



**UTMACH**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**CARRERA DE AGRONOMÍA**

**EVALUACIÓN DE LOS EFECTOS DE LA APLICACIÓN DE HERBICIDAS  
EN EL CULTIVO DE BANANO SOBRE EL MICROBIOTA DEL SUELO.**

**LEON BARRETO ANAHIS VALERIA  
INGENIERA AGRONOMA**

**AGUILAR ESPINOZA JHOSTYN MARCELO  
INGENIERO AGRONOMO**

**MACHALA  
2024**



**UTMACH**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**CARRERA DE AGRONOMÍA**

**EVALUACIÓN DE LOS EFECTOS DE LA APLICACIÓN DE  
HERBICIDAS EN EL CULTIVO DE BANANO SOBRE EL  
MICROBIOTA DEL SUELO.**

**LEON BARRETO ANAHIS VALERIA  
INGENIERA AGRONOMA**

**AGUILAR ESPINOZA JHOSTYN MARCELO  
INGENIERO AGRONOMO**

**MACHALA  
2024**



**UTMACH**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**CARRERA DE AGRONOMÍA**

**TRABAJOS EXPERIMENTALES**

**EVALUACIÓN DE LOS EFECTOS DE LA APLICACIÓN DE  
HERBICIDAS EN EL CULTIVO DE BANANO SOBRE EL  
MICROBIOTA DEL SUELO.**

**LEON BARRETO ANAHIS VALERIA  
INGENIERA AGRONOMA**

**AGUILAR ESPINOZA JHOSTYN MARCELO  
INGENIERO AGRONOMO**

**QUEVEDO GUERRERO JOSE NICASIO**

**MACHALA  
2024**

# Evaluación de los efectos de la aplicación de herbicidas en el cultivo de banano sobre el microbiota del suelo



**Nombre del documento:** Evaluación de los efectos de la aplicación de herbicidas en el cultivo de banano sobre el microbiota del suelo.docx  
**ID del documento:** d5e401914276078bd60728a7876ba6a3e88c3415  
**Tamaño del documento original:** 28,57 MB  
**Autores:** []

**Depositante:** JOSE NICASIO QUEVEDO GUERRERO  
**Fecha de depósito:** 17/2/2025  
**Tipo de carga:** interface  
**fecha de fin de análisis:** 17/2/2025

**Número de palabras:** 9735  
**Número de caracteres:** 65.161

Ubicación de las similitudes en el documento:



## Fuentes principales detectadas

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	<a href="https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1976_13.pdf">www.mapa.gob.es</a> https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1976_13.pdf	1%		Palabras idénticas: 1% (121 palabras)
2	<a href="https://www.promusa.org/Manejo%20de%20malezas">www.promusa.org   Manejo de malezas   Improving the understanding of banana</a> https://www.promusa.org/Manejo de malezas 1 fuente similar	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (106 palabras)
3	<a href="https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/40773310-2cfc-4953-9ac7-50992d24e1...">bdigital.zamorano.edu</a> https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/40773310-2cfc-4953-9ac7-50992d24e1...	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (42 palabras)
4	<a href="https://programacionpro.com/analisis-de-datos-anova-todo-lo-que-necesitas-saber/">programacionpro.com   Análisis de Datos ANOVA: Todo lo que Necesitas Saber - Pr...</a> https://programacionpro.com/analisis-de-datos-anova-todo-lo-que-necesitas-saber/	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (23 palabras)
5	<b>Documento de otro usuario</b> #c2c926 El documento proviene de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (26 palabras)

## Fuentes con similitudes fortuitas

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	<a href="https://portal.amelica.org/ameli/journal/230/2302679004/">portal.amelica.org   Identificación morfológica y molecular de especies autóctonas t...</a> https://portal.amelica.org/ameli/journal/230/2302679004/	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (12 palabras)
2	<a href="https://revistabionatura.com/files/2023.08.03.17.pdf">revistabionatura.com</a> https://revistabionatura.com/files/2023.08.03.17.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (11 palabras)
3	<b>Documento de otro usuario</b> #4826ab El documento proviene de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (10 palabras)
4	<a href="https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/28759/1/UPS-GT005608.pdf">dspace.ups.edu.ec</a> https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/28759/1/UPS-GT005608.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (10 palabras)

## **CLÁUSULA DE GESTIÓN DE DERECHO DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO DIGITAL INSTITUCIONAL**

Los que escriben, LEON BARRETO ANAHIS VALERIA Y AGUILAR ESPINOZA JHOSTYN MARCELO, en calidad de los autores del siguiente trabajo escrito titulado Efecto de la aplicación de herbicida en el cultivo de banano sobre el microbiota del suelo, EN EL CANTON MACHALA, otorga a la Universidad Técnica de Machala, de forma gratuita y no exclusiva, los derechos de reproducción, distribución y comunicación pública de la obra, que constituye un trabajo de autoría propia, sobre la cual tiene potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

Los autores declaran el contenido que se publicara es de carácter académico y se enmarca en las disposiciones definidas por la Universidad Técnica de Machala.

Se autoriza a transformar la obra, únicamente cuando sea necesario, y a realizar las adaptaciones pertinentes para permitir su perseverancia, distribución y publicación en el repositorio Digital Institucional de la Universidad Técnica de Machala.

Los autores como garantes de la autoría de la obra y en relación a la misma, declaran que la Universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros de manera exclusiva.

Aceptando esta licencia, se cede a la Universidad Técnica de Machala el derecho exclusivo de archivar, reproducir, convertir, comunicar y/o distribuir la obra mundialmente en formato electrónico y digital a través de su repositorio Digital Institucional, siempre y cuando no se haga para obtener beneficio económico.



---

**LEON BARRETO ANAHIS VALERIA**  
0750056699



---

**AGUILAR ESPINOZA JHOSTYN MARCELO**  
0706163086

## 1.INTRODUCCIÓN

El control de malezas es particularmente importante en los primeros meses después de la siembra, cuando las plantas de banano son pequeñas y hay poca sombra en el sistema de producción. En las plantaciones comerciales en las que las plantas de banano se cultivan en el suelo desnudo, sembrar un cultivo de cobertura puede reducir el uso de herbicidas. El uso de herbicidas para controlar las malezas se remonta a la década de los 70. Los herbicidas, además de ser tóxicos, permanecen en el suelo. Si se usan descontroladamente, pueden causar erosión en el suelo, pérdida de materia orgánica y reducción de la actividad biológica del suelo(Mahmud, 2016) .

El contacto permanente de estas sustancias químicas con hojas de banano en activa fotosíntesis de hijuelos de un metro de altura, puede tener efectos negativos sobre aspectos fenológicos de las plantas de banano. La penetración de herbicida tiene una estrecha relación con su concentración. A concentraciones altas, los herbicidas pueden causar problemas fisiológicos más rápidamente, perjudicando el nivel normal de absorción y translocación. Si se aplica una dosis muy alta, se puede dañar el cultivo actual o tener problemas de residualidad con el siguiente cultivo.(Mahmud, 2016).

La investigación busca comprender el impacto de estos productos químicos en los microorganismos benéficos del suelo, ya que su alteración podría afectar la salud del suelo, la productividad del cultivo y, en última instancia, la calidad de los productos cosechados.

### **Objetivo general:**

Evaluar los efectos de la aplicación de herbicidas en el cultivo de banano sobre el microbiota del suelo con el fin de comprender su impacto en la salud del mismo, la sostenibilidad del sistema agrícola y el rendimiento del cultivo.

### **Objetivos específicos:**

- Identificar las especies de microorganismos benéficos y fitopatógenos que se encuentra presentes en el suelo con cultivo de banano.
- Evaluar el impacto de los herbicidas en los microorganismos benéficos en el suelo con cultivo de banano.

- Determinar los cambios en la morfología de las esporas de hongos benéficos presentes en el suelo luego de la aplicación de herbicidas.

## **2. REVISION DE LITERATURA**

### **2.1. Origen del banano**

El banano es uno de los cultivos más relevantes a nivel mundial, tanto por su importancia económica como por sus características biológicas. Se trata de una planta herbácea monocotiledónea cuyo origen se ubica en el sudeste asiático. Desde allí, fue introducida en Europa y posteriormente en América. La mayoría de las variedades actuales derivan de las especies silvestres *Musa acuminata* Colla y *Musa balbisiana* Colla. Dentro de los subgrupos más comunes, definidos como conjuntos de cultivares originados a partir de mutaciones de un mismo genotipo, se encuentran Cavendish, Gros Michel, Williams y Grand Nain(Enciso, 2020).

### **2.2.Historia del cultivo de banano y su importancia económica en el Ecuador**

La producción y exportación bananera en Ecuador tuvo un impulso significativo durante el gobierno de Galo Plaza, en un contexto marcado por la influencia del modelo desarrollista. Según la teoría del economista y político estadounidense Walter Rostow, este modelo buscaba la modernización de los países del "Tercer Mundo" a través de la inyección de capital, la transferencia de tecnología y la promoción de inversiones productivas desde las economías centrales hacia la periferia. En este marco, la oportunidad comercial que surgió para Ecuador no solo fortaleció el mercado interno, sino que también facilitó la formación de capitales regionales. Actualmente, las provincias con mayor rendimiento en la producción de banano para exportación por hectárea son Los Ríos, Guayas y El Oro(León-Serrano et al., 2020).

Ecuador se posiciona como uno de los principales exportadores de banano a nivel mundial, destacándose por la alta calidad y la amplia disponibilidad de esta fruta. Su participación en el mercado internacional representa más del 30 % del total de exportaciones del sector. En términos de volumen, el banano es el segundo producto de exportación del país, siendo superado únicamente por el petróleo. Los principales destinos de las exportaciones bananeras ecuatorianas son la Unión Europea y los Estados Unidos.(Ortega & Fernando, 2019)

La exportación bananera constituye un pilar fundamental para la economía ecuatoriana, representando aproximadamente el 2 % del Producto Interno Bruto (PIB) total y alrededor

del 35 % del PIB agrícola. En 2013, las inversiones en la producción, la industria asociada y los procesos de exportación de esta fruta generaron empleo para más de un millón de familias ecuatorianas, beneficiando a más de 2,5 millones de personas en nueve provincias cuya economía depende en gran medida de esta industria.

Según datos del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG), Ecuador cuenta con aproximadamente 162.236 hectáreas dedicadas al cultivo de banano y 4.473 productores registrados. La producción se concentra principalmente en las provincias de El Oro, Guayas y Los Ríos, que reúnen el 41 %, 34 % y 16 % de los productores, respectivamente. En particular, El Oro alberga la mayor proporción de pequeños productores de banano (alrededor del 42 %), mientras que los grandes productores se ubican predominantemente en Guayas y Los Ríos(MPCEIP, 2017).

### 2.3. Clasificación Taxonómica del cultivo de banano

**Tabla 1:** Clasificación taxonómica del banano

<b>Reino:</b>	<i>Plantae</i>
<b>División:</b>	<i>Magnoliophyta</i>
<b>Clase:</b>	<i>Liliopsida</i>
<b>Orden:</b>	<i>Zingiberales</i>
<b>Familia:</b>	<i>Musaceae</i>
<b>Genero:</b>	<i>Musa</i>
<b>Especie:</b>	<i>Paradisiaca</i>
<b>Nombre Científico:</b>	<i>Musa x paradisiaca</i>

Fuente:(Gómez Calle, 2017)

### 2.4. Morfología del cultivo de banano

Las plantas de banano son herbáceas, monocotiledóneas y perennes, alcanzando alturas que varían entre los dos y los nueve metros. Su estructura se compone de un pseudotallo o falso tronco, el cual está formado por vainas foliares dispuestas de manera espiral y fuertemente superpuestas. En algunos casos, este pseudotallo puede presentar una apariencia leñosa. El verdadero tallo es rizomatoso, pudiendo desarrollarse de forma

superficial o subterránea, y da origen a hojas largas, simples y enteras, que pueden alcanzar hasta tres metros de longitud, aportando un alto valor ornamental.

Las flores se agrupan en grandes inflorescencias de tipo péndulo, con disposición en espiga o panícula. Pueden ser hermafroditas o unisexuales, siempre acompañadas de brácteas frecuentemente coloreadas. En la estructura floral, las flores femeninas se ubican en las primeras hileras, mientras que las masculinas se disponen en la parte superior. El fruto del banano se considera una falsa baya o cápsula.

Todas las especies del género *Musa* poseen la capacidad de reproducirse vegetativamente a través del rizoma, generando brotes clónicos que reemplazan a la planta madre tras su muerte posterior a la fructificación, asegurando así la continuidad genética.

En términos nutricionales, el banano destaca por su agradable aroma y sabor, así como por su alto contenido en minerales esenciales. Es una fuente rica en potasio y magnesio, fundamentales para la prevención de problemas musculares, además de aportar hierro, fósforo y zinc, contribuyendo a una alimentación equilibrada. (J. López & Pérez, 2011)

## **2.5. Herbicidas utilizados en banano**

El glufosinato de amonio es un herbicida de contacto no selectivo, caracterizado por su lenta absorción a través del follaje de las plantas. Su mecanismo de acción se basa en la inhibición de la enzima glutamina sintetasa, la cual es responsable de catalizar la síntesis del aminoácido glutamina, interfiriendo así en el metabolismo del nitrógeno y provocando la muerte de la maleza.

Para su aplicación, se recomienda realizar el tratamiento en etapa de post-emergencia de las malezas, respetando la dosis establecida. La dispersión del producto debe efectuarse mediante una bomba de palanca equipada con una boquilla de abanico de inundación y una campana protectora, garantizando una distribución homogénea y reduciendo el riesgo de deriva. (AFECOR, 2020)

El diurón es un herbicida sistémico de aplicación post-emergente, recomendado para el control selectivo de ciertas malezas de hojas anchas y ciperáceas. Además, posee actividad pre-emergente. Es absorbida por las hojas, brotes y raíces de las malezas, permitiendo su translocación hacia los órganos vegetativos subterráneos, como rizomas y tubérculos. Este mecanismo de acción interrumpe el crecimiento de la maleza, lo que eventualmente conduce a su muerte.

El compuesto 3-(3,4-diclorofenil)-1,1-dimetilurea (Diuron), Figura 2, es un herbicida derivado de la urea. Los efectos del tratamiento se manifiestan inicialmente a través del amarillamiento y la detención del crecimiento de las malezas, síntomas que comienzan a ser visibles aproximadamente siete días después de la aplicación. El control total de la maleza puede extenderse hasta 28 días, dependiendo de factores como el tamaño de la planta y la humedad del suelo (Gallay et al., 2007).

El glifosato es un herbicida de amplio espectro, no selectivo y de aplicación post-emergente, que ha sido utilizado como ingrediente activo en diversas formulaciones comerciales para el control de malezas desde la década de 1970. Su alta eficacia en la eliminación de una amplia variedad de especies vegetales no deseadas le ha valido la denominación de "herbicida de un siglo". En la actualidad, el glifosato es uno de los herbicidas más empleados en los sistemas agrícolas, desempeñando un papel clave en el manejo de malezas dentro de diversas prácticas de producción. (Hagner et al., 2019).

El glifosato posee la capacidad de translocarse desde los tejidos vegetales, como las raíces, hacia el suelo, donde su persistencia puede incrementarse entre dos y seis veces en suelos que contienen restos de plantas previamente tratadas con el herbicida. Una vez en el suelo, el glifosato puede movilizarse debido a su competencia con el fósforo, lo que podría representar una vía adicional de transferencia hacia especies vegetales no objetivo. Este proceso está altamente influenciado por las características edáficas, tales como el potencial de fijación de fósforo, el contenido de hierro disponible para las plantas, el pH del suelo y su capacidad de intercambio catiónico (N. J. López & Madrid, 2011).

## **2.6. Problemas causados por las malezas en el cultivo de banano y mecanismos de acción**

La presencia de maleza en los cultivos genera una reducción en la disponibilidad de nutrientes, lo que puede provocar diversos efectos adversos en el desarrollo de las plantas. Entre los principales impactos reportados se encuentran la disminución en la altura, el grosor del pseudotallo y el peso del racimo, así como la deficiencia de nitrógeno debido a la competencia por los recursos, evidenciada en el amarillamiento del follaje joven y un crecimiento lento con menor emisión de hijuelos. Asimismo, la interferencia de las malezas puede retrasar la floración, prolongar el ciclo del cultivo y reducir el rendimiento productivo.

Además de afectar el crecimiento y la productividad del cultivo, la presencia de maleza dificulta labores agrícolas esenciales, como la aplicación de fertilizantes, el desmache, el deshoje y la cosecha. Para mitigar estos efectos, se emplean dos estrategias principales de manejo: el control mecánico, que consiste en el uso de herramientas manuales o mecánicas para la eliminación de la maleza, y el control químico, el cual, debido a su eficacia, es el método más utilizado en las plantaciones bananeras(Quintero Pértuz & Carbonó DelaHoz, 2016).

## **2.7.Herbicidas en la agricultura**

El uso de herbicidas se ha duplicado en los últimos 30 años como estrategia para el control de malezas. Su origen se remonta a prácticas antiguas que han evolucionado desde el empleo de sustancias naturales hasta la síntesis de compuestos químicos modernos.

Antes del siglo XIX, las civilizaciones antiguas utilizaban diversos métodos para el manejo de malezas. Los egipcios, griegos y romanos implementaban la quema controlada para eliminar vegetación no deseada. En la antigua Roma, además, se empleaban soluciones salinas y vinagre para inhibir el crecimiento de malezas en caminos y cultivos. Otras estrategias incluían el arado y el deshierbe manual, que fueron durante siglos las principales herramientas agrícolas para este propósito.

El desarrollo de herbicidas químicos comenzó en el siglo XIX y se consolidó a principios del siglo XX con el avance de la ciencia. Entre 1850 y 1900, se experimentó con sales inorgánicas como el sulfato de cobre, el clorato de sodio y el arsenito de sodio, utilizadas para eliminar malezas en vías férreas y terrenos agrícolas.

El verdadero avance en el desarrollo de herbicidas ocurrió entre 1941 y 1945, durante y después de la Segunda Guerra Mundial. Investigaciones militares permitieron descubrir compuestos sintéticos capaces de inhibir el crecimiento de plantas. En este contexto, se desarrolló el 2,4-D (ácido 2,4-diclorofenoxiacético), el primer herbicida selectivo que eliminaba malezas de hoja ancha sin afectar cultivos de gramíneas como trigo, maíz y arroz. Durante la década de 1950, se introdujeron nuevos herbicidas como la atrazina, el paraquat y el diurón, mejorando el control de malezas en distintos cultivos.

En la década de 1960, la expansión y comercialización de herbicidas se intensificó con su creciente uso en la agricultura industrial. En 1970, se desarrolló el glifosato, que se convirtió en el herbicida más utilizado por su eficiencia y amplio espectro de acción.

En 1996, la introducción de cultivos transgénicos resistentes a herbicidas, como la soja, el maíz y el algodón, impulsó aún más el uso del glifosato. Sin embargo, el uso excesivo de herbicidas ha dado lugar a la aparición de malezas resistentes, lo que ha generado la necesidad de desarrollar nuevas estrategias de manejo sostenible para reducir su impacto ambiental(Caseley et al., 1996).

## **2.8.Definición y clasificación de herbicidas.**

Los herbicidas son productos diseñados para el control de malezas en diversos cultivos. Generalmente, están compuestos por una mezcla de sustancias, que incluyen principios activos, coadyuvantes y disolventes, entre otros. Para su aplicación, es fundamental considerar tanto las especies de malezas presentes en el cultivo como el mecanismo de acción de cada herbicida.

Las malezas se clasifican en dos grandes grupos según su ciclo de vida. Por un lado, las anuales y bianuales, que se reproducen exclusivamente por semilla y completan su ciclo en uno o dos años, respectivamente. Por otro lado, las perennes o vivaces, que poseen un sistema radicular altamente desarrollado, lo que les permite rebrotar y persistir en el suelo durante varios años(Alvarez, 1976).

Los herbicidas residuales son productos que se fijan en las capas superficiales del suelo, formando una barrera química que elimina las malezas poco después de su germinación. Su acción se lleva a cabo principalmente a través del sistema radicular de las malezas, mientras que su absorción foliar es mínima.

Para garantizar su eficacia, estos herbicidas deben incorporarse adecuadamente al suelo, por lo que se recomienda aplicarlos en terrenos libres de malezas. Además, la presencia de un cierto nivel de humedad, ya sea mediante riego ligero o precipitaciones posteriores a la aplicación, favorece su integración en el suelo y potencia su efectividad.

Por otro lado, los herbicidas sistémicos son aquellos que son absorbidos a través de las hojas y transportados por la savia a todos los órganos de la planta. Este tipo de herbicidas resulta especialmente eficaz contra las malezas perennes, ya que su acción alcanza las raíces, permitiendo su eliminación completa.

En contraste, los herbicidas de contacto actúan destruyendo únicamente los órganos de la planta con los que entran en contacto. Son particularmente efectivos contra malezas anuales en sus primeras etapas de desarrollo, cuando su estructura es aún débil. Sin

embargo, su eficacia en el control de malezas perennes es limitada, ya que no afectan significativamente su sistema radicular(Alvarez, 1976).

Según la época de realización del tratamiento, los herbicidas pueden ser:

- Presiembra, cuando el tratamiento se realiza antes de la siembra del cultivo.
- Pre-emergencia, cuando el tratamiento se realiza antes de que el cultivo se haga visible sobre el terreno, después de haberse efectuado su siembra.
- Post-emergencia es el tratamiento que se realiza cuando el cultivo ha aparecido sobre el terreno.

Selectividad. Decimos que un herbicida es selectivo frente a un cultivo, cuando al aplicarlo no daña a la especie vegetal cultivada(Alvarez, 1976).

## **2.9.El microbiota del suelo**

El suelo es un sistema heterogéneo caracterizado por sus propiedades físicas, químicas y biológicas. Bajo condiciones naturales, mantiene un equilibrio dinámico entre estos atributos, creando un entorno propicio para una amplia diversidad de organismos transformadores y descomponedores de materia orgánica.

Dentro de este ecosistema, el microbiota del suelo, compuesta principalmente por bacterias y hongos, desempeña un papel fundamental en la fertilidad del suelo, el reciclaje de nutrientes, la evolución de su estructura y su conservación a largo plazo(Reyes & Valery, 2007).

Un ecosistema diverso es más resiliente, por lo que promover el desarrollo del microbiota del suelo resulta fundamental. La composición y diversidad del microbioma dependen de múltiples factores, como el pH, la textura y la estructura del suelo, los cuales desempeñan un papel clave en su mantenimiento y en el adecuado desarrollo de los cultivos.

La biodiversidad microbiana del suelo se ve favorecida por la implementación de prácticas agrícolas sostenibles, como la rotación de cultivos, que contribuyen a mantener el equilibrio del microbioma. En contraste, el abuso del monocultivo tiene un impacto negativo en los microorganismos del suelo, lo que resalta la importancia de aplicar buenas prácticas agrícolas para preservar su salud y funcionalidad.

Asimismo, la fertilidad del suelo está estrechamente relacionada con la actividad microbiana. Los sistemas de monocultivo, además de afectar negativamente la biodiversidad del suelo, generan un agotamiento continuo de los mismos nutrientes en proporciones específicas. Esta pérdida de fertilidad, sumada a la reducción de microorganismos beneficiosos, puede provocar una disminución significativa en los rendimientos agrícolas a largo plazo.(Sembralia, 2023)

#### **2.9.10. Estudios previos sobre el impacto de herbicidas:**

En los últimos 30 años, el uso de herbicidas se ha duplicado como estrategia para el control de malezas. Sin embargo, su aplicación puede afectar las comunidades microbianas del suelo, tanto de manera directa como a través de los efectos indirectos derivados de la pérdida de vegetación. En plantaciones de banano, estas alteraciones pueden influir en la diversidad y función de los microorganismos del suelo.

El glufosinato ha demostrado tener un impacto significativo en la actividad y función microbiana del suelo al eliminar la cubierta vegetal del sotobosque en torno a las plantas de banano. Esto sugiere que el uso continuado de herbicidas para reducir la vegetación bajo los bananos genera un efecto considerable en las comunidades microbianas del suelo. Además, la presencia o ausencia de cubierta vegetal modifica de manera significativa la abundancia de *Fusarium oxysporum*, así como la de ocho taxones bacterianos y diez fúngicos adicionales.

La aplicación de herbicidas en cultivos como el banano altera indirectamente las comunidades microbianas del suelo y sus funciones debido a la pérdida de cobertura vegetal. Por ello, su uso debe integrarse dentro de un sistema de manejo de malezas más sostenible. En particular, el glufosinato, un compuesto químicamente relacionado con el glifosato, ha mostrado en algunos estudios que incluso en niveles bajos ( $\leq 10$  mg/kg) puede generar efectos tanto positivos como negativos en la abundancia relativa de diversos taxones bacterianos.(Pattison et al., 2024).

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Ubicación

La recolección de muestras se llevó a cabo en la finca Santa Clara, ubicada en la vía Pajonal, donde se aplican seis ciclos de herbicidas al año en el cultivo de banano. Para evaluar los efectos de estos agroquímicos sobre el microbiota del suelo, se tomaron muestras a 20 cm de la corona de plantas de banano (+3). Las muestras fueron trasladadas al laboratorio de sanidad vegetal de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Técnica de Machala para su análisis. Geográficamente, el sitio de estudio se encuentra ubicado entre las siguientes coordenadas:

**Coordenadas:** UTM (Universal Transverse Mercator)

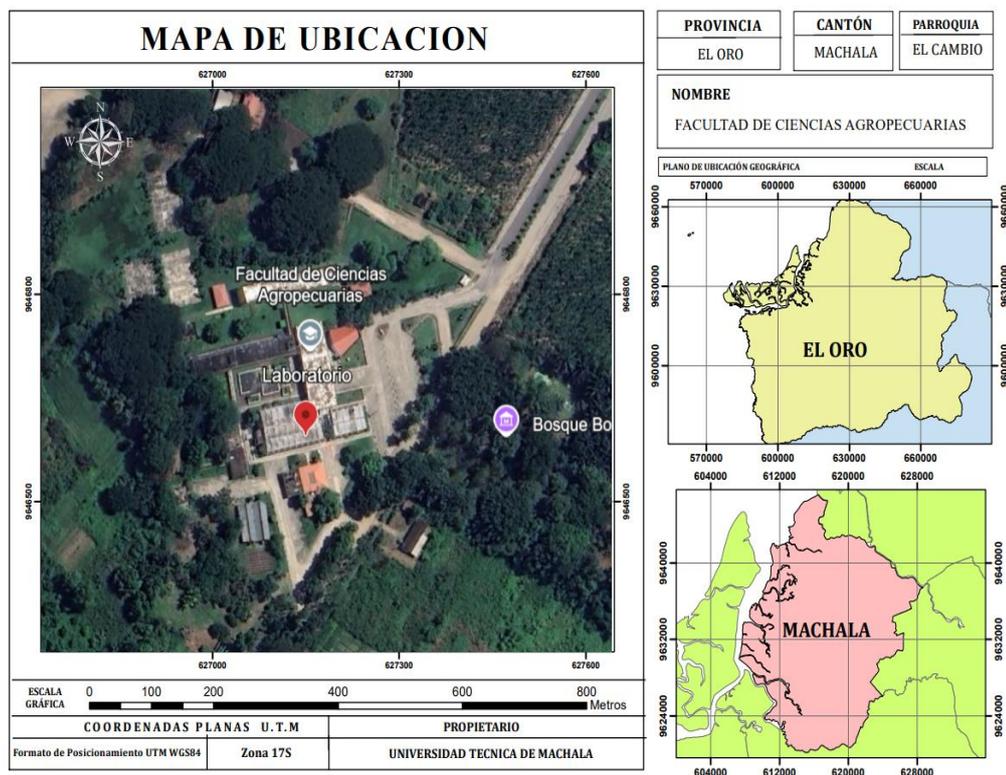
**Datum:** WGS 84 (World Geodetic System 1984)

**Coordenada, Este:** 620746 mE

**Coordenada, Norte:** 9636196 mS

**Altitud:** 6 msnm

**Zona:** 17 S



**Figura 1.** Facultad de ciencias agropecuarias.

Fuente: Autores

**Tabla 2: Materiales**

<i>Materiales de campo</i>	<i>Materiales de laboratorio</i>
<ul style="list-style-type: none"><li>✓ <i>Palín</i></li><li>✓ <i>Fundas plásticas</i></li><li>✓ <i>Marcador</i></li><li>✓ <i>Etiquetas</i></li><li>✓ <i>Bandejas plásticas</i></li></ul>	<ul style="list-style-type: none"><li>✓ Arroz</li><li>✓ Gasa</li><li>✓ Ligas</li><li>✓ Fundas de basura</li><li>✓ Pinzas</li><li>✓ Embaces</li><li>✓ Mechero</li><li>✓ Cajas Petri</li><li>✓ Aza de siembra</li><li>✓ Microondas</li><li>✓ Agua destilada</li><li>✓ Cámara de flujo laminar</li><li>✓ Microscopio</li><li>✓ Porta y cubre objeto</li><li>✓ Balanza</li><li>✓ Varilla de vidrio.</li><li>✓ Alcohol</li><li>✓ Fundas transparentes</li><li>✓ Autoclave</li><li>✓ Desxtrosa Agar Potate.</li><li>✓ Herbicidas</li><li>✓ 3 atomizadores</li></ul>

### 3.2. METODOLOGÍA

#### Cronograma

Se desarrollo un cronograma detallado sobre las actividades del estudio.

**Tabla 3: Cronograma fase de campo.**

<b>Fase de campo</b>	Recolección de muestras.
	Preparación de trampas para microorganismos.
	Colocación de trampas.
	Recolección de trampas.
	Verificación de crecimiento de los hongos.

### 3.2.1. Fase de campo

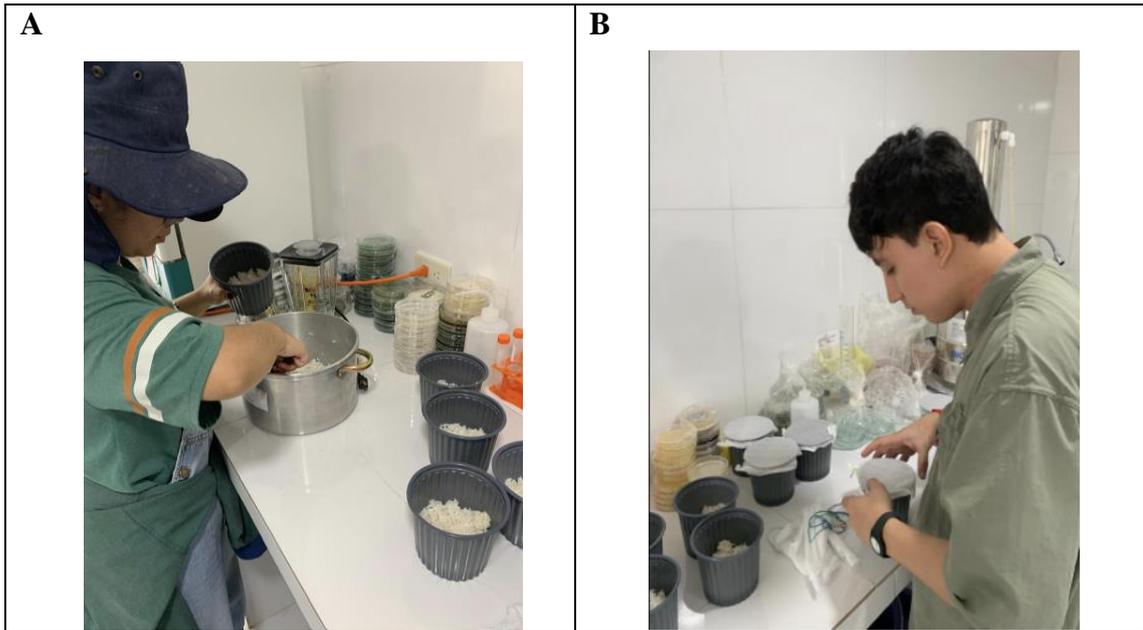
La recolección de muestras se realizó in situ en la Hacienda Santa Clara, ubicada en la vía Pajonal, una zona con antecedentes de uso de herbicidas. Para la extracción de las muestras, se empleó un sondeo circular de aproximadamente 380 cm<sup>2</sup> de área, realizando un agujero en el suelo para obtener el volumen de tierra necesario como muestra representativa.

Las muestras de suelo se colocaron cuidadosamente en bandejas de plástico estériles, y a cada bandeja se le asignó una etiqueta con el nombre correspondiente para su correcta identificación y seguimiento durante el análisis posterior.



**Figura 2** Colocamos las muestras de suelos

Se prepara arroz en una olla, asegurándose de que quede esponjoso y sopudo para su posterior uso en el experimento. El arroz se transfiere a tarrinas plásticas estériles. Cada tarrina se cubre con una gaza estéril y se asegura cuidadosamente con una liga plástica alrededor de la tapa, con el fin de evitar contaminaciones externas y mantener un ambiente controlado para el posterior aislamiento o incubación.



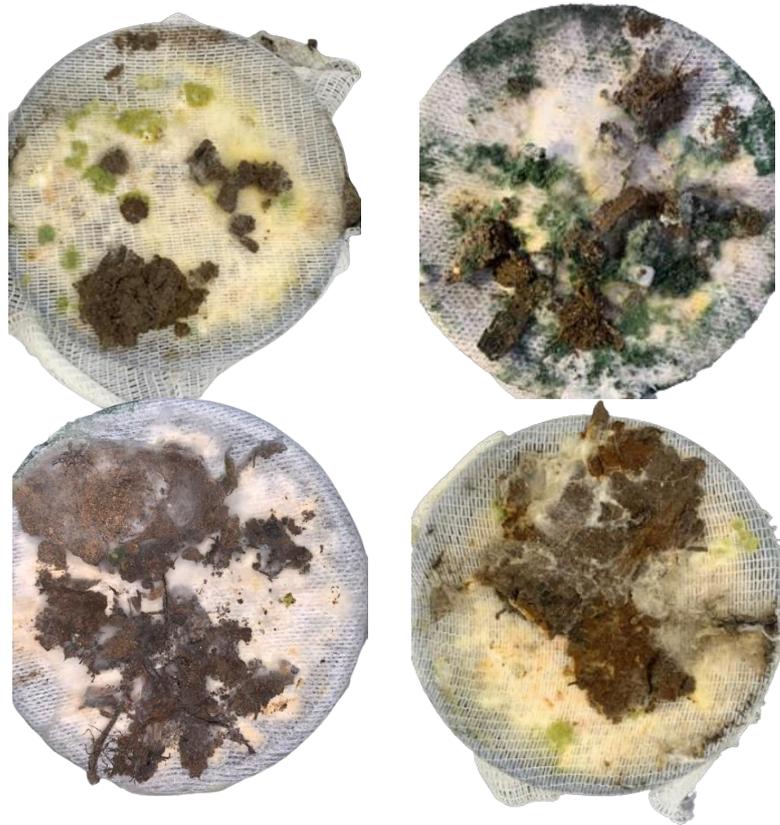
**Figura 3:** A preparación de arroz. B sellamiento de trampas.

-Posteriormente colocamos estas tarrinas ya preparadas encima del suelo para colocarlas en bandejas plásticas y cubrimos con fundas de basura para que no llegue a penetrar la luz y el hongo llegue a expresarse durante los 7 días de reposo.



**Figura 4 :**A Colocación de trampas. B instalación en bolsas negras.

-Pasados los 7 días hacemos una revisión abriendo las fundas plásticas y observamos que el hongo se manifestó.



**Figura 5:** Trampas de microorganismos.

### **Cronograma**

Se elaboró un cronograma minucioso que abarcó todas las etapas del estudio, desde la adecuación del terreno hasta la recopilación y evaluación de los datos, organizando las actividades en distintas fases.

**Tabla 4:** Cronograma fase de laboratorio.

<b>Fase de laboratorio</b>	Preparación del medio de cultivo PDA
	Siembra en cajas Petri
	Visualización de crecimiento exponencial
	Purificación de hongos
	Identificación de hongos
	Preparación de herbicidas
	Siembra de hongos.
	Aplicación de herbicidas
	Visualización de porcentaje de esporulación
	Toma de datos

	Análisis estadístico
	Redacción del informe final
	Revisión preparación y defensa de tesis.

### 3.2.2. Fase de Laboratorio

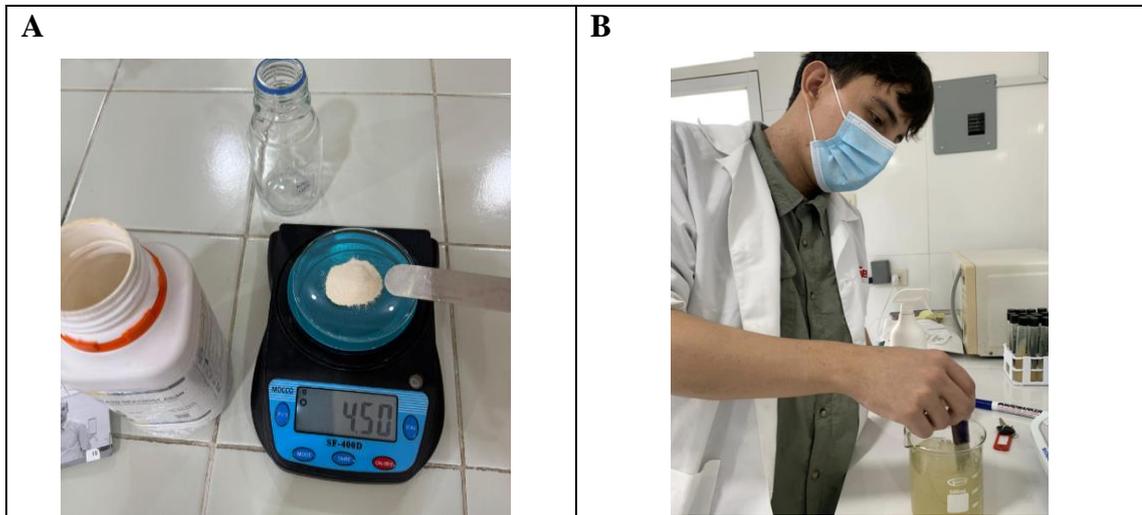
Se trasladan las trampas al laboratorio y, utilizando pinzas estériles, se procede al aislamiento de los hongos presentes en las muestras de suelo. Los fragmentos fúngicos se separan cuidadosamente y se colocan en una caja de plástico estéril para evitar contaminaciones cruzadas. Posteriormente, los aislados se siembran en cajas Petri que contienen Papa Dextrosa Agar (PDA), un medio de cultivo adecuado para el crecimiento de hongos, asegurando condiciones óptimas de humedad y temperatura para el desarrollo micológico.



**Figura 6:** Extracción de hongos de las diversas trampas.

Se prepara el medio de cultivo para 20 cajas Petri utilizando 13.69 g/L de Dextrose Agar Potato (PDA), con un volumen total de 350 ml de agua destilada y 0.017 g de cloranfenicol como agente antibiótico para inhibir el crecimiento bacteriano.

Primero, se mide con una probeta el volumen exacto de 350 ml de agua destilada. Luego, utilizando una balanza analítica, se pesan 13.69 g de Dextrose Agar Potato. Ambos componentes, el agua y el agar, se transfieren a un vaso de precipitados, donde se añade el cloranfenicol. Se procede a mezclar homogéneamente la solución.



**Figura 7:** A Peso en balanza digital B Preparación de medio de cultivo.

La mezcla se somete a calentamiento en el microondas a potencia moderada hasta alcanzar el punto de ebullición, asegurando que el agar se disuelva completamente, sin que se formen burbujas o evaporación excesiva.

La solución preparada se somete a esterilización en autoclave a una temperatura y presión adecuadas durante un periodo de dos horas para garantizar la eliminación de posibles contaminantes microbiológicos.

Transcurrido este tiempo, la solución estéril y las cajas Petri se trasladan a la cámara de flujo laminar bajo condiciones asépticas. Posteriormente, se vierte la solución de agar en las cajas Petri, asegurando una distribución homogénea. Las placas se dejan secar bajo exposición a luz ultravioleta (UV) durante 5 minutos para reducir posibles contaminantes y, posteriormente, bajo luz normal durante 3 minutos para facilitar el proceso de gelificación del medio de cultivo.



**Figura 8.** Esterilización de instrumentos de laboratorio.

Una vez que el agar ha solidificado completamente, se procede a cerrar las cajas Petri hasta el momento de la inoculación. Se dispone del material necesario, incluyendo un mechero para la esterilización de las azas de siembra, garantizando el cumplimiento de todas las medidas de bioseguridad e inocuidad requeridas.

Para la inoculación, se emplea la técnica de siembra por punción (Perales Llerena, 2019), en la cual se deposita un fragmento del hongo en el centro de cada caja Petri con medio de cultivo sólido, asegurando un contacto óptimo para su adecuado desarrollo y expresión morfológica.



**Figura 9.** Siembra de hongos.

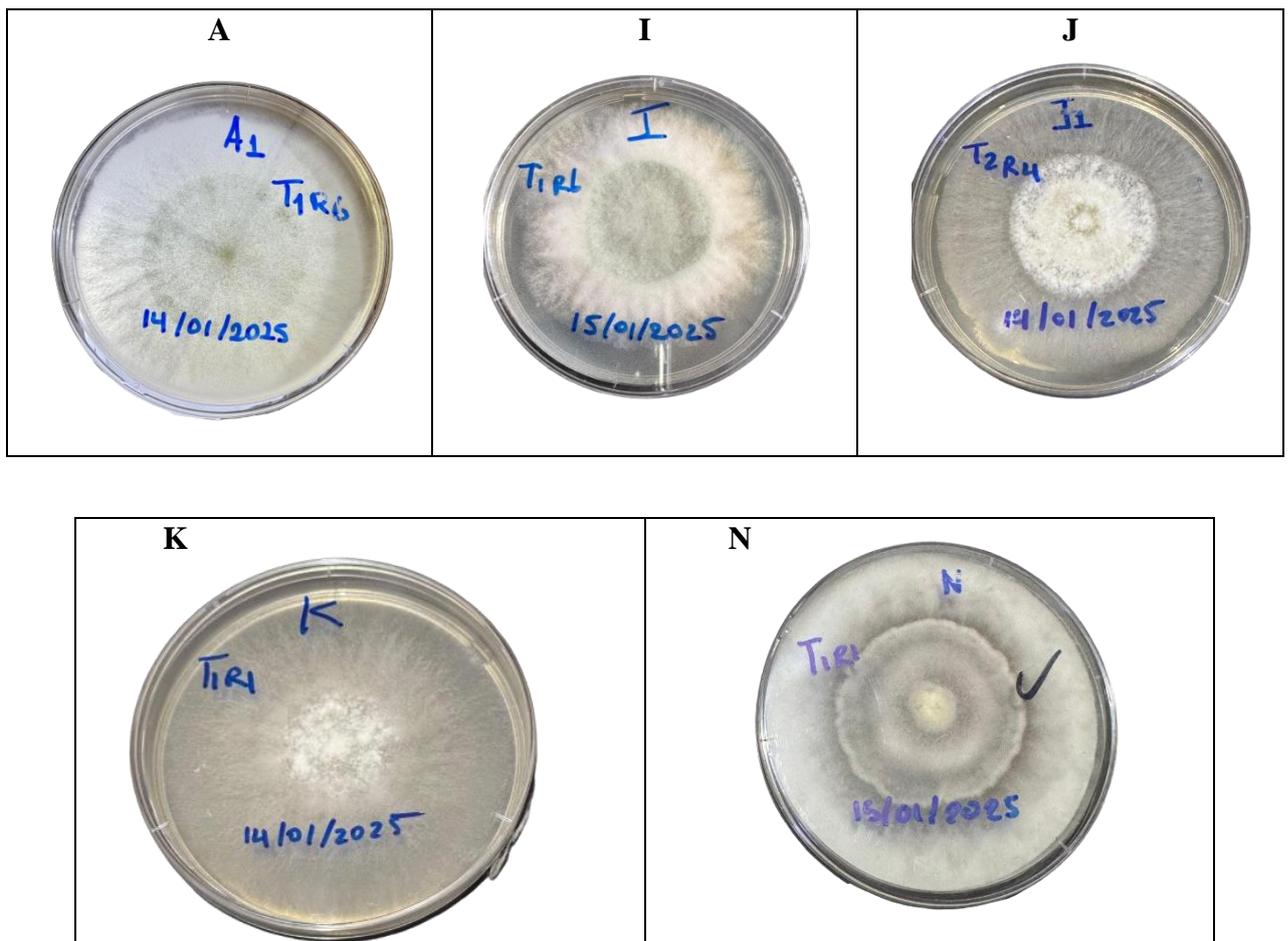
Se mantienen las cajas Petri en una cámara de incubación con condiciones controladas durante un periodo de 5 días para observar el crecimiento exponencial de los hongos.

Transcurrido este tiempo, se observa un crecimiento notable de las colonias en las cajas, indicando un desarrollo exitoso de los hongos.

### 3.2.3. Purificación

Con el fin de asegurar la viabilidad y preservación de los hongos, las colonias seleccionadas se subcultivan en nuevas placas de agar papa dextrosa (PDA), un medio ampliamente utilizado para el aislamiento y mantenimiento de hongos. Este proceso permite la eliminación de contaminantes y asegura el desarrollo de un solo organismo, lo que facilita su identificación, caracterización y evaluación en condiciones controladas.

Los hongos purificados extraídos de las diferentes tramas son:



**Figura 10.** Microrganismos purificados.

### **3.2.4. Identificación**

Tras la obtención de cultivos puros mediante subcultivo en agar papa dextrosa (PDA), se procede a la caracterización de cada hongo con el objetivo de determinar su taxonomía y evaluar posibles cambios en su morfología debido a factores externos, como la aplicación de herbicidas.

El proceso de identificación se realizó mediante observación al microscopio, comparando características clave como la forma, tamaño y estructura de las esporas, conidióforos y otras estructuras reproductivas. Esta metodología permitió clasificar los hongos en función de sus rasgos morfológicos y establecer posibles cambios en su desarrollo. La correcta identificación de estos microorganismos es crucial para comprender la composición fúngica del suelo y su respuesta ante factores ambientales o químicos.

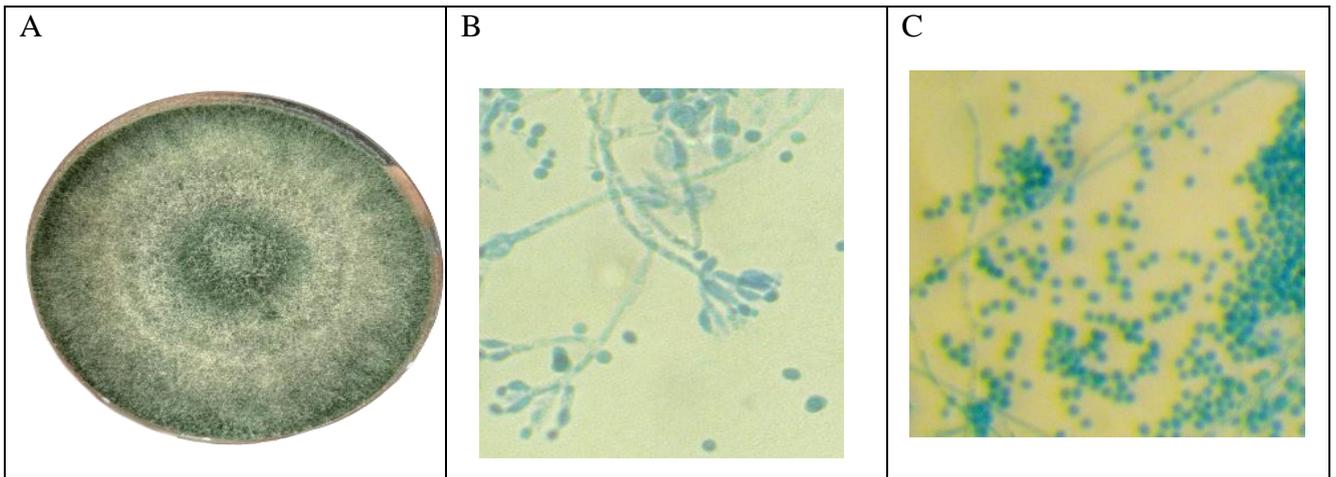
Los aislados A, J, I, K; extraídos de las diferentes tramas al ser observadas al microscopio se pudo comprobar que las estructuras morfológicas relacionadas a conidióforos, fiálides, conidios y esporas eran muy similares a *Trichoderma* (Sánchez Miranda et al., 2021).

### **3.2.5. Identificación microscópica de *Trichoderma citrinoviride***

Para la identificación del aislado A, se realizó un análisis microscópico comparativo con la morfología típica de *Trichoderma citrinoviride* (Sánchez Hernández et al., 2018). Se observaron estructuras clave como conidióforos, conidios y clamidosporas, las cuales presentaron características similares a las descritas para esta especie.

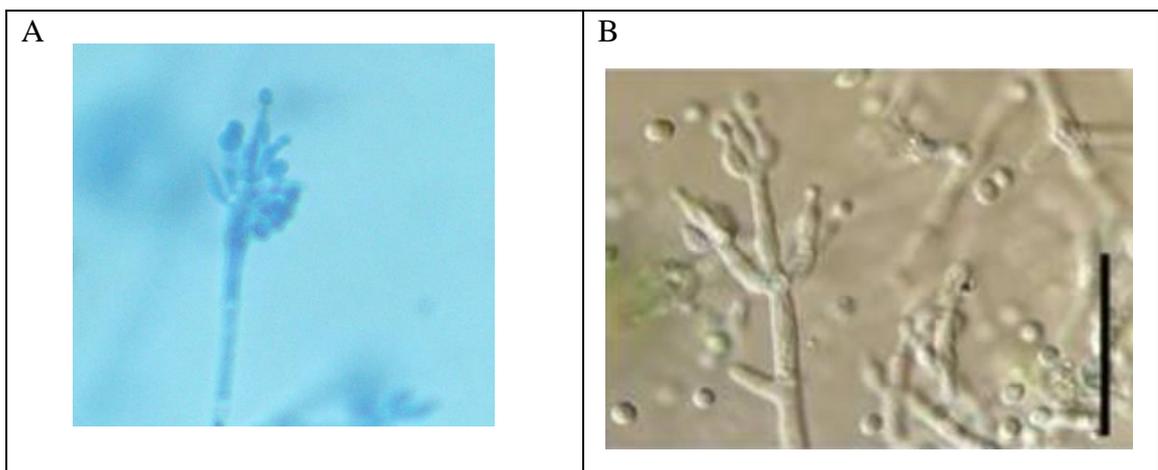
Los conidióforos observados fueron ramificados, con fiálides agrupadas en verticilos, una característica distintiva del género *Trichoderma*.

La similitud morfológica del aislado A con *T. citrinoviride* sugiere una alta probabilidad de que corresponda a esta especie. No obstante, para confirmar la identificación a nivel específico, es recomendable realizar análisis moleculares mediante la amplificación y secuenciación del gen ITS.



**Figura 11:** A morfología. B conidióforos. C esporas.

**Fuente:** Autores



**Figura 12:** A conidióforos. B conidióforos (Sánchez Hernández et al., 2018).

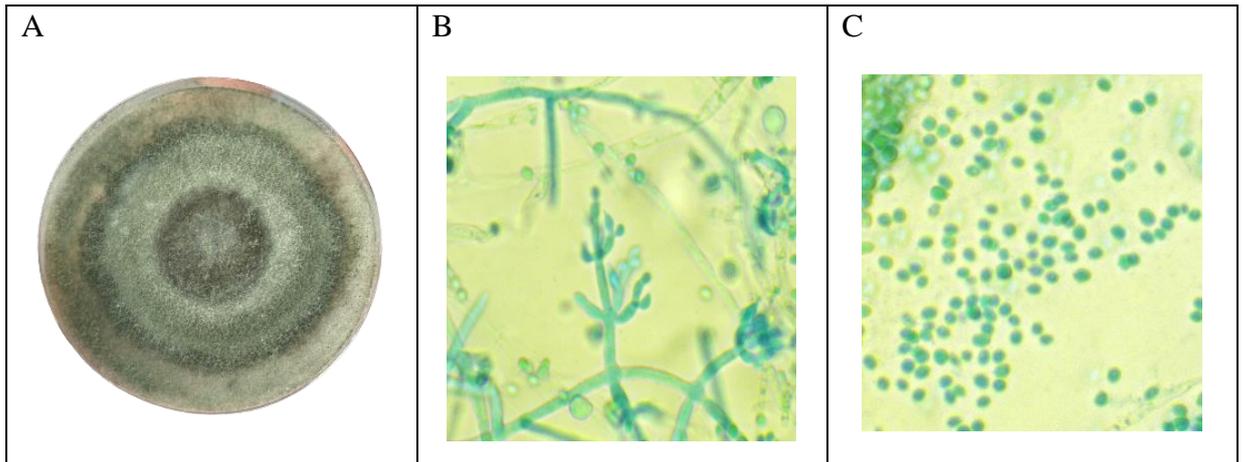
### 3.2.6. Identificación microscópica de *Trichoderma piluliferum*

Para la identificación del aislado I, se llevó a cabo un análisis microscópico detallado, evaluando la morfología de sus estructuras reproductivas y comparándolas con las descripciones taxonómicas de *Trichoderma piluliferum* (Sánchez Hernández et al., 2018). Se observaron conidióforos, conidios y clamidosporas con características coincidentes con esta especie, lo que sugiere una alta similitud morfológica.

Los conidióforos presentaron una estructura altamente ramificada, con fiálides agrupadas en verticilos, típicas del género *Trichoderma*. Los conidios fueron de forma subglobosa

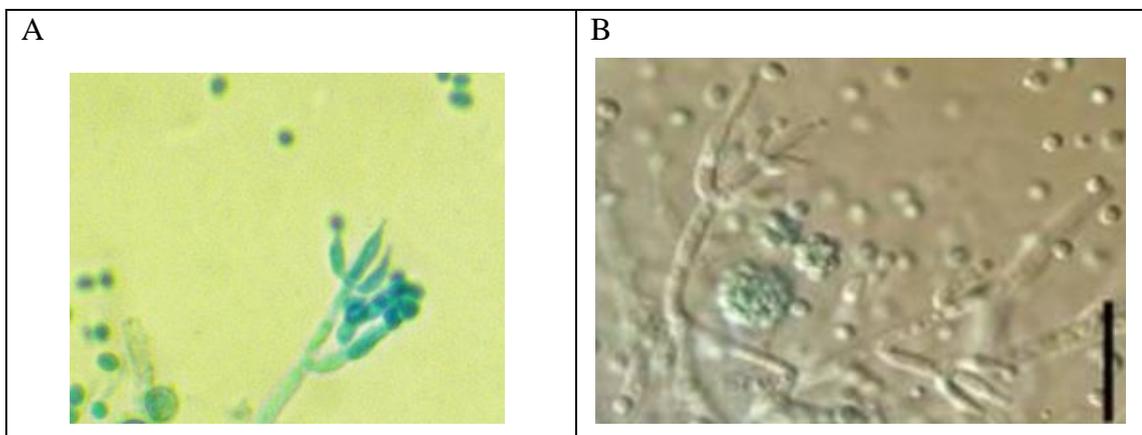
a elipsoidal, con superficies lisas o finamente verrugosas y de coloración verdosa a medida que maduran.

Dado que las características microscópicas del aislado I coinciden con las de *T. piluliferum*, se sugiere una identificación preliminar de esta especie. Sin embargo, para una confirmación taxonómica precisa, se recomienda realizar análisis moleculares mediante la amplificación y secuenciación del gen ITS.



**Figura 13:** A morfología. B conidióforos. C esporas.

**Fuente:** Autores.



**Figura 14:** A conidióforos. B conidióforos(Sánchez Hernández et al., 2018).

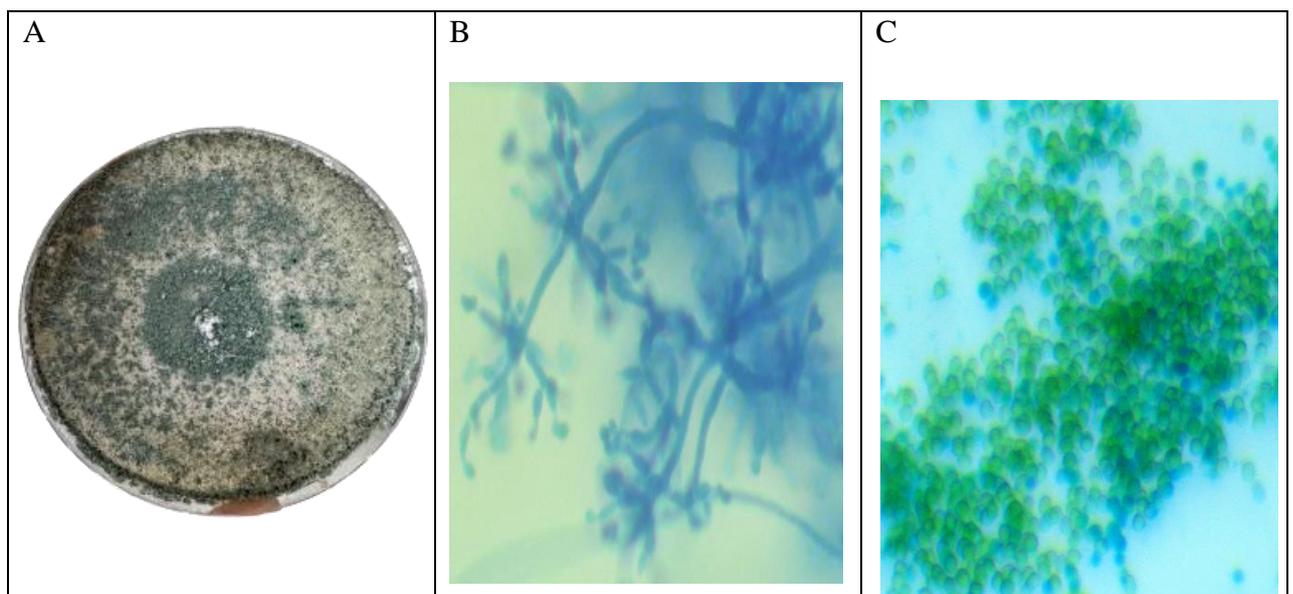
### 3.2.7. Identificación microscópica de *Trichoderma asperellum*.

Para la identificación del aislado K, se realizó un análisis microscópico detallado, evaluando la morfología de sus estructuras reproductivas y comparándolas con las descripciones taxonómicas de *Trichoderma asperellum* (García-Núñez et al., 2017). Se

observaron conidióforos, conidios y clamidosporas con características coincidentes con esta especie, lo que sugiere una alta similitud morfológica.

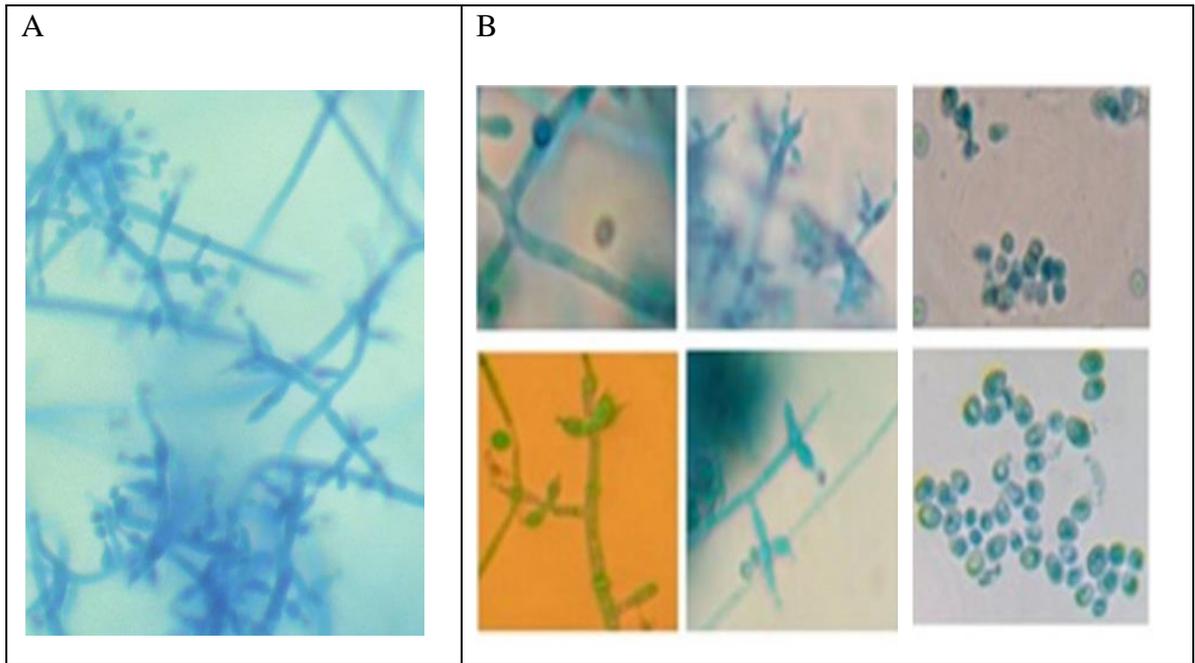
Los conidióforos presentaron una estructura altamente ramificada, con fiálides dispuestas en verticilos y orientadas en ángulos característicos, un rasgo distintivo dentro del género *Trichoderma*. Los conidios fueron subglobosos a elipsoidales, con superficie lisa a finamente verrugosa y de coloración verde intensa en estado maduro.

*Trichoderma asperellum* es una especie de gran interés en biocontrol debido a su capacidad para producir metabolitos antifúngicos y colonizar rápidamente la rizósfera. La similitud morfológica del aislado K con *T. asperellum* sugiere una alta probabilidad de que corresponda a esta especie. No obstante, para confirmar su identidad con precisión, se recomienda realizar análisis moleculares mediante la amplificación y secuenciación del gen ITS.

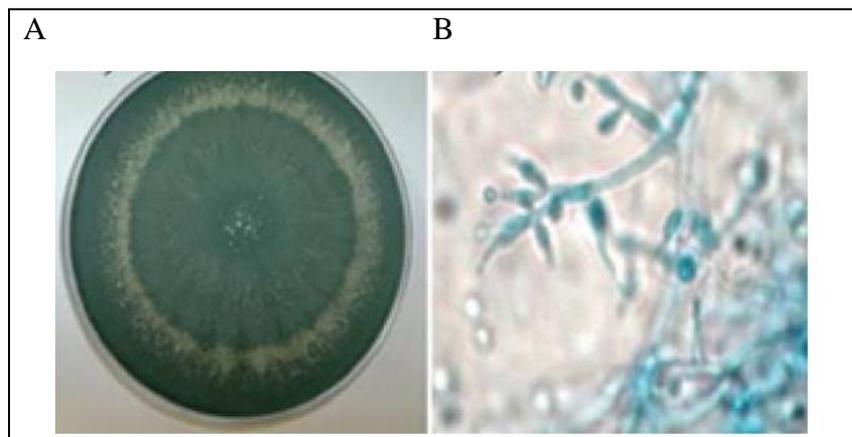


**Figura 15:** A morfología. B conidióforos. C esporas.

**Fuente:** Autores.



**Figura 16:** A conidióforos. B conidióforos(García-Núñez et al., 2017).



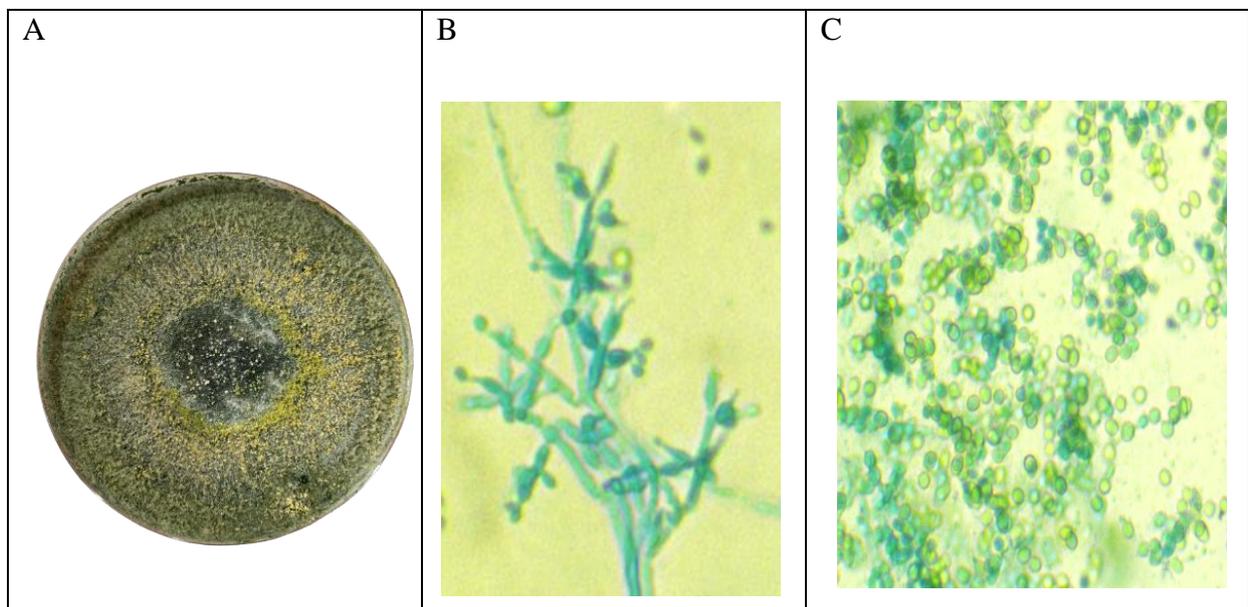
**Figura 17:** A morfología. B conidióforos(Peláez-Álvarez et al., 2016).

### 3.2.8. Identificación microscópica de *Trichoderma harzianum*.

Para la identificación del aislado J, se realizó un análisis microscópico detallado, comparando la morfología de sus estructuras reproductivas con las descripciones taxonómicas de *Trichoderma harzianum* (Tang et al., 2022). Se observaron conidióforos, conidios y clamidosporas con características coincidentes con esta especie.

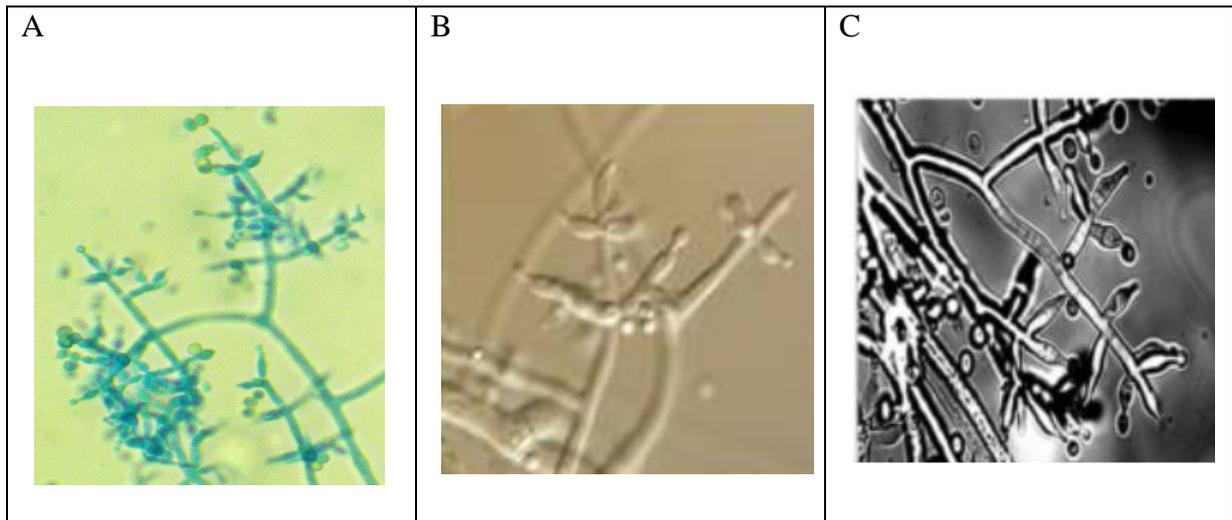
Los conidióforos presentaron ramificaciones características, con fiálides agrupadas en verticilos y orientadas en diferentes direcciones, formando estructuras piramidales, una de las principales características morfológicas de *T. harzianum*.

Dado que *Trichoderma harzianum* es una especie ampliamente utilizada en biocontrol por su capacidad de parasitismo sobre fitopatógenos, producción de enzimas líticas y síntesis de metabolitos antifúngicos, su identificación precisa es de gran relevancia. Aunque la similitud morfológica del aislado J con *T. harzianum* es alta, se recomienda la confirmación a través de análisis moleculares mediante la amplificación y secuenciación de los genes ITS.



**Figura 18:** A morfología. B conidióforos. C esporas.

**Fuente:** Autores.



**Figura 19:** A conidióforos. B conidióforos(Sánchez Hernández et al., 2018).

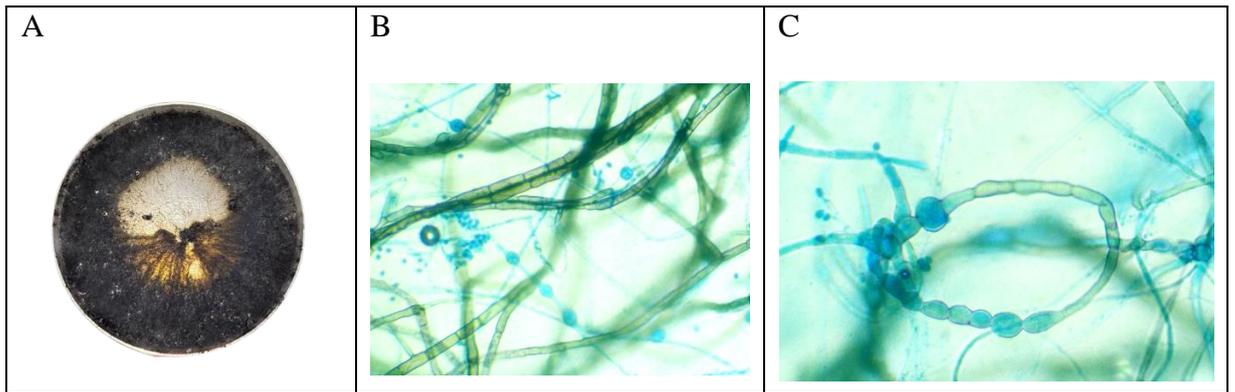
C conidióforos(Kamala et al., 2015)



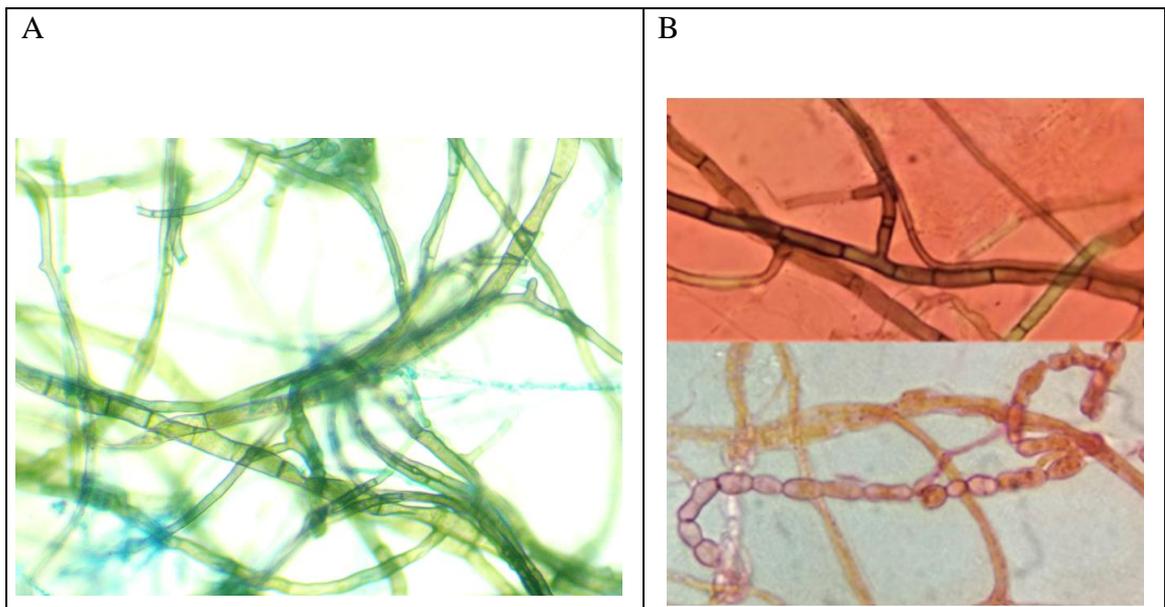
**Figura 20:** A conidióforos(Tang et al., 2022).

### 3.2.9. Identificación microscópica de *Rhizoctonia solani*.

Para la identificación del aislado, se realizó un análisis microscópico detallado, comparando la morfología de sus estructuras con las descripciones taxonómicas de *Rhizoctonia solani*. Se observaron hifas hialinas, septadas y de paredes gruesas, con la característica ramificación en ángulo recto y la presencia de constricciones en los puntos de unión, rasgos distintivos de esta especie.



**Figura 21:** A morfología. B hifas. C hifas.



**Figura 22:** A hifas. B hifas(Universidad de Cundinamarca et al., 2022).

A nivel macroscópico, el cultivo en medio de cultivo reveló un micelio de crecimiento rápido, con una coloración inicial blanca que evolucionó a tonalidades marrón oscuro o negruzco con el tiempo, formando una estructura densa típica de este fitopatógeno. Estos hallazgos confirmaron la identificación de *Rhizoctonia solani*, un hongo ampliamente reconocido por su capacidad de causar enfermedades en diversas especies vegetales, afectando principalmente raíces, tallos y hojas en condiciones ambientales favorables.

### 3.2.10. Siembra

Una vez obtenidas las siete cepas puras de microorganismos, se procedió a la preparación del medio de cultivo y la siembra para la ejecución del ensayo. Para ello, se prepararon 144 cajas Petri utilizando 85.8 g/L de Agar Papa Dextrosa (PDA) en un volumen total de

2200 mL de agua destilada, adicionando 0.03 g de cloranfenicol como agente antibiótico para inhibir el crecimiento bacteriano y garantizar el desarrollo exclusivo de los hongos.

Inicialmente, se midió el volumen exacto de 2200 mL de agua destilada utilizando probetas graduadas de alta precisión. Paralelamente, en una balanza analítica, se pesaron 85.8 g de PDA. Ambos componentes fueron transferidos a vasos de precipitados, asegurando la incorporación exacta de los reactivos. Posteriormente, se adicionó el cloranfenicol a cada uno de los recipientes y se homogenizó la solución mediante agitación mecánica.



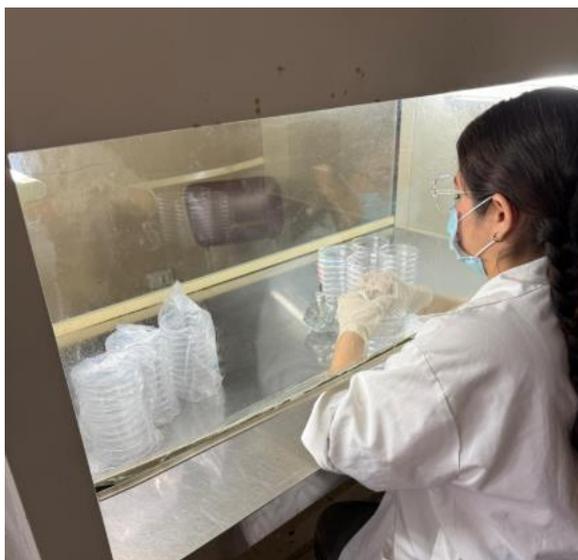
**Figura 23:** Preparación del medio de cultivo.

La mezcla fue sometida a calentamiento en microondas a potencia moderada hasta alcanzar el punto de ebullición, asegurando la completa disolución del medio de cultivo. Posteriormente, la solución fue esterilizada en autoclave a una temperatura y presión adecuadas durante un periodo de dos horas para garantizar la eliminación de posibles contaminantes microbiológicos.



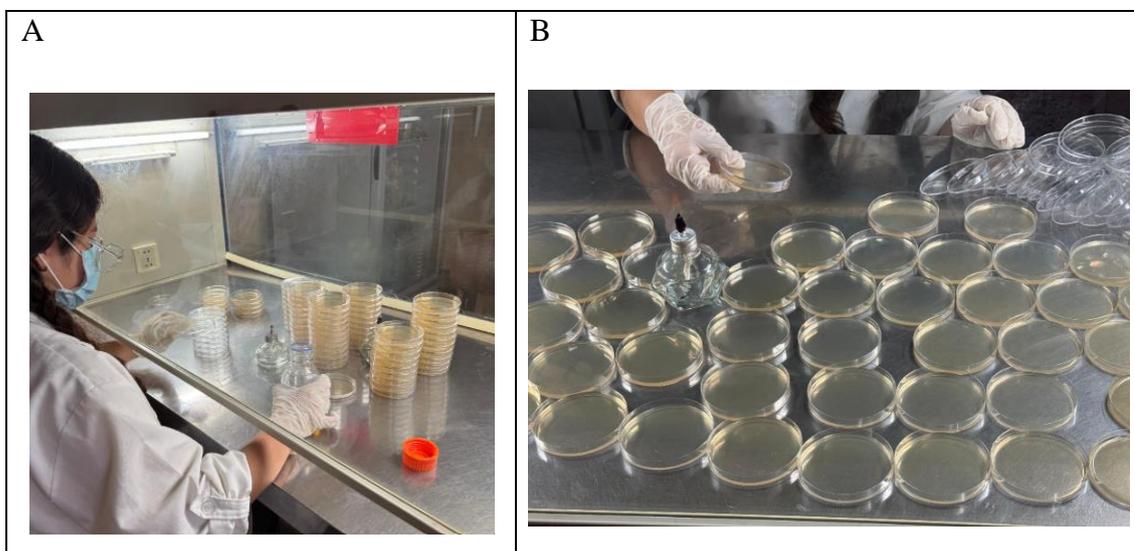
**Figura 24:** Calentamiento en microondas.

Finalizado el proceso de esterilización, las soluciones y las cajas Petri fueron trasladadas a una cabina de bioseguridad de flujo laminar bajo condiciones estrictas de asepsia.



**Figura 25:** Esterilización

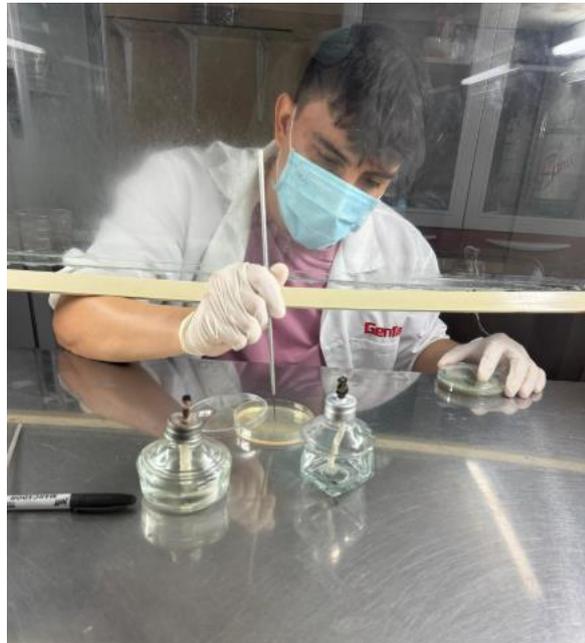
Se procedió al vertido del medio de cultivo en las cajas Petri, asegurando una distribución homogénea. Las placas se dejaron en reposo hasta su solidificación, exponiéndolas previamente a luz ultravioleta (UV) durante 5 minutos para minimizar contaminaciones externas y, posteriormente, a luz ambiental durante 3 minutos para favorecer la gelificación del medio.



**Figura 26:** A dispensar medio de cultivo. B esterilización mediante luz uv.

Una vez solidificado el agar, las cajas Petri fueron selladas hasta el momento de la inoculación. Para el procedimiento de siembra, se empleó la técnica de siembra por

punción(Perales Llerena, 2019), en la cual se depositó un fragmento del hongo en el centro de cada caja Petri con medio de cultivo sólido, asegurando un contacto óptimo para su adecuado desarrollo y expresión morfológica. Además, se garantizó el cumplimiento de todas las medidas de bioseguridad e inocuidad, incluyendo la esterilización de las asas de siembra mediante un mechero.

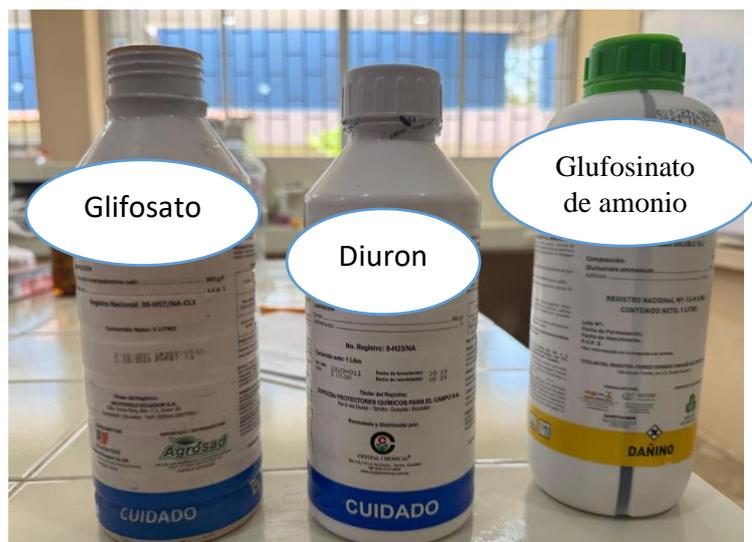


**Figura 27:** Siembra de hongos.

Para finalizar, las cajas Petri fueron herméticamente selladas y agrupadas en una bolsa estéril, garantizando su protección contra contaminantes externos. Posteriormente, fueron introducidas en la incubadora a la temperatura óptima establecida para el crecimiento de las cepas, asegurando condiciones ambientales controladas que favorezcan su desarrollo y expresión morfológica.

### **3.2.11. Preparación de dosis de herbicidas y aplicación**

Para evaluar el impacto de los herbicidas en el crecimiento y morfología de las cepas fúngicas, se prepararon y aplicaron tres tipos de herbicidas con diferentes concentraciones. Cada solución fue diluida en agua destilada estéril y ajustada a una concentración 1:1, multiplicando por 10 la cantidad de producto para garantizar una mayor disponibilidad en el medio de cultivo.

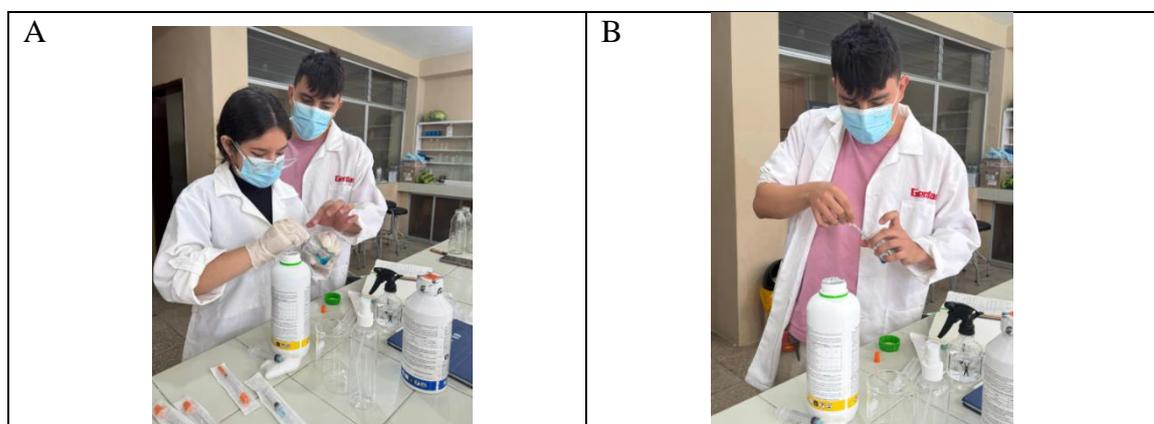


**Figura 28:** Herbicidas

### 3.2.12. Preparación de las soluciones herbicidas

- **Glufosinato de amonio (Tratamiento 1):** Se preparó con una concentración de 0.0345 mL diluido en 9.2 mL de agua destilada estéril, ajustado a una relación final de 1:1 mediante la multiplicación por 10.
- **Diuron (Tratamiento 2):** Se utilizó una concentración de 0.0345 mL diluido en 4.6 mL de agua destilada estéril, ajustado igualmente en una proporción 1:1.
- **Glifosato (Tratamiento 3):** Se preparó con una concentración de 0.046 mL diluido en 4.6 mL de agua destilada estéril, siguiendo la misma metodología de ajuste en su concentración final.

Las soluciones fueron almacenadas en frascos estériles hasta el momento de la aplicación.



**Figura 29:** A preparación de tratamientos. B dosificación de herbicidas.

### 3.2.13. Aplicación de los herbicidas

La aplicación de los tratamientos se llevó a los dos días después de la siembra, bajo condiciones asépticas en la cabina de flujo laminar. Para garantizar una distribución homogénea, se utilizó un atomizador de precisión de pequeño volumen, pulverizando cuidadosamente la solución sobre la superficie del medio de cultivo en cada caja Petri. Se aseguró que cada unidad experimental recibiera la dosis exacta correspondiente a su tratamiento, evitando contaminaciones cruzadas entre los distintos grupos experimentales.



**Figura 30:** Aplicación de herbicidas.

Tras la aplicación, las cajas Petri fueron herméticamente selladas y reincubadas a la temperatura óptima para el desarrollo de los hongos. Durante el período experimental, se realizó un monitoreo constante para evaluar los efectos de cada herbicida sobre las cepas fúngicas seleccionadas.

### 3.2.14. Diseño experimental

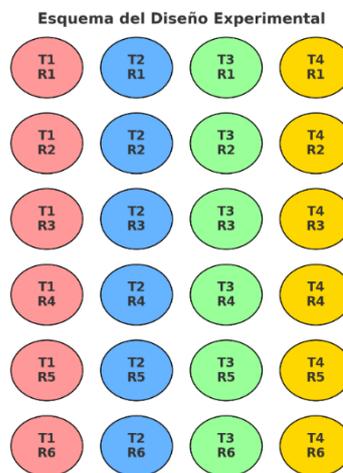
Se realizó un experimento factorial completamente al azar (EFCA 4×6), donde el factor de estudio fue la dosis de herbicidas. Se establecieron cuatro tratamientos (Tabla 1), distribuidos de manera completamente aleatoria y replicados seis veces, generando un total de 24 unidades experimentales. Además, se evaluaron seis cepas de microorganismos identificadas con los códigos A, I, J, K y N, lo que resultó en un total de 148 unidades experimentales.

**Tabla 5:** Cronograma fase de laboratorio.

Aplicación de cobertura	Numero De Repeticiones	Tratamientos	Descripción	Dosis en ml
Atomizador	6	T1	Glufosinato de amonio	0.0345
	6	T2	Diuron	0.0345
	6	T3	Glifosato	0.046
	6	T4	Testigo	Sin aplicación

**Fuente:** Autores.

### 3.2.15. Esquema de aleatorización



**Figura 31:** Esquema de aleatorización

### 3.2.16. Variables a medir

Las variables a medir durante el experimento incluyen el porcentaje de deformación de las esporas, considerando aspectos como tamaño, forma y color.

### 3.2.17. Procesamiento estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de un factor ya que es una técnica estadística utilizada para comparar múltiples grupos en una variable cuantitativa. Para evaluar si existen diferencias significativas entre las medias de tres o más poblaciones independientes que siguen una distribución normal.

## 4. RESULTADOS

#### 4.1.Observación exploratoria y Cuantificación de la Esporulación

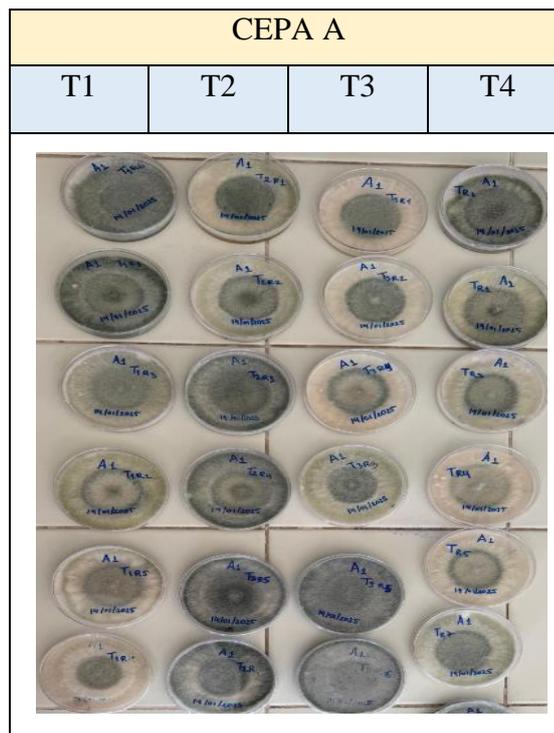
La evaluación de la esporulación se realizó con el objetivo de comparar el efecto de los diferentes tratamientos herbicidas sobre la capacidad de esporulación de cada cepa fúngica. Para ello, se determinó el porcentaje de esporulación en función de la densidad de esporas observadas en cada unidad experimental, permitiendo establecer diferencias significativas entre los tratamientos aplicados a la misma cepa.

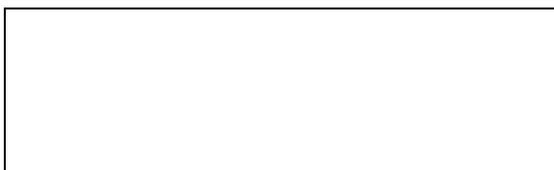
Transcurridos cuatro días desde la aplicación de los herbicidas, se realizó una observación visual y morfológica de las colonias fúngicas en cada tratamiento. Se examinaron características como coloración, textura, y densidad de esporulación en la superficie del medio de cultivo.

##### 4.1.1. Cuantificación observacional de la esporulación en la Cepa A (*T.citrinoviride*)

Para evaluar el impacto de los diferentes tratamientos herbicidas sobre la esporulación de la cepa A (*T. citrinoviride*), se analizaron 24 unidades experimentales, distribuidas en cuatro tratamientos con seis réplicas cada uno. Se realizó una evaluación visual y morfológica de la densidad de esporulación, clasificando las colonias según su grado de producción de esporas.

**Tabla 6:** Tratamientos y repeticiones cepa A





**Fuente:** Autores.

Los resultados obtenidos se presentan en términos de porcentaje de esporulación alta dentro de cada tratamiento:

Tratamiento 1 (Glufosinato de amonio): Se observó una alta densidad de esporulación en 3 de las 6 réplicas, lo que representa un 50% de esporulación elevada.

Tratamiento 2 (Diuron): Se identificó una alta densidad de esporulación en 4 de las 6 réplicas, equivalente a un 66.67% de esporulación elevada.

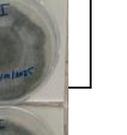
Tratamiento 3 (Glifosato): Solo 2 de las 6 réplicas presentaron una esporulación alta, lo que corresponde a un 33.33%.

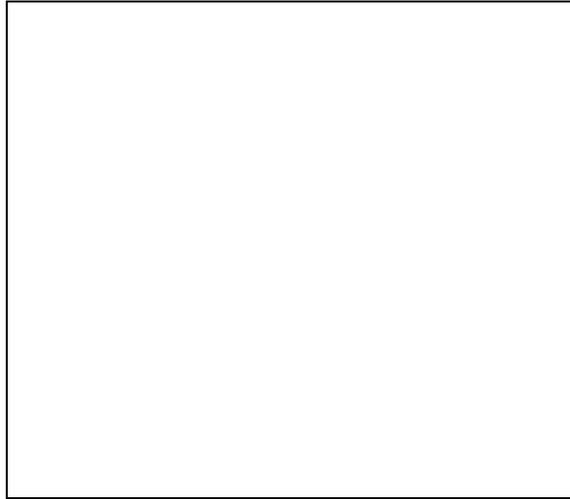
Tratamiento 4 (Testigo): Al igual que en el tratamiento anterior, se observó una alta densidad de esporulación en 2 de las 6 réplicas, equivalente a un 33.33%.

#### 4.1.2. Cuantificación observacional de la esporulación en la Cepa I (*T. piluliferum*)

Para evaluar el impacto de los diferentes tratamientos herbicidas sobre la esporulación de la cepa I (*T. piluliferum*), se analizaron 24 unidades experimentales, distribuidas en cuatro tratamientos con seis réplicas cada uno. Se realizó una evaluación visual y morfológica de la densidad de esporulación, clasificando las colonias según su grado de producción de esporas.

**Tabla 7:** Tratamientos y repeticiones cepa I

CEPA I			
T1	T2	T3	T4
			
			
			
			



**Fuente:** Autores.

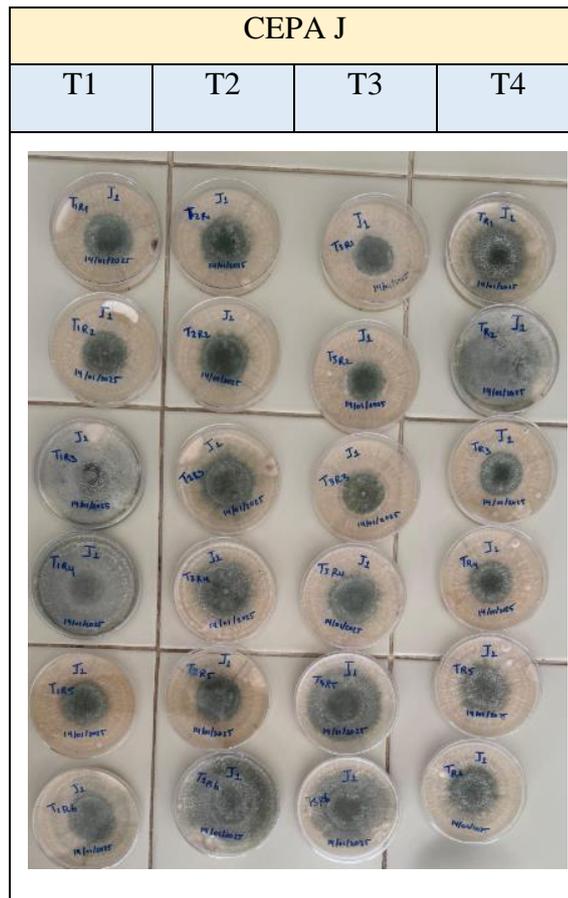
Se observó la presencia de alta densidad especulativa en las siguientes proporciones:

- Tratamiento 1(Glufosinato de amonio): De las 6 réplicas, 3 presentaron alta densidad de esporulación, lo que representa un 50%.
- Tratamiento 2(Diuron): De las 6 réplicas, 1 presentó alta densidad de esporulación, correspondiente a un 16.67%.
- Tratamiento 3(Glifosato): De las 6 réplicas, 1 presentó alta densidad de esporulación, equivalente a un 16.67%.
- Tratamiento 4 (Testigo): De las 6 réplicas, 5 presentaron alta densidad de esporulación, lo que representa un 83.33%.

#### **4.1.3. Cuantificación observacional de la esporulación en la Cepa J (*T. harzianum*)**

Para evaluar el impacto de los diferentes tratamientos herbicidas sobre la esporulación de la cepa J (*T. harzianum*), se analizaron 24 unidades experimentales, distribuidas en cuatro tratamientos con seis réplicas cada uno. Se realizó una evaluación visual y morfológica de la densidad de esporulación, clasificando las colonias según su grado de producción de esporas.

**Tabla 8:** Tratamientos y repeticiones cepa I



**Fuente:** Autores.

Se observó la presencia de alta densidad esporulativa en las siguientes proporciones:

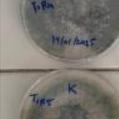
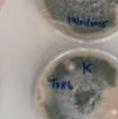
- Tratamiento 1(Glufosinato de amonio): De las 6 réplicas, 2 presentaron alta densidad de esporulación, lo que representa un 33.33%.
- Tratamiento 2(Diuron): De las 6 réplicas, 1 presentó alta densidad de esporulación, correspondiente a un 16.67%.
- Tratamiento 3(Glifosato): De las 6 réplicas, 2 presentaron alta densidad de esporulación, equivalente a un 33.33%.
- Tratamiento 4(Testigo): De las 6 réplicas, 2 presentaron alta densidad de esporulación, lo que representa un 33.33%.

#### 4.1.4. Cuantificación observacional de la esporulación en la Cepa K (*T. asperellum*)

Para evaluar el impacto de los diferentes tratamientos herbicidas sobre la esporulación de la cepa K (*T. asperellum*), se analizaron 24 unidades experimentales, distribuidas en cuatro tratamientos con seis réplicas cada uno. Se realizó una evaluación visual y

morfológica de la densidad de esporulación, clasificando las colonias según su grado de producción de esporas.

**Tabla 9:** *Tratamientos y repeticiones cepa K*

CEPA K			
T1	T2	T3	T4
			
			
			
			
			
			

**Fuente:** Autores.

A continuación, se presentan los porcentajes de réplicas con alta densidad de esporulación para cada tratamiento:

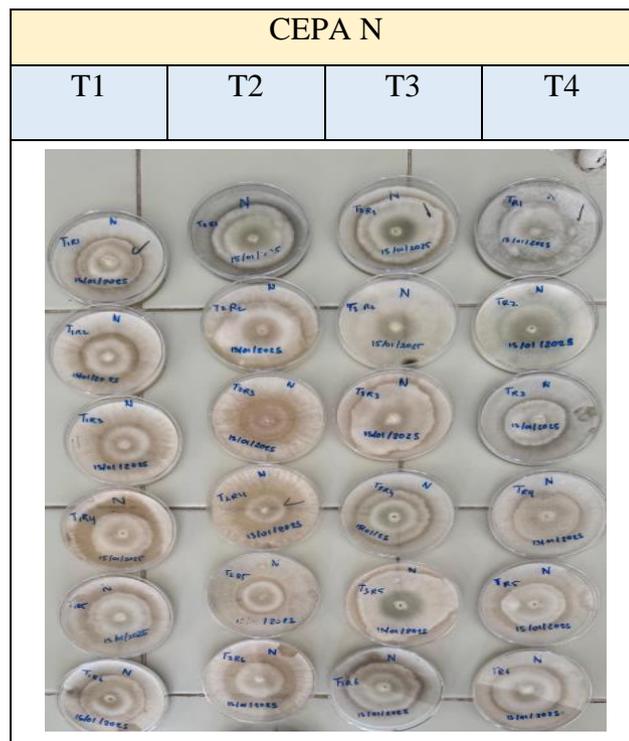
- Tratamiento 1(Glufosinato de amonio): De las 6 réplicas, 5 presentaron alta densidad de esporulación. Esto corresponde al 83.33% de las réplicas.
- Tratamiento 2(Diuron): De las 6 réplicas, 4 mostraron alta densidad de esporulación, lo que representa el 66.67% de las réplicas.
- Tratamiento 3(Glifosato): De las 6 réplicas, 5 tuvieron una alta densidad de esporulación, lo que equivale al 83.33% de las réplicas.
- Tratamiento 4 (testigo): De las 6 réplicas, 3 presentaron alta densidad de esporulación, lo que equivale al 50% de las réplicas. Cabe destacar que este tratamiento no recibió aplicación de herbicidas.

#### 4.1.5. Cuantificación observacional de la esporulación en la Cepa N (*R. solani*).

Para evaluar el impacto de los diferentes tratamientos herbicidas sobre la esporulación de la cepa N (*R. solani*), se analizaron 24 unidades experimentales, distribuidas en cuatro tratamientos con seis réplicas cada uno. Se realizó una evaluación visual y morfológica de la densidad de esporulación, clasificando las colonias según su grado de producción de esporas.

Se evaluaron los 4 tratamientos con 6 réplicas en cada uno, observándose un comportamiento homogéneo en cuanto a la densidad de esporulación en todos los tratamientos y réplicas. Este comportamiento homogéneo indica que no se detectaron variaciones significativas en la respuesta de las réplicas dentro de cada tratamiento. }

**Tabla 10.** Tratamientos y repeticiones cepa N



Fuente: Autores.

#### 4.2. Resultado de la cuantificación observacional de la esporulación.

La observación de la esporulación en la Cepas sugiere que la aplicación de herbicidas tuvo un efecto variable en la capacidad esporulativa de las distintas cepas evaluadas. En algunos casos, los tratamientos con herbicidas mostraron una reducción significativa en

la densidad de esporulación en comparación con el testigo, lo que indica un posible efecto inhibitorio sobre la esporogénesis. Sin embargo, en otras cepas (*T. asperellum*, *T. citrinoviride*), la aplicación de herbicidas pareció inducir un aumento en la esporulación en comparación con el testigo, lo que sugiere que, en ciertos microorganismos, la exposición a estos compuestos podría actuar como un factor de estrés que desencadena una respuesta adaptativa.

Este incremento en la esporulación no necesariamente refleja un crecimiento saludable, sino que podría ser una estrategia de supervivencia frente a condiciones adversas. Diversos estudios previos han mostrado que algunos hongos, al detectar amenazas ambientales como cambios en las condiciones del medio ambiente o la presencia de patógenos, responden acelerando su ciclo reproductivo. Este comportamiento tiene como objetivo principal asegurar la supervivencia y persistencia de la población fúngica, promoviendo una mayor producción de esporas para maximizar las probabilidades de dispersión y colonización. Sin embargo, esta estrategia de respuesta rápida ante una amenaza puede tener efectos secundarios indeseables.

La aceleración del ciclo reproductivo a menudo conlleva alteraciones morfológicas y funcionales en las esporas producidas. Estas alteraciones pueden incluir una reducción en el tamaño de las esporas, deformaciones estructurales o alteraciones en la composición de la membrana celular. Esto resulta en una población con menor capacidad para resistir condiciones adversas y, en muchos casos, disminuye la efectividad del hongo frente a nuevos patógenos o situaciones de estrés ambiental.

#### **4.3.Resultados del Experimento**

La tabla de pruebas de efectos inter-sujetos presenta un análisis de varianza (ANOVA) que evalúa la influencia de diferentes factores sobre la variable dependiente PespD (porcentaje de esporas deformadas). Se han considerado como factores la cepa de microorganismos, el tipo de herbicida y la interacción entre ambos. Un dato clave en este análisis es que el testigo (control) presentó un 0% de deformación de esporas, lo que indica que la presencia de herbicidas fue el factor desencadenante de la alteración en la morfología de las esporas.

Según la tabla podemos observar que en el caso de la cepa el valor  $p = 0.002$  es menor que 0.05 lo que indica que el tipo de microorganismo tiene un impacto significativo en la

deformación de esporas. Es decir, las distintas cepas de *Trichoderma* y *Rhizoctonia solani* responden de manera diferenciada a la exposición a herbicidas.

Según la tabla podemos observar que en el caso de los herbicidas el valor  $p = 0.053$ . Aunque este valor no es menor a 0.05, está cerca del umbral de significancia, lo que sugiere una posible influencia del tipo de herbicida sobre la deformación de esporas.

Dado que el testigo presentó un 0% de deformación, se puede inferir que la aplicación de herbicidas es la causa principal de la alteración morfológica en las esporas, y que su impacto varía según el tipo de compuesto químico aplicado.

Según la tabla, se observa que, en el caso de la cepa y el herbicida, el valor de  $p = 0.033$  es inferior a 0.05, lo que confirma que la respuesta de cada cepa a la aplicación de herbicidas no es homogénea, sino que varía en función de la naturaleza del herbicida y la capacidad de resistencia de cada microorganismo.

Los resultados indican que:

- El tipo de cepa fúngica tiene un efecto significativo en la deformación de esporas ( $p = 0.002$ ).
- El tipo de herbicida muestra una tendencia a influir en la deformación de esporas, aunque con menor significancia estadística ( $p = 0.053$ ).
- La interacción entre cepa y herbicida es significativa ( $p = 0.033$ ), lo que indica que la susceptibilidad de los microorganismos depende del tipo de herbicida aplicado.
- El testigo (control) no presentó deformación de esporas, lo que confirma que la aplicación de herbicidas es el principal factor responsable de la alteración morfológica observada.

**Tabla 11:** Tabla de análisis de varianza ANOVA para la variable PespD.

### Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente: PespD

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	1293,520 <sup>a</sup>	14	92.394	3.166	.001
Intersección	14035.680	1	14035.680	481.003	.000
Cepa	578.720	4	144.680	4.958	.002
Herbicida	180.240	2	90.120	3.088	.053
Cepa * Herbicida	534.560	8	66.820	2.290	.033
Error	1750.800	60	29.180		
Total	17080.000	75			
Total corregida	3044.320	74			

a. R cuadrado = ,425 (R cuadrado corregida = ,291)

**Fuente:** Autores.

En este método, se prueba la hipótesis de homogeneidad de varianzas, la cual debe rechazarse si el valor de p es menor que 0.005. En este caso, el valor de significancia obtenido ( $p = 0.004$ ) es inferior a 0.05, lo que indica que las varianzas de error no son homogéneas. Esto significa que existe una diferencia en la dispersión de la variable dependiente entre los distintos grupos del estudio.

**Tabla 12.** Tabla de contraste de Levene sobre la Igualdad de las Varianzas de Error.

Contraste de Levene sobre la igualdad de las varianzas error <sup>a</sup>			
Variable dependiente: PespD			
F	gl1	gl2	Sig.
2.684	14	60	.004
Contrasta la hipótesis nula de que la varianza error de la variable dependiente es igual a lo largo de todos los grupos.			
a. Diseño: Intersección + Cepa + Herbicida + Cepa * Herbicida			

**Fuente:** Autores.

La tabla de comparaciones múltiples mediante el DHS de Tukey analiza las diferencias entre los distintos herbicidas en relación con la variable dependiente PespD. Este análisis permite determinar si existen diferencias significativas en la deformación de esporas causada por cada tratamiento y si la intensidad del herbicida influye en esta respuesta.

Por otro lado, la comparación entre el herbicida 1 (T1) y el herbicida 3 (T3) arroja una diferencia de medias de -3.7200, con un valor de  $p = 0.046$ , lo que indica que la diferencia es estadísticamente significativa. Además, el intervalo de confianza [-7.3918, -0.0482] no incluye el 0, lo que refuerza la existencia de una diferencia significativa.

En este caso, el herbicida 3 (T) genera un mayor efecto sobre la deformación de esporas en comparación con el herbicida 1, lo que sugiere que su aplicación es más agresiva para el microbiota del suelo.

**Tabla 13.** Tabla de análisis de comparaciones múltiples (DHS de Tukey).

Comparaciones múltiples						
Variable dependiente: PespD						
DHS de Tukey						
(I)Herbicida		Diferencia de medias (I-J)	Error tip.	Sig.	Intervalo de confianza 95%	
					Límite inferior	Límite superior
1,00	2,00	-1.2000	1.52787	.713	-4.8718	2.4718
	3,00	-3,7200*	1.52787	.046	-7.3918	-.0482
2,00	1,00	1.2000	1.52787	.713	-2.4718	4.8718
	3,00	-2.5200	1.52787	.233	-6.1918	1.1518
3,00	1,00	3,7200*	1.52787	.046	.0482	7.3918
	2,00	2.5200	1.52787	.233	-1.1518	6.1918

Basadas en las medias observadas.  
El término de error es la media cuadrática(Error) = 29,180.  
\*. La diferencia de medias es significativa al nivel ,05.

**Fuente:** Autores.

La prueba de comparación de medias de Tukey para la variable PespD permite identificar diferencias significativas entre los tratamientos con herbicidas (T1, T2 y T3). En la tabla se observan dos subconjuntos homogéneos, lo que indica que ciertos tratamientos presentan medias similares, mientras que otros difieren significativamente.

Tratamiento T1 presenta la media más baja (12.04) y se encuentra en un subconjunto distinto al tratamiento T3.

Tratamiento T2 tiene una media de 13.24 y se encuentra en ambos subconjuntos, lo que sugiere que su efecto no es significativamente diferente de T1, pero sí de T3.

Tratamiento T3 presenta la media más alta (15.76) y se agrupa en un subconjunto diferente, lo que indica una diferencia estadísticamente significativa con T1 y T2.

En conclusión, dado que el testigo no presentó deformaciones, se puede concluir que la aplicación de herbicidas tuvo un efecto directo en la alteración de las esporas, con un aumento progresivo en la deformación conforme se aplicaron los diferentes tratamientos. La significancia estadística ( $p > 0.05$ ) sugiere que, aunque existen diferencias entre los tratamientos, estas no son altamente significativas. No obstante, la tendencia indica que el tipo y la cantidad de herbicida aplicado juegan un papel crucial en la respuesta de los microorganismos del suelo, afectando su estructura y funcionalidad.

**Tabla 14:** Prueba HSD de Tukey para la variable PespD

<b>PespD</b>			
DHS de Tukey			
Herbicida	N	Subconjunto	
		1	2
1,00	25	12.0400	
2,00	25	13.2400	13.2400
3,00	25		15.7600
Sig.		.713	.233

Se muestran las medias de los grupos de subconjuntos homogéneos.  
 Basadas en las medias observadas.  
 El término de error es la media cuadrática(Error) = 29,180.

a. Usa el tamaño muestral de la media armónica = 25,000

b. Alfa = ,05.

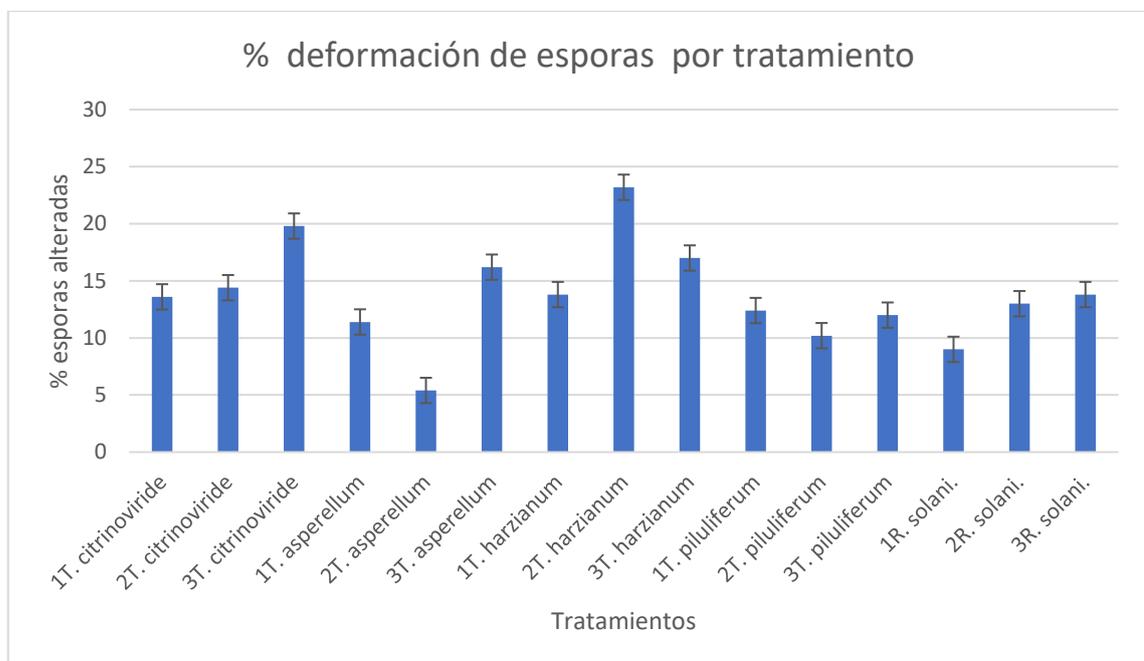
**Fuente:** Autores.

Los resultados obtenidos en el diagrama de barras (Figura32) muestran que la aplicación de herbicidas tiene un impacto significativo en el microbiota del suelo, en particular en la deformación de esporas de hongos benéficos y patógenos. Se observó que el tratamiento 2T. *harzianum* presentó el mayor porcentaje de esporas alteradas, lo que sugiere que este microorganismo es especialmente susceptible a los efectos de los herbicidas aplicados en la segunda fase. Este resultado indica que la exposición a ciertos herbicidas puede comprometer la viabilidad y función de *Trichoderma harzianum*, afectando su capacidad biocontroladora y su papel en la salud del suelo.

En contraste, el tratamiento 2T. *asperellum* mostró el menor porcentaje de esporas deformadas dentro del género *Trichoderma*, lo que sugiere que esta especie posee una mayor tolerancia a los efectos de los herbicidas en comparación con *T. harzianum* y T.

citrinoviride. Esto podría indicar que *T. asperellum* es una alternativa más resistente en sistemas agrícolas expuestos a herbicidas.

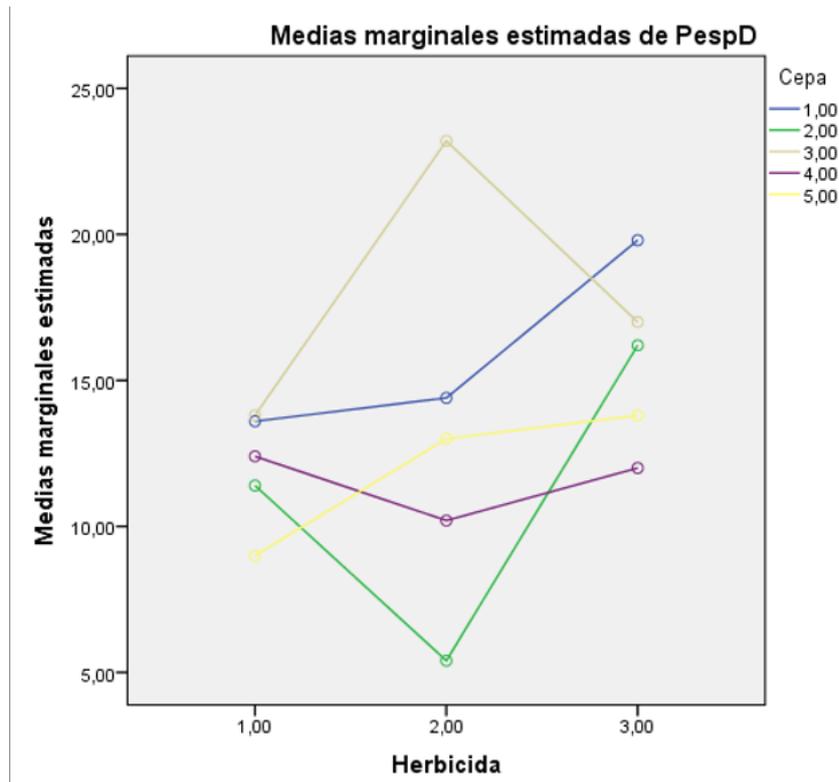
Por otro lado, 3T. *harzianum* y 3T. *citrinoviride* también presentaron altos niveles de deformación, lo que refuerza la hipótesis de que ciertos herbicidas pueden afectar negativamente la estructura y función de los hongos benéficos del suelo. Además, los tratamientos con *Rhizoctonia solani* y *Trichoderma piluliferum* registraron porcentajes intermedios de deformación, lo que sugiere que la respuesta microbiana varía en función del tipo de herbicida y del microorganismo en cuestión. Estos resultados reflejan que los herbicidas no solo tienen un impacto directo sobre la vegetación no deseada, sino que también generan efectos indirectos sobre el microbiota del suelo, modificando la estructura y viabilidad de ciertas especies fúngicas.



**Figura 32:** Gráfico de % deformación de esporas por tratamiento.

Los resultados obtenidos (Figura33) evidencian que la aplicación de herbicidas genera un impacto diferencial en la deformación de esporas de las cepas evaluadas. Se observa que *Trichoderma harzianum* (cepa 3) presenta el mayor porcentaje de deformación en la segunda aplicación del herbicida (T2), lo que sugiere una alta sensibilidad a este tratamiento. De manera similar, *Trichoderma citrinoviride* (cepa 1) en el la aplicación de herbicida (T3), muestran un incremento significativo en la deformidad de esporas en algunos tratamientos, lo que indica que estos microorganismos son más susceptibles a la acción de los herbicidas evaluados.

Por otro lado, *Trichoderma asperellum* (cepa 2) presenta la menor deformación de esporas en la segunda aplicación del herbicida (T2), lo que sugiere que este tratamiento tiene un efecto menos agresivo sobre esta cepa en particular. *Trichoderma piluliferum* (cepa 4) mantiene valores de deformación relativamente bajos y estables en comparación con otras cepas, lo que indica una mayor tolerancia a la acción de los herbicidas.

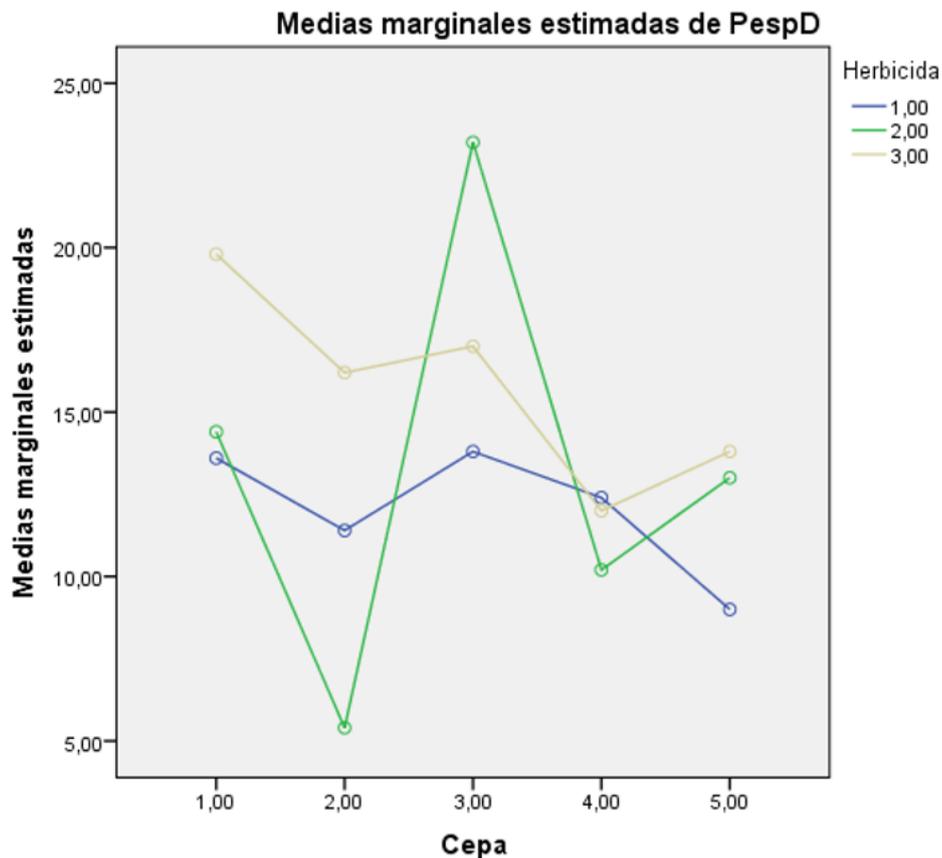


**Figura 33:** Gráfico de líneas de las medias marginales estimadas de PespD

Los resultados obtenidos (Figura34) muestran que la aplicación de herbicidas afecta de manera diferenciada la deformación de esporas en las cepas evaluadas. Se observa que *Trichoderma harzianum* (cepa 3) presenta el mayor porcentaje de deformación en la segunda aplicación del herbicida (T2), lo que sugiere una alta sensibilidad a este tratamiento. De manera similar, *Trichoderma citrinoviride* (cepa 1) en la aplicación de herbicida (T3), muestran un incremento significativo en la deformidad de esporas en algunos tratamientos, lo que indica que estos microorganismos son más susceptibles a la acción de los herbicidas evaluados.

Por otro lado, *Trichoderma asperellum* (cepa 2) presenta la menor deformación de esporas en la segunda aplicación del herbicida (T2), lo que sugiere que este tratamiento

tiene un efecto menos agresivo sobre esta cepa en particular. *Trichoderma piluliferum* (cepa 4) mantiene valores de deformación relativamente uniformes y estables en comparación con otras cepas, lo que indica una mayor tolerancia a la acción de los herbicidas.



**Figura 34:** Gráfico de líneas de las medias marginales estimadas de PespD

## 5. Conclusión

Los resultados de este estudio confirman que los herbicidas afectan el microbiota del suelo, alterando la morfología y viabilidad de las esporas de hongos benéficos, además de eliminar la vegetación no deseada. El análisis estadístico mediante ANOVA evidenció que su aplicación provoca deformaciones significativas en las esporas de hongos benéficos, con variaciones según el tipo de herbicida y la cepa microbiana.

En comparación con el tratamiento testigo, los herbicidas aumentan la deformidad de las esporas, siendo el T3 el más perjudicial. Este efecto compromete la funcionalidad de *Trichoderma harzianum* y *T. citrinoviride*, reduciendo su capacidad de biocontrol y afectando la dinámica microbiana del suelo.

En conclusión, el impacto de los herbicidas sobre la microbiota del suelo depende de su tipo y concentración, con efectos adversos sobre los hongos benéficos. Estos hallazgos

subrayan la necesidad de estrategias de manejo que minimicen su impacto, promoviendo una agricultura más sostenible.

## 6. Recomendaciones

Se recomienda evitar el uso de herbicidas y optar por métodos mecánicos como la motoguadaña para el control de malezas, ya que esta alternativa reduce el impacto negativo en el microbiota del suelo. El uso de motoguadaña, combinado con prácticas agroecológicas como el uso de coberturas vegetales, permitirán un manejo más sostenible de las malezas sin alterar el equilibrio del suelo.

## 7. Bibliografías

- AFECOR. (2020). *EXPLORER* (p. 3). <https://www.afecor.com/wp-content/uploads/2020/07/EXPLORER-FT-NA.pdf>
- Alvarez, F. (1976). *HERBICIDAS EN LA PLATANERA*. Hojas Divulgadoras del Ministerio de Agricultura de España. [https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd\\_1976\\_13.pdf](https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1976_13.pdf)
- Caseley, J., Parker, C., & R, L. (1996). *Capítulo 10. Herbicidasen: Manejo de malezas para países en desarrollo*. FAO. <https://www.fao.org/4/t1147s/t1147s0e.htm>
- Enciso, V. (2020). *Banana: Manejo, comercialización y costos*. (p. 52). Universidad Nacional de Asunción. [https://www.agr.una.py/descargas/publicaciones/banana\\_manejo\\_comercializacion\\_y\\_costos.pdf](https://www.agr.una.py/descargas/publicaciones/banana_manejo_comercializacion_y_costos.pdf)
- Gallay, R., Mendoza, C., & Vazsquez, L. N. B. (2007). *OXIDACIÓN FOTOCATALITICA DE LOS HERBICIDAS 2,,4—D,, DIURON Y AMETRINA EN AGUA A ESCALA DE LABORATORIO*. *antiago de Cali: Facultad de Ingeniería de la Universidad del Valle.*, 24.
- García-Núñez, H. G., Martínez-Campos, Á. R., Hermosa-Prieto, M. R., Monte-Vázquez, E., Aguilar-Ortigoza, C. J., & González-Esquivel, C. E. (2017). Caracterización morfológica y molecular de cepas nativas de *Trichoderma* y su potencial de

- biocontrol sobre *Phytophthora infestans*. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, 35(1).  
<https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.1605-4>
- Gómez Calle, M. F. (2017). *Efectos de la suma térmica en el desarrollo de racimos de banano (Musa acuminata AAA) en dos zonas productoras distintas*. (p. 78). UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL.  
<http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/7714/1/T-UCSG-PRE-TEC-AGRO-119.pdf>
- Hagner, M., Mikola, J., Saloniemi, I., Saikkonen, K., & Helander, M. (2019). Effects of a glyphosate-based herbicide on soil animal trophic groups and associated ecosystem functioning in a northern agricultural field. *Scientific Reports*, 9(1), 13.  
<https://doi.org/10.1038/s41598-019-44988-5>
- Kamala, Th., Devi, S. I., Sharma, K. C., & Kennedy, K. (2015). Phylogeny and Taxonomical Investigation of *Trichoderma* spp. From Indian Region of Indo-Burma Biodiversity Hot Spot Region with Special Reference to Manipur. *BioMed Research International*, 2015, 1-21. <https://doi.org/10.1155/2015/285261>
- León-Serrano, L. A., Matailo-Pinta, A. M., Romero-Ramón, A. A., & Portalanza-Chavarría, C. A. (2020). Ecuador: Producción de banano, café y cacao por zonas y su impacto económico 2013-2016. *Revista Científica UISRAEL*, 7(3), 97-114.  
<https://doi.org/10.35290/rcui.v7n3.2020.324>
- López, J., & Pérez, J. (2011). Historia natural de los plátanos y las bananas. *Quercus*, 212.  
[https://digital.csic.es/bitstream/10261/93714/4/historia\\_natural\\_platanos\\_Lopez.pdf](https://digital.csic.es/bitstream/10261/93714/4/historia_natural_platanos_Lopez.pdf)
- López, N. J., & Madrid, M. L. (2011). HERBICIDA GLIFOSATO: USOS, TOXICIDAD Y REGULACIÓN. *BIOtecnia*, 13(2), 23. <https://doi.org/10.18633/bt.v13i2.83>

- Mahmud, A. (2016). "Influencia de la deriva de herbicidas en el cultivo de banano (*Musa AAA*) cv." (p. 71). UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO. <https://repositorio.uteq.edu.ec/server/api/core/bitstreams/ade6da02-8f10-41f9-92f6-672e674dfaf9/content>
- MPCEIP. (2017). *Informe sector bananero ecuatoriano* (p. 50). Ministerio de comercio exterior. <https://www.produccion.gob.ec/wp-content/uploads/2019/06/Informe-sector-bananero-espa%C3%B1ol-04dic17.pdf>
- Ortega, M., & Fernando, E. (2019). Plan de exportación de banano orito de la hacienda Maria Elvira hacia mercado español. *Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano*. <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/93734e14-4fd4-4b1a-973e-30a2897c339c/content>
- Pattison, A. B., McBeath, A. V., Masters, B., & Dennis, P. G. (2024). Direct and indirect effects of Basta®, a glufosinate-based herbicide, on banana plantation soil microbial diversity and function. *Applied Soil Ecology*, 195. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2023.105225>
- Peláez-Álvarez, A., Santos-Villalobos, S., A. Yépez, E., Parra-Cota, F. I., & Reyna Trinidad, R.-R. (2016). Efecto sinérgico de *Trichoderma asperellum* T8A y captan 50® contra *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.). *Revista mexicana de ciencias agrícola*, 7(6). [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2007-09342016000601401](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342016000601401)
- Perales Llerena, J. (2019). CONCEPTOS Y PRACTICAS DE MICROBIOLOGIA GENERAL. *MICROBIOLOGO UNIVERSIDAD DE PAMPLONA*. <https://es.scribd.com/document/427320450/PRACTICA-4-Tecnicas-de-Siembra>

- Quintero Pértuz, I., & Carbonó DelaHoz, E. (2016). Panorama del manejo de malezas en cultivos de banano en el departamento del Magdalena, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 9(2), 329. <https://doi.org/10.17584/rcch.2015v9i2.4188>
- Reyes, I., & Valery, A. (2007). Efecto de la fertilidad del suelo sobre la microbiota y la promoción del crecimiento Del maíz (*zea mays* l.) Con azotobacter spp. *Bioagro*, 19(3). [https://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S1316-33612007000300001&script=sci\\_arttext](https://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S1316-33612007000300001&script=sci_arttext)
- Sánchez Hernández, L., Arias Mota, R. M., Rosique Gil, J. E., & Pacheco Figueroa, C. J. (2018). Diversidad del género *Trichoderma* (Hypocraceae) en un Área Natural Protegida en Tabasco, México. *Acta Botanica Mexicana*, 123, 167-182. <https://doi.org/10.21829/abm123.2018.1269>
- Sánchez Miranda, M. D., Moreno Mayorga, L. F., & Páramo Aguilera, L. A. (2021). Identificación morfológica y molecular de especies autóctonas *trichoderma* spp., aisladas de suelos de importancia agrícola. *Revista Ciencia y Tecnología El Higo*, 11(1), 26-42. <https://doi.org/10.5377/elhigo.v11i1.11715>
- Sembralía. (2023). *Microbioma del suelo: La vida bajo la tierra*. <https://sembralía.com/blogs/blog/microbioma-del-suelo-la-vida-bajo-la-tierra?srsId=AfmBOortV6xBsGlu9cOWvRdWTIIg2JYRb58R6Te9DIFeeNv0pa1a3V0Q>
- Tang, G.-T., Li, Y., Zhou, Y., Zhu, Y.-H., Zheng, X.-J., Chang, X.-L., Zhang, S.-R., & Gong, G.-S. (2022). Diversity of *Trichoderma* species associated with soil in the Zoige alpine wetland of Southwest China. *Scientific Reports*, 12(1), 21709. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-25223-0>

Universidad de Cundinamarca, Romero-Salazar, N. C., Galvis-Gratz, J. M., Universidad de Cundinamarca, Moreno-López, J. P., & Universidad de Cundinamarca. (2022). Hongos formadores de micorrizas aislados a partir de raíces de la orquídea *Rodriguezia granadensis* (LINDL.) RCHB. F. *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica*, 25(1). <https://doi.org/10.31910/rudca.v25.n1.2022.2086>

## Anexos



**Anexo 1:** Preparación del medio de cultivo.



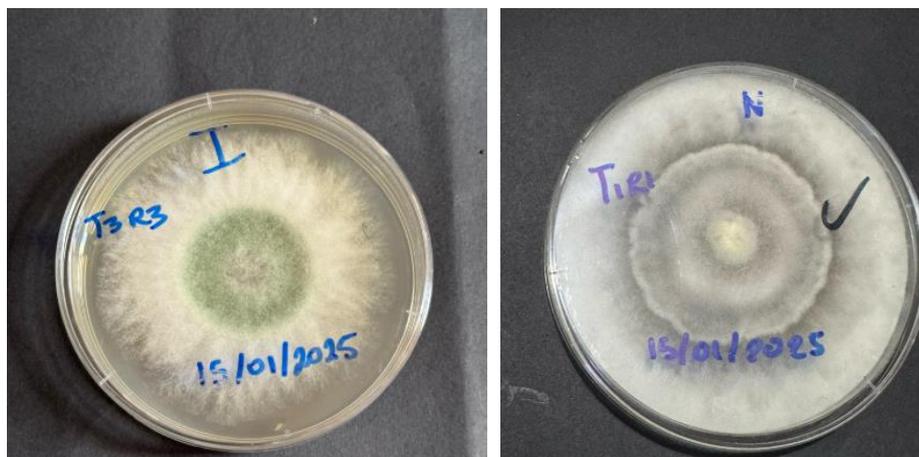
**Anexo 2:** Vertido del medio de cultivo en las cajas Petri.



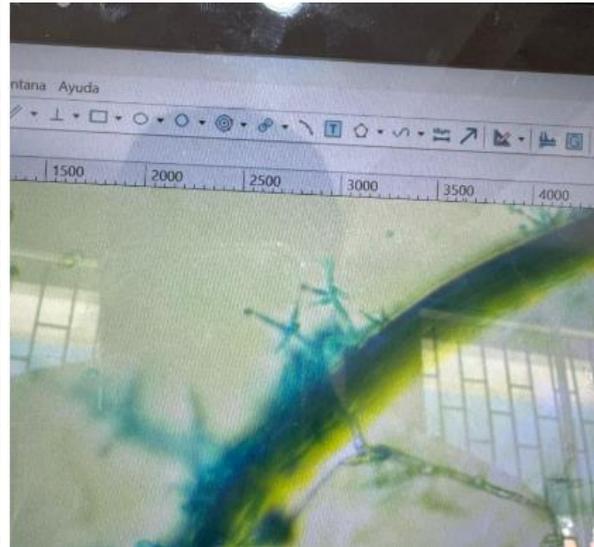
Anexo 3: Siembra.



Anexo 4: Hongos.



Anexo 5: Hongos.



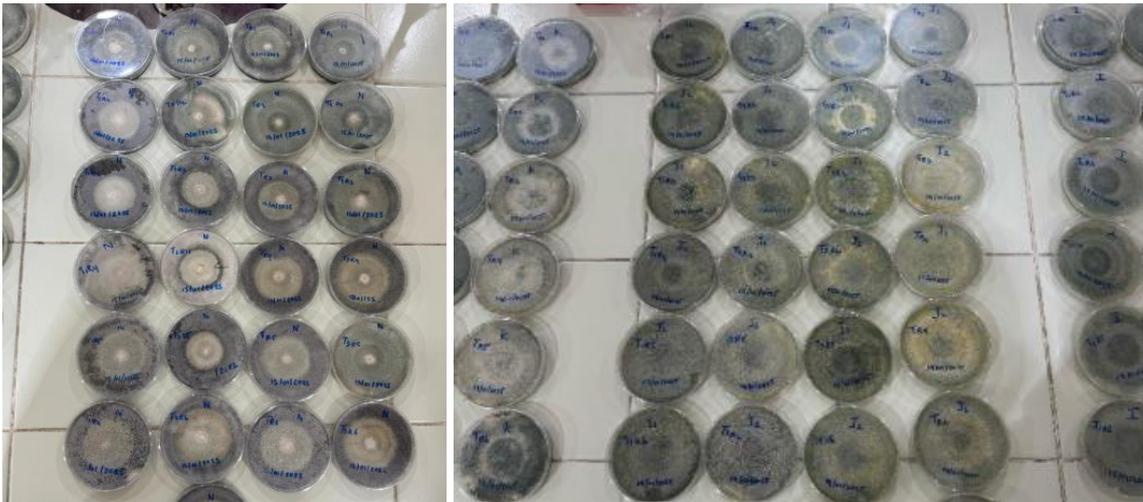
**Anexo 6:** Identificación.



**Anexo 7:** Preparación de dosis de herbicidas.



**Anexo 8:** Aplicación de herbicida.



**Anexo 9:** Hongos después de la aplicación de herbicidas.



**Anexo 10:** Observación en el microscopio.