo de *Trichoderma* spp. sobre *Fusarium* spp.

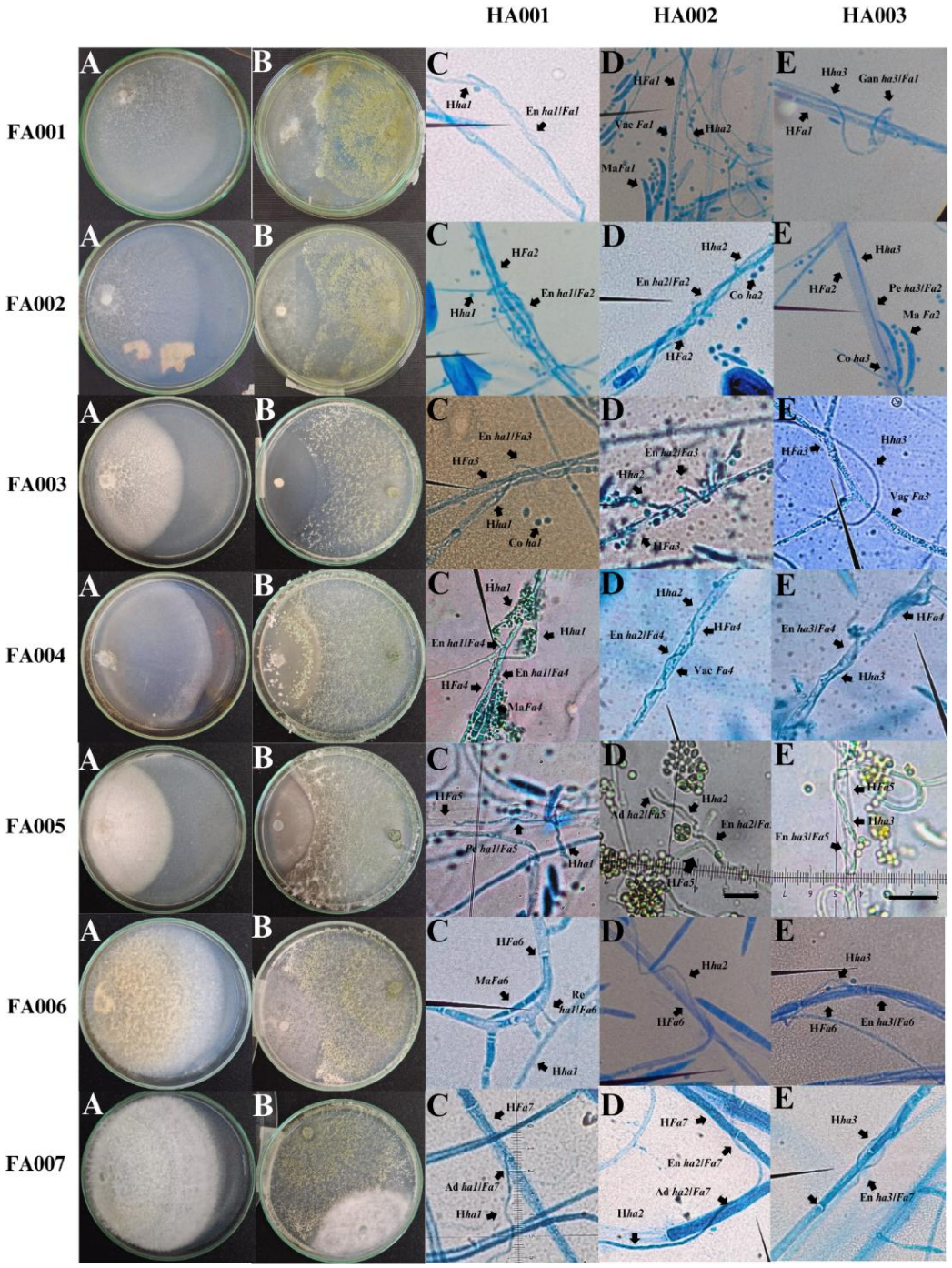
El micoparasitismo que ejercen los antagonistas como *Trichoderma* spp. sobre hongos fitopatógenos, en este caso *Fusarium* spp., se califica teniendo en cuenta los niveles y/o grados de antagonismo registrados. Es común utilizar la invasión o el crecimiento del antagonista sobre el patógeno, como punto central para establecer el índice de micoparasitismo, útil para evaluar la capacidad del organismo antagonista en colonizar, penetrar y, en ocasiones, degradar las estructuras del patógeno en cuestión (Rodríguez & Wang, 2020). El seguimiento se realizó mediante observaciones microscópicas que permitieron visualizar las interacciones entre los organismos enfrentados.

En las imágenes C, D y E de cada uno de los aislados fitopatógenos de la Figura 31, se muestran algunas de las interacciones observadas en los enfrentamientos con los antagonistas fúngicos HA001, HA002 y HA003, respectivamente. De manera general, en las microfotografías es posible observar cómo las hifas de *Trichoderma* spp. reconocen, se adhieren, enrollan, penetran y forman ganchos alrededor de las hifas del fitopatógeno. González et al. (2022) mencionan que al menos 75 especies de *Trichoderma* presentan la capacidad de atacar y lisar hongos patógenos de plantas mediante este tipo de interacciones hifales, las cuales se desarrollan en cuatro etapas que consisten en: **crecimiento quimiotrófico**, donde se evidencia el desarrollo del antagonista hacia el fitopatógeno, seguido por el **reconocimiento** donde existe una alta especificidad del antagonista por el sustrato, posteriormente se observan **interacciones como la adhesión y enrollamiento** que ocurren por la asociación de las azúcares de la pared del antagonista con las lecitinas ubicadas en la pared del patógeno y por último, se observan **actividades líticas** ocasionadas por las enzimas producidas por el biocontrolador entre las que se encuentran: quitinasas, glucanasa, celulasas, fosfatasas y proteasas, que degradan la pared celular de patógeno

y hacen posible la penetración por las hifas de *Trichoderma* spp. (Silva et al., 2019) a las células del patógeno, que terminar colapsando al ser degradados, causando la inhibición del crecimiento del fitopatógeno, evidenciados en el desarrollo superpuesto de *Trichoderma* spp. sobre este, que provoca por último la disminución de sus actividades patogénicas como se observan en las imágenes B de todos los tratamientos (Figura 31).

Estos resultados presentan similitudes a los reportados por Sempere & Santamarina (2009) y Matarese et al. (2012), quienes evidenciaron el establecimiento de contacto, la formación de enrollamientos, ganchos y penetración por parte de la hifas de *T. harzianum* sobre *F. verticillioides*, también fue posible evidenciar un crecimiento paralelo entre hifas, que causó la coagulación de protoplasma. Del mismo modo, en las imágenes D de los aislamientos FA001 y FA004 es posible evidenciar una especie de gránulos o vacuolas dentro de las hifas de los fitopatógenos, lo cual reafirma la capacidad micoparasítica de los aislados antagonistas, tal como lo reporta Martínez et al. (2021), quienes también evidenciaron la formación de vacuolas en el citoplasma de *Fusarium* spp. por acción enzimática de *Trichoderma harzianum.*

Figura 31. *Enfrentamiento de aislados de* Fusarium spp. *con hongos antagonistas de Trichoderma* spp. *mediante cultivos duales.*



Nota. FA001 (*Fa1*): A. Crecimiento del aislado de *Fusarium* spp. (*Fa1*) en PDA durante 10 días; B. Cultivo dual de *Fa1* con un antagonista (*Fusarium* spp., izquierda - *Trichoderma* spp., derecha), 10 días; C-E. Estrategias de micoparasitismo: C. Hongo antagonista 1 (*ha1*): En. Enrollamiento de las hifas de *ha1* (H*ha1*) sobre las hifas de *Fa1* (H*Fa1*); D. Hongo antagonista 2 (ha2): Vac. Vacuolización del citoplasma de Fa1 (Vac *Fa1*), macroconidia de *Fa1* (Ma *Fa1*); E. Hongo antagonista 3 (*ha3*): Gan. Gancho de H*ha3* alrededor de las hifas de *Fa1* (Gan *ha3/Fa1*). **FA002** (*Fa2*): A. Crecimiento de *Fusarium* spp. (*Fa2*) en PDA durante 10 días; B. Cultivo dual con un antagonista (*Fusarium* spp., izquierda - *Trichoderma* spp., derecha), 10 días; C-E. Estrategias de

micoparasitismo: C. En. Enrollamiento de H*ha1* sobre H*Fa2* (En *ha1/Fa2*); D. En. Enrollamiento de H*ha2* sobre H*Fa2* (En *ha2/Fa2*), conidios de *ha2* (Co *ha2*); E. Pe. Penetración de H*ha3* en H*Fa2* (Pe *ha3/Fa2*), macroconidia de *Fa2* (Ma *Fa2*), conidio *ha3* (Co *ha3*). **FA003** (*Fa3*): A. Crecimiento de *Fusarium* spp. (*Fa3*) en PDA durante 10 días; B. Cultivo dual con un antagonista (*Fusarium* spp., izquierda - *Trichoderma* spp., derecha), 10 días; C-E. Estrategias de micoparasitismo: C. En. Enrollamiento de H*ha1* sobre H*Fa3* (En *ha1/Fa3*), conidio de *ha1* (Co *ha1*); D. En. Enrollamiento de H*ha2* sobre H*Fa3* (En *ha2/Fa3*); E. Vacuolización del citoplasma de *Fa3* (Vac *Fa3*). **FA004** (Fa4): A. Crecimiento de *Fusarium* spp. (*Fa4*) en PDA durante 10 días; B. Cultivo dual con un antagonista (*Fusarium* spp., izquierda - *Trichoderma* spp., derecha), 10 días; C-E. Estrategias de micoparasitismo: C. En. Enrollamiento de H*ha1* sobre H*Fa4* (En *ha1/Fa4*), macroconidia de *Fa4* (Ma *Fa4*); D. En. Enrollamiento de H*ha2* sobre H*Fa4* (En *ha2/Fa4*), vacuolización del citoplasma de *Fa4* (Vac *Fa4*); E. En. Enrollamiento de H*ha3* sobre H*Fa4* (En *ha3/Fa4*). **FA005** (*Fa5*): A. Crecimiento de *Fusarium* spp. (*Fa5*) en PDA durante 10 días; B. Cultivo dual con un antagonista (*Fusarium* spp., izquierda - *Trichoderma* spp., derecha), 10 días; C-E. *Estrategias* de micoparasitismo: C. Pe. Penetración de Hha1 en HFa5 (Pe *ha1/Fa5*); D. En. Enrollamiento de H*ha2* sobre H*Fa5* (En *ha2/Fa5*); Ad. Adhesión de Hha2 sobre HFa5 (Ad *ha2/Fa5*); E. En. Enrollamiento de H*ha3* sobre H*Fa5* (En *ha3/Fa5*). **FA006** (*Fa6*): A. Crecimiento de *Fusarium* spp. (*Fa6*) en PDA durante 10 días; B. Cultivo dual con un antagonista (*Fusarium* spp., izquierda - *Trichoderma* spp., derecha), 10 días; C-E. Estrategias de micoparasitismo: C. Re. Reconocimiento por H*ha1* de H*Fa6* (Re *ha1/Fa6*); E. En. Enrollamiento de H*ha3* sobre H*Fa6* (En *ha3/Fa6*). **FA007** (*Fa7*): A. Crecimiento de *Fusarium* spp. (*Fa7*) en PDA durante 10 días; B. Cultivo dual con un antagonista (*Fusarium* spp., parte inferior - *Trichoderma* spp., parte superior), 10 días; C-E. Estrategias de micoparasitismo: C. Ad. Adhesión de H*ha1* sobre H*Fa7* (Ad *ha1/Fa7*); D. En. Enrollamiento de H*ha2* sobre H*Fa7* (En *ha2/Fa7*); Ad. Adhesión de H*ha2* sobre H*Fa7* (Ad *ha2/Fa7*); E. En. Enrollamiento de H*ha3* sobre H*Fa7* (En *ha3/Fa7*). Imágenes del anverso de los enfrentamientos en apéndice. I, figura I1. Fuente: Autor.

8.3.3. Actividad antagonista in vitro de los aislados bacterianos.

Como fue mencionado anteriormente, solo cinco aislados bacterianos presentaron actividad antagonista durante la evaluación preliminar, lo que permitió realizar los ensayos de antagonismo. Al igual que ciertos géneros de hongos, como los descritos en este documento, las bacterias también presentan potenciales biocontroladores sobre hongos fitopatógenos, en este caso *Fusarium* spp. Este tipo de determinaciones permite identificar alternativas adicionales para emplear en los cultivos de arroz. Además, estos organismos podrían aplicarse junto con los biocontroladores fúngicos para obtener mejores resultados en la reducción de la incidencia de enfermedades en cultivos de importancia agronómica, causadas por microorganismos patógenos.

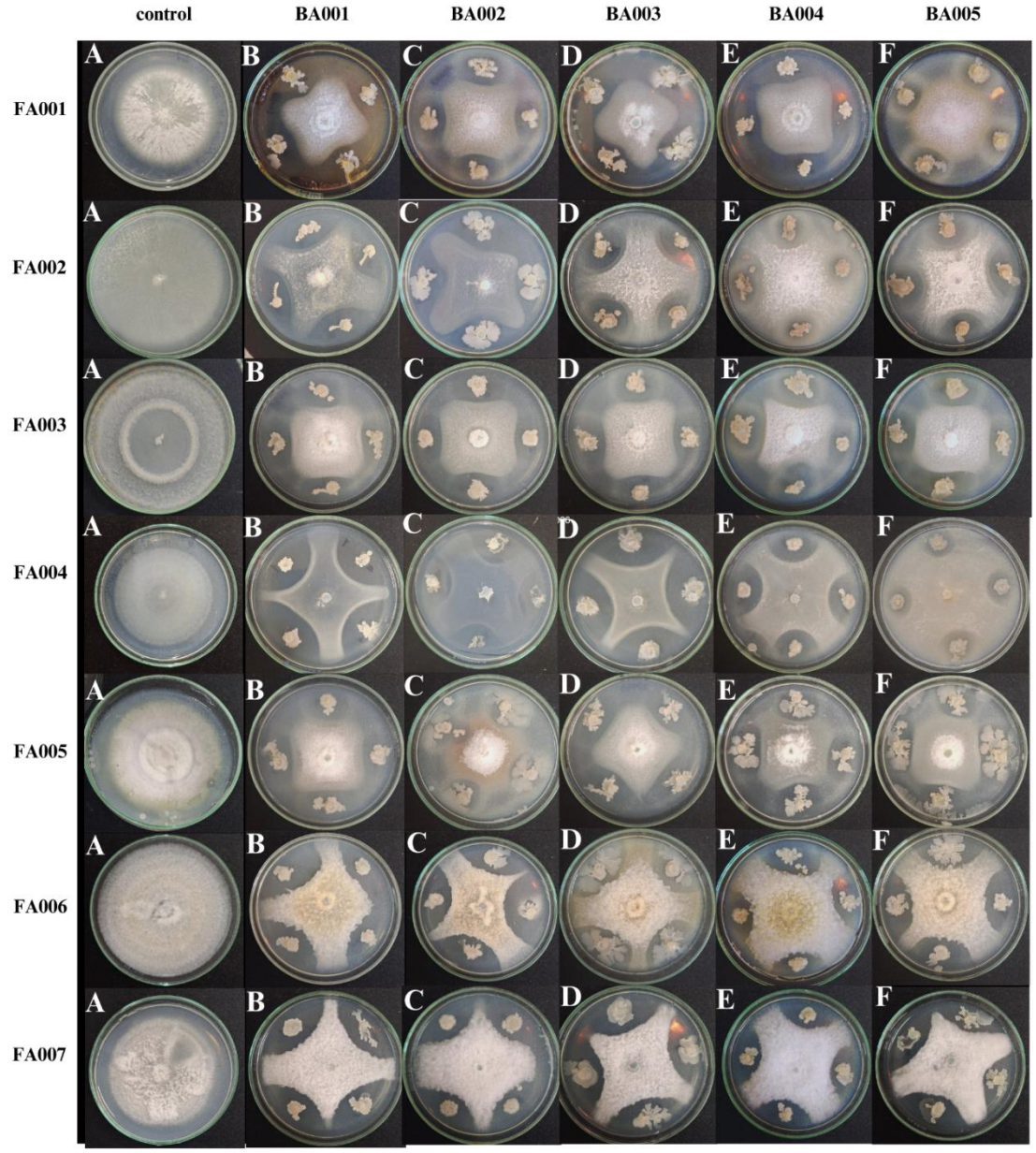
A continuación, se presentan los resultados obtenidos mediante cultivos duales *in vitro*, donde se evidencia el antagonismo desarrollado por los diferentes aislados bacterianos. Este antagonismo involucra principalmente mecanismos de acción como: la competencia por espacio y nutrientes, junto con la producción de compuestos antimicrobianos que inhiben el crecimiento del hongo fitopatógeno.

8.3.3.1. Porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR). En la figura 32. se pueden observar las interacciones de los cultivos duales entre los siete aislados del género ***Fusarium*** y los cinco aislados bacterianos correspondientes a ***Bacillus*** spp. a los 10 días de incubación. En estas imágenes, es notable la inhibición del crecimiento del fitopatógeno debido a la presencia de las bacterias en el medio de cultivo (el crecimiento normal del fitopatógeno se muestra en las imágenes A. de la figura 32), confirmando el potencial antagónico evidenciado en los cinco aislados evaluado previamente. Durante el seguimiento de las interacciones entre los organismos, se observó que el halo de inhibición apareció en la mayoría de los enfrentamientos a partir del tercer día de crecimiento, con algunas excepciones, como los cultivos duales entre el aislado bacteriano BA005 y FA001, BA004 y FA004, BA005 y FA003, BA004 y FA007, y, por último, BA005 y FA007. Estas diferencias en la inhibición del crecimiento de los fitopatógenos están directamente relacionadas con la velocidad de crecimiento del antagonista, la producción de compuestos antimicrobianos y/o antifúngicos, lo cual también puede depender del medio de cultivo. Algunos antagonistas muestran afinidad para combatir más rápidamente ciertos grupos específicos de hongos patógenos (Rios et al., 2015).

En ese sentido, se realizaron mediciones diarias durante 10 días en los cultivos duales por triplicado para calcular el PICR, cuyos valores se encuentran registrados en la figura 33. Estos corresponden al valor obtenido en el décimo día, dado que fue el momento en el que alcanzó el mayor porcentaje. Los tratamientos con el antagonista BA001 presentaron valores entre 48,61 % y 55,14 %; con BA002, valores entre 46,8 % y 62,69 %; con BA003, valores entre 42,52 % y 54,57 %; con BA004, valores entre 42,20 % y 60,92 %; y con BA005, valores entre 41,28,90 % y 53,11 % (ver Apéndice I, Tabla I1). Dentro de estos tratamientos, se evidencian diferencias

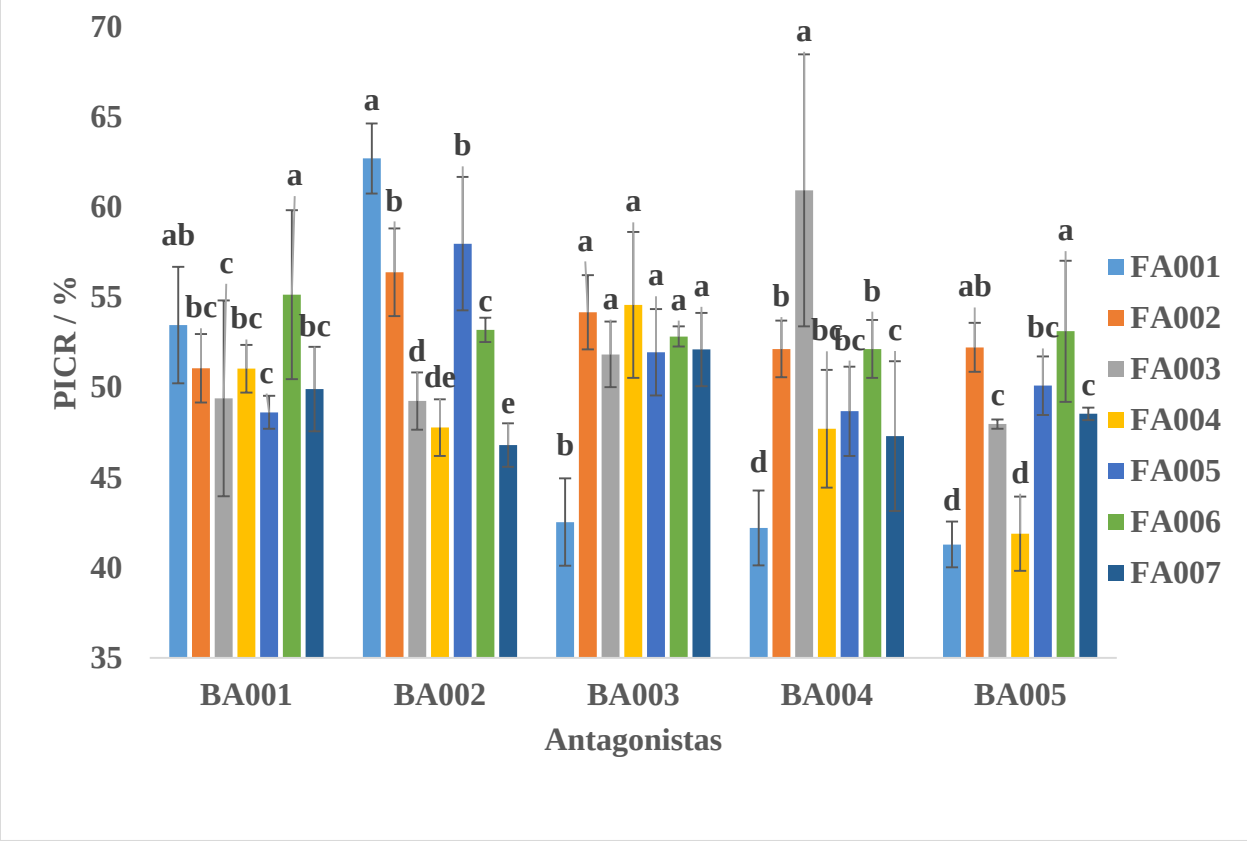
significativas en la inhibición inducida por los aislados bacterianos ($p < 0,005$), (ver apéndice J. Tabla 6, 7, 8, 9 y 10)

Figura 32. *Enfrentamientos entre aislados de Fusarium* spp. *y cinco aislados bacterianos con actividad antagónica.*



Nota: En las columnas se registran, de arriba hacia abajo, los aislados correspondientes a *Fusarium* spp., mientras que en las filas se presentan los aislados bacterianos, de izquierda a derecha. La intersección entre fila y columna corresponde a un enfrentamiento específico entre el hongo fitopatógeno y un aislado bacteriano, donde se evidencia la restricción del crecimiento de *Fusarium* spp. en presencia de las bacterias, mediante el halo de inhibición. Imágenes del anverso de los enfrentamientos en apéndice. I, figura I2
Fuente**:** Autor

Figura 33. *Porcentajes de inhibición de crecimiento radial en los aislados de Fusarium* spp. *provocados por la acción de los antagonistas bacterianos del género Bacillus.*



Nota. Porcentaje de inhibición de crecimiento radial (PICR) de los siete aislados de *Fusarium* spp. enfrentados mediante cultivos duales con cinco aislados bacterianos y tres aislados fúngicos del género *Trichoderma* spp. Las letras en las barras indican la agrupación de los tratamientos mediante el método de diferencias mínimas significativas LSD ($p<0,05$); las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes. Las barras verticales representan la desviación estándar de los tratamientos. Fuente: Autor.

Estos resultados son similares a los obtenidos por De Dios et al. (2020), quienes evaluaron la actividad antagónica en diferentes aislados bacterianos rizosféricos de *Bacillus* spp., entre los que se encontraban especies como *B. subtilis* y *B. amyloliquefaciens*, las cuales registraron valores de PICR entre 35 % y 64,43 %, respectivamente, en enfrentamientos *in vitro* contra *F. oxysporum*. De igual manera, haiyan et al. (2010), Zhang et al. (2012) y Rios et al. (2015), mencionan que la capacidad de las cepas de *Bacillus* spp. para inhibir el crecimiento de hongos patógenos, como los correspondientes a *Fusarium* spp., se debe principalmente a la producción de compuestos volátiles y antibióticos, que se agrupan en la familia de las iturinas y subtilinas. Estos compuestos actúan

sobre la pared celular de los hongos, y esta actividad también está relacionada con la producción de enzimas hidrolíticas, que destruyen fuentes de energía para los hongos.

9. Conclusiones

A partir de muestras de arroz cultivadas en el departamento de Norte de Santander, se lograron aislar siete cepas con características representativas del género *Fusarium*. Utilizando análisis fenotípicos y siguiendo claves taxonómicas, estas cepas fueron identificadas presuntivamente como: *Fusarium solani*, *F. oxysporum*, *F. dimerum*, *F. decemcellulare*, *F. penzigii*, *F. sambucinum* y *F. proliferatum*.

Los siete aislados demostraron capacidad fitopatógena al inducir sintomatologías en plantas de arroz germinadas a partir de semillas inoculadas con sus esporas. Entre los síntomas observados se destacaron cambios en la coloración de las hojas, ennegrecimiento foliar, alteraciones en el tamaño de las plantas y una notable reducción en la germinación de las semillas. Estos resultados permiten caracterizar el grado de fitopatogenicidad de los aislados y su impacto potencial en los cultivos de arroz.

A través del análisis del suelo rizosférico de plantas de arroz, se identificaron cinco aislados bacterianos, cuatro de los cuales fueron vinculados presuntivamente al género *Bacillus* (*B.* cf. *subtilis*, *B.* cf. *mojavensis* y *B.* cf. *circulans*), mientras que el quinto se clasificó como *Fictibacillus* cf. *gelatini*. Además, se obtuvieron tres aislados fúngicos pertenecientes al género *Trichoderma*, identificados como posibles representantes de las especies *T.* cf. *harzianum*, *T.* cf. *citrinoviride* y *T.* cf. *atroviride*. Tanto los aislados bacterianos como los fúngicos mostraron un potencial significativo para el biocontrol *in vitro* de las cepas fitopatógenas de *Fusarium* spp.

La efectividad de los antagonistas varió significativamente según la cepa fitopatógena evaluada. *Fusarium* cf. *penzigii* fue el fitopatógeno menos susceptible a la acción biocontroladora de los antagonistas fúngicos, mientras que *F.* cf. *proliferatum* se destacó como el más susceptible,

particularmente ante la acción de *Trichoderma atroviride*. Este último mostró el mayor grado de micoparasitismo, consolidándose como el antagonista más efectivo contra las cepas de *Fusarium* spp. evaluadas. Por otro lado, los aislados bacterianos evidenciaron variaciones en su capacidad antagónica según el fitopatógeno enfrentado; entre ellos: *Fictibacillus cf. gelatini* y *Bacillus cf. mojavensis* demostraron una inhibición más consistente y con menor desviación, logrando un efecto uniforme sobre las siete cepas de *Fusarium* spp., lo que resalta su potencial como agentes efectivos de biocontrol.

10. Recomendaciones

Implementar técnicas de identificación molecular para caracterizar adecuadamente los aislados fitopatógenos, así como los biocontroladores fúngicos y bacterianos, con el fin de optimizar su aplicación en procesos agronómicos en el departamento de Norte de Santander.

Ampliar la evaluación del control biológico de *Fusarium* spp. a estudios de campo para determinar la efectividad del biocontrol ejercido por cepas de *Trichoderma* spp. y *Bacillus* spp. directamente en los cultivos y así comparar con los resultados obtenidos en el laboratorio.

Identificar los componentes producidos por los microorganismos biocontroladores que inhiben el desarrollo de *Fusarium spp.*, con el objetivo de potenciar su aplicación como bioinsumos sostenibles y amigables con el medio ambiente.

11. Referencias

Aguilera, L.A., & Mendoza, J.L. (2018). Caracterización de *Trichoderma viridae* y *T atroviridae* aislados. *Nexo Revista Científica*, *30*(2), 60–72.

Ahmad, S., Husnain, M.G., Iqbal, Z., Ghazanfar, M.U., Rehman, F.U., Ahmad, I., Ashraf, E., Ali, Y., Hasanuzzaman, M., & Ahmad, S. (2022). Nanotechnology for Rice Fungal Diseases. *Modern Techniques of Rice Crop Production*, 493–515. https://doi.org/10.1007/978-981-16-4955-4_25

Albarracín, M., Mendoza, I., & Monroy, R. (2019). Modelo Para La Diversificación Y Sofisticación Del Sector Arrocero En El Área Metropolitana De Cúcuta. *Agronet*, 1–23.

Almarales Antunez, M., Lorenzo Nicao, M., & Martín Vasallo, C. (2022). Presencia de hongos fitopatógenos en semillas de diferentes cultivares de Phaseolus vulgaris L. en la provincia Cienfuegos, Cuba. *Revista de Protección Vegetal*, *37*(1), 1–7. https://censa.edicionescervantes.com/index.php/RPV/article/view/1231

Almaraz, A., Ayala, V., Tlatilpa, I.F., & Nieto, D. (2018). *Fusarium sambucinum* Fuckel agente causal de la pudrición de frutos de chile manzano (Capsicum pubescens) en México. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, *37*(1), 159–169. https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1810-2

Aloo, B.N., Nyongesa, B.O., Were, J.O., Were, B. A., & Tumuhairwe, J.B. (2022). Rhizobacterial biomolecules for sustainable crop production and environmental management: plausible functions and molecular mechanisms. *Microbial Biomolecules: Emerging Approach in Agriculture, Pharmaceuticals and Environment Management*, 1–30. https://doi.org/10.1016/B978-0-323-99476-7.00012-0

Al-Shuaibi, B.K., Kazerooni, E.A., Al-Maqbali, D., Al-Kharousi, M., Al-Yahya'ei, M.N., Hussain, S., Velazhahan, R., & Al-Sadi, A.M. (2024). Biocontrol Potential of *Trichoderma Ghanense* and *Trichoderma Citrinoviride* toward *Pythium aphanidermatum. Journal of Fungi*, *10*(4). https://doi.org/10.3390/jof10040284

Amatulli, M.T., Spadaro, D., Gullino, M.L., & Garibaldi, A. (2010). Molecular identification of *Fusarium* spp. associated with bakanae disease of rice in Italy and assessment of their pathogenicity. *Plant Pathology*, *59*(5), 839–844. https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2010.02319.x

Asad, Z., Siddique, M., Ashfaq, M., & Khan, Z. (2022). *Identification of a New Susceptibility Gene and Its Role in Plant Immunity BT - Cereal Diseases: Nanobiotechnological Approaches for Diagnosis and Management*. https://doi.org/10.1007/978-981-19-3120-8_7

Astorga-Quirós, K., Meneses-Montero, K., Zúñiga-Vega, C., Brenes-Madriz, J., & Rivera-Méndez, W. (2014). Evaluación del antagonismo de *Trichoderma* sp. y *Bacillus subtilis* contra tres patógenos del ajo. *Revista Tecnología En Marcha*, *27*(2), 82. https://doi.org/10.18845/tm.v27i2.1929

Atique-ur-Rehman, Sarwar, N., Ahmad, S., Khan, M.A., & Hasanuzzaman, M. (2022). World Rice Production: An Overview. In *Modern Techniques of Rice Crop Production* (pp. 3–12). https://doi.org/10.1007/978-981-16-4955-4_1

Badía, M.M.R., Hernández, B.T., Murrel, J.L., Mahillon, J., & Peréz, M. H. (2011). Aislamiento y caracterización de cepas de *Bacillus* asociadas al cultivo del arroz (*Oryza sativa* L.). *Revista Brasileira de …*, *6*(1), 90–99. http://orgprints.org/23097/

Baker, B., Zambryski, P., Staskawicz, B., & Dinesh-Kumar, S. P. (1997). Signaling in plant-

microbe interactions. *Science*, *276*(5313), 726–733. https://doi.org/10.1126/science.276.5313.726

Barraza Román, Z., Rodríguez Cabal, H.A., Lara Mantilla, M.C., Pérez Cordero, A., & Monsalve Fonnegra, Z. I. (2024). Endophyte-mediated biocontrol reduces the pathogenicity of *Burkholderia glumae* in rice seedlings (Oryza sativa L.). *Physiological and Molecular Plant Pathology*, *133*(April). https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2024.102373

Bashyal, B.M., Aggarwal, R., Sharma, S., Gupta, S., Rawat, K., Singh, D., Singh, A.K., & Gopala Krishnan, S. (2016). Occurrence, identification and pathogenicity of *Fusarium* species associated with bakanae disease of basmati rice in India. *European Journal of Plant Pathology*, *144*(2), 457–466. https://doi.org/10.1007/s10658-015-0783-8

Bautista, R.C., & Counce, P.A. (2020). An Overview of Rice and Rice Quality. *Cereal Foods World*, *65*(5). https://doi.org/10.1094/cfw-65-5-0052

Bolsa Mercantil de Colombia - BMC. (2022). *En 2021 se registró un nivel de consumo per cápita de arroz de 43,2 kilogramos al año*. https://www.bolsamercantil.com.co/node/1679

Bosco, S., Prencipe, S., Mezzalama, M., & Spadaro, D. (2024). Screening and characterization of bacterial and fungal endophytes as potential biocontrol agents for rice seed dressing against Fusarium fujikuroi. *Biological Control*, *196*(May), 105580. https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2024.105580

Castañeda, J.C. (2018). *Más que arroz, una nueva vida en Norte de Santander*. Semana. https://tinyurl.com/yttkk964

Chaves-Gómez, J.L., Chavez-Arias, C.C., Cotes Prado, A.M., Gómez-Caro, S., & Restrepo-Díaz, H. (2020). Physiological response of cape gooseberry seedlings to three biological control

agents under *Fusarium oxysporum* f. Sp. Physali Infection. *Plant Disease*, *104*(2), 388–397. https://doi.org/10.1094/PDIS-03-19-0466-RE

Chehri, K., Salleh, B., & Zakaria, L. (2015). Morphological and Phylogenetic Analysis of *Fusarium solani* Species Complex in Malaysia. *Microbial Ecology*, *69*(3), 457–471. https://doi.org/10.1007/s00248-014-0494-2

Chen, J., Zhou, L., Din, I.U., Arafat, Y., Li, Q., Wang, J., Wu, T., Wu, L., Wu, H., Qin, X., Pokhrel, G.R., Lin, S., & Lin, W. (2021). Antagonistic Activity of *Trichoderma* spp. Against *Fusarium oxysporum* in Rhizosphere of Radix pseudostellariae Triggers the Expression of Host Defense Genes and Improves Its Growth Under Long-Term Monoculture System. *Frontiers in Microbiology*, *12*(March), 1–12. https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.579920

Chiang, K. S., Liu, H. I., & Bock, C.H. (2017). A discussion on disease severity index values. Part I: warning on inherent errors and suggestions to maximise accuracy. *Annals of Applied Biology*, *171*(2), 139–154. https://doi.org/10.1111/aab.12362

Chiotta, M.L., Alaniz Zanon, M.S., Palazzini, J.M., Scandiani, M.M., Formento, A.N., Barros, G. G., & Chulze, S.N. (2016). Pathogenicity of *Fusarium graminearum* and *F. meridionale* on soybean pod blight and trichothecene accumulation. *Plant Pathology*, *65*(9), 1492–1497. https://doi.org/10.1111/ppa.12532

Colmenarez, Y.C., & Vasquez, C. (2024). Benefits associated with the implementation of biological control programmes in Latin America. *BioControl*, *69*(3), 303–320. https://doi.org/10.1007/s10526-024-10260-7

Comité de Ética e Impacto Ambiental en Investigación de la Universidad de Pamplona. (2022). Acta N° 09 del 29 de septiembre de 2022.

Contreras, L.Y.S., & Riaño, A.L.R. (2013). Aislamiento de microorganismos para control biológico de *Moniliophthora roreri*. *Acta Agronomica*, *62*(4), 370–378.

Corporación Autónoma Regional de la Frontera Nororiental - CORPONOR. (2015). Resolución 200 de 13 de abril de 2015.

Crous, P. W., Lombard, L., Sandoval-Denis, M., Seifert, K. A., Schroers, H. J., Chaverri, P., Gené, J., Guarro, J., Hirooka, Y., Bensch, K., Kema, G. H. J., Lamprecht, S. C., Cai, L., Rossman, A. Y., Stadler, M., Summerbell, R. C., Taylor, J. W., Ploch, S., Visagie, C. M., … Thines, M. (2021). *Fusarium*: more than a node or a foot-shaped basal cell. *Studies in Mycology*, *98*. https://doi.org/10.1016/j.simyco.2021.100116

Cruz, A. H. (2019). *Aislamiento y caracterización de microorganismos con potencial antagónico para el control biológico de Pyricularia oryzae y Burkholderia glumae, en la filósfera del cultivo de arroz en la República de Panamá.* Universidad de Panamá.

Cuervo Lozada, J. (2010). Aislamiento y caracterización de Bacillus spp como fijadores biológicos de Nitrogeno y solubilizadores de fosfatos. *Pontificia Universidad Javeriana*, 35. https://www.javeriana.edu.co/biblos/tesis/ciencias/tesis404.pdf

DANE, & FEDEARROZ. (2024). *Boletín técnico Quinto Censo Nacional Arrocero (5 ° CNA) Boletín técnico*. 1–57. https://www.dane.gov.co/files/operaciones/CNA/bol-5toCNA-2023.pdf

De Clerck, E., Rodríguez-Díaz, M., Vanhoutte, T., Heyrman, J., Logan, N. A., & De Vos, P. (2004). Anoxybacillus contaminans sp. nov. and *Bacillus gelatini* sp. nov., isolated from contaminated gelatin batches. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, *54*(3), 941–946. https://doi.org/10.1099/ijs.0.02960-0

De Dios Avila N, Ríos Velasco, C., Luna Esquivel, G., Cambero Campos, O. J., Cambero Ayón, C. B., & Estrada-Virgen, M. O. (2020). Identification and antagonic activity in vitro isolation of bacteria against fungi of agricultural important. *Revista Bio Ciencias*, *7*(311), 2020. http://revistabiociencias.uan.edu.mx

De Vos, P., Garrity, G. M., Jones, D., Krieg, N. R., Ludwig, W., Rainey, F. A., Schleifer, K.-H., & Whitman, W. B. (2009). *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology: The Firmicutes* (second, Vol. 3). Springer US. https://doi.org/10.1007/b92997

Deepa, N., Adkar-Purushothama, C.R., & Sreenivasa, M.Y. (2021). Molecular technologies for the early detection of fungal phytopathogens associated with cereal crops. In J. S. S. and S. T. and C. S. and A. K. Singh (Ed.), *Microbes in Land Use Change Management* (pp. 137–154). Academic Press. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-824448-7.00009-7

Desjardins, A.E., Manandhar, H.K., Plattner, R.D., Manandhar, G.G., Poling, S.M., & Maragos, C.M. (2000). *Fusarium* species from nepalese rice and production of mycotoxins and gibberellic acid by selected species. *Applied and Environmental Microbiology*, *66*(3), 1020–1025. https://doi.org/10.1128/AEM.66.3.1020-1025.2000

Díaz, O., Mayorga, D., & Pazos, M. (2022). Capitulo III. Sistemas de cultivo. In *Manejo en el cultivo de arroz* (Issue September).

Ekwomadu, T.I., & Mwanza, M. (2023). *Fusarium* Fungi Pathogens, Identification, Adverse Effects, Disease Management, and Global Food Security: A Review of the Latest Research. *Agriculture (Switzerland)*, *13*(9). https://doi.org/10.3390/agriculture13091810

Ezziyyani, M., Sánchez, C.P., Requena, M.E., Rubio, L., & Candela, M.E. (2004). Biocontrol por *Streptomyces rochei* – Ziyani –, de la podredumbre del pimiento (*Capsicum annuum* L.)

causada por Phytophthora capsici. *Anales de Biología*, *26*, 69–78.

Fahad, S., Adnan, M., Noor, M., Arif, M., Alam, M., Khan, I. A., Ullah, H., Wahid, F., Mian, I. A., Jamal, Y., Basir, A., Hassan, S., Saud, S., Amanullah, Riaz, M., Wu, C., Khan, M. A., & Wang, D. (2018). Major constraints for global rice production. In *Advances in Rice Research for Abiotic Stress Tolerance*. Elsevier Inc. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814332-2.00001-0

Fedearroz, F.C. de arroceros-. (2024). *Historia del arroz*. https://fedearroz.com.co/es/cereal-milenario/historia-del-arroz/#:~:text=%C2%BFCUANDO LLEG%C3%93 EL ARROZ A,a San Jer%C3%B3nimo (Antioqu%C3%ADa).

Ferraz, P., Cássio, F., & Lucas, C. (2019). Potential of Yeasts as Biocontrol Agents of the Phytopathogen Causing Cacao Witches' Broom Disease: Is Microbial Warfare a Solution? *Frontiers in Microbiology*, *10*(July), 1–13. https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.01766

Flickr. (2014). *Light Microscopy Image*.

Fourie, G., Steenkamp, E. T., Ploetz, R. C., Gordon, T. R., & Viljoen, A. (2011). Current status of the taxonomic position of *Fusarium oxysporum* formae specialis cubense within the Fusarium oxysporum complex. *Infection, Genetics and Evolution*, *11*(3), 533–542. https://doi.org/10.1016/j.meegid.2011.01.012

Galdames, R. (2023). *Enfermedades causadas por virus*. https://vivolabs.es/10-enfermedades-causadas-por-virus/

Ghosh, T., Pradhan, C., & Das, A.B. (2020). Control of stem-rot disease of rice caused by *Sclerotium oryzae* catt and its cellular defense mechanism – A review. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, *112*(April), 101536.

https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2020.101536

Glaeser, S.P., Dott, W., Busse, H.J., & Kämpfer, P. (2013). *Fictibacillus phosphorivorans* gen. nov., sp. nov. and proposal to reclassify *Bacillus arsenicus, Bacillus barbaricus, Bacillus macauensis, Bacillus nanhaiensis, Bacillus rigui, Bacillus solisalsi* and *Bacillus gelatini* in the genus *Fictibacillus*. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, *63*(PART8), 2934–2944. https://doi.org/10.1099/ijs.0.049171-0

Gómez, A. (2021). *Producción y mercado del arroz en Colombia*. Redagrícola. https://tinyurl.com/yr23j59k

Gomez, D.A., Rua, A.L., & Alzate, J.F. (2024). An evolutionary view of the *Fusarium* core genome. *BMC Genomics*, *25*(1), 1–16. https://doi.org/10.1186/s12864-024-10200-w

González-León, Y., Ortega-Bernal, J., Anducho-Reyes, M.A., & Mercado-Flores, Y. (2022). *Bacillus subtilis* y *Trichoderma*: Características generales y su aplicación en la agricultura. *TIP Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, *25*, 1–14. https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2022.520

Grados, N. (2024). *Antagonismo in vitro de Trichoderma spp. frente a Botrutis sp. y Fusarium sp., aislados de Fragaria ananassa "fresa". Ayacucho - 2022*. 1–87.

Grish, P.S., Christopher, D.J., & Jaiganesh, V. (2024). Isolation and Molecular Characterization of Rice Brown Spot Disease in Major Cauvery Delta Regions. *International Journal of Plant & Soil Science*, *36*(6), 815–825. https://doi.org/10.9734/ijpss/2024/v36i64689

Gutiérrez-Sánchez, A., Plasencia, J., Monribot-Villanueva, J.L., Rodríguez-Haas, B., Ruíz-May, E., Guerrero-Analco, J.A., & Sánchez-Rangel, D. (2023). Virulence factors of the genus *Fusarium* with targets in plants. *Microbiological Research*, *277*(July).

https://doi.org/10.1016/j.micres.2023.127506

Guzmán-Guzmán, P., Kumar, A., de los Santos-Villalobos, S., Parra-Cota, F.I., Orozco-Mosqueda, M. del C., Fadiji, A. E., Hyder, S., Babalola, O.O., & Santoyo, G. (2023). *Trichoderma* Species: Our Best Fungal Allies in the Biocontrol of Plant Diseases—A Review. *Plants*, *12*(3), 1–35. https://doi.org/10.3390/plants12030432

Ha, M.S., Ryu, H., Ju, H.J., & Choi, H.W. (2023). Diversity and pathogenic characteristics of the *Fusarium* species isolated from minor legumes in Korea. *Scientific Reports*, *13*(1), 1–13. https://doi.org/10.1038/s41598-023-49736-4

Han, S.L., Wang, M.M., Ma, Z.Y., Raza, M., Zhao, P., Liang, J. M., Gao, M., Li, Y.J., Wang, J. W., Hu, D.M., & Cai, L. (2023). *Fusarium* diversity associated with diseased cereals in China, with an updated phylogenomic assessment of the genus. *Studies in Mycology*, *104*, 87–148. https://doi.org/10.3114/sim.2022.104.02

Harba, M., Jawhar, M., & Arabi, M.I.E. (2020). In Vitro Antagonistic Activity of Diverse *Bacillus* Species Against *Fusarium culmorum* and *F. solani* Pathogens. *The Open Agriculture Journal*, *14*(1), 157–163. https://doi.org/10.2174/1874331502014010157

Hasan, R.I., Yusuf, S.M., & Alzubaidi, L. (2020). Review of the state of the art of deep learning for plant diseases: A broad analysis and discussion. *Plants*, *9*(10), 1–25. https://doi.org/10.3390/plants9101302

Hassani, F., Zare, L., & Khaledi, N. (2019). Evaluation of germination and vigor indices associated with *Fusarium*-infected seeds in pre-basic seeds wheat fields. *Journal of Plant Protection Research*, *59*(1), 69–85. https://doi.org/10.24425/jppr.2019.126037

He, D.C., He, M.H., Amalin, D.M., Liu, W., Alvindia, D. G., & Zhan, J. (2021). Biological control

of plant diseases: An evolutionary and eco-economic consideration. *Pathogens*, *10*(10). https://doi.org/10.3390/pathogens10101311

Hernández, L. S., Mota, R.M.A., Gil, J.E.R., & Figueroa, C.J.P. (2018). Diversity of the genus *Trichoderma (Hypocraceae)* in a Natural Protected Area in Tabasco, Mexico. *Acta Botanica Mexicana*, *2018*(123), 1–19. https://doi.org/10.21829/abm123.2018.1269

Higuera, O. (2024). *Virus de la Hoja Blanca: "Podríamos estar en el inicio de una epidemia de esta enfermedad."* RedAgricola. https://redagricola.com/virus-de-la-hoja-blanca-podriamos-estar-en-el-inicio-de-una-epidemia-de-esta-enfermedad/?utm_source=chatgpt.com

Husna, A., Asaduzzaman, M., & Mohamed, N. M. (2024). *Effect of Fusaric Acid on Rice Seed Germination and Seedling Growth Through Fusarium proliferatum Inoculation and Artificial Application*. *October*.

Husna, A., Zakaria, L., & Mohamed Nor, N. M. I. (2021). *Fusarium commune* associated with wilt and root rot disease in rice. *Plant Pathology*, *70*(1), 123–132. https://doi.org/10.1111/ppa.13270

Hussain, A.G., Wennmann, J.T., Goergen, G., Bryon, A., & Ros, V.I.D. (2021). Viruses of the fall armyworm spodoptera frugiperda: A review with prospects for biological control. *Viruses*, *13*(11), 1–21. https://doi.org/10.3390/v13112220

Instituto Colombiano agropecuario. (2020). Resolución Bioinsumos N 068370. *Instituto Colombiano Agropecuario - ICA*, *068370*(068370), 1–37. https://www.ica.gov.co/getattachment/Areas/Agricola/Servicios/Fertilizantes-y-Bio-insumos-Agricolas/Resolucion-068370-del-27-de-mayo-de-2020.pdf.aspx?lang=es-CO

Instituto Colombiano Agropecuario - ICA. (1995). *Resolución 3075 de 1995.* 01.

http://biblioteca.saludcapital.gov.co/img_upload/03d591f205ab80e521292987c313699c/resolucion-3079-de-1995.pdf

Instituto Colombiano Agropecuario - ICA. (2014). *Sanidad agropecuaria e inocuidad en la producción primaria, resolucíon 0698*. 1–46. www.ica.gov.co

Instituto Colombiano Agropecuario - ICA. (2019). Primer reporte de la marchitez por Fusarium en bananos tipo Cavendish, causado por la Raza 4 tropical, en Colombia. *Sustainability (Switzerland)*, *11*(1), 1–14. http://scioteca.caf.com/bitstream/handle/123456789/1091/RED2017-Eng-8ene.pdf?sequence=12&isAllowed=y

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2004). *RESOLUCIÓN 0375 de 2004. 00375*. https://www.minvivienda.gov.co/sites/default/files/normativa/0375 - 2004.pdf

Ito, V.C., & Lacerda, L.G. (2019). Black rice (Oryza sativa L.): A review of its historical aspects, chemical composition, nutritional and functional properties, and applications and processing technologies. *Food Chemistry*, *301*(April), 125304. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.125304

Izquierdo, L. (2019). *Interacciones microbianas en unconsorcio de Trichoderma virens yBacillus velezensis con actividadbiocontroladora en el patosistemaFusarium oxysporum f. sp. physali -uchuva*. 1–154.

Jiang, H., Wu, N., Jin, S., Ahmed, T., Wang, H., Li, B., Wu, X., Bao, Y., Liu, F., & Zhang, J. Z. (2021). Identification of rice seed-derived fusarium spp. and development of lamp assay against fusarium Fujikuroi. *Pathogens*, *10*(1), 1–23. https://doi.org/10.3390/pathogens10010001

Juliano, B.O., & Tuaño, A.P.P. (2018). Gross structure and composition of the rice grain. *Rice: Chemistry and Technology*, *1*, 31–53. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811508-4.00002-2

Kevan, P.G., & Shipp, L. (2019). Biological control and biotechnological amelioration in managed ecosystems. *Comprehensive Biotechnology*, 806–810. https://doi.org/10.1016/B978-0-444-64046-8.00271-8

Khosravi1, V., Javan, M., Saremi, H., & Naeimi, S. (2019). Evaluation of the pathogenicity of several *Fusarium* species isolated from rice seed in laboratory and tracing of seeds transmission of rice bakanae disease. *Iranian Journal of Plant Pathology*, *55*(3), 193–208. https://doi.org/10.22034/ijpp.2019.38321

Kim, S.H., Lee, Y., Balaraju, K., & Jeon, Y. (2023). Evaluation of *Trichoderma atroviride* and *Trichoderma longibrachiatum* as biocontrol agents in controlling red pepper anthracnose in Korea. *Frontiers in Plant Science*, *14*(July), 1–15. https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1201875

Kubicek, C., & Harman, G. (1998). *Trichoderma & Gliocladium: Basic biology, taxonomy and genetic*. Taylor & Francis.

Laborte, A.G., Gutierrez, M.A., Balanza, J.G., Saito, K., Zwart, S.J., Boschetti, M., Murty, M.V. R., Villano, L., Aunario, J.K., Reinke, R., Koo, J., Hijmans, R.J., & Nelson, A. (2017). RiceAtlas, a spatial database of global rice calendars and production. *Scientific Data*, *4*, 1–10. https://doi.org/10.1038/sdata.2017.74

Landa, B. (2023). Los hongos y oomicetos fitopatógenos. In *sociedad española de fitopatología* (Issue 9).

Lee, T., Lee, S., Kim, L.-H., & Ryu, J.-G. (2014). Occurrence of Fungi and *Fusarium* Mycotoxins in the Rice Samples from Rice Processing Complexes. *Research in Plant Disease*, *20*(4),

289–294. https://doi.org/10.5423/rpd.2014.20.4.289

Leslie, J.F., & Summerell, B.A. (2007). The Fusarium Laboratory Manual. In *The Fusarium Laboratory Manual*. https://doi.org/10.1002/9780470278376

Ley 165 de 1994. (2010). 1–17.

Lofgren, L., & Stajich, J. (2021). Fungal Biodiversity and Conservation Mycology in light of New Technology, Big Data, and Changing Attitudes. *Curr Biol*, *31*(9), 1–27. https://doi.org/10.1016/j.cub.2021.06.083.

Lopez, M.M., Murillo, J., Montesinos, E., & Palacio, A. (2019). Enfermedade de plantas causadas por bacterias. In *sociedad española de fitopatología* (Vol. 11, Issue 1). http://scioteca.caf.com/bitstream/handle/123456789/1091/RED2017-Eng-8ene.pdf?sequence=12&isAllowed=y

Lu, M. (2024). *Gráfico: 776 millones de toneladas de producción de arroz por país*. https://www.visualcapitalist.com/776-million-tonnes-of-rice-production-by-country/#:~:text=World rice production hit nearly,Agriculture Organization (UN FAO).

Madrassi, L.M., Alvarenga, A.E., & Vedoya, M.C. (2024). Antagonistic activity of biocontrol agent *Trichoderma* spp. against *Fusarium* sp., the causal agent of Ananas comosus fruitlet rot. *Bionatura Journal*, *1*(2), 1–16. https://doi.org/10.70099/BJ/2024.01.02.11

Marin, F., Akulov, A., Carnegie, A.J., Cheewangkoon, R., Gramaje, D., Groenewald, J.Z., Guarnaccia, V., Halleen, F., Lombard, L., Marincowitz, S., Moslemi, A., Mostert, L., Quaedvlieg, W., Schumacher, R.K., Thangavel, R., Wilson, A. M., Wood, A.R., & Crous, P.W. (2019). *Genera of phytopathogenic fungi: GOPHY 2*. *133*, 47–133.

Martínez, E., & Pérez, L. (2015). Incidencia de enfermedades fúngicas en plantaciones de cacao de las provincias orientales de Cuba. *Rev. Protección Veg*, *30*(2), 87–96.

Martínez-Salgado, S.J., Andrade-Hoyos, P., Romero-Arenas, O., Villa-Ruano, N., Landeta-Cortés, G., & Rivera-Tapia, J. A. (2021). Control in vitro de Fusarium sp. asociado al cultivo de cebolla mediante Trichoderma harzianum. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, *39*(2), 314–328. https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.2101-4

Matarese, F., Sarrocco, S., Gruber, S., Seidl-Seiboth, V., & Vannacci, G. (2012). Biocontrol of *Fusarium* head blight: Interactions between Trichoderma and mycotoxigenic Fusarium. *Microbiology*, *158*(1), 98–106. https://doi.org/10.1099/mic.0.052639-0

Méndez, P. (2021). Capítulo 11. Producción y comercialización mundial del arroz. *Biblioteca Digital INIA Chile*, *Cuadro 1*, 302–313. https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/68050/Capitulo 11.pdf?sequence=12

Minagricultura. (2020). *Plan del ordenamiento productivo del arroz en Colombia 2020-2038*.

Minagricultura. (2021). *Gobierno activa apoyo a la comercialización de arroz paddy verde por $5.500 millones en Norte de Santander*. https://tinyurl.com/yv3mhfhc

Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. (2008). *Decreto No. 4765 de 2006*. *4765*(4), 26.

Ministerio de ambiente y desarrollo Sostenible. (2012). *Politica Nacional para la Gestion Integral de la Biodiversidad y sus Servicios Ecosistémos*. 6.

Ministerio de ambiente y desarrollo Sostenible. (2013). *Decreto 1376 de 2013: Por el cual se reglamenta el permiso de recolección de especímenes de especies silvestres de la diversidad*

biológica con fines de investigación científica no comercial. https://www.minambiente.gov.co/documento-entidad/decreto-1376-de-2013/

Mohapatra, P.K., & Sahu, B.B. (2021). Botany of Rice Plant. In *Panicle Architecture of Rice and its Relationship with Grain Filling* (Issue January 2022, pp. 1–321). https://doi.org/10.1007/978-3-030-67897-5

Mohd Zainudin, N.A.I., Razak, A.A., & Salleh, B. (2008). Bakanae disease of rice in malaysia and indonesia: Etiology of the causal agent based on morphological, physiological and pathogenicity characteristics. *Journal of Plant Protection Research*, *48*(4), 475–485. https://doi.org/10.2478/v10045-008-0056-z

Monis, J., Monis, J., & Health, V. (2022). *Manejo y Control de la Agalla de la Corona en el Viñedo*. *December*.

Muhitch, M.J., McCormick, S.P., Alexander, N.J., & Hohn, T.M. (2000). Transgenic expression of the TRI101 or PDR5 gene increases resistance of tobacco to the phytotoxic effects of the trichothecene 4,15-diacetoxyscirpenol. *Plant Science*, *157*(2), 201–207. https://doi.org/10.1016/S0168-9452(00)00282-X

Nazarov, P.A., Baleev, D.N., Ivanova, M.I., Sokolova, L.M., & Karakozova, M.V. (2020). Infectious Plant Diseases: Etiology, Current Status, Problems and Prospects in Plant Protection. *Acta Naturae*, *12*(3), 46–59. https://doi.org/10.32607/actanaturae.11026

Nelson, Marasas, & Toussoun. (1983). *Fusarium Species: An Illustrated Manual for Identification*.

Nirenberg, H. I., & O´Donnell, K. (1998). New *Fusarium* Species and combination within the *Gibberella fujikuroi* species complex. In *Mycologia* (pp. 434–458).

Olmos, S. (2007). Apunte de morfología, fenología, ecofisiología, y mejoramiento genético del arroz Cátedra de Cultivos II Facultad de Ciencias Agrarias. *UNNE. Corrientes - 2006 – Argentina.*, 13.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura - FAO. (2023a). *Crops and livestock products visualization.* https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL/visualize

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura - FAO. (2023b). *ENFOQUE: Generando resiliencia contra la raza tropical 4 de Fusarium (TR4) en África*. https://www.ippc.int/en/news/spotlight-building-resilience-against-fusarium-tropical-race-4-tr4-in-africa/?utm_source=chatgpt.com

Paredes, M., Becerra, V.V, Gepts, P., & Donoso Ñ,G. (2021). Capítulo 1. Origen del Arroz. *100 Años de Arroz En Chile En Un Contexto Internacional 1920-2020.*, *1*, 18–72. https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/68050/Capitulo 1.pdf?sequence=2&isAllowed=y

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*(May), 1–16. https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2022.105012

Peña, R., & Peña, J. (2020). *Hongos fitopatogenos*. 1–6.

Pérez, M. (2021). *Efecto comparativo de una local nativa y otra comercial de Trichoderma spp.. para el control de Fusarium spp.. presente en un cultivo de lechuga (Lactuca sativa L..) Pamplona – Norte de Santander.* 1–84.

Pérez, N., & Vásquez, L. (2001). Manejo ecologico de plagas. In *Transformando el campo cubano*.

Pestka, J. J. (2010). Deoxynivalenol: Mechanisms of action, human exposure, and toxicological relevance. *Archives of Toxicology*, *84*(9), 663–679. https://doi.org/10.1007/s00204-010-0579-8

Pitt, J. I., & Hocking, A.D. (2009). Fungi and food spoilage. In *Fungi and Food Spoilage*. https://doi.org/10.1007/978-0-387-92207-2

Pontificia Universidad Católica de Chile - PUC. (2024). *Raices del arroz*. https://www7.uc.cl/sw_educ/cultivos/cereales/arroz/raices.htm

Powell, A. ., & Vujanovic, V. (2021). Evolution of fusarium head blight management in wheat: Scientific perspectives on biological control agents and crop genotypes protocooperation. *Applied Sciences (Switzerland)*, *11*(19). https://doi.org/10.3390/app11198960

Prasher, P., & Sharma, M. (2022). An Introduction to Rice Diseases. *Cereal Diseases: Nanobiotechnological Approaches for Diagnosis and Management*, 3–15. https://doi.org/10.1007/978-981-19-3120-8_1

Preciado, P. (2020). Aprendiendo del virus. *Sopa de Wuhan: Pensamiento Contemporáneo En Tiempos de Pandemias*, 163–185. https://elpais.com/elpais/2020/03/27/opinion/1585316952_026489.html

Qin, L., Tian, P., Cui, Q., Hu, S., Jian, W., Xie, C., Yang, X., & Shen, H. (2021). *Bacillus circulans* GN03 Alters the Microbiota, Promotes Cotton Seedling Growth and Disease Resistance, and Increases the Expression of Phytohormone Synthesis and Disease Resistance-Related Genes. *Frontiers in Plant Science*, *12*(April), 1–15. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.644597

Rana, K.L., Kour, D., Yadav, A.N., Yadav, N., & Saxena, A.K. (2019). Agriculturally important microbial biofilms: Biodiversity, ecological significances, and biotechnological applications.

In *New and Future Developments in Microbial Biotechnology and Bioengineering: Microbial Biofilms Current Research and Future Trends in Microbial Biofilms*. Elsevier B.V. https://doi.org/10.1016/B978-0-444-64279-0.00016-5

Rios, C., Caro-Cisneros, J., Berlanga-Reyes, D., Ruíz-Cisneros, M.F., Ornelas-Paz, J., Salas-Marina, M., Villalobos-Pérez, E., & Guerrero-Prieto, V. (2015). Identification and antagonistic activity in vitro of *Bacillus* spp. and *Trichoderma* spp. isolates against common phytopathogenic fungi. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, 84–99. https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1507-1

Roa, Y. (2020). *Distribución espacial, factores y tasas de emisión de gases efecto invernadero (CH4, CO2) emitidos a la atmosfera por partes de los cultivos en colombia el 2019*. Pontificia Universidad Javeriana.

Rodríguez, D., & Wang, A. (2020). *Efectividad a nivel in vitro de Trichoderma spp. nativos e importados contra Fusarium oxysporum*. *44*(2), 109–125.

Rodríguez, I.C., & Flores, J. (2018). Capacidad antagónica in vitro de trichoderma spp. Frente a *Rhizoctonia solani* kuhn y *Fusarium verticillioides* nirenberg. *Bioagro*, *30*(1), 49–58.

Rojas, L. (2020). Estudio de la incidencia de aflatoxinas, zearalenona y desoxinivalenol en el arroz producido en las principales zonas arroceras de colombia [universidad Autonoma de Barcelona]. In *Paper Knowledge . Toward a Media History of Documents*. https://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/671611/lrc1de1.pdf?sequence=1

Rojas, L., Cajia, A., & Cuevas, A. (2016). Una mirada a la calidad microbiológica del arroz cultivado en Norte de Santader. *Revista de Arroz*, *64*, 34–38.

Saikrishna, A., Dutta, S., Subramanian, V., Moses, J.A., & Anandharamakrishnan, C. (2018).

Ageing of rice: A review. *Journal of Cereal Science*, *81*, 161–170. https://doi.org/10.1016/j.jcs.2018.04.009

Salazar, C. (2020). *Análisis descriptivo del patógeno Fusarium Raza 4 y las alternativas de control en plantaciones bananeras*.

Sandoval-Denis, M., Lombard, L., & Crous, P.W. (2019). Back to the roots: A reappraisal of *Neocosmospora.* In *Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi* (Vol. 43). https://doi.org/10.3767/persoonia.2019.43.04

Sawane, A., & Sawane, M. (2014). Mycotoxigenicity of *Aspergillus, Penicillium* and *Fusarium* spp. isolated from stored rice. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci*, *3*(11), 116–121. http://www.ijcmas.com/vol-3-11/Archana Sawane and Manish Sawane.pdf

Schroers, H.J., O'Donnell, K., Lamprecht, S.C., Kammeyer, P.L., Johnson, S., Sutton, D.A., Rinaldi, M.G., Geiser, D. M., & Summerbell, R. C. (2009). Taxonomy and phylogeny of the *Fusarium dimerum* species group. *Mycologia*, *101*(1), 44–70. https://doi.org/10.3852/08-002

Sempere, F., & Santamarina, M. P. (2009). Antagonistic interactions between fungal rice pathogen *Fusarium verticillioides* (Sacc.) Nirenberg and *Trichoderma harzianum* Rifai. *Annals of Microbiology*, *59*(2), 259–266. https://doi.org/10.1007/BF03178326

Shakeel, Q., Mubeen, M., Sohail, M.A., Ali, S., Iftikhar, Y., Tahir Bajwa, R., Aqueel, M.A., Upadhyay, S.K., Divvela, P.K., & Zhou, L. (2023). An explanation of the mystifying bakanae disease narrative for tomorrow's rice. *Frontiers in Microbiology*, *14*. https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1153437

Silva, R.N., Monteiro, V.N., Steindorff, A.S., Gomes, E.V., Noronha, E.F., & Ulhoa, C.J. (2019). *Trichoderma*/pathogen/plant interaction in pre-harvest food security. *Fungal Biology*, *123*(8),

565–583. https://doi.org/10.1016/j.funbio.2019.06.010

Spengler, R.N., Stark, S., Zhou, X., Fuks, D., Tang, L., Mir-Makhamad, B., Bjørn, R., Jiang, H., Olivieri, L.M., Begmatov, A., & Boivin, N. (2021). A Journey to the West: The Ancient Dispersal of Rice Out of East Asia. *Rice*, *14*(1). https://doi.org/10.1186/s12284-021-00518-4

Suárez, L.Y., & Cabrales, C.P. (2008). Identificación de las especies de cepas nativas de *Trichoderma* sp. y *Bacillus* sp. y evaluación de su potencial antagonista in vitro frente al hongo fitopatógeno nativo *M. roreri* en el departamento de Norte de Santander. *Revista Universidad Francisco de Paula Santander*, *13*(1), 45–56.

Tang, G.T., Li, Y., Zhou, Y., Zhu, Y.H., Zheng, X. J., Chang, X.L., Zhang, S.R., & Gong, G.S. (2022). Diversity of *Trichoderma* species associated with soil in the Zoige alpine wetland of Southwest China. *Scientific Reports*, *12*(1), 1–22. https://doi.org/10.1038/s41598-022-25223-0

Thambugala, K.M., Daranagama, D.A., Phillips, A.J.L., Kannangara, S.D., & Promputtha, I. (2020). Fungi vs. Fungi in Biocontrol: An Overview of Fungal Antagonists Applied Against Fungal Plant Pathogens. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, *10*(November), 1–19. https://doi.org/10.3389/fcimb.2020.604923

Tong, C., Gao, H., Luo, S., Liu, L., & Bao, J. (2019). Impact of Postharvest Operations on Rice Grain Quality: A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, *18*(3), 626–640. https://doi.org/10.1111/1541-4337.12439

Torres, R.G., Segnana, L.R.G., Arias, O.R., & Ramírez, M.B. (2021). Áfidos vectores del virus del enanismo amarillo de la cebada (BYDV) en cultivo de trigo en el Paraguay. *Investigación Agraria*, *23*(1), 28–31.

https://login.ezproxy.unbosque.edu.co/login?url=https://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&db=edsdoj&AN=edsdoj.bc19a3b01a0440828c4dae61c5b3d2bd&lang=es&site=eds-live&scope=site

Tyulenev, A., Smirnova, G., Ushakov, V., Kalashnikova, T., Sutormina, L., & Oktyabrsky, O. (2024). Stress-Induced Sulfide Production by *Bacillus subtilis* and *Bacillus megaterium*. *Microorganisms*, *12*(9), 1856. https://doi.org/10.3390/microorganisms12091856

Vargas, R., & Becerra, D. (2018). *Plan de energización rural sostenible departamento Norte de Santander (PERS)*.

Velasco, M. . (2016). *Caracterización de bacterias antagónicas a Fusarium sp., causante de la marchitez vascular de Capsicum frutescens en Guacarí y Bolivar, Valle del Cauca*. -27.

Verma, P., Chauhan, P., Kumar, N., Mishra, N., Pandey, S., Bajpai, R., Yadav, J.K., Sahay, R., Bahadur, L., & Mishra, A. (2022). Microbial biofilm approaches in phytopathogen management. *Microbial Biomolecules: Emerging Approach in Agriculture, Pharmaceuticals and Environment Management*, 77–96. https://doi.org/10.1016/B978-0-323-99476-7.00014-4

Vero, S., Garmendia, G., Allori, E., Gonda, M., Alconada, T., Cavello, I., Diaz, M. A., Nally, C., Pimenta, R. S., Fonseca, J., Vargas, M., Zaccari, F., & Wisniewski, M. (2023). *Involved in Plant Disease Control*. 1–29.

Vidal, N., Argumedo, R., Sánchez, J.R., Chiquito, R.G., González, D., & Sánchez, G. (2021). Antagonist microorganism: An alternative for the biological control of fungal diseases present in coffee crop (*Coffea arabica* L.). *ITEA Informacion Tecnica Economica Agraria*, *117*(3), 214–226. https://doi.org/10.12706/itea.2020.042

Vindas, E., Chacón, R., & Rivera, W. (2024). *Trichoderma* Production and Encapsulation Methods for Agricultural Applications. *AgriEngineering*, *6*(3), 2366–2384. https://doi.org/10.3390/agriengineering6030138

Visagie, C. M., Houbraken, J., Frisvad, J. C., Hong, S. B., Klaassen, C.H.W., Perrone, G., Seifert, K.A., Varga, J., Yaguchi, T., & Samson, R.A. (2014). Identification and nomenclature of the genus *Penicillium. Studies in Mycology*, *78*(1), 343–371. https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.09.001

Wang, X., Li, Q., Sui, J., Zhang, J., Liu, Z., Du, J., Xu, R., Zhou, Y., & Liu, X. (2019). Isolation and characterization of antagonistic bacteria *Paenibacillus jamilae* HS-26 and their effects on plant growth. *BioMed Research International*, *2019*. https://doi.org/10.1155/2019/3638926

Watanabe, T. (2010). Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi. In *Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi*. https://doi.org/10.1201/ebk1439804193

Wei, X., & Huang, X. (2018). Origin, taxonomy, and phylogenetics of rice. In *Rice: Chemistry and Technology* (pp. 1–29). https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811508-4.00001-0

Wulff, E.G., Sørensen, J.L., Lübeck, M., Nielsen, K.F., Thrane, U., & Torp, J. (2010). *Fusarium* spp. associated with rice Bakanae: Ecology, genetic diversity, pathogenicity and toxigenicity. *Environmental Microbiology*, *12*(3), 649–657. https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2009.02105.x

Yeo, Y.J., Park, A.R., Vuong, B.S., & Kim, J.C. (2024). Biocontrol of Fusarium head blight in rice using *Bacillus velezensis* JCK-7158. *Frontiers in Microbiology*, *15*(June). https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1358689

Zhang, Y., Yang, Y., Zhang, L., Zhang, J., Zhou, Z., Yang, J., Hu, Y., Gao, X., Chen, R., Huang, Z., Xu, Z., & Li, L. (2023). Antifungal mechanisms of the antagonistic bacterium *Bacillus mojavensis* UTF-33 and its potential as a new biopesticide. *Frontiers in Microbiology*, *14*(May), 1–14. https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1201624

Zhu, D., Fang, C., Qian, Z., Guo, B., & Huo, Z. (2021). Differences in starch structure, physicochemical properties and texture characteristics in superior and inferior grains of rice varieties with different amylose contents. *Food Hydrocolloids*, *110*, 106170. https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.106170

12. Apéndices

Apéndice A. Composición de medios de cultivos

Tabla A1.

Composición de los medios de cultivos empleados.

Medio	*Composición*	*Cantidad*	*Fuente*
PDA	Extracto de papa	230 mL	Crous et al., (2021)
	Agar	15-20 g	
	Agua	770 mL	
Agar avena	Extracto de avena (cocinar 30 g de avena en 1 litro de agua, colar y esterilizar)	1000 mL	Crous et al., (2021)
	Agar	15-20 g	
CLA	Hojas de clavel (trituradas y secadas a 70 °C)	Por caja entre 12 a 20 piezas de hojas	Leslie & Summerell, (2007)
	Agua	1000 mL	
	Agar	15-20 g	
SNA	K_2HPO_4	1 g	Leslie & Summerell, (2007)
	KNO_3	1 g	
	$MgSO_4 \cdot 7H_2O$	0,5 g	
	KCl	0,5 g	
	Glucosa	0,2 g	
	Sacarosa	0,2 g	
	Agar	20 g	
Agar zanahoria	Extracto de zanahoria (400 g de zanahoria cocinada en 1 litro de agua, licuar y colar)	1000 mL	Leslie & Summerell, (2007)
	Agar	15 – 20 g	
Agar verde de malaquita (MGA)	Peptona	15 g	Crous et al., (2021)
	KH_2PO_4	1 g	
	$MgSO4 \cdot 7H_2O$	0.5 g	
	Oxalato verde de malaquita	2,5 mg	
	Estreptomicina		
	Penicilina	(5% p/v) 20 mL	
	Agar	(5% p/v) 20 mL	
	Agua	15-20 g	
		1000 mL	
CYA	Solución Czapek concentrada	10 mL	Visagie et al.,(2014)
	Sacarosa		
	Extracto de levadura	30 g	
	K_2HPO_4	5 g	
	Solución de elementos traza	1 g	
	Agua Agar	1 mL	
		20 g	
MEA	Extracto de malta	50 g	Visagie et al.,(2014)
	Agua	1000 mL	
	Agar	15 – 20 g	

Apéndice B. Características macroscópicas y microscópicas.

Tabla B1.

Características macroscópicas y microscópicas del aislado FA001

Nivel macroscópico								
Condiciones de crecimiento			***25 °C Oscuridad***		***Temperatura ambiente, Luz***		***Temperatura ambiente, fotoperiodo 12h /12h luz-oscuridad***	
Medios de cultivo			***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***
Micelio			Buen crecimiento, extendido	Buen crecimiento con poca extensión	Escaso crecimiento	Escaso crecimiento	Crecimiento moderado, extendido en la caja de Petri, poca micelio aéreo	Crecimiento moderado, poco micelio aéreo con crecimiento extendido limitado
Colonia	***Forma***		Circular	Circular	Circular	Circular	Circular	Circular
	Elevación		Elevada limitada	Elevada limitada	Centro saliente	Plana extendida	Elevada con centro saliente	Elevado limitado
	Textura		Algodonosa	Aterciopelada	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Aterciopelada
	Aspecto		Opaca y seca	Opaca y seca	Húmeda	Opaca y seca	Opaca y seca	Opaca y seca
	Superficie		Surcos radiales	Plegada	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada
	Exopigmento		NA	NA	NA	Tonalidades rosas	Tonalidades amarillas y colores cálidos	Tonalidades amarillas de aspectos cremosas y tenues
	Color	***Anverso***	Blanco	Blanco, presenta un color amarillo en tonalidad lúteo pálido; y ocre oscuro	Blanco	Blanco	Blanco en el exterior, presenta un color amarillo en tonalidad lúteo pálido que toma una tonalidad ocre oscuro al centro de la colonia	Blanco en el centro de la colonia mientras en la periferia toma tonalidades amarillas lúteo pálido
		Reverso	Blanco	En su mayoría presenta un color amarillo en tonalidad lúteo pálido; y ocre oscuro	Blanco	Rosa pálido	Centro blanco, con colores ocre oscuro, en el exterior de color lúteo pálido	tonalidades amarillas lúteo pálido
	Margen		Liso	Ondulado	Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado

Nivel macroscópico		
Medio de cultivo		***En PDA y CLA***
Macroconidia	***Forma***	Delgados, con ligera o nula curvatura, y paredes paralelas.
	Tamaño	30 - 56 µm de largo, por 4 - 7 µm de ancho
	Ápice	Alargada y afilada
	Base	Sin forma de pie
Microconidia	***Forma***	Globosa a ovoide
	Tamaño	7 - 11 µm de largo, por 4 - 7 µm de ancho
	Fialide	Mono- y polifialídicas
Clamidospora		Simples en el extremo terminal de las hifas, dispuestas en parejas intercaladas, con textura verrugosa y un diámetro cercano a 9 µm

Fuente: Autor.

Tabla B2.

Características macroscópicas y microscópicas del aislado FA002.

Nivel macroscópico								
Condiciones de crecimiento			***25 °C Oscuridad***		***Temperatura ambiente, Luz***		***Temperatura ambiente, fotoperiodo 12h /12h luz-oscuridad***	
Medios de cultivo			***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***
Micelio			Escaso, extendido en la caja Petri	Buen crecimiento, abundante micelio extendido en toda la caja Petri	Moderado, extendido en la superficie de la caja de Petri	Buen crecimiento, abundante micelio extendido sobre el medio de cultivo	Crecimiento moderado, con poca presencia de micelio aéreo	Buen crecimiento extendido sobre el medio de cultivo, con poca presencia de micelio aéreo
Colonia	***Forma***		Circular	Irregular	Circular	Circular	Circular	Circular
	Elevación		Plana y extendida	Elevada y limitada	plana	Elevada limitada	Plana y extendida	Plana y extendida
	Textura		aterciopelada	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Aterciopelada
	Aspecto		Opaco y seca	Opaco y seco	Húmedo	Húmedo	Húmedo	Opaca y seca
	Superficie		Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Plegada	Sectorizada
	Exopigmento		NA	Morado/rosado	Tonalidades rosas	Tonalidades rosas y purpuras	NA	Tonalidades moradas
	Color	***Anverso***	Blanco	Blanco con tonalidades que van desde púrpura grisáceo hasta un púrpura viináceo en el centro de la colonia.	Blanco, rosa	La colonia en su mayoría es de color blanco, presenta colores morados en tonalidades rosa grisáceo en la parte externa hasta la tonalidad vinoso oscuro en el centro de la colonia	Blanco	La colonia es blanca en mayor proporción, presenta sectores purpuras
		Reverso	Blanco	Blanco con tonalidades púrpura grisáceo y púrpura viináceo	Rosa	Blanco con colores morados en tonalidades entre rosa grisáceo, vinoso oscuro y tonalidades carne del color rosa	Blanco	Blanco con tonalidades que van desde púrpura grisáceo hasta púrpura viináceo y tonalidades rosas
	Margen		Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado

Nivel macroscópico		
Medio de cultivo		***En PDA y CLA***
Macroconidia	***Forma***	anchos en la parte central, con paredes delgadas y lisas,
	Tamaño	23 a 46 µm de largo, por 3 a 5 µm de ancho.
	Ápice	aspecto ganchudo
	Base	forma de pie bien definida
Microconidia	***Forma***	oval a obovoide y con bases truncadas
	Tamaño	7 - 9 µm de largo, por 3 - 4 µm de ancho
	Fialide	mono- y polifialídicas
Clamidospora		simples de 8 µm de diámetro en el extremo terminal de las hifas, aunque en baja proporción

Fuente: Autor

Tabla B3.

Características macroscópicas y microscópicas del aislado FA003.

Nivel macroscópico								
Condiciones de crecimiento			***25 °C Oscuridad***		***Temperatura ambiente, Luz***		***Temperatura ambiente, fotoperiodo 12h /12h luz-oscuridad***	
Medios de cultivo			***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***
Micelio			Crecimiento pobre, la colonia presenta micelio en el centro y en la circunferencia, no es evidente la abundante producción de esporas	Crecimiento abundante, translucido al centro de la colonia	Crecimiento moderado en la superficie de la caja de Petri, poca presencia de micelio aéreo.	Crecimiento moderado, el micelio presento un desarrollo plano sin presencia de estructuras aéreas	Crecimiento moderado, con extensión de la colonia en la superficie del medio con poca presencia de micelio aéreo	Crecimiento moderado, con extensión de la colonia en la superficie del medio con poca presencia de micelio aéreo con sector translucido en el centro de la colonia
Colonia	***Forma***		Circular	Circular	circular	Circular	circular	Circular
	Elevación		Plana y extendida	Convexa umbilicada	Elevada limitada	Plana extendida	Elevada limitada	Plana y extendida
	Textura		Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	aterciopelada
	Aspecto		Opaca y seco	Opaca	Opaca y seca	Seca	Opaco y seco	Opaco y seco
	Superficie		Sectorizada	Plegada	Sectorizada	Lisa	Sectorizada	Sectorizada
	Exopigmento		NA	Naranja y rosado	NA	NA	NA	Colores crema de tonalidades amarillas
	Color	***Anverso***	Blanco	Blanco	Blanco	Blanco	Blanco	Blanco
		Reverso	Blanco	Amarillo claro con tonalidad lúteo pálido	Blanco	Blanco	Blanco	lúteo pálido de un color azafrán en el centro
	Margen		liso	Desflecado	liso	liso	liso	liso

Nivel macroscópico		
Medio de cultivo		***En PDA y CLA***
Macroconidia	***Forma***	parte central más gruesa y paredes paralelas
	Tamaño	17 y 23,5 µm de largo por 4 a 6 µm de ancho.
	Ápice	desafilados
	Base	papilada
Microconidia	***Forma***	oval a limoniforme
	Tamaño	7 y 8,5 µm de largo, por 3,5 a 4,2 µm de ancho
	Fialide	mono- y polifialídicas
Clamidospora		dispuestas en parejas o en agrupaciones, tanto en los extremos de las hifas como de manera intercalada, con un diámetro promedio de 7,5 a 8,5 µm.

Fuente: Autor.

Tabla B4.

Características macroscópicas y microscópicas del aislado FA004.

Nivel macroscópico								
Condiciones de crecimiento			***25 °C Oscuridad***		***Temperatura ambiente, Luz***		***Temperatura ambiente, fotoperiodo 12h /12h luz-oscuridad***	
Medios de cultivo			***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***
Micelio			Buen crecimiento, extendido	Buen crecimiento con poca extensión	Crecimiento pobre, escasa presencia de micelio y estructuras aéreas en el medio de cultivo	Pobre crecimiento, sin micelio aéreo	Buen crecimiento, extendido	Buen crecimiento con poca extensión
Colonia	***Forma***		Circular	Irregular	Circular	Circular	Circular	Circular
	Elevación		Plano	Plano	Plana extendida	Plana extendida	Plana	Plana
	Textura		Cremoso	Cremosa	cremosa	Aterciopelada	Aterciopelada	Aterciopelada
	Aspecto		Opaco	Opaco	Opaco y seco	Opaco y seco	Húmedo	Húmedo
	Superficie		Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Lisa	Sectorizada	Sectorizada
	Exopigmento		NA	Tonalidades amarillas	NA	NA	NA	Tonalidades rosas
	Color	***Anverso***	Blanco	Blanco, presenta un color amarillo en tonalidad lúteo pálido; y ocre oscuro	Blanco	blanco	Blanco	Rosa con tonalidades durazno
		Reverso	Blanco	Blanco, presenta un color amarillo en tonalidad lúteo pálido muy sutil	blanco	Blanco	Blanco	Rosa con tonalidades durazno
	Margen		lisa	Ondulado	Desflecado	Liso	Desflecado	Desflecado

Nivel macroscópico		
Medio de cultivo		***En PDA y CLA***
Macroconidia	***Forma***	delgados, con poca curvatura, y multiseptados,
	Tamaño	20 - 61 µm de largo, por 4 - 5 µm de ancho
	Ápice	puntiagudas
	Base	orma de pie poco desarrollada
Microconidia	***Forma***	limoniforme
	Tamaño	6 µm de largo, por 3 µm de ancho
	Fialide	monofialídicas y polifialídicas
Clamidospora		no se observó la presencia de clamidosporas en ninguna etapa del desarrollo del micelio

Fuente: Autor.

Tabla B5.

Características macroscópicas y microscópicas del aislado FA002.

Nivel macroscópico							
Condiciones de crecimiento		***25 °C Oscuridad***		***Temperatura ambiente, Luz***		***Temperatura ambiente, fotoperiodo 12h /12h luz-oscuridad***	
Medios de cultivo		***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***
Micelio		Crecimiento moderado, con sector translucido en el centro de la colonia	Buen crecimiento, abundante extendido por la caja Petri	Crecimiento moderado, poca extensión del micelio sobre el medio de cultivo, el crecimiento no es uniforme, presenta sectores translucidos	Crecimiento moderado, extensión considerables del micelio en el medio de cultivo, presencia de micelio aéreo	Buen crecimiento, extendido sobre el medio de cultivo con poca presencia de micelio aéreo	Crecimiento moderado con presencia de micelio aéreo
Colonia	***Forma***	Filamentosa	Filamentosa	Circular	Circular	Circular	Circular
	Elevación	Convexa, Umbilicada	Elevada	Plana	Elevada	Elevada	Elevada umbilicada
	Textura	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Aterciopelada
	Aspecto	Opaca y seca	Opaca y seca	Húmeda	Húmeda	Opaca y seca	Opaca y seca
	Superficie	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada
	Exopigmento	NA	Color crema en tonalidad lúteo	NA	Tonalidades rosas	Tonalidades amarillas de lúteo pálido a oscuro	NA
	Color ***Anverso***	Blanco	Blanco con rosa en tonalidad rosado vináceo	Blanco	La colonia en su mayoría blanca con tonalidades oscuras del morado en el centro	Blanco con tonalidades rosas y amarillas	Blanco
	Color ***Reverso***	Blanco	Blanco y lúteo pálido	Blanco	Blanco con tonalidades que van desde el rosa hasta el rojo en la parte externa de la colonia	Blanco y Amarillo claro	blanco
	Margen	Ondulado	Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado

Nivel macroscópico		
Medio de cultivo		***En PDA y CLA***
Macroconidia	***Forma***	presentaron mayor grosor en la región central en comparación con los extremos.
	Tamaño	18 a 34 µm de largo, por 4 a 5 µm de ancho.
	Ápice	extremo romo
	Base	papilada sin forma de pie
Microconidia	***Forma***	ovales a obovoides
	Tamaño	5 - 14 µm de largo, por 3 - 5 µm de ancho.
	Fialide	monofialídicas
Clamidospora		de paredes gruesas y verrugosas, con diámetros promedio de 9 a 18 µm, dispuestas de manera individual, en parejas, agrupadas en los extremos de las hifas y de forma intercalada.

Fuente: Autor.

Tabla B6.

Características macroscópicas y microscópicas del aislado FA006.

Nivel macroscópico								
Condiciones de crecimiento			***25 °C Oscuridad***		***Temperatura ambiente, Luz***		***Temperatura ambiente, fotoperiodo 12h /12h luz-oscuridad***	
Medios de cultivo			***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***
Micelio			Crecimiento moderado, con sector translucido al centro de la colonia	Buen crecimiento, abundantes en la caja Petri, ocupando toda el área de la misma	Buen crecimiento, abundante micelio sobre el medio de cultivo	Buen crecimiento, con presencia de micelio aéreo extendido sobre el medio de cultivo	Crecimiento moderado con poco micelio aéreo	Crecimiento moderado, con sector translucido al centro de la colonia
Colonia	***Forma***		Circular	Circular	Circular	Circular	Circular	Circular
	Elevación		Plana	Elevada limitada	Elevada limitada	Elevada	Elevada	Elevada
	Textura		Vellosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa
	Aspecto		Húmedo	Opaca	Opaca	Opaca y seca	Húmedo	Húmedo
	Superficie		Plegada	Sectorizada	Sectorizada	Sectorizada	Plegada	Plegada
	Exopigmento		NA	Tonalidades amarillas	NA	Color crema	NA	NA
	Color	***Anverso***	Blanco	Blanco, lúteo pálido que se oscurece en el centro de la colonia a la tonalidad ocre	Blanco	El centro de la colonia presenta un color blanco, mientras el exterior presenta tonalidades de colores cálidos que van desde ocre a ámbar	Blanco	blanco
		Reverso	Blanco	lúteo pálido	Blanco	ocre a ámbar	Blanco	blanco
	Margen		Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado	Desflecado

Nivel macroscópico		
Medio de cultivo		***En PDA y CLA***
Macroconidia	***Forma***	morfología recta en cuatro quintas partes de su longitud
	Tamaño	19 - 49 µm de longitud, por 4 - 6 µm de ancho.
	Ápice	curvada y puntiaguda
	Base	papilada y no presentaba apariencia de pie
Microconidia	***Forma***	ovalada, con o sin la presencia de un septo
	Tamaño	8 - 9 µm de largo, por 4 - 5 µm de ancho.
	Fialide	mono- y polifialídicas
Clamidospora		simples en los extremos de las hifas, así como agrupaciones intercaladas de tres o más clamidosporas a lo largo de estas estructuras, con un diámetro promedio entre 13 a 14 µm.

Fuente: Autor.

Tabla B7.

Características macroscópicas y microscópicas del aislado FA002.

Nivel macroscópico								
Condiciones de crecimiento			***25 °C Oscuridad***		***Temperatura ambiente, Luz***		***Temperatura ambiente, fotoperiodo 12h /12h luz-oscuridad***	
Medios de cultivo			***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***	***PDA***	***Avena***
Micelio			Buen crecimiento, micelio abundante en la superficie de la caja Petri	Crecimiento moderado sin presencia de micelio aéreo	Buen crecimiento, abundante presencia de micelio aéreo	Buen crecimiento con presencia moderada de micelio aéreo con un sector translucido en el centro de la colonia	Buen crecimiento, abundante presencia de micelio aéreo	Buen crecimiento, micelio abundante en la superficie de la caja Petri
Colonia	***Forma***		Circular	Irregular	Irregular	Circular	Circular	Circular
	Elevación		Elevada limitada	Elevada	Elevada	Elevada	Elevada umbilicada	Elevada
	Textura		Algodonosa	Aterciopelada	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa	Algodonosa
	Aspecto		Opaca	Opaca	Seca	seca	Húmedo	Húmedo
	Superficie		Con surcos radiales	Sectorizada	Plegada	Plegada	Sectorizada	Plegada
	Exopigmento		NA	NA	NA	Amarillo y tonalidades rosa aspecto crema	beige	NA
	Color	***Anverso***	Blanco	Blanco	blanco	Blanco y amarillo	blanco	Blanco
		Reverso	Blanco	Blanco	blanco	rosa	Blanco	Blanco
	Margen		Ondulado	Ondulado	irregular	desflecado	liso	Desflecado

Nivel macroscópico		
Medio de cultivo		***En PDA y CLA***
Macroconidia	***Forma***	curvados de manera desigual, con una curvatura más pronunciada en la célula apical
	Tamaño	20 - 51 µm de longitud, por 4 - 6 µm de ancho.
	Ápice	alargada con extremos puntiagudos o afilados
	Base	forma de pie
Microconidia	***Forma***	fusiforme
	Tamaño	6 - 9 µm de longitud, por 3 a 4 µm de ancho.
	Fialide	monofialides
Clamidospora		no presentó clamidosporas en ninguna de las condiciones de cultivo evaluadas.

Fuente: Autor.

Apéndice C. Identificación presuntiva de los aislados de *Fusarium* spp.

Tabla C1.

Identificación presuntiva según las claves taxonómicas de Nelson et al. (1983), Schroers et al., (2009)*, Watanabe. (2010) y las características expuestas por Leslie & Summerell, (2007)*

Aislado	***Identificación mediante clave taxonómica***
Clasificación hasta en nivel de género.	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, de 2 o más células……2,3. 3. conidióforo penicilado con estipe y vesículas, no……5. 5. conidios oscuros formados en cadenas largas, no……6. 6. conidio lunado con celula en forma de pie……..***Fusarium*** (Watanabe, 2010)
FA001	***Clave sinóptica para las secciones*** **Características del cultivo** **1. c.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días 2. **a.** Presencia de micelio aéreo. **3. a, b y c.** Color del micelio aéreo, de blanco a marrón claro o beige. **4. a.** Color reverso; blanco, beige y purpura claro. **5. b.** Color de la masa de esporas; naranja, amarillo o beige. **Macroconidia.** 1. **b.** Tamaño mediano, generalmente de 3 – 7 septos. **2. b.** Macroconidia sin una curvatura dorsiventral marcada, con los lados relativamente rectos y paralelos a lo largo de la mayor parte de la longitud de la espora. 3. **b.** Célula basal, muescada. **Microconidia.**

1. **a.** presentes y abundante.
2. **b.** En cadenas y formando falsas cabezas.
3. **a.** Ovales a obovoides.

Conidióforos.

1. **b.** Monofialides y polifialides

Clamidosporas.

1. **a**. Presentes.
2. **a.** arreglos simples y en pares……**11, 12**

Sección 11……Elegans

Sección 12……Martiella

Especies en las Secciones Elegans y Martiella.

Características del cultivo

1. **b.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días
2. **a y b.** Color del micelio aéreo, de blanco a marrón claro o beige.
3. **b.** Color reverso, beige a naranja.
4. **b.** Color de la masa de esporas; beige a naranja, crema.

Macroconidia.

1. **b.** Tamaño, largas.
2. **b.** Macroconidia robusta con paredes delgadas, las paredes son paralelas a lo largo de la mayor parte de su longitud.
3. **b.** Célula apical sin pico distintivo o fuertemente curvada.

Microconidia.

1. **b.** presentes y abundante.
2. **b.** En falsas cabezas.
3. **a.** Ovales a obovoides, clavadas en un extremo

Conidióforos.

2. **b.** Monofialides largos y polifialides

Clamidosporas.

4. **a**. Presentes y abundantes……***F. solani***

	(Nelson et al., 1983**;** Leslie & Summerell, 2007)
FA002	***Clave sinóptica para las secciones***

Características del cultivo

1. **c.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días
2. **a.** Presencia de micelio aéreo.
3. **a y b. c**olor del micelio aéreo, blanco o purpura claro.
4. **a.** Color reverso; purpura fuerte.
5. **b.** Color de la masa de esporas; beige.

Macroconidia.

1. **b.** Tamaño mediano, generalmente de 3 – 7 septos.
2. **a.** Macroconidia con una curvatura dorsiventral marcada, los lados de los macroconidios a menudo están curvados de manera desigual.
3. **b.** Célula basal, con forma de pie.

Microconidia.

1. **a.** presentes y abundante.
2. **Sin observación de falsas cadenas o cadenas**
3. **a.** Ovales a obovoides.

Conidióforos.

1. **b.** Monofialides y polifialides

Clamidosporas.

1. **a**. Presentes.
2. **a.** arreglos simples y en pares……**11**

Sección
11……Elegans

Especies en las Secciones Elegans

Características del cultivo

1. **b.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días.
2. **a y c.** Color del micelio aéreo, de blanco a purpura claro.
3. **c.** Color reverso, pigmento purpura claro y oscuro.
4. **b.** Color de la masa de esporas; crema.

Macroconidia.

1. **b.** Tamaño, cortas y largas.

	2. b. Macroconidia relativamente delgada. **Microconidia.** **1. b.** presentes y abundante. **2. Sin observaciones de cabezas falsas o cadenas.** **3. a.** Ovales a obovoides, clavadas en un extremo **Conidióforos.** 3. **b.** Monofialides cortos y polifialides **Clamidosporas.** **4. a**. Presentes y abundantes……***F. oxysporum*** (Nelson et al., 1983**;** Leslie & Summerell, 2007)
FA003	***Clave sinóptica para las secciones*** **Características del cultivo** **1. c.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días **2. a.** Presencia de micelio aéreo. **3. a, b y c.** Color del micelio aéreo, de blanco a marrón claro o beige. **4. a.** Color reverso; blanco, beige y purpura claro. **5. b.** Color de la masa de esporas; naranja, amarillo o beige. **Macroconidia.** **1. a.** Tamaño pequeño, generalmente de 1– 2 septos. **2. a.** Macroconidia con una curvatura dorsiventral marcada, los lados de las macroconidias no presentan una curvaturada equitativa. **3. b.** Célula basal, sin forma de pie marcada **Microconidia.** **1. a.** presentes y abundante. **2. No se observaron cabezas falsas o cadenas**. **4. a.** Ovales a limoniformes **Conidióforos.** **1. b.** Monofialides y polifialides **Clamidosporas.** **1. a**. Presentes. **2. a.** arreglos simples y en pares……**1**

	Sección 1……Eupionnotes **Especies en las Secciones Eupionnotes** **Características del cultivo** **1. b.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días **2. b.** presencia de micelio aéreo. **3. b.** Color reverso, beige a naranja. **4. b.** Color de la masa de esporas; beige a naranja, crema. **Macroconidia.** **1. a.** Pequeñas de 1 – 2 septos. **2. b.** Macroconidia robusta con paredes delgadas, las paredes son paralelas a lo largo de la mayor parte de su longitud. **3. b.** Célula apical sin pico distintivo **Microconidia.** **1. b.** presentes y abundante. **2.** No se observaron cabezas falsas o cadenas. **3. a.** Ovales a limoniformes, **Conidióforos.** **1. b.** Monofialides largos y polifialides **Clamidosporas.** **1. a**. Presentes y abundantes……***F. dimerum*** (Nelson et al., 1983**;** Leslie & Summerell, 2007)
FA004	***Clave sinóptica para las secciones*** **Características del cultivo** **1. c.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días **2. a.** Presencia de micelio aéreo. **3. a y b. c**olor del micelio aéreo, blanco y purpura claro. **4. a y b.** Color reverso; blanco, beige con sombras rojizas. **5. b.** Color de la masa de esporas; beige. **Macroconidia.** **1. c.** Tamaño muy largos, generalmente de 3 – 7 septos hasta 9 septos.

2. **b.** Macroconidia sin una curvatura dorsiventral marcada, con los lados relativamente rectos y paralelos a lo largo de la mayor parte de la longitud de la espora.
3. **b.** Célula basal, con forma de pie.

Microconidia.

1. **a.** presentes poco abundantes.
2. **Sin observación de falsas cadenas o cadenas**
3. **a.** fusiformes.

Conidióforos.

1. **b.** Monofialides y polifialides. Principalmente mono.

Clamidosporas.

3. **b.** ausentes
4. **a.** arreglos simples y en pares……**2**

Sección
2……Spicarioides

Especies en las Secciones Spicarioides

Características del cultivo

1. **b.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días.
2. **a.** micelio aéreo presente.
3. **a** Color del micelio aéreo, de blanco.
4. **c.** Color reverso, beige a tonalidades rojizas
5. **a.** Color de la masa de esporas; crema.

Macroconidia.

1. **c.** Muy largas, hasta 9 septos o más.
2. **c.** Macroconidia cilíndricas a robustas, con los lados paralelos a lo largo de la mayor parte de su longitud.
3. **b.** Célula basal con una muesca distintiva.

Microconidia.

1. **b.** presentes.
2. **Sin observaciones de cabezas falsas o cadenas.**
3. **a.** Ovales a fusiformes, sin septos.

Conidióforos.

1. **a.** Monofialides y polifialides

	Clamidosporas. **1. b. ausentes**……*F. decemcellulare.* (Nelson et al., 1983**;** Leslie & Summerell, 2007)
FA005	**CLAVE PARA LAS ESPECIES** **1.** Conidios microconidiales y macroconidiales; macroconidios fusarioides, con extremos al menos ligeramente curvados y afilados, una célula basal pedicelada minuciosamente y frecuentemente con un extremo distal ligeramente pico…….2 **2.** Macroconidios predominantemente 2-septados; el septo de los macroconidios 1-septados típicamente descentrado……..3 **3.** Colonias que típicamente alcanzan más de 40 mm de diámetro en medios como OA, PDA, SNA, CzA después de 7 días a 20–25 °C……..4 **4.** Las células distal y proximal de los macroconidios 2-septados son típicamente igualmente ganchudas; solo la parte central de la espora aparece casi recta……..5 **5.** Macroconidios frecuentemente más largos que 18 mm, (14–)18.5–21.5(–26) × (2.5–)3–4(–4) mm. . . . . ***F. penzigii*** (Schroers et al., 2009)
FA006	***Clave sinóptica para las secciones*** **Características del cultivo** **1. c.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días. **2. a.** Presencia de micelio aéreo. **3. a y c.** Color del micelio aéreo, blanco y beige. **4. a.** Color reverso; Color ausente o, si está presente, solo en tonos muy pálidos de naranja, marrón claro o púrpura claro. **5. b.** Color de la masa de esporas; beige. **Macroconidia.** **1. b.** Tamaño mediano, generalmente de 3 – 7 septos. **2. b.** Macroconidia sin una curvatura dorsiventral marcada, con los lados relativamente rectos y paralelos a lo largo de la mayor parte de la longitud de la espora. **3. a y b.** Célula basal, con forma de pie, en algunas esporas no es evidente. **Microconidia.** **1. a.** presentes, poca abundancia.

	2. Sin observación de falsas cadenas o cadenas **3. a.** fusiformes. **Conidióforos.** **1. b.** Monofialides y polifialides. Principalmente mono. **Clamidosporas.** **1. a.** presentes **2. b.** cedenas largas de tres o más celulas……**6, 8** **Sección 6……Arthrosporiella** **Sección 8……Discolor** **Especies en las Secciones Arthrosporiella y Discolor** **Características del cultivo** **1. b.** Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días. **2. a y b.** Color del micelio aéreo, de blanco a beige o marrón. **3. a.** Color reverso, beige a tonalidades marrones **4. a y c** Color de la masa de esporas; Esporas en masas de color naranja claro a naranja, esparcidas sobre la superficie de la colonia o concentrado en el centro de la colonia. **Macroconidia.** **1. c.** Curvadas, pero con las paredes principalmente paralelas a lo largo de la mayor parte de sus longitudes. **2. a.** célula basal en forma de pie. **Microconidia.** **1. b.** bastante abundantes **2. a.** ovales, cilíndricas, truncadas con o sin septos. **4. a.** Ovales a fusiformes, sin septos. **Conidióforos.** **2. a.** Monofialides y polifialides **Clamidosporas.** **1. b. presentes**……***F. sambucinum*** (Nelson et al., 1983**;** Leslie & Summerell, 2007)
FA007	**Clave sinóptica para las secciones**

Características del cultivo

6. ***c.*** *Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días.*
7. ***a.*** *Presencia de micelio aéreo.*
8. ***a y c.*** *Color del micelio aéreo, blanco y beige.*
9. ***a y b.*** *Color reverso; Color ausente o, si está presente, solo en tonos muy pálidos de naranja, marrón claro o púrpura claro con sombras rojas.*
10. ***b.*** *Color de la masa de esporas; beige.*

Macroconidia.

1. ***b.*** *Tamaño mediano, generalmente de 3 – 7 septos.*
2. ***b.*** *Macroconidia sin una curvatura dorsiventral marcada, con los lados relativamente rectos y paralelos a lo largo de la mayor parte de la longitud de la espora.*
3. ***b.*** *Célula basal, con forma de pie.*

Microconidia.

1. ***b.*** *presentes, poco abundancia.*
2. ***Sin observación de falsas cadenas o cadenas***
3. ***a.*** *fusiformes.*

Conidióforos.

1. ***b.*** *Monofialides y polifialides. Principalmente mono.*

Clamidosporas.

1. ***b. ausentes***

Sección 10…… Liseola

Especies en las Sección Liseola

Características del cultivo

1. ***b.*** *Crecimiento rápido, recubre completamente el medio de cultivo en 10 días*
2. ***a y b.*** *Color del micelio aéreo, de blanco a marrón claro o beige.*
3. ***b.*** *Color reverso, beige a naranja.*
4. ***a.*** *Color de la masa de esporas; beige a naranja.*

Macroconidia.

1. ***b.*** *Tamaño, largas.*
2. ***b.*** *Macroconidia relativamente delgadas con paredes delgadas.*

	Microconidia. ***1. b.*** *presentes y abundante.* ***2. No se observaron cabezas falsas o cadenas*** ***3. a.*** *fusiformes* ***Conidióforos.*** ***1. d.*** *Monofialides y polifialides* ***Clamidosporas.*** ***1. a.*** *Ausentes……* **F. proliferatum** *(Nelson et al., 1983**;** Leslie & Summerell, 2007)*

Fuente: Autor.

Apéndice D. Tasa de crecimiento de los aislados de *Fusarium* spp.

Tabla D1.

Tasa de crecimiento en PDA a 25 °C en oscuridad continua.

Cepas	Mediciones		Tasa De crecimiento / mm día^{-1}
	Día 3 / mm	Día 7 / mm	
FA001	11,00	37,00	6,50
FA002	25,00	45,25	5,06
FA003	15,00	31,00	4,00
FA004	16,00	45,00	7,25
FA005	22,00	36,00	3,50
FA006	25,50	30,00	1,13
FA007	**17,00**	**45,00**	**7,00**

Fuente: Autor.

Apéndice E. Identificación presuntiva de los aislados fúngicos para antagonismo.

Tabla E1.

Identificación presuntiva hasta el nivel de género de los aislados fúngicos de suelo rizosférico para evaluar su capacidad antagónica mediante la clave taxonómica de Watanabe, (2010)

Aislado	***Identificación mediante clave taxonómica***
1	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, sin celula apical inflada…….8. 8. Conidio, pigmentado……...9. 9. Conidióforo, bien desarrollado……..11. 11. Conidio, hialino……...13. 13. Conidio globoso, no ……14. 14. Conidios claviformes, no……18. 18. Conidióforo, bien desarrollado……....21. 21. Conidio, húmedo……..25. 25. Conidióforo sin penicila apical y brazos subapicales estériles similares a pelos……...26. 26. Masa de esporas formadas en la parte apical del conidióforo…….27. 27. Conidióforo hialino……..28. 28. Conidióforo irregularmente ramificado……***Trichoderma*** (Watanabe, 2010)
2	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4.

	4. Conidio tipo porospora…….**Porosporae** **Porosporae** 1. Conidio, principalmente septado transversalmente……. 4. 4. conidio catenulado, no…… 7. 7. conidio curvado……***Curvularia*** (Watanabe, 2010)
3	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, sin celula apical inflada…….8. 8. Conidio, pigmentado……...9. 9. Conidióforo, bien desarrollado……..11. 11. Conidio, hialino……...13. 13. Conidio globoso, no ……14. 14. Conidios claviformes, no……18. 18. Conidióforo, bien desarrollado……....21. 21. Conidio, húmedo……..25. 25. Conidióforo sin penicila apical y brazos subapicales estériles similares a pelos……...26. 26. Masa de esporas formadas en la parte apical del conidióforo…….27. 27. Conidióforo hialino……..28. 28. Conidióforo irregularmente ramificado……***Trichoderma*** (Watanabe, 2010)
4	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae

	Phialosporae 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, con celula apical inflada…….***Aspergillus*** (Watanabe, 2010)
5	Sin caracteristicas útiles para la identificación presuntiva.
6	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp……7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, sin celula apical inflada…….8. 8. Conidio, pigmentado……...9. 9. Conidióforo, bien desarrollado……..11. 11. Conidio, hialino……...13. 13. Conidio globoso, no tanto……....14. 14. Conidios claviformes, no tanto……18. 18. Conidióforo, bien desarrollado……....21. 21. Conidio, seco……..22. 22. Conidioforo hialino, agregado de esporas en una fila…….23. 23. Conidio cilíndrico, no tanto…….24. 24. conidio globoso, pincel bien desarrollado…….***Penicillium*** (Watanabe, 2010)
7	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp……7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, con celula apical inflada…….***Aspergillus***

	(Watanabe, 2010)
8	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, de 2 o más células……2,3. 3. conidióforo penicilado con estipe y vesículas, no……5. 5. conidios oscuros formados en cadenas largas, no……6. 6. conidio lunado con celula en forma de pie……..***Fusarium*** (Watanabe, 2010)
9	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, sin celula apical inflada…….8. 8. Conidio, pigmentado……...9. 9. Conidióforo, bien desarrollado……..11. 11. Conidio, hialino……...13. 13. Conidio globoso, no ……14. 14. Conidios claviformes, no……18. 18. Conidióforo, bien desarrollado……....21. 21. Conidio, húmedo……..25. 25. Conidióforo sin penicila apical y brazos subapicales estériles similares a pelos……...26. 26. Masa de esporas formadas en la parte apical del conidióforo…….27. 27. Conidióforo hialino……..28. 28. Conidióforo irregularmente ramificado……***Trichoderma***

	(Watanabe, 2010)
10	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, sin celula apical inflada…….8. 8. Conidio, pigmentado……...9. 9. Conidióforo, bien desarrollado……..11. 11. Conidio, hialino……...13. 13. Conidio globoso, no tanto……....14. 14. Conidios claviformes, no tanto……18. 18. Conidióforo, bien desarrollado……....21. 21. Conidio, seco……..22. 22. Conidioforo hialino, agregado de esporas en una fila…….23. 23. Conidio cilíndrico, no tanto…….24. 24. conidio globoso, pincel bien desarrollado…….***Penicillium*** (Watanabe, 2010)
11	1. Hifas septadas…….6 6. Hifas sin conecciones Clamp…….7 7. Esporas, formadas……...8 8. Esporas, conidios formados……..**Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).** **Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos** 1. Conidioma, no formado…….3. 3.Conidio formado……...4. 4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae **Phialosporae** 1. Conidio, 1 celula……7 7. Conidióforo, sin celula apical inflada…….8. 8. Conidio, pigmentado……...9. 9. Conidióforo, bien desarrollado……..11. 11. Conidio, hialino……...13. 13. Conidio globoso, no tanto……....14.

	14. Conidios claviformes, no tanto……18. 18. Conidióforo, bien desarrollado……....21. 21. Conidio, seco……..22. 22. Conidioforo hialino, agregado de esporas en una fila…….23. 23. Conidio cilíndrico, no tanto…….24. 24. conidio globoso, pincel bien desarrollado…….***Penicillium*** (Watanabe, 2010)
	1. Hifas septadas……6 *6. Hifas sin conecciones Clamp……7* *7. Esporas, formadas……8* *8. Esporas, conidios formados……..****Hongos anamorficos (Hongos mitospóricos deuteromicetos).*** ***Clave para los hongos anamorficos (deuteromycetes), reino de los hongos*** *1. Conidioma, no formado……3.* *3.Conidio formado……..4.* *4. Conidio tipo fialospora……. Phialosporae* ***Phialosporae*** *1. Conidio, de 2 o más células……2,3.* *3. conidióforo penicilado con estipe y vesículas, no……5.* *5. conidios oscuros formados en cadenas largas, no……6.* *6. conidio lunado con celula en forma de pie……..***Fusarium** *(Watanabe, 2010)*

Fuente: Autor

Apéndice F. Identificación presuntiva de los aislados del género *Trichoderma*

Tabla F1

Identificación presuntiva de Trichoderma spp. *mediante la clave taxonómica de Kubicek & Harman (1998)*

Aislado	*Clave taxonómica*
HA001	1(b) Conidios derramados o fasciculados a pustulados, los conidios a menudo son verdes; conidióforos con frecuentes ramas laterales; fiálides en su mayoría lageniformes a ampuliformes. 2(b) Conidióforos ramificándose repetidamente; ramas y fiálides pareadas o verticiladas, también las que están en posición terminal; conidios de paredes lisas o verrugosos. 3(b) Conidióforos y ramas estrechas y flexibles (eje principal de hasta 6 μm de ancho); fiálides principalmente en verticilos de 2 o 3(–5), lageniformes a subulados; conidios siempre verdes. **Clave de especies sección *Trichoderma*** 1(b) Colonias de crecimiento más rápido. 3(b) Conidios subglobosas a elipsoidales cortas u ovadas. 4(b) Conidios subglobosas a elipsoidales cortas. 5(a) Conidios completamente maduras de color verde pálido, 2,5–3,5 × 2,1–3,0 μm. . . . . ***T. harzianum***
HA002	1(b) Conidios derramados o fasciculados a pustulados, los conidios a menudo son verdes; conidióforos con frecuentes ramas laterales; fiálides en su mayoría lageniformes a ampuliformes. 2(a) Ejes principales del conidióforo largos con ramas secundarias cortas, que no se ramifican extensamente; ramas y fiálides que frecuentemente surgen solas, particularmente las terminales; conidios lisos, pero a veces con ornamentación llamativa, sinuosa, en forma de alas o ampollada. **Clave de especies sección *Longibrachiatum*** 1(b) Conidios generalmente de paredes lisas o algunos conidios con extensiones pustuladas de la capa exterior de la pared. 2(a) Conidióforos con ramas laterales que comúnmente se ramifican una o dos veces dos veces; fiálides claramente constreñidas en la base; conidios en su mayoría más pequeños que 4,0 × 2,5 μm. 3(a) Colonias con áreas conidiales que típicamente forman pústulas grandes y compactas; conidiación en tonos verdoso u oliva oscura en cultivos más antiguos; conidios elipsoidales y en su mayoría más pequeños que 3,5 × 2,0 μm. . . . . ***T. citrinoviride***
HA003	1(b) Conidios derramados o fasciculados a pustulados, los conidios a menudo son verdes; conidióforos con frecuentes ramas laterales; fiálides en su mayoría lageniformes a ampuliformes. 2(b) Conidióforos ramificándose repetidamente; ramas y fiálides pareadas o verticiladas, también las que están en posición terminal; conidios de paredes lisas o verrugosos.

	3(b) Conidióforos y ramas estrechas y flexibles (eje principal de hasta 6 µm de ancho); fiálides principalmente en verticilos de 2 o 3(–5), lageniformes a subulados; conidios siempre verdes. **Clave de especies sección *Trichoderma*** 1(b) Colonias de crecimiento más rápido. 4(b) Conidios subglobosas a elipsoidales cortas. 5(b) Los conidios completamente maduros se vuelven de color verde oscuro. 6(b) Conidios completamente maduros de paredes lisas, generalmente de 2,6 a 3,8 × 2,2 a 3,4 µm. . . . . ***T. atroviride***

Fuente: Autor

Apéndice G. Características morfológicas de aislados bacterianos.

Tabla G1.

Caracterización morfológica de aislados bacterianos obtenidos del suelo rizosférico de plantas de arroz

Aislamiento Bacteriano	*Gram*	*Morfología*	*Características De La Colonia*				
			Color	**Forma**	**Margen**	**Elevación**	**Superficie**
AB005	-	Bacilo Corto	Beige	Irregular	Ondulado Elevada	Plana	Cremosa
AB006	-	Bacilo	Beige	Circular	Entero	Convexa	Cremosa
AB007	-	Bacilo	Beige	Circular	Entero	Convexa	Cremosa
AB008*	+	Bacilos	Blanco	Circular	Ondulado	Elevada	Rugosa
AB009	+	Coco	Blanco	Puntiforme	Entero	Convexa	Seca
AB010	-		Beige	Circular	Ondulado	Elevada	Rugosa
AB011*	+	Bacilo	Beige	Irregular	Ondulado	Plana	Rugosa
AB011-B	+	Bacilo	Beige	Circular	Ondulado	Umbilicada	Seca
AB012	-	Bacilo	Amarillo Claro	Circular	Entero	Convexa	Lisa
AB013	-	Bacilo	Amarilla	Puntiforme	Entero	Convexa	Cremosa
AB014	-	Bacilo Corto	Amarilla	Puntiforme	Entero	Convexa	Brillante
AB015	-	Bacilo Corto	Amarilla	Puntiforme	Entero	Convexa	Brillante
AB017	+	Bacilo	Beige	Circular	Entero	Elevada	Cremosa
AB018	+	Bacilo	Beige	Circular	Ondulado	Convexa	Seca
AB019	-	Bacilo	Beige	Irregular	Ondulado	Elevada	Rugosa
AB020	-	Coco	Amarilla	Puntiforme	Entero	Convexa	Brillante
AB023	-	Bacilo	Beige	Irregular	Ondulado	Elevada	Rugosa
AB024	+	Bacilo	Blanco	Circular	Entero	Convexa	Cremosa
AB025*	+	Coco	Beige	Puntiforme	Entero	Convexa	Cremosa
AB026	+	Bacilo	Beige	Irregular	Lobulado	Elevada	Rugosa
AB027	+	Bacilo	Beige	Circular	Lobulado	Convexa	Cremosa
AB028	+	Bacilo	Beige	Circular	Lobulado	Convexa	Cremosa
AB029	-	Bacilo	Beige	Puntiforme	Entero	Convexa	Cremosa
AB030	+	Bacilo	Beige	Puntiforme	Lobulado	Plana	Cremosa
AB031	+	Bacilo	Beige	Circular	Lobulado	Elevada	Cremosa
AB032*	+	Bacilo Corto	Beige	Irregular	Lobulado	Elevada	Rugosa
AB033	+	Bacilo	Beige	Circular	Lobulado	Elevada	Rugosa
AB035*	+	Bacilo	Beige	Irregular	Lobulado	Elevada	Rugosa

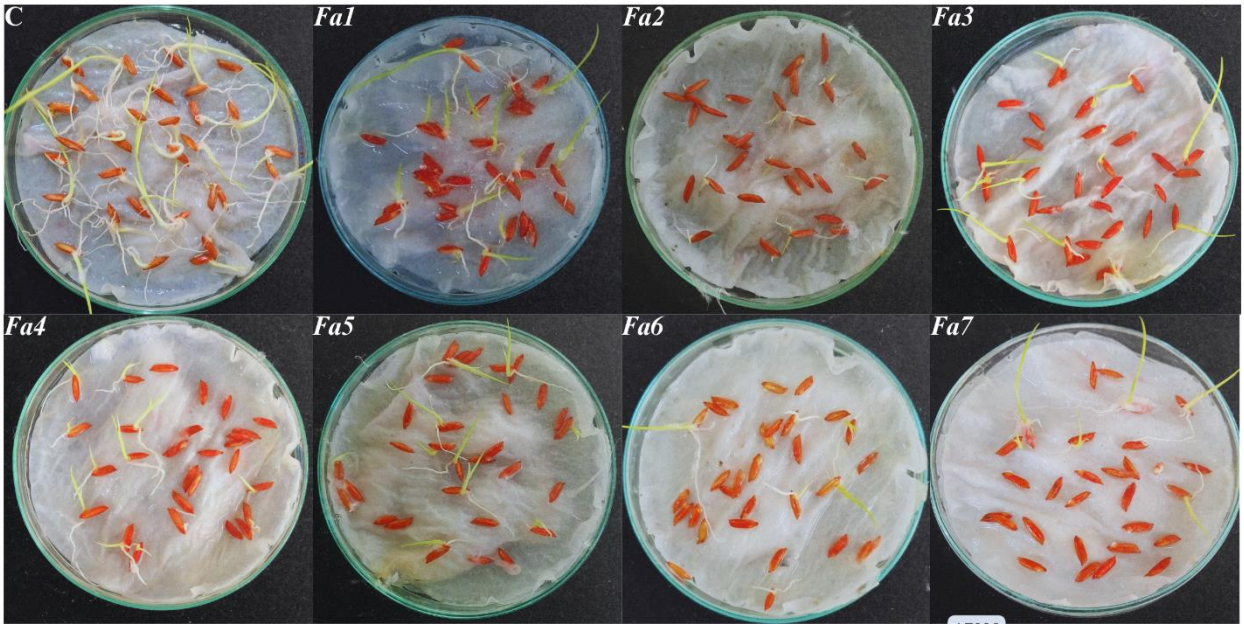
+; Gram positivo, - ; Gram negativo, * aislados antagonistas.

Fuente: Autor.

Apéndice H. Evaluación de la fitopatogenicidad de los aislados de *Fusarium* spp.

Figura H1.

Evaluación de la germinación de semillas inoculadas con los aislados de Fusarium spp.



Fuente: Autor

Tabla H2.

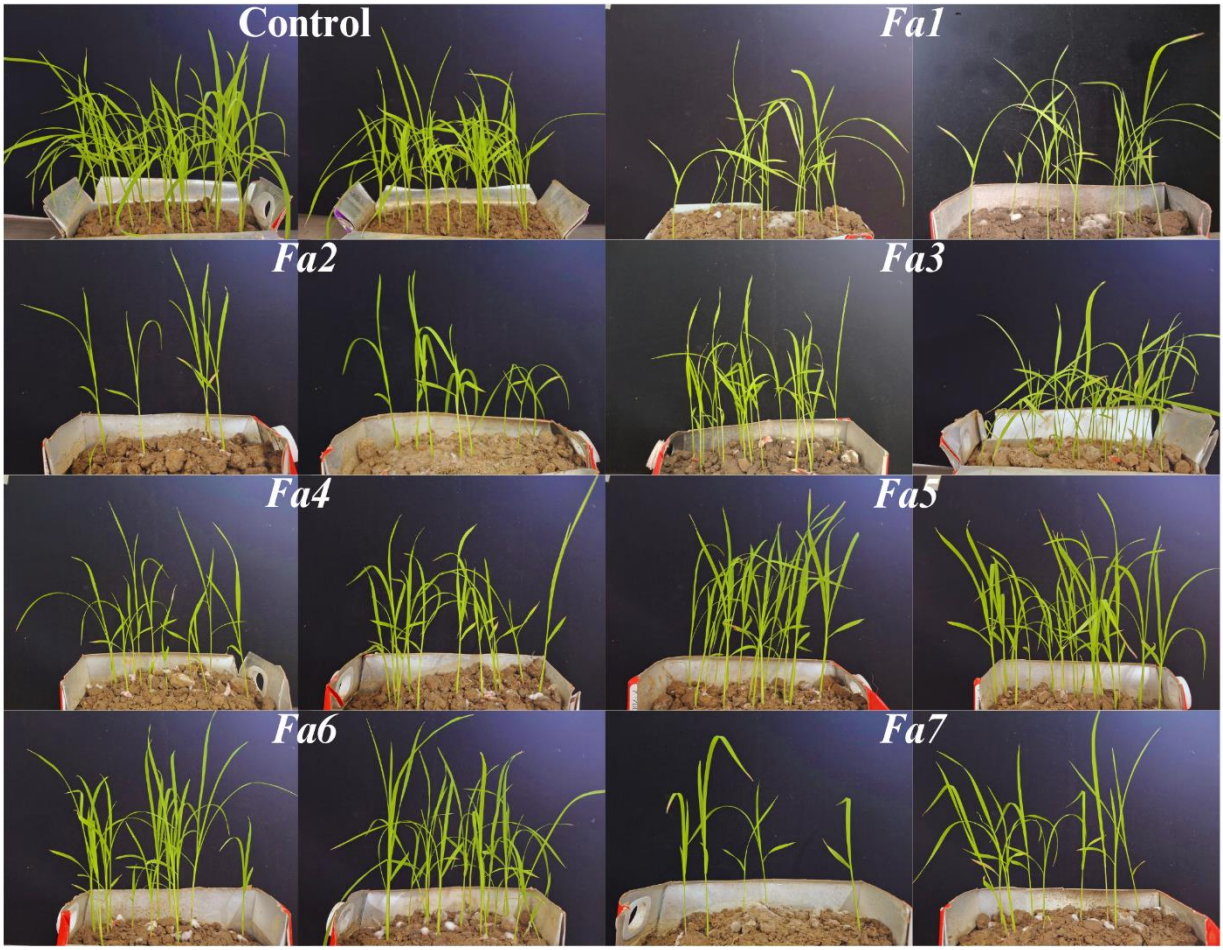
Porcentaje de inhibición de la germinación de las semillas inoculadas con aislados de Fusarium spp.

Aislados **Fusarium *spp.***	***PI / %***	***DSI / %***
FA001	40,83 ± 9,04[b]	31,94[a]
FA002	55,77 ± 1,72[b]	42,1[a]
FA003	59,58 ± 10,46[a]	34,5[a]
FA004	53,33 ± 12,34 [ab]	36,99[a]
FA005	56,67 ± 8,54[a]	46,50[a]
FA006	47,92 ± 8,9[ab]	36,65[a]
FA007	61,25 ± 9,58[a]	35,2[a]
c	0 ± 0[c]	0 ± 0[b]

Fuente: Autor.

Figura H2.

Sintomatología causada por los aislados de *Fusarium* spp. en plantas de arroz.

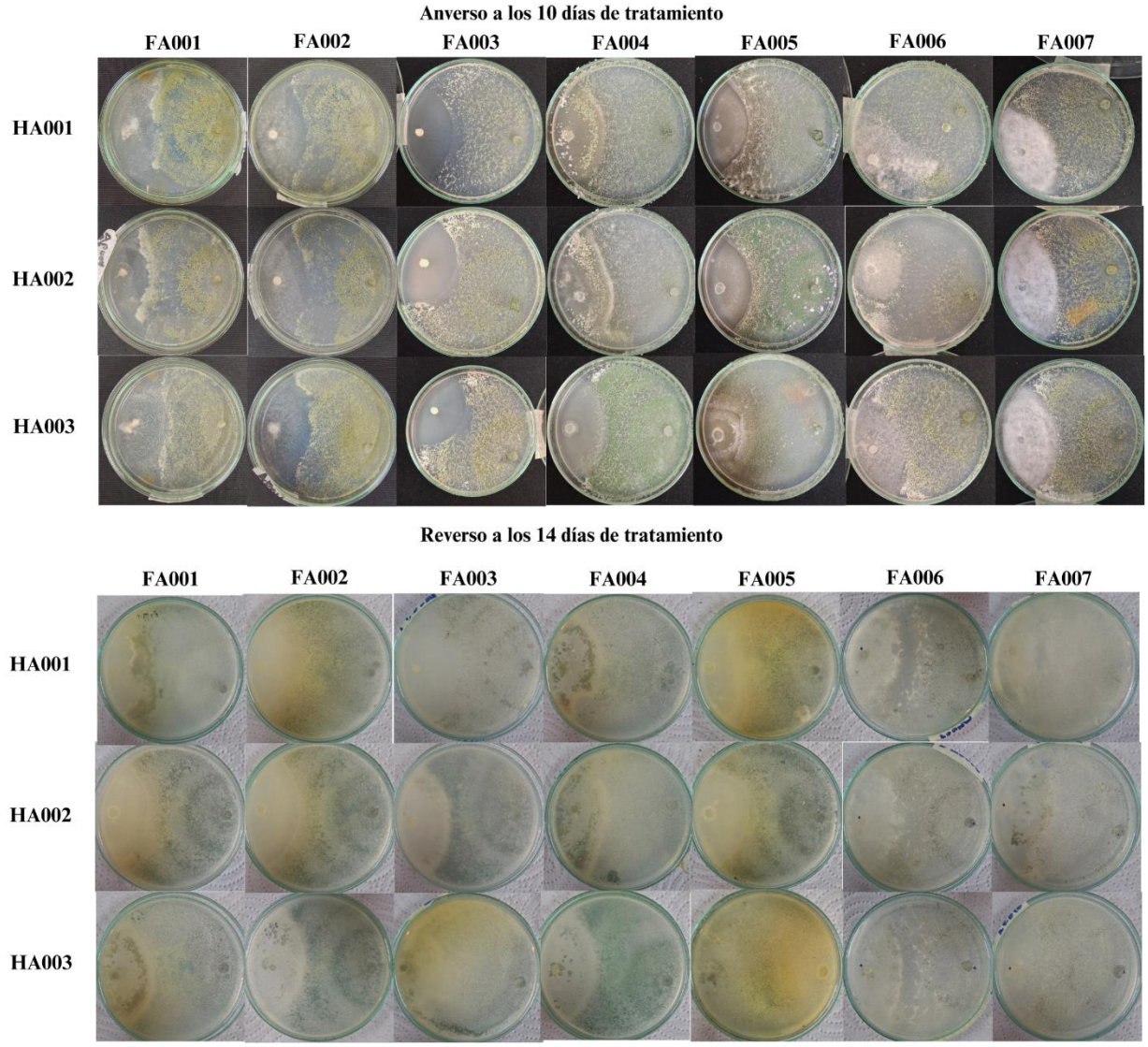


Nota. control, semillas inoculadas con agua destilada esteril (sin síntomas); Fa1 (FA001), disminución de la germinación de las semillas, hojas amarillentas y con tonos marrones; Fa2 (FA001), disminución de la germinación, elongación de las planatas, hojas amarillas y marrones; Fa3 (FA003), plantas elongadas y con menores tamaños en comparación al control, hojas amarillenatas, con tonalidades marrones; Fa4 (FA004), Fa5 (FA005) y Fa6 (FA006), plantas elongadas, con tonalidades amarillentas y marrones, y con mas fúngica en el tallo; Fa1 (FA001), disminución de la germinación de las semillas, hojas amarillentas y con tonos marrones, plantas elongadas. Fuente: Autor.

Apéndice I. Actividad antagonista de aislados bacterianos y fúngicos.

Figura I1.

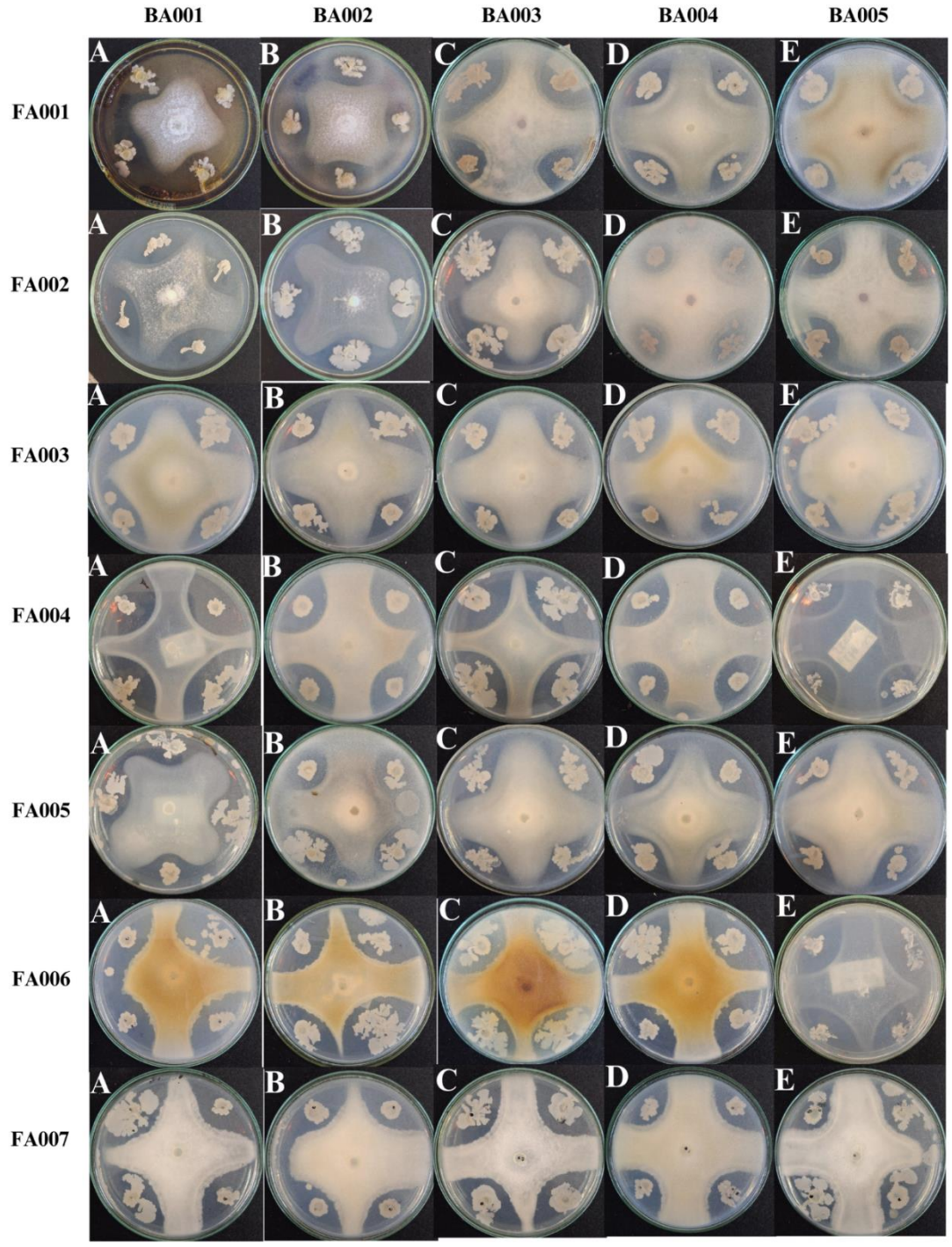
identificación de la capacidad micoparasítica de los aislados de Trichoderma spp.



Nota. Interacciones entre aislados de *Trichoderma spp. (HA) y aislados de Fusarium* spp. (FA), mediante cultivos duales a los 10 y 14 días de tratamiento. Fuente: Autor.

Figura I2.

Cultivos duales con aislados bacterianos



Nota. Reverso de las Interacciones entre aislados de bacterias antagonistas (BA) y aislados de *Fusarium* spp. (FA), mediante cultivos duales a los 10 días de tratamiento. Fuente: Autor

Tabla I1.

Porcentaje de inhibición del crecimiento radial resultado de los enfrentamientos entre los aislados fúngicos (FA) y aislados bacterianos (BA) contra aislados de Fusarium spp. *(FA)*

Aislados* Fusarium *spp.	***PICR Microorganismos con actividad antagonista / %***							
	Bacterias					**Hongos filamentosos**		
	BA001	**BA002**	**BA003**	**BA004**	**BA005**	**HA001**	**HA002**	**HA003**
FA001	53,46± 3,23^{ab}	62,69±1 ,938^{a}	42,521± 2,421^{b}	42,201± 2,084^{d}	41,282±1, 264^{d}	59,94± 4,56$^{\mathbf{bcd}}$	68,63± 1,74$^{\mathbf{a}}$	61,34± 7,59$^{\mathbf{b}}$
FA002	51,06± 1,903^{bc}	56,383± 2,426^{b}	54,167± 2,058^{a}	52,128± 1,578^{b}	52,216±1, 363^{ab}	52,88± 4,98$^{\mathbf{de}}$	51,922± 1,22$^{\mathbf{c}}$	52,56± 4,33$^{\mathbf{c}}$
FA003	49,38± 5,43^{c}	49,238± 1,584^{d}	51,826± 1,813^{a}	60,92±7 ,54^{a}	47,961±0, 255^{c}	55,66± 5,94$^{\mathbf{cd}}$	52,83± 1,69^{c}	51,89± 3,53$^{\mathbf{c}}$
FA004	51,03± 1,33^{bc}	47,764± 1,574^{de}	54,57±4 ,04^{a}	47,7±3, 27^{bc}	41,874±2, 057^{d}	69,653± 1,22$^{\mathbf{a}}$	64,18 $^{\mathbf{b}}$	67,68± 0,78$^{\mathbf{ab}}$
FA005	48,61± 0,913^{c}	57,96±3 ,7^{b}	51,944± 2,402^{a}	48,67±2 ,47^{bc}	50,093±1, 626^{bc}	46,66± 7,16$^{\mathbf{e}}$	44,08± 4,75$^{\mathbf{d}}$	43,33± 3,37$^{\mathbf{d}}$
FA006	55,14± 4,69^{a}	53,191± 0,673^{c}	52,819± 0,558^{a}	52,128± 1,613^{b}	53,11±3,9 1^{a}	61,49± 4,66$^{\mathbf{abc}}$	68,47± 1,39$^{\mathbf{a}}$	70,72± 2,65$^{\mathbf{a}}$
FA007	49,9±2, 338^{bc}	46,802± 1,206^{e}	52,099± 2,031^{a}	47,29±4 ,15^{c}	48,527±0, 342^{c}	67,315± 1,91$^{\mathbf{a}}$	66,67± 2,12$^{\mathbf{ab}}$	74,46± 4,91$^{\mathbf{a}}$

Nota: los datos corresponden a las medias, la desviación estándar y las letras las agrupaciones por tratamiento. Fuente: Autor.

Apéndice J. Análisis estadístico.

Tabla J1.

Porcentaje de inhibición de la germinación de las semillas-

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
TRATAMIENTO	10	47363	4736,34	58,48	0,000
Error	77	6236	80,99		
Total	87	53599			

Prueba de multiples rangos para el porcentaje de inhibición de las semillas inoculadas con Fusarium spp.; metodo LSD; porcentaje 95,0

Tratamiento	**N**	**Media**	**Agrupación**		
FA007	8	61,25	A		
FA003	8	59,58	A		
FA005	8	56,67	A		
FA002	8	55,42	A	B	
FA004	8	53,33	A	B	
FA006	8	47,92	A	B	
FA001	8	40,83		B	
FA008	8	10,83			C
FA009	8	8,75			C
FA010	8	7,92			C
Control	8	0,000000			C

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Diferencia de niveles	**Diferencia de las medias**	**EE de diferencia**	**IC de 95%**	**Valor T**	**Valor p ajustado**
FA001 - CONTROL	40,83	4,50	(25,91; 55,76)	9,07	0,000
FA002 - CONTROL	55,42	4,50	(40,49; 70,34)	12,32	0,000
FA003 - CONTROL	59,58	4,50	(44,66; 74,51)	13,24	0,000
FA004 - CONTROL	53,33	4,50	(38,41; 68,26)	11,85	0,000
FA005 - CONTROL	56,67	4,50	(41,74; 71,59)	12,59	0,000
FA006 - CONTROL	47,92	4,50	(32,99; 62,84)	10,65	0,000
FA007 - CONTROL	61,25	4,50	(46,33; 76,17)	13,61	0,000
FA008 - CONTROL	10,83	4,50	(-4,09; 25,76)	2,41	0,376
FA009 - CONTROL	7,92	4,50	(-7,01; 22,84)	1,76	0,799
FA010 - CONTROL	8,75	4,50	(-6,17; 23,67)	1,94	0,686
FA002 - FA001	14,58	4,50	(-0,34; 29,51)	3,24	0,061
FA003 - FA001	18,75	4,50	(3,83; 33,67)	4,17	0,004
FA004 - FA001	12,50	4,50	(-2,42; 27,42)	2,78	0,186
FA005 - FA001	15,83	4,50	(0,91; 30,76)	3,52	0,028
FA006 - FA001	7,08	4,50	(-7,84; 22,01)	1,57	0,888
FA007 - FA001	20,42	4,50	(5,49; 35,34)	4,54	0,001
FA008 - FA001	-30,00	4,50	(-44,92; -15,08)	-6,67	0,000
FA009 - FA001	-32,92	4,50	(-47,84; -17,99)	-7,32	0,000
FA010 - FA001	-32,08	4,50	(-47,01; -17,16)	-7,13	0,000
FA003 - FA002	4,17	4,50	(-10,76; 19,09)	0,93	0,997
FA004 - FA002	-2,08	4,50	(-17,01; 12,84)	-0,46	1,000
FA005 - FA002	1,25	4,50	(-13,67; 16,17)	0,28	1,000
FA006 - FA002	-7,50	4,50	(-22,42; 7,42)	-1,67	0,847
FA007 - FA002	5,83	4,50	(-9,09; 20,76)	1,30	0,967
FA008 - FA002	-44,58	4,50	(-59,51; -29,66)	-9,91	0,000
FA009 - FA002	-47,50	4,50	(-62,42; -32,58)	-10,56	0,000
FA010 - FA002	-46,67	4,50	(-61,59; -31,74)	-10,37	0,000
FA004 - FA003	-6,25	4,50	(-21,17; 8,67)	-1,39	0,948
FA005 - FA003	-2,92	4,50	(-17,84; 12,01)	-0,65	1,000
FA006 - FA003	-11,67	4,50	(-26,59; 3,26)	-2,59	0,271
FA007 - FA003	1,67	4,50	(-13,26; 16,59)	0,37	1,000

FA008 - FA003	-48,75	4,50	(-63,67; -33,83)	-10,83	0,000
FA009 - FA003	-51,67	4,50	(-66,59; -36,74)	-11,48	0,000
FA010 - FA003	-50,83	4,50	(-65,76; -35,91)	-11,30	0,000
FA005 - FA004	3,33	4,50	(-11,59; 18,26)	0,74	1,000
FA006 - FA004	-5,42	4,50	(-20,34; 9,51)	-1,20	0,980
FA007 - FA004	7,92	4,50	(-7,01; 22,84)	1,76	0,799
FA008 - FA004	-42,50	4,50	(-57,42; -27,58)	-9,45	0,000
FA009 - FA004	-45,42	4,50	(-60,34; -30,49)	-10,09	0,000
FA010 - FA004	-44,58	4,50	(-59,51; -29,66)	-9,91	0,000
FA006 - FA005	-8,75	4,50	(-23,67; 6,17)	-1,94	0,686
FA007 - FA005	4,58	4,50	(-10,34; 19,51)	1,02	0,994
FA008 - FA005	-45,83	4,50	(-60,76; -30,91)	-10,19	0,000
FA009 - FA005	-48,75	4,50	(-63,67; -33,83)	-10,83	0,000
FA010 - FA005	-47,92	4,50	(-62,84; -32,99)	-10,65	0,000
FA007 - FA006	13,33	4,50	(-1,59; 28,26)	2,96	0,123
FA008 - FA006	-37,08	4,50	(-52,01; -22,16)	-8,24	0,000
FA009 - FA006	-40,00	4,50	(-54,92; -25,08)	-8,89	0,000
FA010 - FA006	-39,17	4,50	(-54,09; -24,24)	-8,70	0,000
FA008 - FA007	-50,42	4,50	(-65,34; -35,49)	-11,20	0,000
FA009 - FA007	-53,33	4,50	(-68,26; -38,41)	-11,85	0,000
FA010 - FA007	-52,50	4,50	(-67,42; -37,58)	-11,67	0,000
FA009 - FA008	-2,92	4,50	(-17,84; 12,01)	-0,65	1,000
FA010 - FA008	-2,08	4,50	(-17,01; 12,84)	-0,46	1,000
FA010 - FA009	0,83	4,50	(-14,09; 15,76)	0,19	1,000

Nivel de confianza individual = 99,86%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes.

Tabla J2

Índice de severidad de la enfermedad.

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
cepa	7	4174	596,3	3,43	0,019
Error	16	2778	173,7		
Total	23	6953			

Prueba de multiples rangos para el Índice de severidad de la enfermedad en plantas inoculadas con *Fusarium* spp.; metodo LSD; porcentaje 95,0

cepa	N	Media	Agrupación
FA005	3	46,50	A
FA002	3	42,1	A
FA004	3	36,99	A
FA006	3	36,65	A
FA007	3	35,2	A
FA003	3	34,5	A
FA001	3	31,94	A
C	3	0,000000	B

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA001 - C	31,9	10,8	(9,1; 54,8)	2,97	0,009
FA002 - C	42,1	10,8	(19,3; 64,9)	3,91	0,001
FA003 - C	34,5	10,8	(11,7; 57,3)	3,21	0,005
FA004 - C	37,0	10,8	(14,2; 59,8)	3,44	0,003
FA005 - C	46,5	10,8	(23,7; 69,3)	4,32	0,001
FA006 - C	36,6	10,8	(13,8; 59,5)	3,41	0,004
FA007 - C	35,2	10,8	(12,4; 58,0)	3,27	0,005
FA002 - FA001	10,1	10,8	(-12,7; 32,9)	0,94	0,360
FA003 - FA001	2,6	10,8	(-20,2; 25,4)	0,24	0,813
FA004 - FA001	5,0	10,8	(-17,8; 27,9)	0,47	0,646
FA005 - FA001	14,6	10,8	(-8,3; 37,4)	1,35	0,195
FA006 - FA001	4,7	10,8	(-18,1; 27,5)	0,44	0,668
FA007 - FA001	3,3	10,8	(-19,5; 26,1)	0,31	0,764
FA003 - FA002	-7,5	10,8	(-30,4; 15,3)	-0,70	0,493
FA004 - FA002	-5,1	10,8	(-27,9; 17,7)	-0,47	0,642
FA005 - FA002	4,4	10,8	(-18,4; 27,2)	0,41	0,687
FA006 - FA002	-5,4	10,8	(-28,2; 17,4)	-0,51	0,620
FA007 - FA002	-6,9	10,8	(-29,7; 16,0)	-0,64	0,533
FA004 - FA003	2,5	10,8	(-20,4; 25,3)	0,23	0,823
FA005 - FA003	12,0	10,8	(-10,8; 34,8)	1,11	0,283
FA006 - FA003	2,1	10,8	(-20,7; 24,9)	0,20	0,847
FA007 - FA003	0,7	10,8	(-22,1; 23,5)	0,06	0,949
FA005 - FA004	9,5	10,8	(-13,3; 32,3)	0,88	0,390
FA006 - FA004	-0,3	10,8	(-23,2; 22,5)	-0,03	0,975
FA007 - FA004	-1,8	10,8	(-24,6; 21,0)	-0,16	0,872
FA006 - FA005	-9,9	10,8	(-32,7; 13,0)	-0,92	0,373
FA007 - FA005	-11,3	10,8	(-34,1; 11,5)	-1,05	0,310
FA007 - FA006	-1,4	10,8	(-24,2; 21,4)	-0,13	0,897

Nivel de confianza simultánea = 55,69%

Nota. Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes.

Tabla J3.

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista fungico HA001

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	2342,2	390,36	17,18	0,000
Error	35	795,2	22,72		
Total	41	3137,4			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación			
FA004	6	69,653	A			
FA007	6	67,315	A			
FA006	6	61,49		B		
FA001	6	59,94		B	C	
FA003	6	55,66			C	D
FA002	6	52,88				D
FA005	6	46,66				

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	-7,06	2,75	(-12,65; -1,47)	-2,56	0,015
FA003 - FA001	-4,28	2,75	(-9,87; 1,30)	-1,56	0,129
FA004 - FA001	9,71	2,75	(4,12; 15,30)	3,53	0,001
FA005 - FA001	-13,28	2,75	(-18,87; -7,69)	-4,82	0,000
FA006 - FA001	1,54	2,75	(-4,04; 7,13)	0,56	0,578
FA007 - FA001	7,37	2,75	(1,78; 12,96)	2,68	0,011
FA003 - FA002	2,77	2,75	(-2,81; 8,36)	1,01	0,320
FA004 - FA002	16,77	2,75	(11,18; 22,36)	6,09	0,000
FA005 - FA002	-6,22	2,75	(-11,81; -0,63)	-2,26	0,030
FA006 - FA002	8,60	2,75	(3,02; 14,19)	3,13	0,004
FA007 - FA002	14,43	2,75	(8,84; 20,02)	5,24	0,000
FA004 - FA003	13,99	2,75	(8,41; 19,58)	5,08	0,000
FA005 - FA003	-8,99	2,75	(-14,58; -3,41)	-3,27	0,002
FA006 - FA003	5,83	2,75	(0,24; 11,42)	2,12	0,041
FA007 - FA003	11,66	2,75	(6,07; 17,24)	4,24	0,000
FA005 - FA004	-22,99	2,75	(-28,58; -17,40)	-8,35	0,000
FA006 - FA004	-8,16	2,75	(-13,75; -2,58)	-2,97	0,005
FA007 - FA004	-2,34	2,75	(-7,93; 3,25)	-0,85	0,401
FA006 - FA005	14,82	2,75	(9,24; 20,41)	5,39	0,000
FA007 - FA005	20,65	2,75	(15,06; 26,24)	7,50	0,000
FA007 - FA006	5,83	2,75	(0,24; 11,41)	2,12	0,041

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes.

Tabla J4.

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista fungico HA002

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	3461,5	576,921	111,16	0,000
Error	35	181,6	5,190		
Total	41	3643,2			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación		
FA001	6	68,630	A		
FA006	6	68,470	A		
FA007	6	66,667	A	B	
FA004	6	64,18		B	
FA003	6	52,830			C
FA002	6	51,922			C
FA005	6	44,08			D

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	-16,71	1,32	(-19,38; -14,04)	-12,70	0,000
FA003 - FA001	-15,80	1,32	(-18,47; -13,13)	-12,01	0,000
FA004 - FA001	-4,45	1,32	(-7,12; -1,78)	-3,38	0,002
FA005 - FA001	-24,55	1,32	(-27,23; -21,88)	-18,67	0,000
FA006 - FA001	-0,16	1,32	(-2,83; 2,51)	-0,12	0,904
FA007 - FA001	-1,96	1,32	(-4,63; 0,71)	-1,49	0,144
FA003 - FA002	0,91	1,32	(-1,76; 3,58)	0,69	0,494
FA004 - FA002	12,26	1,32	(9,59; 14,93)	9,32	0,000
FA005 - FA002	-7,85	1,32	(-10,52; -5,18)	-5,97	0,000
FA006 - FA002	16,55	1,32	(13,88; 19,22)	12,58	0,000
FA007 - FA002	14,74	1,32	(12,07; 17,42)	11,21	0,000
FA004 - FA003	11,35	1,32	(8,68; 14,02)	8,63	0,000
FA005 - FA003	-8,75	1,32	(-11,43; -6,08)	-6,66	0,000
FA006 - FA003	15,64	1,32	(12,97; 18,31)	11,89	0,000
FA007 - FA003	13,84	1,32	(11,17; 16,51)	10,52	0,000
FA005 - FA004	-20,10	1,32	(-22,78; -17,43)	-15,29	0,000
FA006 - FA004	4,29	1,32	(1,62; 6,96)	3,26	0,002
FA007 - FA004	2,49	1,32	(-0,18; 5,16)	1,89	0,067
FA006 - FA005	24,39	1,32	(21,72; 27,07)	18,55	0,000
FA007 - FA005	22,59	1,32	(19,92; 25,26)	17,18	0,000
FA007 - FA006	-1,80	1,32	(-4,47; 0,87)	-1,37	0,179

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes.

Tabla J5.

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista fungico HA003

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	4698,4	783,07	41,55	0,000
Error	35	659,7	18,85		
Total	41	5358,1			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación			
FA007	6	74,46	A			
FA006	6	70,72	A	B		
FA004	6	67,677		B		
FA001	6	61,34			C	
FA002	6	52,56				D
FA003	6	51,89				D
FA005	6	43,33				E

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	-8,78	2,51	(-13,87; -3,69)	-3,50	0,001
FA003 - FA001	-9,46	2,51	(-14,55; -4,37)	-3,77	0,001
FA004 - FA001	6,33	2,51	(1,24; 11,42)	2,53	0,016
FA005 - FA001	-18,01	2,51	(-23,10; -12,92)	-7,19	0,000
FA006 - FA001	9,38	2,51	(4,29; 14,46)	3,74	0,001
FA007 - FA001	13,11	2,51	(8,03; 18,20)	5,23	0,000
FA003 - FA002	-0,68	2,51	(-5,77; 4,41)	-0,27	0,788
FA004 - FA002	15,11	2,51	(10,02; 20,20)	6,03	0,000
FA005 - FA002	-9,23	2,51	(-14,32; -4,14)	-3,68	0,001
FA006 - FA002	18,16	2,51	(13,07; 23,24)	7,24	0,000
FA007 - FA002	21,89	2,51	(16,81; 26,98)	8,74	0,000
FA004 - FA003	15,79	2,51	(10,70; 20,88)	6,30	0,000
FA005 - FA003	-8,55	2,51	(-13,64; -3,46)	-3,41	0,002
FA006 - FA003	18,83	2,51	(13,74; 23,92)	7,51	0,000
FA007 - FA003	22,57	2,51	(17,48; 27,66)	9,01	0,000
FA005 - FA004	-24,34	2,51	(-29,43; -19,25)	-9,71	0,000
FA006 - FA004	3,04	2,51	(-2,05; 8,13)	1,21	0,233
FA007 - FA004	6,78	2,51	(1,69; 11,87)	2,71	0,010
FA006 - FA005	27,39	2,51	(22,30; 32,48)	10,93	0,000
FA007 - FA005	31,13	2,51	(26,04; 36,22)	12,42	0,000
FA007 - FA006	3,74	2,51	(-1,35; 8,83)	1,49	0,145

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes.

Tabla J6.

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista bacteriano BA001

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	194,3	32,39	3,08	0,016
Error	35	368,4	10,53		
Total	41	562,7			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación		
FA006	6	55,14	A		
FA001	6	53,46	A	B	
FA002	6	51,064		B	C
FA004	6	51,037		B	C
FA007	6	49,903		B	C
FA003	6	49,38			C
FA005	6	48,611			C

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Pruebas individuales de Fisher para diferencias de las medias

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	-2,40	1,87	(-6,20; 1,40)	-1,28	0,209
FA003 - FA001	-4,08	1,87	(-7,88; -0,28)	-2,18	0,036
FA004 - FA001	-2,42	1,87	(-6,23; 1,38)	-1,29	0,204
FA005 - FA001	-4,85	1,87	(-8,65; -1,05)	-2,59	0,014
FA006 - FA001	1,68	1,87	(-2,12; 5,48)	0,90	0,376
FA007 - FA001	-3,56	1,87	(-7,36; 0,24)	-1,90	0,066
FA003 - FA002	-1,68	1,87	(-5,49; 2,12)	-0,90	0,375
FA004 - FA002	-0,03	1,87	(-3,83; 3,78)	-0,01	0,988
FA005 - FA002	-2,45	1,87	(-6,26; 1,35)	-1,31	0,199
FA006 - FA002	4,08	1,87	(0,28; 7,88)	2,18	0,036
FA007 - FA002	-1,16	1,87	(-4,96; 2,64)	-0,62	0,539
FA004 - FA003	1,66	1,87	(-2,15; 5,46)	0,88	0,382
FA005 - FA003	-0,77	1,87	(-4,57; 3,03)	-0,41	0,684
FA006 - FA003	5,76	1,87	(1,96; 9,57)	3,08	0,004
FA007 - FA003	0,52	1,87	(-3,28; 4,33)	0,28	0,781
FA005 - FA004	-2,43	1,87	(-6,23; 1,38)	-1,29	0,204
FA006 - FA004	4,11	1,87	(0,30; 7,91)	2,19	0,035
FA007 - FA004	-1,13	1,87	(-4,94; 2,67)	-0,61	0,549
FA006 - FA005	6,53	1,87	(2,73; 10,33)	3,49	0,001
FA007 - FA005	1,29	1,87	(-2,51; 5,09)	0,69	0,495
FA007 - FA006	-5,24	1,87	(-9,04; -1,44)	-2,80	0,008

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes.

Tabla J1.

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista bacteriano BA002

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	1252,3	208,718	48,38	0,000
Error	35	151,0	4,314		
Total	41	1403,3			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación			
FA001	6	62,692	A			
FA005	6	57,96		B		
FA002	6	56,383		B		
FA006	6	53,191			C	
FA003	6	49,238				D
FA004	6	47,764				D	E
FA007	6	46,802					E

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Pruebas individuales de Fisher para diferencias de las medias

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	-6,31	1,20	(-8,74; -3,87)	-5,26	0,000
FA003 - FA001	-13,45	1,20	(-15,89; -11,02)	-11,22	0,000
FA004 - FA001	-14,93	1,20	(-17,36; -12,49)	-12,45	0,000
FA005 - FA001	-4,73	1,20	(-7,16; -2,29)	-3,94	0,000
FA006 - FA001	-9,50	1,20	(-11,94; -7,07)	-7,92	0,000
FA007 - FA001	-15,89	1,20	(-18,32; -13,46)	-13,25	0,000
FA003 - FA002	-7,15	1,20	(-9,58; -4,71)	-5,96	0,000
FA004 - FA002	-8,62	1,20	(-11,05; -6,18)	-7,19	0,000
FA005 - FA002	1,58	1,20	(-0,85; 4,01)	1,32	0,196
FA006 - FA002	-3,19	1,20	(-5,63; -0,76)	-2,66	0,012
FA007 - FA002	-9,58	1,20	(-12,02; -7,15)	-7,99	0,000
FA004 - FA003	-1,47	1,20	(-3,91; 0,96)	-1,23	0,227
FA005 - FA003	8,73	1,20	(6,29; 11,16)	7,28	0,000
FA006 - FA003	3,95	1,20	(1,52; 6,39)	3,30	0,002
FA007 - FA003	-2,44	1,20	(-4,87; -0,00)	-2,03	0,050
FA005 - FA004	10,20	1,20	(7,76; 12,63)	8,51	0,000
FA006 - FA004	5,43	1,20	(2,99; 7,86)	4,53	0,000
FA007 - FA004	-0,96	1,20	(-3,40; 1,47)	-0,80	0,428
FA006 - FA005	-4,77	1,20	(-7,21; -2,34)	-3,98	0,000
FA007 - FA005	-11,16	1,20	(-13,60; -8,73)	-9,31	0,000
FA007 - FA006	-6,39	1,20	(-8,82; -3,95)	-5,33	0,000

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes

Tabla J8.

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista bacteriano BA003

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	597,2	99,532	17,45	0,000
Error	35	199,6	5,702		
Total	41	796,8			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación	
FA004	6	54,57	A	
FA002	6	54,167	A	
FA006	6	52,819	A	
FA007	6	52,099	A	
FA005	6	51,944	A	
FA003	6	51,826	A	
FA001	6	42,521		B

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Pruebas individuales de Fisher para diferencias de las medias

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	11,65	1,38	(8,85; 14,44)	8,45	0,000
FA003 - FA001	9,30	1,38	(6,51; 12,10)	6,75	0,000
FA004 - FA001	12,05	1,38	(9,25; 14,85)	8,74	0,000
FA005 - FA001	9,42	1,38	(6,62; 12,22)	6,83	0,000
FA006 - FA001	10,30	1,38	(7,50; 13,10)	7,47	0,000
FA007 - FA001	9,58	1,38	(6,78; 12,38)	6,95	0,000
FA003 - FA002	-2,34	1,38	(-5,14; 0,46)	-1,70	0,098
FA004 - FA002	0,41	1,38	(-2,39; 3,21)	0,29	0,770
FA005 - FA002	-2,22	1,38	(-5,02; 0,58)	-1,61	0,116
FA006 - FA002	-1,35	1,38	(-4,15; 1,45)	-0,98	0,335
FA007 - FA002	-2,07	1,38	(-4,87; 0,73)	-1,50	0,143
FA004 - FA003	2,75	1,38	(-0,05; 5,55)	1,99	0,054
FA005 - FA003	0,12	1,38	(-2,68; 2,92)	0,09	0,932
FA006 - FA003	0,99	1,38	(-1,81; 3,79)	0,72	0,476
FA007 - FA003	0,27	1,38	(-2,53; 3,07)	0,20	0,844
FA005 - FA004	-2,63	1,38	(-5,43; 0,17)	-1,91	0,065
FA006 - FA004	-1,75	1,38	(-4,55; 1,04)	-1,27	0,212
FA007 - FA004	-2,47	1,38	(-5,27; 0,33)	-1,79	0,081
FA006 - FA005	0,87	1,38	(-1,92; 3,67)	0,63	0,530
FA007 - FA005	0,16	1,38	(-2,64; 2,95)	0,11	0,911
FA007 - FA006	-0,72	1,38	(-3,52; 2,08)	-0,52	0,605

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes

Tabla J9

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista bacteriano BA004

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	1220,6	203,43	14,19	0,000
Error	35	501,7	14,33		
Total	41	1722,2			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación		
FA003	6	60,92	A		
FA002	6	52,128	B		
FA006	6	52,128	B		
FA005	6	48,67	B	C	
FA004	6	47,70	B	C	
FA007	6	47,29		C	
FA001	6	42,201			D

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Pruebas individuales de Fisher para diferencias de las medias

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	9,93	2,19	(5,49; 14,36)	4,54	0,000
FA003 - FA001	18,72	2,19	(14,28; 23,16)	8,56	0,000
FA004 - FA001	5,50	2,19	(1,07; 9,94)	2,52	0,017
FA005 - FA001	6,47	2,19	(2,03; 10,90)	2,96	0,006
FA006 - FA001	9,93	2,19	(5,49; 14,36)	4,54	0,000
FA007 - FA001	5,09	2,19	(0,65; 9,52)	2,33	0,026
FA003 - FA002	8,79	2,19	(4,36; 13,23)	4,02	0,000
FA004 - FA002	-4,42	2,19	(-8,86; 0,01)	-2,02	0,051
FA005 - FA002	-3,46	2,19	(-7,90; 0,98)	-1,58	0,122
FA006 - FA002	-0,00	2,19	(-4,44; 4,44)	-0,00	1,000
FA007 - FA002	-4,84	2,19	(-9,28; -0,40)	-2,21	0,033
FA004 - FA003	-13,22	2,19	(-17,66; -8,78)	-6,05	0,000
FA005 - FA003	-12,26	2,19	(-16,69; -7,82)	-5,61	0,000
FA006 - FA003	-8,79	2,19	(-13,23; -4,36)	-4,02	0,000
FA007 - FA003	-13,64	2,19	(-18,07; -9,20)	-6,24	0,000
FA005 - FA004	0,96	2,19	(-3,47; 5,40)	0,44	0,662
FA006 - FA004	4,42	2,19	(-0,01; 8,86)	2,02	0,051
FA007 - FA004	-0,42	2,19	(-4,85; 4,02)	-0,19	0,850
FA006 - FA005	3,46	2,19	(-0,98; 7,90)	1,58	0,122
FA007 - FA005	-1,38	2,19	(-5,82; 3,06)	-0,63	0,532
FA007 - FA006	-4,84	2,19	(-9,28; -0,40)	-2,21	0,033

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes

Tabla J10.

Porcentaje de inhibicion de crecimiento radial, antagonista bacteriano BA010

Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Fusarium spp.	6	786,3	131,043	35,53	0,000
Error	35	129,1	3,688		
Total	41	915,3			

Agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95%

Fusarium spp.	N	Media	Agrupación		
FA006	6	53,11	A		
FA002	6	52,216	A	B	
FA005	6	50,093		B	C
FA007	6	48,527			C
FA003	6	47,961			C
FA004	6	41,874			D
FA001	6	41,282			D

Nota. Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Pruebas individuales de Fisher para diferencias de las medias

Diferencia de niveles	Diferencia de las medias	EE de diferencia	IC de 95%	Valor T	Valor p ajustado
FA002 - FA001	10,93	1,11	(8,68; 13,19)	9,86	0,000
FA003 - FA001	6,68	1,11	(4,43; 8,93)	6,02	0,000
FA004 - FA001	0,59	1,11	(-1,66; 2,84)	0,53	0,597
FA005 - FA001	8,81	1,11	(6,56; 11,06)	7,95	0,000
FA006 - FA001	11,82	1,11	(9,57; 14,08)	10,66	0,000
FA007 - FA001	7,25	1,11	(4,99; 9,50)	6,53	0,000
FA003 - FA002	-4,26	1,11	(-6,51; -2,00)	-3,84	0,000
FA004 - FA002	-10,34	1,11	(-12,59; -8,09)	-9,33	0,000
FA005 - FA002	-2,12	1,11	(-4,37; 0,13)	-1,92	0,064
FA006 - FA002	0,89	1,11	(-1,36; 3,14)	0,80	0,428
FA007 - FA002	-3,69	1,11	(-5,94; -1,44)	-3,33	0,002
FA004 - FA003	-6,09	1,11	(-8,34; -3,84)	-5,49	0,000
FA005 - FA003	2,13	1,11	(-0,12; 4,38)	1,92	0,063
FA006 - FA003	5,15	1,11	(2,89; 7,40)	4,64	0,000
FA007 - FA003	0,57	1,11	(-1,68; 2,82)	0,51	0,613
FA005 - FA004	8,22	1,11	(5,97; 10,47)	7,41	0,000
FA006 - FA004	11,23	1,11	(8,98; 13,48)	10,13	0,000
FA007 - FA004	6,65	1,11	(4,40; 8,90)	6,00	0,000
FA006 - FA005	3,01	1,11	(0,76; 5,26)	2,72	0,010
FA007 - FA005	-1,57	1,11	(-3,82; 0,69)	-1,41	0,167
FA007 - FA006	-4,58	1,11	(-6,83; -2,33)	-4,13	0,000

Nivel de confianza simultánea = 58,51%

Nota. Si el IC no contiene el 0, las medias son significativamente diferentes