

UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA



**COLONIZACION ENDOFITICA DE *BEAUVERIA*,
METARHIZIUM Y *TRICHODERMA* EN FRUTILLA Y SU POTENCIAL PARA
EL CONTROL DE *FUSARIUM OXYSPORUM***

POR

CONSTANZA PAZ VASQUEZ PINTO

**MEMORIA PRESENTADA A LA
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE
LA UNIVERSIDAD DE
CONCEPCIÓN PARA OPTAR AL
TÍTULO DE INGENIERO
AGRÓNOMO.**

**CHILLÁN – CHILE
2026**

UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA

**COLONIZACION ENDOFITICA DE *BEAUVERIA*,
METARHIZIUM Y *TRICHODERMA* EN FRUTILLA Y SU POTENCIAL PARA
EL CONTROL DE *FUSARIUM OXYSPORUM***

POR

CONSTANZA PAZ VASQUEZ PINTO

**MEMORIA PRESENTADA A LA
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE
LA UNIVERSIDAD DE
CONCEPCIÓN PARA OPTAR AL
TÍTULO DE INGENIERO
AGRÓNOMO.**

**CHILLÁN – CHILE
2026**

Aprobada por:

Profesor Asociado. Macarena Gerding G.
Ing. Agrónomo, Ph. D.

Guía

Lorena Barra B.
Ing. Agrónomo, Dra.

Guía Externo

Profesor Asociado, Marisol Vargas C.
Ing. Agrónomo, Dra.

Asesor

Profesor Asociado. Ernesto Moya E.
Ing. Agrónomo, M. Sc. Ph. D.

Asesor

Profesor Asociado, Manuel Faúndez S.
Ing. Agrónomo, M. Sc.

Decano

TABLA DE CONTENIDOS

	Página
Resumen.....	1
Summary.....	1
Introducción.....	2
Materiales y Métodos.....	8
Resultados y Discusión.....	12
Conclusiones.....	18
Referencias.....	19

INDICE DE FIGURAS Y TABLAS

		Página
Figura 1	Porcentaje de colonización endofítica total de las cepas de <i>Beauveria peruviansis</i> , <i>Metarhizium</i> spp. y <i>Trichoderma</i> en plantas de frutilla	13
Figura 2	Porcentaje de inhibición del crecimiento radial del patógeno (PICRP) de <i>Fusarium oxysporum</i> frente a cepas endófitas de <i>Beauveria peruviansis</i> RGM 547 y cepa 570 y <i>Trichoderma inhamatum</i> cepa 3476	14
Figura 3	Cultivos duales de cepas de <i>Beauveria peruviansis</i> RGM 570, RGM 547 <i>Trichoderma inhamatum</i> RGM 3476 frente al patógeno <i>Fusarium oxysporum</i>	15
Figura 4	Índice de severidad en corona de plantas de frutilla con los distintos tratamientos de cepas endófitas de <i>Beauveria peruviansis</i> RGM 547 y RGM 570 y <i>Trichoderma inhamatum</i> RGM 3476 frente a <i>Fusarium oxysporum</i> (FO), y un control no tratado, después de inocular los microorganismos al sustrato de las plantas	16
Figura 5	Índice de severidad en corona de plantas de frutilla obtenido con <i>Beauveria peruviansis</i> RGM 547 y RGM 570 y <i>Trichoderma inhamatum</i> RGM 3476 frente a <i>Fusarium oxysporum</i> (FO) y un control no tratado, después de inocular los microorganismos al follaje de las plantas	17
Tabla 1	Cepas seleccionadas del BRGM de INIA con múltiples orígenes utilizadas para ensayos de colonización.....	8

COLONIZACION ENDOFITICA DE *BEAUVERIA*, *METARHIZIUM* Y *TRICHODERMA* EN FRUTILLA Y SU POTENCIAL PARA EL CONTROL DE *FUSARIUM OXYSPORUM*.

ENDOPHYTIC COLONIZATION OF *BEAUVERIA*, *METARHIZIUM* AND *TRICHODERMA* IN STRAWBERRY AND ITS POTENTIAL FOR THE CONTROL OF *FUSARIUM OXYSPORUM*.

Palabras índice adicionales: Endófitos, biocontrol, marchitez vascular, necrosis raíz y corona, *Fragaria* × *ananassa*.

RESUMEN

El cultivo de frutilla (*Fragaria* × *ananassa*) en Chile enfrenta problemas fitosanitarios, causados por microorganismos patógenos del suelo que afectan las raíces y el cuello de las plantas, reduciendo la absorción de agua y nutrientes. Entre los hongos más frecuentes destacan *Phytophthora*, *Fusarium*, *Verticillium*, y *Rhizoctonia*, que generan importantes pérdidas económicas. El control convencional se basa en agroquímicos, lo que impulsa buscar alternativas sostenibles. Se evaluó el uso de hongos endófitos como agentes de biocontrol en plantas de frutilla cv. Albión contra *Fusarium oxysporum*, mediante la aplicación de cepas de *Beauveria peruviansis*, *Metarhizium brunneum* y *Trichoderma* spp. De nueve cepas estudiadas, un 55 % logró colonizar endofíticamente las plantas. *B. peruviansis* RGM 547 y 570 presentó la mayor colonización, mientras que *M. brunneum* RGM 447 y 3264 obtuvo resultados intermedios y *Trichoderma inhamatum* JFD1 6C1 la menor colonización. Sin embargo, *Trichoderma* RGM 3476 destacó por su capacidad de inhibir *Fusarium* en ensayos *in vitro*, mientras que en condiciones *in vivo* las cepas RGM 3476 y RGM 547 lograron reducir significativamente la severidad de la enfermedad. Los resultados indican que las cepas RGM 547, RGM 570 y RGM 3476 son prometedoras para incorporarse en un manejo integrado y sostenible del cultivo.

SUMMARY

The cultivation of strawberries (*Fragaria* × *ananassa*) in Chile faces phytosanitary

problems caused by soil-pathogenic microorganisms that affect the root and neck of the plants, reducing water and nutrient absorption. Among the most common fungi that cause significant economic losses are *Phytophthora*, *Fusarium*, *Verticillium*, and *Rhizoctonia*. Conventional control methods rely heavily on agrochemicals, so there is a clear need for sustainable alternatives. The use of endophytic fungi against *Fusarium oxysporum* in strawberry plants cv. Albion was evaluated by inoculating strains of *Beauveria peruviansis*, *Metarhizium brunneum*, and *Trichoderma spp.* Of the nine strains studied, 55 % were able to colonize the plants endophytically. *Beauveria peruviansis* RGM 547 and 570 showed the highest colonization rates, whereas *Metarhizium brunneum* RGM 447 and 3264 produced intermediate results, and *Trichoderma inhamatum* JFD1 6C1 showed the lowest colonization percentage. However, *Trichoderma* RGM 3476 stood out for its ability to inhibit *Fusarium in vitro*. *In vivo*, strains RGM 3476 and RGM 547 significantly reduced disease severity. These results suggest that the RGM 547, RGM 570, and RGM 3476 strains are promising candidates for inclusion in sustainable and integrated crop management programs.

INTRODUCCION

La frutilla (*Fragaria x ananassa* Duch), pertenece a la familia de las Rosáceas del género *Fragaria*, es producto del cruzamiento entre *Fragaria chiloensis* L. y *Fragaria virginiana* Duch. (Bañados *et al.*, 2015). Es una planta perenne estolonífera, de pequeña altura, que es cultivada para la producción de frutos, los que son altamente apreciados por los consumidores por su delicado sabor, agradable aroma y color rojo intenso (ONUDI, 2015).

La producción de frutilla en Chile representa un sector agrícola de gran relevancia tanto a nivel nacional como internacional. En los últimos años, la superficie cultivada ha experimentado un crecimiento constante, alcanzando actualmente alrededor de 1.000 hectáreas distribuidas principalmente en las regiones de O'Higgins, Maule y Metropolitana. Estas regiones concentran la mayor parte de la producción debido a sus condiciones agroclimáticas favorables para el desarrollo del cultivo (Muñoz, 2025). Entre los cultivares predominantes de frutilla se encuentran 'Camarosa', 'Albion', 'Monterrey', 'Seascape' y 'Selva F1', las cuales han sido seleccionadas para adaptarse a las diversas condiciones climáticas y productivas de Chile. Los rendimientos promedio varían según el

tipo de productor, alcanzando hasta 40.000 kg ha⁻¹ en predios orientados a la agroindustria, mientras que los pequeños agricultores obtienen entre 28.000 y 30.000 kg ha⁻¹ (Portal Frutícola, 2023).

Chile se ha posicionado como uno de los principales exportadores mundiales de frutilla congelada, con un crecimiento significativo en los últimos ciclos agrícolas, consolidando su presencia en los mercados internacionales. Paralelamente, la frutilla mantiene una alta demanda en el mercado interno, especialmente durante la temporada estival, donde su consumo se diversifica en productos frescos y procesados (Portal del Campo, 2023).

La frutilla es altamente susceptible al ataque de diversos patógenos que afectan distintos órganos de la planta, como las hojas, pecíolos, corona y frutos. Su incidencia varía de un año a otro, principalmente en función de las prácticas de manejo implementadas. Estas afecciones generan una disminución significativa en la producción y calidad de los frutos, por lo que resulta fundamental establecer estrategias efectivas de prevención y control (Obregón *et al.*, 2020). Se ha observado que algunas pueden reducir drásticamente el rendimiento en el segundo año de cultivo, debido al debilitamiento general de las plantas ocasionado por un complejo de hongos del suelo, responsables de la pudrición de las raíces y la corona (ONUDI, 2015). Dentro de este grupo destaca *Fusarium oxysporum*, un patógeno de amplia distribución y variabilidad genética, en el que se han descrito más de 120 formas especiales. Estas se definen en función del hospedante específico que infectan. A su vez, cada forma especial puede dividirse en diferentes razas, las cuales se diferencian por su capacidad para infectar distintos haplotipos o variedades dentro de la misma especie hospedante (Retana *et al.*, 2018).

Las especies del género *Fusarium* tienen conidióforos simples, delgados raramente ramificados, en general producen dos tipos de conidios que se forman a partir de una célula conidiógena llamada monofiálide, o algunas especies pueden producir polifiálides. Los microconidios son unicelulares, pueden tener uno o dos septos, son de forma ovoide, globosa, piriforme o napiforme; nacidos en falsas cabezas o en cadenas a partir de una célula conidiógena. El macroconidio es típico del género, en algunos casos su morfología es suficiente para su identificación. Tiene una forma de canoa, con una curvatura ventral bien marcada, espora septada con célula apical y célula basal que pueden estar en

forma puntiaguda a encorvada, en forma de pie (Ekwomadu *et al.*, 2023; Retana *et al.*, 2018). La mayoría de las especies del género *Fusarium* producen una estructura de resistencia llamada clamidospora, la cual puede permanecer en latencia en el suelo hasta por más de 40 años. Las clamidosporas se caracterizan por tener una pared conidial gruesa; pueden estar solitarias, en pares, agrupadas o en cadenas (Fernández *et al.*, 2020)

Se han desarrollado diversas estrategias de control químico y cultural para este patógeno, sin embargo, estas estrategias tienen poca eficacia en las patologías causadas por *Fusarium*, ya que produce clamidosporas, inhibidores volátiles y antibióticos altamente resistentes (Ajmal, *et al.*, 2022). Dentro de las estrategias culturales recomendadas incluyen la eliminación de plantas infectadas para reducir el inóculo presente en el suelo, la rotación de cultivos con especies no hospedantes, y evitar el establecimiento de nuevas plantaciones de frutilla en terrenos donde ya se han registrado brotes severos de marchitamiento por *Fusarium*. Asimismo, es fundamental evitar el exceso de nitrógeno en la fertilización y establecer zonas de lavado y desinfección para herramientas, equipos, vehículos y maquinaria que transitan por los cultivos. Para este propósito se recomienda el uso de hipoclorito de sodio al 3 % o amonio cuaternario al 10 % (Henry, 2023). Por su parte, en el control químico se utilizan fungicidas sistémicos, entre los cuales destacan los benzimidazoles, como el Benomil, Carbendazim, Tiabendazol y Tiofanato de Metilo. No obstante, se ha señalado que estos productos podrían tener efectos mutagénicos sobre las plantas, además de favorecer el desarrollo de cepas resistentes del patógeno (Villa-Martínez *et al.*, 2014). El uso intensivo de plaguicidas de síntesis para el control de plagas y patógenos en los sistemas agrícolas ha generado importantes costos ambientales, entre los que se incluyen la disminución de fauna benéfica, la pérdida de biodiversidad y efectos adversos en la salud humana, como intoxicaciones en agricultores y habitantes cercanos a las zonas de cultivo (Salgado, 2015; López *et al.*, 2022).

El control biológico constituye una estrategia fundamental dentro del manejo integrado de plagas y enfermedades, basada en el empleo de microorganismos o de sus metabolitos secundarios para la protección de los cultivos (Galindo *et al.*, 2023). Entre los principales biocontroladores se destacan bacterias como *Pseudomonas fluorescens* y diversos hongos endófitos (Vásquez *et al.*, 2017).

En este sentido, el uso de agentes microbianos endófitos se perfila como una alternativa sostenible y eficaz para el manejo de enfermedades en plantas. Los endófitos son microorganismos capaces de colonizar los tejidos internos de las plantas sin provocar efectos negativos aparentes o inmediatos en sus hospedantes (García, 2022). Estos microorganismos pueden completar parte o la totalidad de su ciclo de vida dentro de la planta, estableciendo una asociación simbiótica de proto-cooperación que resulta en un beneficio mutuo (Vielma, 2020). Los endófitos se encuentran asociados a la mayoría de las especies vegetales, estando presentes de manera natural en los ecosistemas (García, 2022). En esta interacción, la planta proporciona al hongo alimento y un hábitat, mientras que el hongo contribuye a que la planta tolere estrés abiótico, resista plagas y enfermedades, además de promover su crecimiento (Barra *et al.*, 2020). Un ejemplo de lo anterior, lo constituyen los hongos del género *Trichoderma*, los cuales se caracterizan por su acción antagonista frente a patógenos y por su capacidad para inducir mecanismos de defensa en las plantas. Este género ha sido ampliamente estudiado y es reconocido por su eficacia para inducir resistencia en las plantas hospedantes, lo que los posiciona como agentes de biocontrol de uso frecuente en la agricultura, especialmente en el manejo de enfermedades causadas por fitopatógenos (Medina, 2016; Sharma *et al.*, 2023). Estos hongos actúan como probióticos, promoviendo el crecimiento de las plantas a través de diversos mecanismos. Además, su acción como saprófitos les permite descomponer la materia orgánica, contribuyendo así al proceso de nutrición vegetal mediante el incremento en la disponibilidad de macro y micronutrientes, así como en la mejora de la absorción de agua por parte de las plantas (Basto *et al.*, 2023; Cortés *et al.*, 2023).

Distintas especies del género *Beauveria* por su parte, se han reportado como endófitos y antagonistas de enfermedades en plantas, ocasionadas no solo por hongos, sino también por bacterias y virus. La protección que estos endófitos otorgan frente al ataque de patógenos se debe a la acción de mecanismos directos, como la competencia por espacio y nutrientes, el parasitismo y la producción de compuestos antimicrobianos (antibiosis), así como a mecanismos indirectos, entre los que destaca la inducción de respuestas de defensa en la planta hospedera (Barra, 2020; López *et al.*, 2022). Por otro lado, *Metarhizium* es un género fúngico ampliamente reconocido por sus múltiples funciones, tanto

como hongo entomopatógeno utilizado en el control biológico de plagas de insectos, como por su capacidad de establecer relaciones simbióticas con las plantas. Diversos estudios han demostrado el potencial de *Metarhizium* para favorecer el crecimiento y desarrollo de las especies vegetales, ya que este hongo coloniza las raíces de las plantas de manera endofítica (Picardal *et al.*, 2019). Esta interacción planta-hongo permite un intercambio de nutrientes que, a su vez, contribuye a mejorar la tolerancia de las plantas a condiciones ambientales adversas, como la sequía, así como a enfermedades causadas por distintos microorganismos (De León Cáceres *et al.*, 2018).

Los endófitos actúan sobre otras especies microbianas a través de mecanismos directos como la competencia, antibiosis y micoparasitismo, e indirectamente mediante la inducción de resistencia, activando así el sistema de defensa de la planta para resistir la enfermedad (Akram *et al.*, 2023). La competencia constituye un mecanismo fundamental mediante el cual los hongos endófitos impiden la colonización de los tejidos del huésped por parte de patógenos. Estos microorganismos presentan la capacidad de colonizar los tejidos vegetales tanto de forma local como sistémica, aprovechando los nutrientes disponibles y ocupando el espacio, lo que genera un ambiente hostil para el establecimiento y desarrollo de los patógenos. Es relevante señalar que los mecanismos de competencia no suelen actuar de manera aislada, sino que se integran y potencian con otros mecanismos de defensa inducidos por el endófito. Dado que la mayoría de estos mecanismos ejercen efectos directos sobre los patógenos, la colonización sistémica por parte de un microorganismo se vuelve un factor determinante para lograr un antagonismo eficaz (Adeleke *et al.*, 2022; Akram *et al.*, 2023; Arshad *et al.*, 2024). La resistencia sistémica inducida (ISR por sus siglas en inglés), se encuentra comúnmente regulada por las vías de señalización del etileno o del ácido jasmónico, y se caracteriza por no involucrar la regulación positiva de las proteínas relacionadas con la patogenicidad (PR). En contraste, la resistencia sistémica adquirida, (SAR por sus siglas en inglés), suele estar asociada a la infección por patógenos y está mediada principalmente por el ácido salicílico, lo que conlleva, además, la acumulación de proteínas PR. Estas proteínas incluyen diversas enzimas, como quitinasas y β -1,3-glucanasas, que actúan disolviendo directamente las paredes celulares de los patógenos invasores y reforzando las estructuras de la pared

celular de la planta, lo que contribuye a su capacidad de resistir la infección y limitar la muerte celular. Cabe destacar que la inducción de resistencia sistémica mediada por hongos endófitos también puede estar relacionada con el aumento en la expresión de genes asociados a la patogénesis, lo que sugiere que los endófitos pueden activar tanto vías dependientes como independientes de proteínas PR, contribuyendo de manera integral a la defensa de la planta (Arshad *et al.*, 2024. Bhardwaj *et al.*, 2023)

El micoparasitismo representa otro mecanismo empleado por los hongos endófitos para proteger al huésped, al atacar de manera directa a los patógenos fúngicos o a sus estructuras de propagación. Este proceso implica la capacidad de los endófitos de penetrar las hifas de los hongos patógenos y destruir sus paredes celulares mediante procesos de lisis celular, que conduce a la inhibición o eliminación del patógeno. El mecanismo puede dividirse en cuatro etapas. Las dos primeras corresponden al reconocimiento del hongo patógeno por parte del endófito y al crecimiento quimiotrópico del micelio del endófito en dirección al patógeno, posteriormente, se produce el contacto físico directo entre ambos hongos, seguido de la penetración de las células fúngicas del patógeno por parte del endófito, lo que culmina en la degradación de su pared celular y su consecuente destrucción. Esto contribuye a limitar la proliferación de patógenos y representa una estrategia eficaz de biocontrol en sistemas agrícolas (Leon *et al.*, 2022; Akram *et al.*, 2023).

La antibiosis es un mecanismo mediante el cual los hongos endófitos protegen a las plantas al producir metabolitos secundarios con propiedades antifúngicas y antibacterianas, que inhiben el desarrollo de patógenos. Dentro de los metabolitos con actividad antimicrobiana reportados en hongos endófitos se incluyen péptidos, flavonoides, quinonas, fenoles, alcaloides, esteroides, policétidos y terpenos, todos ellos con potencial para ser utilizados en estrategias de biocontrol (Nehra *et al.* 2022; Akram *et al.*, 2023)

El presente estudio tiene como objetivo evaluar la capacidad de colonización endofítica de cepas de los hongos *Beauveria*, *Metarhizium* y *Trichoderma* en plantas de frutilla y determinar su potencial para el control de *Fusarium oxysporum* en la pudrición de raíces y corona. Mediante esta investigación se busca aportar al desarrollo de estrategias sostenibles para el manejo de enfermedades en este cultivo, ofreciendo alternativas viables y ecológicas que

contribuyan a reducir el uso de productos químicos en la agricultura.

MATERIALES Y MÉTODOS

Inoculación y colonización endófitica de cepas de hongos de los géneros *Beauveria*, *Metarhizium* y *Trichoderma* en frutilla.

Se utilizaron nueve cepas de hongos benéficos pertenecientes a la colección del Banco de Recursos Genéticos Microbianos (BRGM) del Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA. Tres cepas corresponden al género *Beauveria*, tres a *Metarhizium* y tres a *Trichoderma* (Tabla 1).

Tabla 1. Cepas seleccionadas del BRGM de INIA con múltiples orígenes utilizadas para ensayos de colonización.

Códigos cepas	Especies	Localización de muestra	Origen
RGM 547	<i>Beauveria peruviansis</i>	Santa Bárbara, Región del Biobío, Chile.	Suelo pradera natural
RGM 570	<i>Beauveria peruviansis</i>	Molina, Región del Maule, Chile.	Suelo <i>Vitis vinifera</i>
RGM 644	<i>Beauveria peruviansis</i>	Icalma, Región de La Araucanía, Chile	Pasto de pradera natural
RGM 447	<i>Metarhizium brunneum</i>	Vallenar, Región de Atacama, Chile	Pasto de pradera natural
JFD1_6C1	<i>Metarhizium</i> sp.	Robinson Crusoe, Región de Valparaíso, Chile	Suelo bajo <i>Fagara mayu</i>
RGM 3264	<i>Metarhizium brunneum</i>	Parral, Región del Maule, Chile	Pasto de pradera natural
RGM 3477	<i>Trichoderma inhamatum</i>	Robinson Crusoe, Región de Valparaíso, Chile	Sustrato bajo <i>Nothomyrcia fernandeziana</i>
RGM 3476	<i>Trichoderma inhamatum</i>	Robinson Crusoe, Región de Valparaíso, Chile	Suelo bajo <i>Ugni molinae</i>
JFD1 61	<i>Trichoderma</i> sp.	Robinson Crusoe, Región de Valparaíso, Chile	Suelo rizosferico bajo <i>Azara serrata</i>

Para la inoculación de las cepas se realizó un rayado con asa estéril al centro de la placa de Petri, en medio de cultivo agar papa dextrosa (APD) más 0,025 g L⁻¹ de cloranfenicol. Las cepas se inocularon por 10 días en cámaras de crecimiento en oscuridad a temperatura de 24 ± 2 °C. Terminando ese periodo, se prepararon inóculos de cada cepa suspendiendo los conidios en tubos de ensayo previamente esterilizados, los cuales contenían agua destilada estéril y Tween 20 (0,01 %), este proceso se realizó en gabinete de bioseguridad. Luego, se

contaron conidios obtenidos en cámara de Neubauer y se ajustaron a concentraciones de 1×10^7 conidios mL⁻¹.

Se utilizaron macetas de 500 mL con sustrato compuesto por perlita, turba, compost y vermiculita (2:2:2:1), previamente esterilizado en dos ocasiones a 120 °C por una hora y 793 kPa. A continuación, se estableció una planta de frutilla del cultivar Albión por cada maceta y fueron mantenidas en invernadero por 10 días. Luego, las plantas se separaron en dos grupos; plantas inoculadas con 15 mL de solución en las hojas y plantas inoculadas a través del sustrato con una suspensión de en forma 1×10^7 conidios mL⁻¹, se mantuvieron por 20 días más en las condiciones antes descritas. Se regaron con 15 mL de agua destilada estéril cada 4 días, con una temperatura que oscilaba entre 28 a 30 °C y un fotoperiodo de 13 h de luz y 11 h de oscuridad. Transcurridos 20 días se extrajeron las plantas de las macetas sin dañar las raíces y se lavaron con agua potable para lograr extraer la mayor cantidad de residuos. A continuación, en gabinete de bioseguridad, se procedió a separar cada estructura de la planta, mediante cortes en raíz y hojas. Los tejidos fueron desinfectados en etanol 70 % por 20 segundos, luego el hipoclorito de sodio 1,5 % durante 3 min, nuevamente en etanol 70 % por 20 s y finalmente se realizaron cinco enjuagues en agua destilada estéril de un minuto cada uno, se dejaron sobre papel absorbente estéril para su secado. Finalizada la desinfección se realizaron 10 cortes por estructura, para el caso de las raíces y tallos se cortaron trozos 8 mm de largo y las hojas en discos de 5 mm, los que se distribuyeron en placas de Petri con medio de cultivo agar noble (Difco) al 1 % más 0,025 g L⁻¹ de cloranfenicol. Las placas se incubaron en cámara de crecimiento en oscuridad a 24 ± 2 °C durante 30 días y a partir del quinto día se realizaron observaciones para determinar la colonización endófito (micelio del hongo emergiendo sobre el interior del tejido) (Ortiz *et al.*, 2021). De 10 y 15 días después se realizaron nuevas observaciones con el fin de hacer seguimiento al crecimiento del hongo. Para descartar contaminación en el proceso de desinfección se realizaron dos controles, en el primer control se tomó una alícuota del último lavado en agua destilada estéril y se inoculó sobre APD. Para segundo control, se tomó un trozo de hoja, tallo y raíz y se imprimió una cara sobre una placa de Petri con APD. Se llevaron a cámara de crecimiento a 24 ± 2 °C en oscuridad por 5 días.

Este mismo procedimiento se repitió para otro grupo de plantas que

mantenidas por 60 y 90 días en cámaras de crecimiento con el objetivo evaluar el crecimiento del hongo desde el interior de los tejidos (García, 2015)

La unidad experimental fue la maceta de 500 mL la cual contenía una planta de frutilla. Se establecieron cuatro repeticiones por cada cepa y método de inoculación. La colonización endófito fue calculada en porcentaje de colonización endófito (PCE) que es la relación entre partes con colonización del hongo y el total de partes. Para los siguientes ensayos se seleccionaron las tres cepas con el mayor porcentaje de colonización endófito, considerando una representación por género.

Evaluación del efecto antifúngico *in vitro*

Se utilizó la cepa RGM 2725 patógena de frutilla identificada molecularmente como *Fusarium oxysporum*. La cepa fue inoculada y re- aislada desde tejidos vegetales de plantas de frutilla cultivar Albión, el 04 de febrero de 2022. Se sembró en placas de Petri con APD más cloranfenicol a 23 ± 2 °C en oscuridad.

Se sembraron conidios en placa de Petri con APD de las cepas que resultaron endófitas en el ensayo de colonización, por 5 días en cámaras de crecimiento a 24 ± 2 °C en oscuridad. Terminando el tiempo de incubación, se prepararon inóculos de cada cepa en tubos de ensayos con agua destilada estéril y Tween 20 (0,01 %). Bajo gabinete de bioseguridad, se inocularon discos de papel filtro estéril con 10 µL de una suspensión de 1×10^6 conidios mL⁻¹. Los discos de papel fueron ubicados a 1,5 cm del borde de una placa de Petri de 10 cm con APD más 0,025 g L⁻¹ de cloranfenicol, se incubaron a 22 ± 3 °C por 5 días de oscuridad, tiempo aproximado en que el patógeno en ausencia de la cepa endófito se demoró en llegar al extremo contrario de la placa de Petri (García, 2015) Se establecieron diez repeticiones por cada cepa y se determinó el porcentaje de inhibición del crecimiento radial del patógeno (PICRP), donde se midió el crecimiento del patógeno en presencia y ausencia del endófito (Formula 1) (Pincay *et al.*, 2020)

Fórmula1:

$$\text{PICRP} = \frac{\text{Crecimiento radial del patógeno} - \text{Crecimiento radial del patógeno junto al endófito}}{\text{Crecimiento del patógeno}} \times 100$$

Evaluación del efecto antagónico *in vivo*

Se utilizaron las tres cepas con mayor porcentaje de colonización endófitas en frutilla en el ensayo *in vitro* y la cepa de *F. oxysporum*, RGM 2725. Se prepararon los inóculos de las cepas de *Beauveria* y *Trichoderma* a una concentración de 1×10^7 conidios mL^{-1} en tubos con agua destilada estéril y Tween 20 (0,01 %). En el caso del patógeno se sembró en placa de Petri con APD y se preparó el inóculo de igual forma que el de las cepas endófitas. Las plantas de frutillas se plantaron en macetas de 500 mL con sustrato de compost, perlita, tuba y vermiculita en la razón 2:2:2:1, previamente esterilizado dos veces en autoclave a 121 °C con 793 kPa por 1 hora. Se mantuvieron por 20 días en invernadero. Se realizó la inoculación de las cepas de endófitos al follaje, aplicándose el inóculo en una suspensión en forma 1×10^7 conidios mL^{-1} . A los diez días, se realizó la inoculación del patógeno mediante la aplicación de 1 mL de una suspensión en forma 1×10^7 conidios mL^{-1} al suelo por maceta, concentrándose en el cuello y raíces de las plantas. Se estableció un segundo ensayo donde nuevas plantas se inocularon las cepas de los endófitos en una suspensión en forma 1×10^7 conidios mL^{-1} al sustrato en especial cerca del cuello de la planta. A los diez días, se realizó la inoculación del patógeno mediante la aplicación de 1 mL de una suspensión de 1×10^7 conidios mL^{-1} también al cuello.

Todas las macetas se inocularon en invernadero fotoperiodo de 13 horas de luz y 11 horas de oscuridad durante 20 días desde la siembra, transcurridos los 30 días desde la inoculación del patógeno, las plantas fueron extraídas de la macetas plásticas y lavadas con agua potable para eliminar sustrato y contaminantes. Luego fueron rotuladas y se realizaron cortes longitudinales en la corona con un bisturí para determinar el índice de la enfermedad (IE) (Fórmula 2) (Rodríguez *et al.*, 2021). La unidad experimental de este ensayo fue una planta y se realizaron cinco tratamientos: tres cepas seleccionadas, un testigo absoluto con agua destilada y un testigo positivo con el patógeno, con diez repeticiones de cada uno. Se estimó la susceptibilidad de la enfermedad a través del software Image J (open source) estimando el daño del patógeno en la corona (cm^2) por el Índice de severidad en corona.

Formula 2:

$$\text{ISC (\%)} = \frac{\text{Promedio del área de corona con necrosis}}{\text{Promedio del área total de la corona}} \times 100$$

Análisis estadístico

En todos los experimentos se utilizó un diseño completamente al azar. Los datos fueron analizados mediante análisis de varianza (ANOVA) ($P \leq 0,05$) utilizando el software Infostat, versión 2011 (Di Rienzo *et al.*, 2011), verificando previamente la normalidad y homogeneidad de varianza. La comparación de medias de la evaluación de antagonismo se realizó con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher (F-LSD) ($P < 0,05$). Los datos que no cumplieron la prueba de normalidad, como el ensayo de colonización endofítica fueron analizados con la prueba no paramétrica de Kruskal- Wallis ($P \leq 0,05$). Para la comparación de pares y la separación de grupos, se empleó la prueba de comparación múltiple de rangos promedio de Conover ($P \leq 0,05$).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

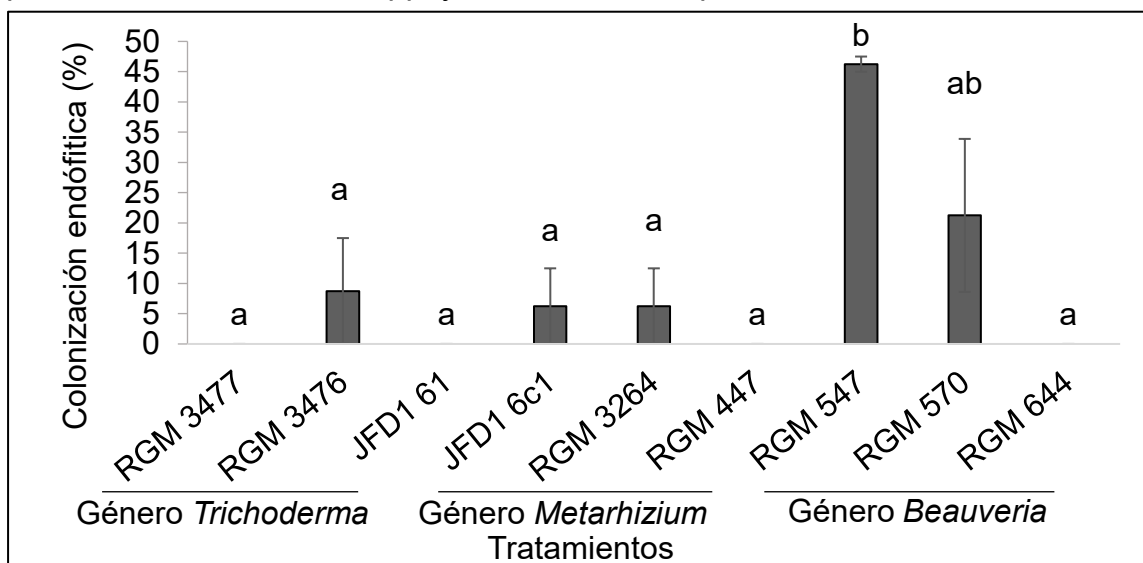
Inoculación y colonización endófitica de cepas entomopatógenas *Beauveria peruviansis*, *Metarhizium spp* y *Trichoderma spp.* en frutilla.

De las nueve cepas evaluadas, cinco demostraron capacidad de colonización endofítica en plantas de frutilla. Las cepas que presentaron el mayor grado de colonización correspondieron al género *Beauveria* (RGM 547 y RGM 570), seguidas por cepas del género *Trichoderma* (RGM 3476), y en menor proporción, las pertenecientes al género *Metarhizium* (JFD1 6c1 y RGM 3264). La Figura 1 muestra los niveles de colonización endofítica observados en las distintas cepas o tratamientos, evaluados.

Según aquello (Figura1)., las cepas RGM 3477, JFD1 61 (género *Trichoderma*), RGM 644 (género *Beauveria*) y RGM 447 (género *Metarhizium*) no lograron colonizar los tejidos de plantas de frutilla, por lo que fueron descartadas de las siguientes evaluaciones.

La colonización de los tejidos en plantas de frutilla por cepas de los géneros *Beauveria* y *Metarhizium* concuerda con estudios, donde se ha demostrado la capacidad endofítica y efectos bioestimulantes en plantas (Aragón *et al.*, 2018). Otro estudio realizado usando *Metarhizium* como endófito fue el realizado por Jaber y Enkerli (2016), donde demuestra el potencial de *M. brunneum* para colonizar sistémicamente diferentes partes de *V. faba* y mejorar el crecimiento de las plantas después de su aplicación.

Figura 1. Porcentaje de colonización endofítica total de las cepas de *Beauveria peruviansis*, *Metarhizium* spp. y *Trichoderma* en plantas de frutilla.



Letras distintas entre barras indican diferencias significativas de acuerdo a Kruskal Wallis ($P \leq 0,05$).

Analizando el porcentaje de colonización endofítica (PCE) de las cepas que lograron establecerse como endófitas se observa que se presentaron resultados variados entre especies, revelando diferencias significativas entre los tratamientos. *Beauveria peruviansis* RGM 547 presentó el mayor PCE, alcanzando un valor cercano al 45 %, mientras la cepa RGM 570 mostró un nivel de colonización en torno al 25 %. Esto indica que esta cepa no se diferenció significativamente ni del grupo con mayor colonización (RGM 547) ni de los tratamientos con colonización más baja. Tal como se explica (Figura 1), *Trichoderma inhamatum* (RGM 3476), *Metarhizium* sp (JFD16C1), *Metarhizium brunneum* (RGM 447 y RGM 3264) exhibieron niveles bajos de colonización endofítica, con un PCE generalmente inferiores al 10-15 %.

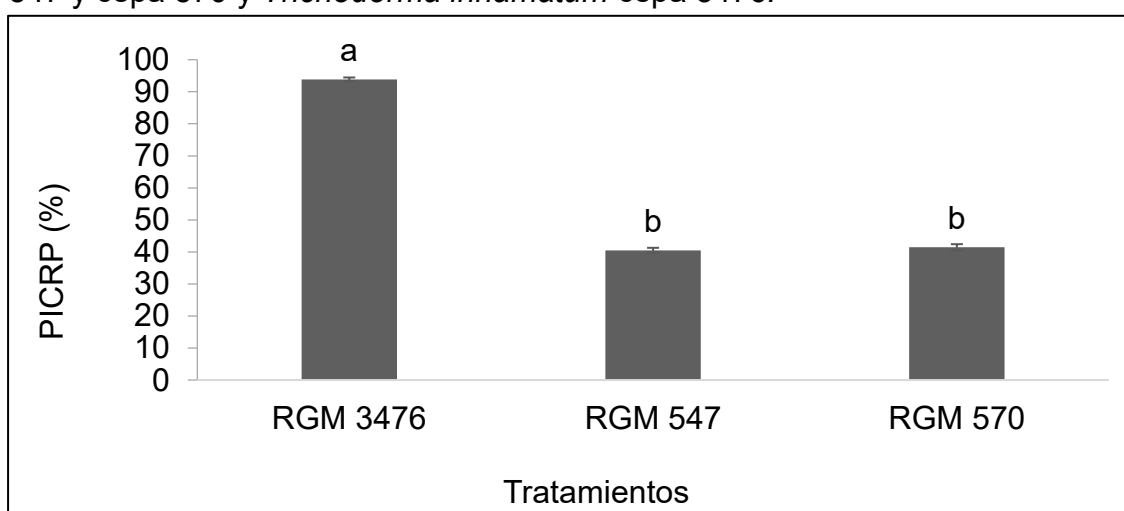
Estudios previos han documentado la variabilidad en la capacidad de cepas de *Trichoderma* para establecerse como endófitos en distintos hospedadores. *Trichoderma harzianum* CECT 2413 puede crecer en las raíces de tomate y también colonizar raíces de olivo (Basińska-Barczak *et al.*, 2020). Álvarez *et al.* (2024) verificaron la colonización de diez cepas de *Trichoderma* en diferentes órganos de plántulas de quinua, aunque con distinta eficiencia, lo que podría explicar porque otras cepas de *Trichoderma* si colonización las plantas de frutilla. Mochen (2025) reportó que *B. bassiana* logró establecerse y mantenerse como

endófito en plantas de soja durante más de un mes a lo largo del ensayo.

Evaluación del efecto antifúngico *in vitro*

La Figura 2 muestra los resultados del cultivo dual donde se observa actividad antifúngica bajo condiciones *in vitro* de diferentes cepas endófitas (*T. inhamatum* RGM 3476, *B. peruviansis* RGM 547 y RGM 570) sobre el crecimiento de *Fusarium oxysporum*, evaluado mediante el Porcentaje de Inhibición del Crecimiento Radical del Patógeno (PICRP).

Figura 2. Porcentaje de inhibición del crecimiento radial del patógeno (PICRP) de *Fusarium oxysporum* frente a cepas endófitas de *Beauveria peruviansis* RGM 547 y cepa 570 y *Trichoderma inhamatum* cepa 3476.

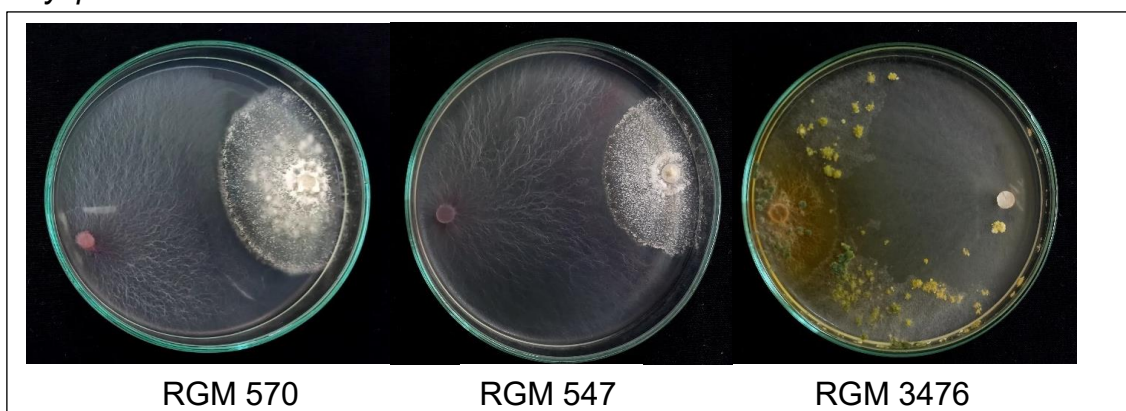


Letras distintas sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de diferencias mínima significativa LSD de Fisher (F-LDS) ($P \leq 0,05$).

Trichoderma inhamatum RGM 3476 presentó el mayor PICRP, alcanzando valores cercanos al 90 % y siendo estadísticamente superior al de las otras dos cepas de *B. peruviansis* evaluadas (Figura 2). Estos resultados coinciden con estudios previos, donde cepas de *Trichoderma* fueron seleccionadas por su capacidad antifúngica atribuida a la producción de metabolitos con efecto fungistático, los cuales retardan el crecimiento micelial de fitopatógenos como *F. oxysporum* y *Colletotrichum gloeosporioides* (García *et al.*, 2018). El mecanismo de biocontrol de *Trichoderma* sobre *Fusarium* se asocia principalmente a su elevada velocidad de crecimiento micelial, lo que le permite invadir rápidamente las colonias del patógeno, compitiendo eficazmente por espacio, nutrientes y recursos metabólicos. Adicionalmente, se ha descrito su capacidad para inhibir

la esporulación y la germinación de esporas de hongos fitopatógenos (Rodríguez *et al.*, 2021) (Figura 3 RGM 3476). Por su parte, las cepas de *B. peruviansis* RGM 547 y RGM 570 mostraron PICRP significativamente menores, cercanos al 60 % (Figura 2). Estos resultados son consistentes con otras investigaciones que reportan la capacidad de cepas del género *Beauveria* para inhibir el crecimiento micelial *in vitro* de diversos patógenos de plantas, tanto transmitidos por el suelo como foliares, incluyendo *Gaeumannomyces tritici*, *Armillaria mellea*, *Rosellinia necatrix*, *F. oxysporum*, *Botrytis cinerea* y *Rhizoctonia solani* (Pérez, 2020) (Figura 3 RGM 570 y 547). En conjunto, los resultados del presente estudio indican que *T. inhamatum* RGM 3476 posee un efecto antifúngico significativamente superior frente a *F. oxysporum* en comparación con las otras cepas evaluadas, lo que la posiciona como una alternativa potencialmente efectiva para el biocontrol de este patógeno. Si bien las cepas de *B. peruviansis* RGM 547 y RGM 570 también demostraron actividad antifúngica, su efecto fue de menor intensidad.

Figura 3. Cultivos duales de cepas de *Beauveria peruviansis* RGM 570, RGM 547 *Trichoderma inhamatum* RGM 3476 frente al patógeno *Fusarium oxysporum*.



Patógeno *Fusarium oxysporum* a la izquierda y endófito a la derecha.

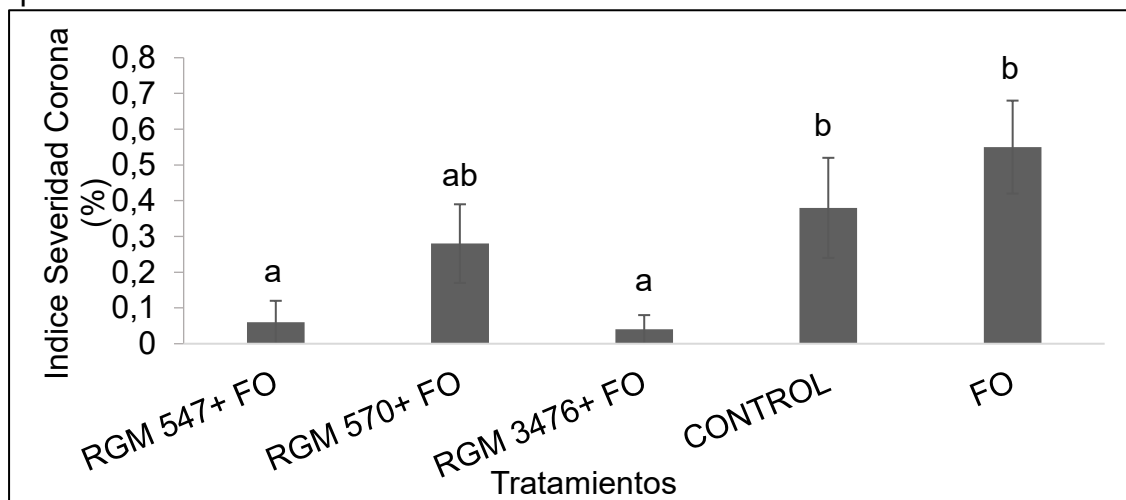
Evaluación del efecto antagónico *in vivo* de cepas endófitas a *Fusarium oxysporum* en plantas de frutillas

Evaluación de severidad mediante inoculación de endófitos en el sustrato.

Los tres tratamientos inoculados con las cepas endófitas de *B. peruviansis* RGM 570 RGM 547 y *T. inhamatum* RGM 3476 en el sustrato de las plantas y el patógeno *F. oxysporum* mostraron síntomas de la enfermedad, con índice de severidad en corona (ISC) entre el 4 % y 55 % (Figura 4). Todos los tratamientos

presentaron ISC menor al 55 %, donde los tratamientos con *T. inhamatum* RGM 3476 y *B. peruviansis* RGM 547 presentaron los menores ISC destacando entre los demás tratamientos con un 4 y 6 % respectivamente ($P \leq 0,05$) (Figura 4).

Figura 4. Índice de severidad en corona de plantas de frutilla con los distintos tratamientos de cepas endófitas de *Beauveria peruviansis* RGM 547 y RGM 570 y *Trichoderma inhamatum* RGM 3476 frente a *Fusarium oxysporum* (FO), y un control no tratado, después de inocular los microorganismos al sustrato de las plantas.



Letras distintas sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de diferencias mínima significativa LSD de Fisher (F-LDS) ($P \leq 0,05$).

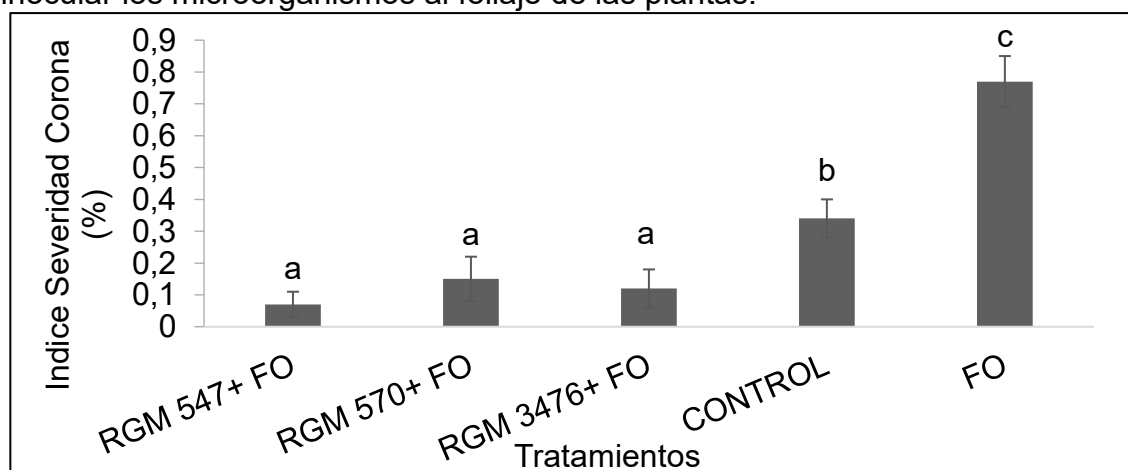
Los tratamientos *B. peruviansis* RGM 547 y *T. inhamatum* RGM 3476 demostraron ser los más efectivos en la reducción de la severidad de *Fusarium oxysporum* (Figura 4). En el caso de *Trichoderma inhamatum*, este efecto podría atribuirse a sus propiedades antagonicas descritas en la literatura, asociadas a la activación de múltiples mecanismos de biocontrol, tales como la competencia por nutrientes y espacio, el micoparasitismo, la antibiosis, la promoción del crecimiento vegetal y la inducción de respuestas de defensa en la planta. Sin embargo, estos mecanismos no fueron evaluados directamente en el presente estudio, por lo que su participación se infiere a partir de antecedentes.

Diversos estudios han demostrado que especies de *Trichoderma* secretan enzimas hidrolíticas que degradan la pared celular de hongos fitopatógenos, entre las que destacan proteasas, quitinasas y glucanasas, provocando la retracción de la membrana plasmática y la desorganización del citoplasma del patógeno, además de inhibir la germinación de esporas y la elongación del tubo germinativo (Hernández-Melchor et al., 2019). Por su parte, *Beauveria* ha sido

descrita como un microorganismo capaz de limitar la actividad de patógenos mediante la producción de enzimas hidrolíticas, tales como quitinasas, glucanasas, proteasas y lipasas, las cuales cumplen un rol fundamental en los procesos de invasión y degradación del organismo blanco (Paredes *et al.*, 2016). No obstante, la actividad enzimática de *Beauveria* no fue evaluada en este estudio, por lo que su posible contribución a la reducción de la severidad observada se sustenta en antecedentes reportados en la literatura.

Evaluación de severidad mediante inoculación de endófitos en la hoja. Los tres tratamientos inoculados con cepas endófitas de *B. peruviansis*, *T. inhamatum* en el follaje de plantas de frutilla y el patógeno *F. oxysporum* en el sustrato de las plantas mostraron síntomas de la enfermedad, con ISC entre el 7 % y 15 % (Figura 5).

Figura 5. Índice de severidad en corona de plantas de frutilla obtenido con *Beauveria peruviansis* RGM 547 y RGM 570 y *Trichoderma inhamatum* RGM 3476 frente a *Fusarium oxysporum* (FO) y un control no tratado, después de inocular los microorganismos al follaje de las plantas.



Letras distintas sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de diferencias mínima significativa LSD de Fisher (F-LDS) ($P \leq 0,05$).

Todos los tratamientos presentaron ISC menor al 77 % obtenido por el tratamiento con *Fusarium oxysporum*, donde los tratamientos RGM 547 y RGM 3476 presentaron los menores ISC (7 y 12 %, respectivamente) y diferenciándose del tratamiento RGM 570 que obtuvo un 15 % de ISC ($P \leq 0,05$) (Figura 5).

Siguiendo una tendencia similar a la observada en el ensayo de severidad mediante inoculación de endófitos en el sustrato. Estos resultados indican que

B. peruviansis RGM 547 y *T. inhamatum* RGM 3476 tienen la capacidad de inhibir la infección por *F. oxysporum* (Figura 5), pudiendo esto estar asociado a colonizar y establecerse en los tejidos internos de la planta al ser inoculados al follaje y el sustrato, sugiriendo que estos microorganismos benéficos pueden establecerse en los tejidos de la planta sin causar daños aparentes al huésped y ejercer una actividad antagonista como se ha descrito en otras especies (Oukala *et al.*, 2021).

Los tratamientos inoculados únicamente con el patógeno, en ambos ensayos, presentaron el mayor ISC, con valores de 77 % y 55 % (Figura 5). Se observó una pudrición progresiva en las raíces, sin llegar a afectar el sistema vascular. El crecimiento del patógeno provocó la formación de tejidos decolorados que evolucionaron a manchas necróticas de color marrón a negro, las cuales finalmente condujeron en algunos casos a la pudrición total de la planta como ha sido descrito por otros autores (Edel-Hermann *et al.*, 2019).

CONCLUSIONES

1. *Beauveria peruviansis* RGM 547, RGM 570, *Trichoderma inhamatum* RGM 3476, *Metarhizium* sp. JFD16C1 y *Metarhizium brunneum* RGM 3264 colonizan endófitamente a plantas de frutillas. En contraste, *Metarhizium brunneum* RGM 447, *Beauveria peruviansis* RGM 644 y *Trichoderma inhamatum* RGM 3477 y *Trichoderma* sp. JFD1 61 evaluadas no presentaron capacidad de colonización endofítica en frutilla, lo que demuestra que hay distintas habilidades de colonización endofítica entre especies y cepas.
2. Todas las cepas endofíticas evaluadas presentaron antagonismo *in vitro* frente a *Fusarium oxysporum*, siendo la cepa de *Trichoderma inhamatum* RGM 3476 la de mayor acción.
3. Las cepas RGM 3476 de *Trichoderma inhamatum* y RGM 547 de *Beauveria peruviansis* reducen daños en corona de frutilla frente a *Fusarium oxysporum*.

REFERENCIAS

1. Adeleke, B.S., M.S. Ayilara and S.A. Akinola. 2022. Biocontrol mechanisms of endophytic fungi. *Egypt. J. Biol. Pest Control.* 32(46): 1-17.
2. Ajmal, M., A. Hussain, A. Ali, H. Chen and H. Lin. 2022. Strategies for

- controlling the sporulation in *Fusarium* spp. *J. Fungi*. 9(1): 10.
3. Akram, S., A. Ahmed, P. He, Y. Liu, Y. Wu, S. Munir y Y. He. 2023. Uniting the role of endophytic fungi against plant pathogens and their interaction. *J. Fungi*. 9(1): 72.
 4. Álvarez, S.E., J. Solís, M.G. Jásem de Romero y M.R. Benítez Ahrendts. 2024. Colonización endofítica de cepas locales de *Trichoderma asperelloides* en plantas de quinua, Jujuy-Argentina. *Investig. Agrar.* 26(1): 14–21.
 5. Aragón, S.M. y C. Beltrán-Acosta. 2018. Los hongos endófitos en el control biológico de fitopatógenos e insectos plaga. *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*. 2: 850–877.
 6. Arshad, A., T. Ahmed, E. Ibrahim, M. Ibrahim, K. Phin Chong and J. Hong Yong. 2024. A review on mechanisms and prospects of endophytic bacteria in biocontrol of plant pathogenic fungi and their plant growth-promoting activities. *Heliyon*. 10(11): 2–16.
 7. Bañados, M.P., C. Bonomelli, R. Figueroa, M. Gamberdella, B. Ávila, B. Sallato, G. Córdovez y D. Villagra. 2015. *Manual del cultivo de frambuesas y frutilla en Chile*. pp: 1–65. INDAP – Facultad de Agronomía, Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago, Chile.
 8. Barra, B.L., K. Parra, J. Ortiz y P. Parra. 2020. Hongos endófitos: innovadora alternativa de protección vegetal. *Tierra Adentro* 113(2): 8–11.
 9. Barra, L.M. 2020. *Beauveria bassiana* endófita: agente de promoción de crecimiento vegetal y de biocontrol en tomate. Tesis, Doctor en Ciencias de la Agronomía. Universidad de Concepción, Facultad de Agronomía. Chillán, Chile.
 10. Basińska-Barczak, A., L. Błaszczuk y K. Szentner. 2020. Plant cell wall changes in common wheat roots as a result of their interaction with beneficial fungi of *Trichoderma*. *Cells*. 9(10): 2319.
 11. Basto, C.I., E. Hernández, J.C. Alejo y M.J. Zavala. 2023. Hongos micorrícicos arbusculares y *Trichoderma* en *Capsicum annuum* disminuyen el daño inducido por *Meloidogyne incognita*. *Temas Agrarios* 28(1): 37–45.
 12. Bhardwaj, M., S. Kailoo, R.T. Khan, S.S. Khan y S. Rasool. 2023. Harnessing fungal endophytes for natural management: a biocontrol perspective. *Front. Microbiol.* 14:1280258.
 13. Cortés-Hernández, F., G. Alvarado y G. Sánchez. 2023. *Trichoderma* spp.: una alternativa para la agricultura sostenible: una revisión. *Rev. Colomb. Biotecnol.* 25(2): 73–87.

14. De León Cáceres, A., A. Durón, I. Piña, J.C. Torres y I. Padilla. 2018. Efecto del hongo *Metarhizium* en el crecimiento de *Amaranthus hypochondriacus*. *Rev. Jón. Cienc.* 4(1): 748–753.
15. Di Rienzo, J.A., F. Casanoves, M.G. Balzarini, L. González, M. Tablada y C. Robledo. 2011. *InfoStat*. Versión 2011. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba. Córdoba, Argentina.
16. Edel-Hermann, V. y C. Lecomte. 2019. Current status of *Fusarium oxysporum* formae speciales and races. *Phytopathology* 109(4): 512–530.
17. Ekwomadu, T. y M. Mwanza. 2023. *Fusarium* fungi pathogens, identification, adverse effects, disease management, and global food security. *Agriculture* 13(9).
18. Fernández-Mendiola, J.A., M. Silva-Valenzuela, G.A. Zita-Padilla y M. Espadas-Reséndiz. 2020. *Colección de hongos fitopatógenos*. AgroUNAM. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM. México.
19. Galindo, L. y A. Mosquera. 2023. Biocontrol de *Fusarium* spp. en el cultivo de vainilla: un nuevo modelo de estudio. *Temas Agrarios* 28(1): 95–114.
20. García, H.A. 2022. Bioprospección de hongos endófitos de *Neochamaelea pulverulenta* para el control de plagas agrícolas. Tesis, Máster propio en Agroecología, Soberanía Alimentaria, Ecología Urbana y Cooperación al Desarrollo Rural. Universidad de La Laguna. España.
21. García, L.A. 2015. Hongos endófitos presentes en especies forrajeras de la región pampeana, evaluación de su potencial como agentes antagónicos y productores de metabolitos bioactivos. Tesis, Magíster en Manejo y Conservación de Recursos Naturales. Universidad Nacional de Rosario, Facultad de Ciencias Agrarias. Santa Fe, Argentina.
22. García, V.J. 2018. Evaluación del efecto fungicida de cepas de *Trichoderma* nativas del estado de Querétaro. Tesis, Maestro en Ciencias. Universidad Autónoma de Querétaro, Facultad de Ciencias Naturales. Querétaro, México.
23. Henry, P.H. 2023. *Fusarium oxysporum* f. sp. *fragariae*: marchitez por *Fusarium* en fresa. pp: 1–8. Ficha Técnica N°10. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. México.
24. Hernández-Melchor, D., R. Ferrera-Cerrato y A. Alarcón. 2019. *Trichoderma*: importancia agrícola, biotecnológica y sistemas de fermentación para producir biomasa y enzimas de interés industrial. *Chil. J. Agric. Anim. Sci.* 35(1): 98–112.
25. Jaber, L.B. y J. Enkerli. 2016. Effect of seed treatment duration on growth and colonization of *Vicia faba* by endophytic *Beauveria bassiana* and *Metarhizium brunneum*. *Biol. Control* 103: 187–195.

26. Leon-Ttacca, B., R.J. Yactayo-Yataco, A. Astete-Farfán, L.L. Mattos Calderón y J.C. Arestegui-Cantoral. 2022. Antibiosis y micoparasitismo de hongos endófitos sobre el agente causal del moho gris del arándano (*Botrytis cinerea*). *Bioagro* 34(3): 209–220.
27. López, H., N. Ruíz, R. Meza y V. Ruíz. 2022. Antifungal potential of *Beauveria bassiana* on *Solanum lycopersicum* L. infected with *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. *Phyton* 92(4): 1235–1255.
28. Medina, S. 2016. Mecanismos de protección de *Trichoderma* sp. y patogénesis de *Fusarium oxysporum* en nardo (*Polianthes tuberosa*). Posgrado en Ciencias de la Floricultura. CIATEC. Guadalajara, Jalisco, México.
29. Mochen, T.A. 2025. Dinámica de colonización de *Beauveria bassiana* durante su establecimiento como endófito en *Glycine max*. Tesis de grado. Universidad Nacional de La Plata, Facultad de Ciencias Exactas. La Plata, Argentina.
30. Muñoz, M. 2025. *Observatorio para la Innovación Agraria, Agroalimentaria y Forestal*. Boletín de fruta. ODEPA, Ministerio de Agricultura. Gobierno de Chile.
31. Nehra, S., R. Gothwal, S. Dhingra, A.K. Varshney, P.S. Solanki, P. Meena, P.C. Trivedi y P. Ghosh. 2022. Mechanism of antagonism: hyperparasitism and antibiosis. pp: 257–277. In: A. Kumar (Ed.). *Biocontrol microbiano: agricultura sostenible y manejo de fitopatógenos*. Springer. Cham, India.
32. Obregón, V., J. Ibáñez y T. Lattar. 2020. *Guía para la identificación de las enfermedades de frutilla*. pp: 6–37. Ediciones INTA. Estación Experimental Agropecuaria Bella Vista. Argentina.
33. ONUDI. 2015. Cultivo de frutilla en una realidad sin bromuro de metilo en Chile. ONUDI. Santiago, Chile.
34. Ortiz, E.E., F. Villegas, H. Ramírez, L. Hernández y J. Marín. 2020. La inoculación con hongos endófitos entomopatógenos en semilla genera una respuesta fisiológica y promueve el crecimiento vegetal en plantas de chile poblano en invernadero. *Nova Scientia* 12(25).
35. Oukala, N., K. Aissat y V. Pastor. 2021. Bacterial endophytes: the hidden actor in plant immune responses against biotic stress. *Plants* 10(5): 1012.
36. Paredes, M., O. Nolasco, R. Acuña y A. Gutiérrez. 2016. Expresión de genes quitinasas de *Beauveria bassiana* frente a sustratos de *Fusarium oxysporum* y *Peronospora variabilis*. *Scientia Agropecuaria* 7(1): 239–244.

37. Pérez, J.A. 2020. Extractos vegetales y *Beauveria bassiana* como control biológico en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). Tesis, Maestro en Ciencias de Ingeniería Bioquímica. Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez. México.
38. Picardal, J.P. y M. Picardal. 2019. Antagonistic activity of *Metarhizium anisopliae* against phytopathogenic *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. *CNU J. High. Educ.* 13(1): 25–33.
39. Pincay, A., M. Noboa, W. Viera, K. Herrera, A. León y T. Jackson. 2021. Evaluación in vitro del potencial antagonista de *Trichoderma* sp. y hongos endófitos de mora (*Rubus glaucus* Benth.) para el control de *Botrytis cinerea*. *J. Sci. Res.* 6(1): 109–124.
40. Portal del Campo. 2023. Dan impulso a la producción de frutos rojos en La Araucanía <https://www.portaldelcampo.cl/Noticias/88498_Dan-impulso-a-la-producci%C3%B3n-de-frutos-rojos-en-La-Araucan%C3%ADa.html> [Consulta: 07 julio 2025].
41. Portal Frutícola. 2023. El éxito frutillero está en la tecnología para medir y controlar factores agroclimáticos <<https://www.portalfruticola.com/noticias/2023/12/14/el-exito-frutillero-esta-en-la-tecnologia-para-medir-y-controlar-factores-agroclimaticos>> [Consulta: 07 julio 2025].
42. Retana, K., J. Ramírez-Coché, O. Castro y M. Blanco-Meneses. 2018. Caracterización morfológica y molecular de *Fusarium oxysporum* f. sp. *apii* asociado a la marchitez del apio en Costa Rica. *Agron. Costarric.* 42(1): 115–126.
43. Rodríguez, M., R. Campo, C. Cardona, E. Manjarres y B. Rossi. 2021. *Trichoderma* spp. biocontrolador de marchitez vascular (*Fusarium* spp.) de la berenjena en el Caribe colombiano. *Rev. Bio. Agro.* 19(2): 158–169.
44. Salgado, S.R. 2015. Agricultura sustentable y sus posibilidades en relación con consumidores urbanos. *Estud. Soc.* 23(45): 113–140.
45. Sharma, I., A. Raina, M. Choudhary, S. Kaul y M.K. Dhar. 2023. Fungal endophyte bioinoculants as a green alternative towards sustainable agriculture. *Heliyon* 9(9): 2–17.
46. Vásquez-Ramírez, L.M. y J. Castaño-Zapata. 2017. Manejo integrado de la marchitez vascular del tomate (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*). *Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient.* 20(2): 363–374.
47. Vielma, O.A. 2020. Hongos endófitos asociados a *Malesherbia auristipulata ricardi*. Memoria de título, Ingeniero Agrónomo. Universidad de Tarapacá, Facultad de Ciencias Agronómicas. Arica, Chile.

48. Villa-Martínez, A., R. Pérez, H.A. Morales, M. Basurto, J.M. Soto y E. Martínez. 2014. Situación actual en el control de *Fusarium* spp. y evaluación de la actividad antifúngica de extractos vegetales. Acta Agron. 64(2): 194-205.