

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE FIITOMEJORAMIENTO



Aislamiento y caracterización de bacterias nativas no rizosféricas del desierto de Mayrán con actividad antagonista frente a *Botrytis cinerea*

Por:
Natividad Trejo Saldaña

TESIS

Presentada como requerimiento parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Torreón, Coahuila, México
Octubre 2025

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

**Aislamiento y caracterización de bacterias nativas no rizosféricas del desierto
de Mayrán con actividad antagonista frente a *Botrytis cinerea***

Por:

Natividad Trejo Saldaña

TESIS

Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial
para obtener el título de:

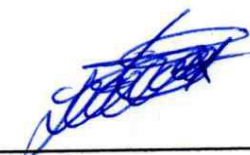
INGENIERO AGRÓNOMO

Aprobado por:



Dr. Luis Abraham Chaparro Encinas
Presidente


Dr. José Rafael Paredes Jácome
Vocal



Dr. Fabián García Espinoza
Vocal



Dr. Ricardo Israel Ramírez Gottfried
Vocal suplente



M.C. Rafael Ávila Cisneros
Coordinador de la División de Carreras Agronómicas



Torreón, Coahuila, México
Octubre 2025

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO**

**Aislamiento y caracterización de bacterias nativas no rizosféricas del desierto
de Mayrán con actividad antagonista frente a *Botrytis cinerea***

Por:

Natividad Trejo Saldaña

TESIS

Presentado Como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

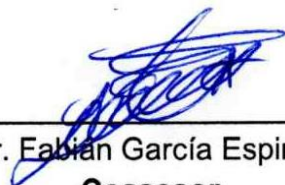
Aprobado por el Comité de Asesoría:



Dr. Luis Abraham Chaparro Encinas
Asesor Principal



Dr. José Rafael Paredes Jácome
Coasesor



Dr. Fabián García Espinoza
Coasesor



M.C. Rafael Ávila Cisneros
Coordinador de la División de Carreras Agronómicas



Dr. Ricardo Israel Ramírez Gottfried
Coasesor

Torreón, Coahuila, México
Octubre 2025

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a las personas que más admiro **A mis padres** *Raul Trejo Trejo y Natividad Saldaña Chávez*. Gracias por confiar en mí incluso cuando yo dudaba, por su amor incondicional, sus consejos sinceros y por cada regaño que me enseñó a ser mejor. Este logro no es solo mío, sino también el reflejo de su esfuerzo, sus sacrificios y todo lo que me han dado. Hoy se cumple un sueño que siempre compartimos. Me dieron las herramientas para llegar hasta aquí, y cada día trabajo para devolverles todo lo que, generosamente, confiaron en mí. Siempre me consideraré una de sus más grandes inversiones, y así espero honrarlo.

A mis hermanos Saul Trejo Saldaña y Raul Trejo Saldaña porque, aunque no siempre lo digamos, sé que están ahí. Gracias por las charlas, por motivarme cuando estuve a punto de rendirme, y por hacerme sentir que nunca camino sola. Este logro también es suyo.

A mis abuelos José Guadalupe Trejo Trejo Y Felipa Trejo Saldaña por su ejemplo de trabajo constante, por enseñarme que la perseverancia no tiene edad y que nunca es tarde para seguir luchando.

Pero sobre todo mi mayor admiración a mi abuela Catalina Saldaña Chávez ella es parte importante en este logro fue parte fundamental a lo largo de este camino. Gracias por tu fe en mí, por tus palabras que siempre llegaron en el momento justo, este trabajo lleva tu esencia, tu paciencia y tu ejemplo. Con todo cariño esta tesis también es tuya.

A mi novio Pedro Rodríguez Sánchez que llegó a mi vida cuando menos lo esperaba, por apoyarme en todo momento, motivarme, por creer en mí y por escucharme. Tu amor, tu paciencia y tus sugerencias fueron fundamentales en este proceso. Aprender de ti me inspira a ser mejor cada día.

AGRADECIMIENTO

A DIOS

Que me permitió culminar este camino, por poner a las personas adecuadas que contribuyeron a alcanzar esta meta.

A mi asesor de tesis

Luis Abraham Chaparro Encinas por su valioso apoyo a lo largo de esta investigación. Agradezco profundamente la generosidad con la que compartió sus conocimientos, su paciencia constante y su capacidad para brindarnos un enfoque distinto y enriquecedor en el área de estudio.

A mis amigas

Margarita, Miriam y Daniela por estar presentes a lo largo de esta carrera. Su apoyo constante, las risas compartidas y cada anécdota vivida hicieron que el camino fuera más ligero. En los momentos buenos y en los difíciles, su compañía fue un aprendizaje invaluable que guardo con profundo cariño.

INDICE

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTO.....	II
INDICE	III
INDICE DE CUADROS	IV
INDICE DE FIGURAS	V
RESUMEN.....	VI
I INTRODUCCIÓN	1
1.1 OBJETIVO GENERAL	3
1.1.1 <i>Objetivos específicos</i>	3
1.2 HIPÓTESIS	3
II REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. COLECCIONES DE CEPAS MICROBIANAS: CONSERVACIÓN Y UTILIDAD AGROBIOTECNOLÓGICA	4
2.2. MICROORGANISMOS DEL SUELO NO RIZOSFÉRICOS EN AMBIENTES ÁRIDOS	8
2.3. BIOCONTROL MICROBIANO: MECANISMOS Y APLICACIONES	8
2.4. <i>BOTRYTIS CINEREA</i> EN LA AGRICULTURA: IMPACTO Y MANEJO	9
2.5. TÉCNICAS PARA DISMINUIR SU IMPACTO CULTURAL, QUÍMICO Y BIOLÓGICO	10
2.6. MORFOLOGÍA Y TAXONOMÍA DE <i>BOTRYTIS CINEREA</i>	11
III MATERIALES Y MÉTODOS	12
3.1. LOCALIZACIÓN Y MUESTREO DEL SUELO	12
3.2. AISLAMIENTO Y PURIFICACIÓN DE LA MUESTRA DE MICROORGANISMOS CULTIVABLES.....	13
3.3. CARACTERIZACIÓN MACROSCÓPICA Y MICROSCÓPICA.....	14
3.4. PRUEBAS DE ANTAGONISMO BACTERIA -HONGO	16
IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN	19
4.1. AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN	19
4.2. PRUEBAS DE BIOCONTROL DE <i>BOTRYTIS</i> CON CEPAS BACTERIANAS AISLADAS	22
V CONCLUSIONES	24
LITERATURA CITADA	25
ANEXO 1.....	34

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Características visuales y estructurales de las cepas aisladas.	19
---	----

INDICE DE FIGURAS

Figura 1: Morfología colonial utilizada como referencia para la caracterización macroscópica de cepas aisladas en este estudio. Tomado de Martínez-Prado <i>et al.</i> (2011).	15
Figura 2: Prueba de antagonismo Hongo-Bacteria.	16
Figura 3: Caja de Petri caolinizada por el hongo <i>Botrytis</i> spp.....	17
Figura 4: Confrontación directa entre micelio fúngico y cepas bacterianas en caja Petri tras 24 horas.	18
Figura 5: Tinción Gram. A) Aislamiento ANBB3 Gram (-) Cocco Bacilo. B) ABBB7 Gram (+), coco. C) ANBB9 Negativa, Bacilo. D) ANBB2 positivo, cocco bacilo. E) ANBB38 positivo, <i>Streptococco</i>	20
Figura 6: A: ANBB1 (PICR 65.2%), Cocco Bacilo Gram (-). B: ANBB6 (PICR 63.3%) Cocco Bacilo Gram (-).	22

RESUMEN

La agricultura moderna enfrenta el reto de aumentar la productividad sin comprometer el equilibrio ambiental. El uso intensivo de fertilizantes sintéticos ha deteriorado la salud del suelo, lo que impulsa la búsqueda de alternativas sostenibles. En este contexto, los microorganismos benéficos del suelo, especialmente aquellos provenientes de ambientes extremos, ofrecen soluciones prometedoras para el manejo ecológico de cultivos.

Esta investigación se centró en la caracterización de bacterias nativas del suelo no rizosférico del Desierto de Mayrán, evaluando su potencial agrobiotecnológico y su capacidad antagonista frente al hongo fitopatógeno *Botrytis cinerea*. Mediante técnicas microbiológicas como diluciones seriadas, siembra en estría y tinciones microscópicas, se aislaron 13 cepas bacterianas adaptadas a condiciones edáficas extremas (alta salinidad, temperaturas elevadas y baja disponibilidad de nutrientes).

Las cepas ANBB1 y ANBB6 destacaron por su capacidad de inhibir el crecimiento de *B. cinerea* en más del 60%, posicionándolas como candidatas para estrategias de biocontrol en sistemas agrícolas sostenibles. Además, se observó una predominancia de bacterias Gram negativas con morfologías cocobacilares, en concordancia con estudios ecológicos previos.

Los resultados validan el enfoque metodológico aplicado y resaltan la importancia de conservar cepas nativas en colecciones microbianas para futuras aplicaciones industriales y científicas. Este trabajo contribuye al conocimiento de la biodiversidad microbiana en zonas áridas y abre nuevas posibilidades para una agricultura más resiliente y ecológica.

Palabras clave: Tinción Gram, Bacterias, Microorganismo

I INTRODUCCIÓN

La agricultura contemporánea enfrenta desafíos cada vez más complejos, derivados de la creciente demanda de alimentos, el cambio climático, la degradación ambiental y las limitaciones en el uso de recursos naturales. En 2020, más de 700 millones de personas padecieron hambre, lo que evidencia una crisis alimentaria global que exige soluciones urgentes y sostenibles (FAO *et al.*, 2025). A medida que se intensifican los efectos del calentamiento global y la pérdida de biodiversidad, se vuelve indispensable transformar los modelos agrícolas tradicionales hacia sistemas más resilientes, eficientes y ecológicos.

Uno de los principales conflictos actuales radica en la necesidad de aumentar la productividad agrícola sin comprometer la salud del ecosistema. El uso intensivo de fertilizantes sintéticos ha generado consecuencias preocupantes, como la contaminación de cuerpos de agua, afectaciones a la salud humana y la degradación progresiva de la fertilidad del suelo (Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente, 2020). Ante este panorama, la investigación científica ha reorientado sus esfuerzos hacia el desarrollo de alternativas biotecnológicas que promuevan prácticas agrícolas más sostenibles y respetuosas con el medio ambiente.

En este contexto, los microorganismos benéficos del suelo han cobrado relevancia como agentes clave en la transición hacia una agricultura sustentable. Estos organismos no solo favorecen el crecimiento vegetal, sino que también contribuyen al control biológico de patógenos, mejoran la estructura del suelo y participan en procesos de reciclaje de nutrientes (Cruz-Cárdenas *et al.*, 2021; Moreno Reséndez *et al.*, 2018). Su aplicación como biofertilizantes y bioinoculantes representa una estrategia prometedora para reducir la dependencia de insumos químicos y fortalecer la resiliencia de los agroecosistemas.

Particularmente, los microorganismos nativos del suelo no rizosférico del desierto de Mayrán representan una fuente poco explorada de biodiversidad adaptada a condiciones extremas. Estos suelos áridos, caracterizados por su baja materia orgánica y escasa vegetación, albergan comunidades microbianas con funciones ecológicas relevantes y potencial agrobiotecnológico (Romero-Bastidas *et al.*, 2025).

La caracterización de estas comunidades puede revelar cepas con propiedades funcionales de interés, capaces de contribuir al desarrollo de soluciones agrícolas más sostenibles.

La presente investigación se justifica por la necesidad de reconocer y aprovechar los beneficios que ya existen en los suelos nativos, especialmente aquellos que han evolucionado en condiciones de aridez extrema. Contar con un catálogo descriptivo de estos microorganismos, clasificados macroscópicamente y microscópicamente, y evaluados por su actividad antagónica frente a *Botrytis cinerea* u otros fitopatógenos de importancia regional, permitirá identificar potenciales agentes de biocontrol que contribuyan a prácticas agrícolas más resilientes y ecológicas. Tal como lo demuestra Vázquez Angulo (2013), el aislamiento de cepas nativas de *Trichoderma spp.* en zonas áridas del norte de México ha permitido identificar microorganismos con capacidad antagonista frente a patógenos, lo que respalda su aplicación como bioinoculantes en sistemas agrícolas sostenibles.

Además, diversos autores han resaltado la importancia de conservar los microorganismos del suelo como parte de la biodiversidad terrestre. Según Burbano-Orjuela (2021), el suelo alberga gran parte de la vida del planeta y es esencial para la sostenibilidad agrícola. Integrar el conocimiento microbiológico con estrategias de manejo sostenible es indispensable para enfrentar los desafíos del sector agrícola. En este sentido, Rocha Matus y Tórrez Martínez (2022) demostraron que los microorganismos nativos del suelo fortalecen la resiliencia y productividad de los agroecosistemas, con alto potencial biotecnológico para una agricultura sostenible.

1.1 OBJETIVO GENERAL

Caracterizar microorganismos nativos cultivables del suelo no rizosférico del desierto de Mayrán con potencial agrobiotecnológico, mediante su aislamiento, análisis morfológico y evaluación de actividad antagónica frente a *Botrytis cinerea*.

1.1.1 Objetivos específicos

- Aislar y purificar microorganismos nativos cultivables de suelo no rizosférico del desierto de Mayrán mediante técnicas microbiológicas (diluciones seriadas).
- Determinar las características macroscópicas y microscópicas de las cepas bacterianas aisladas, incluyendo tinción de Gram y morfología colonial.
- Evaluar la actividad antagónica de las cepas aisladas frente a *Botrytis cinerea* mediante confrontaciones *in vitro*.
- Sintetizar la información recopilada para obtener un catálogo de microorganismos nativos aislados del suelo no rizosférico del desierto de Mayrán con características beneficiosas para la agricultura

1.2 HIPÓTESIS

Los microorganismos nativos cultivables del suelo no rizosférico del desierto de Mayrán pueden ser aislados mediante técnicas microbiológicas convencionales y presentan características morfológicas y funcionales, incluyendo actividad antagónica frente a *Botrytis cinerea*, que los hacen de interés agrobiotecnológico.

II REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Colecciones de cepas microbianas: conservación y utilidad agrobiotecnológica

Las colecciones de cultivos actúan como centros de resguardo y distribución de microorganismos, fundamentales para el avance de la microbiología aplicada. A través de ellas, se facilita el acceso a cepas específicas para fines académicos, investigaciones científicas, procesos industriales y ensayos de calidad. Estas colecciones, comparables a bibliotecas vivas, permiten preservar la diversidad microbiana fuera de su entorno natural. Su creación se vincula con el desarrollo de técnicas de cultivo puro impulsadas por la escuela de Koch, siendo la primera colección institucional fundada por Frantisek Král en 1890 (Uruburu, 2003). De esta manera, la mayoría de los laboratorios microbiológicos disponen actualmente de bancos de microorganismos, cuya preservación es clave para garantizar su aplicación en diversos estudios posteriores. Para ello, se implementan métodos de almacenamiento organizados y codificados que permiten mantener la integridad de los ejemplares (Plazas Ariza, 2007).

En el caso de una colección de microorganismos de un suelo no rizosférico. Se denomina suelo no rizosférico a aquellas superficies de suelo desnudo, carentes de vegetación, que se encuentran próximas a las parcelas y no están afectadas por la actividad radicular (Guastavino *et al.*, 2023). Así mismo Mora (1999) explica que el entorno radicular (rizósfera) alberga una mayor concentración de microorganismos en comparación con el suelo que no está directamente influenciado por las raíces (suelo no rizosférico).

Para llevar a cabo la colección de microorganismos se realiza un muestro de suelo se constituye mediante la combinación, de diversas sub-muestras recolectadas en distintos puntos del terreno, con el propósito de obtener una representación integral de sus características. Este procedimiento garantiza que la información obtenida sea más precisa, siempre que se cubra de manera uniforme toda el área evaluada (Instituto, 1992). De manera completaría Gelvez Pardo *et al.*, (2020) nos dice que la obtención de muestras de suelo es un paso determinante en estudios

microbiológicos, ya que permite acceder a información clave sobre la biodiversidad edáfica a diferencia del muestreo tradicional, centrado en aspectos físico-químicos y en una visión homogénea del terreno, el análisis de microorganismos requiere técnicas que consideren la variabilidad espacial y temporal del suelo, esta precisión metodológica es indispensable para evaluar su calidad y orientar decisiones agronómicas eficaces.

En situaciones donde no se dispone de muestras frescas, el almacenamiento adecuado se vuelve determinante para preservar las características biológicas del suelo. La alteración de variables como la humedad, la temperatura y la composición orgánica puede generar un microambiente distinto al original, lo que repercute en la actividad microbiana. Por ello, los laboratorios suelen recurrir a métodos como el secado al aire, la conservación en frío o la congelación (Daglio *et al.* 2005).

Para garantizar condiciones adecuadas de análisis, las muestras de suelo deben ser previamente tamizadas con un filtro de 2 mm, lo que permite remover materiales gruesos y mejorar la oxigenación interna. Se recomienda conservarlas a 4 °C en bolsas plásticas que permitan el flujo de aire, limitando el tiempo de almacenamiento a un máximo de tres meses (Vargas Gutiérrez, 2010).

Con el fin de preservar la integridad microbiológica de las muestras, se requiere una estricta esterilización de los materiales empleados en el aislamiento. La eliminación total de microorganismos se logra principalmente mediante procedimientos físicos, siendo menos frecuente el uso de agentes químicos. Entre los métodos físicos más utilizados destacan el calor —ya sea húmedo o seco—, la filtración y la exposición a radiaciones. No obstante, ciertos compuestos químicos también pueden emplearse para alcanzar la esterilidad en condiciones específicas (Pérez *et al.*, 2010).

Posterior a la esterilización del material, se emplean medios de cultivo que permiten la proliferación y estudio de los microorganismos bajo condiciones controladas, se denomina medio de cultivo al preparado nutritivo que facilita la proliferación, aislamiento y análisis de microorganismos, incluyendo la evaluación de su susceptibilidad a agentes antimicrobianos. Por lo general, se comercializa como un polvo seco de textura fina o granulada (NOM-065-SSA1,1999).

A partir de esta definición, es importante considerar que el rendimiento de un medio de cultivo depende directamente de los factores que influyen en el crecimiento bacteriano al contener nutrientes esenciales como carbono, nitrógeno, fósforo y minerales. Su eficacia depende de factores como la disponibilidad de nutrientes, oxígeno, humedad, pH adecuado, temperatura de incubación específica y condiciones de esterilidad que eviten contaminaciones, considerando estos factores que influyen en su eficiencia, los medios de cultivo pueden clasificarse según su composición, estado físico y aplicación (García Marto et al., 1994):

- Por su composición, los medios de cultivo se clasifican en definidos, con ingredientes precisos, e indefinidos, con componentes complejos como peptonas o extractos.
- Estado físico, pueden ser líquidos, que favorecen el crecimiento bacteriano; sólidos, útiles para observar características como la hemólisis; y semisólidos, empleados en pruebas bioquímicas.
- Aplicación, se dividen en generales, enriquecidos, especiales y selectivos, según el tipo de microorganismo que se desea cultivar o inhibir

Para aislar un microorganismo de una comunidad mixta y obtener un cultivo puro, se puede emplear la técnica de diluciones seriadas. Esta metodología implica preparar una suspensión de la muestra original y realizar diluciones sucesivas, que luego se siembran en placas Petri con medio sólido. El objetivo es obtener colonias bien separadas, cada una derivada de una sola célula. Una vez logrado el cultivo puro, su preservación puede efectuarse mediante resiembras periódicas o mediante almacenamiento en refrigeración, utilizando agentes conservantes apropiados. Mientras que Moreno & Albarracín (2012). Describen el procedimiento necesario para obtener cultivos puros, Olivas (2004) profundiza en las prácticas esenciales para su conservación, destacando la utilización de medios de mantenimiento adecuados permite mantener cepas bacterianas en estado puro dentro del laboratorio, mediante la práctica sistemática de resiembras periódicas.

Complementariamente, la técnica de siembra en estría permite aislar microorganismos específicos de una muestra compleja mediante la distribución secuencial del inóculo en una placa de cultivo. Usando un asa esterilizada, se realiza

un trazado en el medio que reduce progresivamente la densidad celular. Esto facilita la aparición de colonias únicas tras el proceso de incubación, esenciales para estudios microbiológicos (Contreras Garrido 2013). Este proceso también es respaldado por Brito-Vega et al. (2012). Quien describe la siembra por estría en placa permite distribuir una muestra bacteriana sobre un medio sólido mediante movimientos en zigzag con un asa esterilizada. Este procedimiento disminuye la densidad microbiana en cada sección del trazado, lo que facilita la obtención de colonias aisladas. Para continuar la siembra, se flamea el asa, se toma material de la última zona sembrada y se extiende hacia áreas no inoculadas del medio.

Una vez obtenidas las colonias aisladas mediante la siembra en estrías, se procede a su análisis microscópico, el cual requiere la preparación adecuada de la muestra mediante los procesos de extensión, fijación y tinción. Para preparar una muestra microbiológica, se deposita asépticamente una o dos gotas de la suspensión que contiene los microorganismos en el centro de un portaobjetos. Con ayuda de un asa de siembra esterilizada, se extiende la gota hasta cubrir uniformemente la superficie. Posteriormente, se realiza la fijación, proceso que permite inmovilizar los microorganismos sobre el portaobjetos para facilitar su tinción, se emplea la fijación térmica, método físico que utiliza calor para las bacterias y adherirlas al vidrio. Alternativamente, pueden utilizarse agentes químicos (Luna Fontalvo, 2012).

Tras la fijación, se procede a la tinción, etapa clave en la observación microscópica, en este contexto, resulta relevante mencionar la contribución Hans Christian Gram quien, en 1884, mientras ejercía en un hospital de Berlín, introdujo una técnica de tinción que se convertiría en un pilar fundamental de la bacteriología moderna. La forma en que las bacterias reaccionan a la tinción Gram depende de cómo están construidas sus paredes celulares. Las Gram positivas tienen una pared gruesa que retiene el colorante, mientras que las Gram negativas, con una pared más fina y una capa externa lipídica (Rodríguez & Arenas, 2018).

Partiendo de esta base la tinción de Gram permite distinguir entre bacterias según la estructura de su pared celular. Las Gram positivas retienen el colorante cristal violeta debido a su gruesa capa de peptidoglicano y la presencia de ácidos teicoicos. En cambio, las Gram negativas, con una pared celular más delgada y una

membrana externa lipídica, no retienen el colorante, lo que impide que adquieran la coloración azul violácea característica (Mollinedo Patzi & Gonzales Villalobos, 2014).

Complementando esta diferenciación estructural las observaciones macroscópicas de las colonias bacterianas incluyó el análisis de nueve características morfológicas: configuración, margen, relieve, superficie, consistencia, respuesta óptica, escala dimensional, estructura y coloración (Villota-Calvachi et al., 2022).

Además de esta diferencia estructural, la observación microscópica de bacterias requiere el uso de tinciones específicas que, al ser aplicadas y analizadas mediante microscopía de luz, permiten obtener datos relevantes para su clasificación. La morfología bacteriana es una herramienta clave en el proceso de identificación, ya que proporciona información sobre la forma, el tamaño y el tipo de agrupación celular. Las bacterias se presentan comúnmente en tres formas básicas: esféricas (cocos), alargadas o cilíndricas (bacilos), y en espiral (espirilos) (Franco Ayala & Sarmiento Rodríguez, 2023).

2.2. Microorganismos del suelo no rizosféricos en ambientes áridos

Los suelos de zonas áridas y semiáridas suelen presentar bajos niveles de materia orgánica, consecuencia directa de la limitada vegetación y productividad. En estos ambientes, la temperatura y la humedad necesarias para el crecimiento bacteriano no siempre coinciden, lo que provoca que los procesos de descomposición y mineralización se desarrollen en momentos específicos del año, principalmente durante breves pulsos de humedad. Los microorganismos del suelo reaccionan rápidamente a estos cambios, incluso cuando la humedad solo afecta la superficie. En épocas de sequía, muchos ajustan su metabolismo acumulando solutos para enfrentar la escasez de agua, lo que puede llevar a la retención de nutrientes. Esta respuesta varía entre especies, destacando las bacterias Gram positivas por su mayor capacidad de adaptación (Celaya-Michel & Castellanos-Villegas, 2011).

2.3. Biocontrol microbiano: mecanismos y aplicaciones

El modelo de agricultura sostenible ha emergido como una alternativa frente al impacto ecológico de la agricultura tradicional. El empleo de nutrientes orgánicos,

como el lixiviado de vermicomposta, y de microorganismos del suelo con funciones benéficas, permite reducir el uso de agroquímicos y promueve la restauración de los sistemas edáficos y ecológicos (Márquez Guardiola *et al.*, 2019).

En este marco, *Trichoderma* que es un género fúngico reconocido por su eficacia en el control de hongos patógenos en cultivos, mediante mecanismos como la producción de compuestos antimicrobianos, el parasitismo sobre otros hongos, y la competencia por recursos (Hernández-Melchor, Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2019).

Asimismo, las rizobacterias benefician a los cultivos mediante la mejora de la adquisición de nutrientes, el biocontrol de patógenos, la síntesis de hormonas vegetales y la inducción de resistencia sistémica. El género *Bacillus* es un claro ejemplo de este efecto, ya que domina el ecosistema del suelo (92% de la microbiota) y se utiliza como agente de control biológico contra patógenos de plantas como *Macrophomina phaseolina*, *Rhizoctonia solani* y *Fusarium udum* (Vardhan, Yadav, Pandey *et al.*, 2013).

En continuidad, la función de las bacterias beneficiosas en el biocontrol de enfermedades causadas por el hongo necrotrófico *Botrytis cinerea* ha sido objeto de múltiples investigaciones en condiciones controladas y naturales. Los resultados indican que estas bacterias protegen a las plantas a través de interacciones antagónicas directas con el patógeno y, de forma indirecta, a través de la activación de la resistencia sistémica en el hospedero (Haidar *et al.*, 2016).

2.4. *Botrytis cinerea* en la agricultura: impacto y manejo

La persistencia de *Botrytis cinerea* en diversos sistemas agrícolas continúa generando preocupación, especialmente por su capacidad de desarrollar resistencia frente a fungicidas de uso común. Diversos estudios recientes han documentado la pérdida de eficacia de fungicidas de sitio específico, como los del grupo FRAC 11, debido a la aparición de cepas completamente resistentes, lo que obliga a implementar estrategias de rotación y combinación de productos (Muñoz, Faust & Schnabel, 2021). Además, se ha señalado que el control químico del moho gris ha disminuido significativamente por la resistencia genética del patógeno, lo que ha

impulsado la búsqueda de alternativas sostenibles y enfoques integrados de manejo (Garfinkel, 2025).

En este contexto, *Botrytis cinerea* representa una amenaza significativa para la producción agrícola mundial, al provocar enfermedades en más de 500 especies de plantas. Su acción patógena se extiende a múltiples órganos vegetales antes y después de la cosecha, especialmente en cultivos de frutas y verduras, generando pérdidas económicas que pueden superar los 100 mil millones de dólares anuales (Li *et al.*, 2018).

2.5. Técnicas para disminuir su impacto cultural, químico y biológico

Diversas estrategias culturales, como la eliminación de residuos vegetales infectados, el control de la humedad ambiental y la mejora en la ventilación de los cultivos, han demostrado ser eficaces para limitar el desarrollo de *Botrytis cinerea*. Estas prácticas contribuyen a reducir la incidencia del patógeno sin recurrir exclusivamente a métodos químicos, lo que las convierte en herramientas clave dentro de un enfoque agroecológico y sostenible (Martínez-González & Hernández-López, 2020).

Ante esta problemática, una de las técnicas empleadas para disminuir su impacto en el área de control de *Botrytis cinerea* en cultivos como la fresa ha involucrado el uso de fungicidas sintéticos pertenecientes a grupos como los bencimidazoles, dicarboximidas, anilinopirimidinas y carboxamidas. Sin embargo, su aplicación presenta restricciones debido al tiempo de espera antes de la cosecha y a la residualidad de los compuestos. En respuesta a estas limitaciones, se han desarrollado alternativas biológicas, entre las cuales destaca el uso comercial de *Trichoderma harzianum* como agente antagonista, también se han explorado otros organismos con propiedades similares, como *Gliocladium* spp y *Bacillus subtilis*, que muestran potencial para el manejo de esta enfermedad. En particular, las especies del género *Trichoderma* han demostrado eficacia como biocontroladores de patógenos del suelo y bacterias, además de formar parte de la microbiota natural del suelo (Merchán-Gaitán, Ferrucho & Álvarez-Herrera, 2014).

Ante la creciente demanda de alternativas ecológicas para el manejo de patógenos en cultivos, el control biológico mediante microorganismos antagonistas ha cobrado especial interés. Los microorganismos del suelo, por su asociación natural con las plantas, ofrecen ventajas significativas al seleccionar cepas capaces de limitar el desarrollo de agentes patógenos (Ezziyyani *et al.*, 2006)

2.6. Morfología y taxonomía de *Botrytis cinerea*

Botrytis cinerea, también conocido como moho gris, presenta una fase sexual denominada *Botryotinia fuckeliana*, perteneciente al filo (Ascomycota Beever & Weeds, 2007). Su estrategia patógena se basa en provocar la muerte de células vegetales para facilitar la absorción de nutrientes. El ciclo de infección inicia con la formación de conidios durante el invierno, los cuales se dispersan en primavera y se adhieren a los tejidos del hospedero mediante mecanismos físicos de interacción superficial (Roca-Couso, Flores-Félix & Rivas, 2021).

De acuerdo con García (2013) la morfología del hongo consta de:

- Micelio, que está formado por hifas cilíndricas con tabiques, que se reproducen de manera vegetativa a través de divisiones en el citoplasma.
- Conidióforos o Macroconidióforos: forma conidióforos desde el micelio o esclerocios, y bajo luz y humedad adecuadas produce conidios que generan la coloración gris de la “Podredumbre Gris”.
- Conidios o macroconidios: Son estructuras esporales de forma ovalada que se liberan del conidióforo y permanecen activas sobre el tejido vegetal durante el crecimiento del cultivo.
- Microconidióforos y microconidios: contienen vesículas con fiálides que generan microconidios, y pueden desarrollarse externamente a partir de hifas, esclerocios o conidios en germinación.
- Clamidosporas: son células hialinas de forma variable que se originan del micelio envejecido y se liberan al fragmentarse las hifas, comúnmente en cultivos contaminados o asociados a esclerocio.
- Esclerocios: Son órganos resistentes de forma irregular o aplanada, formados por hifas entrelazadas que generan un tejido denso y oscuro, rico en carbohidratos.

III MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se llevó a cabo en el laboratorio de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna (UAAAN UL), bajo condiciones controladas que permitieron aplicaciones técnicas precisas de muestreo, análisis y evaluación de los parámetros establecidos.

3.1. Localización y muestreo del suelo

La selección del Desierto de Mayrán como sitio de muestreo responde a su condición de ecosistema extremo, caracterizado por suelos con baja humedad, alta radiación solar y limitada actividad antropogénica, lo cual favorece la presencia de microorganismos adaptados a condiciones de estrés abiótico.

El muestreo de suelo se realizó en distintos puntos del Desierto de Mayrán, ubicado aproximadamente a 70 kilómetros al noreste de Torreón, Coahuila de Zaragoza. Esta zona corresponde a la antigua laguna de Mayrán, un sistema endorreico - es decir, sin salida al mar- que actualmente se encuentra seco. En el pasado, funcionaba como la desembocadura del río Nazas, antes de la construcción de las presas Lázaro Cárdenas y Francisco Zarco. El río Nazas, originado en la Sierra Madre Occidental en el estado de Durango, desembocaba en esta laguna. Las coordenadas satelitales del sitio de muestreo son 25°50'40.7"N 102°44'43.6"W

Para la obtención de muestras, se retiró la capa superficial del suelo hasta una profundidad de 30 cm. A partir de ese punto, se recolectaron tres muestras de aproximadamente 100 gramos cada una, provenientes de suelo no rizosférico, es decir, suelo que no se encontraba en contacto directo con las raíces de las plantas. Las muestras fueron tomadas en las inmediaciones de especies vegetales representativas de la zona, pero cuidando que el área de extracción estuviera fuera del alcance de la rizósfera visible, con el fin de obtener una representación más precisa del entorno edáfico no influenciado por la actividad radicular.

Cabe señalar que también se realizaron muestreos de suelo rizosférico como parte de un estudio complementario aún no publicado, cuyo análisis se desarrollará en una etapa posterior.

Posteriormente, las muestras de suelo fueron transferidas a bolsas de plástico estériles y almacenadas a una temperatura de 4 °C hasta su procesamiento en el laboratorio. Esta estrategia de conservación tuvo como objetivo preservar la viabilidad microbiana, evitando alteraciones en la comunidad edáfica original.

3.2. Aislamiento y purificación de la muestra de microorganismos cultivables

Las muestras de suelo no rizosférico fueron procesadas en el Laboratorio de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna (UAAAN UL). El procedimiento inició con la homogeneización y cribado mediante tamizado de 2 mm, con el fin de eliminar residuos gruesos y obtener una matriz uniforme. Posteriormente, se realizaron diluciones seriadas desde 10^{-1} hasta 10^{-6} , seleccionando las diluciones 10^{-3} y 10^{-6} para su inoculación en medio de cultivo enriquecido.

En un estudio realizado en suelos salinizados de Sáchica-Boyacá, se empleó agar nutritivo para el aislamiento de bacterias halófilas, demostrando su utilidad en el cultivo de microorganismos heterótrofos del suelo Rodríguez Aristizabal, Higuera Mora & Sanjuanelo Corredor (2019). Con base en este antecedente, en el presente trabajo se realizaron siembras por quintuplicado en placas Petri con agar nutritivo, medio que favorece el crecimiento de bacterias heterótrofas, incubadas a 37 °C durante 48 horas lo que permitió, el desarrollo de colonias con morfología diferenciadas.

Una vez concluida el periodo de incubación, se procedió a la purificación de las colonias seleccionadas, tomando en cuenta sus características morfológicas. A cada cepa se le asignó una clave alfanumérica única, compuesta por las iniciales “AN” (Antonio Narro), la letra “B” (bacteria), el tipo de suelo (“B” para *bulk soil* y “R” para rizosférico), y un número secuencial.

Posteriormente, se realizaron resiembras periódicas con el propósito de conservar las cepas para estudios futuros, asegurando su viabilidad y evitando la pérdida de material biológico. Estas actividades se llevaron a cabo dentro de una campana de flujo laminar, que proporciona un ambiente estéril adecuado para el manejo microbiológico. Además, se utilizaron mecheros de alcohol etílico para

reforzar la esterilidad del área de trabajo y para la esterilización del asa acodada, instrumento empleado en el proceso de siembra.

La siembra se realizó por estría en cajas Petri que contenían medio de cultivo adecuado, utilizando el asa acodada previamente esterilizada. Este procedimiento permitió la obtención de colonias puras, necesarias para la preservación y caracterización de las cepas bacterianas aisladas.

Las cepas aisladas a partir de las muestras de suelo no rizosférico fueron incorporadas a la Colección de Organismos Rizosféricos y Edáficos de Noreste (CORE Noreste), la cual funciona como una biblioteca viva. Esta colección representa un acervo estratégico de microorganismos nativos, preservados bajo condiciones controladas para su posterior caracterización, evaluación funcional y posible aplicación en biotecnología agrícola. Cada cepa fue registrada con metadatos asociados al sitio de muestreo, condiciones de aislamiento y características preliminares, lo que permite una trazabilidad científica y facilita su integración en estudios de consorcios, biofertilización o restauración de suelos.

3.3. Caracterización macroscópica y microscópica

Una vez obtenidos los aislamientos microbianos, se procedió a su caracterización macroscópicamente mediante la observación directa de las colonias desarrolladas en medio de cultivo sólido para ellos se registraron diversas características morfológicas entre ellos: la forma (circular, irregular, filamentosa), el margen (entero, lobulado, ondulado), la elevación (plana, convexa, umbonada), la superficie (lisa, rugosa, seca, húmeda), el color (pigmentaciones) y el tamaño (diámetro promedio medido en milímetros) (**Figura 1**). Estas características fueron documentadas fotográficamente y complementadas con comentarios sobre aspectos distintivos como olor, velocidad de crecimiento y posibles interacciones con otras colonias, esta caracterización preliminar permitió establecer perfiles morfológicos.



Figura 1: Morfología colonial utilizada como referencia para la caracterización macroscópica de cepas aisladas en este estudio. Tomado de Martínez-Prado *et al.* (2011).

Para llevar a cabo la caracterización microscópica de los microorganismos aislados, se realizó en primer lugar la fijación de la muestra sobre portaobjetos. Las cajas Petri previamente almacenadas fueron extraídas de la colección y trasladadas a la campana de flujo laminar, donde se trabajó bajo condiciones estériles, apoyándose en el uso de mecheros para mantener la asepsia del área de trabajo.

Con precaución, se procedió a abrir las cajas Petri y, utilizando un asa de siembra estéril, se depositó una o dos gotas de la muestra sobre el centro del portaobjetos, esparciéndose cuidadosamente. Para acelerar el proceso de secado y lograr la fijación térmica, el portaobjetos se pasó brevemente por encima de la llama del mechero hasta que la muestra quedó completamente adherida.

Una vez fijada la muestra, se aplicó la tinción de Gram, siguiendo una secuencia de pasos estandarizados:

1. Se añadió cristal violeta sobre la muestra y se dejó actuar durante un minuto.
2. Se enjuaga con agua destilada para eliminar el exceso de colorante.
3. Se aplicó lugol (solución de yodo) como mordiente, también durante un minuto, seguido de un nuevo enjuague con agua destilada.
4. Se procedió a la decoloración mediante una mezcla de alcohol y acetona, aplicada brevemente.
5. Finalmente, se añadió safranina como contratinte, se dejó actuar por un minuto y se realizó un último enjuague con agua destilada.

Este procedimiento permitió diferenciar las bacterias según la composición de su pared celular, observándose posteriormente bajo el microscopio óptico para su análisis morfológico.

3.4. Pruebas de antagonismo bacteria -hongo

Para determinar la capacidad antagonista de las bacterias nativas frente a hongos fitopatógenos, se implementaron ensayos de confrontación directa en medio de cultivo sólido. El hongo modelo seleccionado fue *Botrytis spp.*, por su relevancia en patologías agrícolas.

Las pruebas consistieron en comparar el crecimiento radial del hongo en presencia de bacterias con respecto a placas de control sin intervención bacteriana (**Figura 2**). Esta comparación permitió estimar el grado de inhibición mediante el porcentaje de Inhibición del Crecimiento Radial (PICR), una herramienta cuantitativa ampliamente utilizada en estudios de biocontrol (Romero-Bastidas *et al.*, 2025).

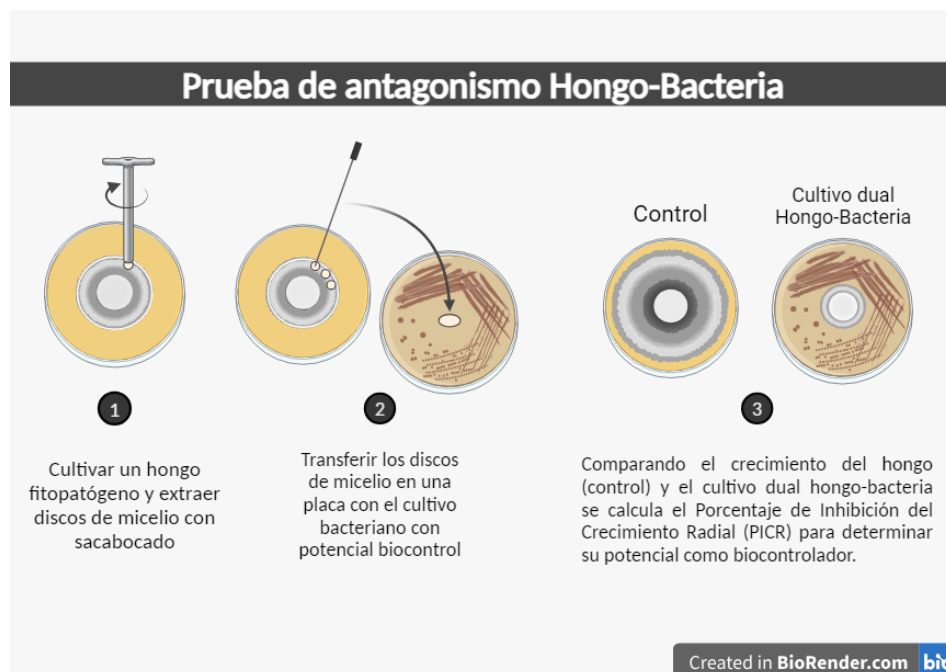


Figura 2: Prueba de antagonismo Hongo-Bacteria. Fuente: *Elaboración propia.*

En primer lugar, se realizó la siembra del hongo *Botrytis* spp. En cajas Petri (**Figura 3**) que contenían el medio de cultivo adecuado. Las cajas fueron colocadas en una incubadora y se mantuvieron bajo condiciones controladas hasta que el hongo colonizó completamente la superficie del medio.



Figura 3: Caja de Petri caolinizada por el hongo *Botrytis* spp.

Una vez alcanzado este crecimiento, se procedió a la siguiente etapa en la campana de flujo laminar, garantizando condiciones estériles. Con ayuda de un sacabocados estéril, se extrajo un disco de micelio del hongo previamente cultivado y se colocó en el centro de una nueva caja Petri con medio de cultivo fresco. A ambos lados del disco de hongo se sembraron las cepas bacterianas seleccionadas, manteniendo una distancia equidistante para permitir la confrontación directa.

Las cajas fueron incubadas nuevamente, y tras 24 horas se procedió a evaluar los resultados. (**Figura 4**) Se realizaron mediciones del crecimiento radial del hongo, se documentaron las zonas de inhibición y se tomaron evidencias fotográficas para respaldar los datos obtenidos.

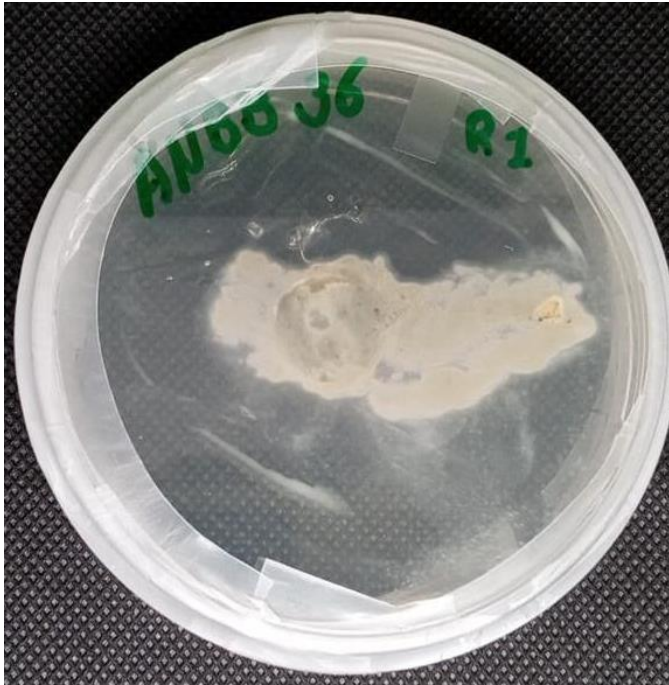


Figura 4: Confrontación directa entre micelio fúngico y cepas bacterianas en caja Petri tras 24 horas.

El cálculo del PICR se realizó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{PICR (\%)} = ((R1 - R2) / R1) \times 100$$

Donde:

R1: representa el radio de crecimiento del hongo en la placa de control (sin bacterias)

R2: Corresponde al radio de crecimiento del hongo en la placa con presencia de bacterias

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Aislamiento y caracterización

Durante el proceso de aislamiento de microorganismos presentes en el suelo nativo no rizosférico del Desierto de Mayrán, se identificaron y caracterizaron un total de 13 cepas bacterianas como se muestra en el **Cuadro 1**. Estas cepas fueron obtenidas mediante muestreo directo del suelo circundante a plantas nativas del área, retirando únicamente la capa superficial de materia orgánica sin intervenir el sistema radicular. Este enfoque permitió recuperar bacterias adaptadas a condiciones edáficas extremas, ajenas a la influencia directa de las raíces.

Cuadro 1: Características visuales y estructurales de las cepas aisladas.

ASLAMIEN O	TINCIÓN GRAM Y CARACTERIZACI N CELULAR	FORMA DE LA COLONIA	MARGEN	COLOR	CONSISTENCI A	ELEVACIÓ N	SUPERFICI E
ANBB1	Negativa Cocco Bacilo	Filamentos a	Filamentos o	Opaca	Firme	Plana	Opaca
ANBB2	Positiva Cocco Bacilo	Puntiforme	Entero	Opaca	Blanda	Plana	Opaca
ANBB3	Negativa Cocco Bacilo	Circular	Entero	Trasparent e	Mucoide	Plana	Trasparent e
ANBB4	Positiva Cocco Bacilo	Irregular	Ondulado	Traslucido	Mucoide espeso	Plana	Traslucido
ANBB5 (A)	Positiva Cocco Bacilo	Puntiforme	Entero	Rosa	Liquido mucoide	Elevada	Lisa brillante
ANBB5 (B)	Negativa Cocco Bacilo	Circular	Entero	Rosadito	Gelatinosa	Plana	Lisa brillante
ANBB6	Negativa Cocco Bacilo	Fusiforme	Ondulado	Blanquecin o	Medio seca	Plana	Lisa brillante
ANBB7	Positiva Coco	Puntiforme	Entero	Blanquecin o	Firme	Plana	Opaca
ANBB8	Negativa Bacilo	Puntiforme	Ondulado	Blanco trasparente	Mucoide	Elevada	Trasparent e
ANBB9	Negativa Bacilo	Puntiforme	Entero	Trasparent e	Mucoide	Elevada	Trasparent e
ANBB 36	Negativo Cocco Bacilo	Fusiforme	Ondulado	Blanquecin o	Creмосa	Elevada	Lisa brillante
ABB38	Positivo Estreptococco	fusiforme	Entero	Blanquecin o	Creмосa liquida	Convexa	Lisa brillante
ANBB39	Positivo cocco Bacilo	Fusiforme	Ondulado	Blanquecin o	semisólido	Plana	Lisa brillante

Del total de 13 cepas bacterianas aisladas (**Anexo1**). Se identificaron 7 como Gram negativas y 6 como Gram positivas. Esta diferenciación se logró mediante la aplicación de la tinción de Gram, técnica que permitió caracterizar tanto la pared celular como la morfología de cada cepa. Los resultados evidencian una ligera predominancia de bacterias Gram negativas. En cuanto a la forma celular, se observaron diversas estructuras, tales como bacilos, cocos, coco bacilos y estreptococcos, lo que refleja la diversidad morfológica presente en las muestras analizadas (**Figura 5**).

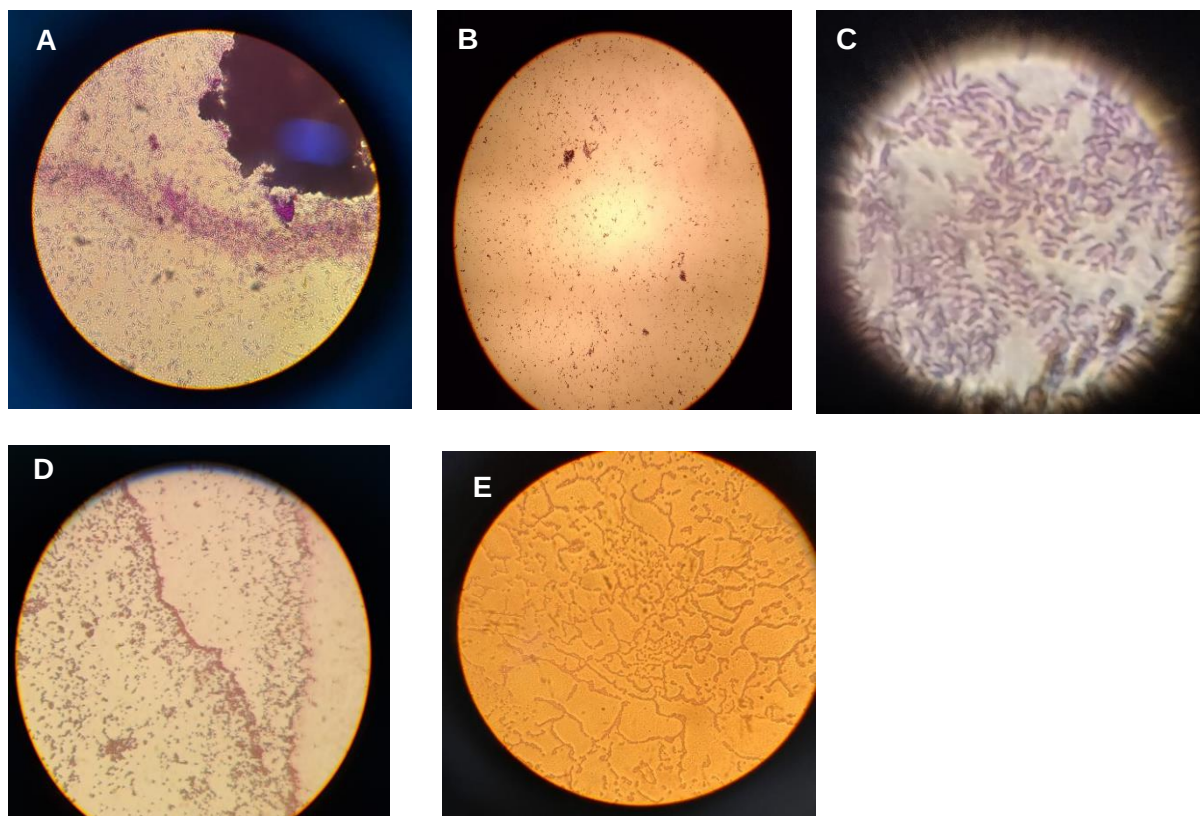


Figura 5: Tinción Gram. A) Aislamiento ANBB3 Gram (-) Coco Bacilo. B) ABBB7 Gram (+), coco. C) ANBB9 Negativa, Bacilo. D) ANBB2 positivo, cocco bacilo. E) ANBB38 positivo, Estreptococco.

Los resultados obtenidos en este estudio responden directamente a los objetivos planteados, al permitir el aislamiento y purificación de 13 cepas bacterianas cultivables a partir de suelo nativo no rizoférico del Desierto de Mayrán. Este tipo de suelo, definido por Guastavino *et al.* (2023) como superficies desnudas y sin cobertura vegetal, cercanas a parcelas agrícolas, pero no influenciadas por la actividad radicular, representa un entorno edáfico extremo, donde predominan factores abióticos como la salinidad, la temperatura y la baja disponibilidad de nutrientes. El muestreo superficial aplicado permitió acceder a microorganismos adaptados a estas condiciones, cumpliendo con el primer objetivo específico.

Posteriormente, se realizó la caracterización macroscópica y microscópica de las cepas, en cumplimiento del segundo objetivo. La tinción de Gram —técnica introducida por Hans Christian Gram en 1884— permitió diferenciar estructuralmente las bacterias, identificando una ligera predominancia de cepas Gram negativas. Según Mollinedo Patzi y Gonzales Villalobos (2014), estas bacterias poseen una pared celular más delgada y una membrana externa lipídica que impide la retención del colorante, lo que evita que adquieran la coloración azul violácea característica. En contraste, Rodríguez y Arenas (2018) explican que las bacterias Gram positivas presentan una pared gruesa que sí retiene el colorante, lo cual se confirmó durante las tinciones realizadas en este estudio.

Complementando esta caracterización, se analizaron las características macroscópicas de las colonias bacterianas, considerando nueve criterios morfológicos: configuración, margen, relieve, superficie, consistencia, respuesta óptica, escala dimensional, estructura y coloración (Villota-Calvachi *et al.*, 2022). Asimismo, se observó una diversidad morfológica microscópica que incluyó bacilos, cocos, cocobacilos y estreptococos, lo que evidencia la heterogeneidad microbiana del suelo analizado y su posible funcionalidad en ambientes edáficos extremos.

4.2. Pruebas de biocontrol de *Botrytis* con cepas bacterianas aisladas

La interacción entre las cepas bacterianas y el hongo fitopatógeno se cuantificó mediante el método de porcentaje de Inhibición del Crecimiento Radial (PICR). utilizado comúnmente para evaluar la actividad antagonista en ensayos *in vitro* (Llicahua Cusi, 2018).

Los resultados obtenidos mostraron que ambas cepas evaluadas presentaron una eficacia inhibitoria superior al umbral del 60%, considerado como indicador de buena actividad antagonista. En particular:

- La cepa ANBB1 alcanzó un PICR de 65.2%, evidenciando una alta capacidad de inhibición del crecimiento fúngico.
- La cepa ANBB6 obtuvo un PICR de 63.3%, también dentro del rango considerado como eficaz.

Ambas cepas se clasifican como prometedoras para el control biológico de *Botrytis cinerea*, siendo ANBB1 la que presentó una ligera ventaja en términos de inhibición. Estos hallazgos respaldan su potencial como agentes microbianos en estrategias de manejo sostenible de enfermedades fúngicas. (**Figura 6**)

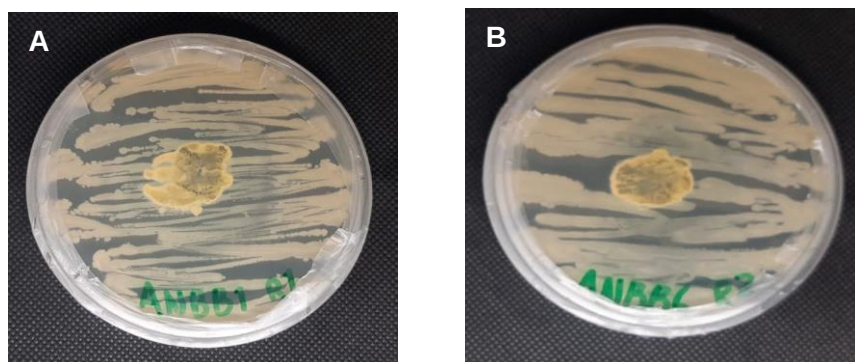


Figura 6: A: ANBB1 (PICR 65.2%), Cocco Bacilo Gram (-). B: ANBB6 (PICR 63.3%) Cocco Bacilo Gram (-).

Desde una perspectiva taxonómica y ecológica, Grijalba et al. (2018) señalan que las bacterias Gram (-) se caracterizan por la ausencia de estructuras de esporulación, así como por presentar morfologías bacilares o cocáceas, y una amplia distribución en diversos ambientes debido a su abundancia. Estos rasgos coinciden con los hallazgos de esta investigación, donde las cepas ANBB1 y ANBB6, identificadas como Gram (-), mostraron una morfología cocobacilar y una alta

frecuencia de aparición en las muestras de suelo no rizosférico, lo que refuerza su predominancia natural en este tipo de ecosistemas.

En este contexto, Walsh, Morrissey y O'Gara (2001) destacan que las especies del género *Pseudomonas*, también Gram (-), poseen la capacidad de colonizar el sistema radicular de plantas cultivadas y producir metabolitos con actividad antifúngica, lo que las convierte en una alternativa viable frente al uso de fungicidas químicos. Los mecanismos moleculares que permiten a estas cepas actuar como agentes eficaces de control biológico han sido ampliamente estudiados. En concordancia con lo anterior, las cepas ANBB1 y ANBB6 presentan características compatibles con este tipo de actividad, lo que sugiere que podrían desempeñar un papel funcional similar al de cepas de *Pseudomonas* en el biocontrol de *Botrytis cinerea*.

V CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos en esta investigación confirman la hipótesis planteada: los microorganismos nativos del suelo no rizosférico del Desierto de Mayrán son susceptibles de ser aislados mediante técnicas microbiológicas y presentan características de interés agrobiotecnológico. El aislamiento exitoso de 13 cepas bacterianas cultivables, mediante un muestreo superficial que evitó la influencia radicular, permitió acceder a comunidades microbianas adaptadas a condiciones edáficas extremas, como alta salinidad, temperaturas elevadas y baja disponibilidad de nutrientes.

La caracterización morfológica y estructural de las cepas reveló una diversidad significativa, con predominancia de bacterias Gram (-) y morfologías cocobacilares, lo que coincide con estudios previos sobre su distribución ecológica. En particular, las cepas ANBB1 y ANBB6 demostraron una notable capacidad antagonista frente al hongo fitopatógeno *Botrytis cinerea*, alcanzando porcentajes de inhibición superiores al 60%, lo que las posiciona como candidatas prometedoras para el desarrollo de estrategias de biocontrol en sistemas agrícolas sostenibles.

Estos hallazgos no solo validan el enfoque metodológico aplicado, sino que también abren nuevas posibilidades para el aprovechamiento de microorganismos nativos en el manejo ecológico de enfermedades fúngicas, contribuyendo al conocimiento sobre la biodiversidad microbiana en ambientes áridos y su potencial aplicación en la agrobiotecnología.

LITERATURA CITADA

1. Brito-Vega, H., Espinosa-Victoria, D., Gómez Vázquez, A., & Barois-Boullard, I. M. (2012). *Procedimientos para identificar bacterias y aislamiento en lombriz de tierra*. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
2. Burbano-Orjuela, H. (2021). El suelo y su relación con los servicios ecosistémicos. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 33(2), 117–124.
<https://doi.org/10.22267/rcia.163302.58><https://doi.org/10.22267/rcia.163302.58>
3. Celaya-Michel, Hernán, & Castellanos-Villegas, Alejandro E.. (2011). Mineralización de nitrógeno en el suelo de zonas áridas y semiáridas. *Terra Latinoamericana*, 29(3), 343-356. Recuperado en 08 de septiembre de 2025, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-57792011000300343&lng=es&tlng=eshttp://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-57792011000300343&lng=es&tlng=es
4. Contreras Garrido, A. (2013, 2 de mayo). *Método de siembra en estría*. SERAMIX. <https://seramix.blogs.uv.es/2013/05/02/metodo-de-siemb>
5. Cruz-Cárdenas, C. I., Zelaya Molina, L. X., Sandoval Cancino, G., de los Santos Villalobos, S., Rojas Anaya, E., Chávez Díaz, I. F., & Ruíz Ramírez, S. (2021). Utilización de microorganismos para una agricultura sostenible en México: consideraciones y retos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(5), 899–914.
<https://doi.org/10.29312/remexca.v12i5.2905><https://doi.org/10.29312/remexca.v12i5.2905>
6. Daglio, G., Sterren, M., & Benintende, S. (2005). Almacenamiento de muestras de suelo: incidencia sobre la cuantificación de biomasa microbiana. *Agriscientia*, 22(2), 63–68

7. Ezziyyani, M., Sid Ahmed, A., Pérez-Sánchez, C., Requena, M. E., & Candela, M. E. (2006). Control biológico por microorganismos antagonistas. *Revista Horticultura*, 191(1), 8–15
8. FAO, FIDA, OMS, PMA, & UNICEF. (2025). Versión resumida de El estado de la seguridad alimentaria y la nutrición en el mundo 2025: Hacer frente a la inflación alta de los precios de los alimentos en aras de la seguridad alimentaria y la nutrición. Roma: FAO.
<https://doi.org/10.4060/cd6015es>
<https://doi.org/10.4060/cd6015es>
9. Franco Ayala, L. C., & Sarmiento Rodríguez, L. A. (2023). Enfermedades infecciosas en ginecología y obstetricia (L. C. Franco Ayala & L. A. Sarmiento Rodríguez, Eds.). Universidad de los Andes.
<https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=r9jDEAAAQBAJ&oi=https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=r9jDEAAAQBAJ&oi=>
10. García Marto, p., Fernández Del Barrio, m. t., & paredes salido, F. (1994). *Microbiología clínica práctica* (2ª Edición ed.). Libros Editorial UCA [813].
<https://rodin.uca.es/handle/10498/25397>
11. García, M. R. (2013). Control biológico in vitro de diversos aislados de Botrytis. Universidad Politecnica de Cartagena , departamento de produccion vegetal . Cartagena: Universidad Politécnica de Cartagena.
12. Garfinkel, A. (2025). Una revisión sobre Botrytis: taxonomía, manejo químico, resistencia y alternativas. Expocultivos. <https://expocultivos.com/articulo/articulo-botrytis-taxonomia-manejo-quimico-resistencia/>
<https://expocultivos.com/articulo/articulo-botrytis-taxonomia-manejo-quimico-resistencia/>
13. Gelvez Pardo, I. M., Moreno Rodríguez, J. M., & Santos Díaz, A. M. (2020). Guía de muestreo de suelo para análisis microbiológico. Corporación

Colombiana de Investigación Agropecuaria agrosavia.

<https://doi.org/10.21930/agrosavia.nbook.7404098>

14. Grijalba Bernal, E. P., Hurst, M., & Ibarra, J. E. (2018). Bacterias entomopatógenas en el control biológico de insectos. En Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros: agentes de control biológico (Vol. 1). Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria – AGROSAVIA. <https://hdl.handle.net/20.500.12324/34070https://hdl.handle.net/20.500.12324/34070>
15. Guastavino, M., Acuña, D. H., Stahringer, C. A., Dalurzo, N. I., & Humberto, C. (2023, agosto 02). Evaluación de suelos rizosféricos y no-rizosféricos de *Paspalum* spp. En Corrientes. *xxviii reunión de comunicaciones científicas, técnicas y de extensión*. <https://repositorio.unne.edu.ar/handle/123456789/55915https://repositorio.unne.edu.ar/handle/123456789/55915>
16. Haidar, R., Fermaud, M., Calvo-Garrido, C., Roudet, J., & Deschamps, A. (2016). *Modes of action for biological control of Botrytis cinerea by antagonistic bacteria. Phytopathologia Mediterranea*, 55(3), 301–322. <http://www.jstor.org/stable/44809310>
17. Hernández-Melchor, Dulce Jazmín, Ferrera-Cerrato, Ronald, & Alarcón, Alejandro. (2019). Trichoderma: IMPORTANCIA AGRÍCOLA, BIOTECNOLÓGICA, Y SISTEMAS DE FERMENTACIÓN PARA PRODUCIR BIOMASA Y ENZIMAS DE INTERÉS INDUSTRIAL. *Chilean journal of agricultural & animal sciences*, 35(1), 98-112. <https://dx.doi.org/10.4067/S0719-38902019005000205>
18. Instituto, B. (. (1992). Fertilización en diversos cultivos: quinta aproximación. Recuperado de: <http://hdl.handle.net/20.500.12324/14124>.

19. Li, H., Chen, Y., Zhang, Z., Li, B., Qin, G., & Tian, S. (2018). Mecanismos patógenos y estrategias de control de *Botrytis cinerea* que causan la descomposición poscosecha en frutas y verduras. *Calidad y Seguridad Alimentaria*, 2(3), 111–119.
<https://doi.org/10.1093/fqsafe/fyy016><https://doi.org/10.1093/fqsafe/fyy016>

20. Llicahua Cusi, D. V. (2018). Aislamiento y efecto antagonista “in vitro” de *Trichoderma* spp. frente a *Fusarium* sp. del cultivo de cebolla de los distritos de Santa Rita de Siguan y de Tiabaya – Arequipa [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa]. Repositorio Institucional UNSA. <https://repositorio.unsa.edu.pe/items/2073ff0f-60ef-444f-bb04-12f5e0b3d080/full><https://repositorio.unsa.edu.pe/items/2073ff0f-60ef-444f-bb04-12f5e0b3d080/full>

21. Luna Fontalvo, J. (2012). *Manual de prácticas de laboratorio de Microbiología*. Editorial Unimagdalena.
<https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=MdBBDwAAQBAJ&oi=f>

22. Márquez Guardiola, C. E., Moscoa Pacheco, A., & Guerrero Senés, C. (2019, marzo). Evaluación de biofertilizantes a base de microorganismos y lixiviado de vermicomposta en cultivos de interés económico en México. *Agro productividad*, 12(3), 53-61. <https://doi.org/10.32854/agrop.v0i0.1348>

23. Martínez-González, J. A., & Hernández-López, M. (2020). Evaluación in vitro de métodos convencionales, biológicos y homeopáticos para el control de *Botrytis cinerea* en fresa. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 11(3), 593–606.
https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342020000300593

24. Martínez-Prado, A., Pérez-López, M. E., Pinto-Espinoza, J., Gurrola-Nevárez, B. A., & Osorio-Rodríguez, A. I. (2011). Biorremediación de suelo contaminado con hidrocarburos empleando lodos residuales como fuente alterna de nutrientes. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 27(3), 241–252.
https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-49992011000300009https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-49992011000300009
25. Merchán-Gaitán, Julia Bibiana, Ferrucho, Rosa Lilia, & Alvarez-Herrera, Javier Giovanni. (2014). Efecto de dos cepas de *Trichoderma* en el control de *Botrytis cinerea* y la calidad del fruto en fresa (*Fragaria* sp.). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 8(1), 44-56. Retrieved September 07, 2025, from http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2011-21732014000100005&lng=en&tlng=eshttp://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2011-21732014000100005&lng=en&tlng=es
26. Mollinedo Patzi, M. A., & Gonzales Villalobos, C. (2014). Bacterias Gram negativas. *Revista de Actualización Clínica Médica*, 49, 2609–2613.
https://revistasbolivianas.umsa.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2304-37682014001000005
27. Mora Delgado, J. R. (1999). La actividad microbiana: un indicador integral de la calidad del suelo. *Luna Azul*, (5-6), 1 de 6. Recuperado a partir de <https://revistasoj.s.ucaldas.edu.co/index.php/lunazul/article/view/1503>
28. Mora Delgado, J. R. (1999). La actividad microbiana: un indicador integral de la calidad del suelo. *Luna Azul*, (5-6), 1 de 6. Recuperado a partir de <https://revistasoj.s.ucaldas.edu.co/index.php/lunazul/article/view/1503><https://revistasoj.s.ucaldas.edu.co/index.php/lunazul/article/view/1503>

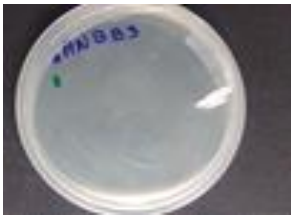
29. Moreno Reséndez, A., Carda Mendoza, V., Reyes Carrillo, J. L., Vásquez Arroyo, J., & Cano Ríos, P. (2018). Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal: una alternativa de biofertilización para la agricultura sustentable. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 20(1), 68-83.
30. Moreno, J. R., & Albarracín, V. H. (2012). Aislamiento, cultivo e identificación de microorganismos ambientales a partir de muestras naturales. *Universidad Complutense de Madrid. Reduca (Biología)*, 5(5), 79–93.
31. Muñoz, M., Faust, J., & Schnabel, G. (2021). Manejo de resistencia a fungicidas en *Botrytis cinerea*. American Floral Endowment. <https://endowment.org/wp-content/uploads/2020/11/AFE-Botrytis-Series-Part-1-JF-MM-TRANSLATED.pdf>
<https://endowment.org/wp-content/uploads/2020/11/AFE-Botrytis-Series-Part-1-JF-MM-TRANSLATED.pdf>
32. Norma oficial mexicana nom-065-ssa1-1993, que establece las especificaciones sanitarias de los medios de cultivo. generalidades
33. Olivas, E. (2004). *Manual de Practicas de Microbiología I, II y Parasitología: Programa de Medicina 1* (primera edición: 2001 ed.). Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, Departamento de Ciencias Básicas de ICB. Academia de Microbiología y parasitología.
<https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=HjvScF2tFJoC&oi=fnd&pg=PA13&dq>
34. Perez, B., de Silóniz, M. I., Torralba, B., & Vázquez, C. (2010, Marzo 30). Metodología de esterilización en el laboratorio microbiológico. *Reduca (Biología)*, 3(5), 1-14. [https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/58523608/Art-Esterilizacion-libre.pdf?1551419828](https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/58523608/Art-Esterilizacion-libre.pdf?1551419828https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/58523608/Art-Esterilizacion-libre.pdf?1551419828)
<https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/58523608/Art-Esterilizacion-libre.pdf?1551419828>

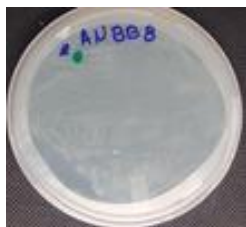
35. Plazas Ariza, E. C. (2007). Mejoramiento de un medio de cultivo para la producción de un inoculante con base en bacterias fosfato solubilizadoras [Trabajo de grado, Universidad Javeriana Facultad de Ciencias]. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/21707/43649_55299.pdf?sequence=1https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/21707/43649_55299.pdf?sequence=1
36. Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente. (2020, 9 noviembre). Fertilizantes: desafíos y soluciones para proteger nuestro planeta. UNEP. <https://www.unep.org/es/noticias-y-reportajes/reportajes/fertilizantes-desafios-y-soluciones-para-proteger-nuestro-planeta>
37. Roca-Couso, R., Flores-Félix, J. D., & Rivas, R. (2021). Mecanismos de acción de los agentes de biocontrol microbiano contra *Botrytis cinerea*. Revista de Hongos, 7(12), 1045. <https://doi.org/10.3390/jof7121045>
38. Rocha Matus, A. B., & Tórrez Martínez, A. A. (2022). Microbiología funcional en 10 agroecosistemas con diferentes órdenes de suelo y manejados con enfoques de producción agroecológico y convencional [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Agraria]. <https://repositorio.una.edu.ni/4485/1/tnp34r672.pdfhttps://repositorio.una.edu.ni/4485/1/tnp34r672.pdf>
39. Rodríguez Aristizabal, Mónica Alejandra, Higuera Mora, Nubia Carolina, & Sanjuanelo Corredor, Danny Wilson. (2019). Bacterias halófilas con potencial para la recuperación de suelos salinizados en Sáchica-Boyacá, Colombia. Revista de Biología Tropical, 67(3), 621-632. <https://dx.doi.org/10.15517/rbt.v67i3.32942https://dx.doi.org/10.15517/rbt.v67i3.32942>

40. Rodríguez, P. A., & Arenas, R. (2018). Hans Christian Gram y su tinción. *Dermatología Cosmética, Médica y Quirúrgica*, 16(2), 166–167.
41. Romero-Bastidas, M., Mayer-Félix, E. A., Arce-Amézquita, P. M., Rojas-Contreras, M., Rangel-Dávalos, C., & Hernández-Rubio, J. S. (2025). Eficacia de bioproductos sobre la población y diversidad microbiana de un suelo agrícola en zonas áridas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 16(1), 109–123. <https://cienciasagricolas.inifap.gob.mx/index.php/agricolas/article/view/3366>
<https://cienciasagricolas.inifap.gob.mx/index.php/agricolas/article/view/3366>
42. Sánchez, J., et al. (2017). Aislamiento y efecto antagonista in vitro de *Trichoderma* spp. frente a *Fusarium* sp. del cultivo de cebolla. Repositorio de 1Library. <https://1library.co/document/zgwd618y>
43. Sánchez-García, B. M., Espinosa-Huerta, E., Villordo-Pineda, E., Rodríguez-Guerra, R., & Mora-Avilés, M. A. (2017). Identificación molecular y evaluación antagónica in vitro de cepas nativas de *Trichoderma* spp. sobre hongos fitopatógenos de raíz en frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). *Agrociencia*, 51(1), 1–15. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952017000100063
44. Uruburu F. Historia y servicios de las colecciones culturales. *Int Microbiol.* junio de 2003; 6(2):101-3. doi: 10.1007/s10123-003-0115-2. Epub 13 de junio de 2003. Uruburu, F. (2003). Historia y servicios de las colecciones culturales. *International Microbiology*, 6(2), 101–103. <https://doi.org/10.1007/s10123-003-0115-2>
<https://doi.org/10.1007/s10123-003-0115-2>
45. Vardhan, S., Yadav, A., Pandey, A., & otros. (2013). Análisis de diversidad de *Bacillus* de biocontrol aislado de suelo rizosférico de arroz-trigo (*Oryza sativa*–

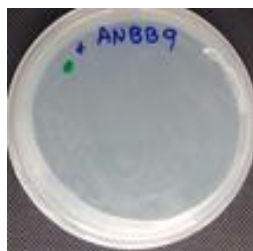
- Triticum aestivum* L.) en la India. *The Journal of Antibiotics*, 66(8), 485–490.
<https://doi.org/10.1038/ja.2013.10><https://doi.org/10.1038/ja.2013.10>
46. Vargas Gutiérrez, d. I. (2010). *efecto del tiempo, temperatura de almacenamiento y tamizado del suelo sobre algunas poblaciones microbianas* [Tesis Universidad Javeriana Facultad De Ciencias Bogotá, D.C.
<https://apidspace.javeriana.edu.co/server/api/core/bitstreams/95b6590e-01c1-4428-9d12-37e7fa0a7f10/content>
47. Vázquez Angulo, J. C. (2013). Aislamiento e identificación de *Trichoderma* spp. nativos del Valle de Mexicali con potencial biotecnológico como bioinoculantes [Tesis doctoral, Universidad Autónoma de Baja California]. Repositorio Institucional UABC. <https://repositorioinstitucional.uabc.mx/bitstreams/0b5746d3-cea9-453c-a0ba-74c1252b609a/download>
<https://repositorioinstitucional.uabc.mx/bitstreams/0b5746d3-cea9-453c-a0ba-74c1252b609a/download>
48. Villota-Calvachi, G. E., Marín, K. V. G., Moreno, S. M. M., Vanegas, N. F. G., Ortega, D. S. V., Henao, L. A. O., ... Montes, N. R. (2022). Aislamiento y caracterización de bacterias productoras de biopolímeros a partir de efluentes industriales. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 24(1), 27–45
49. Walsh, U. F., Morrissey, J. P., & O'Gara, F. (2001). *Pseudomonas* for biocontrol of phytopathogens: from functional genomics to commercial exploitation. *Current Opinion in Biotechnology*, 12(3), 289-295.
50. Williamson B, Tudzynski B, Tudzynski P, van Kan JA. Botrytis cinerea: la causa de la enfermedad del moho gris. *Planta Mol Pathol*. septiembre de 2007; 8(5):561-80. doi: 10.1111/j.1364-3703.2007.00417.x. PMID: 20507522.

ANEXO 1

Aislamientos	
ANBB1 	ANBB2 
ANBB3 	ANBB4 
ANBB5(A) 	ANBB5(B) 
ANBB6 	ANBB7 



ANBB8



ANBB9



ANBB36



ANBB38



ANBB39