



Evaluación del efecto de los compuestos fenólicos de *Zingiber Officinale* (Roscoe L.) en el desarrollo de plantas de crecimiento rápido y su grado de micorrización

Yáñez Quisaguano, Zaskia Liseth

Departamento de Ciencias de la Vida y la Agricultura

Carrera de Biotecnología

Trabajo de integración curricular, previo a la obtención del título de Ingeniera en Biotecnología

Medina, María Emilia Ph.D.

27 de febrero del 2023

Informe de originalidad

NOMBRE DEL CURSO

REVISIÓN TESIS

NOMBRE DEL ALUMNO

ZASKIA LISETH YANEZ QUISAGUANO

NOMBRE DEL ARCHIVO

TESIS-GOOGLEDOC ZASKIA YANEZ

SE HA CREADO EL INFORME

23 feb 2023

Resumen

Fragmentos marcados	2	0,2 %
Fragmentos citados o entrecomillados	1	0,2 %

Coincidencias de la Web

espe.edu.ec	1	0,2 %
scielo.org.pe	1	0,1 %
tdea.edu.co	1	0,1 %

1 de 3 fragmentos

Fragmento del alumno CITADO

Una **micorriza arbuscular** tiene **tres componentes** importantes: **la raíz misma, las estructuras fúngicas dentro y fuera de la raíz y un micelio extraradical en el suelo (Smith & Read, 2008).**

Mejor coincidencia en la Web

La **micorriza arbuscular** presenta **tres importantes componentes: la raíz misma, las estructuras fúngicas dentro de las células de la raíz y un micelio extraradical en el suelo (Smith & Read, 1997).**

aplicación de un consorcio de hongos - Repositorio

ESPE <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/3503/1/T-ESPE-031212.pdf>

2 de 3 fragmentos

Fragmento del alumno MARCADO

...realizó según la metodología de Cho et al. (2001). **Se usó como fase móvil Tolueno y Acetato de etilo en relación 7:3.** Por lo tanto, en una cámara...

[Mejor coincidencia en la Web](#)

Según los análisis de cromatografía en capa fina, en donde **se usó como fase móvil tolueno:acetato de etilo (93:7)** y como fase estacionaria cromatoplasmas de Silicagel 60 F, se reportó una Rf. para las...

Evaluación de las características del destilado alcohólico de añís ... http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1810-634X2018000400003

3 de 3 fragmentos

Fragmento del alumno [MARCADO](#)

...mayor parte del agua contenida en las muestras. Finalmente, **se dejaron secar por 48 horas a temperatura ambiente**. La muestra seca se pesó, se almacenó en sobres...

[Mejor coincidencia en la Web](#)

rilizados, **se dejaron secar durante 48 horas a temperatura ambiente** simulando condiciones de escena. Finalmente se tomaron dos muestras por limpieza con.

Efecto del Bluestar forensics® sobre las pruebas preliminares y de ... <https://ojs.tdea.edu.co/index.php/forenses/article/download/160/144>



firmado electrónicamente por:

MARIA EMILIA MEDINA

.....
María Emilia Medina Ph. D.



Departamento de Ciencias de la Vida y la Agricultura

Carrera de Ingeniería en Biotecnología

Certificación

Certifico que el trabajo de integración curricular: **“Evaluación del efecto de los compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) en el desarrollo de plantas de crecimiento rápido y su grado de micorrización”** fue realizado por la señorita **Yánez Quisaguano, Zaskia Liseth**, el mismo que cumple con los requisitos legales, teóricos, científicos, técnicos y metodológicos establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, además fue revisado y analizada en su totalidad por la herramienta de prevención y/o verificación de similitud de contenidos; razón por la cual me permito acreditar y autorizar para que se lo sustente públicamente.

Sangolquí, 27 de febrero del 2023

Firma:



Firmado electrónicamente por:
MARIA EMILIA MEDINA

.....
Medina Cocinero, María Emilia Ph.D.

C. C. 1722838917



Departamento de Ciencias de la Vida y la Agricultura

Carrera de Ingeniería en Biotecnología

Responsabilidad de Autoría

Yo, **Yáñez Quisaguano, Zaskia Liseth**, con cédula de ciudadanía nº 1724346448, declaro que el contenido, ideas y criterios del trabajo de integración curricular: **“Evaluación del efecto de los compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) en el desarrollo de plantas de crecimiento rápido y su grado de micorrización”** es de mi/nuestra autoría y responsabilidad, cumpliendo con los requisitos legales, teóricos, científicos, técnicos, y metodológicos establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, respetando los derechos intelectuales de terceros y referenciando las citas bibliográficas

Sangolquí, 27 de febrero del 2023

Firma

Yáñez Quisaguano, Zaskia Liseth

C.C. 1724346448



Departamento de Ciencias de la Vida y la Agricultura

Carrera de Ingeniería en Biotecnología

Autorización

Yo, **Yánez Quisaguano, Zaskia Liseth**, con cédula de ciudadanía n° 1724346448, autorizo a la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, publicar el trabajo de integración curricular: **“Evaluación del efecto de los compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) en el desarrollo de plantas de crecimiento rápido y su grado de micorrización”** en el Repositorio Institucional, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi/nuestra responsabilidad.

Sangolquí, 27 de febrero del 2023

Firma

Yánez Quisaguano, Zaskia Liseth

C.C. 1724346448

Dedicatoria

*A mis amados padres Luis y Flor,
por siempre cuidar, educar,
apoyar y amar profunda e
incondicionalmente a sus hijas.*

*A mis queridos abuelos
por darme los mejores padres
y toda su incondicionalidad.*

*A Alisson, por enseñarme a
compartir y por llenar mis días
de felicidad y compañía.*

*A Micita, por ser mi segunda madre
y por estar siempre presente.*

*A Panchito, por cuidarme, apóyame
y nunca dejar que me rinda.*

Agradecimiento

Al finalizar este proyecto de investigación, siento la necesidad de agradecer a la Doctora María Emilia Medina y a la Doctora Blanquita Naranjo, por hacer posible este escrito. Adicionalmente, deseo rendirle un reconocimiento por su labor como docentes. No todos los días nos encontramos con profesionales tan comprometidas con su trabajo.

A continuación, externaré que me considero una persona afortunada por todas las personas que he conocido en mi vida, pero especialmente, soy afortunada por la familia a la cual pertenezco. Por lo tanto, quiero agradecer principalmente a mis progenitores Luis y Flor, por ser amorosos, graciosos, sensibles, generosos y responsables, por cumplir tan prolijamente con su papel de padres y creer fielmente que toda la vida; sin importar la edad de sus hijas; estarán apoyándolas y cuidándolas en todo lo que ellas deseen, confiando que el mundo sea bueno y Dios siempre las acompañe siempre.

El tener padres tan amorosos se lo debo a mis abuelitos, padres abnegados que cuidan de toda la familia y se preocupan por el bienestar de cada uno de los integrantes. Gracias por tanto amor y esmero.

Alisson quiero agradecerte todos los momentos de alegría, de complicidad y también por la ayuda desinteresada de todos los días. Gracias por ser mi hermana y amarme en todo momento, incondicionalmente. Te amo por siempre.

Panchito, gracias por todos estos años apoyándome, cuidándome y procurando mi bienestar, incluso en los momentos más difíciles. Eres una de las personas más especiales que he conocido y has logrado sacar lo mejor de mí.

Mícita, gracias por ser una segunda madre, siempre pendiente de mí y de mi familia. La tía que siempre ayuda a todos sin esperar nada cambio.

Jorgito y Juanito, gracias por todos los momentos compartidos y por siempre estar prestos para cualquier planificación.

A mis amigas Nicky, Carolina, Megan y Alison, gracias por los buenos momentos, todas las locuras y también por los momentos malos. Siempre una mano amiga hará la vida más llevadera.

Finalmente, A mis amigos y colegas Misshu, Kim, Jona, Mary, Gaby y Jessy, gracias por hacer de los años de universidad más a menos, en medio de desilusiones y logros. Un agradecimiento especial a Naty, por ser la más organizada del grupo, la más paciente, la más fuerte y por soportarnos a lo largo del periodo de Unidad de titulación.

Índice de Contenido

Resumen.....	17
Abstract	18
Capítulo I: Introducción.....	19
Formulación del problema	19
Justificación e importancia de la investigación.....	21
Objetivos.....	23
Objetivo general	23
Objetivos específicos.....	23
Hipótesis.....	24
Hipótesis nula	24
Hipótesis alternativa	24
Capítulo II: Marco Referencial	25
Jengibre.....	25
Botánica y cultivo.....	25
Taxonomía del jengibre	26
Componentes activos del extracto de jengibre y su funcionalidad	27
Efecto del extracto de jengibre sobre cultivo de cebollín	30
Efecto del extracto de jengibre sobre las micorrizas	30
Generalidades del cultivo de cebollín	31
Condiciones ambientales del cultivo de cebollín (<i>Allium schoenoprasum</i> L.).....	31

	11
Cultivo de cebollín	32
Microorganismos del suelo (MOS)	36
Hongos micorrícicos.....	36
Tipos de Micorrizas	38
Efecto de las micorrizas sobre la planta de cebollín	44
Capítulo III: Materiales y Métodos	46
Zona de estudio.....	46
Periodo de investigación.....	46
Diseño experimental	46
Operacionalización de Variables.....	48
Metodología.....	48
Adquisición del material vegetal.....	48
Tratamiento de la muestra de Jengibre	49
Obtención del extracto y preparación de las diluciones	50
Cromatografía en capa fina del extracto de Jengibre.....	52
Desinfección de semillas	53
Pruebas de germinación de semillas	54
Muestreo de suelo para detección de HMA.....	55
Procesamiento de suelo para análisis de esporas micorrícicas.....	55
Observación y conteo de esporas micorrícicas	57
Preparación del inóculo micorrícico y sustratos para siembra de cultivo de cebollín	58

	12
Montaje del ensayo	59
Mantenimiento nutricional de cultivo	60
Adecuación del área de crecimiento y control de plagas	62
Evaluación de plantas cebollín	63
Capítulo IV: Resultados y Discusión	65
Selección del Inóculo Micorrícico	65
Levantamiento del ensayo	67
Biomasa aérea fresca.....	67
Biomasa radicular fresca.....	69
Biomasa total fresca	71
Biomasa aérea seca.....	73
Biomasa radicular seca	75
Biomasa total seca	76
Longitud aérea.....	78
Longitud radicular	80
Longitud total	82
Número de esporas	83
Nivel de colonización.....	88
Correlación de factores.....	90
Identificación de compuestos bioactivos, mediante cromatografía en capa fina del extracto de Jengibre.....	92
Capítulo V: Conclusiones	95

Capítulo VI: Recomendaciones	96
Bibliografía	97
Apéndices	112

Índice de tablas

Tabla 1 <i>Árbol taxonómico de jengibre (Zingiber officinale Roscoe L.)</i>	27
Tabla 2 <i>Taxonomía de Allium schoenoprasum L.</i>	33
Tabla 3 <i>Botánica de A. schoenoprasum</i>	34
Tabla 4 <i>Tratamientos obtenidos a partir de la interacción de factores propuestos</i>	47
Tabla 5 <i>Descripción de los tratamientos aplicados en la investigación</i>	47
Tabla 6 <i>Cuadro de operacionalización de Variables dependientes e independientes</i>	48
Tabla 7 <i>Composición volumétrica de los sustratos</i>	58
Tabla 8 <i>Descripción de las soluciones madre de Hewitt</i>	61
Tabla 9 <i>Formulación de la solución de Hewitt</i>	61
Tabla 10 <i>Resultados del análisis de suelo para identificación de inóculo micorrízico</i>	66
Tabla 11 <i>Análisis de las fracciones de suelo de los tratamientos</i>	84
Tabla 12 <i>Coeficientes de correlación entre las variables de desarrollo vegetal y la concentración de jengibre, en tratamientos con micorrizas</i>	90
Tabla 13 <i>Coeficientes de correlación entre las variables de desarrollo vegetal y la concentración de jengibre, en tratamientos sin micorrizas</i>	91
Tabla 14 <i>Coeficientes de correlación entre las variables de desarrollo vegetal y el número de esporas/g de suelo</i>	92
Tabla 15 <i>Resultados de la cromatografía en capa fina del extracto de Jengibre</i>	93

Índice de figuras

Figura 1 <i>Ilustración botánica de la planta de Zingiber officinale</i>	26
Figura 2 <i>Compuestos fenólicos más comunes en Z. officinale (Roscoe L.)</i>	28
Figura 3 <i>Aspecto general de la planta de Allium schoenoprasum</i>	35
Figura 4 <i>Estructuras de los tipos de micorrizas</i>	39
Figura 5 <i>Estructuras de las micorrizas arbusculares</i>	40
Figura 6 <i>Esporas micorrícicas</i>	42
Figura 7 <i>Morfología y estructuras de las esporas micorrícicas</i>	42
Figura 8 <i>Desarrollo de micorrizas arbusculares</i>	43
Figura 9 <i>Tratamiento de la muestra de Jengibre (Zingiber officinale Roscoe L.)</i>	49
Figura 10 <i>Obtención del extracto mediante maceración y extracción por método Soxhlet</i>	50
Figura 11 <i>Flujo de extracción Soxhlet</i>	51
Figura 12 <i>Concentración del extracto de jengibre en Rotavapor</i>	52
Figura 13 <i>Cromatografía en capa fina del extracto fenólico de jengibre</i>	53
Figura 14 <i>Prueba de germinación de cebollín</i>	54
Figura 15 <i>Recolección de muestras para obtención de inóculo micorrícico</i>	55
Figura 16 <i>Tratamiento de muestras de suelo</i>	56
Figura 17 <i>Tratamiento de las fracciones de suelo</i>	57
Figura 18 <i>Pretratamiento del sobrenadante</i>	57
Figura 19 <i>Conteo de esporas</i>	58
Figura 20 <i>Esterilización del sustrato</i>	59
Figura 21 <i>Montaje del ensayo</i>	59
Figura 22 <i>Siembra de semillas de cebollín</i>	60
Figura 23 <i>Levantamiento del ensayo</i>	63
Figura 24 <i>Toma del peso de la biomasa fresca</i>	64
Figura 25 <i>Número de esporas por gramo de suelo</i>	66

Figura 26 <i>Gráfico de barras de la Biomasa aérea fresca</i>	68
Figura 27 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa aérea fresca</i>	68
Figura 28 <i>Gráfico de barras de la Biomasa radicular fresca</i>	70
Figura 29 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa radicular fresca</i>	70
Figura 30 <i>Gráfico de barras de la Biomasa total fresca</i>	72
Figura 31 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa total fresca</i>	73
Figura 32 <i>Gráfico de barras de la Biomasa aérea seca</i>	73
Figura 33 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa aérea seca</i>	74
Figura 34 <i>Gráfico de barras de la Biomasa radicular seca</i>	75
Figura 35 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa radicular seca</i>	76
Figura 36 <i>Gráfico de barras de la Biomasa total seca</i>	77
Figura 37 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa total seca</i>	78
Figura 38 <i>Gráfico de barras de la Longitud aérea</i>	79
Figura 39 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la longitud aérea</i>	80
Figura 40 <i>Gráfico de barras de la Longitud radicular</i>	81
Figura 41 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la longitud radicular</i>	82
Figura 42 <i>Gráfico de barras de la Longitud total</i>	82
Figura 43 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la longitud total</i>	83
Figura 44 <i>Gráfico de barras del Número de esporas por g de suelo</i>	87
Figura 45 <i>Prueba comparativa de Duncan para el análisis de esporas por g de suelo</i>	88
Figura 46 <i>Variación del número de esporas micorrícicas al inicio y al final del ensayo</i>	89
Figura 47 <i>Observación de esporas micorrícicas en microscopio</i>	89
Figura 48 <i>Cromatografía en capa fina del extracto de jengibre</i>	94

Resumen

El uso indiscriminado de los fertilizantes comerciales ha provocado contaminación ambiental, ingreso de los contaminantes a la cadena alimenticia y la reducción del rendimiento de los cultivos de interés comercial. Estos antecedentes hacen que sea imperativa la necesidad de implementar técnicas agrícolas con la capacidad de mejorar la productividad y a la vez remediar la contaminación. Por ello se propone la aplicación de biofertilizantes como los hongos micorrícicos y los extractos vegetales, herramientas amigables con el ambiente y que resultan beneficiosos para la agricultura. En el presente proyecto, se plantea evaluar el efecto de los compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) en el desarrollo de plantas de crecimiento rápido y su grado de micorrización. En el estudio se usó plantas de cebollín (*Allium schoenoprasum* L.) distribuidas en dos tipos de sustratos. El primero denominado Mi1, estuvo compuesto por 35% por tierra esterilizada, 30% por una mezcla de arena y cascarilla de arroz, y 35% de inóculo micorrícico que contenía 10 esporas de hongos micorrícicos por gramo de suelo, mientras que el segundo Mi0 reemplazó el inóculo micorrícico por tierra estéril. Para la aplicación del extracto se propusieron las concentraciones de 0, 3, 5 y 7 mg/L. El estudio se mantuvo por 60 días, antes de evaluar las variables establecidas. Los resultados indicaron que el extracto y los hongos micorrícicos incrementó la biomasa y longitud del cebollín, mientras que la aplicación del extracto promovió la producción de esporas y su micorrización. Se concluye que el extracto de jengibre tuvo efectos positivos sobre el rendimiento vegetal y sobre la reproducción de hongos micorrícicos.

Palabras clave: *Zingiber officinale*, hongos micorrícicos, *Allium schoenoprasum*, compuestos fenólicos, biomasa, longitud, grado de micorrización.

Abstract

The indiscriminate use of commercial fertilizers has caused environmental contamination, the entry of contaminants into the food chain and the reduction of the yield of crops of commercial interest. These antecedents make the need to implement agricultural techniques with the capacity to improve productivity and at the same time remedy contamination imperative. For this reason, the application of biofertilizers such as mycorrhizal fungi and plant extracts is proposed, environmentally friendly tools that are beneficial for agriculture. In the present project, it is proposed to evaluate the effect of phenolic compounds from *Zingiber officinale* (Roscoe L.) on the development of fast-growing plants and their degree of mycorrhization. The study used chive plants (*Allium schoenoprasum* L.) distributed in two types of substrates. The first, called Mi1, was composed of 35% sterilized soil, 30% a mixture of sand and rice husks, and 35% mycorrhizal inoculum containing 10 spores of mycorrhizal fungi per gram of soil, while the second Mi0 replaced the mycorrhizal inoculum by sterile soil. For the application of the extract, concentrations of 0, 3, 5 and 7 mg/L were proposed. The study was maintained for 60 days, before evaluating the established variables. The results indicated that the extract and the mycorrhizal fungi increased the biomass and length of the chives, while the application of the extract promoted the production of spores and their mycorrhization. It is concluded that the ginger extract had positive effects on plant yield and on the reproduction of mycorrhizal fungi.

Keywords: *Zingiber officinale*, mycorrhizal fungi, *Allium schoenoprasum*, phenolic compounds, biomass, length, degree of mycorrhization.

Capítulo I: Introducción

Formulación del problema

Los fertilizantes son herramientas fundamentales en la producción agrícola de alimentos, suministran elementos esenciales para estimular el crecimiento y rendimiento vegetal (Khan et al., 2018). A través de ello, se garantiza la seguridad alimentaria y nutricional, permitiendo que todas las personas tengan acceso a productos nutritivos, seguros y en cantidades suficientes de manera permanente (Baweja et al., 2020).

El aumento de la población y la consecuente demanda de alimentos a nivel mundial ha provocado el uso desmesurado y prolongado de fertilizantes, convirtiéndolos en una fuente de contaminación ambiental. Ejemplos de ello se pueden observar en la disminución de la disponibilidad de nutrientes, generada por la degradación de la materia orgánica del suelo (Laurent et al., 2020) y en la pérdida de biodiversidad de ecosistemas acuáticos y aéreos (Davydov et al., 2018). Además, los contaminantes ingresan a la cadena alimenticia y producen efectos negativos en la salud animal y humana (Solgi et al., 2018).

En los ecosistemas terrestres, el uso indiscriminado de fertilizantes conlleva a la pérdida de la calidad y el rendimiento de los cultivos, por esa razón, los agricultores siguen aumentando la cantidad de fertilizantes para obtener el mismo rendimiento. Este incremento induce la compactación del suelo y la acidificación excesiva de la tierra debido a los compuestos nitrogenados. Estos procesos aumentan la actividad y disponibilidad de los metales pesados como As, Cd, Cu y Pb; provocando la disminución de los microorganismos beneficiosos de la rizósfera (Lin et al., 2019).

A medida que la compactación aumenta, produce la composición se altera y disminuye la porosidad de la tierra. Esto genera una gran resistencia del suelo, por lo tanto, disminuye el drenaje, la aireación, la permeabilidad, la conductividad hidráulica y el acceso a los nutrientes y al agua, como consecuencia, el crecimiento radicular se verá reducido (Bisht & Singh Chauhan, 2021).

Los elementos de los fertilizantes en sus formas solubles se movilizan hacia cuerpos de agua superficiales o subterráneos. El Nitrógeno es el nutriente que tiene mayor probabilidad de movilizarse, ya que como nitrato es muy soluble y móvil. Este compuesto genera el fenómeno de la eutrofización, produciendo la pérdida de especies acuáticas, proliferación de especies no deseadas, mal olor y fuentes de contaminación e intoxicación. El consumo de agua con valores mayores a 50 mg de nitrato (NO_3^-) por litro causa metahemoglobinemia en bebés y rumiantes, cáncer de estómago, bocio, defectos congénitos, enfermedades cardíacas, entre otras afecciones (Khan et al., 2018).

Por otro lado, los gases de efecto invernadero producidos por los fertilizantes; como NH_4 , CO_2 , CH_4 , HONO, otros; son los responsables de la contaminación ambiental (Y. Wang et al., 2021), calentamiento global, producción de lluvia ácida, destrucción de la capa de ozono y mayor exposición a la radiación UV (Chandini et al., 2019).

En la Amazonía ecuatoriana la expansión de la agricultura comercial y monocultivos de naranjilla ha impulsado el uso de fertilizantes sintéticos. Los efectos reportados han sido afecciones de salud en los agricultores, contaminación de cuerpos de agua y disminución del número de especies acuáticas en los ríos amazónicos (Vasco et al., 2021). Adicionalmente, a nivel histórico, la denominada Revolución verde, un modelo que en los años sesenta impulsó el uso indiscriminado de productos químicos y monocultivos a nivel nacional. Las secuelas de este movimiento fueron la pérdida de diversidad, concentración de contaminantes en los suelos, disminución del rendimiento y mayor susceptibilidad de las plantas a ser atacadas por plagas o enfermedades (Bonilla & Singaña, 2019; Mosquera et al., 2019).

A partir de los antecedentes mencionados y la evidente problemática sobre la soberanía alimentaria, es fundamental implementar técnicas agrícolas capaces de remediar los problemas de contaminación y a la vez generar productos de calidad y alto rendimiento.

Justificación e importancia de la investigación

Las malas prácticas agrícolas como el uso descontrolado de fertilizantes químicos y pesticidas, han contribuido al cambio climático agudizando el impacto del estrés biótico y abiótico sobre los cultivos, por lo que es imperante aplicar técnicas agrícolas más respetuosas con el medio ambiente (Begum et al., 2019).

Una alternativa sostenible y sustentable para el sector agrícola, es el uso de sustancias y/o microorganismos capaces de minimizar el efecto de infecciones por agentes patógenos y a la vez promover el crecimiento de las plantas, aumentando la producción de la biomasa (Bhattacharyya et al., 2020). Las micorrizas o también denominadas biofertilizantes son útiles para mejorar la salud del suelo y el rendimiento de los cultivos, a través de la descomposición de la materia orgánica y el incremento de la microbiota del suelo (Kumari et al., 2021). Se estima que el uso de los biofertilizantes podría reducir hasta en un 50% la aplicación de productos químicos (Begum et al., 2019).

Las micorrizas son relaciones mutualistas que ocurren entre la mayoría de las raíces de plantas y los hongos micorrícicos. Esta simbiosis obligada aumenta el área de superficie de la raíz y la eficiencia del transporte de agua y la absorción nutrientes, especialmente de fósforo (P) (Santra & Banerjee, 2020). Como resultado, favorece el crecimiento de las plantas y aumenta la tolerancia al estrés biótico y abiótico (Oliveira et al., 2020).

Por otro lado, el extracto de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) es rico en compuestos activos como gingeroles y otros fitoquímicos, siendo los más representativos los compuestos fenólicos. Entre sus beneficios, proveen alta actividad antioxidante, son bioestimulantes y su aplicación foliar mejora el crecimiento y el contenido de nitrógeno, considerándolo una alternativa a los fertilizantes químicos (Ali et al., 2022). Se presume que el extracto de los compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) podría inducir el desarrollo de los hongos micorrícicos. El efecto del extracto se podrá valorar a partir de la medición de la población de esporas, entre otras variables.

Allium schoenoprasum L. (cebollín) tiene gran cantidad de aplicaciones a nivel alimenticio, industrial y medicinal. El ácido glicólico, vitaminas, ácido ferúlico, kaempferol, quercetina, ácido p-cumárico, entre otros compuestos activos usados para el tratamiento de la disentería y la diarrea. Adicionalmente, el cebollín actúa como diurético, controla el colesterol y (Pesantes et al., 2017), es un antídoto para venenos y hemorragias (Sisa, 2019).

Por otro lado, el cebollín al ser un vegetal de crecimiento rápido y con hojas que poseen altas tasas de transpiración, el sistema de raíces absorberá y transferirá metales pesados a las zonas aéreas; en este caso son las porciones comestibles; donde se acumularán y la ingesta de las mismas provocará que los consumidores quedarán expuestos a riesgos (Y. Zhang et al., 2019).

Al aplicar hongos micorrícicos arbusculares en cultivos de *Allium schoenoprasum* L., se identificó que la frecuencia de formación de micorrizas, la intensidad de colonización y la abundancia de arbusculos fueron altas. En consecuencia, la producción de biomasa es mayor que cuando el cultivo no tiene hongos (McCormick, 2018).

Por otra parte, la aplicación de altas concentraciones (mayores a 20 g/L) de extracto de jengibre en cultivos de cebollín, puede inhibir la germinación, el desarrollo de las plántulas y la absorción de agua durante las primeras etapas de desarrollo (Han et al., 2008). Sin embargo, a concentraciones moderadas, el extracto tiene actividad antioxidante, bioestimulante y mejora el crecimiento y el contenido de nitrógeno en cultivos como el de *Rosa damascena* (Ali et al., 2022).

Objetivos

Objetivo general

Evaluar el efecto de los compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) en el desarrollo de plantas de crecimiento rápido y su grado de micorrización.

Objetivos específicos

- Propagar micorrizas en plantas comerciales de crecimiento rápido, a través de la técnica de inoculación de esporas con suelo, para generar una simbiosis hongo-planta.
- Obtener y aplicar el extracto de compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) comercial sobre plantas de crecimiento rápido, mediante métodos estandarizados.
- Evaluar el efecto del extracto de compuestos fenólicos de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) sobre el desarrollo de plantas de crecimiento rápido y su grado de micorrización, por medio de protocolos estandarizados de cuantificación.

Hipótesis

Hipótesis nula

La aplicación del extracto fenólico de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) no provoca ningún efecto sobre el grado de micorrización o el desarrollo de plantas de crecimiento rápido.

Hipótesis alternativa

La aplicación del extracto fenólico de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) provoca un mayor grado de micorrización y el incremento del desarrollo de plantas de crecimiento rápido.

Capítulo II: Marco Referencial

Jengibre

El rizoma de jengibre es rico en compuestos bioactivos como fenoles, taninos, flavonoides, entre otros. Por sus principios activos, tiene un rol medicinal, especialmente, en el tratamiento de dolencias gástricas e intestinales como estreñimiento, distensión abdominal, gastritis, ulceraciones gástricas, indigestión, entre otras (da Silveira Vasconcelos et al., 2019; Kukkupuni et al., 2022).

La producción y acumulación de compuestos bioactivos, polifenoles, como ácidos fenólicos y flavonoides, suele aumentar y ayudar a los cultivos a aclimatarse a ambientes desfavorables, como estrés hídrico, ROS, altas temperaturas y otros. Por lo tanto, los polifenoles son un buen indicador de la tolerancia al estrés abiótico en las plantas (Gatabazi et al., 2022; Marone et al., 2022).

Botánica y cultivo

Zingiber officinale (Roscoe L.) es una planta herbácea perenne, erguida y esbelta que produce rizomas horizontales. Su altura varía entre los 0.5 a 1.0 m. Los suelos óptimos para este cultivo son los de tipo arcilloso, mientras que la altitud requerida es de 1.500 m sobre el nivel del mar y la sombra parcial induce un mayor crecimiento. Su clima predilecto es el cálido húmedo y durante su desarrollo necesita de precipitaciones mensuales de 150–300 mm (M. Zhang et al., 2021).

La germinación de esta planta tarda de 15-20 días para germinar y después de 8 a 10 meses puede ser cosechada (Kandasamy et al., 2020).

Figura 1

Ilustración botánica de la planta de Zingiber officinale (Salgado, 2011).



Nota. El gráfico muestra las diferentes estructuras de la planta de jengibre, tales como pétalos, rizoma, tallos, hojas, entre otros. Tomado de *El jengibre (Zingiber officinale)* (p. 168), por F. Salgado, 2011, *Revista Internacional de Acupuntura*.

Taxonomía del jengibre

El jengibre (*Zingiber officinale* Rosc.) pertenece a la familia Zingiberaceae, orden Zingiberales, compuesto por 50 géneros y aproximadamente 1500 especies de hierbas tropicales (Kaufman, 2022).

Tabla 1

Árbol taxonómico de jengibre (*Zingiber officinale* Roscoe L.)

Reino	Plantae
Filo	Espermatofila
Subfilo	Angiosperma
Clase	Monocotiledóneas
Orden	Zingiberales
Familia	Zingiberaceae
Género	<i>Zingiber</i>
Especie	<i>Zingiber officinale</i>

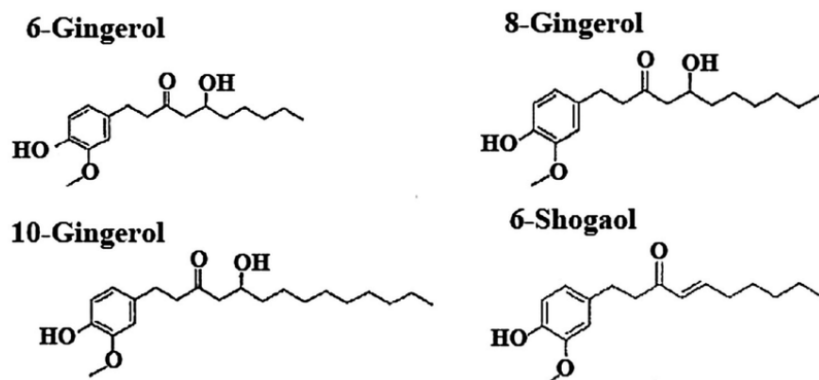
Nota. En la tabla se describe la organización taxonómica de *Zingiber officinale*. Tomado de *Zingiber officinale* (ginger), por S. Kaufman, 2022, CABI Compendium.

Componentes activos del extracto de jengibre y su funcionalidad

El extracto de jengibre posee gran cantidad de componentes activos, entre ellos, componentes terpénicos como β -bisaboleno, α -curcumeno, zingibereno, α -farneseno y β -sesquifelandreno, y compuestos fenólicos como gingeroles, shogaoles y paradols, ácidos fenólicos y flavonoides. Los gingeroles son los principales polifenoles, siendo 6-gingerol, 6-shogaol, 8-gingerol y 10-gingerol (Figura 2.2) los más comunes. Adicionalmente, hay otros compuestos fenólicos en menores cantidades como curcumina, quercetina, zingerona, gingerenona-A, 6-dehidrogingerdiona, 6-paradol, 6-dehidroshogaol entre otros (Jorge et al., 2020; Mao et al., 2019; M. Zhang et al., 2021).

Figura 2

Compuestos fenólicos más comunes en *Z. officinale* (Roscoe L.)



Nota. Estructuras químicas del 6, 8, 10-gingeroles y 6-shogaol, compuestos presentes en el extracto fenólico de jengibre. Tomado de Shahrajabian et al. (2019). Clinical aspects and health benefits of ginger (*Zingiber officinale*) in both traditional Chinese medicine and modern industry, Acta Agriculturae Scandinavica & Plant Science.

El extracto de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) es rico en compuestos bioactivos. Los polifenoles predominantes son los gingeroles caracterizados por ser térmicamente lábiles y mediante el secado experimentan reacciones de deshidratación para formar shogaoles, compuestos que le dan el característico sabor picante al jengibre seco (Semwal et al., 2015). Según Ali et al. (2022), los compuestos presentes en el extracto exhiben una alta actividad antioxidante, antimicrobiana, antifúngica y bioestimulante. Por lo tanto, su aplicación foliar mejora el crecimiento y el contenido de nitrógeno, considerándolo como una alternativa a los fertilizantes químicos.

La actividad antioxidante del extracto se debe a que el jengibre es un reservorio de antioxidantes. Se encarga de eliminar especies reactivas de oxígeno (ROS), radicales libres, peróxidos y varios otros oxidantes dañinos. Los principios activos como gingeroles, shogaoles, zingerona, entre otros, exhiben una alta actividad antioxidante. Adicionalmente,

en el estudio realizado por Dhanik et al. (2017), el extracto metanólico de los rizomas de *Z. officinale* presentó actividad antibacteriana significativa contra *Escherichia coli*, *Salmonella enteritis*, *Staphylococcus aureus*, *Aspergillus niger*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Mycoderma sp.*, *Lactobacillus acidophilus* y *Bacillus cereus*. Los principales compuestos antimicrobianos fueron el 6, 8 y 10-gingerol y 6-gingerdiol.

Otra de las propiedades del jengibre es su fuerte actividad insecticida. El extracto es capaz de impedir el apareamiento de *Drosophila melanogaster*, inhibir la oviposición y repeler a los adultos de mosca blanca. Asimismo, el polvo de la planta de jengibre puede controlar la población parásita de avispas cortadoras de hojas de alfalfa y reducir las plagas de granos almacenados. Además, los compuestos volátiles del rizoma del jengibre muestran un efecto de actividad repelente sobre el gorgojo del maíz. Por lo tanto, el jengibre tiene potencial para su uso como insecticida botánico (Liu et al., 2022).

Se ha descrito que la quercetina-3-O-rutinósido y el 6-gingerol presentes en el extracto metanólico, presentan actividad afidicida. Entre sus efectos; restringe la cantidad de crías, acorta el tiempo de vida de los áfidos (pulgones), reduce las mudas, limita el desarrollo y aumenta su mortalidad. A nivel enzimático, estos compuestos eliminan las enzimas encargadas de evitar la intoxicación en los pulgones, destruyen el sistema nervioso y otros sistemas. Adicionalmente, el 8-shogaol que es el plaguicida más importante contra *S. frugiperda*. Por lo tanto, la aplicación de los aficidas de tipo orgánicos, limita los posibles efectos adversos hacia las plantas y reduce drásticamente el daño producido por las plagas, especialmente, a nivel comercial (Abdulhay & Yonius, 2019; Keosaeng et al., 2023; X. Liu et al., 2022).

Por otro lado, el extracto de jengibre posee aminoácidos, fósforo, potasio, magnesio y otros minerales (Ifeanyi et al., 2014). El fósforo es esencial para promover el desarrollo de las raíces, esto provoca el aumento de la capacidad de absorción del agua y de los nutrientes. La aspersion foliar con este extracto aumentó los contenidos de N, P, K, Mg, Fe y

Zn en las hojas de rosa, además de mejorar el crecimiento, aumentando el azúcar soluble total, el contenido de aceite volátil y el nitrógeno en cultivos de *Origanum majorana*. Por lo tanto, el alto contenido de elementos nutrientes lo convierte en un bioestimulador adecuado, que puede aumentar la absorción de nutrientes esenciales por parte de las hojas (Ali et al., 2022).

Efecto del extracto de jengibre sobre cultivo de cebollín

Según el ensayo realizado por Han et al. (2008), la aplicación del extracto de jengibre a concentraciones iguales o superiores a 10 g/L disminuyeron el grado de germinación y el rendimiento vegetal, además de reducir la tasa de absorción de agua. Por otro lado, las concentraciones menores incentivaron el crecimiento aéreo y radicular. De manera que se afirma que el aumento de la concentración del extracto incrementa el grado de inhibición del desarrollo vegetal. Sin embargo, las concentraciones menores a 10 g/L son beneficiosas e incentivan el crecimiento de las plantas de cebollín.

Efecto del extracto de jengibre sobre las micorrizas

Actualmente, no existen investigaciones que analizaran el efecto del extracto de jengibre sobre el proceso de micorrización. Sin embargo, el análisis nutricional realizado por Ifeanyi et al. (2014) muestra que el extracto de jengibre posee aminoácidos, considerados como fuente de nitrógeno. Las fuentes de N son esenciales para los hongos micorrícicos, debido a que estos demandan la absorción de este elemento esencial para su propio crecimiento y metabolismo (Hodge & Fitter, 2010).

Asimismo, el Fósforo contenido en el extracto de jengibre promueve el desarrollo de las raíces, en consecuencia, se da el aumento de la capacidad de absorción de agua y nutrientes. Por consiguiente, aumenta el contenido de N, P, K, Mg, Fe, Zn y azúcares solubles totales en la zona aérea de las plantas (Ali et al., 2022). Consecuentemente, el hongo también se beneficiaría de este aumento radicular y lo que implica.

Generalidades del cultivo de cebollín

Condiciones ambientales del cultivo de cebollín (Allium schoenoprasum L.)

Temperatura

Los climas cálidos favorecen el crecimiento de los cultivos de *Allium schoenoprasum*, mientras que los climas fríos disminuyen el rendimiento y síntesis de compuestos químicos. Por lo tanto, la germinación puede ocurrir a una temperatura de 3 a 5 °C, sin embargo, el rango óptimo es de 15 a 20 °C. El desarrollo de follaje necesita de una temperatura óptima de 20 °C y una máxima de 24 °C, para conservar las plantas verdes. Por el contrario, si la temperatura baja, mueren las partes aéreas y entran en latencia los rizomas, hasta que las condiciones de temperatura sean las adecuadas (Rabinowitch & Thomas, 2022; V. Singh et al., 2018).

Agua y Humedad

Los cultivos de cebollín necesitan de aproximadamente de 350 a 550 mm a lo largo del ciclo de cultivo (tres meses), es decir, germinación, desarrollo del bulbo y la formación de la parte aérea, la carencia de agua puede disminuir el rendimiento y el desarrollo vegetal. Adicionalmente, una humedad relativa menor al 70% es óptima para producir bulbos y evitar que los organismos fúngicos puedan colonizarlas (García & Serrano, 2013).

Fotoperiodo

Las plantas de cebollín necesitan de un fotoperiodo prolongado, mayor a 12 horas para la germinación y formación de flores, mientras que de 10 horas para la formación de semillas. Por otro lado, los fotoperiodos cortos podrían generar la latencia (Rabinowitch & Thomas, 2022).

Suelo

Allium schoenoprasum se puede cultivar a una profundidad de 2 a 3 cm, en suelos francos arcillosos, francos y francos limosos, sin embargo, el tipo de suelo óptimo es el franco arenoso. El suelo para un buen desarrollo de este tipo de cultivo es un contenido de materia orgánica del 4.46%, pH 6–6.5 y contenido de arcilla de no más del 30%, para que permita un buen drenaje y crecimiento radicular (Lozano, 2017; V. Singh et al., 2018).

Nutrientes

Las principales nutrientes que necesitan los cultivos de cebollín para la producción de 1000 kg de biomasa, son Fósforo en un rango de 0.9 a 1.5 (P_2O_5 , Óxido de fósforo), Nitrógeno de 2.1 a 2.5 (N) y Potasio de 3 a 3,8 (K_2O , Óxido de potasio), medidas en unidades de Kg/ha (Lozano, 2017).

Cultivo de cebollín

Taxonomía de *Allium schoenoprasum* L.

A. schoenoprasum pertenece al género *Allium*, uno de los géneros de monocotiledóneas más grandes, comprende más de 500 especies y forma parte de la familia Amaryllidaceae.

El cebollín contiene antocianinas, flavonoides, fenoles, taninos y carotenoides, compuestos bioactivos que hace importante a esta especie ante diversas actividades farmacológicas, culinaria, ornamental, agrícola, entre otras (V. Singh et al., 2018).

Tabla 2

Taxonomía de Allium schoenoprasum L.

Reino	Plantae
División	Tracheophyta
Subdivisión	Spermatophytina
Clase	Magnoliopsida
Orden	Asparagales
Familia	Amarilidáceas
Subfamilia	Allioideae
Género	<i>Allium</i>
Especie	<i>Allium</i> <i>schoenoprasum</i>

Nota. En la tabla se describe la información taxonómica de *Allium schoenoprasum L.* Tomado de The encyclopedia of herbs & spices, por P. Ravindran, 2017, CAB International y de *Allium schoenoprasum L.* [Información taxonómica], por ITIS, 2022, Integrated Taxonomic Information System – Report.

Botánica de *Allium schoenoprasum L.*

El cebollín (*A. schoenoprasum L.*) es una planta herbácea de altura aproximada de 20 cm, perenne y bulbosa. Se la considera la especie comestible más pequeña del género *Allium* y la única que se encuentra distribuida en todo el mundo (Ravindran, 2017).

Tabla 3*Botánica de A. schoenoprasum*

Morfología	Características
Hojas	Las hojas brotan de los bulbos subterráneos, sus dimensiones son 2-6 mm de ancho y 20 cm de alto. Se caracterizan por ser lisas o escabrosas-denticuladas, erectas, de color verde oscuro, tubiformes, huecas y ligeramente más cortas que el escapo (tallo desnudo con flores en el ápice).
Tallos	Tallos erectos de 2 a 3 mm de ancho, huecos, tubulares, de textura blanda. En su ápice brota una umbela esferoidal, densamente poblada.
Flores	Flores hermafroditas, umbelas densas agrupadas en cabezuelas redondeadas de un 1 cm de altura y coloración púrpura. Se encuentran cubiertas por sépalos rosados o blancos y con una línea longitudinal de color púrpura. El ovario es superior, subgloboso, con nectarios cóncavos en la base.
Semilla	Las semillas están contenidas en cápsulas y se caracterizan por ser anemocóricas (dispersada por el viento).
Bulbo	Los bulbos tienen una dimensión de 2 a 3 cm de largo, 1 cm de ancho y 3 a 4 cm de largo. Son delgados, ovoides, cubiertos por una capa membranosa de color pardo grisáceo amarillento o violáceo. Los bulbos se desarrollaron en forma agrupada, a partir de un bulbo madre.

Nota. La descripción botánica de la planta de cebollín se esquematiza en la presente tabla.

(Ravindran, 2017; V. Singh et al., 2018; Sisa, 2019).

Figura 3

Aspecto general de la planta de *Allium schoenoprasum*



Nota. En la imagen se esquematiza las partes de la planta de cebollín. Obtenido de: <https://www.mediastorehouse.co.uk/fine-art-finder/artists/unknown-artist/botanical-board-allium-schoenoprasum-chives-23699612.html>

Etapas del desarrollo del cultivo de *Allium schoenoprasum* L.

El cebollín es una planta perenne que se puede desarrollar a partir de semillas o de rizomas de cultivos anteriores. Las plántulas poseen hojas tubulares delgadas y de bases hinchadas para formar pequeños bulbos sobre un rizoma.

Las semillas germinan en primavera, crecen y se desarrollan durante el verano y entran en latencia en el invierno hasta fines del otoño, repitiendo el ciclo. El florecimiento de esta especie se da a partir de la segunda temporada de crecimiento, durante la época en la que la temperatura no exceda los 18°C y los fotoperiodos no sean tan extensos.

Tras dos o tres meses de siembra, se da la formación de bulbos y yemas axilares que producirán dos nuevas plantas. La unidad se dividirá perpetuamente para producir dos nuevos centros de crecimiento y este proceso se repetirá varias veces, llegando a producir aproximadamente 80 hojas en el racimo a lo largo del primer año (Rabinowitch & Thomas, 2022).

Microorganismos del suelo (MOS)

Las bacterias, virus, arqueas, protozoarios y hongos son microorganismos que forman parte del suelo, muchos de los cuales pueden ser beneficiosos. Los microorganismos juegan un papel importante en el desarrollo de los cultivos y en el acceso a los nutrientes, a través de procesos como la oxidación, nitrificación, fijación del nitrógeno, descomposición de la materia orgánica y liberación de nutrientes (Talat, 2020). Entre ellos se encuentran los hongos micorrícicos.

Hongos micorrícicos

Las micorrizas son relaciones simbióticas obligadas entre hongos y plantas. La planta actúa como huésped, permitiendo que el hongo colonice sus raíces y reciba fotosintatos, a cambio el hongo le proporciona a la planta tolerancia a estrés biótico y abiótico, como sequía, salinidad, metales pesados, temperatura y enfermedades virales en las raíces (Chaurasia & Bharati, 2021; Hao et al., 2019; Kumari et al., 2021).

Las micorrizas evitan la compactación y ayudan a la implantación de especies vegetales en suelos contaminados con metales pesados como Zn, Cu, As, Cd y Pb. Los metales pesados intervienen en los procesos bioquímicos y fisiológicos de las especies vegetales, ocasionando mutaciones en los orgánulos celulares, en las raíces y en los brotes, causando la muerte o el crecimiento inadecuado de las plantas (Khan et al., 2018).

Los métodos de acción de las micorrizas para evitar que los metales pesados lleguen a las plantas son cuatro. Inicialmente, los hongos micorrícicos se unen a los metales pesados por medio de la producción de glomalina, una glicoproteína insoluble (Sushma et al., 2021), que también tiene la función de agregar otras partículas presentes en el suelo (Kennedy & de Luna, 2005). Por otro lado, los hongos transportan los metales pesados a zonas aéreas, o en su defecto, almacenan estos compuestos en vacuolas o los quelan en el citoplasma (Sushma et al., 2021). Finalmente, las micorrizas fortalecen el sistema de defensa de las plantas, al

activar la expresión de genes de defensa y la producción de compuesto volátiles (Doley & Borde, 2021).

Otros de los beneficios de las micorrizas es el mejoramiento de la estructura del suelo mediante la descomposición de materia orgánica y mayor captación de nutrientes y agua presentes en espacios porosos o donde las raíces de las plantas no podrían tener acceso, pero las hifas si (Johnson & Gehring, 2007).

Las redes de micorrizas, también pueden influir en las interacciones planta-planta, para que se pueda dar el proceso de intercambio de nutrientes o la transmisión de señales fitoquímicas (Tedersoo et al., 2020)

Debido a su amplia funcionalidad, los hongos micorrícicos son organismos importantes en el microbioma de la mayoría de las especies vegetales, creando relaciones simbióticas con el 80% de las plantas existentes sobre la Tierra (Kennedy & de Luna, 2005). Estas relaciones se forman con aproximadamente el 10% del total de las especies de hongos identificadas en ecosistemas terrestres, los filos más representativos son Glomeromycota, Ascomycota y Basidiomycota (Lewis, 2016). La actividad fijadora de nutrientes y la biomasa de los hongos, dependerán de factores como la altitud, latitud, clima, disponibilidad de nitrógeno, entre otros (Averill et al., 2019).

A lo largo de la evolución de los hongos micorrícicos y las plantas, se abordan varios eventos de coevolución, que generaron gran diversidad de hongos y de plantas, y permitieron la coexistencia de varias especies vegetales. El proceso de coexistencia se dio a través del aprovechamiento de la competencia interespecífica, al considerar que la capacidad de alargamiento de la raíz de una planta varía de acuerdo con la especie, por lo tanto, se produjo una diferenciación de nichos. Sin embargo, los procesos de diversificación de los hongos no siempre ha sido paralela a la de las plantas, lo que nos lleva a comprender que muy pocos hongos muestran una estricta especificidad con respecto a su huésped (Lewis, 2016; Tedersoo et al., 2020).

Tipos de Micorrizas

Las micorrizas se clasifican en dos grandes grupos, endomicorrizas y ectomicorrizas, de acuerdo con la ubicación anatómica dentro de la raíz vegetal (Chaurasia & Bharati, 2021). Por otra parte, existen un grupo intermedio de ocurrencia poco común, denominado ectendomicorrizas (Saparrat et al., 2020).

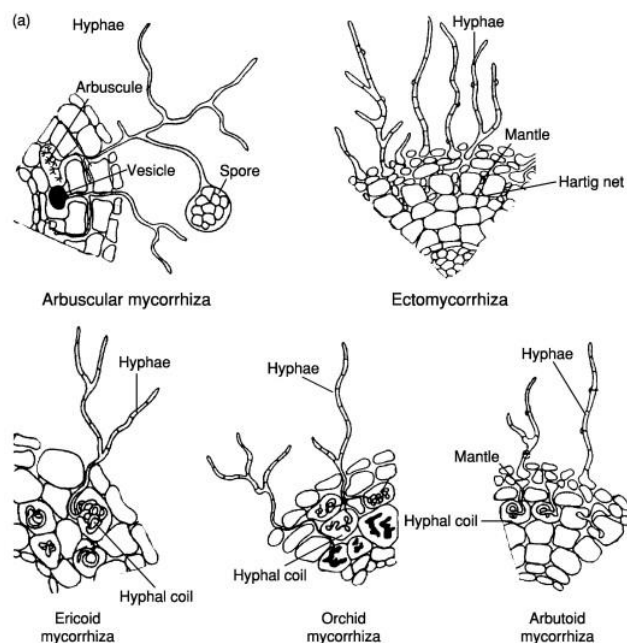
Ectomicorrizas

Las ectomicorrizas están asociadas especialmente a plantas leñosas de la familia Pinaceae, Fagaceae, Dipterocarpaceae y Myrtaceae (Y. Liu et al., 2020). Se caracterizan por colonizar las raíces de forma extracelular, de manera que las hifas ocupan espacios intercelulares de las células epidérmicas y corticales de las raíces formando la red Hartig o red intrarradical. Adicionalmente, sobre la superficie radicular se desarrolla un entramado de hifas denominado manto, que se encarga del almacenamiento de nutrientes y puede actuar como compartimento amortiguador contra el estrés abiótico. Finalmente, el micelio extraradical (ERM) se encuentra en contacto con el sustrato y se encarga de la absorción de agua y nutrientes (Guerrero et al., 2018; Shree et al., 2022).

La red de Hartig rodea las células epidérmicas de la raíz, de manera que las células vegetales y fúngicas comparten apoplasto, y múltiples sistemas de transporte. Mediante estas conexiones, los solutos se mueven libremente, facilitando el transporte y la disposición de nutrientes y agua (Becquer et al., 2019).

Figura 4

Estructuras de los tipos de micorrizas



Nota. La figura representa los tipos de micorrizas que se pueden formar de acuerdo con el tipo de hongo micorrícico que colonice una determinada especie vegetal (Egerton et al., 2005).

Endomicorrizas

Las endomicorrizas introducen sus hifas por vía apoplástica y simplástica de las células de la corteza, sin llegar a la endodermis de la raíz y mucho menos intercambiar citoplasma, esto se debe a que las membranas plasmáticas y la pared celular del hongo lo mantienen separado (Lewis, 2016; Saparrat et al., 2020). Las estructuras que se desarrollan con estas asociaciones son hifopodios, esporas, vesículas y arbusculos, los cuales son estructuras intracelulares que aumentan el área de superficie de las micorrizas, lo que facilita el transporte de nutrientes y minerales a las células de la raíz (Chaurasia & Bharati, 2021; Hao et al., 2019).

Estas micorrizas se dividen en micorrizas arbusculares, micorrizas ericoides, micorrizas de orquídeas y micorrizas monotropoides (Shree et al., 2022).

Micorrizas arbusculares

Las Micorrizas arbusculares son el grupo más grande y se presentan en un 90 % de las especies de plantas, incluidas angiospermas, briófitas y helechos (Begum et al., 2019). Aproximadamente el 83% de las asociaciones corresponde a las dicotiledóneas y un 79% a la monocotiledóneas (Kennedy & de Luna, 2005).

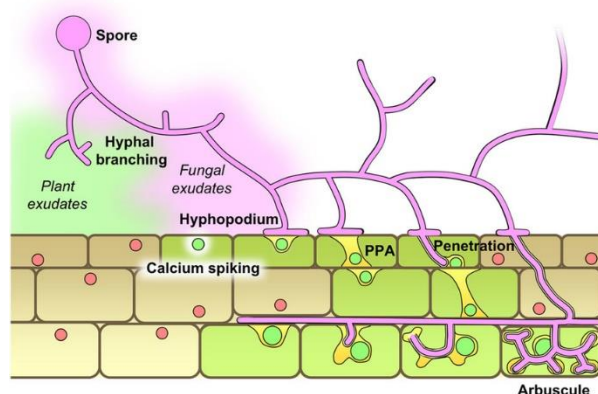
Los hongos asociados a las micorrizas arbusculares pertenecen al filo Glomeromycota, biótrofos obligados que poseen hifas carentes de septos y necesitan de productos fotosintéticos para sobrevivir (Saparrat et al., 2020).

Estructuras de las micorrizas arbusculares

Una micorriza arbuscular tiene tres componentes importantes: la raíz misma, las estructuras fúngicas dentro y fuera de la raíz y un micelio extraradical en el suelo (Smith & Read, 2008).

Figura 5

Estructuras de las micorrizas arbusculares



Nota. Esquema de las diferentes estructuras que se pueden formar en las asociaciones simbióticas existentes entre hongos micorrícicos y vegetales (Bonfante & Genre, 2010)

Las hifas se presentan en forma de hebras muy delgadas que se alargan en busca de agua y nutrientes, su función es el transporte de sustancias

beneficiosas. Esta es la primera estructura que se forma. Una vez que ingresan a la raíz, se ramifican dentro y fuera de la misma, formando una red entramada de hifas, denominada micelio (Bonfante & Genre, 2010).

Las hifas extrarradicales se dividen en hifas de primer orden o corredoras, nacen de las raíces y se caracterizan por tener un diámetro de $5 \mu\text{m}$. Por otro lado, las hifas de segundo orden o absorbentes más delgadas ($2.5 \mu\text{m}$) y se desarrollan a partir de las hifas corredoras. El sistema extendido de hifas extrarradicales permite que el micobionte explore el suelo alrededor de las raíces, absorbiendo activamente los nutrientes del suelo y colonizando raíces vecinas, para formar una red subterránea que conecta a diferentes miembros de una comunidad vegetal (Tikhonovich & Provorov, 2007).

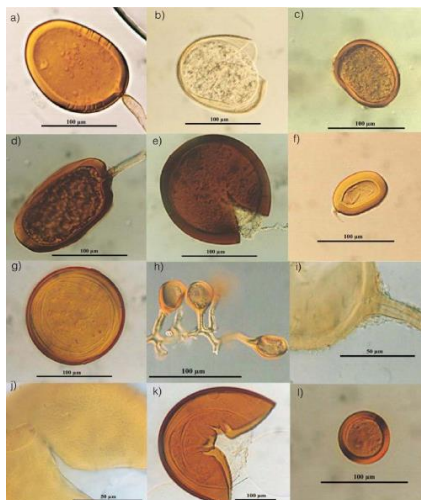
Consecutivamente, el hifopodio se forma a partir de una hifa que se adhiere a la epidermis de la raíz y se ensancha. Esta acción denota que la planta se prepara para la colonización, entonces el hongo desarrolla una hifa de penetración, que le permite entrar en la raíz y crecer dentro y fuera de la raíz (Bonfante & Genre, 2010).

Los arbúsculos son estructuras en forma de “árboles” de vida corta (4 a 5 días), que se forman en la corteza interna de la raíz por la ramificación repetida de una hifa intracelular. Por lo tanto, aumentan el área de superficie de la interfaz hongo-planta e incrementan la eficiencia del intercambio de recursos (Bonfante & Genre, 2010).

Por otro lado, las vesículas son estructuras globosas que actúan como reservorios de lípidos que servirán de alimento para el hongo cuando este lo necesite (Camarena, 2012).

Figura 6

Esporas micorrícicas

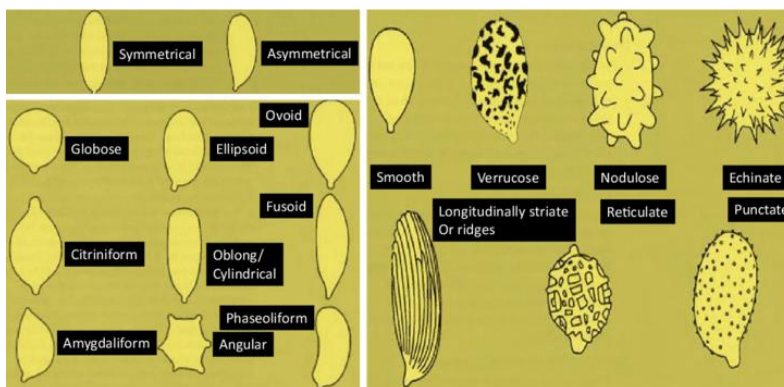


Nota. Distintos morfotipos de esporas de HMA (Lovera & Cuenca, 2007).

Finalmente, las esporas (Figura 2.6) son estructuras reproductivas multinucleadas que constan de paredes compuestas por una o múltiples láminas que concentran en su interior lípidos, núcleos y otras sustancias (Huey et al., 2020).

Figura 7

Morfología y estructuras de las esporas micorrícicas.



Nota. La imagen muestra las estructuras más comunes que se pueden encontrar al observar e identificar esporas micorrícicas (Huey et al., 2020).

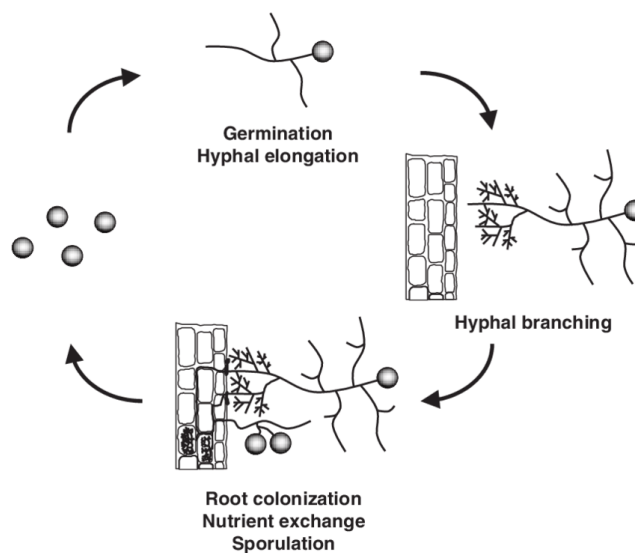
Su morfología, color, superficie y tamaño varían según la especie, características que facilitan su identificación. Su morfología varía entre globosa, elipsoide, ovoide, entre otros; mientras que su superficie suele ser lisa, nudosa, reticulada o estriada. Por otro lado, su color puede variar de amarillo, pardo, blanco u otros. Su tamaño puede variar de 15 a 800 μm (Bonfante & Genre, 2010; Huey et al., 2020; Saparrat et al., 2020).

Colonización

El desarrollo de AM (Figura 2.8) involucra la pre infección, seguida de la formación de micelio intercelular (intraradical), consecutivamente, se establecen las estructuras simbióticas intracelulares, para finalmente, desarrollar el micelio extraradical esporulante (Tikhonovich & Provorov, 2007).

Figura 8

Desarrollo de micorrizas arbusculares.



Nota. El diagrama detalla las etapas de desarrollo: (a) germinación de esporas; (b) crecimiento previo a la infección y ramificación previa a la infección; (c) penetración, crecimiento

intraradical, formación de arbusculos y crecimiento de hifas externas; (d) formación de esporas. (Akiyama, 2007).

La germinación de las esporas micorrícicas inicia con la aparición del tubo germinativo en respuesta a los exudados de la planta. Consecuentemente, la quimiotaxis provoca un rápido crecimiento del tubo germinativo desde la espora hacia la raíz y finaliza con la unión a la superficie de la raíz (formación del hifopodio). Sin embargo, si el tubo germinativo no llega a la raíz en un rango de 5 a 7 días, tras la germinación, el proceso puede invertirse: el tubo germinativo aborta y los nutrientes regresan a la espora.

Tras adherirse a la raíz, las hifas crecen desde el hifopodio o apresorio hacia la corteza colonizando sus capas internas y externas, sin cruzar el periciclo. Después de establecer una red de hifas intercelulares, el hongo desarrolla estructuras simbióticas intraradicales.

La etapa final de desarrollo está representada por la formación del sistema de hifas extra-radicales, que son de importancia crucial para ambos socios. Para el huésped, las funciones tróficas del micelio extraradical (asimilación de nutrientes del suelo) son las más importantes, mientras que para el micobionte la función reproductiva (formación de esporas) es indispensable.

Efecto de las micorrizas sobre la planta de cebollín

Las plantas del género *Allium* son fácilmente colonizadas por hongos micorrícicos arbusculares y su crecimiento depende en gran medida de la colonización, pues a partir de esta, se realizan cambios estructurales en la planta y a la vez el hongo puede tener un efecto sobre el metabolismo secundario de la planta y la absorción de nutrientes y agua (Perner et al., 2011).

La inoculación de hongos micorrícicos arbusculares en cultivos de cebollín (*Allium schoenoprasum*) dio como resultado una mayor producción de cultivos, llevándolos a ser calificados como de calidad de grado de exportación (Baar, 2008). Asimismo, en el estudio de McCormick (2018), la aplicación de hongos micorrícicos arbusculares en cultivos de *Allium schoenoprasum* L. generó la formación de micorrizas, en un alto grado de colonización y la abundancia de arbusculos. En consecuencia, la producción de biomasa fue mayor que cuando el cultivo no fue inoculado con hongos.

Capítulo III: Materiales y Métodos

Zona de estudio

El proyecto de Integración Curricular fue financiado por el Laboratorio de Microbiología del Suelo del departamento de Ciencias de la Vida y Agricultura, área del Centro de Nanociencia y Nanotecnología (CENCINAT), de la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, situada en Sangolquí, cantón Rumiñahui, provincia de Pichincha.

El muestreo del suelo para obtención de Micorrizas se realizó en tres zonas; Pujilí en la Provincia de Cotopaxi, Rumiñahui y Quito de la Provincia de Pichincha; y cultivos diferentes, cultivo de maíz, acelga y guisantes; respectivamente.

Periodo de investigación

La investigación tuvo una duración de aproximadamente dos meses, a partir del 24 de octubre de 2022 al 3 de enero de 2023.

Diseño experimental

El tipo de diseño experimental planteado es un Diseño Factorial Mixto 4x2. Para el análisis de la variación e interacciones de los tratamientos planteados se usará ANOVA. El ensayo se realizará con 3 macetas con 5 plantas por cada tratamiento. Los factores considerados son el número de esporas micorrícicas y las concentraciones de extracto de *Zingiber officinale* (Roscoe L.); descritas a continuación.

Factor 1: Número de esporas micorrícicas

- Mi0: 0 esporas por gramos de suelo
- Mi1: 3 esporas por gramos de suelo

Factor 2: Concentraciones de extracto de *Zingiber officinale* (Roscoe L.)

- Je0: 0 mg/L de extracto
- Je3: 3 mg/L de extracto
- Je5: 5 mg/L de extracto

- Je7: 7 mg/L de extracto

La interacción de factores se detalla en la tabla 3.1

Tabla 4

Tratamientos obtenidos a partir de la interacción de factores propuestos

Número de esporas micorrícicas	Concentraciones de extracto			
	0 mg/L	3 mg/L	5 mg/L	7 mg/L
0 esporas por gramo de suelo	Mi0-Je0	Mi0-Je3	Mi0-Je5	Mi0-Je7
3 esporas por gramo de suelo	Mi1-Je0	Mi1-Je3	Mi1-Je5	Mi1-Je7

Nota. La tabla muestra los tratamientos resultantes de las interacciones existentes entre el número de esporas micorrícicas y las diferentes concentraciones de extracto de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) propuestas.

A continuación, en la tabla 3.2 se detallan los tratamientos propuestos

Tabla 5

Descripción de los tratamientos aplicados en la investigación

Tratamiento	Descripción
Mi0-Je0	0 esporas por gramos de suelo + 0 mg/L de extracto (Tratamiento control)
Mi0-Je3	0 esporas por gramos de suelo + 3 mg/L de extracto
Mi0-Je5	0 esporas por gramos de suelo + 5 mg/L de extracto
Mi0-Je7	0 esporas por gramos de suelo + 7 mg/L de extracto
Mi1-Je0	3 esporas por gramos de suelo + 0 mg/L de extracto
Mi1-Je3	3 esporas por gramos de suelo + 3 mg/L de extracto
Mi1-Je5	3 esporas por gramos de suelo + 5 mg/L de extracto
Mi1-Je7	3 esporas por gramos de suelo + 7 mg/L de extracto

Nota. Las variables empleadas fueron Mi para la presencia (1) o ausencia (0) de micorrizas y para el extracto de jengibre la variable Je seguidas de las concentraciones de 0, 3, 5 y 7 mg/L, según el caso.

Los tratamientos propuestos fueron ocho y en cada tratamiento se realizaron 3 réplicas, por lo tanto, se obtuvo un total de 24 macetas, cada maceta con 5 plantas.

Operacionalización de Variables

Dentro del estudio se contemplan tanto variables dependientes o variables de respuesta y variables independientes; además de los factores a determinar en cada una de ellas, en la tabla 3.3 se detalla la información.

Tabla 6

Cuadro de operacionalización de Variables dependientes e independientes

Variables		Tipo de variable	Factor a determinar
	Biomasa total	Cuantitativa	Peso (g)
	Longitud total	Cuantitativa	Longitud (cm)
Variables dependientes	Hongos micorrícicos obtenidos	Cuantitativa	Número de esporas por gramo de suelo
	Grado de micorrización	Cuantitativa	Nivel de colonización (%)
	Extracto de Jengibre	Cuantitativa	Concentración (mg/L)
Variables independientes	Hongos micorrícicos inoculados	Cuantitativa	Número de esporas por gramo de suelo

Nota. Las variables dependientes o que se evaluarán fueron la biomasa, longitud y el número de esporas por gramo de suelo. Por otro lado, se propusieron concentraciones y un número de esporas inicial, a partir de los cuales se compararán los resultados.

Metodología

Adquisición del material vegetal

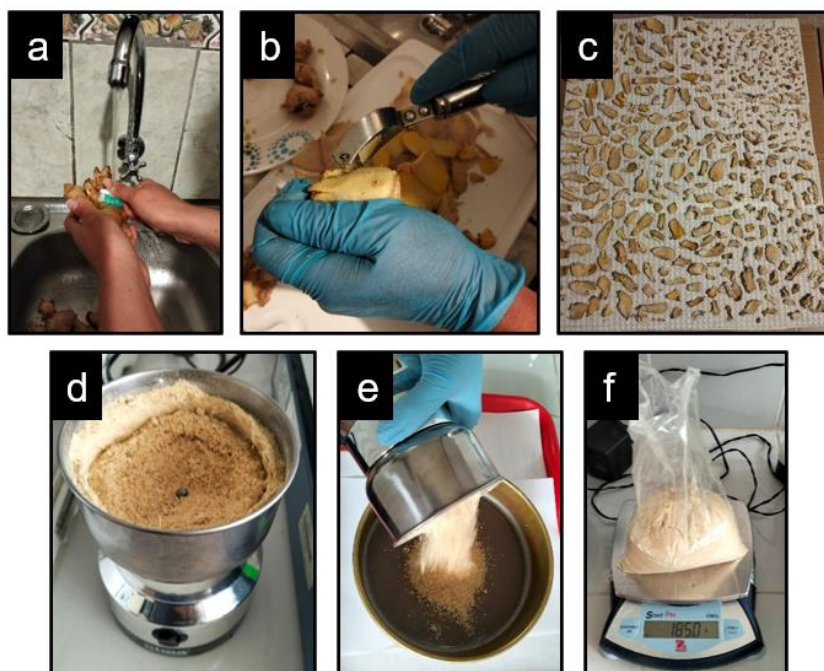
Los rizomas de Jengibre y las semillas de cebollín fueron adquiridos en supermercados, en la zona de productos orgánicos y jardinería, respectivamente.

Tratamiento de la muestra de Jengibre

El proceso de preparación del polvo de jengibre fue modificado a partir de la metodología de secado al aire de Ghafoor et al. (2020). Una libra de rizomas de jengibre se limpió con un cepillo estéril y se enjuagó con agua potable hasta que quedó totalmente libre de residuos de tierra e impurezas (Figura 3.1 a). Se les retiró la piel, se cortó láminas muy finas que se colocaron sobre papel absorbente, dejando espacios entre cada lamina (Figura 3.1 b). Se dejó secar a temperatura ambiente, en una zona ventilada, limpia y libre de rayos UV, pues estos podrían descomponer los principios activos de la muestra (Figura 3.1 c). Se verificó que no existan cambios de coloración, olor o colonización de microorganismos.

Figura 9

Tratamiento de la muestra de Jengibre Zingiber officinale (Roscoe L.)



Nota. En las imágenes se muestra el proceso de preparación de la muestra de jengibre, para la posterior extracción de compuestos fenólicos.

Una vez las láminas estaban totalmente secar, se pesó y molió usando un molino eléctrico (Figura 3.1 d), hasta obtener un polvo fino que posteriormente se tamizó para

separarlo de las fibras y partículas de mayor tamaño (Figura 3.1 e), con la finalidad de aumentar el área superficial y generar un mayor contacto con el solvente (Rashid et al., 2021; Srivastava et al., 2021). Ambas fracciones se pesaron (Figura 3.1 f).

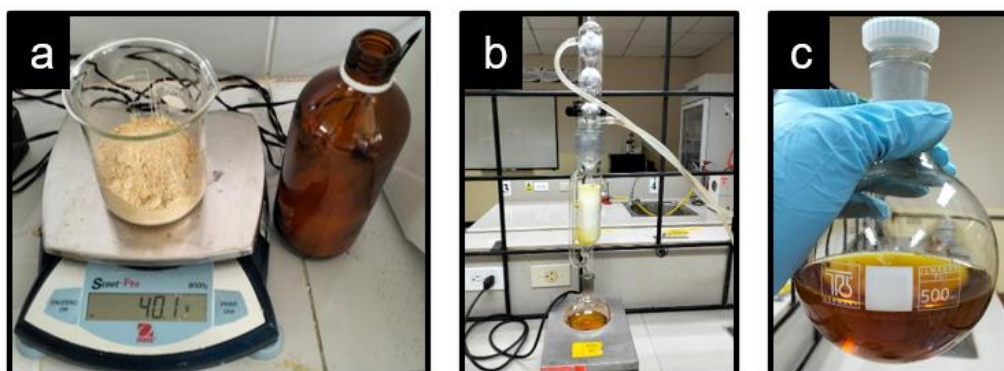
Obtención del extracto y preparación de las diluciones

El extracto se obtuvo al combinar dos métodos de extracción; la maceración y técnica Soxhlet; tomando como referencia las metodologías modificadas de Ali et al. (2022) y Alara et al. (2018), respectivamente. Se usó etanol como solvente, puesto según Sharif & Bennett (2016) es el más apropiado, debido a su mayor índice de polaridad, permitiendo concentrar mayor contenido de compuesto fenólicos totales y 6-gingerol, en el extracto. Adicionalmente, la aplicación de método Soxhlet produjo un mayor contenido de compuestos fenólicos (Nguyen et al., 2019).

Para el proceso de maceración, se colocó una alícuota de 40 g de polvo de jengibre en un frasco ámbar (Figura 3.2 a), se añadió alcohol etílico absoluto hasta sobrepasar por 4 cm la superficie de la muestra y se dejó macerar por 72 horas a temperatura ambiente, con agitación manual periódica y evitando que tenga contacto con la luz solar. Esto promoverá la difusión de compuestos y la separación de la solución concentrada (Rashid et al., 2021; Srivastava et al., 2021).

Figura 10

Obtención del extracto mediante maceración y extracción por método Soxhlet

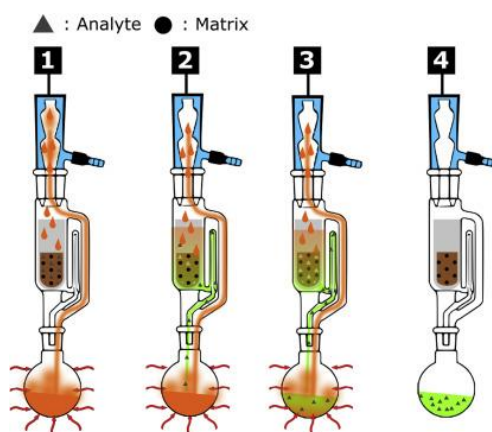


Nota. Técnica combinada para la obtención de extracto de compuestos fenólicos de jengibre.

Transcurrido el tiempo, se armó el equipo Soxhlet, que consiste en una cámara de condensación donde circula el refrigerante (agua), una cámara de extracción que contendrá el dedal con la muestra, esta se encuentra conectada a un conducto de vapor y un sifón que desemboca en un matraz de destilación (Figura 3.3.). El calor necesario para este proceso se obtiene de una manta de calefacción.

Figura 11

Flujo de extracción Soxhlet



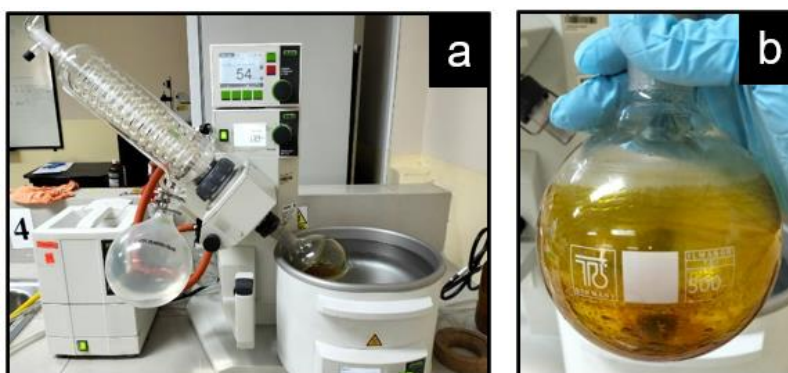
Nota. El matraz se llena con solvente y se calienta (1), para que sus vapores se condensen y entren en contacto con la muestra (2), llenando la cámara de extracción con solvente que al alcanzar un nivel superior al de la curva del sifón, la solución del dedal será aspirada por el sifón, que descargará la solución en el matraz (3), en el matraz de destilación permanecerá el soluto, mientras que el solvente regresará al lecho sólido de muestras, los ciclos se repetirán hasta obtener la extracción completa (4) (Rakhee et al., 2018; Weggler et al., 2020).

Para la extracción Soxhlet, en un matraz de destilación con capacidad de 500 ml se colocaron 200 ml del solvente y dentro de la cámara de extracción se colocó el dedal con el macerado (Figura 3.2 b). La extracción se realizó por un tiempo de 4 horas con 60 °C de temperatura aproximadamente. Posteriormente, se dejó enfriar el extracto a temperatura ambiente y sin luz.

Finalmente, el matraz de destilación que contenía el extracto (Figura 3.2 c) se conectó al Rotavapor R-215 BUCHI con bomba de vacío. El matraz se sumergió en baño maría a 34 °C, 130 rpm y a una presión de 54 milibar (Figura 3.4 a), se concentró hasta que el solvente se evapora (Figura 3.4 b) y se almacenó a 4 °C, sin luz.

Figura 12

Concentración del extracto de jengibre en Rotavapor



Nota. El extracto obtenido se concentró en un Rotavapor R-215 BUCHI con bomba de vacío, hasta que el matraz quedó casi seco.

Las diluciones se realizaron a partir de una solución madre de concentración 0.015 g/L, a la que se añadió Tween 20 y DMSO en una relación 1:1 (300 µl de cada compuesto). Se tomaron alícuotas para obtener soluciones de 3 mg/L, 5 mg/L y 7 mg/L, mientras que para el control se disolvió Tween 20 y DMSO, en las mismas proporciones que para la solución madre.

La aplicación de estas sustancias se realizó en intervalos de 7 días, a partir del primer mes de las plantas, pues según Han et al. (2008), las altas concentraciones (10 g/L) del extracto de jengibre puede inhibir la germinación, el desarrollo de las plántulas y la absorción de agua en plantas de cebollín. Se realizaron 6 aplicaciones en total.

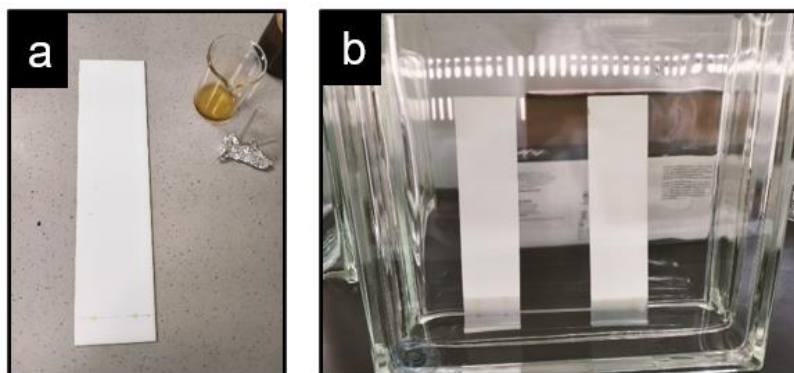
Cromatografía en capa fina del extracto de Jengibre

La cromatografía en capa fina del extracto de Jengibre se realizó según la metodología de Cho et al. (2001). Se usó como fase móvil Tolueno y Acetato de etilo en

relación 7:3. Por lo tanto, en una cámara cromatográfica se colocaron 35 ml de tolueno y 15 ml de acetato de etilo. Se tapó y se dejó que los vapores llenaran la cámara. Mientras tanto, se trazó una línea a 1.5 cm del borde la placa. Por otro lado, el extracto de Jengibre se disolvió en etanol y con la ayuda de un capilar se dispensó cinco veces sobre la placa de sílica gel (Figura 3.5 a), con intervalos de secado entre cada aplicación. La placa se introdujo en la cámara cromatográfica y el solvente separó los compuestos presentes en el extracto (Figura 3.5 b).

Figura 12

Cromatografía en capa fina del extracto fenólico de jengibre



Nota. Aplicación del extracto sobre la placa de sílica gel y su colocación en la cámara cromatográfica.

Transcurridos 15 minutos se observó bajo luz UV. Posteriormente, se usó un compresor cargado con revelador de anisaldehído y se calentó la placa hasta que la separación de los compuestos sea visible bajo luz solar. Se calcularon los factores de retardo para cada uno de los compuestos, que se identificaron mediante bibliografía.

Desinfección de semillas

En la desinfección superficial de las semillas se usó el protocolo optimizado de Si et al. (2022). Se colocaron las semillas en etanol al 75% durante 60 segundos, se lavaron 3

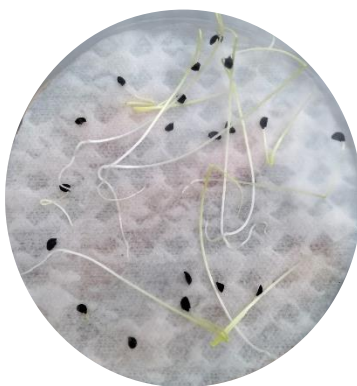
veces con abundante agua destilada, posteriormente, se les aplicó Hipoclorito de sodio al 3.6% durante 8 minutos y finalmente, se enjuagaron 5 veces con agua destilada.

Pruebas de germinación de semillas

En placas Petri estériles se colocaron discos de papel absorbente del diámetro de las cajas, previamente humedecidos con agua destilada, y se dispusieron las semillas. Se taparon y sellaron las cajas con Parafilm, se colocaron en un lugar oscuro y seguro (Instituto Nacional de Aprendizaje, 2020). Se observó el porcentaje de germinación (Figura 3.6).

Figura 14

Prueba de germinación de cebollín.



Nota. Semillas de cebollín germinadas sobre papel absorbente.

A continuación, se describe la fórmula aplicada según (L. J. González et al., 2018), mediante la cual se calculó que el cebollín tuvo un 90% de porcentaje de germinación (PG).

$$PG = \frac{N}{N_s} \times 100$$

Donde:

N = # de semillas germinadas

Ns = # de semillas inoculadas

Muestreo de suelo para detección de HMA

La calidad del suelo que se usará como inóculo es relevante para este estudio, por lo que se buscaron suelos de cultivos orgánicos, pues se sabe que la población de microorganismos nativos del suelo puede ser eliminada por el uso de productos químicos o por el cultivo intensivo (Paillacho, 2010). Los suelos seleccionados fueron de tres lugares y cultivos diferentes.

Las muestras se recolectaron a una profundidad de 20 cm y a corta distancia de los cultivos existentes, se tomaron 300 g de suelo de:

- Cultivo de Maíz en Inchapo, Pujilí, Provincia del Cotopaxi
- Cultivo de Acelga de San Rafael, Rumiñahui, Provincia de Pichincha
- Cultivo de Guisantes de La Ecuatoriana, Quito, Provincia de Pichincha

Figura 15

Recolección de muestras para obtención de inóculo micorrízico



Nota. Toma de muestra de suelo de cultivo de acelga.

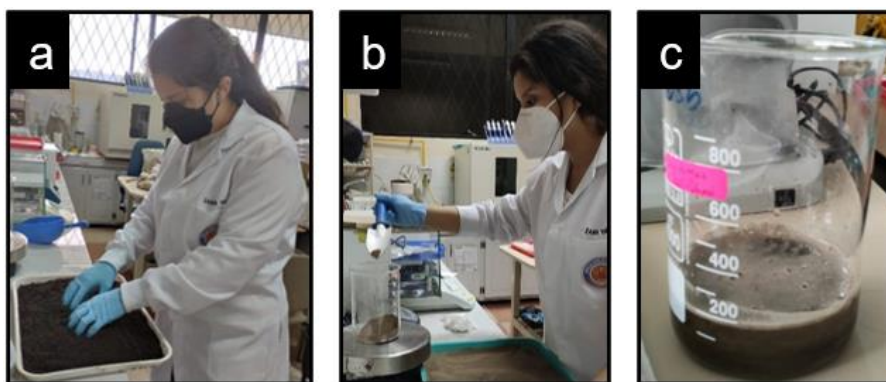
Procesamiento de suelo para análisis de esporas micorrízicas

La muestra de suelo se extendió sobre una bandeja, se homogeneizó, extrayendo los residuos del mismo (Figura 3.8 a) y se dejó secar a temperatura ambiente por 24 horas. En un vaso de precipitación, se tomó una alícuota de 100 g de suelo seco (Figura 3.8 b), se adicionó una solución de Peróxido de hidrógeno al 1% hasta sobrepasar 2 cm de la

superficie de la muestra y se dejó actuar por 1 hora (Figura 3.8 c), esta solución disgrega las partículas del suelo.

Figura 16

Tratamiento de muestras de suelo

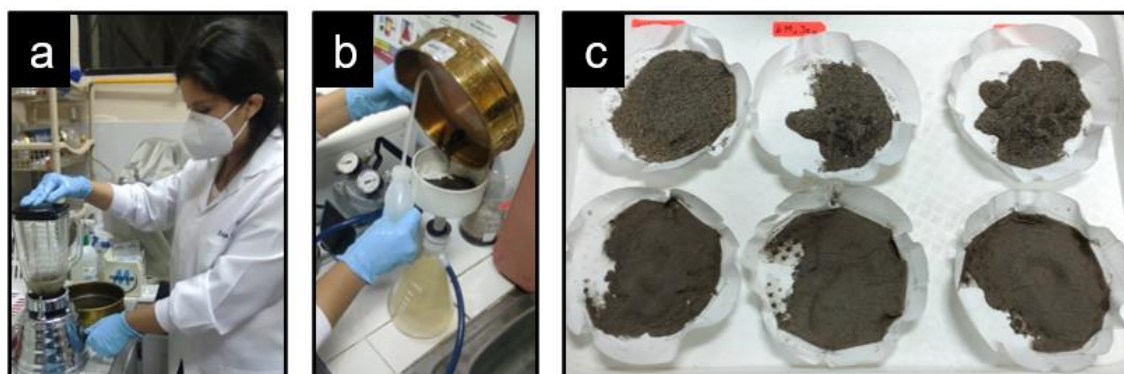


Nota. Procesamiento de 100 g de suelo con peróxido de hidrógeno, para análisis de esporas micorrícicas.

Las muestras se tamizaron usando tamices de 500 μm (fracción A), 150 μm (fracción B) y 45 μm (fracción C), apilados en orden descendente, y se enjuagaron para retirar el peróxido de hidrógeno. La fracción A contenía mayormente impurezas, por lo que fue desechada. Por otro lado, la fracción B se desagregó físicamente en la licuadora por 30 segundos a 6500 rpm y atravesó los tamices de 150 μm y 45 μm , mientras que la fracción C se licuó por 60 segundos a 10000 rpm (Figura 3.9 a) y se tamizó usando el último tamiz. Consecutivamente, usando papel filtro de 15 cm de diámetro, se filtraron las fracciones al vacío para absorber la mayor parte del agua contenida en las muestras (Figura 3.9 b). Finalmente, se dejaron secar por 48 horas a temperatura ambiente (Figura 3.9 c). La muestra seca se pesó, se almacenó en sobres de papel y se refrigeró a 4°C.

Figura 17

Tratamiento de las fracciones de suelo



Nota. Licuado y filtrado al vacío de la fracción C.

Observación y conteo de esporas micorrícicas

En tubos Falcon, por cada fracción se realizaron 3 réplicas. Se depositó una alícuota del 10% del peso total de la fracción B, mientras que de la fracción C el 5%, se adicionó agua destilada hasta aforar a 25 ml, se colocó solución de sacarosa al 45% hasta los 35 ml y se igualaron los pesos con agua destilada. Acto seguido, las repeticiones se centrifugaron por 5 minutos a 2500 rpm, con la finalidad de separar las esporas de hongos micorrícicos. El sobrenadante se tamizó en el tamiz correspondiente, se lavó con agua destilada para retirar la sacarosa y se recogió en cajas Petri cuadrículadas (Figura 3.10).

Figura 18

Pretratamiento del sobrenadante

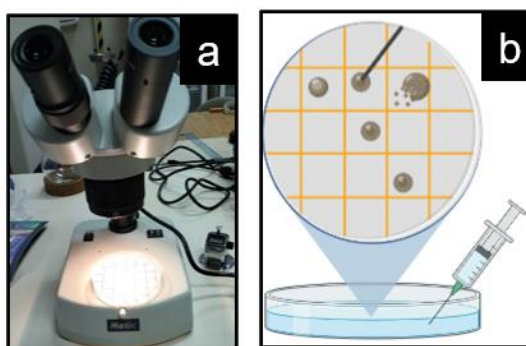


Nota. Recolección de esporas micorrícicas en placa Petri cuadrículada

Con la ayuda de una jeringuilla, se pincharon las estructuras para verificar que se trataba de una espora micorrícica. El cálculo del número de esporas por 100 g de suelo se obtuvo al sacar el promedio de las 3 repeticiones por cada fracción. Los valores obtenidos se multiplicaron por 10 y por 20 para la fracción B y C, respectivamente. El número de esporas por 1 g de suelo se consiguió al dividir para 100 el valor calculado anteriormente.

Figura 19

Conteo de esporas



Nota. Conteo de esporas intactas y de vesículas.

Preparación del inóculo micorrícico y sustratos para siembra de cultivo de cebollín

En el ensayo se usaron dos tipos de sustrato, uno que contenía el inóculo micorrícico y otro totalmente estéril, su composición se detalla en la tabla 3.4.

Tabla 7

Composición volumétrica de los sustratos

Composición	Sustrato con inóculo	Sustrato estéril
Inóculo micorrícico	35%	-
Tierra negra esterilizada	35%	70%
Arena + cascarilla de arroz	30%	30%

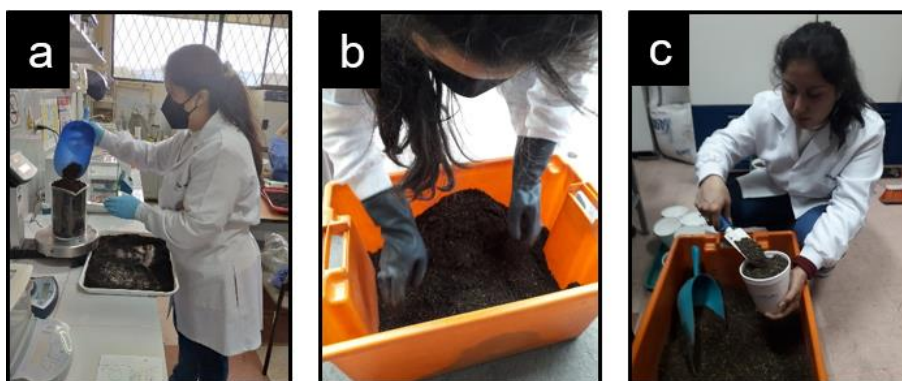
El proceso de esterilización en autoclave fue de 15 a 20 psi durante 30 minutos para la tierra negra y arena, y de 20 minutos para la cascarilla de arroz.

Figura 20*Esterilización del sustrato*

Nota. Autoclavado de tierra negra.

Montaje del ensayo

El montaje del ensayo se llevó a cabo en macetas de 1 L de capacidad, se calculó que cada maceta contendría 262.5 g de inóculo micorrícico (contiene 10 esporas por gramo de suelo), 262.5 g de tierra negra esterilizada, 225 g de arena y 50 g de cascarilla de arroz. Todos los elementos para los diferentes sustratos se homogeneizaron (Figura 3.13 b) y se llenaron las macetas según el diseño experimental planteado (Figura 3.13 c). La concentración de esporas inicial fue de 3 esporas por gramo de suelo.

Figura 21*Montaje del ensayo*

Nota. Pesaje, homogeneizado del sustrato y llenado de macetas

La siembra se realizó en 2 hileras de 7 semillas, un total de 14 plantas por maceta, de las cuales se tomaron únicamente 5 plantas por maceta para el análisis.

Figura 22

Siembra de semillas de cebollín



Nota. Colocación de semillas de cebollín sobre el sustrato húmedo.

Mantenimiento nutricional de cultivo

Durante un mes, a partir del séptimo día después de la germinación, se aplicó solución de Hewitt entre 3 y 4 veces por semana. La solución de Hewitt es una solución nutritiva, conformada por 5 soluciones madre, donde cada una de ellas consta de compuestos químicos que generarán un buen desarrollo de la planta, a la vez que permiten el reconocimiento y la formación de una relación simbiótica entre el hongo y la planta.

A continuación, se detalla los elementos de la solución de Hewitt (Hewitt, 1966) y las cantidades para su formulación en la tabla 3.5.

Posteriormente, se realizaron diluciones que se describen en la tabla 3.6. Revisar el Anexo A para más información.

Transcurrido el primer mes (desde la siembra), se suministró el extracto de jengibre, 25 ml por maceta cada 7 días (total de 6 aplicaciones) y se complementó con la aplicación de agua destilada de acuerdo con las necesidades hídricas del cebollín

Tabla 8*Descripción de las soluciones madre de Hewitt*

Tipo	Composición (s)	Cantidad (g/L)
I	KNO ₃	40.44
II	CaNO ₃ · 4H ₂ O	39
III	MgSO ₄ · 7H ₂ O	36.97
P⁻		0.03
P⁺	K ₂ HPO ₄	0.3
P⁺⁺		2.7
IV	Na ₂ EDTA	3.724
	FeSO ₄ · 7H ₂ O (II)	2.784
	MnSO ₄ · 4H ₂ O	2.23
V	H ₃ BO ₃	3.09
	ZnSO ₄ · 2H ₂ O	0.288
	CuSO ₄ · 5H ₂ O	0.250

Nota. Composición de las soluciones madre para la formulación de la solución nutritiva de Hewitt en g/L.

Tabla 9

Formulación de la solución de Hewitt

Solución	Composición (s)	1 L	2.5 L	12 L
I	KNO ₃	10	25	120
II	CaNO ₃ · 4H ₂ O	20	50	240
III	MgSO ₄ · 7H ₂ O			
P⁻		10	25	120
P⁺	K ₂ HPO ₄			
P⁺⁺				
IV	Na EDTA-Fe	10	25	120
	MnSO ₄ · 4H ₂ O			
V	H ₃ BO ₃	1	2.5	12
	ZnSO ₄ · 2H ₂ O			
	CuSO ₄ · 5H ₂ O			

Nota. ml de solución madre necesarios para la formulación de n litros de solución nutritiva de Hewitt.

Adecuación del área de crecimiento y control de plagas

Las macetas se ordenaron en una zona cubierta por techo translúcido de policarbonato y hormigón, que permitió el ingreso de gran cantidad de luz solar y calor, además de que protegió a las plantas de factores ambientales como viento, frío, lluvia, entre otros. Los tratamientos se separaron a través de estructuras metálicas y plástico transparente.

El control de plagas se llevó a cabo mediante la desinfección continua de las superficies aledañas a las macetas, con Hipoclorito de sodio al 5%.

Evaluación de plantas cebollín

Transcurridos los 60 días del experimento, se extrajeron las plantas de las macetas (Figura 3.15 a) y finalmente se separaron las plantas, tratando de no perder fragmentos de la raíz (Figura 3.15 b).

Figura 23

Levantamiento del ensayo



Nota. Separación de las plantas del sustrato

Los elementos que se analizaron fueron la longitud radicular, el peso fresco y seco total, peso fresco y seco aéreo, peso fresco y seco radicular. Adicionalmente, se contó el número de esporas de HMA, según lo descrito previamente

Medición de la longitud radicular

La raíz se midió desde el cuello hasta la zona más larga de la raíz, este procedimiento se realizó sobre todas las plantas de los distintos tratamientos.

Determinación del peso fresco

De acuerdo con el protocolo descrito por Paulus et al. (2022). Inmediatamente después de extraer las plantas del sustrato, se lavaron, secaron superficialmente y pesaron en una balanza analítica.

Figura 24

Toma del peso de la biomasa fresca



Determinación del peso seco

En la determinación del peso seco se aplicó la metodología de C. Wang et al. (2020). Las plantas se secaron por el método de desecación en estufa a una temperatura de 105 °C por 30 min y posteriormente a 75 °C hasta que el peso sea constante. Se dejó enfriar en el desecador.

Capítulo IV: Resultados y Discusión

Selección del Inóculo Micorrícico

La selección del inóculo se llevó a cabo mediante el conteo de esporas de cada fracción de la zona, considerando como óptimo el valor más alto de esporas micorrícicas encontradas por gramo de suelo.

Ejemplo de cálculo

Fracción B.

$$\sum FB = 15 + 27 + 12 = 54$$

$$Prom = \frac{54}{3} = 18$$

$$FB = 18 \times 10 = 180$$

Fracción C.

$$\sum FC = 39 + 57 + 34 = 130$$

$$Prom = \frac{130}{3} = 43$$

$$FB = 43 \times 20 = 860$$

$$\#esporas \text{ por } 100 \text{ g de suelo} = \sum (FB + FC) = 180 + 860$$

$$\#esporas \text{ por } 100 \text{ g de suelo} = 1040 \frac{\text{esporas}}{100 \text{ g de suelo}}$$

$$\#esporas \text{ por } g \text{ de suelo} = 10 \frac{\text{esporas}}{1 \text{ g de suelo}}$$

La comparación entre las muestras (Figura 4.1) indicó que el valor más alto obtenido fue de 10 esporas por gramo de suelo, proveniente de la muestra del cultivo de guisantes (*Pisum sativum*) de La Ecuatoriana. En concordancia con los datos obtenidos en nuestro estudio, otros autores han descrito que las leguminosas; como los guisantes; han producido de 19 a 25 esporas por gramo de suelo (Ríos et al., 2019) considerado como un número de esporas alto. Mediante estos resultados y de acuerdo con la investigación realizada por A. Liu et al. (2020) se concluye que las leguminosas se caracterizan por facilitar la colonización y la propagación de esporas. Esto se debe a que los genes de las leguminosas son más susceptibles a activarse por los hongos micorrícicos, generando señales bioquímicas y facilitando la colonización de las raíces y la producción de esporas (Manchanda & Garg, 2007).

Tabla 10

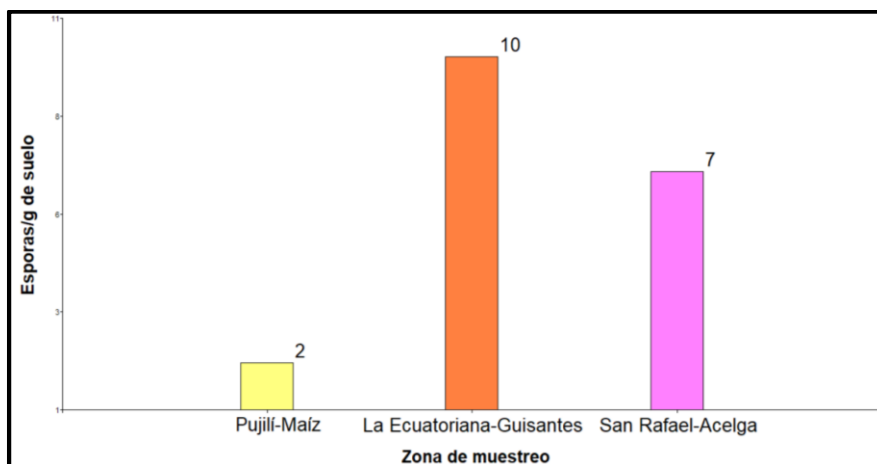
Resultados del análisis de suelo para identificación de inoculo micorrícico.

Zona de muestreo	Especie Vegetal	Número de esporas por fracción de suelo					Promedio	Número de esporas	
		FB	R1: 2	R2: 6	R3: 5	FC		R1: 10	R2: 7
Pujilí - Cotopaxi	Maíz	FB	R1: 2	R2: 6	R3: 5	FC	4	220	2
Ecuadoriana - Pichincha	Guisantes	FB	R1: 15	R2: 27	R3: 12	FC	18	1040	10
San Rafael - Pichincha	Acelga	FB	R1: 10	R2: 17	R3: 21	FC	16	780	7

Nota. En la tabla se expresan los resultados de las fracciones por triplicado y sus valores por gramo de suelo.

Figura 25

Número de esporas por gramo de suelo



Adicionalmente, la cantidad del número de esporas producidas también se ve afectada por las características del suelo y su contenido nutricional, por los factores ambientales, el género de los hongos micorrícicos inoculados, entre otros (Ríos et al., 2019).

Levantamiento del ensayo

En el montaje del ensayo, se inocularon 3 esporas micorrícicas por gramo de suelo en los tratamientos Mi1-Je0, Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7. Por el contrario, los tratamientos Mi0-Je0, Mi0-Je3, Mi0-Je5 y Mi0-Je7 fueron completamente esterilizados. El ensayo se mantuvo por 60 días. Transcurrido ese tiempo, se analizaron las variables de respuesta.

A nivel estadístico se usó el análisis de varianza (ANOVA, Anexo C) a un nivel de significancia de 0.05; en este estudio se considera que cuando el p-valor es mayor a 0.05, todos los tratamientos son iguales. Por el contrario, si el p-valor es menor a 0.05 se acepta que al menos uno de los tratamientos presenta un rendimiento distinto al resto. Adicionalmente, se estudió el coeficiente de variabilidad, donde los valores menores al 10% muestran homogeneidad, mientras que el rango entre 10% al 30% indican heterogeneidad aceptable; en ambos casos; la muestra es representativa.

La comparación de los resultados se realizó mediante la prueba de Duncan.

Biomasa aérea fresca

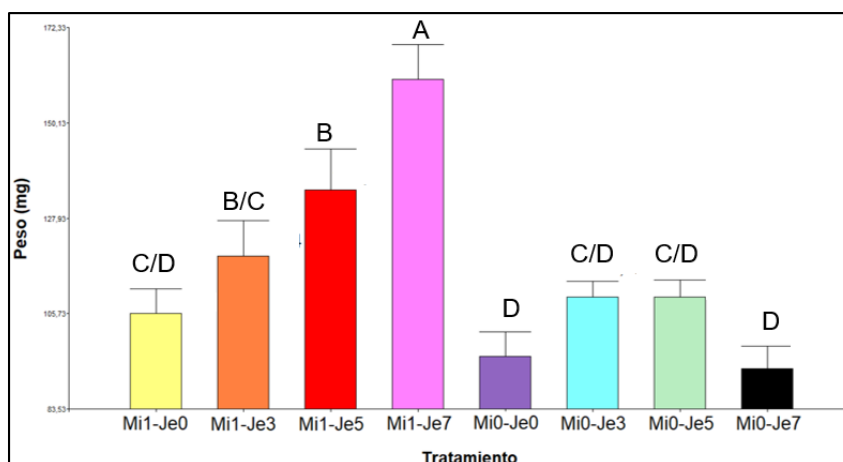
El análisis sobre la Biomasa aérea fresca proporcionó un coeficiente de variabilidad de 22.5%. El p-valor es menor a 0.0001, indicando que al menos uno de los tratamientos tiene un rendimiento distinto a los demás.

El tratamiento que contenía únicamente esporas micorrícicas (Mi1-Je0) aumentó la biomasa aérea en un 10% con respecto al control; sin micorrizas y sin extracto (Mi0-Je0); demostrando que, sin la interacción de los microorganismos, las plantas obtienen un desarrollo menor. De manera similar, en cultivos de lechuga inoculados con micorrizas, la biomasa foliar aumentó en un 55% con respecto a los suelos esterilizados (Chen et al., 2020). Fitzpatrick et al. (2019) indica que los microorganismos benéficos intensifican la absorción de nutrientes y agua, descomponen la materia orgánica para que sea aprovechable para el cultivo, mitigan el estrés biótico y abiótico, e incentivan el crecimiento

vegetal. Por otro lado, la esterilización del suelo conlleva a la pérdida de nutrientes y de la microbiota, que como consecuencia afectan el rendimiento de la planta.

Figura 26

Gráfico de barras de la Biomasa aérea fresca



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: sin micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: sin micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Los pesos fueron expresados en miligramos.

Figura 27

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa aérea fresca

Test:Duncan Alfa=0,05				
Error: 680,6527 gl: 98				
Tratamiento	Medias	n	E.E.	
Mi1Je7	160,22	15	6,74	A
Mi1Je5	134,55	15	6,74	B
Mi1Je3	119,14	15	6,74	B C
Mi0Je3	109,60	15	6,74	C D
Mi0Je5	109,56	15	6,74	C D
Mi1Je0	105,77	15	6,74	C D
Mi0Je0	95,83	15	6,74	D
Mi0Je7	92,89	15	6,74	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Asimismo, los tratamientos (Figura 4.2) que contenían micorrizas y extracto de jengibre a diferentes concentraciones (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) presentaron un mejor desarrollo de la biomasa aérea a medida que la concentración del extracto aumentó. De manera que el tratamiento con inóculo micorrícico y concentración del extracto a 7 mg/L (Mi1-Je7) fue el tratamiento más exitoso al presentar el máximo valor (Figura 4.3). Por otro lado, en los tratamientos donde el suelo estaba esterilizado y únicamente se aplicó extracto de jengibre (Mi0-Je3, Mi0-Je5 y Mi0-Je7), la biomasa inicialmente aumentó con las concentraciones de 3 y 5 mg/L y a medida que incrementó la concentración del extracto (7mg/L), el valor disminuyó. Los valores obtenidos en nuestra investigación se relacionan con el estudio realizado por M. González et al. (2020), el cual el tomate (*Solanum lycopersicum* L cv. "Río Fuego") al ser inoculado con hongos micorrícicos y extracto de algas marinas, incrementó su crecimiento y la acumulación de nutrientes, carbohidratos y proteínas en sus hojas. A través de ambos resultados, se concluye que existen sustancias bioestimulantes provenientes de plantas o microorganismos, que al combinarlos crean un efecto sinérgico que potencia el desarrollo de los cultivos, más que al aplicarlos de forma separada.

Biomasa radicular fresca

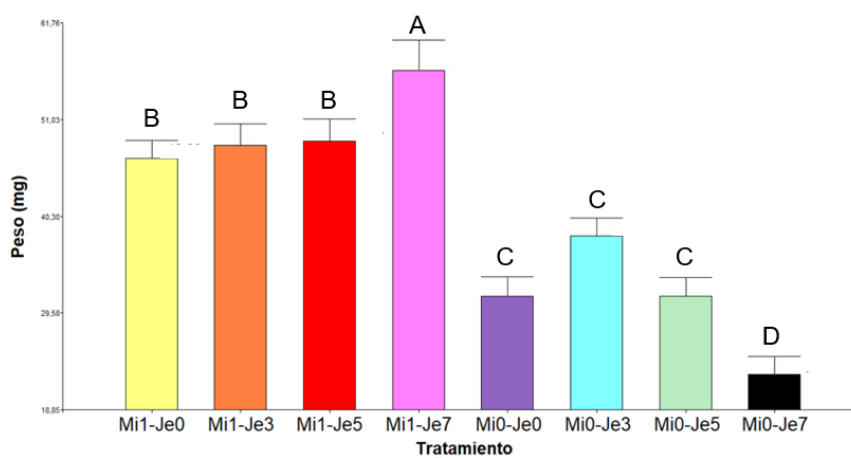
Para la Biomasa radicular fresca, el coeficiente de variabilidad fue de 22.8% y el p-valor menor a 0.0001.

En nuestro ensayo, se observó que los tratamientos que contenían micorrizas y extracto de jengibre a diferentes concentraciones (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) generaron un desarrollo de la biomasa radicular superior a los tratamientos sin micorrizas (Figura 4.4). Siendo Mi1-Je7 el mejor tratamiento, seguido por los tratamientos Mi1-Je5, Mi1-Je3 y Mi1-Je0, los cuales no mostraron diferencias significativas entre ellos (Figura 4.5). En relación a nuestros resultados, se cita el estudio de Rashad et al. (2022), en el cual inocularon hongos

micorrícicos en plantas de guisantes y adicionalmente aplicaron el extracto de algas marinas a diferentes concentraciones (al 1, 2 y 3 %), ello incrementó la biomasa radicular y mejoró las defensas contra enfermedades que afectan a la raíz. Se observó el mejor rendimiento radicular a la concentración del 3%.

Figura 28

Gráfico de barras de la Biomasa radicular fresca



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Los pesos fueron expresados en miligramos.

Figura 29

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa radicular fresca

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
Mi1Je7	56,43	15	2,38	A
Mi1Je5	48,63	15	2,38	B
Mi1Je3	48,19	15	2,38	B
Mi1Je0	46,69	15	2,38	B
Mi0Je3	38,09	15	2,38	C
Mi0Je0	31,45	15	2,38	C
Mi0Je5	31,41	15	2,38	C
Mi0Je7	22,79	15	2,38	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

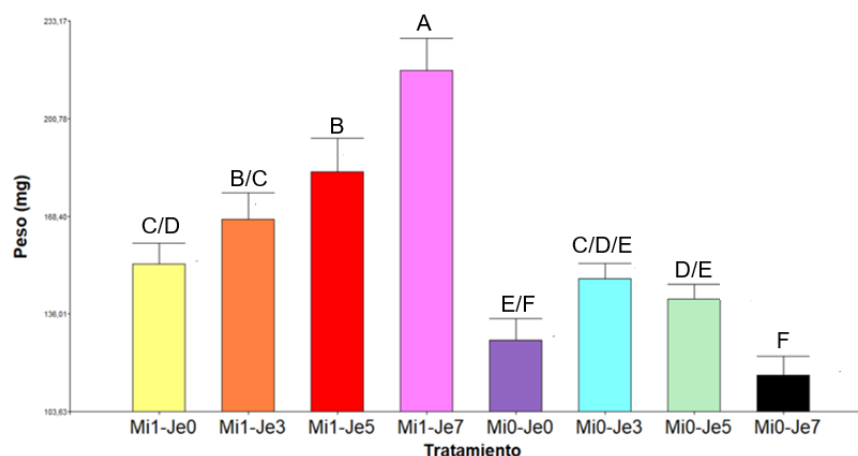
Por el contrario, el extracto de jengibre tuvo un efecto inversamente proporcional a su concentración en los tratamientos sin esporas micorrícicas, es decir, a mayor concentración, menor rendimiento. El tratamiento Mi0-Je7 fue el que mostró que el extracto de jengibre tiene actividad negativa con respecto al desarrollo de la raíz. Nuestros resultados están en concordancia con lo que dice Han et al. (2008), quien menciona que la raíz es la zona más sensible ante el efecto del extracto de jengibre, especialmente cuando el suelo no tiene los microorganismos necesarios para metabolizar los compuestos que este provee.

Biomasa total fresca

Esta variable mostró un coeficiente de variabilidad de 20.02% y un p-valor menor a 0.0001. Los tratamientos que contenían micorrizas y extracto de jengibre a diferentes concentraciones (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) desarrollaron mayor cantidad de biomasa total que los demás tratamientos (Figura 4.6 y 4.7). El tratamiento con micorrizas y la concentración de extracto a 7 mg/L (Mi1-Je7) obtuvo los mejores resultados. En relación a nuestros resultados, González et al. (2020), aplicó extractos de algas marinas en combinación con hongos micorrícicos, incrementando en 8 veces la biomasa total fresca con respecto al control. De acuerdo con este estudio, se cree que el efecto sinérgico de los bioestimulantes se debe a que el extracto de algas a nivel genético regula la actividad de los genes relacionados con la epidermis radicular, lo que incentiva la colonización de los hongos micorrícicos. Además, según los autores mencionados, los resultados los extractos vegetales contienen compuestos activos que pueden ser aprovechados para el desarrollo de los hongos. Por lo tanto, al combinarlos, intensifican la captación de nutrientes y agua para su posterior distribución en la planta, aumentando el crecimiento radicular y mejorando la acumulación de azúcares, proteínas y compuestos activos que promueven el desarrollo foliar.

Figura 30

Gráfico de barras de la Biomasa total fresca



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Los pesos fueron expresados en miligramos.

Por otro lado, los tratamientos con suelo esterilizado y extracto de jengibre a concentraciones de 3 mg/L y 5mg/L (Mi0-Je3, Mi0-Je5) obtuvieron mejores resultados que el control, indicando que el extracto de jengibre por sí solo también influye en el desarrollo de la biomasa. Sin embargo, el rendimiento del tratamiento Mi0-Je7 (sin micorrizas y 7mg/L de extracto), denotó que, a mayor concentración de extracto, mayor inhibición. Los resultados de nuestro estudio se explican mediante la investigación de Han et al. (2008), quien menciona que esto se debe a que el extracto de jengibre a bajas concentraciones incentiva el desarrollo de la biomasa total, pero a concentraciones altas inhibe el rendimiento de los cultivos. Adicionalmente, este efecto se relaciona con la ausencia de microorganismos, pues al no

existir microorganismos que se encarguen de la descomposición de la materia orgánica para que las plantas tengan acceso a los nutrientes, estas disminuirán su rendimiento (Talat, 2020).

Figura 31

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa total fresca

Test:Duncan Alfa=0,05			
Error: 980,5436 gl: 98			
Tratamiento	Medias	n	E.E.
Mi1Je7	216,65	15	8,09 A
Mi1Je5	183,19	15	8,09 B
Mi1Je3	167,33	15	8,09 B C
Mi1Je0	152,46	15	8,09 C D
Mi0Je3	147,69	15	8,09 C D E
Mi0Je5	140,97	15	8,09 D E
Mi0Je0	127,28	15	8,09 E F
Mi0Je7	115,67	15	8,09 F

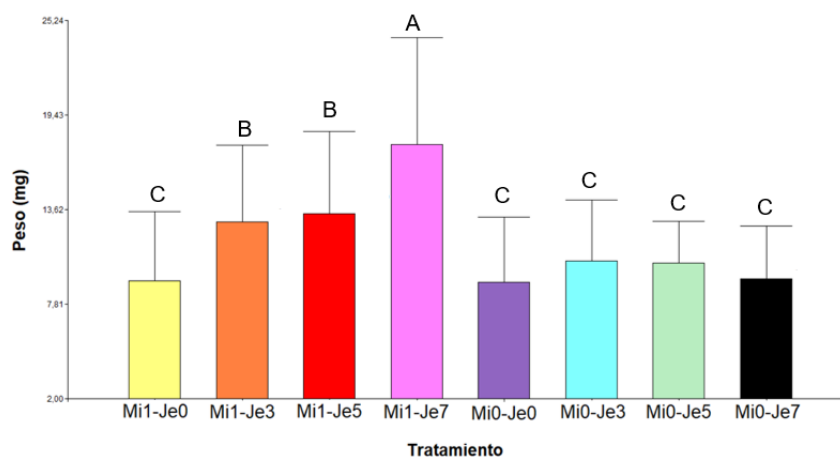
Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Biomasa aérea seca

La evaluación estadística de la Biomasa aérea seca proporcionó un coeficiente de variabilidad de 23.05% y un p-valor menor a 0.0001.

Figura 32

Gráfico de barras de la Biomasa aérea seca



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de

extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Los pesos fueron expresados en miligramos.

Con respecto a este parámetro, los tratamientos con micorrizas y extracto de jengibre a diferentes concentraciones (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) generaron un desarrollo de la biomasa aérea seca superior a los demás tratamientos, siendo el mejor tratamiento Mi1-Je7, (Figura 4.8). Por el contrario, los tratamientos sin esporas micorrícicas y sin extracto (Mi0-Je0), sin esporas y con extracto (Mi0-Je3, Mi0-Je5, Mi0-Je7), y con micorrizas y sin extracto (Mi1-Je0) tuvieron resultados muy similares, valores menores a los de los tratamientos con micorrizas y extracto de jengibre (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) (Figura 4.8). De esta forma, se determina que el extracto de jengibre en sinergia con los hongos micorrícicos generó un efecto positivo a medida que la concentración aumentó. Nuestros resultados se relacionan con los obtenidos en el estudio de González et al. (2020), donde la biomasa aérea seca fue mayor en un 4% en las plantas del tratamiento en el que se aplicó únicamente extracto, mientras que en los tratamientos con extracto y micorrizas el valor aumento en un 54%, ambos datos con respecto al control. La variabilidad de los resultados obtenidos en la biomasa seca aérea, se relacionan con la capacidad de una planta de formar tejidos y acumular nutrientes y compuestos activos (Gonzalez et al., 2018).

Figura 33

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa aérea seca

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
Mi1Je7	17,63	15	0,69	A
Mi1Je5	13,35	15	0,69	B
Mi1Je3	12,85	15	0,69	B
Mi0Je3	10,47	15	0,69	C
Mi0Je5	10,35	15	0,69	C
Mi0Je7	9,38	15	0,69	C
Mi1Je0	9,23	15	0,69	C
Mi0Je0	9,17	15	0,69	C

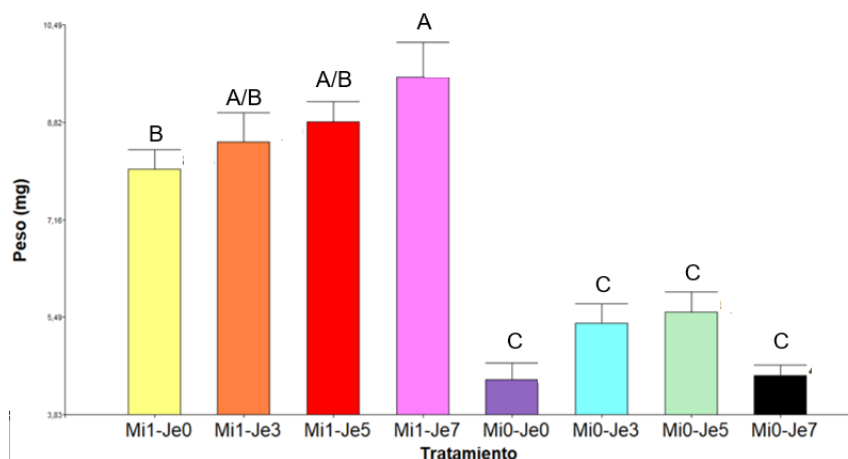
Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Biomasa radicular seca

La evaluación de la Biomasa radicular fresca obtuvo un coeficiente de variabilidad de 21.87% y un p-valor menor a 0.0001.

Figura 34

Gráfico de barras de la Biomasa radicular seca



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Los pesos fueron expresados en miligramos.

Los tratamientos con micorrizas y extracto de jengibre a diferentes concentraciones (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) obtuvieron valores superiores con respecto al tratamiento con micorrizas únicamente (Mi1-Je0). Por el contrario, el efecto del extracto en plantas sin micorrizas (Mi0-Je0, Mi0-Je3, Mi0-Je5 y Mi0-Je7), tuvieron resultados similares, destacando los valores de biomasa radicular de los tratamientos sin micorrizas y con concentraciones 3 y 5 mg/L (Mi0-Je3 y Mi0-Je5), esto nos lleva a afirmar que el extracto produce un efecto positivo sobre el desarrollo de las plantas, aunque menor que el generado por la

combinación del extracto y las micorrizas (Figura 4.10). Nuestros datos se explican mediante el estudio de Rashad et al. (2022), en cual se indica que el efecto sinérgico y bioestimulante del extracto vegetal y los hongos micorrícicos aumenta la biomasa radicular, promueve la absorción de nutrientes y agua, y la distribuyen en la planta, ello conlleva al incremento de proteínas, carbohidratos y compuestos activos necesarios para el desarrollo de la biomasa radicular, debido a la formación de hifas, hifopodios y vesículas. Adicionalmente, según los mismos autores, a nivel genético, las células radiculares se reprogramaron para generar la acumulación de lignina en pared celular de la raíz, conduciendo al engrosamiento de esta.

Figura 35

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa radicular seca

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
MilJe7	9,59	15	0,39	A
MilJe5	8,83	15	0,39	A B
MilJe3	8,49	15	0,39	A B
MilJe0	8,03	15	0,39	B
Mi0Je5	5,58	15	0,39	C
Mi0Je3	5,39	15	0,39	C
Mi0Je7	4,49	15	0,39	C
Mi0Je0	4,42	15	0,39	C

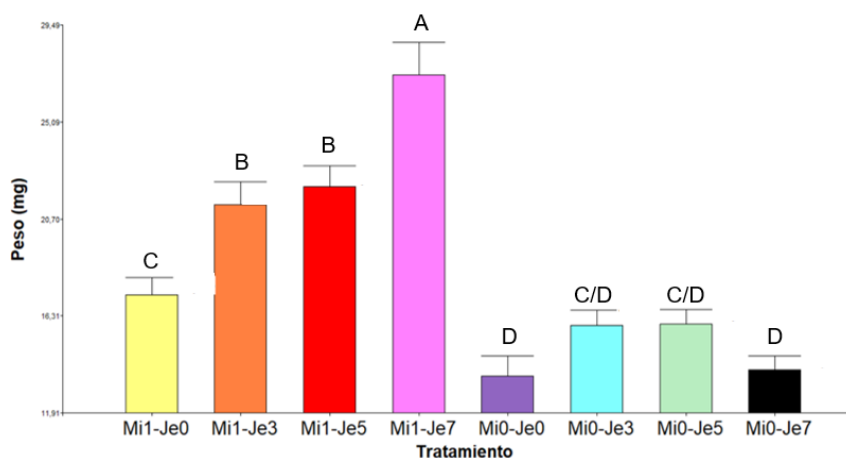
Test:Duncan Alfa=0,05
 Error: 2,2455 gl: 98
 Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

Biomasa total seca

La evaluación de la Biomasa total seca reportó un coeficiente de variabilidad de 19.19% y un p-valor menor a 0.0001.

Figura 36

Gráfico de barras de la Biomasa total seca



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Los pesos fueron expresados en miligramos.

En la presente investigación las diferencias entre los tratamientos mostraron que la biomasa total de aquellos que contenían micorrizas y extracto de jengibre (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) obtuvieron mejores valores, seguido por el tratamiento con micorrizas y sin extracto (Mi1-Je0). A continuación, los tratamientos sin micorrizas y concentraciones de 3 y 5 mg/L (Mi0-Je3 y Mi0-Je5). Finalmente se posicionaron los tratamientos sin micorrizas y sin extracto (Mi0-Je0) y sin micorrizas con 7mg/L extracto (Mi0-Je7). Con respecto a la biomasa fresca, el valor de los tratamientos con micorrizas y extracto de jengibre se redujo en un 86%, mientras que para los tratamientos sin micorrizas y con extracto (Mi0-Je3, Mi0-Je5 y Mi0-Je7) se redujo en un 89% (Figura 4.12). De manera que se observa que las micorrizas en combinación con el extracto impulsaron el desarrollo vegetal, aumentando el rendimiento,

materia seca. Estos resultados contrastan con el estudio realizado por González et al. (2020), en el que se indica que bajo condiciones de estrés abiótico se promueve la acumulación de compuestos activos y nutrientes. En dicha investigación, se determinó que la biomasa seca de los tratamientos con extracto y con micorrizas se redujo en un 89% con respecto a la biomasa seca, mientras que para los tratamientos con extracto y sin micorrizas disminuyó en un 70%. Según Barrientos et al. (2015) esto se relaciona con las necesidades de la planta que, en caso de estrés, las micorrizas y el extracto promueven la acumulación de compuestos. Por el contrario, si la planta no se encuentra en situaciones de estrés, se induce la formación de tejidos vegetales debido al flujo de nutrientes y los procesos metabólicos que permitirán la formación de biomasa que se traducirá en materia seca (Gonzalez et al., 2018).

Figura 37

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la biomasa total seca

Test:Duncan Alfa=0,05				
Error: 12,4819 gl: 98				
Tratamiento	Medias	n	E.E.	
MilJe7	27,23	15	0,91	A
MilJe5	22,17	15	0,91	B
MilJe3	21,33	15	0,91	B
MilJe0	17,25	15	0,91	C
Mi0Je5	15,93	15	0,91	C D
Mi0Je3	15,87	15	0,91	C D
Mi0Je7	13,87	15	0,91	D
Mi0Je0	13,59	15	0,91	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

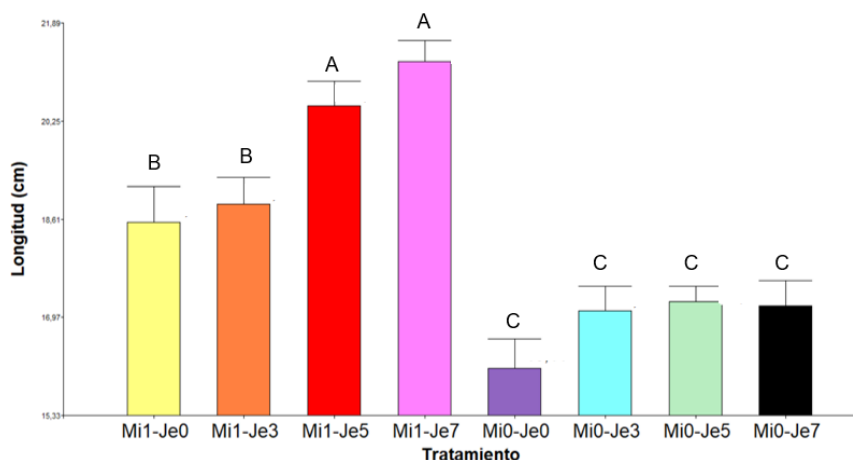
Adicionalmente, se conoce que a través de los métodos de secado se podría perder material vegetal o propiciar que algunos compuestos bioactivos se descompongan, oxiden o sufran reacciones que disminuyan su concentración. Por lo tanto, se afectaría el valor del peso seco de la planta (Chen et al., 2020).

Longitud aérea

La longitud aérea de las plantas de cebollín mostró un coeficiente de variabilidad de 9.51% y un p-valor menor a 0.0001.

Figura 38

Gráfico de barras de la Longitud aérea



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. La longitud fue expresada en centímetros.

La comparación de los tratamientos mostró que aquellos que contenían micorrizas y extracto de jengibre a diferentes concentraciones (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) y únicamente micorrizas (Mi1-Je0) generaron un desarrollo de la longitud aérea superior a los demás tratamientos, siendo el tratamiento con micorrizas y una concentración de 7 mg/L de extracto, el que mejores resultados reportó, con un aumento del 24% con respecto al control. (Figura 4.14). Adicionalmente, el extracto de jengibre (Mi0-Je3, Mi0-Je5 y Mi0-Je7) por sí solo incrementó en un 6% el crecimiento aéreo con respecto al control. Los datos obtenidos se relacionan con el estudio realizado por Chliyah et al. (2014), donde el efecto de la aplicación de micorrizas y extracto de moringa en plantas de tomate impulsó el crecimiento foliar en un 61%, mientras que la aplicación únicamente con extracto incrementó en un 40%,

con respecto al control. A través de estas dos investigaciones, se puede determinar que la combinación de dos bioestimulantes promueve activamente el desarrollo aéreo. Según (Rashad et al., 2022) este efecto se debe a que algunos extractos tienen la función de incentivar la activación de genes relacionados con las rutas sintéticas de hormonas vegetales encargadas de la elongación de la zona aérea.

Figura 39

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la longitud aérea

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
MilJe7	21,24	15	0,45	A
MilJe5	20,51	15	0,45	A
MilJe3	18,87	15	0,45	B
MilJe0	18,55	15	0,45	B
Mi0Je5	17,23	15	0,45	C
Mi0Je7	17,16	15	0,45	C
Mi0Je3	17,08	15	0,45	C
Mi0Je0	16,11	15	0,45	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Longitud radicular

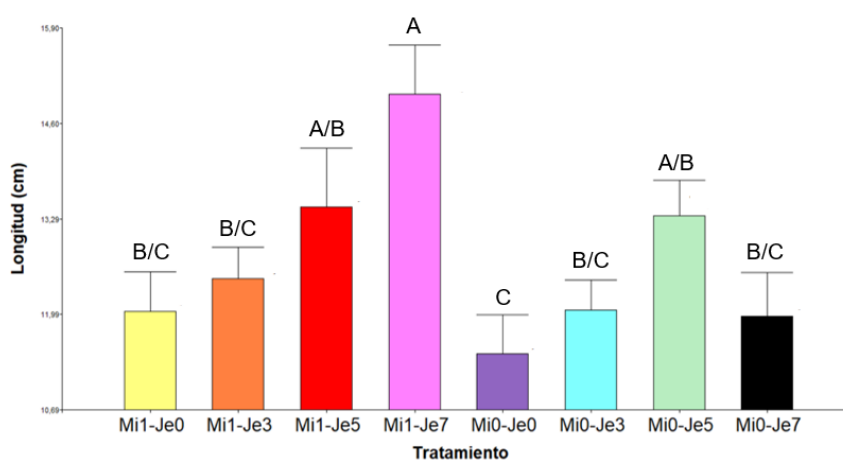
El análisis de este parámetro proporcionó un coeficiente de variabilidad de 17.11% y un p-valor de 0.0005.

En el presente estudio, la comparación de las medias mostró que los tratamientos que contenían micorrizas generaron valores de la longitud radicular mayores, con respecto a los tratamientos homólogos, pero sin micorrizas, como se representa en la Figura 4.16. Adicionalmente, se observa que, en los tratamientos sin micorrizas, el extracto induce el desarrollo radicular hasta la concentración de 5mg/L, a diferencia de la concentración de 7mg/L donde el valor desciende. Estos valores indican que el extracto por sí solo incrementa la longitud radicular, mientras que su aplicación combinada con micorrizas potencia aún más la elongación de las raíces. Nuestros resultados tienen relación con los reportados por Hernández (2017), donde la aplicación de extracto de ajo al 0.1% en plantas de avena (*Avena sativa*) eleva la longitud radicular en un 29% con respecto al control, mientras que en

los tratamientos con extracto pero sin micorrizas, disminuye el crecimiento radicular en un 5%. De acuerdo con Hamidi et al. (2017) Esto se debe a que los hongos micorrícicos incrementan el crecimiento radicular a través del desarrollo de raicillas para ampliar su zona de enraizamiento y así aumentar su capacidad de absorción de nutrientes. Adicionalmente, el fósforo presente en el extracto de jengibre; a concentraciones moderadas; promueve el desarrollo de las raíces, esto provoca el aumento de la capacidad de absorción del agua y de los nutrientes (Ali et al., 2022).

Figura 40

Gráfico de barras de la Longitud radicular



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. La longitud fue expresada en centímetros.

Figura 41

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la longitud radicular

Test:Duncan Alfa=0,05				
Error: 4,7385 gl: 98				
Tratamiento	Medias	n	E.E.	
Mi1Je7	14,99	15	0,56	A
Mi1Je5	13,45	15	0,56	A B
Mi0Je5	13,34	15	0,56	A B
Mi1Je3	12,48	15	0,56	B C
Mi0Je3	12,05	15	0,56	B C
Mi1Je0	12,03	15	0,56	B C
Mi0Je7	11,97	15	0,56	B C
Mi0Je0	11,45	15	0,56	C

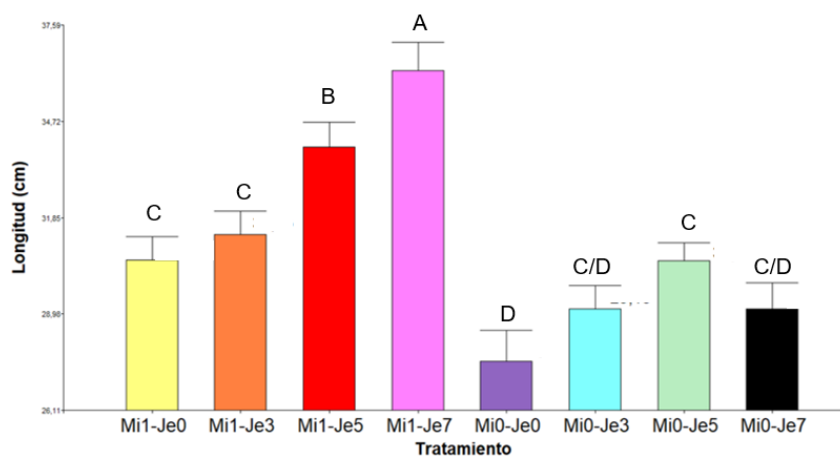
Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Longitud total

La evacuación de la Longitud total generó un coeficiente de variabilidad de 9.41% y un p-valor menor a 0.0001.

Figura 42

Gráfico de barras de la Longitud total



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. La longitud fue expresada en centímetros.

La comparación de las medias de cada tratamiento indicó que los tratamientos con micorrizas y extracto de jengibre (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) presentaron altos valores de la longitud total. Figura 4.18. El mejor resultado se obtuvo en el tratamiento Mi1-Je7, seguido por Mi1-Je5. Por su parte, en los tratamientos en que únicamente se aplicó extracto de jengibre mejoró la longitud, con respecto al control. Los resultados de nuestro estudio son similares a los presentados por González et al. (2020), en su investigación detalla que la longitud total aumentó en un 14% y 33% al aplicar el extracto de algas por sí solo y al usar la combinación de extracto con micorrizas, respectivamente. Según Tajima (2021), el parámetro de longitud total, permite identificar el papel de la raíz sobre el desarrollo aéreo, de esta forma se sabe que una longitud radicular mayor, captará más nutrientes y agua, lo que permitirá el aumento de la longitud aérea.

Figura 43

Prueba comparativa de Duncan para el análisis de la longitud total

Test:Duncan Alfa=0,05			
Error: 8,5472 gl: 98			
Tratamiento	Medias	n	E.E.
Mi1Je7	36,23	15	0,75 A
Mi1Je5	33,96	15	0,75 B
Mi1Je3	31,35	15	0,75 C
Mi1Je0	30,58	15	0,75 C
Mi0Je5	30,57	15	0,75 C
Mi0Je7	29,13	15	0,75 C D
Mi0Je3	29,13	15	0,75 C D
Mi0Je0	27,57	15	0,75 D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Número de esporas

El número de esporas se obtuvo al analizar las diferentes fracciones y mediante cálculos llegar a la cantidad de esporas por gramo de suelo. Tabla 4.2

Tabla 11

Análisis de las fracciones de suelo de los tratamientos

Tratamiento	Esporas por fracción	Promedio	Fracción	Número de esporas	
				esporas/100 g de suelo	esporas/g de suelo
a Mi1-Je0	FB R1: 21 R2: 23 R3: 20	21	210	1230	12
	FC R1: 51 R2: 54 R3: 50	51	1020		
b Mi1-Je0	FB R1: 20 R2: 14 R3: 19	17	170	1090	10
	FC R1: 51 R2: 47 R3: 40	46	920		
c Mi1-Je0	FB R1: 17 R2: 13 R3: 16	15	150	990	9
	FC R1: 42 R2: 40 R3: 44	42	840		
a Mi1-Je3	FB R1: 22 R2: 26 R3: 23	23	230	1590	15
	FC R1: 67 R2: 75 R3: 62	68	1360		
b Mi1-Je3	FB R1: 20 R2: 22 R3: 20	20	200	1640	16
	FC R1: 75 R2: 74 R3: 68	72	1440		
c Mi1-Je3	FB R1: 15 R2: 20 R3: 29	21	210	1670	16
	FC R1: 80 R2: 64 R3: 75	73	1460		
a Mi1-Je5	FB R1: 21 R2: 24 R3: 18	21	210	1710	17
	FC R1: 76 R2: 67 R3: 84	75	1500		
b Mi1-Je5	FB R1: 19 R2: 21 R3: 23	21	210	1810	18
	FC R1: 86 R2: 84 R3: 71	80	1600		
c Mi1-Je5	FB R1: 22 R2: 30 R3: 26	26	260	1740	17
	FC R1: 72 R2: 76 R3: 75	74	1480		
a Mi1-Je7	FB R1: 29 R2: 32 R3: 24	28	280	2460	24
	FC R1: 109 R2: 110 R3: 108	109	2180		

Continuación

Tratamiento	Esporas por fracción	Promedio	Fracción	Número de esporas		
				esporas/100 g de suelo	esporas/g de suelo	
b Mi1-Je7	FB	R1: 40 R2: 23 R3: 24	29	290	2410	24
	FC	R1: 105 R2: 109 R3: 105	106	2120		
c Mi1-Je7	FB	R1: 31 R2: 25 R3: 31	29	290	2490	24
	FC	R1: 104 R2: 113 R3: 115	110	2200		
a Mi0-Je0	FB	R1: 0 R2: 0 R3: 0	0	0	20	0,2
	FC	R1: 0 R2: 1 R3: 2	1	20		
b Mi0-Je0	FB	R1: 1 R2: 0 R3: 0	0,33	3	16	0,16
	FC	R1: 1 R2: 1 R3: 0	0,66	13		
c Mi0-Je0	FB	R1: 0 R2: 1 R3: 0	0,33	3	3	0,03
	FC	R1: 0 R2: 0 R3: 0	0	0		
a Mi0-Je3	FB	R1: 0 R2: 1 R3: 0	0,33	3	23	0,23
	FC	R1: 1 R2: 1 R3: 1	1	20		
b Mi0-Je3	FB	R1: 1 R2: 0 R3: 0	0,33	3	9	0,09
	FC	R1: 0 R2: 1 R3: 0	0,33	6		
c Mi0-Je3	FB	R1: 1 R2: 0 R3: 0	0,33	3	9	0,09
	FC	R1: 1 R2: 0 R3: 0	0,33	6		
a Mi0-Je5	FB	R1: 1 R2: 0 R3: 1	0,66	6	26	0,26
	FC	R1: 2 R2: 1 R3: 0	1	20		
b Mi0-Je5	FB	R1: 1 R2: 1 R3: 0	0,66	6	19	0,19
	FC	R1: 2 R2: 0 R3: 0	0,66	13		

Continuación

Tratamiento	Esporas por fracción	Promedio	Fracción	Número de esporas	
				esporas/100 g de suelo	esporas/g de suelo
c Mi0-Je5	FB R1: 2 R2: 1 R3: 0	1	10	13	0,13
	FC R1: 0 R2: 0 R3: 1	0,33	3		
a Mi0-Je7	FB R1: 2 R2: 1 R3: 1	1,33	13		0,46
	FC R1: 2 R2: 1 R3: 2	1,66	33	46	
b Mi0-Je7	FB R1: 3 R2: 0 R3: 1	1,33	13	46	0,46
	FC R1: 1 R2: 2 R3: 2	1,66	33		
c Mi0-Je7	FB R1: 2 R2: 2 R3: 1	1,66	16	36	0,36
	FC R1: 1 R2: 1 R3: 1	1	20		

Nota. Los diferentes tratamientos con micorrizas (Mi_1Je_0), con micorrizas y extracto de jengibre (Mi_1Je_3 , Mi_1Je_5 y Mi_1Je_7), sin micorrizas (Mi_0Je_0), y sin micorrizas y extracto de jengibre (Mi_0Je_3 , Mi_0Je_5 y Mi_0Je_7).

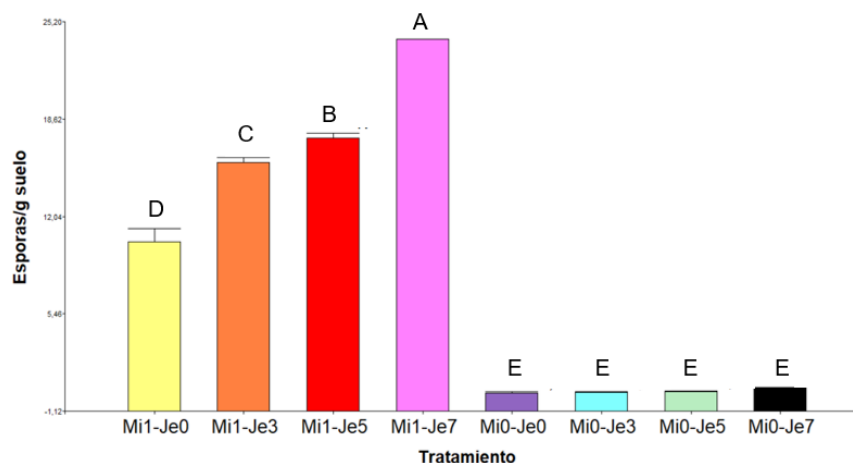
Tras el respectivo cálculo para las fracciones B y C, se obtuvo el número de esporas por gramo de suelo de cada repetición. El estudio estadístico proporcionó un coeficiente de variabilidad de 5.6% y un p-valor menor a 0.0001.

La prueba comparativa reveló que el tratamiento con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto (Mi_1-Je_7) mostró el resultado más alto reportado, con respecto a los otros tratamientos, con un valor de 24 esporas por gramo de suelo. Este valor fue seguido por el experimento con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto (Mi_1-Je_5) y por el análisis con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto (Mi_1-Je_3); con valores 17 y 16, respectivamente. Finalmente, se situó el estudio con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto (Mi_1-Je_0) con 10 esporas (ver figura 4.20). Los resultados mostraron que la

concentración del extracto de jengibre está positivamente relacionada con el número de esporas, esto se relaciona con la presencia de compuestos fenólicos en el jengibre. Los valores obtenidos se relacionan con los reportados en la investigación de Kuwada et al. (2006) donde la aplicación de extractos de compuestos fenólicos de algas al 25% en papaya y maracuyá, mejoró la germinación de las esporas, el desarrollo de micorrizas y su reproducción en un 38% con respecto al control (con micorrizas, sin extracto). Según Mukherjee & Ané (2011), los resultados presentados se relacionan con la capacidad de los compuestos fenólicos de intervenir en la comunicación y el reconocimiento entre el hongo micorrízico y la planta. Adicionalmente, de acuerdo con Manchanda & Garg (2007) estos compuestos incentivan la germinación de las esporas y el desarrollo de las hifas en un 35%.

Figura 44

Gráfico de barras del Número de esporas por g de suelo



Nota. Mi1-Je0: con micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi1-Je3: con micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi1-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi1-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto. Mi0-Je0: sin micorrizas y concentración de 0 mg/L de extracto. Mi0-Je3: sin micorrizas y concentración de 3 mg/L de extracto. Mi0-Je5: con micorrizas y concentración de 5 mg/L de extracto. Mi0-Je7: con micorrizas y concentración de 7 mg/L de extracto.

Figura 45

Prueba comparativa de Duncan para el análisis del número de esporas por g de suelo

Test:Duncan Alfa=0,05
Error: 0,3967 gl: 14

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
Mil-Je7	24,00	3	0,36	A
Mil-Je5	17,33	3	0,36	B
Mil-Je3	15,67	3	0,36	C
Mil-Je0	10,33	3	0,36	D
Mi0-Je7	0,43	3	0,36	E
Mi0-Je5	0,19	3	0,36	E
Mi0-Je3	0,14	3	0,36	E
Mi0-Je0	0,13	3	0,36	E

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

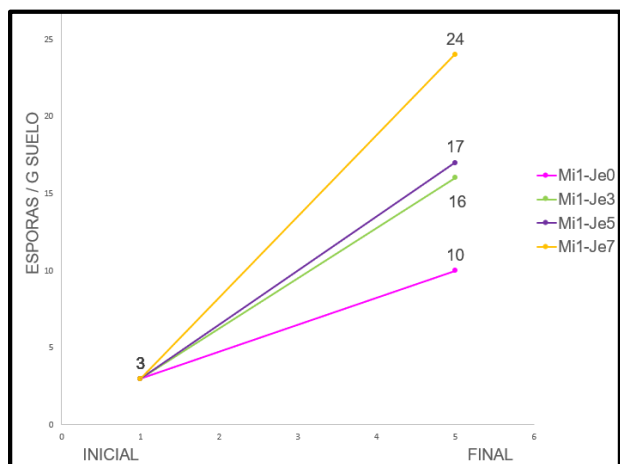
Por el contrario, los tratamientos sin micorrizas (Mi0-Je0, Mi0-Je3, Mi0-Je5 y Mi0-Je7) mostraron valores de 1 a 3 esporas por fracción, lo que se tradujo en un número de esporas menor a 1 por gramo de suelo. Los resultados de nuestro estudio se explican a través del estudio realizado por Shepherd et al. (1996), quien indica que la presencia de esporas en sustrato esterilizado se debe a la contaminación cruzada entre macetas, este proceso ocurre al trasladarse partículas de tierra de una maceta a otra, especialmente cuando la distancia entre cada maceta no es superior a 10 cm. Esta afirmación concuerda con lo sucedido a nivel experimental, ya que, por cuestión de espacio, las plantas no tuvieron una distancia de 10 cm, pero fueron aislada con plástico, por lo que se cree que la contaminación fue menor.

Nivel de colonización

Considerando que el número inicial de esporas fue de 3 esporas por gramo de suelo, y comparándolos con los valores finales, se obtuvo que el tratamiento Mi1-Je0, Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7 (con esporas y concentración de extracto de 0, 3, 5 y 7 mg/L) tuvieron un nivel de colonización del 8%, 37%, 40% y 55%, respectivamente. Los valores planteados concuerdan con la investigación realizada por Pallaoro et al. (2019) en cultivos de mandioca durante un año de tratamiento, los resultados mostraron un porcentaje de colonización de 31 a 72%. Según dicha investigación, estos valores fueron potenciados por el tiempo de cultivo, las condiciones ambientales y la cantidad de nutrientes disponibles.

Figura 46

Variación del número de esporas micorrícicas al inicio y al final del ensayo

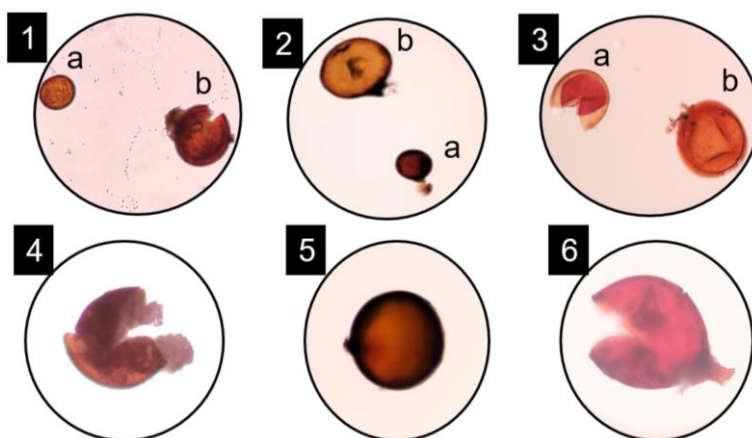


Las esporas fueron observadas y fotografías usando el lente 10x del microscopio.

Entre las fotografías de la figura 4.16, se observan esporas presentes en las fracciones B y C de los tratamientos con inóculo micorrícico.

Figura 47

Observación de esporas micorrícicas en microscopio



Nota. Las fotografías tomadas, se realizaron con el lente 10x, usando PVLG y reactivo de Meltzer. Las esporas más grandes corresponden a la fracción B (1b, 2b, 3a, 3b, 4 y 5) mientras que las más pequeñas a la fracción C (1a, 2a y 5). Algunas esporas están intactas, mientras que a otras al ejercer presión se rompieron y dejaron salir su contenido lipídico (1a, 3a, 4 y 6).

Correlación de factores

El análisis de correlación se dividió en dos grupos. En el primero se evaluó el efecto de la concentración de jengibre con respecto a las variables respuesta. A su vez se estudiaron por separado los tratamientos con micorrizas y sin micorrizas.

En la correlación existente con las variables de estudio y la concentración de jengibre; en tratamientos con micorrizas, (Tabla 4.3); se observaron coeficientes de correlación que variaban de 0,84 a 0,97. Según M. González et al. (2020), estos valores nos indican que la correlación existente es fuertemente positiva. De manera que se concluye que la aplicación del extracto de jengibre genera el aumento de la biomasa, longitud y número de esporas por gramo de suelo.

Tabla 12

Coeficientes de correlación entre las variables de desarrollo vegetal y la concentración de jengibre, en tratamientos con micorrizas.

Variabes relacionadas	Coeficientes de correlación
Concentración de jengibre y número de esporas/g de suelo	0,97
Concentración de jengibre y biomasa aérea fresca	0,97
Concentración de jengibre y biomasa radicular fresca	0,84
Concentración de jengibre y biomasa total fresca	0,96
Concentración de jengibre y biomasa aérea seca	0,96
Concentración de jengibre y biomasa radicular seca	0,97
Concentración de jengibre y biomasa total seca	0,97
Concentración de jengibre y longitud aérea	0,95
Concentración de jengibre y longitud radicular	0,94
Concentración de jengibre y longitud total	0,95

Por otro lado, en la correlación existente con las variables de estudio y la concentración de jengibre; en tratamientos sin micorrizas (Tabla 4.4); los valores para la biomasa fresca tuvieron un rango de -0,59 a -0,03 indicando que la correlación es negativamente débil, es decir, el aumento de la concentración afectar levemente su desarrollo. Mientras que el rango de valores de 0,18 a 0,49 de la biomasa seca y la longitud radicular, denota que la correlación es positiva, pero débil, lo que se traducen en que el aumento de la concentración del jengibre promueve muy limitadamente el crecimiento. Finalmente, los valores de la longitud aérea y total; 0,87 y 0,7; indican que existe una correlación positiva fuerte y modera, respectivamente (Mun, 2014), concluyendo que el extracto de jengibre tiene un efecto positivo sobre estos parámetros.

Tabla 13

Coefficientes de correlación entre las variables de desarrollo vegetal y la concentración de jengibre, en tratamientos sin micorrizas.

Variables relacionadas	Coefficientes de correlación
Concentración de jengibre y biomasa aérea fresca	-0,03
Concentración de jengibre y biomasa radicular fresca	-0,59
Concentración de jengibre y biomasa total fresca	-0,28
Concentración de jengibre y biomasa aérea seca	0,20
Concentración de jengibre y biomasa radicular seca	0,18
Concentración de jengibre y biomasa total seca	0,19
Concentración de jengibre y longitud aérea	0,87
Concentración de jengibre y longitud radicular	0,49
Concentración de jengibre y longitud total	0,7

Por otro lado, se evaluó la relación existente entre el número de esporas y los parámetros del desarrollo vegetal. Los valores de los coeficientes variaron en un rango de 0,89 a 1 (Tabla 4.5). Según (Mun, 2014) los índices de correlación mayores a 0,7 muestran

una correlación fuertemente positiva a perfecta, mientras que el valor 1 indica una correlación perfecta. De esta forma se determina que el número de esporas influyó significativamente sobre el rendimiento vegetal.

Tabla 14

Coefficientes de correlación entre las variables de desarrollo vegetal y el número de esporas/g de suelo.

Variables relacionadas	Coefficientes de correlación
número de esporas/g de suelo y biomasa aérea fresca	0,97
número de esporas/g de suelo y biomasa radicular fresca	0,93
número de esporas/g de suelo y biomasa total fresca	0,98
número de esporas/g de suelo y biomasa aérea seca	1
número de esporas/g de suelo y biomasa radicular seca	0,99
número de esporas/g de suelo y biomasa total seca	1
número de esporas/g de suelo y longitud aérea	0,89
número de esporas/g de suelo y longitud radicular	0,95
número de esporas/g de suelo y longitud total	0,93

Identificación de compuestos bioactivos, mediante cromatografía en capa fina del extracto de Jengibre

La identificación de los compuestos presentes en el extracto de jengibre se llevó a cabo mediante cromatografía en capa fina, usando como solvente o fase móvil Tolueno: Acetato de Etilo en proporciones 7:3. La distancia recorrida por el solvente fue de 12,4 cm.

A continuación, se detalla un ejemplo de cálculo del factor de retardo (Rf) y los diferentes valores calculados e identificados (Tabla 4.6).

Ejemplo de cálculo

$$\text{Factor de retardo (Rf)} = \frac{\text{Distancia recorrida por el soluto}}{\text{Distancia recorrida por el solvente}}$$

$$Rf = \frac{5,3}{12,4}$$

$$Rf = 0,43 \quad 4\text{-gingerol}$$

Tabla 15

Resultados de la cromatografía en capa fina del extracto de Jengibre.

Distancia	Rf	Compuesto
0,5	0,04	UK
1,1	0,088	UK
1,7	0,14	UK
2,5	0,2	UK
3	0,24	UK
5,3	0,43	4-gingerol
6,4	0,51	6-gingerol
6,8	0,54	8-gingerol
7,1	0,57	10-gingerol
8,4	0,68	UK
9,5	0,77	6-shogaol
10,1	0,8	UK
11	0,89	UK
11,4	0,92	UK
11,9	0,96	UK

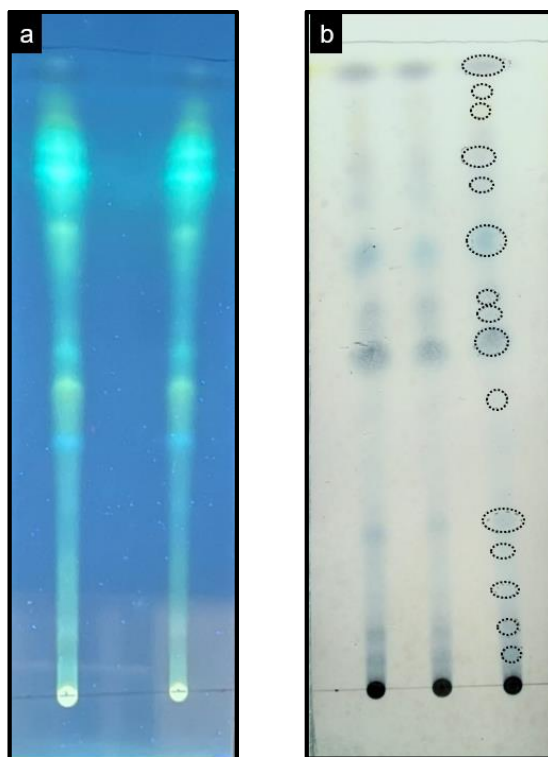
Nota. En la tabla se detallan la distancia recorrida por el compuesto, factor de retardo (Rf) y el nombre del compuesto bioactivo identificados en el extracto de Jengibre. Las siglas UK corresponden a los compuestos bioactivos desconocidos.

En la cromatografía en capa fina del extracto de jengibre, identificamos el 4 – gingerol, 6 – gingerol, 8 – gingerol, 10 – gingerol y 6 – shogaol. Nuestros resultados fueron iguales a los de Cho et al. (2001). Esto se relaciona con la aseveración de que los gingeroles son los compuestos bioactivos predominantes en el extracto de jengibre, siendo 6-gingerol, 6-shogaol, 8-gingerol y 10-gingerol los más comunes, de mayor importancia comercial y los que fácilmente son reconocidos mediante la cromatografía en capa fina. (Ajanaku et al., 2022).

La placa de sílica gel se observó bajo luz UV y usando un revelador químico, como se muestran en las Figuras 4.24 a y 4.24 b, respectivamente.

Figura 48

Cromatografía en capa fina del extracto de jengibre



Nota. Se observa la separación de los diferentes compuestos del extracto de jengibre.

Capítulo V: Conclusiones

- La inoculación de esporas con suelo, usando como hospedado el cebollín (*Allium schoenoprasum* L.); planta con un ciclo de desarrollo de aproximadamente tres meses; permitió la simbiosis hongo-planta y la propagación de esporas a partir de una cantidad inicial de 3 a un valor máximo de 24 esporas por gramo de suelo.
- El extracto alcohólico de rizoma de jengibre se obtuvo mediante la combinación de técnicas, la maceración y la extracción Soxhlet. En el análisis de la cromatografía en capa fina del extracto se determinó la presencia de 4, 6, 8 y 10 - gingerol, además del 6 – shogaol, compuestos bioactivos de gran importancia y de mayor incidencia en el jengibre. En la aplicación de extracto de jengibre sobre plantas de cebollín, se usaron las concentraciones de 0, 3, 5 y 7 mg/L.
- La aplicación del extracto de jengibre a diferentes concentraciones (Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7) y la combinación con el inóculo micorrícico ejerció un efecto sinérgico sobre el desarrollo vegetal de las plantas de cebollín, a medida que la concentración del extracto aumentaba. Esto se tradujo en un incremento promedio del 32% de la biomasa fresca, un 42% de la biomasa seca y un 18% de la longitud, con respecto al tratamiento control. Por otro lado, los tratamientos que no tenían microorganismos tuvieron un desarrollo mucho menor al aumentar la concentración del extracto de jengibre, con un aumento del 14% de la biomasa fresca, un 10% de la biomasa seca y un 7% de la longitud, con respecto al tratamiento control. Finalmente, los tratamientos Mi1-Je0, Mi1-Je3, Mi1-Je5 y Mi1-Je7; a medida que aumentaba la concentración; tuvieron un nivel de colonización del 8%, 37%, 40% y 55%, respectivamente. De esta forma, se demuestra que La aplicación del extracto fenólico de *Zingiber officinale* (Roscoe L.) provoca un mayor grado de micorrización y el incremento del desarrollo de plantas de crecimiento rápido.

Capítulo VI: Recomendaciones

- Con la finalidad de determinar el efecto de los compuestos fenólicos de jengibre sobre los hongos micorrícicos, emplear diferentes concentraciones del extracto en plantas de cebollín colonizadas por hongos micorrícicos, o en su defecto en cultivos micorrizables.
- Evaluar el contenido nutricional del jengibre y de las plantas usadas en el estudio. Especialmente, el nitrógeno y fósforo, dos posibles bioelementos relacionados con el crecimiento y proliferación de los hongos micorrícicos.
- Analizar los nutrientes disponibles en el suelo al inicio y al final del proyecto, a fin de establecer si el aporte nutricional por parte del jengibre tuvo gran influencia sobre el desarrollo de los hongos micorrícicos.
- Determinar la concentración mínima, la concentración efectiva y la concentración inhibitoria del extracto de jengibre, para ser aplicada en plantas de cebollín u otras plantas de interés comercial.

Bibliografía

- Abdulhay, H., & Yonius, M. (2019). Zingiber officinale an alternative botanical insecticide against black bean aphid (*Aphis fabae* Scop). *2*, *16*, 2315-2321.
- Ajanaku, C. O., Ademosun, O. T., Atohengbe, P. O., Ajayi, S. O., Obafemi, Y. D., Owolabi, O. A., Akinduti, P. A., & Ajanaku, K. O. (2022). Functional bioactive compounds in ginger, turmeric, and garlic. *Frontiers in Nutrition*, *9*, 1012023.
<https://doi.org/10.3389/fnut.2022.1012023>
- Akiyama, K. (2007). Chemical Identification and Functional Analysis of Apocarotenoids Involved in the Development of Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, *71*(6), 1405-1414. <https://doi.org/10.1271/bbb.70023>
- Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2018). Soxhlet extraction of phenolic compounds from Vernonia cinerea leaves and its antioxidant activity. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, *11*, 12-17.
<https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2018.07.003>
- Ali, E. F., Al-Yasi, H. M., Issa, A. A., Hessini, K., & Hassan, F. A. S. (2022). Ginger Extract and Fulvic Acid Foliar Applications as Novel Practical Approaches to Improve the Growth and Productivity of Damask Rose. *Plants*, *11*(3), 412.
<https://doi.org/10.3390/plants11030412>
- Averill, C., Bhatnagar, J. M., Dietze, M. C., Pearse, W. D., & Kivlin, S. N. (2019). Global imprint of mycorrhizal fungi on whole-plant nutrient economics. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *116*(46), 23163-23168. <https://doi.org/10.1073/pnas.1906655116>
- Baar, J. (2008). From Production to Application of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agricultural Systems: Requirements and Needs. En A. Varma (Ed.), *Mycorrhiza* (pp. 361-373). Springer Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3-540-78826-3_18
- Barrientos, H., del Castillo, C. R., & García, M. (2015). Análisis de crecimiento funcional, acumulación de biomasa y translocación de materia seca de ocho hortalizas cultivadas

- en invernadero. *Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales*, 2, 76-86.
- Baweja, P., Kumar, S., & Kumar, G. (2020). Fertilizers and Pesticides: Their Impact on Soil Health and Environment. En B. Giri & A. Varma (Eds.), *Soil Health* (Vol. 59, pp. 265-285). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-44364-1_15
- Becquer, A., Guerrero-Galán, C., Eibensteiner, J. L., Houdinet, G., Bücking, H., Zimmermann, S. D., & Garcia, K. (2019). The ectomycorrhizal contribution to tree nutrition. En *Advances in Botanical Research* (Vol. 89, pp. 77-126). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/bs.abr.2018.11.003>
- Begum, N., Qin, C., Ahanger, M. A., Raza, S., Khan, M. I., Ashraf, M., Ahmed, N., & Zhang, L. (2019). Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Plant Growth Regulation: Implications in Abiotic Stress Tolerance. *Frontiers in Plant Science*, 10, 1068. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01068>
- Bhattacharyya, C., Roy, R., Tribedi, P., Ghosh, A., & Ghosh, A. (2020). Biofertilizers as substitute to commercial agrochemicals. En *Agrochemicals Detection, Treatment and Remediation* (pp. 263-290). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-103017-2.00011-8>
- Bisht, N., & Singh Chauhan, P. (2021). Excessive and Disproportionate Use of Chemicals Cause Soil Contamination and Nutritional Stress. En M. L. Larramendy & S. Soloneski (Eds.), *Soil Contamination—Threats and Sustainable Solutions*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.94593>
- Bonfante, P., & Genre, A. (2010). Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*, 1(1), 48. <https://doi.org/10.1038/ncomms1046>

- Bonilla, A. G., & Singaña, D. A. (2019). La productividad agrícola más allá del rendimiento por hectárea: Análisis de los cultivos de arroz y maíz duro en Ecuador. *La Granja*, 29(1), 70-83. <https://doi.org/10.17163/lgr.n29.2019.06>
- Camarena, G. (2012). INTERACCIÓN PLANTA-HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, XVIII(3), 409-421. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2011.11.093>
- Chandini, Randeep, K., Ravendra, K., & Prakash, O. (2019). The Impact of Chemical Fertilizers on our Environment and Ecosystem. En *Research Trends in Environmental Sciences* (2.^a ed., pp. 69-86). AkiNik Publications. https://www.researchgate.net/publication/331132826_The_Impact_of_Chemical_Fertilizers_on_our_Environment_and_Ecosystem
- Chaurasia, P. K., & Bharati, S. L. (2021). Applicability of fungi in agriculture and environmental sustainability. En *Microbes in Land Use Change Management* (pp. 155-172). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-824448-7.00010-3>
- Chen, Q.-L., Ding, J., Zhu, Y.-G., He, J.-Z., & Hu, H.-W. (2020). Soil bacterial taxonomic diversity is critical to maintaining the plant productivity. *Environment International*, 140, 105766. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2020.105766>
- Chliyah, M., Chahdi, A., Selmaoui, K., Touhami, A., Abdelkarim, F.-M., El Modafar, C., Abdelmajid, M., Oukabli, A., Benkirane, R., & Douira, A. (2014). Effect of *Trichoderma harzianum* and arbuscular mycorrhizal fungi against *Verticillium* wilt of Tomato. *International Journal of Recent Scientific Research*, 5, 449-459.
- Cho, K., Kim, J., Choi, I., Kim, J., & Hwang, Y. (2001). Isolation, Identification and Determination of Antioxidant in Ginger (*Zingiber officinale*) Rhizome. 1, 44, 12-15.
- da Silveira Vasconcelos, M., Mota, E. F., Gomes-Rochette, N. F., Nunes-Pinheiro, D. C. S., Nabavi, S. M., & de Melo, D. F. (2019). Ginger (*Zingiber officinale* Roscoe). En

Nonvitamin and Nonmineral Nutritional Supplements (pp. 235-239). Elsevier.

<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812491-8.00034-5>

Davydov, R., Sokolov, M., Hogland, W., Glinushkin, A., & Markaryan, A. (2018). The application of pesticides and mineral fertilizers in agriculture. *MATEC Web of Conferences*, 245, 11003. <https://doi.org/10.1051/matecconf/201824511003>

Dhanik, J., Neelam, A., & Nand, V. (2017). A Review on *Zingiber officinale*. 3, 6, 174-184.

Doley, K., & Borde, M. (2021). Arbuscular mycorrhizal (AM) fungi: Potential role in sustainable agriculture. En *Fungi Bio-Prospects in Sustainable Agriculture, Environment and Nano-Technology* (pp. 203-225). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821394-0.00009-3>

Egerton, L. M., Querejeta, J. I., Allen, M. F., & Finkelman, S. L. (2005). MYCORRHIZAL FUNGI. En *Encyclopedia of Soils in the Environment* (pp. 533-542). Elsevier.

<https://doi.org/10.1016/B0-12-348530-4/00455-0>

Fitzpatrick, C. R., Mustafa, Z., & Viliunas, J. (2019). Soil microbes alter plant fitness under competition and drought. *Journal of Evolutionary Biology*, 32(5), 438-450.

<https://doi.org/10.1111/jeb.13426>

García, M., & Serrano, H. (2013). *CEBOLLIN Allium schoenoprasum L. (Liliaceae) Hierba Culinaria*. 83. <https://tecnoagro.com.mx/no.-83/cebollin-allium-schoenoprasum-l-liliaceae-hierba-culinaria>

Gatabazi, A., Marais, D., Steyn, M., Araya, H., du Plooy, C., Ncube, B., & Mokgehle, S. (2022). Effect of water regimes and harvest times on yield and phytochemical accumulation of two ginger species. *Scientia Horticulturae*, 304, 111353.

<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111353>

Ghafoor, K., Al Juhaimi, F., Özcan, M. M., Uslu, N., Babiker, E. E., & Mohamed Ahmed, I. A.

(2020). Total phenolics, total carotenoids, individual phenolics and antioxidant activity of

- ginger (*Zingiber officinale*) rhizome as affected by drying methods. *LWT*, *126*, 109354.
<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.109354>
- Gonzalez, D., Alvarez, U., & Lima, R. (2018). Acumulación de biomasa fresca y materia seca por planta en el cultivo intercalado caupí—Sorgo. *Centro Agrícola*, *45*, 77-82.
- González, L. J., Pita, B. E., Pinzón, E. H., Cely, G. E., & Serrano, P. A. (2018). Efecto de tratamientos pregerminativos en semillas de *Dianthus barbatus* L. cv. 'Purple' bajo condiciones controladas. *Revista de Ciencias Agrícolas*, *35*(1), 58.
<https://doi.org/10.22267/rcia.183501.83>
- González, M., Ocampo, H., Santacruz, F., Sánchez, C., Casarrubias, K., Becerril, A., Castañeda, J. J., & Hernández, R. M. (2020). Physiological, Ecological, and Biochemical Implications in Tomato Plants of Two Plant Biostimulants: Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Seaweed Extract. *Frontiers in Plant Science*, *11*, 999.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00999>
- Guerrero, C., Houdinet, G., Calvo, M., Bonaldi, K. E., Garcia, K., & Zimmermann, S. D. (2018). The Role of Plant Transporters in Mycorrhizal Symbioses. En *Advances in Botanical Research* (Vol. 87, pp. 303-342). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/bs.abr.2018.09.012>
- Hamidi, O., Talbi, Z., Chliyah, M., Touhami, A., Selmaoui, K., Benkirane, R., & Douira, A. (2017). Effect of Endomycorrhizal Inoculation on the Young Cork Oak Plants (*Quercus suber*) Growth. *Annual Research & Review in Biology*, *13*(5), 1-11.
<https://doi.org/10.9734/ARRB/2017/33873>
- Han, C.-M., Pan, K.-W., Wu, N., Wang, J.-C., & Li, W. (2008). Allelopathic effect of ginger on seed germination and seedling growth of soybean and chive. *Scientia Horticulturae*, *116*(3), 330-336. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2008.01.005>
- Hao, Z., Xie, W., & Chen, B. (2019). Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis Affects Plant Immunity to Viral Infection and Accumulation. *Viruses*, *11*(6), 534. <https://doi.org/10.3390/v11060534>

- Hernández, N. (2017). *EVALUACION DEL DESARROLLO DE PLANTAS DE AVENA (Avena sativa) Y DE LA MICROBIOTA DEL SUELO TRATADO CON HONGOS MICORRÍCICOS Y AJO (Allium sativum), EN LOS PRIMEROS MESES DE CULTIVO*. [TRABAJO DE TITULACIÓN PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERA EN BIOTECNOLOGÍA]. Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE.
- Hewitt, E. (1966). *Sand and Water Culture Methods Used in Study of Plant Nutrition*.
- Hodge, A., & Fitter, A. H. (2010). Substantial nitrogen acquisition by arbuscular mycorrhizal fungi from organic material has implications for N cycling. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 107(31), 13754-13759. <https://doi.org/10.1073/pnas.1005874107>
- Huey, C. J., Gopinath, S. C. B., Uda, M. N. A., Zulhaimi, H. I., Jaafar, M. N., Kasim, F. H., & Yaakub, A. R. W. (2020). Mycorrhiza: A natural resource assists plant growth under varied soil conditions. *3 Biotech*, 10(5), 204. <https://doi.org/10.1007/s13205-020-02188-3>
- Ifeanyi, O., Jiwuba, P.-D., Ezeokeke, C., Uchegbu, M., Ifeanyi, O., & Iloeje, M. (2014). EVALUATION OF PHYTOCHEMICAL AND NUTRITIONAL COMPOSITION OF GINGER RHIZOME POWDER. *International Journal of Agricultural and Rural Development*, 17, 1663-1670.
- Instituto Nacional de Aprendizaje (INA). (2020). *Pruebas de germinación para semillas de Hortalizas*. Instituto Nacional de Aprendizaje. https://www.ina-pidte.ac.cr/pluginfile.php/31222/mod_resource/content/2/PDF%20Prueba%20de%20germinaci%C3%B3n.pdf
- Johnson, N. C., & Gehring, C. A. (2007). Mycorrhizas: Symbiotic Mediators of Rhizosphere and Ecosystem Processes. En *The Rhizosphere* (pp. 73-100). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-012088775-0/50006-9>
- Jorge, P., Vilchez, C., & Visitación, L. (2020). Pharmacological properties of ginger (*Zingiber officinale*) for the prevention and treatment of COVID-19. *Agroindustrial Science*, 10(3), 329-338. <https://doi.org/10.17268/agroind.sci.2020.03.16>

- Kandasamy, J., Desigan, Y., & Mansoor, N. (2020). *A Literature Review of Sukku (Zingiber officinale) Related to Its Medicine in Traditional Medicine in Sri Lanka*. 3(4), 81-105.
- Kaufman, S. (2022). *Zingiber officinale (ginger)*. *CABI Compendium*, *CABI Compendium*, 57537. <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.57537>
- Kennedy, A. C., & de Luna, L. Z. (2005). RHIZOSPHERE. En *Encyclopedia of Soils in the Environment* (pp. 399-406). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B0-12-348530-4/00163-6>
- Keosaeng, K., Songoen, W., Yooboon, T., Bullangpoti, V., & Pluempanupat, W. (2023). Insecticidal activity of isolated gingerols and shogaols from *Zingiber officinale* Roscoe rhizomes against *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidae). *Natural Product Research*, 37(4), 669-674. <https://doi.org/10.1080/14786419.2022.2078818>
- Khan, M. N., Mobin, M., Abbas, Z. K., & Alamri, S. A. (2018). Fertilizers and Their Contaminants in Soils, Surface and Groundwater. En *Encyclopedia of the Anthropocene* (pp. 225-240). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809665-9.09888-8>
- Kukkupuni, S. K., Chawla, S., & Vishnuprasad, C. N. (2022). Ayurvedic digestion recipes—Jal Jeera and Churan. En *Nutrition and Functional Foods in Boosting Digestion, Metabolism and Immune Health* (pp. 219-233). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821232-5.00012-4>
- Kumari, P., Singh, A., & Kharwar, R. N. (2021). Phytostimulation and ISR responses of fungi. En *Fungi Bio-Prospects in Sustainable Agriculture, Environment and Nano-Technology* (pp. 459-473). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821394-0.00018-4>
- Kuwada, K., Wamocho, L. S., Utamura, M., Matsushita, I., & Ishii, T. (2006). Effect of Red and Green Algal Extracts on Hyphal Growth of Arbuscular Mycorrhizal Fungi, and on Mycorrhizal Development and Growth of Papaya and Passionfruit. *Agronomy Journal*, 98(5), 1340-1344. <https://doi.org/10.2134/agronj2005.0354>
- Laurent, C., Bravin, M. N., Crouzet, O., Pelosi, C., Tillard, E., Lecomte, P., & Lamy, I. (2020). Increased soil pH and dissolved organic matter after a decade of organic fertilizer

- application mitigates copper and zinc availability despite contamination. *Science of The Total Environment*, 709, 135927. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.135927>
- Lewis, J. D. (2016). Mycorrhizal Fungi, Evolution and Diversification of. En *Encyclopedia of Evolutionary Biology* (pp. 94-99). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800049-6.00251-1>
- Lin, W., Lin, M., Zhou, H., Wu, H., Li, Z., & Lin, W. (2019). The effects of chemical and organic fertilizer usage on rhizosphere soil in tea orchards. *PLOS ONE*, 14(5), e0217018. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0217018>
- Liu, A., Ku, Y.-S., Contador, C. A., & Lam, H.-M. (2020). The Impacts of Domestication and Agricultural Practices on Legume Nutrient Acquisition Through Symbiosis With Rhizobia and Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Frontiers in Genetics*, 11, 583954. <https://doi.org/10.3389/fgene.2020.583954>
- Liu, X., Xi, K., Wang, Y., Ma, J., Huang, X., Liu, R., Cai, X., Zhu, Y., Yin, J., Jia, Q., & Liu, Y. (2022). Evaluation of the Contact Toxicity and Physiological Mechanisms of Ginger (*Zingiber officinale*) Shoot Extract and Selected Major Constituent Compounds against *Melanaphis sorghi* Theobald. *Horticulturae*, 8(10), 944. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8100944>
- Liu, Y., Li, X., & Kou, Y. (2020). Ectomycorrhizal Fungi: Participation in Nutrient Turnover and Community Assembly Pattern in Forest Ecosystems. *Forests*, 11(4), 453. <https://doi.org/10.3390/f11040453>
- Lovera, M., & Cuenca, G. (2007). Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares (hma) y potencial micorrízico del suelo de una sabana natural y una sabana perturbada de la gran sabana, venezuela. *Interciencia*, 32, 108-114.
- Lozano, C. (2017). *Evaluación de dosis de materia orgánica (Pollaza) en el cultivo de cebollita china (Var. Roja chichlayana), bajo condiciones agroecológicas en la provincia de Lamas* [Tesis para optar el título profesional de Ingeniero Agrónomo, UNIVERSIDAD

NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO].

<https://repositorio.unsm.edu.pe/bitstream/handle/11458/3156/AGRONOMIA%20-%20Carlos%20Alberto%20Lozano%20Flores.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Manchanda, G., & Garg, N. (2007). Endomycorrhizal and rhizobial symbiosis: How much do they share? *Journal of Plant Interactions*, 2(2), 79-88.

<https://doi.org/10.1080/17429140701558000>

Mao, Q.-Q., Xu, X.-Y., Cao, S.-Y., Gan, R.-Y., Corke, H., Beta, T., & Li, H.-B. (2019). Bioactive Compounds and Bioactivities of Ginger (*Zingiber officinale* Roscoe). *Foods*, 8(6), 185.

<https://doi.org/10.3390/foods8060185>

Marone, D., Mastrangelo, A. M., Borrelli, G. M., Mores, A., Laidò, G., Russo, M. A., & Ficco, D. B. M. (2022). Specialized metabolites: Physiological and biochemical role in stress resistance, strategies to improve their accumulation, and new applications in crop breeding and management. *Plant Physiology and Biochemistry*, 172, 48-55.

<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2021.12.037>

McCormick, S. (2018). An arbuscular mycorrhizal fungus adjusts its secretome depending on developmental stage and host plant. *The Plant Journal*, 94(3), 409-410.

<https://doi.org/10.1111/tpj.13917>

Mosquera, V. H. B., Delgado, J. A., Alwang, J. R., López, L. O. E., Ayala, Y. E. C., Andrade, J. M. D., & D'Adamo, R. (2019). Conservation Agriculture Increases Yields and Economic Returns of Potato, Forage, and Grain Systems of the Andes. *Agronomy Journal*, 111(6), 2747-2753. <https://doi.org/10.2134/agronj2019.04.0280>

Mukherjee, A., & Ané, J.-M. (2011). Plant Hormones and Initiation of Legume Nodulation and Arbuscular Mycorrhization. En J. C. Polacco & C. D. Todd (Eds.), *Ecological Aspects of Nitrogen Metabolism in Plants* (pp. 354-396). John Wiley & Sons, Inc.

<https://doi.org/10.1002/9780470959404.ch16>

- Mun, J. (2014). A Primer on Quantitative Risk Analysis. En *Multi-Asset Risk Modeling* (pp. 63-118). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-401690-3.00003-2>
- Nguyen, S. T., Vo, P. H., Nguyen, T. D., Do, N. M., Le, B. H., Dinh, D. T., Truong, K. D., & Pham, P. V. (2019). Ethanol extract of Ginger *Zingiber officinale* Roscoe by Soxhlet method induces apoptosis in human hepatocellular carcinoma cell line. *Biomedical Research and Therapy*, 6(11), 3433-3442. <https://doi.org/10.15419/bmrat.v6i11.572>
- Oliveira, P. T. F., Santos, E. L., Silva, W. A. V., Ferreira, M. R. A., Soares, L. A. L., Silva, F. A., & Silva, F. S. B. (2020). Use of mycorrhizal fungi releases the application of organic fertilizers to increase the production of leaf vitexin in yellow passion fruit. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 100(4), 1816-1821. <https://doi.org/10.1002/jsfa.10197>
- Paillacho, F. (2010). "EVALUACIÓN DE LA EFECTIVIDAD DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES NATIVAS SOBRE EL DESARROLLO Y ESTADO NUTRITIVO DEL PALMITO (*Bactris gasipaes* HBK) EN ETAPA DE VIVERO, EN SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS [INFORME TÉCNICO DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN, Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE]. <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/2892/1/T-ESPE-IASA%20II-002332.pdf>
- Pallaoro, D. S., Faria, D. A. D., Campos, D. T. S., Filho, A. B. B., Abreu, J. G. D., Camili, E. C., & Scabora, M. H. (2019). Spore Density and Arbuscular Mycorrhizal Colonization in Sunflower Grown in Campo Verde (Brazil). *Journal of Experimental Agriculture International*, 1-7. <https://doi.org/10.9734/jeai/2019/v36i530248>
- Paulus, D., Barbieri, L., Febraio, A. M. de O., & Becker, D. (2022). Growth and quality of chives in hydroponic system with concentrations of magnesium sulfate. *Horticultura Brasileira*, 40(3), 311-320. <https://doi.org/10.1590/s0102-0536-20220310>
- Perner, H., Schwarz, D., Krumbein, A., & George, E. (2011). Influence of sulfur supply, ammonium nitrate ratio, and arbuscular mycorrhizal colonization on growth and

- composition of Chinese chive. *Scientia Horticulturae*, 130(3), 485-490.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2011.07.028>
- Pesantes, O., Bustamante, K., Miranda, M., & Gutiérrez, Y. (2017). Estudio farmacognóstico de *Allium shoenoprasum* L. (Alliaceae) (cebollín). 2, 22.
<http://www.revplantasmedicinales.sld.cu/index.php/pla/article/view/616/258>
- Rabinowitch, H., & Thomas, B. (Eds.). (2022). *Edible Alliums: Botany, Production and Uses*. CABI. <https://doi.org/10.1079/9781789249996.0000>
- Rakhee, Mishra, J., Sharma, R. K., & Misra, K. (2018). Characterization Techniques for Herbal Products. En *Management of High Altitude Pathophysiology* (pp. 171-202). Elsevier.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813999-8.00009-4>
- Rashad, Y. M., El-Sharkawy, H. H. A., & Elazab, N. T. (2022). Ascophyllum nodosum Extract and Mycorrhizal Colonization Synergistically Trigger Immune Responses in Pea Plants against Rhizoctonia Root Rot, and Enhance Plant Growth and Productivity. *Journal of Fungi*, 8(3), 268. <https://doi.org/10.3390/jof8030268>
- Rashid, S., Majeed, L. R., Nisar, B., Nisar, H., Bhat, A. A., & Ganai, B. A. (2021). Phytomedicines: Diversity, extraction, and conservation strategies. En *Phytomedicine* (pp. 1-33). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-824109-7.00009-1>
- Ravindran, P. N. (2017). *The encyclopedia of herbs & spices*. CAB International.
- Ríos, W., Barrios, L., Rojas, J., & Valdez, R. (2019). Mycotrophic capacity and diversity of native arbuscular mycorrhizal fungi isolated from degraded soils. *Scientia Agropecuaria*, 10(1), 99-108. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2019.01.11>
- Salgado, F. (2011). El jengibre (*Zingiber officinale*). *Revista Internacional de Acupuntura*, 5(4), 167-173.
- Santra, H. K., & Banerjee, D. (2020). Natural Products as Fungicide and Their Role in Crop Protection. En J. Singh & A. N. Yadav (Eds.), *Natural Bioactive Products in Sustainable*

- Agriculture* (pp. 131-219). Springer Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-15-3024-1_9
- Saparrat, M. C. N., Ruscitti, M. F., & Arango, M. C. (Eds.). (2020). *Micorrizas arbusculares: Biología y aplicaciones en el sector agro-forestal*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). <https://doi.org/10.35537/10915/99599>
- Semwal, R. B., Semwal, D. K., Combrinck, S., & Viljoen, A. M. (2015). Gingerols and shogaols: Important nutraceutical principles from ginger. *Phytochemistry*, 117, 554-568. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2015.07.012>
- Shahrajabian, M. H., Sun, W., & Cheng, Q. (2019). Clinical aspects and health benefits of ginger (*Zingiber officinale*) in both traditional Chinese medicine and modern industry. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science*, 69(6), 546-556. <https://doi.org/10.1080/09064710.2019.1606930>
- Sharif, M. F., & Bennett, M. T. (2016). THE EFFECT OF DIFFERENT METHODS AND SOLVENTS ON THE EXTRACTION OF POLYPHENOLS IN GINGER (*Zingiber officinale*). *Jurnal Teknologi*, 78(11-2). <https://doi.org/10.11113/jt.v78.9943>
- Shepherd, K. D., Jefwa, J., Wilson, J., Ndufa, J. K., Ingleby, K., & Mbuthia, K. W. (1996). Infection potential of farm soils as mycorrhizal inocula for *Leucaena leucocephala*. *Biology and Fertility of Soils*, 22(1-2), 16-21. <https://doi.org/10.1007/BF00384427>
- Shree, M., Tuladhar, R., Shrestha, A., Manandhar, S., & Singh, A. (2022). Fungal association in hotspot of rhizosphere. En *Microbial Diversity in Hotspots* (pp. 97-116). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-90148-2.00016-X>
- Si, Y., Haxim, Y., & Wang, L. (2022). Optimum Sterilization Method for In Vitro Cultivation of Dimorphic Seeds of the Succulent Halophyte *Suaeda aralocaspica*. *Horticulturae*, 8(4), 289. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8040289>

- Singh, V., Chauhan, G., Krishan, P., & Shri, R. (2018). *Allium schoenoprasum* L.: A review of phytochemistry, pharmacology and future directions. *Natural Product Research*, 32(18), 2202-2216. <https://doi.org/10.1080/14786419.2017.1367783>
- Sisa, A. (2019). *Evaluación de diferentes especias amazónicas ajo sachá (Mansoa alliacea), cebollín de monte (Allium schoenoprasum) y cilantro de monte (Eryngium foetidum) en la elaboración de salmuera para la realización de cuy ahumado* [Proyecto de investigación previo a la obtención del título de Ingeniería Agroindustrial, UNIVERSIDAD ESTATAL AMAZÓNICA]. <https://repositorio.uea.edu.ec/bitstream/123456789/731/1/T.AGROIN.B.UEA.0098.pdf>
- Smith, S. E., & Read, D. (2008). The symbionts forming arbuscular mycorrhizas. En *Mycorrhizal Symbiosis* (pp. 13-41). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-012370526-6.50003-9>
- Solgi, E., Sheikhzadeh, H., & Solgi, M. (2018). Role of irrigation water, inorganic and organic fertilizers in soil and crop contamination by potentially hazardous elements in intensive farming systems: Case study from Moghan agro-industry, Iran. *Journal of Geochemical Exploration*, 185, 74-80. <https://doi.org/10.1016/j.gexplo.2017.11.008>
- Srivastava, N., Singh, A., Kumari, P., Nishad, J. H., Gautam, V. S., Yadav, M., Bharti, R., Kumar, D., & Kharwar, R. N. (2021). Advances in extraction technologies: Isolation and purification of bioactive compounds from biological materials. En *Natural Bioactive Compounds* (pp. 409-433). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-820655-3.00021-5>
- Sushma, Verma, R. K., Thakur, S., Singh, H., & Kapur, D. (2021). The role of fungi in abiotic stress tolerance of plants. En *Fungi Bio-Prospect in Sustainable Agriculture, Environment and Nano-Technology* (pp. 117-154). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821394-0.00006-8>

- Tajima, R. (2021). Importance of individual root traits to understand crop root system in agronomic and environmental contexts. *Breeding Science*, 71(1), 13-19.
<https://doi.org/10.1270/jsbbs.20095>
- Talat, N. (2020). Alleviation of soil salinization and the management of saline soils, climate change, and soil interactions. En *Climate Change and Soil Interactions* (pp. 305-329). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818032-7.00011-4>
- Tedersoo, L., Bahram, M., & Zobel, M. (2020). How mycorrhizal associations drive plant population and community biology. *Science*, 367(6480), eaba1223.
<https://doi.org/10.1126/science.aba1223>
- Tikhonovich, I. A., & Provorov, N. A. (2007). Beneficial plant–microbe interactions. En *Comprehensive and Molecular Phytopathology* (pp. 365-420). Elsevier.
<https://doi.org/10.1016/B978-044452132-3/50018-3>
- Vasco, C., Torres, B., Jácome, E., Torres, A., Eche, D., & Velasco, C. (2021). Use of chemical fertilizers and pesticides in frontier areas: A case study in the Northern Ecuadorian Amazon. *Land Use Policy*, 107, 105490.
<https://doi.org/10.1016/j.landusepol.2021.105490>
- Wang, C., Lv, J., Coulter, J. A., Xie, J., Yu, J., Li, J., Zhang, J., Tang, C., Niu, T., & Gan, Y. (2020). Slow-Release Fertilizer Improves the Growth, Quality, and Nutrient Utilization of Wintering Chinese Chives (*Allium tuberosum* Rottler ex Spreng.). *Agronomy*, 10(3), 381.
<https://doi.org/10.3390/agronomy10030381>
- Wang, Y., Fu, X., Wu, D., Wang, M., Lu, K., Mu, Y., Liu, Z., Zhang, Y., & Wang, T. (2021). Agricultural Fertilization Aggravates Air Pollution by Stimulating Soil Nitrous Acid Emissions at High Soil Moisture. *Environmental Science & Technology*, 55(21), 14556-14566. <https://doi.org/10.1021/acs.est.1c04134>

- Weggler, B. A., Gruber, B., Teehan, P., Jaramillo, R., & Dorman, F. L. (2020). Inlets and sampling. En *Separation Science and Technology* (Vol. 12, pp. 141-203). Elsevier.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813745-1.00005-2>
- Zhang, M., Zhao, R., Wang, D., Wang, L., Zhang, Q., Wei, S., Lu, F., Peng, W., & Wu, C. (2021). Ginger (*Zingiber officinale* Rosc.) and its bioactive components are potential resources for health beneficial agents. *Phytotherapy Research*, 35(2), 711-742.
<https://doi.org/10.1002/ptr.6858>
- Zhang, Y., Hu, J., Bai, J., Qin, H., Wang, J., Wang, J., & Lin, X. (2019). Intercropping with sunflower and inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi promotes growth of garlic chive in metal-contaminated soil at a WEEE-recycling site. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 167, 376-384. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2018.10.046>

Apéndices