

UCUENCA

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Carrera de Ingeniería Agronómica

Contribución de enmiendas biológicas sobre el crecimiento y supervivencia de plántulas de *Weinmannia fagaroides* kunth, en condiciones de invernadero, en la provincia del Azuay

Trabajo de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agrónomo

Autor:

Víctor Orlando Velecela Sanango

CI: 030264077-6

Correo electrónico: orlandovelecela1@gmail.com

Directora:

Blga. Fanny Ximena Palomeque Pesántez, PhD

CI:030135638-2

Cuenca, Ecuador

21-noviembre-2022

RESUMEN:

Las enmiendas biológicas pueden contribuir con microorganismos que ayudan a mejorar las prácticas para el establecimiento y desarrollo de plantas forestales nativas; asegurando los esfuerzos de propagación en fase de vivero y de campo con fines de restauración. Los objetivos de este estudio experimental fueron los siguientes: 1) Evaluar el efecto de la inoculación de suelo nativo y micorrizas arbusculares comerciales (HMA) sobre el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de *Weinmannia fagaroides*. 2) Evaluar el porcentaje de colonización de micorrizas en las raíces de plántulas de *Weinmannia fagaroides* y 3) Caracterizar molecularmente los microorganismos presentes en el suelo nativo donde crece naturalmente la especie *Weinmannia fagaroides*.

Los resultados mostraron que las plántulas cultivadas con inóculo nativo, nativo estéril, HMA comercial y control no presentaron crecimientos diferentes en 180 días de monitoreo, en las variables de diámetro, altura y biomasa. Sin embargo, la supervivencia fue mayor con la enmienda de inóculo de suelo nativo y nativo estéril en comparación con las enmiendas de HMA comercial y control. Además, el inóculo nativo obtuvo mayor porcentaje de colonización de estructuras asociadas a hongos en comparación con la enmienda de HMA comercial y el control. También, se lograron identificar un total de 161 especies de bacterias y 88 especies de hongos. Estos resultados sugieren que la inoculación con enmienda de suelo nativo puede aumentar la supervivencia y mantener la diversidad de microorganismos benéficos capaces de interactuar con las plántulas de *Weinmannia fagaroides*.

Palabras claves: HMA. Suelo nativo. Enmienda. Restauración.

ABSTRACT

Biological amendments can contribute microorganisms that help improve practices for the establishment and development of native forest plants; ensuring nursery and field propagation efforts for restoration purposes. The objectives of this experimental study were the following: 1) To evaluate the effect of inoculation of native soil and commercial arbuscular mycorrhiza (HMA) on growth, aerial biomass, root biomass and survival in *Weinmannia fagaroides* seedlings. 2) To evaluate the percentage of mycorrhizal colonization in the roots of *Weinmannia fagaroides* seedlings and 3) Molecularly characterize microorganisms present in native soil where the species *Weinmannia fagaroides* naturally grows.

The results showed that the seedlings cultivated with native inoculum, sterile native, commercial HMA and control did not present different growths in 180 days of monitoring, in the variables of diameter, height and biomass. However, survival was greater with the amendment of native and sterile native soil inoculum compared to commercial HMA and control amendments. In addition, the native inoculum obtained a higher percentage of colonization of structures associated with fungi compared to commercial HMA amendment and control. Also, a total of 161 species of bacteria and 88 species of fungi were identified. These results suggest that inoculation with native soil amendment can increase survival and maintain the diversity of beneficial microorganisms capable of interacting with *Weinmannia fagaroides* seedlings.

Keywords: HMA. Native soil. Amendment. Restoration.

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN:.....	1
ABSTRACT	2
TABLA DE CONTENIDO	3
LISTA DE TABLAS	5
LISTA DE FIGURAS.....	6
LISTA DE ANEXOS.....	7
ABREVIATURAS Y SIMBOLOGÍA.....	9
1. INTRODUCCIÓN.....	12
2. OBJETIVOS	14
2.1. Objetivo General.....	14
2.2. Objetivos Específicos	14
3. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	14
4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	15
4.1. Descripción de <i>Weinmannia fagaroides</i>	15
4.2. Importancia de los microorganismos y sus benéficos en las plantas	16
4.3. Relación calidad plántula y éxito en la reforestación.....	18
4.4. La metagenómica en la caracterización la diversidad de microorganismos	19
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
5.1. Área de estudio	20
5.2. Materiales.....	21
5.3. Métodos.....	21
5.3.1. Metodología para el objetivo específico uno: Evaluar el efecto de la inoculación de suelo nativo y micorrizas arbusculares comerciales sobre el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	21
5.3.1.1. Colección de muestras de suelo nativo rizosférico	21
5.3.1.2. Preparación de las enmiendas (tratamientos).....	22
5.3.1.3. Instalación de experimento para probar las enmiendas biológicas	23
5.3.2. Metodología para el objetivo específico dos: Evaluar el porcentaje de colonización de micorrizas arbusculares en las raíces de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	24
5.3.3. Metodología para el objetivo específico tres: Caracterizar molecularmente los microorganismos presentes en el suelo nativo donde crece naturalmente la especie <i>Weinmannia fagaroides</i>	25
5.4. Diseño experimental aplicado al experimento.....	28

5.5. Análisis estadístico	28
6. RESULTADOS	29
6.1. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorriza comercial sobre el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	29
6.1.1. Altura de las plántulas	29
6.1.2. Diámetro de las plántulas	31
6.1.3. Biomasa aérea y radicular	32
6.1.4. Supervivencia	34
6.2. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorrizas arbusculares comercial sobre el porcentaje de colonización en las raíces de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> ...	35
6.2.1. Porcentaje de colonización	35
6.3. Caracterización molecular de los microorganismos en el suelo nativo asociado a <i>Weinmannia fagaroides</i>	37
6.3.1. Caracterización del microbiota bacteriano (ADNr 16S)	37
6.3.2. Caracterización del microbiota fúngico (ITS).....	39
7. DISCUSIÓN.....	41
7.1. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorriza comercial sobre el crecimiento de el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	41
7.1.1. Altura y diámetro de las plántulas	41
7.1.2. Biomasa aérea y radicular	43
7.1.3. Supervivencia	44
7.2. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorrizas arbusculares comercial sobre la colonización de raíces de <i>Weinmannia fagaroides</i>	45
7.3. Caracterización de microbiota asociada a <i>Weinmannia fagaroides</i>	45
8. CONCLUSIONES	48
9. RECOMENDACIONES	49
10. BIBLIOGRAFÍA	50
11. ANEXOS	57

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Materiales utilizados en el experimento.	21
Tabla 2. Coordenadas de las zonas de recolección de muestras en zonas del valle de Llaviuco, Parque Nacional Cajas, Azuay.....	22
Tabla 3. Parámetros de calidad y concentración de las muestras de ADN del suelo rizosférico.	27
Tabla 4. Cebadores universales utilizados para la amplificación del gen ADNr 16S y la región ITS.	28
Tabla 5. Test de Kruskal Wallis para la variable altura (mm) de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	30
Tabla 6. Test de Kruskal Wallis para la variable diámetro (mm) de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	31
Tabla 7. Test de Kruskal Wallis para la variable de biomasa aérea y radicular (g) de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	32
Tabla 8. Test de Kruskal Wallis para la variable supervivencia de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	34
Tabla 9. Test de Kruskal Wallis para la variable colonización de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i>	35
Tabla 10. Número de clases, órdenes, familias, géneros y especies de 11 filos del reino Bacteria.	38
Tabla 11. Número de clases, órdenes, familias, géneros y especies de 7 filos del reino Fungí.	40

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de ubicación del proyecto de investigación y recolección de muestras de suelo nativo.	20
Figura 2. Promedio de crecimiento en de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> inoculadas con cuatro tipos de enmiendas luego de 180 días. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero.	30
Figura 3. Promedio de crecimiento en de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> inoculadas con cuatro tipos de tratamientos luego de 180 días. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero.	32
Figura 4. Barras que muestran medias la biomasa aérea (g) de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> luego de 180 días inoculadas con cuatro tipos de tratamientos. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero, barras en color negro corresponden a la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).	33
Figura 5. Barras que muestran las medias de la biomasa radicular (g) de plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> luego de 180 días inoculadas con cuatro tipos de tratamientos. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril., en condiciones de invernadero, barras en color negro corresponden a la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).	33
Figura 6. Supervivencia durante los 180 días en plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> inoculadas con cuatro tipos de tratamientos. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).	34
Figura 7. Colonización de estructuras asociadas a hongos luego de 180 días en plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> inoculadas con cuatro tipos de tratamientos T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero, barras en color negro corresponden a la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).	36
Figura 8. Estructuras asociadas a hongos en las raíces de <i>Weinmannia fagaroides</i> a 180 días de la inoculación. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero.	36
Figura 9. Abundancia relativa en porcentaje de los fillos bacterianos identificados asociados a la rizosfera de <i>Weinmannia fagaroides</i>	37
Figura 10. Abundancia relativa en porcentaje de los fillos hongos identificados asociados a la rizosfera de <i>Weinmannia fagaroides</i>	39

LISTA DE ANEXOS

A.	Fotografías del trabajo de campo, laboratorio e invernadero	57
A-1.	Recolección y almacenamiento de muestras de suelo.....	57
A-2.	Instalación del experimento	57
A-3.	Mediciones de variables de altura y diámetro.	58
A-4.	Análisis de biomasa aérea y radicular.....	58
A-5.	Evaluación de Colonización de estructuras asociadas a hongos	59
A-6.	Extracción y verificación de la calidad de ADN de las muestras de suelo nativo rizosférico.....	59
B.	Comparación múltiple para las variables de altura y diámetro	60
B-1.	Valores promedio de altura (mm) de <i>Weinmannia fagaroides</i> de plántulas, con cuatro tipos de enmiendas T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril., en condiciones de invernadero, \pm representa la desviación estándar, <i>letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$)</i>	60
B-2.	Valores promedio de diámetro (mm) de <i>Weinmannia fagaroides</i> de plántulas, con cuatro tipos de enmiendas T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril., en condiciones de invernadero, \pm representa la desviación estándar, <i>letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$)</i>	61
C.	Descripción taxonómica de la riqueza de las especies hongos y bacterias identificadas.....	62
C-1.	Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Proteobacteria, sus clases, orden, familia, género	62
C-2.	Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Bacteroidetes, sus clases, orden, familia, género	66
C-3.	Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Actinobacteria, sus clases, orden, familia, género	67
C-4.	Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Planctomycetes, sus clases, orden, familia, género	68
C-5.	Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Acidobacteria sus clases, orden, familia, género	69
C-6.	Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Firmicutes, sus clases, orden, familia, género.....	70
C-7.	Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Chloroflexi, sus clases, orden, familia, género.....	70

C-8. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Verrucomicrobia, sus clases, orden, familia, género	71
C-9. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Chlamydiae, sus clases, orden, familia, género.....	71
C-10. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Gemmatimonadetes, sus clases, orden, familia, género.....	71
C-11. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Cyanobacteria, sus clases, orden, familia, género	71
C-12. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Ascomycota, sus clases, orden, familia, género	72
C-13. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Basidiomycota, sus clases, orden, familia, género	79
C-14. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Mortierellomycota, sus clases, orden, familia, género	83
C-15. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Glomeromycota, sus clases, orden, familia, género	84
C-16. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Mucoromycota, sus clases, orden, familia, género	84
C-17. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Chytridiomycota, sus clases, orden, familia, género	85
C-18. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Rozellomycota, sus clases, orden, familia, género	85

ABREVIATURAS Y SIMBOLOGÍA

msnm: metros sobre el nivel del mar

MAE: Ministerio del Ambiente Ecuador

HMA: Hongos micorrízicos arbusculares

NCBI: Centro Nacional para la Información Biotecnológica

Cláusula de licencia y autorización para publicación en el Repositorio Institucional

Víctor Orlando Velecela Sanango en calidad de autor/a y titular de los derechos morales y patrimoniales del trabajo de titulación **"Contribución de enmiendas biológicas sobre el crecimiento y supervivencia de plántulas de *Weinmannia fagaroides* kunth, en condiciones de invernadero, en la provincia del Azuay"**, de conformidad con el Art. 114 del CÓDIGO ORGÁNICO DE LA ECONOMÍA SOCIAL DE LOS CONOCIMIENTOS, CREATIVIDAD E INNOVACIÓN reconozco a favor de la Universidad de Cuenca una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos.

Asimismo, autorizo a la Universidad de Cuenca para que realice la publicación de este trabajo de titulación en el repositorio institucional, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Cuenca, 21 de noviembre de 2022



Víctor Orlando Velecela Sanango

C.I: 0302640776

Cláusula de Propiedad Intelectual

Víctor Orlando Velecela Sanango autor/a del trabajo de titulación "**Contribución de enmiendas biológicas sobre el crecimiento y supervivencia de plántulas de *Weinmannia fagaroides* kunth, en condiciones de invernadero, en la provincia del Azuay**", certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor/a.

Cuenca, 21 de noviembre de 2022



Víctor Orlando Velecela Sanango

C.I: 0302640776

1. INTRODUCCIÓN

Weinmannia fagaroides forma parte de la composición y estructura de los bosques andinos, los cuales proporcionan gran cantidad de servicios ecosistémicos (Villamarín et al., 2009; Jadán et al., 2021). Sin embargo, la alteración de estos ecosistemas causada principalmente por la deforestación provoca alteraciones en la composición de la diversidad de la vida, que incluye las comunidades microbianas del suelo (Wilson et al., 2019; Abebe et al., 2020). La reforestación con especies nativas se considera como un método para mitigar los problemas que conlleva la deforestación (Zhang et al., 2022). Sin embargo, las plantas enfrentan limitaciones por las alteraciones edáficas y limitaciones en nutrientes, por la falta de microorganismos benéficos (Nieves & Orellana, 2018; Abebe et al., 2020).

Los inóculos de suelo nativo pueden contener comunidades microbianas que favorecen el establecimiento de plantas y aceleran la recuperación de funciones ecosistémicas en suelos degradados (Han et al., 2022; Middleton & Bever, 2010). En la rizosfera del suelo es donde se pueden encontrar gran cantidad de microorganismos, específicamente funcionales, como bacterias fijadoras de nitrógeno, bacterias promotoras de crecimiento vegetal, bio-controladores, hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA), patógenos, entre otros (Cano, 2011; Berendsen et al., 2012). Estos microorganismos de la rizosfera del suelo son capaces de interactuar con las plantas formando una amplia gama de interrelaciones, tales como sinergias antagonistas o benéficas (Cano, 2011), que ocurre entre la planta y microorganismo, resultando clave en el éxito en programas de restauración (Wubs, 2017).

Así mismo, existe evidencia que el uso de inóculos de suelo facilita el establecimiento y crecimiento de las plantas, por ejemplo, Wubs et al. (2016) descubrieron

que diferentes orígenes de inóculos del suelo pueden orientar el desarrollo de la comunidad de plantas. Sin embargo, el éxito de la inoculación depende de las condiciones bióticas y abióticas del lugar objetivo, además de la capacidad de adaptación de la comunidad microbiana inoculada (Wubs, 2017). De allí que aplicar un inóculo biológico, puede contribuir a mejorar la supervivencia y rendimiento de las plántulas tanto en vivero como en campo (Jacoby et al., 2017).

Con estos antecedentes mencionados, esta investigación propone evaluar el efecto de la inoculación de una enmienda proveniente de suelo nativo, un producto comercial de hongos micorrízicos arbusculares y suelo nativo estéril en el crecimiento y supervivencia de plántulas de *Weinmannia fagaroides* a nivel de invernadero. Además, se planteó hacer un acercamiento a la diversidad de la microbiota rizosférica (bacterias y hongos) del suelo nativo mediante técnicas moleculares de secuenciación masiva.

Cabe mencionar que este estudio se enmarca dentro del proyecto Consolidando una red de monitoreo de bosque de largo plazo en un paisaje modificado por humanos en el Norte del Ecuador (COFOREC II), que tiene financiamiento VLIR UOS de Bélgica.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

- ❖ Evaluar la contribución de las enmiendas biológicas sobre el crecimiento y supervivencia de plántulas de *Weinmannia fagaroides*, en condiciones de invernadero en la provincia del Azuay.

2.2. Objetivos Específicos

1. Evaluar el efecto de la inoculación de suelo nativo y micorrizas arbusculares comercial sobre el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de *Weinmannia fagaroides*.
2. Evaluar el porcentaje de colonización de micorrizas arbusculares en las raíces de plántulas de *Weinmannia fagaroides*.
3. Caracterizar molecularmente los microorganismos presentes en el suelo nativo donde crece naturalmente la especie *Weinmannia fagaroides*.

3. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Cómo varía el crecimiento, supervivencia y porcentaje de micorrización en plántulas de *Weinmannia fagaroides* al ser inoculadas con suelo nativo y HMA comercial a nivel de invernadero?

4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

4.1. Descripción de *Weinmannia fagaroides*

Esta especie es conocida como “Sarar” en muchas partes de la región andina y forma parte de la composición y estructura de bosques andinos nativos (Jadán et al., 2021). Se encuentra distribuida desde Costa Rica hasta Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú y Bolivia, crece en bosques maduros y secundarios, bordes de páramos y áreas de vegetación de subpáramos (Morales, 2010).

En el Ecuador, *Weinmannia fagaroides* es una especie nativa dominante, pertenece a la familia Cunoniaceae y se distribuye en las Cordilleras Central y Oriental de los Andes, entre 2800 a 3600 metros de altitud. Se encuentra distribuida, en las provincias de Azuay, Cañar, Carchi, Imbabura, Loja, Morona, Napo, Pichincha y Pastaza (MAE & FAO, 2015).

En la provincia del Azuay es una especie de importancia socioeconómica y ecológica (Palomeque et al., 2020). Es utilizada por las comunidades campesinas por su excelente calidad de madera, para elaboración de carbón, sus hojas son usadas como forraje para ganado, además sus flores tienen usos medicinales (Minga & Verdugo, 2016).

En un estudio realizado por Jadán et al. (2017) en la provincia del Azuay reportan a *Weinmannia fagaroides* como una de las especies con mayor índice de importancia ecológica en pisos altitudinales de 2.900 a 3.500 m.s.n.m. en bosques secundarios altoandinos. Además, es una especie hospedera con potencial para el desarrollo de una gran variedad de plantas epifitas (Pangol & Tapay, 2017) y es considerada una especie útil para la recuperación de suelos degradados (Fernández et al., 2009), por su gran capacidad de regeneración y resistencia a temperaturas bajas (Rada et al., 2019).

4.2.Importancia de los microorganismos y sus benéficos en las plantas

Las comunidades microbianas de la rizosfera del suelo son esenciales en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Deng et al., 2021). Hongos y bacterias son los principales componentes de la estructura de la rizosfera del suelo, los cuales participan en interacciones complejas, donde las plantas reaccionan de manera específica para cada especie (Hawkins et al., 2018).

Las bacterias benéficas de la rizosfera del suelo básicamente son de dos tipos: bacterias de vida libre que son independientes y aquellas capaces de formar una simbiosis, es decir, que son dependientes de otros organismos (Huaranga et al., 2016). Las bacterias simbióticas son capaces de formar nódulos que promueven el crecimiento de las plantas a través de la fijación biológica de nitrógeno como por ejemplo bacterias del género *Rhizobium*, *Mesorhizobium*, *Bradyrhizobium* entre otros (Hatay et al., 2010).

En general estas bacterias han sido utilizadas con éxito para la formulación de inoculantes para mejorar atributos morfológicos de las plantas como biomasa radical y foliar de las plantas (Moreno et al., 2013). Estos inoculantes se han convertido en una opción viable para mejorar el crecimiento de las plantas, debido a que estas bacterias proporcionan nutrientes esenciales como nitrógeno y fósforo, son consideradas como promisorias para lograr la sostenibilidad en la producción (Souza et al., 2015).

Por otro lado, las bacterias benéficas de vida libre tienen la capacidad de incrementar nutrientes esenciales en el suelo como nitrógeno y fósforo, otras tienen la capacidad de sintetizar reguladores del crecimiento vegetal contribuyendo al desarrollo de las plantas y reduciendo efectos de enfermedades (Hayat et al., 2010). Se ha utilizado con éxito varias bacterias para obtener plantas saludables, por ejemplo, se reporta que bacterias del género *Azospirillum* y *Burkholderia* conducen a un mejor sostenimiento del

crecimiento de las plantas hospedantes a través de la captación y fijación de nitrógeno en suelos limitados de nutrientes (Ortiz et al., 2009; Puri et al., 2020).

Otras bacterias tienen la capacidad de solubilizar compuestos de fosfato insoluble en formas disponibles para las plantas, a través de la producción de ácidos orgánicos (Paredes & Espinoza, 2010). Kalayu (2019), menciona que géneros bacterianos como *Bacillus*, *Pseudomonas* y *Rhizobium* son los más eficientes para aumentar el fósforo disponible en el suelo para las plantas.

En el caso de los hongos benéficos de la rizosfera del suelo, los hongos formadores de micorrizas son los más reconocidos, ya que se encuentran dispersos en el 90 % de las plantas vasculares, formando simbiosis (Willis et al., 2013). Los beneficios que ofrecen son contribución en el aumento de la asimilación de nutrientes, protección contra el estrés hídrico, protección contra el ataque de patógenos, producción de antibióticos y la provocación de respuestas de defensa en las plantas (Guadarrama et al., 2003; Ortiz et al., 2009).

Por ejemplo, varias especies del género *Glomus* tiene la capacidad de mejorar la supervivencia y crecimiento de plantas hospedantes a través del crecimiento radicular que les permite a las plantas hospedantes aumentar la zona de captación de nutrientes (Turjaman et al. 2007). Hernández & Sala (2009) reportan efectos positivos de crecimiento en altura y diámetro al usar inóculos de *Glomus fasciculatum* en plantas de *Gmelina arborea*.

En el control de patógenos y enfermedades destaca el género de *Trichoderma*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Candida*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Pichia* y *Pythium*; los cuales tienen mayor potencial como agentes de biocontrol (Thambugala et al., 2020). Por ejemplo, Nikolajeva et al. (2012), reportan que *Trichoderma harzianum* reduce la incidencia del patógeno *Fusarium circinatum* en árboles de *Pinus greggi*.

4.3. Relación calidad plántula y éxito en la reforestación

La reforestación es una técnica que se usa para recuperar la funcionalidad de tierras degradadas. Su éxito depende de la capacidad que tengan las especies seleccionadas para hacerle frente a las condiciones del lugar (ej. Suelo, clima, comunidad microbiana) y de la vegetación competitiva (Le et al., 2012).

Los árboles jóvenes son vulnerables al menos hasta que sus raíces se hayan establecido (Chen et al., 2018), por tanto, es necesario contar con plántulas de calidad para garantizar el crecimiento y supervivencia. La calidad de las plantas puede expresarse como la capacidad que tienen los individuos para acoplarse y crecer en las condiciones propias de un lugar determinado (Rodríguez, 2008).

La calidad de una planta es la resultante de cuatro componentes: la calidad genética, la morfológica, la fisiológica y la sanitaria (Villar, 2003), sin embargo, la evaluación morfológica es la más usada para evaluar la calidad de la planta, pues son fácilmente observables y medibles (Grossnickle et al., 2012).

El uso de plantas de mayor tamaño reacciona de mejor manera en el establecimiento y/o supervivencia en campo. Existe evidencia que varias especies de árboles como *Picea mariana*, *Pinus strobus* y *Pinus taeda* mostraron un mejor desarrollo en volumen de tallos y sobrevivieron a las duras condiciones de campo en periodos de tres a cinco años (Struve et al., 2000; Noland et al., 2001; South et al., 2005).

4.4. La metagenómica en la caracterización la diversidad de microorganismos

La metagenómica es una herramienta molecular utilizada para el estudio de las comunidades microbianas (Cortés et al., 2020). Esta herramienta permite explorar toda la diversidad de comunidades microbianas sin la necesidad de aislarlas individualmente (Daniel, 2005).

Básicamente, la técnica consiste en la selección de la muestra ambiental, para la extracción de ADN, selección del método de análisis (secuenciación, escrutinio funcional, etc.) e integración de la información (Cortés et al., 2014). Generalmente para el análisis de bacterias se ha utilizado el marcador 16S rDNA, y para hongos el marcador ITS, estos permiten clasificar a las bacterias y hongos en grupos taxonómicos de acuerdo a la familia y géneros (Badotti et al., 2017; Cortés et al., 2020).

La metagenómica se ha utilizado con éxito en los últimos años para detectar varios grupos de microorganismos, de esta manera permite descubrir la estructura y composición de las comunidades microbianas. Por ejemplo, Böhmer et al. (2020) lograron identificar comunidades de bacterias y hongos en yacimientos de zonas mineras utilizando la secuenciación de próxima generación del gen 16S para bacterias del ARNr y del ITS para hongos. Un total de 171 especies de hongos y 30 especies de bacterias fueron identificadas en un total de 5 muestras.

También se ha utilizado para el estudio de ecosistemas degradados, específicamente en el estudio del comportamiento de los microorganismos luego de catástrofes naturales o provocadas. Por ejemplo, Enright et al. (2022), determinaron que los incendios forestales redujeron entre un 38 % y un 70 % la riqueza de hongos y bacterias.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Área de estudio

La presente investigación se realizó en el laboratorio de Biotecnología e invernadero de especies forestales, en la Facultad de Ciencias Agropecuarias, de la Universidad de Cuenca, Campus Yanuncay. Ubicada en el cantón Cuenca, provincia del Azuay, a una altura aproximada de 2583 msnm., en las coordenadas UTM -2.92063, -79.02357, tanto laboratorio como invernadero cuentan con las instalaciones, equipos y herramientas necesarios para la realización del trabajo de investigación (figura 1).

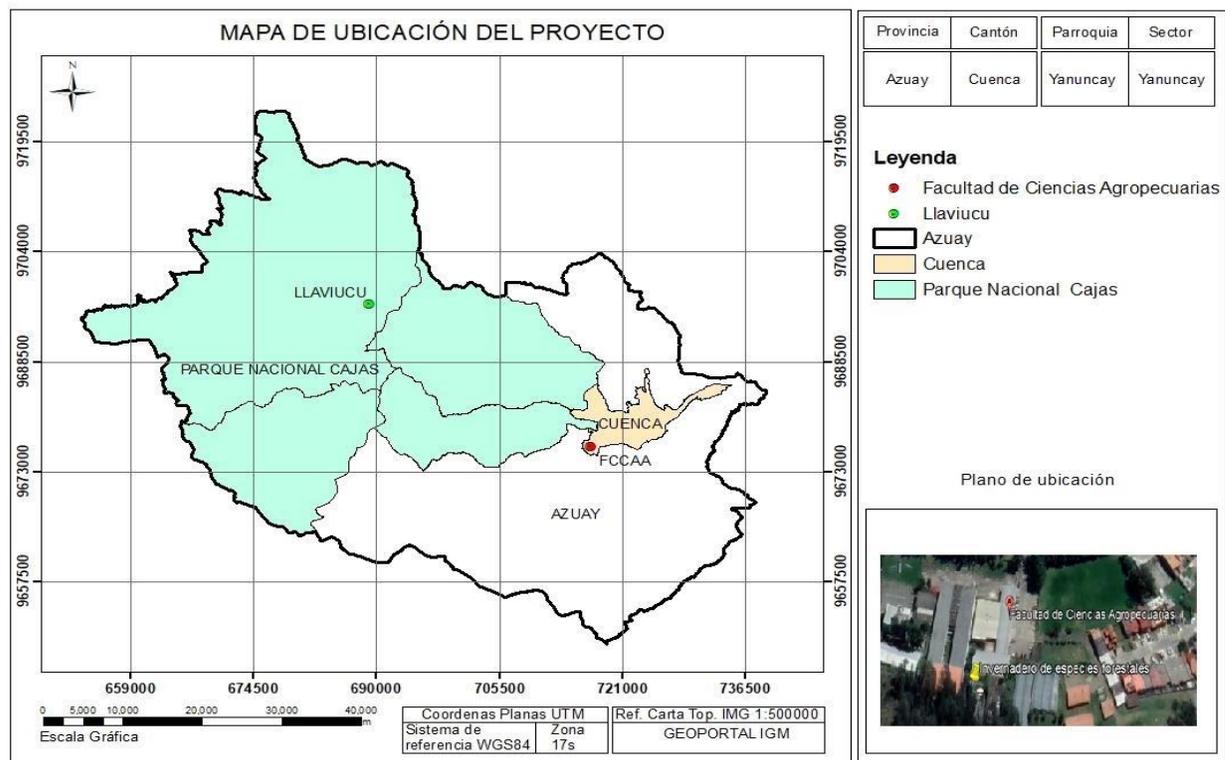


Figura 1. Mapa de ubicación del proyecto de investigación y recolección de muestras de suelo nativo.

5.2. Materiales

Tabla 1. Materiales utilizados en el experimento.

Biológicos	Físicos	Laboratorio
Plántulas de <i>Weinmannia fagaroides</i> , inóculo de suelo nativo, HMA comercial (Huxtable).	Tierra negra estéril, arena, tamo de arroz, recipientes plásticos de 1 L, palillos, etiquetas, bolsas de papel, tacho de plástico, pala pequeña, carretilla, niquelinas.	Micropipeta 0.1-2.5 µl, micropipeta de 1000 µl, puntas para pipetas, guantes, mascarilla, pinzas, porta tubos, portaobjetos.
Equipos/Materiales	Reactivos	Programas
Calibrador pie de rey digital, cinta métrica, tamiz, autoclave, balanza digital, centrifuga, vortex, microscopio, congelador, espectrómetro.	Hidróxido de potasio 10 % (KOH), peróxido de hidrógeno 10 vol. (agua oxigenada), ácido clorhídrico 1% (HCL), azul de metileno, lacto glicerol, alcohol antiséptico, kit Power Soil® DNA Isolation.	Software Excel, Software R.

5.3. Métodos

5.3.1. Metodología para el objetivo específico uno: Evaluar el efecto de la inoculación de suelo nativo y micorrizas arbusculares comerciales sobre el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de *Weinmannia fagaroides*

5.3.1.1. Colección de muestras de suelo nativo rizosférico

Las plántulas de *Weinmannia fagaroides* fueron propagadas a partir de semillas recolectadas en el valle de Llaviuco, razón por la cual se propuso tomar las muestras de suelo rizosférico en este mismo sitio. Se entiende como suelo rizosférico al volumen de suelo situado en las inmediaciones de las raíces de las plantas y que se caracteriza por la presencia de exudados radiculares (Nihorimbere et al., 2011).

Se seleccionaron aquellos individuos con características similares a los árboles donantes de las semillas; un tamaño de 6 m de altura y 8 cm de diámetro altura pecho, además se realizó una exploración de la profundidad de la rizosfera del suelo, que consistió en cavar un agujero hasta visualizar las raíces del árbol, las cuales se entraban entre los 5 a 10 cm de profundidad.

Se tomaron dos (2) muestras de suelo rizosférico alrededor de un mismo árbol de *Weinmannia fagaroides*, a lo largo del valle de Llaviuco en tres (3) sitios (Tabla 2), siguiendo la metodología recomendada por Covacevich (2017). Las muestras consistieron en aproximadamente 500 g de suelo más raíces, las cuales fueron colocadas y etiquetadas en fundas de plástico hermético. Las muestras se almacenaron temporalmente en una hielera hasta su transporte al laboratorio, donde finalmente se refrigeraron a 0 °C para su conservación hasta su procesamiento (anexo A-1).

Tabla 2. Coordenadas de las zonas de recolección de muestras en zonas del valle de Llaviuco, Parque Nacional Cajas, Azuay.

Sitio	UTM X	UTM Y	Altitud m.s.n.m.
Zona alta	-2.8381218	-79.1750105	3335
Zona media	-2.84239053	-79.15722928	3188
Zona baja	-2.8401403	-79.1408768	3144

5.3.1.2. Preparación de las enmiendas (tratamientos)

A continuación, se describen los cuatro tratamientos utilizados en el experimento de aplicación de enmiendas en plántulas de *Weinmannia fagaroides*.

- ❖ **T1:** Preparación de un producto biológico comercial conocido como Huxtable, este producto contiene hongos micorrízicos arbusculares de los géneros *Glomus*

etunicatum, *Glomus intraradices*, *Glomus loasiculatum* (Triviño, 2017). Se diluyó Huxtable según las especificaciones del fabricante a razón de 1 litro/10 litros de agua y se aplicó 30 ml/planta.

- ❖ **T2:** Suelo nativo rizosférico colectado en campo de los árboles de *Weinmannia fagaroides*, se pasaron a través de un tamiz de 0,5 cm con la finalidad de eliminar piedras pequeñas y restos leñosos. Todas las muestras de suelo se juntaron y homogeneizaron para inocular 10 g en cada recipiente plástico con las plántulas (Urgiles et al., 2014).
- ❖ **T3:** Control, se utilizó como sustrato la mezcla de tierra, arena y tamo de arroz.
- ❖ **T4:** Suelo nativo rizosférico colectado en campo, pero esterilizado en autoclave a 120 °C, con la finalidad de eliminar la mayor cantidad de microorganismos, de igual manera se inocularon 10 g en cada plántula.

5.3.1.3. Instalación de experimento para probar las enmiendas biológicas

Las plántulas utilizadas en la presente investigación fueron proporcionadas por el invernadero de especies forestales. Para iniciar el experimento, las raíces de las plántulas de *Weinmannia fagaroides* fueron lavadas con agua destilada y repicadas de las bandejas de germinación, luego colocadas en recipientes plásticos reciclados de aproximadamente 1 L. El sustrato consistió en una mezcla de tierra negra, arena y tamo de arroz en una proporción de 3:1:1 respectivamente, el cual fue sometido a un proceso de esterilización a vapor a altas temperaturas (aproximadamente 80 °C) para eliminar los microorganismos que puedan afectar los resultados al momento de realizar la aplicación de los inóculos.

Los inóculos fueron colocados en la zona donde quedan ubicadas las raíces de las plántulas al momento del trasplante. El experimento fue cubierto con una barrera plástica con el fin de proteger a las plántulas y evitar el efecto de otros factores. La cantidad de agua

de riego, la temperatura y cantidad de luz fue uniforme para todos los tratamientos (anexo A-2).

Una vez trasplantadas las plántulas se inició con el monitoreo de las variables cuantitativas cada 15 días: diámetro basal y altura con un calibrador digital (anexo A-3). La supervivencia se monitoreo cada 15 días y se calculó mediante la siguiente ecuación de acuerdo a Environmental Protection Agency (2018):

$$\%S = \frac{\text{número de plantas restantes}}{\text{número de plantas originales}} \times 100$$

Al final del experimento se analizó la biomasa aérea y radicular, para lo cual se escogió al azar una plántula por réplica de cada tratamiento al ser un método destructivo. Las muestras de cada planta fueron pesadas en fresco y puestas al horno por 48 horas a 65 °C (Qin & Yu, 2021) para obtener el peso de biomasa aérea seca y peso de las raíces, para ello se utilizó una balanza de precisión (anexo A-4).

5.3.2. Metodología para el objetivo específico dos: Evaluar el porcentaje de colonización de micorrizas arbusculares en las raíces de plántulas de *Weinmannia fagaroides*

Las raíces de las plántulas fueron lavadas con agua corriente para eliminar la tierra asociada, luego se dejaron secar a temperatura ambiente (Valencia & Zúñiga, 2015), posteriormente para la tinción se usaron los protocolos descritos por Phillips & Hayman (1970) según se describe (anexo A-5):

1. Se calentaron las raíces con KOH (10 %) en baño María durante 15 minutos a 90 °C.
2. Se lavaron las raíces con abundante agua tres veces para eliminar restos de KOH.

3. Se sumergieron las raíces en una solución alcalina de peróxido de hidrógeno (10 volúmenes) hasta que se blanqueen (10 min - 1 h).
4. Luego se enjuagaron minuciosamente con agua para eliminar todo el H₂O₂
5. Se acidificaron en HCl diluido (1 %) por 5 minutos y se tiñeron hirviendo a fuego lento durante 5 min en azul de metileno al 50 %.
6. Se trazaron cuatro líneas paralelas de forma longitudinal a la lámina portaobjetos, luego el material coloreado fue cortado en trozos de 1 cm y se colocó lactoglicerol para ser visualizados en el microscopio.
7. Se calculó el porcentaje de campos colonizados usando la siguiente fórmula: (Sieverding, 1983).

$$\% \text{ infección} = \frac{\text{número de campos colonizados}}{\text{número total de campos contados}} \times 100$$

5.3.3. Metodología para el objetivo específico tres: Caracterizar molecularmente los microorganismos presentes en el suelo nativo donde crece naturalmente la especie *Weinmannia fagaroides*

Para la extracción de ADN microbiano de las muestras de suelo nativo rizosférico se utilizó el kit Power Soil® DNA Isolation. Se siguió el procedimiento del fabricante para cada muestra cómo se detalla a continuación:

1. Se agitó el tubo PowerBead Pro brevemente para asegurarse de que las perlas se habían asentado en el fondo y luego se añadió 250 mg de suelo y 800 µl de Solución CD1.
2. Se agitó el tubo PowerBead Pro en el vortex a máxima velocidad por 10 minutos.
3. Se centrifugó el tubo PowerBead Pro a 15.000 rpm durante 1 minuto.
4. Se transfirió el sobrenadante 500-600 µl a un tubo de microcentrífuga de 2 ml.
5. Se añadió 200 µl de solución CD2 y se agitó durante 5 s.

6. Se centrifugó a 15.000 rpm durante 1 minuto a temperatura ambiente, luego evitando tocar el pellet que se forma se transfirió aproximadamente 700 μ l de sobrenadante a un tubo de microcentrífuga limpio de 2 ml.
7. Se añadió 600 μ l de la solución CD2 y se mezcló en el vortex por 5 s para obtener el lisado.
8. Se cargó 650 μ l del lisado en una columna de centrifugado MB y se centrifugó a 15.000 rpm durante 1 min.
9. Se desechó el flujo y se repitió el paso 8 para asegurarse de que todo el lisado ha pasado por el MB Spin Column.
10. Se colocó con cuidado la columna de centrifugado MB en un tubo colector limpio de 2 ml, evitando salpicar el flujo en la columna de centrifugado MB.
11. Se añadió 500 μ l de solución EA a la columna de centrifugado MB y se centrifugó a 15.000 rpm durante 1 minuto.
12. Se desechó el flujo resultante y se colocó en la columna de centrifugado MB en el mismo tubo colector de 2 ml.
13. Se añadió 500 μ l de la solución C5 a la Columna de centrifugado MB y se centrifugó a 15.000 rpm durante 1 minuto.
14. Se desechó el flujo y posteriormente se colocó en la columna de centrifugado MB en un nuevo tubo colector de 2 ml.
15. Se centrifugó a 16.000 rpm durante 2 minutos y cuidadosamente se colocó la columna de centrifugado MB en un Elution tube de 1 ml.
16. Se añadió 50 μ l de solución C6 en el centro de la membrana blanca del tubo de centrifugado MB.

17. Se centrifugó a 15.000 rpm durante 1 min y se desechó la columna de centrifugado MB. El ADN quedó listo para las aplicaciones posteriores.

Para verificar la pureza y concentración del ADN metagenómico se utilizó espectrometría utilizando la relación de absorbancias A260/280 (tabla 3). Finalmente, se obtuvieron seis muestras de ADN, de las cuales tres muestras fueron enviadas para la secuenciación de hongos y tres para la secuenciación de bacterias (anexo A-6).

Tabla 3. Parámetros de calidad y concentración de las muestras de ADN del suelo rizosférico.

Sitio	Hongos		Bacterias	
	Pureza (260/280)	Concentración (ng/μl)	Pureza (260/280)	Concentración (ng/μl)
Zona alta	1,855	106,5	1,836	83
Zona media	1,885	121,2	1,885	121,2
Zona baja	1,861	112,15	1,85	115,6

Nota. 260/280 = Indicador de pureza de ADN (óptimo de 1.8-2)

A partir de verificar la calidad del ADN metagenómico se realizó la amplificación por PCR empleando para los cebadores ITS3-ITS4 para hongos y 16S V3-V4 ADNr para bacterias respectivamente (tabla 4). El proceso de amplificación y de preparación para la secuenciación masiva en la plataforma IlluminaMiSeq fue realizada por Macrogen, Sur Corea (<https://dna.macrogen.com>).

El análisis bioinformático de las secuencias obtenidas fue realizado por Macrogen (<https://dna.macrogen.com>), utilizando el método de BLAST contrastado con la base de datos de NCBI (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/>) para los cebadores utilizados, para la construcción de la lista de especies de hongos y bacterias presentes en las muestras.

Tabla 4. Cebadores universales utilizados para la amplificación del gen ADNr 16S y la región ITS.

Grupo	Región	Secuencia Forward	Secuencia Reverse
Bacterias	16S V3-V4	CCTACGGGNGGCWGCAG	GACTACHVGGGTATCTAATCC
Hongos	ITS3-ITS4	GCATCGATGAAGAACGCAGC	TCCTCCGCTTATTGATATGC

5.4. Diseño experimental aplicado al experimento

El experimento se llevó a cabo a nivel de invernadero con un diseño de tratamientos al azar, se aplicaron cuatro tratamientos: 1) HMA comercial (T1), 2) Suelo nativo (T2), 3) Control (T3) y 4) Suelo nativo esterilizado (T4). Se realizaron 6 repeticiones por cada tratamiento, y cada repetición consistió de 4 plántulas. En total, para el experimento se utilizaron 96 plántulas (4 tratamientos x 4 plántulas x 6 repeticiones) que fueron monitoreadas durante un periodo de 180 días (6 meses).

5.5. Análisis estadístico

El análisis empleado para el experimento de inoculación, donde el factor fue los diferentes tratamientos de inóculo (variable independiente) y las variables como: altura, diámetro, biomasa aérea/radicular, supervivencia de las plantas y colonización de HMA en raíces (variables dependientes), fueron analizadas aplicando una prueba de medianas de Kruskal Wallis con un nivel de 95 % de confianza ($\alpha = 0.05$), debido a que no se cumplió con los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianza para aplicar una prueba paramétrica. Posteriormente, se realizó una prueba de comparaciones múltiples (Kruskalmc) integrado en el paquete estadístico "pgirmess" de R, para determinar qué tratamientos son distintos una vez encontrado diferencias estadísticas en la prueba de Kruskal Wallis.

6. RESULTADOS

6.1. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorriza comercial sobre el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de *Weinmannia fagaroides*

6.1.1. Altura de las plántulas

En la tabla 5 se muestran los valores de significancia estadística de Kruskal Wallis desde los 15 hasta 180 días de evaluación.

La altura presentó diferencias significativas desde los 15 hasta los 75 días de la inoculación, entre la enmienda de suelo nativo (T2) y control (T3), no así, con las enmiendas de HMA comercial (T1) y suelo estéril nativo (T4).

Luego de 180 días de monitoreo las plántulas de *Weinmannia fagaroides* inoculadas con los cuatro tipos de enmiendas no se observaron diferencias significativas, por tanto, tuvieron un crecimiento en altura muy similar (figura 2 y anexo B-1).

Tabla 5. Test de Kruskal Wallis para la variable altura (mm) de plántulas de *Weinmannia fagaroides*.

Tiempo (días)	Chi-cuadrado	grados de libertad	p-valor
15	8.96	3	0.029
30	11.27	3	0.010
45	10.98	3	0.011
60	10.07	3	0.017
75	12.32	3	0.006
90	8.12	3	0.050
105	4.57	3	0.205
120	7.02	3	0.071
135	7.09	3	0.069
150	3.09	3	0.377
165	0.61	3	0.893
180	0.53	3	0.911

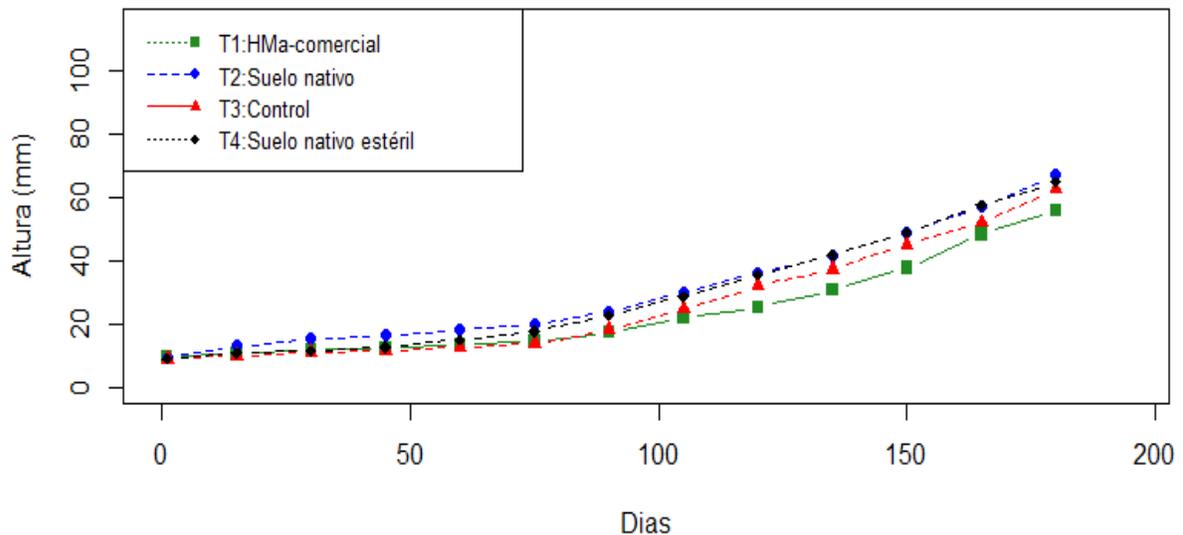


Figura 2. Promedio de crecimiento en de plántulas de *Weinmannia fagaroides* inoculadas con cuatro tipos de enmiendas luego de 180 días. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero.

6.1.2. Diámetro de las plántulas

En la tabla 6 se muestran los valores de significancia estadística de Kruskal Wallis desde los 15 hasta 180 días de evaluación.

El diámetro presentó diferencias significativas desde los 15 días hasta los 75 días de inoculación, entre la enmienda de suelo nativo (T2) y control (T3), no así, con las enmiendas de HMA comercial (T1) y suelo estéril nativo (T4).

Luego de 180 días de evaluación las plántulas de *Weinmannia fagaroides* inoculadas con cuatro tipos de enmiendas no mostraron diferencias significativas, es decir tuvieron un comportamiento similar (figura 3 y anexo B-2).

Tabla 6. Test de Kruskal Wallis para la variable diámetro (mm) de plántulas de *Weinmannia fagaroides*.

Tiempo (días)	Chi-cuadrado	grados de libertad	p-valor
15	11.91	3	0.007
30	10.81	3	0.012
45	11.41	3	0.009
60	12.76	3	0.005
75	13.00	3	0.004
90	2.85	3	0.415
105	1.66	3	0.643
120	2.82	3	0.419
135	1.58	3	0.662
150	0.37	3	0.946
165	0.86	3	0.833
180	0.47	3	0.924

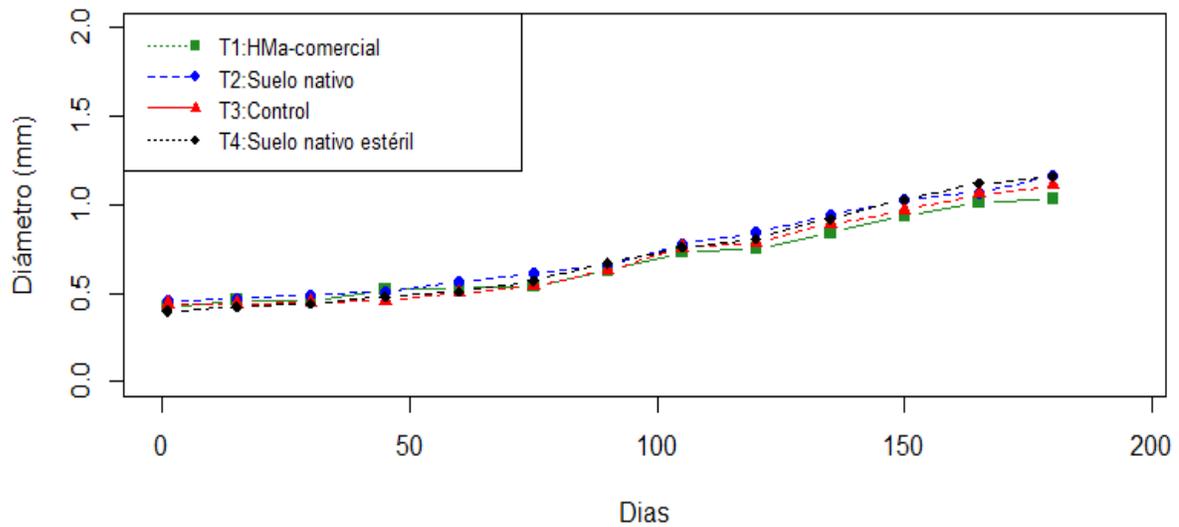


Figura 3. Promedio de crecimiento en de plántulas de *Weinmannia fagaroides* inoculadas con cuatro tipos de tratamientos luego de 180 días. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero.

6.1.3. Biomasa aérea y radicular

En biomasa aérea y radicular, no se observaron diferencias significativas ($p = 0.496$ y $p = 0.230$ respectivamente, tabla 7). Las figuras 4 y 5 muestran las medias para las mencionadas variables.

Tabla 7. Test de Kruskal Wallis para la variable de biomasa aérea y radicular (g) de plántulas de *Weinmannia fagaroides*.

Variable	Chi-cuadrado	grados de libertad	<i>p</i> -valor
Biomasa aérea	2.382	3	0.496
Biomasa radicular	4.301	3	0.230

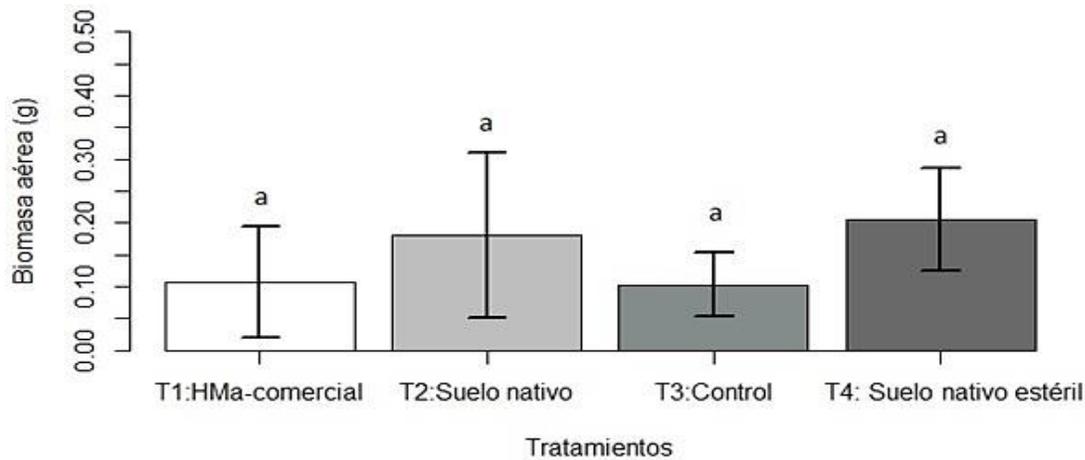


Figura 4. Barras que muestran las medias de la biomasa aérea (g) de plántulas de *Weinmannia fagaroides* luego de 180 días inoculadas con cuatro tipos de tratamientos. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero, barras en color negro corresponden a la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).

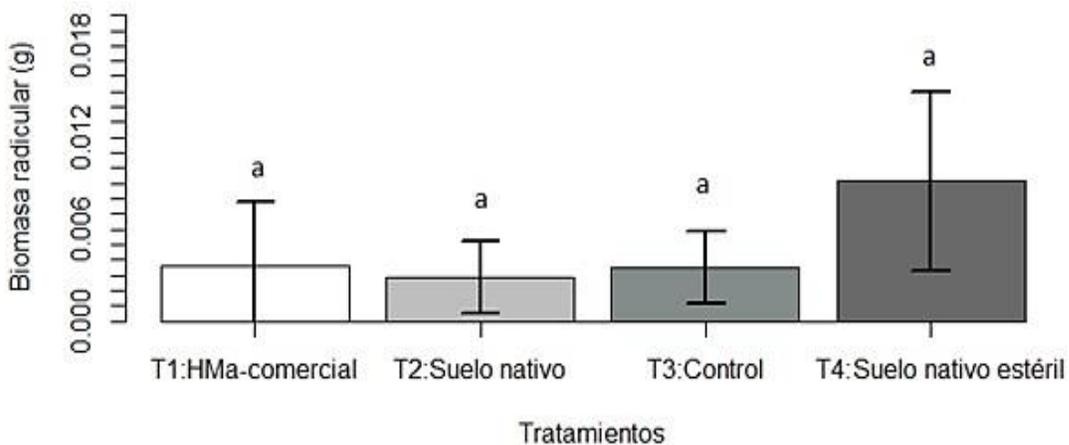


Figura 5. Barras que muestran las medias de la biomasa radicular (g) de plántulas de *Weinmannia fagaroides* luego de 180 días inoculadas con cuatro tipos de tratamientos. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero, barras en color negro corresponden a la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).

6.1.4. Supervivencia

A los 180 días de la instalación del experimento, se observaron diferencias significativas ($p = 0.0003$, tabla 8) entre la enmienda de suelo nativo, HMA comercial y el control.

Las enmiendas de suelo nativo y estéril presentaron un 83.3 y 87.5 % de supervivencia respectivamente, seguida del control con un 37.5 % y finalmente la enmienda de HMA comercial con un 33.3 % (figura 6).

Tabla 8. Test de Kruskal Wallis para la variable supervivencia de plántulas de *Weinmannia fagaroides*.

Variable	Chi-cuadrado	grados de libertad	<i>p</i> -valor
Supervivencia	18.403	3	0.0003

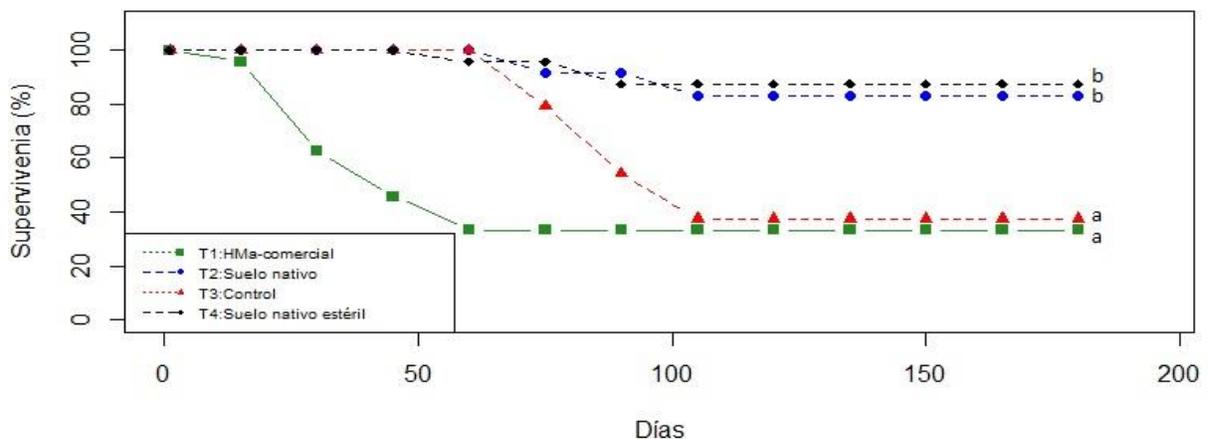


Figura 6. Supervivencia durante los 180 días en plántulas de *Weinmannia fagaroides* inoculadas con cuatro tipos de tratamientos. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control; T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).

6.2. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorrizas arbusculares comercial sobre el porcentaje de colonización en las raíces de plántulas de *Weinmannia fagaroides*

6.2.1. Porcentaje de colonización

Las raíces de *Weinmannia fagaroides* inoculadas con la enmienda de suelo nativo tuvieron tasas más altas de colonización por estructuras asociadas a hongos (41.67 %) a diferencia de las raíces inoculadas con suelo estéril (38.33 %), HMA comercial (25 %) y control (0 %) respectivamente (figura 7). Se encontraron diferencias significativas entre la enmienda de suelo nativo y el control ($p = 0.004$, tabla 9). La figura 8 muestra ejemplos fotográficos de estructuras de hongos.

Tabla 9. Test de Kruskal Wallis para la variable colonización de plántulas de *Weinmannia fagaroides*.

Variable	Chi-cuadrado	grados de libertad	<i>p</i> -valor
Colonización	12.884	3	0.004

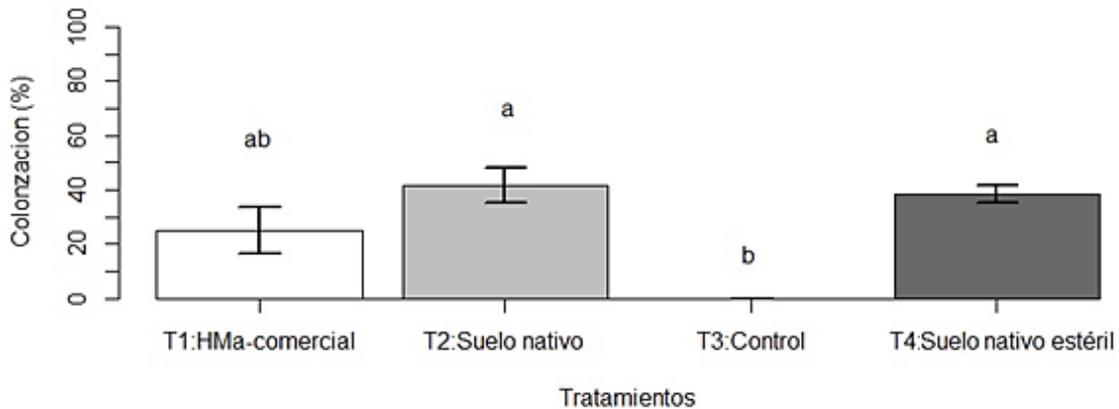


Figura 7. Colonización de estructuras asociadas a hongos luego de 180 días en plántulas de *Weinmannia fagaroides* inoculadas con cuatro tipos de tratamientos T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero, barras en color negro corresponden a la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$).

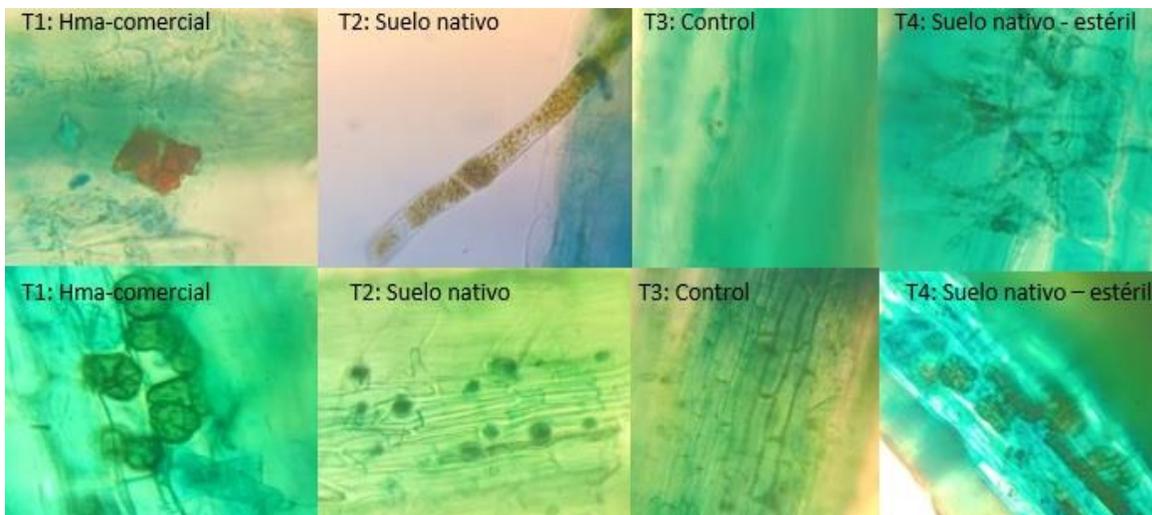


Figura 8. Estructuras asociadas a hongos en las raíces de *Weinmannia fagaroides* a 180 días de la inoculación. T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril, en condiciones de invernadero.

6.3. Caracterización molecular de los microorganismos en el suelo nativo asociado a *Weinmannia fagaroides*

6.3.1. Caracterización del microbiota bacteriano (ADNr 16S)

El análisis metagenómico para bacterias de las muestras de suelo rizosférico asociada a *Weinmannia fagaroides*, mostró la presencia de 11 filos bacterianos identificados (87.63 %) y 1 filo sin asignación taxonómica (12.37 %).

Los filos con mayor abundancia fueron las Proteobacteria representando un 51.21 % de la muestra, seguidos por Acidobacteria (11.75 %), Verrucomicrobia (6.8 %), Firmicutes (6.33 %), Bacteroidetes (4.27 %) y Planctomycetes (4.10 %).

Los filos con menor abundancia fueron: Actinobacteria (1.58 %), Chloroflexi (1.10 %), Cyanobacteria (0.26 %), Gemmatimonadetes (0.19 %) y Chlamydiae (0.09 %) (figura 9).

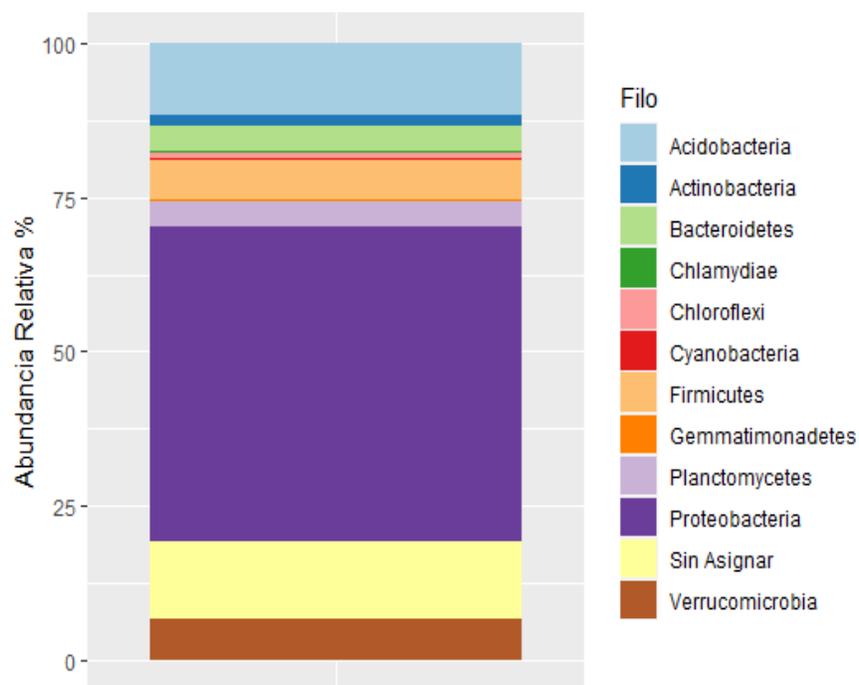


Figura 9. Abundancia relativa en porcentaje de los filos bacterianos identificados asociados a la rizosfera de *Weinmannia fagaroides*.

En total se logró identificar un total de 161 especies bacterianas agrupadas en 147 géneros, 92 familias, 49 órdenes, 28 clases y 11 filos bacterianos, como se muestra en la tabla 10.

Tabla 10. Número de clases, órdenes, familias, géneros y especies de 11 filos del reino Bacteria.

Filo	N.º Clases	N.º Ordenes	N.º Familias	N.º Géneros	N.º Especies
Proteobacteria	5	17	47	68	68
Bacteroidetes	5	5	7	14	19
Actinobacteria	4	8	10	15	18
Planctomycetes	2	5	7	16	16
Acidobacteria	2	2	3	10	13
Firmicutes	3	4	6	10	10
Chloroflexi	2	1	4	5	8
Verrucomicrobia	3	3	3	3	3
Chlamydiae	1	1	2	2	2
Gemmatimonadetes	1	1	1	2	2
Cyanobacteria	N/A	2	2	2	2
Total	28	49	92	147	161

El filo Proteobacteria fue el más diverso en número de especies, este destaca por agrupar géneros de bacterias benéficas: fijadoras de nitrógeno y promotoras del crecimiento vegetal como Bradyrhizobium, Mesorhizobium, Rhizobium y Azospirillum (anexo C-1).

Seguidos de los filos Bacteroidetes (anexo C-2), Actinobacterias (anexo C-3), Planctomycetes (anexo C-4), Acidobacteria (anexo C-5) y Firmicutes (anexo C-6).

Finalmente, los filos con menos especies fueron: Chloroflexi (anexo C-7), Verrucomicrobia (anexo C-8) Chlamydiae (anexo C-9), Gemmatimonadetes (anexo C-10) y Cyanobacteria (anexo C-11).

6.3.2. Caracterización del microbiota fúngico (ITS)

El análisis metagenómico para hongos de las muestras de suelo rizosférico asociada a *Weinmannia fagaroides*, mostró la identificación de 7 filos fúngicos (31.8 %) y 1 filo sin asignar (68.2 %).

Los filos con mayor abundancia fueron los filos: Ascomycota (16.8 %), Basidiomycota (8.2 %) y Mortierellomycota (6.2 %). Los filos con menores abundancia fueron: Glomeromycota (0.2 %), Mucoromycota (0.2 %), Chytridiomycota (0.1 %), y Rozellomycota (0.1 %) (figura 10).

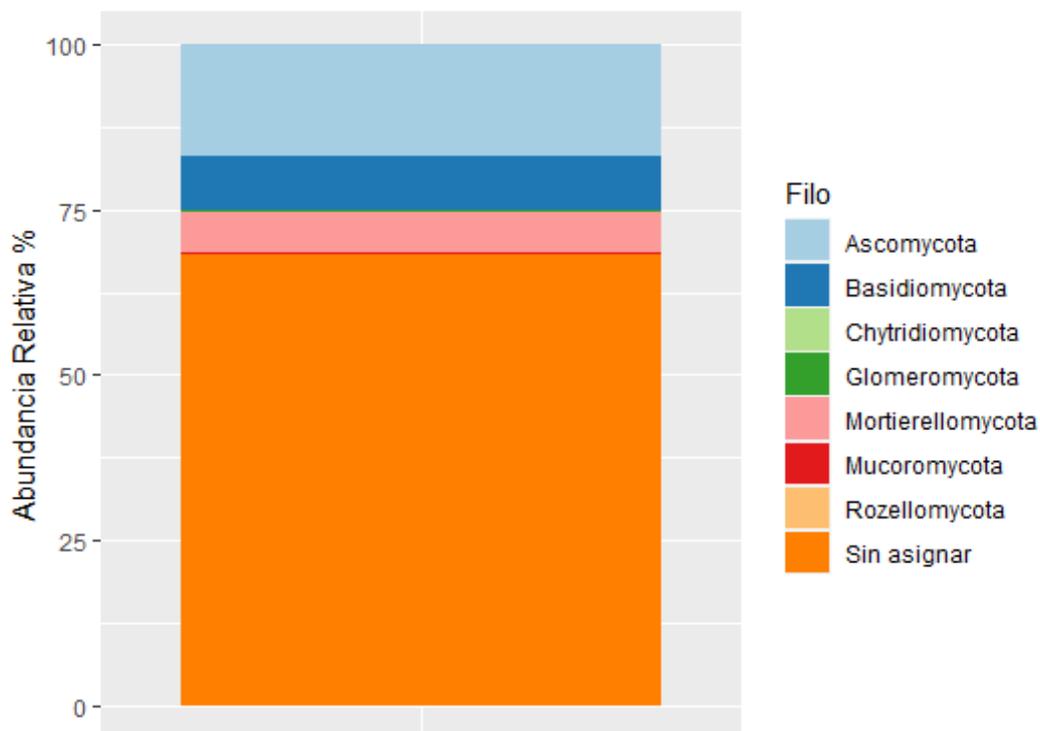


Figura 10. Abundancia relativa en porcentaje de los filos hongos identificados asociados a la rizosfera de *Weinmannia fagaroides*.

La caracterización de la comunidad fúngica del suelo rizosférico de *Weinmannia fagaroides* muestra la presencia de 88 especies agrupadas en 150 géneros, 127 familias, 63 órdenes, 22 clases y 7 filos fúngicos, como se muestra en la tabla 11.

Tabla 11. Número de clases, órdenes, familias, géneros y especies de 7 filos del reino Fungi

Filo	N.º Clases	N.º Ordenes	N.º Familias	N.º Géneros	N.º Especies
Ascomycota	9	28	70	79	51
Basidiomycota	5	22	47	62	29
Mortierellomycota	1	1	1	1	6
Glomeromycota	2	3	4	3	1
Mucoromycota	3	5	4	4	1
Chytridiomycota	1	1	1	1	N/A
Rozellomycota	1	3	N/A	N/A	N/A
Total	22	63	127	150	88

El filo Ascomycota fue el más diverso en número de especies, en el cual destacan el género *Trichoderma* por tener especies de control biológico (anexo C-12), seguido por Basidiomycota (anexo C-13) y Mortierellomycota (anexo C-14).

Los filos con menor especies fueron: Glomeromycota, en el cual destacan géneros de HMA como *Acaulospora*, *Claroideoglomus* y *Glomus*, (anexo C-15), seguido de Mucoromycota. Finalmente, los filos (anexo C-16), Chytridiomycota (anexo C-17) y Rozellomycota (anexo C-18) no registraron especies identificadas.

7. DISCUSIÓN

7.1. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorrizas arbusculares comercial sobre el crecimiento, biomasa aérea, biomasa radicular y supervivencia en plántulas de *Weinmannia fagaroides*

En este estudio se experimentó con suelo nativo rizosférico proveniente del valle de Llaviuco, por lo tanto, se presume que los microorganismos identificados, tanto hongos como bacterias, pudieron estar o no presentes al momento de la inoculación, de manera particular los HMA, puesto que se visualizaron estructuras relacionadas con estos hongos.

7.1.1. Altura y diámetro de las plántulas

En este experimento los resultados positivos de las variables de altura y diámetro se validan parcialmente. Las variables mostraron diferencias significativas desde los 15 hasta los 75 días, tanto en altura como diámetro, entre el inóculo de suelo nativo y control. Al final del experimento estas variables fueron equivalentes en todos los tratamientos. Resultados similares son reportados por Zhang et al. (2022), donde encontraron que el crecimiento relativo de las plantas de *Jacobaea vulgaris* solo fue significativo en las primeras tres semanas luego de sembrarlas en suelo vivo y esterilizado. Estos resultados probablemente ocurrieron porque no existió interacciones positivas entre el microbiota del suelo nativo, ni los HMA comerciales. Wang et al. (2022), mencionaron que las interacciones entre planta y microorganismo se da cuando hay compatibilidad entre ambos socios, sin embargo, plantas no hospederas pueden ser colonizadas, esta colonización atípica inhibe el crecimiento, pero mejora la resistencia de las plantas. Otra posible respuesta al efecto observado, puede deberse a la presencia de comunidades microbianas patógenas. Por ejemplo, bacterias del género *Streptomyces* pueden afectar la producción de las plantas al competir por nutrientes (Zhang et al., 2022). Cabe importante mencionar

que el género *Streptomyces* fue identificado en la rizosfera del suelo asociada *Weinmannia fagaroides*.

De la misma forma que el suelo nativo, los HMA comerciales no fueron eficientes para mejorar los atributos morfológicos de *Weinmannia fagaroides*. Hallazgos similares son reportados por Williams et al. (2012), donde observaron que HMA comerciales no aumentaron el crecimiento de *Podocarpus cunninghamii*, sino que causó depresión del crecimiento de la misma. Opuestamente Urgiles et al. (2014), reportaron que al utilizar inóculos de suelo nativo y mezclas HMA, mejoran significativamente la altura y diámetro en plántulas de *Alnus acuminada* y *Morella pubescens*. De igual manera Zulueta et al. (2015) evidenciaron incrementos de altura y diámetro al inocular HMA en plántulas de *Jacaratia mexicana*. Estas evidencias positivas posiblemente suceden por la compatibilidad y eficiencia de los microorganismos para colonizar las raíces de las plantas hospedantes, lo que probablemente no sucedió en este experimento.

Herrera et al. (2010), manifestaron que tanto bacterias como hongos no solo deben ser compatibles, sino que deben ser altamente eficientes para colonizar las raíces de las plantas, para funcionar en el entorno del suelo donde son introducidos. Así mismo, Hart et al. (2012), informaron que hay varios HMA de baja eficiencia como *Glomus aggregatum*, *Glomus etunicatum*, *Rhizophagus irregularis*, *Glomus intraradices* y *Scutellospora calospora*. Por lo tanto, se presume que los microorganismos presentes en el suelo y HMA comercial no fueron eficientes, de manera especial el género *Glomus*, el cual fue identificado en el suelo nativo y dentro de la enmienda comercial, razón posible por la cual no se evidenciaron efectos positivos en diámetro y altura.

7.1.2. Biomasa aérea y radicular

Las enmiendas biológicas no incrementaron la biomasa radicular y aérea en las plantas de *Weinmannia fagaroides*, a pesar de que en la enmienda de suelo nativo y HMA comercial existía la presencia de microorganismos, lo que sugiere que la adición o reducción de los microorganismos a través de la esterilización no afectan la biomasa en 180 días de evaluación. Resultados similares son reportados por Koorem et al. (2021), donde determinaron que el uso de diferentes comunidades de inóculos de suelo con HMA no influye en la producción de biomasa de *Centaurea stoebe*.

Por el contrario, también existe evidencia de resultados positivos de la inoculación de suelo nativo y HMA. Philips et al. (2019), encontraron que la inoculación con suelo nativo produce mayor biomasa que el suelo estéril en plantas de *Adenostoma fasciculatum*, sin embargo, la biomasa no fue diferente en comparación con un inóculo de suelo nativo de diferente procedencia. Al igual que en las variables de altura y diámetro, lo más probable es que no existió compatibilidad entre *Weinmannia fagaroides* y la comunidad microbiana. Eviner & Hawkes (2008), mencionaron que las respuestas cambiantes al usar inóculos de suelo, pueden ser no solo ser específicas del tipo de comunidad microbianas, sino también de las condiciones ambientales de un determinado lugar. Por ejemplo, Koorem et al. (2021) reportaron incrementos de biomasa en las plantas, sólo cuando las mismas fueron sometidas a condiciones de estrés hídrico, a pesar que previamente fueron inoculadas con HMA nativos. Durante el experimento las plántulas de *Weinmannia fagaroides* tuvieron un riego controlado, lo que puede explicar los resultados de este experimento.

Además, vale la pena mencionar que *Weinmannia fagaroides* es una especie de crecimiento lento, por lo que puede haber diferencias significativas en los períodos de seguimiento más largos en comparación con los períodos de crecimiento de 180 días.

7.1.3. Supervivencia

La supervivencia de las plántulas fue mayor con las enmiendas de suelo nativo y nativo estéril en comparación con las enmiendas control y HMA comercial. La alta supervivencia se puede atribuir a los componentes de la comunidad microbiana del suelo nativo tales como bacterias y hongos (Middleton & Bever, 2010). Hallazgos similares fueron reportados en plántulas de *Liatris picuta* y *Jacaratia mexicana*, donde se informa que la inoculación de suelo nativo de praderas y HMA nativos mejoraron la supervivencia de las plántulas en comparación con suelos sin inóculo (Middleton & Bever, 2010; Zulueta et al., 2015).

Opuestamente, se encontró que la enmienda nativa estéril también mostró diferencias en comparación con el inóculo de HMA comercial y el control, probablemente debido a alteraciones en la parte mineral del suelo. Dietrich et al. (2020), manifiesta que, al esterilizar el suelo a altas temperaturas, la concentración de fósforo disponible para las plantas aumenta en un 53 % y se mantiene la concentración de nitrógeno y otros nutrientes. Esta descripción sugiere que las plántulas inoculadas con el suelo nativo estéril, sobrevivieron porque tenían una alta disponibilidad de nutrientes.

Salcido et al. (2020), encontraron que al usar HMA comerciales y fertilización convencional en plántulas de *Pinus engelmannii*, no obtuvieron diferencias significativas en cuanto a supervivencia. Por lo tanto, los inóculos de suelo nativo pueden tener mayor relevancia en campo, donde existen condiciones adversas para el establecimiento de las plantas que en invernadero donde las condiciones son controladas.

7.2. Efecto de la inoculación del suelo nativo y micorrizas arbusculares comercial sobre la colonización de raíces de *Weinmannia fagaroides*

La colonización de HMA se evidenció por la presencia de estructuras relacionadas con las mismas en las raíces de *Weinmannia fagaroides*. La enmienda de suelo nativo presentó mayor porcentaje de colonización de estructuras asociadas a hongos en comparación con la enmienda de HMA comercial y control. Resultados similares se reportan en raíces de plantas de *Zea mays*, donde el mayor porcentaje de colonización se presentó al usar inóculos de suelo nativo en contraste con los HMA comerciales (Faye et al., 2013). Sin embargo, se han observado fallos en contra en otros experimentos utilizando suelo nativo y suelos estériles en plantas de *Adenostoma fasciculatum* y *Leucaena leucocephala*. (Phillips et al., 2019; Martínez et al., 2019) y también en inoculantes comerciales (Thomsen et al., 2021). La variación de colonización de los microorganismos probablemente está en función del origen y manejo del suelo que determinan la composición de la comunidad microbiana, así también de eficiencia y especificidad de los microorganismos (Jin et al., 2016). Werner & Kiers (2014), manifiestan que, aunque existe poca especificidad de los HMA con respecto a sus plantas huésped, se produce una adaptación local, por lo cual, no todas las plantas y HMA logran establecerse en una simbiosis. Por ejemplo, Kubota & Hyakumachi (2004) inocularon plantas de pepino, tomate y especies forestales con los mismos inóculos de suelo, encontrando que hongos del género *Glomus* predominaban en las raíces de pepino y tomate, mientras que en las especies forestales predominaban especies del género *Acaulospora* y *Glomus*.

7.3. Caracterización de la microbiota asociada a *Weinmannia fagaroides*

La secuenciación masiva ha permitido la identificación de la composición de bacterias y hongos de la rizosfera del suelo de *Weinmannia fagaroides*. Bacterias y hongos

son esenciales para el mantenimiento de los microbiomas, especialmente en los ecosistemas de reforestación, donde el principal desafío es el establecimiento de las plantas (Jiao & Wei, 2021).

Las Proteobacterias abarcaron la mayor cantidad de especies identificadas en la rizosfera asociada a *Weinmannia fagaroides*. Colombo et al. (2015) manifestaron que las Proteobacterias son dominantes en varios entornos incluidos bosques naturales. Así mismo, Montaña et al. (2012), reportan que los filos Proteobacteria, Actinobacteria y Acidobacteria son abundantes en los bosques altoandinos. Resultados similares se encontraron en este estudio, donde se identificaron los filos mencionados.

Dentro del filo Proteobacteria se pudo identificar géneros de bacterias benéficas tales como Bradyrhizobium, Mesorhizobium, Rhizobium. Sin embargo, en este estudio no se visualizaron estructuras relacionadas con ningún tipo de bacterias en raíces de *Weinmannia fagaroides*.

Caso contrario ocurrió con los hongos, donde se pudo visualizar estructuras asociadas a hongos en las raíces de las plántulas. El filo Ascomycota fue el más abundante en número de especies asociada a la rizosfera de *Weinmannia fagaroides*. Valdez & Covarrubias (2021), reportan resultados similares, donde el filo Ascomycota fue el más abundante en bosque altoandinos.

Los filos Basidiomycota, Mortierellomycota, Glomeromycota, Mucoromycota, Chytridiomycota y Rozellomycota, aunque fueron menos abundantes, también estuvieron presentes. Resultados similares son reportados por Delgado et al. (2021) donde identificaron la presencia de estos filos en el Bosque Andino Aguarongo, Azuay, a

excepción de Rozellomycota, además que este bosque también se encuentra dominado por *Weinmannia* spp.

Uno de los filos de importancia ecológica identificados es el Glomeromycota, por poseer hongos micorrízicos arbusculares. Destaca por la presencia de géneros como: *Acaulospora*, *Claroideoglossum* y *Glomus*, que son capaces de formar interacciones con las plantas. Haug et al. (2019) en su estudio confirmaron la presencia de los géneros de HMA mencionados en los bosques andinos del sur del Ecuador, lo que sugiere la posibilidad de interacción de *Weinmannia fagaroides* con estos microorganismos, sin embargo, no se encontraron estudios que registren una simbiosis con *Weinmannia fagaroides*.

8. CONCLUSIONES

- ❖ La enmienda proveniente de suelo nativo y HMA no mejoraron la altura, diámetro, biomasa aérea y radicular de las plántulas de *Weinmannia fagaroides*, sin embargo, la enmienda de suelo nativo mejoró la supervivencia de las plántulas. Esta respuesta se explica por la posibilidad de presencia de la presencia de hongos benéficos, puesto que se visualizaron estructuras relacionadas a los mismos en las plántulas o simplemente por la disponibilidad de nutrientes en el suelo nativo.
- ❖ La enmienda de suelo nativo presentó mayor porcentaje de colonización de estructuras relacionadas a hongos, mientras que las HMA comercial no garantiza un éxito de simbiosis con la planta, pues depende de la compatibilidad y eficiencia del hongo. Aunque se encontraron estructuras de hongos en las plantas inoculadas con suelo nativo, se presume que es una colonización atípica por el crecimiento relativo de las plantas.
- ❖ A través del presente estudio se identificó que suelo nativo asociado a *Weinmannia fagaroides* es una fuente rica de microorganismos. Se evidencio la presencia de géneros de bacterias fijadoras de Nitrógeno, promotora de crecimiento y hongos micorrícicos arbusculares. Estos microorganismos pueden contribuir al establecimiento de plántulas nativas para fines de restauración en fase de vivero y posteriormente en campo. En total 161 especies de bacterias y 88 especies de hongos fueron encontradas.

9. RECOMENDACIONES

- ❖ La enmienda proveniente de suelo nativo puede ser utilizada como inóculo en plántulas de *Weinmannia fagaroides* para aumentar la supervivencia en invernadero.
- ❖ Para optimizar las prácticas de restauración de ecosistemas nativos resulta importante aislar y evaluar la microbiota rizosférica para conocer si existe especificidad entre alguna especie de hongo o bacteria y la planta de *Weinmannia fagaroides*.
- ❖ Buscar alternativas de esterilización de sustrato para experimentos con HMA, puesto que la esterilización con altas temperaturas podría afectar la composición mineral del suelo, de manera especial con el fósforo, alterando los resultados y comprensión de la función de los microorganismos de suelos nativos.
- ❖ Evaluar el crecimiento de las plántulas de *Weinmannia fagaroides* con y sin inóculo nativo en condiciones de campo y a largo plazo.
- ❖ Se necesitan más estudios para entender cuál es la mejor manera de aplicar y usar los microorganismos benéficos y así poder incorporarlos con éxito en programas de restauración a gran escala.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Abebe, G., Tsunekawa, A., Haregeweyn, N., Taniguchi, T., Wondie, M., Adgo, E., Masunaga, T., Tsubo, M., Ebabu, K., Mamedov, A., & Meshesha, D. T. (2020). Effect of Soil Microbiome from Church Forest in the Northwest Ethiopian Highlands on the Growth of *Olea europaea* and *Albizia gummifera* Seedlings under Glasshouse Conditions. *Sustainability*, 12(12), 4976. <https://doi.org/10.3390/su12124976>
- Badotti, F., de Oliveira, F. S., Garcia, C. F., Vaz, A. B. M., Fonseca, P. L. C., Nahum, L. A., Oliveira, G. & Góes-Neto, A. (2017). Effectiveness of ITS and sub-regions as DNA barcode markers for the identification of Basidiomycota (Fungi). *BMC Microbiology*, 17(1). <https://doi.org/10.1186/s12866-017-0958-x>
- Berendsen, R. L., Pieterse, C. M. & Bakker, P. A. (2012). The rhizosphere microbiome and plant health. *Trends in Plant Science*, 17(8), 478-486. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2012.04.001>
- Böhmer, M., Ozdín, D., Račko, M., Lichvár, M., Budiš, J., & Szemes, T. (2020). Identification of Bacterial and Fungal Communities in the Roots of Orchids and Surrounding Soil in Heavy Metal Contaminated Area of Mining Heaps. *Applied Sciences*, 10(20), 7367. <https://doi.org/10.3390/app10207367>
- Cano, M. A. (2011). A review of interaction of beneficial microorganisms in plants: Mycorrhizae, *Trichoderma* spp. and *Pseudomonas* spp. *Revista UDCA Actualidad & Divulgación Científica*, 14(2), 15-31.
- Colombo, F., Macdonald, C. A., Jeffries, T. C., Powell, J. R. & Singh, B. K. (2015). Impact of forest management practices on soil bacterial diversity and consequences for soil processes. *Soil Biology and Biochemistry*, 94, 200-210. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2015.11.029>
- Cortés, N., Montor, J., Olvera, C., Peña, J., & Del Moral, S. (2014). Metagenómica: una ventana de oportunidad a nuevos genes y genomas microbianos. *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 1(7), 45–58. ISSN 2334-250
- Cortés-López, N. G., Ordóñez-Baquera, P. L. & Domínguez-Viveros, J. (2020). Herramientas moleculares utilizadas para el análisis metagenómico. *Revisión. Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 11(4), 1150-1173. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v11i4.5202>
- Covacevich, F. (Ed.). (2017). Muestreo de suelos para determinación de actividad y diversidad de hongos. En *Metodología de muestreo de suelo y ensayos a campo: Protocolos básicos comunes*. (2.a ed., pp. 107–116). INTA Ediciones. <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/103751>
- Chen, M., Arato, M., Borghi, L., Nouri, E., & Reinhardt, D. (2018). Beneficial Services of Arbuscular Mycorrhizal Fungi – From Ecology to Application. *Frontiers in Plant Science*, 9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01270>

- Daniel, R. (2005). The metagenomics of soil. *Nature Reviews Microbiology*, 3(6), 470–478. <https://doi.org/10.1038/nrmicro1160>
- Deng, Q., Zhang, T., Xie, D. & Yang, Y. (2021). Rhizosphere Microbial Communities Are Significantly Affected by Optimized Phosphorus Management in a Slope Farming System. *Frontiers in Microbiology*, 12. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.739844>
- Delgado, E. F., Valdez, A. T., Covarrubias, S. A., Tosi, S. & Nicola, L. (2021). Soil Fungal Diversity of the Aguarongo Andean Forest (Ecuador). *Biology*, 10(12), 1289. <https://doi.org/10.3390/biology10121289>
- Dietrich, P., Cesarz, S., Eisenhauer, N., & Roscher, C. (2020). Effects of steam sterilization on soil abiotic and biotic properties. *Soil Organisms*, 92(2), 99-108.
- Enright, D. J., Frangioso, K. M., Isobe, K., Rizzo, D. M. & Glassman, S. I. (2022). Mega-fire in redwood tanoak forest reduces bacterial and fungal richness and selects for pyrophilous taxa that are phylogenetically conserved. *Molecular Ecology*, 31(8), 2475-2493. <https://doi.org/10.1111/mec.16399>
- Environmental Protection Agency. (4 de enero de 2018). U.S. Environmental Protection Agency. Obtenido de https://www.epa.gov/sites/default/files/2018-02/documents/clarification_on_calculation_of_survival_seedling_emergence_study.pdf
- Eviner, V. T., & Hawkes, C. V. (2008). Embracing Variability in the Application of Plant-Soil Interactions to the Restoration of Communities and Ecosystems. *Restoration Ecology*, 16(4), 713–729. <https://doi.org/10.1111/j.1526-100x.2008.00482.x>
- Fernández, D., Trovant, B., & López, J. (2009). Reintegración ecológica y económica de una ladera interandina del noreste de Gualaceo (Azuay, Ecuador). Universidad International Menéndez Pelayo (IUMP) y la Universidad Central del Ecuador. Quito.
- Faye, A., Dalpé, Y., Ndung'u-Magiroi, K., Jefwa, J., Ndoye, I., Diouf, M., & Lesueur, D. (2013). Evaluation of commercial arbuscular mycorrhizal inoculants. *Canadian Journal of Plant Science*, 93(6), 1201–1208. <https://doi.org/10.4141/cjps2013-326>
- Guadarrama, P., Sánchez, I., Álvarez, J., & Ramos, J. (2003). Hongos Plantas, Beneficios a Diferentes Escalas En Micorrizas Arbusculares. *Ciencias*, (January), 38–45. ISSN: 0187-6376
- Grossnickle, S. C. (2012). Why seedlings survive: influence of plant attributes. *New Forests*, 43(5–6), 711–738. <https://doi.org/10.1007/s11056-012-9336-6>
- Han, X., Li, Y., Li, Y., Du, X., Li, B., Li, Q. & Bezemer, T. M. (2022). Soil inoculum identity and rate jointly steer microbiomes and plant communities in the field. *ISME Communications*, 2(1). <https://doi.org/10.1038/s43705-022-00144-1>

- Hart, M. M., Forsythe, J., Oshowski, B., Bücking, H., Jansa, J., & Kiers, E. T. (2012). Hiding in a crowd—does diversity facilitate persistence of a low-quality fungal partner in the mycorrhizal symbiosis? *Symbiosis*, 59(1), 47–56. <https://doi.org/10.1007/s13199-012-0197-8>
- Haug, I., Setaro, S., & Suárez, J. P. (2019). Species composition of arbuscular mycorrhizal communities changes with elevation in the Andes of South Ecuador. *PLOS ONE*, 14(8), e0221091. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221091>
- Hawkins, A. & Crawford, K. (2018). Interactions between plants and Soil Microbes may alter the Relative Importance of Intraspecific and Interspecific Plant Competition in a Changing Climate. *AoB PLANTS*. <https://doi.org/10.1093/aobpla/ply039>
- Hayat, R., Ali, S., Amara, U., Khalid, R., & Ahmed, I. (2010). Soil beneficial bacteria and their role in plant growth promotion: a review. *Annals of Microbiology*, 60(4), 579–598. <https://doi.org/10.1007/s13213-010-0117-1>
- Herrera-Peraza, R. A., Hamel, C., Fernández, F., Ferrer, R. L., & Furrázola, E. (2010). Soil strain compatibility: the key to effective use of arbuscular mycorrhizal inoculants? *Mycorrhiza*, 21(3), 183–193. <https://doi.org/10.1007/s00572-010-0322-6>
- Huaranga, Y. C., Surco, V. Q., & Liza, S. E. C. (2016). Biorremediación mediante la asociación entre microorganismos y plantas. *Repositorio de revistas de la universidad privada de Pucallpa*, 1(02).
- Jacoby, R., Peukert, M., Succurro, A., Koprivova, A., & Kopriva, S. (2017). The Role of Soil Microorganisms in Plant Mineral Nutrition—Current Knowledge and Future Directions. *Frontiers in Plant Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01617>
- Jadán, O., Toledo, C., Tepán, B., Cedillo, H., Peralta, N., Zea, P., Castro, P. & Vaca, C. (2017). Comunidades forestales en bosques secundarios alto-andinos (Azuay, Ecuador). *Bosque (Valdivia)*, 38(1), 141-154. <https://doi.org/10.4067/s0717-92002017000100015>
- Jadán, O., Donoso, D. A., Cedillo, H., Bermúdez, F. & Cabrera, O. (2021). Floristic Groups, and Changes in Diversity and Structure of Trees, in Tropical Montane Forests in the Southern Andes of Ecuador. *Diversity*, 13(9), 400. <https://doi.org/10.3390/d13090400>
- Jiao, S., Chen, W., & Wei, G. (2021). Core microbiota drive functional stability of soil microbiome in reforestation ecosystems. *Global Change Biology*, 28(3), 1038–1047. <https://doi.org/10.1111/gcb.16024>
- Jin, L., Wang, Q., Wang, Q., Wang, X., & Gange, A. C. (2016). Mycorrhizal-induced growth depression in plants. *Symbiosis*, 72(2), 81–88. <https://doi.org/10.1007/s13199-016-0444-5>
- Kalayu, G. (2019). Phosphate Solubilizing Microorganisms: Promising Approach as Biofertilizers. *International Journal of Agronomy*, 2019, 1-7. <https://doi.org/10.1155/2019/4917256>

- Koorem, K., Wilschut, R. A., Weser, C., & van der Putten, W. H. (2021). Disentangling nematode and arbuscular mycorrhizal fungal community effect on the growth of range-expanding *Centaurea stoebe* in original and new range soil. *Plant and Soil*, 466(1–2), 207–221. <https://doi.org/10.1007/s11104-021-05020-w>
- Kubota, M. & Hyakumachi, M. (2004). Morphology and colonization preference of arbuscular mycorrhizal fungi in *Clethra barbinervis*, *Cucumis sativus*, and *Lycopersicon esculentum*. *Mycoscience*, 45(3), 206-213. <https://doi.org/10.1007/s10267-003-0176-2>
- Le, H. D., Smith, C., Herbohn, J., & Harrison, S. (2012). More than just trees: Assessing reforestation success in tropical developing countries. *Journal of Rural Studies*, 28(1), 5–19. <https://doi.org/10.1016/j.jrurstud.2011.07.006>
- Martínez A, J., Osorio V, N., & Garrido P, J. (2019). Efectividad de hongos micorrizo-arbusculares nativos en suelos con diferentes usos agropecuarios. *Revista MVZ Córdoba*, 7256–7261. <https://doi.org/10.21897/rmvz.1703>
- MAE (Ministerio del Ambiente del Ecuador); FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, IT). (2015). Especies forestales leñosas arbóreas y arbustivas de los bosques montanos del Ecuador. Quito.
- Montaña, J. S., Jiménez, D. J., Hernández, M., Angel, T., & Baena, S. (2012). Taxonomic and functional assignment of cloned sequences from high Andean forest soil metagenome. *Antonie Van Leeuwenhoek*, 101(2), 205-215.
- Middleton, E. L., & Bever, J. D. (2010). Inoculation with a Native Soil Community Advances Succession in a Grassland Restoration. *Restoration Ecology*, 20(2), 218–226. <https://doi.org/10.1111/j.1526-100x.2010.00752.x>
- Minga, D., & Verdugo, A. (2016). Árboles y arbustos de los ríos de Cuenca. Serie Textos Apoyo a la Docencia Universidad del Azuay. Imprenta Don Bosco. Cuenca.
- Morales-Quirós, J. (2010). Sinopsis of the genus *Weinmannia* (Cunoniaceae) in Mexico and Central America. In *Anales del Jardín Botánico de Madrid*. (Vol. 67, No. 2, pp. 137-155).
- Nieves, K., Orellana, D. (2018). Regeneración natural de especies leñosas en calros del Área de Bosque y Vegetación Protectora Aguarongo (ABVPA): Influencia de factores abióticos e implicaciones para la restauración. [Tesis de Grado, Universidad el Azuay]. Repositorio Institucional – Universidad del Azuay.
- Nihorimbere, V., Ongena, M., Smargiassi, M., & Thonart, P. (2011). Beneficial effect of the rhizosphere microbial community for plant growth and health. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 15(2).
- Nikolajeva, V., Petrina, Z., Vulfa, L., Alksne, L., Eze, D., Grantina, L., ... & Lielpetere, A. (2012). Growth and antagonism of *Trichoderma* spp. and conifer pathogen *Heterobasidion annosum* sl in vitro at different temperatures. *Advances in Microbiology*, 2(03), 295. <http://dx.doi.org/10.4236/aim.2012.23035>

- Noland, T. L., Mohammed, G. H., & Wagner, R. G. (2001). Morphological characteristics associated with Tolerance to competition from herbaceous vegetation for seedlings of jack pine, black spruce, and white pine. *New Forests*, 21(3), 199–215. <https://doi.org/10.1023/a:1012091917395>
- Ortíz-Castro, R., Contreras-Cornejo, H. A., Macías-Rodríguez, L., & López-Bucio, J. (2009). The role of microbial signals in plant growth and development. *Plant Signaling & Behavior*, 4(8), 701–712. <https://doi.org/10.4161/psb.4.8.9047>
- Palomeque, X., Patiño Uyaguari, C., Marín, F., Palacios, M., & Stimm, B. (2020). Effects of storage on seed germination and viability for three native tree species of Ecuador. *Trees*, 34(6), 1487–1497. <https://doi.org/10.1007/s00468-020-02018-2>
- Pangol, C., & Tapay, W. (2017). Evaluación de epifitas en árboles hospederos dentro de bosques andinos en la provincia del Azuay. [Tesis de Grado, Universidad de Cuenca]. Repositorio Institucional – Universidad de Cuenca.
- Paredes-Mendoza, M., & Espinosa-Victoria, D. (2010). Ácidos orgánicos producidos por rizobacterias que solubilizan fosfato: una revisión crítica. *Terra Latinoamericana*, 28(1), 61-70.
- Puri, A., Padda, K. P. & Chanway, C. P. (2020). Sustaining the growth of Pinaceae trees under nutrient-limited edaphic conditions via plant-beneficial bacteria. *PLOS ONE*, 15(8), e0238055. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0238055>
- Phillips, J., & Hayman, D. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55(1), 158-IN18. [https://doi.org/10.1016/s0007-1536\(70\)80110-3](https://doi.org/10.1016/s0007-1536(70)80110-3)
- Phillips, M. L., Aronson, E. L., Maltz, M. R., & Allen, E. B. (2019). Native and invasive inoculation sources modify fungal community assembly and biomass production of a chaparral shrub. *Applied Soil Ecology*, 147, 103370. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2019.103370>
- Qin, F., & Yu, S. (2021). Compatible Mycorrhizal Types Contribute to a Better Design for Mixed Eucalyptus Plantations. *Frontiers in Plant Science*, 12. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.616726>
- Rada, F., Azócar, A. & García-Núñez, C. (2019). Plant functional diversity in tropical Andean páramos. *Plant Ecology & Diversity*, 12(6), 539-553. <https://doi.org/10.1080/17550874.2019.1674396>
- Rodríguez T., D. A. (2008). Indicadores de calidad de planta forestal. Mundi-Prensa. México, D. F. México. 156 p.
- Salcido-Ruiz, S., Prieto-Ruiz, J. A., García-Rodríguez, J. L., Santana-Aispuro, E., & Chavez-Simental, J. A. (2020). Mycorrhiza and fertilization: effect on the production of *Pinus engelmannii* Carr. in nursery. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 26(3), 327–342. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2019.11.080>

- Sieverding, E. (1983). Manual de métodos para la investigación de la micorriza vesículo arbuscular en el laboratorio. CIAT, Cali. 116 p.
- South, D. B., VanderSchaaf, C. L., & Britt, J. R. (2005). Reforestation Costs can be Decreased by Lowering Initial Stocking and Outplanting Morphologically Improved Seedlings. *Native Plants Journal*, 6(1), 76–82. <https://doi.org/10.2979/npj.2005.6.1.76>
- Souza, R. D., Ambrosini, A. & Passaglia, L. M. (2015). Plant growth-promoting bacteria as inoculants in agricultural soils. *Genetics and Molecular Biology*, 38(4), 401-419. <https://doi.org/10.1590/s1415-475738420150053>
- Struve, D.K. & Burchfield, L. & Maupin, C. (2000). Survival and growth of transplanted large- and small-caliper red oaks. *Journal of Arboriculture*. 26. 162-169. ISSN: 0278-5226
- Thambugala, K. M., Daranagama, D. A., Phillips, A. J. L., Kannangara, S. D. & Promputtha, I. (2020). Fungi vs. Fungi in Biocontrol: An Overview of Fungal Antagonists Applied Against Fungal Plant Pathogens. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 10. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2020.604923>
- Thomsen, C., Loverock, L., Kokkoris, V., Holland, T., Bowen, P. A. & Hart, M. (2021). Commercial arbuscular mycorrhizal fungal inoculant failed to establish in a vineyard despite priority advantage. *PeerJ*, 9, . <https://doi.org/10.7717/peerj.11119>
- Triviño, L. (2017). Evaluación de los productos comerciales huxtable® y micorrizar® como biofertilizantes en el cultivo de fréjol caupí (*vigna unguiculata* l.) en la finca experimental “La Cantaleta” Majua-Esmeraldas [Tesis de Grado, Pontificia Universidad Católica del Ecuador]. Repositorio Institucional – Pontificia Universidad Católica del Ecuador.
- Turjaman, M., Santoso, E., & Tawaraya, K. (2007). Arbuscular Mycorrhizal Fungi Increased Plant Growth and Nutrient Concentrations of Milkwood Tropical Tree Species *Alstonia scholaris* Under Greenhouse Conditions. *Indonesian Journal of Forestry Research*, 4(2), 61–71. <https://doi.org/10.20886/ijfr.2007.4.2.61-71>
- Urgiles, N., Strauß, A., Loján, P., & Schüßler, A. (2014). Cultured arbuscular mycorrhizal fungi and native soil inocula improve seedling development of two pioneer trees in the Andean region. *New Forests*, 45(6), 859–874. <https://doi.org/10.1007/s11056-014-9442-8>
- Valencia, C., & Zúñiga, D. (2015). Análisis de la presencia natural de micorrizas en cultivos de algodón (*Gossypium barbadense* l.) inoculados con *Bacillus megaterium* y *Bradyrhizobium yuanmingense*. *Ecología Aplicada*, 14(1–2), 65. <https://doi.org/10.21704/rea.v14i1-2.82>
- Valdez, A., & Covarrubias, S. (2021). Fungal diversity in high Andean ecuadorian forest soil. *Authorea Preprints*.
- Villar, P. (2003). Importancia de la calidad de la planta en los proyectos de revegetación. En J. Nicolau, J. Rey & T. Espigares (Eds.), *Restauración de Ecosistemas en*

Ambientes Mediterráneos. Universidad de Alcalá/Asociación Española de Ecología Terrestre, (pp. 65-86). Universidad de Alcalá.

Villamarín-Cortez, S., Ganzenmüller, A., Dávalos, A., & Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales. (2009). Ecosistemas del Distrito Metropolitano de Quito DMQ. Dirección Metropolitana Ambiental, Fondo Ambiental.

Wang, Y., He, X., & Yu, F. (2022). Non-host plants: Are they mycorrhizal networks players? *Plant Diversity*, 44(2), 127–134. <https://doi.org/10.1016/j.pld.2021.06.005>

Werner, G. D. A., & Kiers, E. T. (2014). Partner selection in the mycorrhizal mutualism. *New Phytologist*, 205(4), 1437–1442. <https://doi.org/10.1111/nph.13113>

Williams, A., Ridgway, H. J., & Norton, D. A. (2012). Different arbuscular mycorrhizae and competition with an exotic grass affect the growth of *Podocarpus cunninghamii* Colenso cuttings. *New Forests*, 44(2), 183–195. <https://doi.org/10.1007/s11056-012-9309-9>

Willis, A., Rodrigues, B. F., & Harris, P. J. C. (2013). The Ecology of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 32(1), 1–20. <https://doi.org/10.1080/07352689.2012.683375>

Wilson, S. J., Coomes, O. T. & Dallaire, C. O. (2019). The 'ecosystem service scarcity path' to forest recovery: a local forest transition in the Ecuadorian Andes. *Regional Environmental Change*, 19(8), 2437-2451. <https://doi.org/10.1007/s10113-019-01544-1>

Wubs, E. R. J. (2017). The steering role of plant-soil interactions in natural community dynamics and nature restoration (Doctoral dissertation, Wageningen University).

Wubs, E. R. J., van der Putten, W. H., Bosch, M. & Bezemer, T. M. (2016). Soil inoculation steers restoration of terrestrial ecosystems. *Nature Plants*, 2(8). <https://doi.org/10.1038/nplants.2016.107>

Zhang, J., Klinkhamer, P. G. L., Vrieling, K. & Bezemer, T. M. (2022). The negative effects of soil microorganisms on plant growth only extend to the first weeks. *Journal of Plant Ecology*, 15(4), 854-863.

Zulueta-Rodríguez, R., Hernandez-Montiel, L. G., Murillo-Amador, B., Córdoba-Matson, M. V., Lara, L., & Alemán Chávez, I. (2015). Survival and growth of *Jacaratia mexicana* seedlings inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi in a tropical dry forest. *Madera y bosques*, 21(3), 161-167.

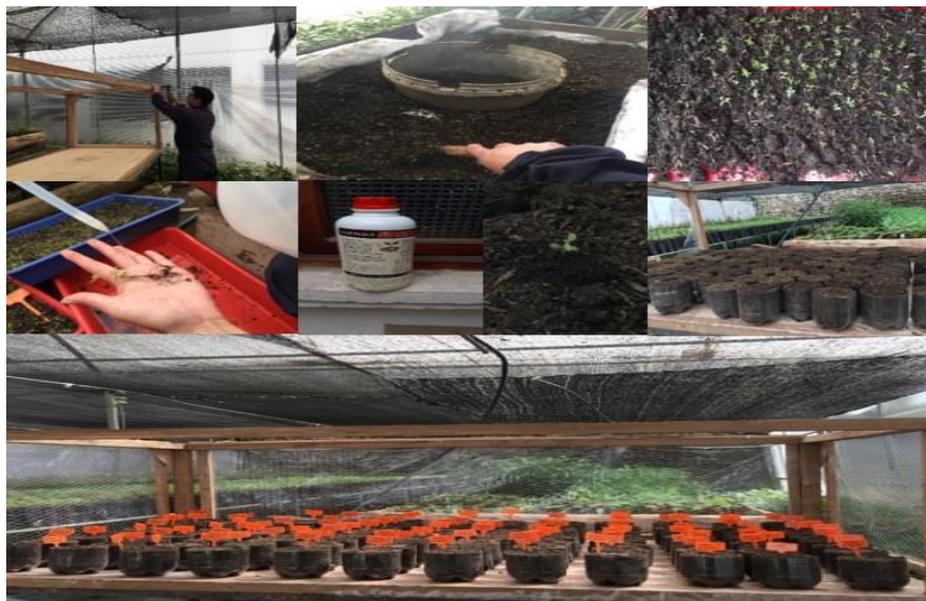
11. ANEXOS

A. Fotografías del trabajo de campo, laboratorio e invernadero

A-1. Recolección y almacenamiento de muestras de suelo



A-2. Instalación del experimento



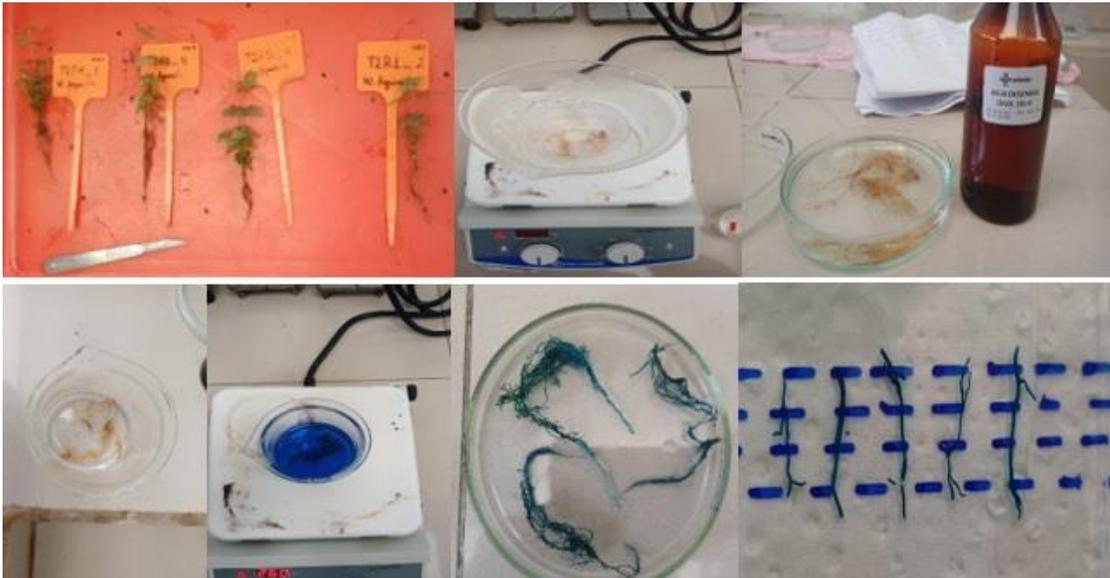
A-3. Mediciones de variables de altura y diámetro



A-4. Análisis de biomasa aérea y radicular



A-5. Evaluación de colonización de estructuras asociadas a hongos



A-6. Extracción y verificación de la calidad de ADN de las muestras de suelo rizosférico



B.Comparación múltiple para las variables de altura y diámetro

B-1. Valores promedio de altura (mm) de *Weinmannia fagaroides* de plántulas, con cuatro tipos de enmiendas T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril., en condiciones de invernadero, \pm representa la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$)

Altura (mm)						
Tratamientos	15 días	30 días	45 días	60 días	75 días	90 días
T1:Hma-comercial	11.03 \pm 0.65 ab	12.01 \pm 0.83 ab	12.48 \pm 1.42 ab	13.55 \pm 1.78 a	14.36 \pm 2.54 a	17.14 \pm 4.30 a
T2.:Suelo nativo	12.91 \pm 0.80 b	15.30 \pm 1.31 b	16.22 \pm 1.45 b	18.16 \pm 1.59 b	19.18 \pm 1.92 b	23.21 \pm 2.48 a
T3:Control	10.33 \pm 1.81 a	11.47 \pm 0.83 a	11.84 \pm 1.27 a	13.28 \pm 1.19 a	14.08 \pm 1.52 a	20.16 \pm 3.57 a
T4:Suelo nativo estéril	11.22 \pm 0.99 ab	11.78 \pm 0.97 a	13.14 \pm 1.43 ab	15.85 \pm 2.42 ab	18.34 \pm 2.14 ab	23.86 \pm 3.30 a
Tratamientos	105 días	120 días	135 días	150 días	165 días	180 días
T1:Hma-comercial	21.42 \pm 7.76 a	24.58 \pm 9.02 a	30.10 \pm 11.81 a	36.75 \pm 17.70 a	47.45 \pm 25.62 a	54.46 \pm 30.54 a
T2.:Suelo nativo	28.93 \pm 3.11 a	34.14 \pm 5.07 a	40.23 \pm 7.11 a	47.27 \pm 8.97 a	55.51 \pm 10.14 a	66.68 \pm 11.99 a
T3:Control	27.43 \pm 27.43 a	37.07 \pm 6.59 a	41.88 \pm 5.7 a	50.72 \pm 5.12 a	57.59 \pm 7.46 a	67.40 \pm 9.48 a
T4:Suelo nativo estéril	30.16 \pm 4.48 a	37.40 \pm 5.14 a	44.08 \pm 4.47 a	51.55 \pm 5.59 a	60.55 \pm 5.7 a	70.47 \pm 9.51 a

B-2. Valores promedio de diámetro (mm) de *Weinmannia fagaroides* de plántulas, con cuatro tipos de enmiendas T1: HMA comercial, T2: Suelo nativo, T3: Control: T4: Suelo nativo estéril., en condiciones de invernadero, \pm representa la desviación estándar, letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p \leq 0,05$)

Diámetro (mm)						
Tratamientos	15 días	30 días	45 días	60 días	75 días	90 días
T1:Hma-comercial	0.46 \pm 0.037 ab	0.46 \pm 0.014 ab	0.51 \pm 0.031 b	0.53 \pm 0.025 ab	0.53 \pm 0.018 a	0.61 \pm 0.059 a
T2.:Suelo nativo	0.46 \pm 0.008 a	0.48 \pm 0.011 a	0.50 \pm 0.014 b	0.56 \pm 0.009 b	0.60 \pm 0.016 b	0.65 \pm 0.015 a
T3:Control	0.43 \pm 0.016 ab	0.44 \pm 0.016 ab	0.45 \pm 0.016 a	0.49 \pm 0.018 a	0.53 \pm 0.025 a	0.64 \pm 0.042 a
T4:Suelo nativo estéril	0.41 \pm 0.018 b	0.43 \pm 0.024 b	0.48 \pm 0.022 ab	0.51 \pm 0.022 ab	0.56 \pm 0.015 ab	0.66 \pm 0.027 a
Tratamientos	105 días	120 días	135 días	150 días	165 días	180 días
T1:Hma-comercial	0.72 \pm 0.10 a	0.74 \pm 0.12 a	0.82 \pm 0.16 a	0.94 \pm 0.26 a	1.01 \pm 0.32 a	1.02 \pm 0.33 a
T2.:Suelo nativo	0.76 \pm 0.05 a	0.83 \pm 0.073 a	0.92 \pm 0.057 a	1 \pm 0.12 a	1.04 \pm 0.11 a	1.13 \pm 0.11 a
T3:Control	0.79 \pm 0.06 a	0.83 \pm 0.07 a	0.95 \pm 0.098 a	1.03 \pm 0.11 a	1.13 \pm 0.15 a	1.20 \pm 0.19 a
T4:Suelo nativo estéril	0.75 \pm 0.057 a	0.80 \pm 0.050 a	0.93 \pm 0.059 a	1.01 \pm 0.09 a	1.12 \pm 0.10 a	1.17 \pm 0.10 a

C. Descripción taxonómica de la riqueza de las especies hongos y bacterias identificadas

C-1. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Proteobacteria, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Proteobacteria	Alphaproteobacteria	Caulobacterales	Caulobacteraceae	Phenylobacterium	<i>Phenylobacterium koreense</i>
		Rhodospirillales	Acetobacteraceae	Rhodopila	<i>Rhodopila globiformis</i>
				Acidibrevibacterium	<i>Acidibrevibacterium fodinaquatile</i>
				Rhodovastum	<i>Rhodovastum atsumiense</i>
			Azospirillaceae	Azospirillum	<i>Azospirillum agricola</i>
				Skermanella	<i>Skermanella mucosa</i>
			Rhodospirillaceae	Aliidongia	<i>Aliidongia dinghuensis</i>
				Lacibacterium	<i>Lacibacterium aquatile</i>
				Elstera	<i>Elstera cyanobacteriorum</i>
				Dongia	<i>Dongia mobilis</i>
			Stellaceae	Stella	<i>Stella humosa</i>
		Hyphomicrobiales	Aurantimonadaceae	Aurantimonas	<i>Aurantimonas aggregata</i>
			Beijerinckiaceae	Methylocapsa	<i>Methylocapsa palsarum</i>
				Rhodoblastus	<i>Rhodoblastus acidophilus</i>
				Methylocella	<i>Methylocella silvestris</i>
			Bradyrhizobiaceae	Bradyrhizobium	<i>Bradyrhizobium valentinum</i>

			Devosiaceae	Devosia	<i>Devosia mishustinii</i>
			Hyphomicrobiaceae	Pedomicrobium	<i>Pedomicrobium australicum</i>
				Methyloceanibacter	<i>Methyloceanibacter caenitepidi</i>
				Rhodomicrobium	<i>Rhodomicrobium lacus</i>
				Rhodoplanes	<i>Rhodoplanes piscinae</i>
					<i>Rhodoplanes roseus</i>
					<i>Rhodoplanes oryzae</i>
				Hyphomicrobium	<i>Hyphomicrobium denitrificans</i>
			Methylocystaceae	Methylopila	<i>Methylopila oligotropha</i>
			Phyllobacteriaceae	Mesorhizobium	<i>Mesorhizobium helmanticense</i>
					<i>Mesorhizobium thiogangeticum</i>
				Chelativorans	<i>Chelativorans composti</i>
			Pleomorphomonada ceae	Oharaeibacter	<i>Oharaeibacter diazotrophicus</i>
			Reyranellaceae	Reyranella	<i>Reyranella soli</i>
					<i>Reyranella graminifolii</i>
			Rhizobiaceae	Rhizobium	<i>Rhizobium mesosinicum</i>
					<i>Rhizobium rosettiformans</i>
			Roseiarcaceae	Roseiarcus	<i>Roseiarcus fermentans</i>
			Stappiaceae	Roseibium	<i>Roseibium alexandrii</i>

					<i>Roseibium album</i>
			Xanthobacteraceae	Labrys	<i>Labrys miyagiensis</i>
				Pseudolabrys	<i>Pseudolabrys taiwanensis</i>
				Pseudorhodoplanes	<i>Pseudorhodoplanes sinuspersici</i>
				Nordella	<i>Nordella oligomobilis</i>
		Burkholderiales	Comamonadaceae	Variovorax	<i>Variovorax soli</i>
		Micropepsales	Micropepsaceae	Rhizomicrobium	<i>Rhizomicrobium electricum</i>
		Micropepsales			<i>Rhizomicrobium palustre</i>
		Sphingomonadales	Sphingomonadaceae	Novosphingobium	<i>Novosphingobium arabidopsis</i>
	Betaproteobacteria	Burkholderiales	Oxalobacteraceae	Collimonas	<i>Collimonas pratensis</i>
				Massilia	<i>Massilia flava</i>
			Burkholderiaceae	Paraburkholderia	<i>Paraburkholderia xenovorans</i>
				Cupriavidus	<i>Cupriavidus oxalaticus</i>
		Nitrosomonadales	Sterolibacteriaceae	Methyloversatilis	<i>Methyloversatilis discipulorum</i>
			Nitrosomonadaceae	Nitrosospira	<i>Nitrosospira multiformis</i>
			Sterolibacteriaceae	Sulfurisoma	<i>Sulfurisoma sedimicola</i>
		Rhodocyclales	Rhodocyclaceae	Azospira	<i>Azospira oryzae</i>
			Zoogloeaceae	Azoarcus	<i>Azoarcus olearius</i>
	Deltaproteobacteria	Desulfuromonadales	Geobacteraceae	Geobacter	<i>Geobacter sulfurreducens</i>
				Citrifermentans	<i>Citrifermentans bremense</i>

				Geoalkalibacter	<i>Geoalkalibacter ferrihydriticus</i>
		Myxococcales	Archangiaceae	Vitiosangium	<i>Vitiosangium cumulatum</i>
			Kofleriaceae	Kofleria	<i>Kofleria flava</i>
			Labilithricaceae	Labilithrix	<i>Labilithrix luteola</i>
			Polyangiaceae	Byssovorax	<i>Byssovorax cruenta</i>
			Sandaracinaceae	Sandaracinus	<i>Sandaracinus amylolyticus</i>
				Minicystis	<i>Minicystis rosea</i>
			Kofleriaceae	Haliangium	<i>Haliangium tepidum</i>
			Myxococcaceae	Citreicoccus	<i>Citreicoccus inhibens</i>
			Polyangiaceae	Chondromyces	<i>Chondromyces apiculatus</i>
	Gamma	Cellvibrionales	Halieaceae	Parahaliea	<i>Parahaliea mediterranea</i>
	proteobacteria	Chromatiales	Ectothiorhodospiraceae	Ectothiorhodospira	<i>Ectothiorhodospira variabilis</i>
		Legionellales	Coxiellaceae	Coxiella	<i>Coxiella burnetii</i>
		Nevskiales	Steroidobacteraceae	Povalibacter	<i>Povalibacter uvarum</i>
				Steroidobacter	<i>Steroidobacter agariperforans</i>
					<i>Steroidobacter denitrificans</i>
					<i>Steroidobacter soli</i>
		Pseudomonadales	Marinobacteraceae	Marinobacter	<i>Marinobacter lutaoensis</i>
		Xanthomonadales	Rhodanobacteraceae	Dyella	<i>Dyella kyungheensis</i>
				Rudaea	<i>Rudaea cellulosilytica</i>

				Acidibacter	<i>Acidibacter ferrireducens</i>
	Oligoflexia	Bdellovibrionales	Bdellovibrionaceae	Bdellovibrio	<i>Bdellovibrio bacteriovorus</i>

C-2. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Bacteroidetes, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Bacteroidetes	Bacteroidia	Marinilabiales	Marinilabiaceae	Geofilum	<i>Geofilum rhodophaeum</i>
	Chitinophagia	Chitinophagales	Chitinophagaceae	Flavitalea	<i>Flavitalea populi</i>
				Flavipsychrobacter	<i>Flavipsychrobacter stenotrophus</i>
				Mucibacter	<i>Mucibacter soli</i>
				Panacibacter	<i>Panacibacter ginsenosidivorans</i>
				Nemorincola	<i>Nemorincola caseinilytica</i>
				Dinghuibacter	<i>Dinghuibacter silviterrae</i>
				Puia	<i>Puia dinghuensis</i>
				Flavitalea	<i>Flavitalea antarctica</i>
					<i>Flavitalea gansuensis</i>
				Terrimonas	<i>Terrimonas crocea</i>
	Cytophagia	Cytophagales	Fulvivirgaceae	Chryseolinea	<i>Chryseolinea soli</i>
				Chryseolinea	<i>Chryseolinea serpens</i>
			Hymenobacteraceae	Adhaeribacter	<i>Adhaeribacter aerophilus</i>
			Cytophagaceae	Sporocytophaga	<i>Sporocytophaga myxococcoides</i>
	Flavobacteriia	Flavobacteriales	Flavobacteriaceae	Flavobacterium	<i>Flavobacterium xanthum</i>
	Sphingobacteriia	Sphingobacteriales	Sphingobacteriaceae	Mucilaginibacter	<i>Mucilaginibacter craterilacus</i>
					<i>Mucilaginibacter hankyongensis</i>
					<i>Mucilaginibacter terrigena</i>

C-3. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Actinobacteria, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Actinobacteria	Acidimicrobiia	Acidimicrobiales	Acidimicrobiaceae	Aciditerrimonas	<i>Aciditerrimonas ferrireducens</i>
			lamiaceae	Rhabdothermincola	<i>Rhabdothermincola sediminis</i>
			Ilumatobacteraceae	Ilumatobacter	<i>Ilumatobacter fluminis</i>
			Acidimicrobiaceae	Acidiferrimicrobium	<i>Acidiferrimicrobium australe</i>
		Corynebacteriales	Mycobacteriaceae	Mycobacterium	<i>Mycobacterium interjectum</i>
					<i>Mycobacterium branderi</i>
					<i>Mycobacterium conspicuum</i>
		Streptosporangiales	Thermomonosporaceae	Actinocorallia	<i>Actinocorallia aurantiaca</i>
				Actinomadura	<i>Actinomadura algeriensis</i>
				Thermomonospora	<i>Thermomonospora umbrina</i>
				Actinomadura	<i>Actinomadura gamaensis</i>
				Actinoallomurus	<i>Actinoallomurus spadix</i>
		Micromonosporales	Micromonosporaceae	Asanoa	<i>Asanoa endophytica</i>
		Streptomycetales	Streptomycetaceae	Streptacidiphilus	<i>Streptacidiphilus torunensis</i>
			Streptomycetaceae	Streptomyces	<i>Streptomyces kalpinensis</i>
		Pseudonocardiales	Pseudonocardiaceae	Actinophytocola	<i>Actinophytocola burenkhanensis</i>
	Rubrobacteria	Gaiellales	Gaiellaceae	Gaiella	<i>Gaiella occulta</i>
	Thermoleophilia	Solirubrobacterales	Solirubrobacteraceae	Solirubrobacter	<i>Solirubrobacter phytolaccae</i>

C-4. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Planctomycetes, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Planctomycetes	Phycisphaerae	Tepidisphaerales	Tepidisphaeraceae	Tepidisphaera	<i>Tepidisphaera mucosa</i>
	Planctomycetia	Isosphaerales	Isosphaeraceae	Aquisphaera	<i>Aquisphaera giovannonii</i>
		Pirellulales	Lacipirellulaceae	Pirellulimonas	<i>Pirellulimonas nuda</i>
		Gemmatales	Gemmataceae	Limnoglobus	<i>Limnoglobus roseus</i>
				Zavarzinella	<i>Zavarzinella formosa</i>
				Fimbrioglobus	<i>Fimbrioglobus ruber</i>
		Planctomycetales	Planctomycetaceae	Symmachiella	<i>Symmachiella macrocystis</i>
		Isosphaerales	Isosphaeraceae	Tundrisphaera	<i>Tundrisphaera lichenicola</i>
				Singulisphaera	<i>Singulisphaera rosea</i>
		Pirellulales	Lacipirellulaceae	Adhaeritor	<i>Adhaeritor mobilis</i>
		Gemmatales	Gemmataceae	Urbifossiella	<i>Urbifossiella limnaea</i>
				Gemmata	<i>Gemmata massiliana</i>
			Thermoguttaceae	Thermostilla	<i>Thermostilla marina</i>
			Pirellulaceae	Anatilmnocola	<i>Anatilmnocola aggregata</i>
			Thermoguttaceae	Thermogutta	<i>Thermogutta terrifontis</i>
		Planctomycetales	Planctomycetaceae	Polystyrenella	<i>Polystyrenella longa</i>

C-5. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Acidobacteria sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Acidobacteria	Acidobacteriia	Acidobacteriales	Acidobacteriaceae	Acidobacterium	<i>Acidobacterium ailaui</i>
				Edaphobacter	<i>Edaphobacter lichenicola</i>
				Terracidiphilus	<i>Terracidiphilus gabretensis</i>
				Acidipila	<i>Acidipila rosea</i>
				Terriglobus	<i>Terriglobus albidus</i>
				Occallatibacter	<i>Occallatibacter riparius</i>
				Occallatibacter	<i>Occallatibacter savannae</i>
				Granulicella	<i>Granulicella mallensis</i>
				Granulicella	<i>Granulicella sapmiensis</i>
				Edaphobacter	<i>Edaphobacter aggregans</i>
				Acidicapsa	<i>Acidicapsa ferrireducens</i>
		Bryobacterales	Bryobacteraceae	Paludibaculum	<i>Paludibaculum fermentans</i>
	Vicinamibacteria	No identificado	Vicinamibacteraceae	Vicinamibacter	<i>Vicinamibacter silvestris</i>

C-6. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Firmicutes, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Firmicutes	Bacilli	Bacillales	Bacillaceae	Niallia	<i>Niallia circulans</i>
				Lysinibacillus	<i>Lysinibacillus contaminans</i>
			Bacillaceae	Psychrobacillus	<i>Psychrobacillus soli</i>
				Neobacillus	<i>Neobacillus thermocopriae</i>
			Planococcaceae	Viridibacillus	<i>Viridibacillus arvi</i>
				Ureibacillus	<i>Ureibacillus massiliensis</i>
			Paenibacillaceae	Paenibacillus	<i>Paenibacillus endophyticus</i>
	Clostridia	Thermoanaerobacterales	Thermoanaerobacteraceae	Gelria	<i>Gelria glutamica</i>
		Eubacteriales	Eubacteriaceae	Intestinibacillus	<i>Intestinibacillus massiliensis</i>
	Erysipelotrichia	Erysipelotrichales	Turicibacteraceae	Turicibacter	<i>Turicibacter sanguinis</i>

C-7. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Chloroflexi, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Chloroflexi	Dehalococcoidia			Dehalogenimonas	<i>Dehalogenimonas alkenigignens</i>
	Ktedonobacteria	Ktedonobacterales	Dictyobacteraceae	Dictyobacter	<i>Dictyobacter arantisoli</i>
			Reticulibacteraceae	Reticulibacter	<i>Reticulibacter mediterranei</i>
			Thermosporotrichaceae	Thermosporothrix	<i>Thermosporothrix narukonensis</i>
			Dictyobacteraceae	Dictyobacter	<i>Dictyobacter formicarum</i>
					<i>Dictyobacter aurantiacus</i>
			Ktedonobacteraceae	Ktedonobacter	<i>Ktedonobacter robiniae</i>
					<i>Ktedonobacter racemifer</i>

C-8. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Verrucomicrobia, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Verrucomicrobia	Spartobacteria	Chthoniobacterales	Chthoniobacteraceae	Chthoniobacter	<i>Chthoniobacter flavus</i>
	Verrucomicrobiae	Verrucomicrobiales	Verrucomicrobia subdivision 3	Limisphaera	<i>Limisphaera ngatamarikiensis</i>
	Terrimicrobia	Terrimicrobiales	Terrimicrobiaceae	Terrimicrobium	<i>Terrimicrobium sacchariphilum</i>

C-9. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Chlamydiae, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Chlamydiae	Chlamydiia	Parachlamydiales	Simkaniaceae	Simkania	<i>Simkania negevensis</i>
			Parachlamydiaceae	Neochlamydia	<i>Neochlamydia hartmannellae</i>

C-10. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Gemmatimonadetes, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Gemmatimonadetes	Gemmatimonadetes	Gemmatimonadales	Gemmatimonadaceae	Gemmatirosa	<i>Gemmatirosa kalamazoonesis</i>
				Roseisolibacter	<i>Roseisolibacter agri</i>

C-11. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Cyanobacteria, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Cyanobacteria	No identificado	Nostocales	Symphonemataceae	Loriellopsis	<i>Loriellopsis cavernicola</i>
	No identificado	Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	Aerosakkonema	<i>Aerosakkonema funiforme</i>

C-12. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Ascomycota, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Ascomycota	Dothideomycetes	Capnodiales	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Cladosporiaceae	Cladosporium	<i>No Identificado</i>
			Capnodiaceae	Antennariella	<i>Antennariella placitae</i>
			Capnodiales fam Incertae sedis	Pseudoramichloridium	<i>Pseudoramichloridium henryi</i>
		Dothideales	Aureobasidiaceae	Aureobasidium	<i>No Identificado</i>
		Pleosporales	Pleomassariaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Pleosporaceae	Hendersonia	<i>No Identificado</i>
			Cucurbitariaceae	Pyrenochaetopsis	<i>Pyrenochaetopsis pratorum</i>
			Leptosphaeriaceae	Neophaeosphaeria	<i>No Identificado</i>
			Didymellaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Cucurbitariaceae	Pyrenochaetopsis	<i>Pyrenochaetopsis leptospora</i>
			Lophiotremataceae	Atrocalyx	<i>Atrocalyx krabiensis</i>
			Didymosphaeriaceae	Paraphaeosphaeria	<i>No Identificado</i>
			Thyridariaceae	Parathyridaria	<i>No Identificado</i>

			Sporormiaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Phaeosphaeriaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Didymellaceae	Neoascochyta	<i>No Identificado</i>
			Biatriosporaceae	Biatriospora	<i>No Identificado</i>
		Venturiales	Venturiaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Sympoventuriaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
	Eurotiomycetes	Chaetothyriales	Herpotrichiellaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
				Exophiala	<i>No Identificado</i>
				Capronia	<i>Capronia fungicola</i>
				Cladophialophora	<i>No Identificado</i>
				Minimelanolocus	<i>No Identificado</i>
				Veronaea	<i>No Identificado</i>
				Capronia	<i>No Identificado</i>
			Chaetothyriaceae	Camptophora	<i>No Identificado</i>
		Eurotiales	Aspergillaceae	Penicillium	<i>Penicillium melinii</i>
					<i>Penicillium simplicissimum</i>
					<i>Penicillium herquei</i>

					<i>Penicillium buchwaldii</i>
					<i>Penicillium riverlandense</i>
					<i>Penicillium atosanguineum</i>
				Aspergillus	<i>Aspergillus terreus</i>
			Trichocomaceae	Talaromyces	<i>No Identificado</i>
				Sagenomella	<i>No Identificado</i>
				Talaromyces	<i>Talaromyces diversus</i>
		Onygenales	Onygenaceae	Auxarthron	<i>No Identificado</i>
			Onygenales fam Incertae sedis	Malbranchea	<i>Malbranchea cinnamomea</i>
			Nannizziopsiaceae	Paranannizziopsis	<i>No Identificado</i>
			Arthrodermataceae	Guarromyces	<i>Guarromyces ceretanicus</i>
			Gymnoascaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
	Geoglossomycetes	Geoglossales	Geoglossaceae	Geoglossum	<i>Geoglossum fallax</i>
					<i>Geoglossum umbratile</i>
				Hemileucoglossum	<i>No Identificado</i>
	Lecanoromycetes	Lecanorales	Ramalinaceae	Bacidina	<i>Bacidina arnoldiana</i>
	Leotiomyces	Helotiales	Helotiales fam Incertae sedis	Leohumicola	<i>No Identificado</i>

				Oculimacula	<i>Oculimacula yallundae</i>
				Cadophora	<i>No Identificado</i>
				Leptodontidium	<i>No Identificado</i>
				Leohumicola	<i>No Identificado</i>
			Myxotrichaceae	Oidiodendron	<i>Oidiodendron myxotrichoides</i>
			Dermateaceae	Mollisia	<i>No Identificado</i>
				Pezicula	<i>Pezicula frangulae</i>
			Myxotrichaceae	Oidiodendron	<i>No Identificado</i>
			Hyaloscyphaceae	Pseudaegerita	<i>No Identificado</i>
			Sclerotiniaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Helotiaceae	Meliniomyces	<i>No Identificado</i>
			Leotiaceae	Neobulgaria	<i>Neobulgaria pura</i>
		Thelebolales	Pseudeurotiaceae	Geomyces	<i>No Identificado</i>
	Orbiliomycetes	Orbiliales	Orbiliaceae	Dactylella	<i>No Identificado</i>
	Pezizomycetes	Pezizales	Pyronemataceae	Paurocotylis	<i>Paurocotylis pila</i>
				Scutellinia	<i>No Identificado</i>
			Sarcosomataceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
	Saccharomycetes	Saccharomycetales	Saccharomycetales fam Incertae sedis	Nadsonia	<i>No Identificado</i>
			Lipomycetaceae	Lipomyces	<i>Lipomyces starkeyi</i>
					<i>Lipomyces lipofer</i>
			Saccharomycetales fam Incertae sedis	Candida	<i>Candida tropicalis</i>
	Sordariomycetes	Boliniales	Boliniales fam Incertae sedis	Junewangia	<i>No Identificado</i>

		Chaetosphaeriales	Chaetosphaeriaceae	Pseudolachnea	<i>Pseudolachnea fraxini</i>
				Chaetosphaeria	No Identificado
		Coniochaetales	Coniochaetaceae	Coniochaeta	<i>Coniochaeta acaciae</i>
					<i>Coniochaeta ellipsoidea</i>
		Conioscyphales	Conioscyphaceae	Conioscypha	No Identificado
		Diaporthales	Diaporthaceae	Diaporthe	No Identificado
			Valsaceae	No Identificado	No Identificado
			Schizoparmaceae	Coniella	No Identificado
		Glomerellales	Plectosphaerellaceae	Plectosphaerella	No Identificado
		Hypocreales	Nectriaceae	Ilyonectria	<i>Ilyonectria liriodendri</i>
			Bionectriaceae	Clonostachys	No Identificado
				Nectriopsis	No Identificado
			Hypocreaceae	Trichoderma	<i>Trichoderma viride</i>
				Trichoderma	<i>Trichoderma spirale</i>
				Trichoderma	<i>Trichoderma asperellum</i>
				Trichoderma	<i>Trichoderma deliquescens</i>
				Hypomyces	No Identificado
			Ophiocordycipitaceae	Tolypocladium	<i>Tolypocladium album</i>

					<i>Tolypocladium album</i>
			Clavicipitaceae	Claviceps	<i>No Identificado</i>
				Pochonia	<i>No Identificado</i>
				Metapochonia	<i>Metapochonia bulbillosa</i>
				Metarhizium	<i>Metarhizium anisopliae</i>
			Nectriaceae	Fusicolla	<i>No Identificado</i>
				Volutella	<i>Volutella ciliata</i>
				Fusarium	<i>No Identificado</i>
				Thelonectria	<i>Thelonectria discophora</i>
				Nectria	<i>No Identificado</i>
				Cylindrocladiella	<i>Cylindrocladiella stellenboschensis</i>
			Cordycipitaceae	Beauveria	<i>Polycephalomyces formosus</i>
			Cordycipitaceae	Cordyceps	<i>Cordyceps polyarthra</i>
			Ophiocordycipitaceae	Polycephalomyces	<i>No Identificado</i>
				Drechmeria	<i>No Identificado</i>
				Tolypocladium	<i>Polycephalomyces agaricus</i>
				Polycephalomyces	<i>No Identificado</i>
				Harposporium	<i>Harposporium helicoides</i>
				Tolypocladium	<i>No Identificado</i>

				Hirsutella	<i>No Identificado</i>
			Stachybotryaceae	Stachybotrys	<i>No Identificado</i>
			Hypocreales fam Incertae sedis	Acremonium	<i>No Identificado</i>
			Stachybotryaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
		Magnaporthales	Magnaporthaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
		Microascales	Microascaceae	Microascus	<i>Microascus brevicaulis</i>
		Myrmecridiales	Myrmecridiales fam Incertae sedis	Atractospora	<i>Atractospora reticulata</i>
		Ophiostomatales	Ophiostomataceae	Sporothrix	<i>No Identificado</i>
		Savoryellales	Savoryellaceae	Ascotaiwania	<i>Ascotaiwania lignicola</i>
		Sordariales	Sordariaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Chaetomiaceae	Chaetomium	<i>No Identificado</i>
				Subramaniula	<i>No Identificado</i>
			Lasiosphaeriaceae	Podospora	<i>No Identificado</i>
				Cercophora	<i>Cercophora thailandica</i>
			Helminthosphaeriaceae	Spadicoides	<i>No Identificado</i>
		Xylariales	Xylariaceae	Virgaria	<i>No Identificado</i>
				Nemania	<i>No Identificado</i>
				Xylaria	<i>Xylaria fissilis</i>
			Xylariales fam Incertae sedis	Subulispora	<i>No Identificado</i>
			Sporocadaceae	Pestalotiopsis	<i>No Identificado</i>
			Microdochiaceae	Microdochium	<i>No Identificado</i>

C-13. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Basidiomycota, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Basidiomycota	Agaricomycetes	Agricales	Agaricaceae	Cystolepiota	<i>No Identificado</i>
				Leucoagaricus	<i>No Identificado</i>
				Lepiota	<i>No Identificado</i>
				Agaricus	<i>No Identificado</i>
			Clavariaceae	Clavulinopsis	<i>Clavulinopsis helvola</i>
				Clavaria	<i>No Identificado</i>
				Ramariopsis	<i>Ramariopsis crocea</i>
				Clavulinopsis	<i>Clavulinopsis laeticolor</i>
			Cyphellaceae	Henningsomyces	<i>Henningsomyces candidus</i>
				Entoloma	<i>Entoloma poliopus</i>
					<i>Entoloma dysthales</i>
			Hygrophoraceae	Hygrocybe	<i>No Identificado</i>
				Cuphophyllus	<i>No Identificado</i>
				Hygrocybe	<i>Hygrocybe conica</i>
			Lycoperdaceae	Bovista	<i>No Identificado</i>
			Lyophyllaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Pluteaceae	Volvariella	<i>Volvariella pusilla</i>
			Psathyrellaceae	Coprinopsis	<i>No Identificado</i>
				Psathyrella	<i>No Identificado</i>
				Coprinopsis	<i>Coprinopsis urticicola</i>
					<i>Coprinellus micaceus</i>

					<i>Coprinopsis echinospora</i>
					<i>Coprinellus micaceus</i>
				Coprinellus	No Identificado
			Pterulaceae	Pterula	No Identificado
			Stephanosporaceae	Stephanospora	<i>Stephanospora occidentiaustralis</i>
			Strophariaceae	Psilocybe	No Identificado
				Galerina	No Identificado
				Deconica	No Identificado
				Pholiota	No Identificado
				Hypholoma	No Identificado
			Tricholomataceae	Mycena	No Identificado
				Dermoloma	<i>Dermoloma cuneifolium</i>
				Delicatula	No Identificado
				Mycena	<i>Mycena pura</i>
		Atheliales	Atheliaceae	Byssocorticium	No Identificado
		Auriculariales	Hyaloriaceae	Myxarium	No Identificado
		Boletales	Suillaceae	Suillus	No Identificado
			Hygrophoropsidaceae	Hygrophoropsis	No Identificado
			Gyrodontaceae	Gyrodon	No Identificado
		Cantharellales	Cantharellales fam Incertae sedis	Sistotrema	No Identificado
				Minimedusa	<i>Minimedusa polyspora</i>

			Ceratobasidiaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Clavulinaceae	Clavulina	<i>No Identificado</i>
		Corticiales	Corticaceae	Corticium	<i>No Identificado</i>
			Vuilleminiaceae	Vuilleminia	<i>No Identificado</i>
		Hymenochaetales	Hymenochaetaceae	Fomitiporia	<i>No Identificado</i>
			Schizoporaceae	Hyphodontia	<i>Hyphodontia arguta</i>
				Xylodon	<i>Xylodon hyphodontinus</i>
		Polyporales	Ganodermataceae	Ganoderma	<i>No Identificado</i>
			Hyphodermataceae	Hyphoderma	<i>Hyphoderma cremeoalbum</i>
			Irpicaceae	Ceriporia	<i>Ceriporia reticulata</i>
			Meripilaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Meruliaceae	Phlebia	<i>Phlebia acanthocystis</i>
			Phanerochaetaceae	Bjerkandera	<i>No Identificado</i>
			Podoscyphaceae	Hypochnicium	<i>No Identificado</i>
			Steccherinaceae	Steccherinum	<i>Steccherinum ochraceum</i>
		Russulales	Russulaceae	Russula	<i>No Identificado</i>

			Peniophoraceae	Peniophora	<i>Peniophora versiformis</i>
		Sebacinales	Sebacinaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
			Serendipitaceae	Serendipita	<i>No Identificado</i>
		Thelephorales	Thelephoraceae	Tomentella	<i>No Identificado</i>
		Trechisporales	Hydnodontaceae	Trechispora	<i>Trechispora cyatheae</i>
					<i>Trechispora stevensonii</i>
					<i>Trechispora nivea</i>
					<i>Trechispora invisitata</i>
	Cystobasidiomycetes	Cystobasidiales	Cystobasidiaceae	Cystobasidium	<i>No Identificado</i>
	GS27	GS27	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
	Microbotryomycetes	Leucosporidiales	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
		Microbotryomycetes ord Incertae sedis	Chrysozymaceae	Udeniozyma	<i>Udeniozyma ferulica</i>
				Chrysozyma	<i>No Identificado</i>
				Slooffia	<i>Slooffia cresolica</i>
		Sporidiobolales	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
	Tremellomycetes	Cystofilobasidiales	Mrakiaceae	Mrakia	<i>No Identificado</i>
		Filobasidiales	Piskurozymaceae	Solicoccozyma	<i>No Identificado</i>

		Holtermanniales	Holtermanniales fam Incertae sedis	Holtermanniella	<i>Holtermanniella takashimae</i>
		Tremellales	Tremellaceae	Cryptococcus	<i>No Identificado</i>
			Bulleraceae	Bullera	<i>No Identificado</i>
		Trichosporonales	Trichosporonaceae	Apiotrichum	<i>No Identificado</i>
				Cutaneotrichosporon	<i>No Identificado</i>

C-14. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Mortierellomycota, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especies
Mortierellomycota	Mortierellomycetes	Mortierellales	Mortierellaceae	Mortierella	<i>Mortierella parvispora</i>
					<i>Mortierella biramosa</i>
					<i>Mortierella amoeboidea</i>
					<i>Mortierella globulifera</i>
					<i>Mortierella sarnyensis</i>
					<i>Mortierella fimbricystis</i>

C-15. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Glomeromycota, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Glomeromycota	Archaeosporomycetes	Archaeosporales	Archaeosporaceae	No Identificado	<i>No Identificado</i>
	Glomeromycetes	Diversisporales	Acaulosporaceae	Acaulospora	<i>Acaulospora brasiliensis</i>
		Glomerales	Claroideoglomeraceae	Claroideoglopus	<i>No Identificado</i>
			Glomeraceae	Glomus	<i>No Identificado</i>

C-16. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Mucoromycota, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especies
Mucoromycota	Endogonomycetes	Endogonales	Endogonaceae	Endogone	<i>Endogone lactiflua</i>
		GS21	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
		GS22	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
	Mucoromycetes	Mucorales	Mucoraceae	Mucor	<i>No Identificado</i>
			Cunninghamellaceae	Absidia	<i>No Identificado</i>
	Umbelopsidomycetes	Umbelopsidales	Umbelopsidaceae	Umbelopsis	<i>No Identificado</i>

C-17. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Chytridiomycota, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
Chytridiomycota	Rhizophyidiomycetes	Rhizophydiales	Alphamycetaceae	Betamyces	<i>No identificado</i>

C-18. Descripción completa de la riqueza de especies de acuerdo al filo Rozellomycota, sus clases, orden, familia, género

Filo	Clase	Orden	Familia	Género	Especies
Rozellomycota	Rozellomycotina cls Incertae sedis	Branch03	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
		GS05	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>
		GS11	No Identificado	No Identificado	<i>No Identificado</i>