

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



**Aislamiento y caracterización de bacterias rizosféricas del desierto de
Mayrán y San Pedro, Coahuila: Evaluación de su potencial biocontrolador
contra *Botrytis cinerea***

Por:

Laura Margarita Ramirez Muñoz

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el grado de

INGENIERO AGRÓNOMO

Torreón, Coahuila, México
Septiembre 2026

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

**Aislamiento y caracterización de bacterias rizosféricas del desierto de
Mayrán y San Pedro, Coahuila: Evaluación de su potencial biocontrolador
contra *Botrytis cinerea***

Por:

Laura Margarita Ramirez Muñoz

TESIS

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

INGENIERO AGRÓNOMO

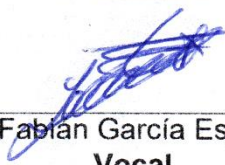
Aprobado por:



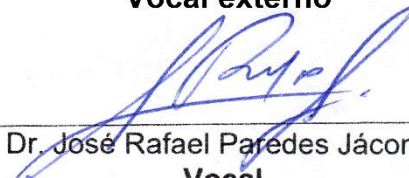
Dr. Luis Abraham Chaparro Encinas
Presidente



MC. Alicia García Moreno
Vocal externo



Dr. Fabián García Espinoza
Vocal



Dr. José Rafael Paredes Jácome
Vocal



MC. Rafael Ávila Cisneros
Coordinador de la División de Carreras Agronómicas



*Coordinación de la División
de Carreras Agronómicas*

Torreón, Coahuila, México.
Septiembre 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

**Aislamiento y caracterización de bacterias rizosféricas del desierto de
Mayrán y San Pedro, Coahuila: Evaluación de su potencial biocontrolador
contra *Botrytis cinerea***

Por:

Laura Margarita Ramirez Muñoz

TESIS

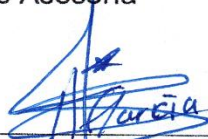
Presentada como requisito parcial para obtener el Título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Aprobado por el Comité de Asesoría



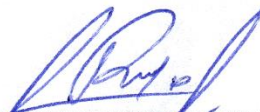
Dr. Luis Abraham Chaparro Encinas
Asesor principal



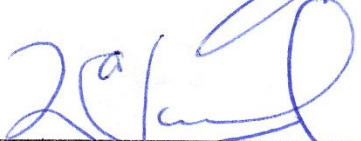
MC. Alicia García Moreno
Asesor principal externo



Dr. Fabián García Espinoza
Coasesor



Dr. José Rafael Paredes Jácome
Coasesor



MC. Rafael Ávila Cisneros
Coordinador de la División de Carreras Agronómicas



*Coordinación de la División
de Carreras Agronómicas*

Torreón, Coahuila, México.
Septiembre 2026

AGRADECIMIENTOS

También quiero agradecer al **Dr. Luis Abraham Chaparro Encinas**, quien me ha guiado en este proyecto y además ha sido mi tutor, gracias por su presencia, apoyo y por transmitirme sus conocimientos. ¡Muchas gracias doctor!

A la Dra. Alicia García Moreno, por su asesoría, paciencia y tiempo durante el desarrollo de esta tesis. Su guía fue fundamental para este proyecto.

Al Fondo Destinado a Promover al Desarrollo de la Ciencia y la Tecnología en el Estado de Coahuila (FONCYT) por el financiamiento del proyecto COAH-2025-C25-C046.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis principalmente a mis padres, **Rito Ramírez Colunga y Ma. De Jesús Muñoz Escareño**, a quienes amo con todo mi corazón. Sin su amor y sacrificio por darme todo no estaría donde estoy hoy. Ellos son mi motor, quienes me han enseñado el verdadero significado de la fuerza de voluntad y me han inspirado a nunca rendirme.

A **mi hermano y hermanas** por su comprensión, amor y apoyo incondicional en cada paso que he dado en este camino. Su compañía ha hecho que este viaje sea mucho más llevadero.

A **mis abuelitos** que ya no están aquí, aunque los extraño profundamente, su amor y sabiduría siempre vivirán en mi corazón. Siempre creyeron en mí y me enseñaron a soñar en grande. Los amo por siempre papá Pedro, mamá Meya, papá Andrés y mamá Tola.

A **mis tías**, principalmente a mi **tía Adriana**, por su amor y apoyo. Siempre estaré agradecida por sus mensajes y palabras alentadoras.

A mis sobrinos **Keila y Sebastián**, que son mi energía y el amor más puro que puedo recibir. Sus sonrisas y alegría iluminan mi día más oscuro y me hacen reflexionar sobre lo importante que son la familia y la felicidad.

Para mi mejor **amiga Bere**, su amor y amistad han sido una luz en los momentos oscuros. Gracias por siempre estar a mi lado, por escucharme y por hacerme creer en mis alas.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	ii
Lista de Tabla	iv
Lista de figuras	iv
RESUMEN	vi
INTRODUCCIÓN.....	1
REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Microorganismos promotores del crecimiento vegetal (PGPR) y su importancia agrobiotecnológica.	3
2.1.1 Mecanismos directos de promoción de crecimiento	4
2.1.2 Mecanismos indirectos de promoción del crecimiento	5
2.1.3 Potencial para mitigar el estrés abiótico y biótico en el contexto del cambio climático.....	5
2.1.4 Desarrollo de biofertilizantes y bioinoculantes: perspectivas globales y regionales	5
(i) Colecciones microbianas, normativas internacionales y la importancia de los microorganismos nativos	6
MATERIALES Y MÉTODOS.....	7
3.1 Obtención de muestras.....	7
3.2 Aislamiento de microorganismos	8
3.3 Caracterización de los microorganismos aislados y variables evaluadas	11
3.4 Capacidad de biocontrol: Ensayo de confrontación frente a <i>Botrytis cinerea</i>	12
3.5 Análisis de datos y creación del catalogo	13
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	14
4.1 Aislamiento y caracterización macroscópica de las cepas bacterianas ...	14
4.2 Caracterización microscópica y tinción de Gram.....	17
4.3 Capacidad de biocontrol: Ensayo de confrontación frente a <i>Botrytis cinerea</i>	19
4.4 Integración de resultados y catalogo preliminar	20
CONCLUSIONES	22

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	23
ANEXOS	27

Lista de Tabla

Tabla 1 Caracterización microscópica y tinción de Gram de las cepas bacterianas aisladas.....	18
Tabla 2 Inhibición del crecimiento radial de <i>B. cinerea</i> por cepas bacterianas aisladas, expresada como PICR (%).....	20

Lista de figuras

Figura 1 Proceso de preparación de diluciones seriadas a partir de la muestra madre (M1R1-1), mostrando los tubos de ensayo con concentraciones decrecientes de 10^{-2} a 10^{-6} . Las suspensiones obtenidas se destinaron a la siembra en medios de cultivo para el aislamiento de microorganismos individuales.....	9
Figura 2 Siembra de diluciones seriadas en agar nutritivo mediante extensión con asa acodada, asegurando distribución uniforme y formación de colonias aisladas.	10
Figura 3 Selección y purificación de colonias bacterianas con morfologías diferenciadas en agar nutritivo, obteniendo aislamientos puros representativos de la diversidad microbiana cultivable del suelo rizosférico.	11

Figura 4 Caracterización de las formas de colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico en Mayrán y San Pedro, Coahuila.....	15
Figura 5 Tipología de márgenes en colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico de Mayrán y San Pedro, Coahuila.....	15
Figura 6 Distribución de los tipos de elevación en colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico de Mayrán y San Pedro, Coahuila.	16
Figura 7 Diversidad de colores en colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico de Mayrán y San Pedro, Coahuila.	16
Figura 8 Caracterización de la consistencia de colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico en Mayrán y San Pedro, Coahuila.	17

RESUMEN

El presente estudio se enfocó en el aislamiento y caracterización de bacterias rizosféricas provenientes del desierto de Mayrán y San Pedro, Coahuila, con el fin de evaluar su potencial como agentes biocontroladores contra el hongo fitopatógeno *Botrytis cinerea*. Se aislaron 31 cepas bacterianas mediante técnicas microbiológicas estándar, seguidas de una caracterización macroscópica como (forma, color, textura, margen y elevación), y microscópica, incluida la tinción de Gram y morfología celular. Los ensayos de confrontación permitieron evaluar la capacidad antagonista de las cepas frente al patógeno. Los resultados evidenciaron una diversidad morfológica y estructural amplia, con predominancia de bacterias Gram negativas de morfología coco-bacilar. Destacaron las cepas ANBR5 y ANBR8 por inhibir el crecimiento radial de *Botrytis cinerea* en más de 80%, lo que indica un alto potencial biocontrolador. Este estudio aporta al conocimiento de la microbiota nativa adaptada a condiciones áridas y semiáridas, proponiendo el uso de bioinoculantes como alternativa sostenible para la agricultura regional. La sistematización de los datos permitió la conformación de un catálogo preliminar de cepas con características agro biotecnológicamente relevantes, que sienta bases para futuros desarrollos en biofertilizantes y bioprotección. Estos hallazgos contribuyen a fortalecer la sostenibilidad agroecológica en zonas con limitaciones climáticas y edáficas, promoviendo prácticas agrícolas más resilientes y amigables con el medio ambiente.

Palabras clave: Bacterias rizosféricas, *Botrytis cinerea*, Biocontrol, Bioinoculantes, Agricultura sostenible, Microbiota nativa

INTRODUCCIÓN

El desierto de Mayrán, en el sur de Coahuila, junto con el municipio de San Pedro, conforman una región marcada por un clima semiárido que impone condiciones ambientales extremas para la agricultura. Las temperaturas pueden superar los 40 °C y la precipitación anual apenas alcanza los 400 mm (García-Fraire et al., 2012; Montaña et al., 2016). En estos ambientes áridos, donde los recursos naturales son limitados y los sistemas agrícolas vulnerables, las prácticas intensivas basadas en fertilizantes y pesticidas químicos han acelerado la degradación ambiental y comprometido la productividad a largo plazo.

La intensificación agrícola basada en insumos químicos ha generado impactos negativos que trascienden el ámbito productivo, afectando la estabilidad socioeconómica y ambiental de comunidades rurales en zonas semiáridas como el desierto de Mayrán y el municipio de San Pedro, Coahuila. En el plano social, la degradación del suelo y la disminución de la productividad agrícola han provocado la pérdida de empleos y medios de vida, incrementando la vulnerabilidad de pequeños productores y fomentando procesos migratorios hacia áreas urbanas, lo que afecta la cohesión social y el desarrollo local (Bhattacharyya & Jha, 2012; Choudhary et al., 2019). En el plano económico, la dependencia de fertilizantes y pesticidas químicos representa un gasto significativo para los agricultores, cuyos márgenes de ganancia se reducen por la disminución progresiva de la fertilidad del suelo y la aparición de resistencia en plagas y enfermedades. Esta situación limita la capacidad de inversión y sostenibilidad de las explotaciones agrícolas, afectando la seguridad alimentaria regional y nacional (Bashan et al., 2014; Pérez-Montaña et al., 2014). Desde la perspectiva ambiental, la contaminación por agroquímicos ha alterado la biodiversidad microbiana y la estructura del suelo, afectando procesos ecológicos esenciales como el ciclo de nutrientes y la retención hídrica. La pérdida de estos servicios ecosistémicos compromete la resiliencia del agroecosistema frente a estreses climáticos y antropogénicos, acelerando la degradación y desertificación (Montaña et al., 2016; Singh et al., 2018).

En este contexto, el desarrollo y aplicación de bioinoculantes basados en microorganismos nativos de la rizosfera representa una alternativa prometedora y sostenible para mejorar la productividad agrícola sin comprometer la integridad del medio ambiente. Los microorganismos rizosféricos adaptados a condiciones extremas poseen características agrobiotecnológicas valiosas, tales como la promoción del crecimiento vegetal, la fijación biológica de nitrógeno, la solubilización de fosfatos, la producción de fitohormonas y el control biológico de patógenos (Bashan y de-Bashan, 2010; García-Fraire et al., 2012; Pérez-Montaño et al., 2014). Estas capacidades no solo favorecen el desarrollo de las plantas, sino que también contribuyen a la mejora de la fertilidad y salud del suelo, aspectos críticos en ambientes con limitaciones hídricas y nutricionales (Crist-Christoph et al., 2016; Martínez-Hidalgo y Hirsch, 2017).

El estudio y caracterización de la diversidad microbiana en la rizosfera de plantas desérticas no solo tiene un valor aplicado, sino también ecológico, ya que comprender la composición y función de estas comunidades microbianas aporta información fundamental sobre los procesos ecológicos y servicios ecosistémicos que sostienen la productividad y estabilidad de los ecosistemas áridos (Crist-Christoph et al., 2016; Montaño et al., 2016). Sin embargo, en la región del desierto de Mayrán y San Pedro aún existe un vacío de conocimiento respecto a la caracterización de microorganismos nativos adaptados a estas condiciones extremas, lo que limita el diseño de bioinoculantes específicos y efectivos.

La degradación del suelo, la dependencia de insumos químicos y la falta de alternativas adaptadas a las condiciones locales comprometen la sostenibilidad agrícola de la región. Se requiere aislar y caracterizar comunidades microbianas nativas para aprovechar sus adaptaciones únicas y diseñar bioinoculantes que optimicen la fertilidad del suelo, reduzcan la dependencia de agroquímicos y promuevan la sostenibilidad socioeconómica y ambiental.

Los suelos rizosféricos del desierto de Mayrán y San Pedro, Coahuila, albergan microorganismos nativos con adaptaciones únicas que les confieren características agrobiotecnológicas útiles, cuya identificación permitirá reconocer

cepas con beneficios potenciales para la agricultura. El objetivo de esta investigación fue aislar y caracterizar, tanto a nivel macro como microscópico, microorganismos nativos con potencial agrobiotecnológico presentes en el suelo rizosférico del desierto de Mayrán y San Pedro, Coahuila. Asimismo, sistematizar la información obtenida para elaborar un catálogo de dichos microorganismos, destacando sus características de interés y sus posibles beneficios para la agricultura.

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Microorganismos promotores del crecimiento vegetal (PGPR) y su importancia agrobiotecnológica.

Los microorganismos promotores del crecimiento vegetal (PGPR) constituyen un grupo diverso de bacterias y hongos que interactúan con las plantas en la rizósfera, favoreciendo su desarrollo y salud. Estos microorganismos han cobrado gran relevancia en la agricultura sostenible, debido a su capacidad para mejorar la productividad de los cultivos mediante mecanismos bioquímicos y fisiológicos que optimizan la nutrición vegetal y la resistencia a estreses ambientales (Vassey, 2003; Lugtenberg & Kamilova, 2009).

Además, sus mecanismos tradicionales como la fijación biológica de nitrógeno, solubilización de fosfatos y producción de fitohormonas, los PGPR también modulan el microambiente rizosférico mediante la formación de biofilms y la secreción de moléculas señalizadoras que favorecen la interacción planta-microbio y la colonización estable (Backer et al., 2018; Venturi & Keel, 2016). La producción de enzimas como la ACC desaminasa contribuye a reducir los niveles de etileno, lo que permite a las plantas soportar mejores condiciones de estrés (Glick, 2014).

Los PGPR también actúan de forma indirecta, protegiendo a las plantas contra fitopatógenos mediante la competencia por nutrientes y nichos ecológicos, la producción de antibióticos, sideróforos y la inducción de resistencia sistémica

(Compant et al., 2005; Van Loon et al., 1998). Esta multifuncionalidad contribuye a la mejora de la salud vegetal y a la reducción del uso de agroquímicos contaminantes.

El avance reciente en biotecnología ha permitido desarrollar inoculantes multicepa que se adaptan a condiciones específicas y combinan diversas funciones promotoras (Majeed et al., 2020). Asimismo, la edición genética de cepas PGPR ofrece la posibilidad de potenciar características únicas, incrementando su eficacia en la fijación de nitrógeno y protección biológica (Kumar et al., 2021).

En regiones áridas y semiáridas, donde las condiciones ambientales limitan la productividad, los PGPR nativos adaptados a estas condiciones representan una opción estratégica para mejorar la fertilidad del suelo y la tolerancia de cultivos al estrés (Montaño et al., 2016). Por tanto, la investigación, conservación y aplicación responsable de estos microorganismos son esenciales para asegurar la productividad y sostenibilidad de los sistemas agrícolas actuales y futuros.

2.1.1 Mecanismos directos de promoción de crecimiento

Los PGPR promueven el crecimiento vegetal a través de mecanismos directos que incluyen la fijación biológica de nitrógeno, la solubilización y mineralización de nutrientes esenciales como fósforo y potasio, y la producción de fitohormonas (auxinas, citoquininas, giberelinas) que regulan el desarrollo radicular y la absorción de nutrientes (Glick, 2012; Pérez -Montaño et al., 2014). La fijación biológica de nitrógeno, realizada por bacterias diazotróficas, es especialmente valiosa en suelos pobres en nitrógeno, reduciendo la dependencia de fertilizantes químicos (Bhattacharyya & Jha, 2012). La solubilización de fosfatos insolubles facilita la disponibilidad de este nutriente frecuentemente limitante en suelos áridos y semiáridos (Khan et al., 2010).

2.1.2 Mecanismos indirectos de promoción del crecimiento

Además de los mecanismos directos, los PGPR ejercen efectos indirectos que protegen a las plantas frente a patógenos y condiciones adversas. Estos incluyen la producción de antibióticos, sideróforos que secuestran hierro limitando el crecimiento de microorganismos patógenos, la inducción de resistencia sistémica en las plantas y la competencia por nichos ecológicos (Compant et al., 2005; Glick, 2012). Estos mecanismos contribuyen a la reducción del estrés biótico, mejorando la salud y resistencia de las plantas.

2.1.3 Potencial para mitigar el estrés abiótico y biótico en el contexto del cambio climático

El cambio climático ha intensificado la incidencia del estrés abióticos como sequía, salinidad y temperaturas extremas, que afectan negativamente la productividad agrícola (Choudhary et al., 2019). Los PGPR adaptados a condiciones adversas pueden mitigar estos efectos al mejorar la tolerancia de las plantas mediante la modulación de respuestas fisiológicas, producción de osmoprotectores y antioxidantes, y regulación hormonal (Nadeem et al., 2014; Vurukonda et al., 2016). Asimismo, su capacidad para controlar patógenos contribuye a reducir pérdidas por estrés biótico, fortaleciendo la resiliencia de los cultivos en un entorno cambiante (Santoyo et al., 2016).

2.1.4 Desarrollo de biofertilizantes y bioinoculantes: perspectivas globales y regionales

El desarrollo y uso de biofertilizantes y bioinoculantes basados en PGPR representan una estrategia clave para la agricultura sostenible a nivel mundial.

Estos productos biotecnológicos ofrecen una alternativa ecológica a los fertilizantes y pesticidas químicos, promoviendo la productividad y salud del suelo

(Bashan et al., 2014). En regiones áridas y semiáridas, como el desierto de Mayrán, el uso de bioinoculantes nativos es especialmente prometedor debido a la adaptación de estos microorganismos a condiciones extremas (Montaño et al., 2016). A nivel regional, la integración de bioinoculantes en sistemas agrícolas tradicionales puede mejorar la seguridad alimentaria y la conservación ambiental (García- Fraile et al., 2015).

(i) Colecciones microbianas, normativas internacionales y la importancia de los microorganismos nativos

Las colecciones microbianas constituyen repositorios especializados destinados al almacenamiento y conservación de cepas para su uso en investigación, biotecnología y desarrollo agrícola. A nivel internacional, destacan instituciones de referencia como la American Type Culture Collection (ATCC) y la Colección Española de Cultivos Tipo (CECT), reconocidas por su papel en la preservación y disponibilidad de recursos microbianos (Martínez-Hidalgo & Hirsch, 2017).

En México, también existen colecciones relevantes que desempeñan un papel estratégico en la conservación y aprovechamiento de la biodiversidad microbiana nativa. Entre ellas se encuentran la Colección de Microorganismos del Instituto de Biotecnología de la UNAM (CIM-IBT) y la Colección Nacional de Microorganismos (CNM) del Instituto Politécnico Nacional. Estas iniciativas facilitan el acceso a cepas con potencial agrobiotecnológico adaptadas a las condiciones locales, fomentando la investigación aplicada y la innovación científica regional.

El acceso, conservación y uso de los recursos microbianos están regulados por normativas y acuerdos internacionales que buscan garantizar su protección y utilización responsable. Entre ellos se encuentra el Tratado de Budapest y los lineamientos sobre acceso a recursos genéticos y distribución justa de beneficios derivados (FAO, 2011). Dichas regulaciones promueven un marco ético y sostenible para la investigación y aplicación de microorganismos. En este sentido, los microorganismos nativos poseen un valor particular para la agrobiotecnología, ya que, al estar naturalmente adaptados a las condiciones

locales, ofrecen mayor eficacia y menor riesgo ambiental cuando se emplean como bioinoculantes (García-Fraile et al., 2015; Montaña et al., 2016).

Por ello, la creación y fortalecimiento de colecciones microbianas regionales resulta fundamental. Un ejemplo destacado es la Colección de Organismos Rizosféricos y Edáficos del Noreste (CORE-Noreste) de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna. CORE-Noreste no solo conserva la diversidad microbiana local, sino que impulsa su caracterización y aplicación biotecnológica, contribuyendo al diseño de soluciones sustentables para la agricultura en zonas semiáridas del noreste de México.

MATERIALES Y MÉTODOS

El presente estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna (UAAAN UL) ubicada en Torreón, Coahuila, México.

Se puso especial énfasis en aquellos microorganismos con potencial agrobiotecnológico, con la finalidad de integrarlos en la colección de organismos rizosféricos y edáficos del Noreste (CORE-Noreste) de la UAAAN, contribuyendo así al conocimiento y aprovechamiento de la biodiversidad microbiana local.

3.1 Obtención de muestras

Se realizaron muestreos de suelos rizosféricos en distintos puntos del desierto de Mayrán, Coahuila (25°50'40.7"N, 102°44'43.6"W), seleccionando plantas representativas de la vegetación nativa adaptada a las condiciones áridas de la región (Gonzales et al., 2018). En el municipio de San Pedro (25°46'16.0"N, 102°59'45.9"W), las muestras se obtuvieron específicamente en una nogalera, cultivo de gran relevancia económica y ecológica para la zona.

En ambos sitios, las muestras se recolectaron del suelo adherido a las raíces, a una profundidad aproximada de 30 cm, siguiendo protocolos estandarizados

establecidos en la Norma Oficial Mexicana (NMX-AA-132-SCFI-2006) y metodologías descritas por Glick (2012). Estas directrices garantizaron la adecuada recuperación de la microbiota asociada, asegurando la representatividad y calidad de las muestras para su posterior análisis.

Las muestras fueron recolectadas en bolsas plásticas estériles para evitar contaminación externa y transportadas bajo refrigeración a 4°C hasta su procesamiento en laboratorio, garantizando la viabilidad y representatividad de los microorganismos presentes (Martínez- Hidalgo y Hirsch, 2017). Este procedimiento cuidadoso es fundamental para preservar la integridad de la muestra y asegurar resultados confiables en los análisis microbiológicos posteriores.

3.2 Aislamiento de microorganismos

En el laboratorio, las muestras de suelo rizosférico fueron sometidas a diluciones seriadas con el propósito de facilitar el aislamiento de microorganismos individuales. Para ello, se prepararon diluciones en tubos de ensayo de 10 ml con agua estéril, abarcando concentraciones desde 10^{-2} hasta 10^{-6} . El procedimiento se llevó a cabo siguiendo metodologías clásicas y validadas para la certificación, cuantificación y aislamiento de bacterias heterótrofas (Holt et al., 1994; Benson, 2002). Estas técnicas aseguraron la obtención de suspensiones adecuadas para el posterior análisis microbiológico, garantizando la representatividad y confiabilidad de los resultados (Figura 1).

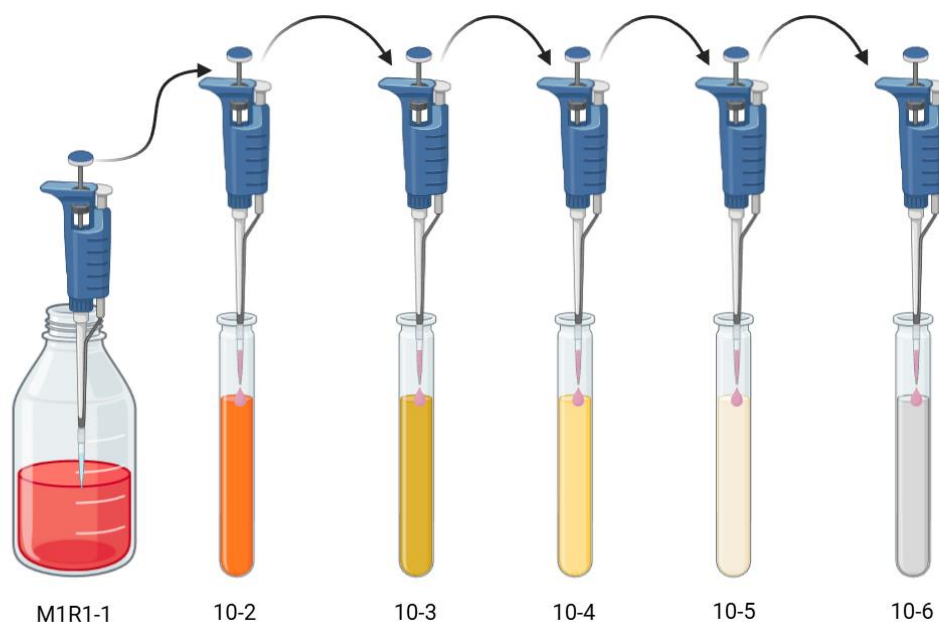


Figura 1 Proceso de preparación de diluciones seriadas a partir de la muestra madre (M1R1-1), mostrando los tubos de ensayo con concentraciones decrecientes de 10^{-2} a 10^{-6} . Las suspensiones obtenidas se destinaron a la siembra en medios de cultivo para el aislamiento de microorganismos individuales.

Las diluciones fueron sembradas en placas con medio agar nutritivo, adecuado para el cultivo de bacterias heterótrofas que dependen de compuestos orgánicos para su crecimiento (Baker y Silverton, 2007). La siembra se realizó mediante el método de extensión con asa acodada, asegurando una distribución uniforme y facilitando la formación de colonias aisladas (Figura 2). Cada concentración se sembró por triplicado para garantizar la reproducibilidad de los resultados. Las placas fueron selladas con parafilm y etiquetadas con códigos únicos para mantener un control riguroso de las muestras.

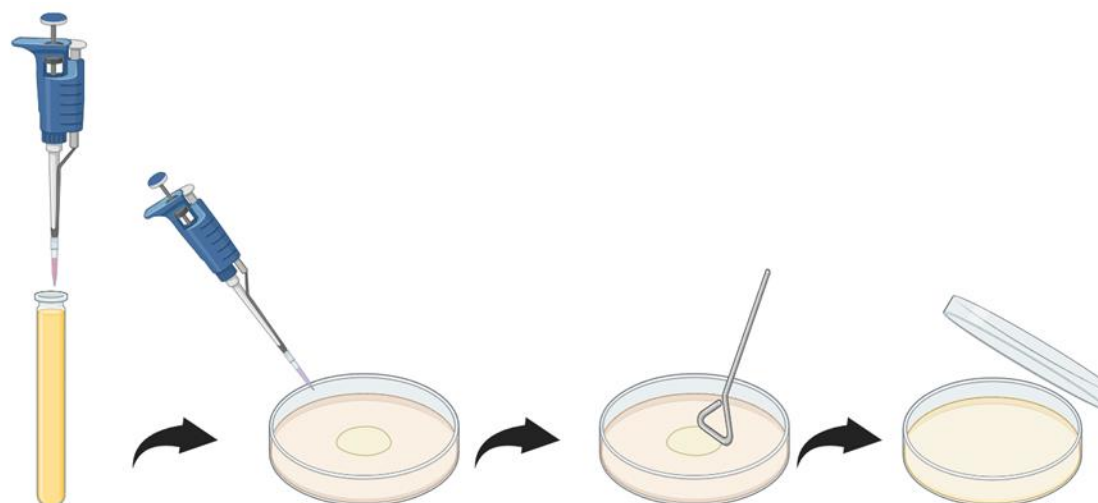


Figura 2 Siembra de diluciones seriadas en agar nutritivo mediante extensión con asa acodada, asegurando distribución uniforme y formación de colonias aisladas.

Las placas se incubaron durante un periodo de 24 a 48 horas a 28 °C, temperatura óptima para el crecimiento de la mayoría de las bacterias rizosféricas, permitiendo la aparición de colonias con morfologías diferenciadas (Madigan et al., 2015). Posteriormente, se seleccionaron colonias con características morfológicas distintas para su purificación mediante subcultivos en medio agar nutritivo bajo condiciones estériles, con el fin de obtener aislamientos puros representativos de la diversidad microbiana cultivable (Cappuccino y Sherman, 2014). Cada cepa recibió una clave basada en las iniciales “AN” (Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro), “B” para bacterias, “R” para suelo rizosférico, y un número secuencial correlativo.

La purificación de estas colonias seleccionadas se realizó mediante técnicas de aislamiento en medio de agar nutritivo, en condiciones estériles. Esto permite obtener cultivos puros de cada una de las cepas microbianas de interés, eliminando la posible interferencia de otros microorganismos presentes en la muestra original (Figura 3).

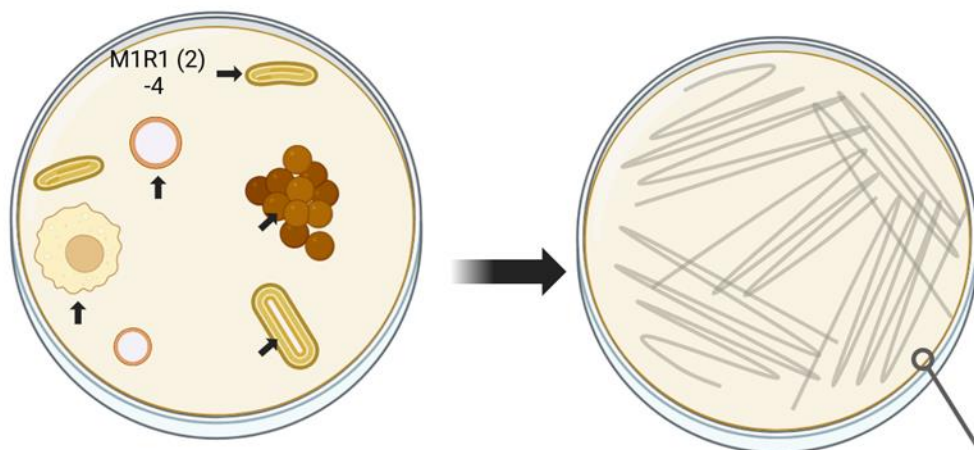


Figura 3 Selección y purificación de colonias bacterianas con morfologías diferenciadas en agar nutritivo, obteniendo aislamientos puros representativos de la diversidad microbiana cultivable del suelo rizosférico.

3.3 Caracterización de los microorganismos aislados y variables evaluadas

Los microorganismos purificados fueron sometidos a una caracterización macroscópica y microscópica.

La caracterización macroscópica de las colonias bacterianas aisladas se realizó mediante observación directa visual en placas de agar nutritivo. Se evaluaron los siguientes parámetros:

- **Color:** se registró el color visible de cada colonia, tales como blanco, blanco amarillento, amarillento, beige, transparente, entre otros. La observación se realizó sin instrumentos específicos de comparación, atendiendo la percepción visual directa (Madigan et al., 2011).
- **Forma:** Se determinó la forma observando los contornos de la colonia con una lupa estereoscópica. Las categorías clasificadas fueron: puntiforme (colonias muy pequeñas y puntuales), circular (colonias redondas con bordes definidos), irregular (bordes irregulares), rizoide (filamentosas o ramificadas), y fusiforme (alargadas).
- **Textura y superficie:** la textura colonia se evaluó mediante el contacto suave con un asa inoculadora estéril para identificar consistencia como

cremosa, mucilaginosa p seca. La superficie se describió visualmente como brillante (lustrosa, reflectante) u opaca (mate). Esta observación permitió inferir la presencia o ausencia de sustancias extracelulares (Madigan et al., 2011).

- Margen: el borde de la colonia entero (liso y regular), ondulado (con ondas), erosionado (borde desintegrado o fragmentado) y lobulado (con protuberancias o lóbulos visibles) (Benson, 2002).
- Elevación: se valoró la altura relativa de la colonia en relación con el agar circundante usando observación lateral y cenital, clasificándola en plana (sin elevación), convexa (curvatura suave hacia arriba), umbonada (protuberancia central destacada) o elevada (alto perfil) (Madigan et al., 2011).

Estos criterios se aplicaron para generar una descripción morfológica preliminar que facilite la diferenciación fenotípica de las cepas.

Para la caracterización microscópica, se prepararon frotis de bacterias a partir de colonias frescas. Se realizó la tinción de Gram siguiendo el protocolo convencional: fijación por calor, aplicación de cristal violeta (colorante primario), lugol (mordiente), decoloración con alcohol-acetona y contra-tinción con safranina (Benson, 2002). La visualización se llevó a cabo con un microscopio óptico a 100x de aumento con aceite de inmersión.

La morfología celular fue categorizada en cocos (formas esféricas), bacilos (formas alargadas) y coco-bacilos (formas intermedias). Estas clasificaciones, junto con la tinción Gram, constituyen una base para la identificación rápida y diferenciación preliminar entre grupos bacterianos (Madigan et al., 2011).

3.4 Capacidad de biocontrol: Ensayo de confrontación frente a *Botrytis cinerea*

Se llevó a cabo un ensayo de confrontación con el hongo fitopatógeno *Botrytis cinerea*, empleando la metodología del porcentaje de inhibición del crecimiento

radial (PICR). Para ello, se colocó una explante de agar nutritivo con el inóculo fúngico en cajas Petri que contenían cada una de las cepas bacterianas previamente purificadas. Las placas se incubaron a una temperatura constante de 28°C, con una humedad relativa aproximada de 70%, durante un periodo de 5 días. Durante este tiempo, se registró diariamente el crecimiento del hongo, midiendo con regla el radio del micelio en dirección hacia las cepas bacterianas y hacia la periférica de la placa. Esta técnica permitió evaluar la interacción directa entre las bacterias y el hongo, registrando la inhibición del crecimiento micelial como indicador del potencial biocontrolador de las cepas bacterianas (Compant et al., 2005). El crecimiento del hongo fue medido diariamente durante cinco días y comparando con un control sin bacteria. El PICR se calculó con la fórmula:

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

Donde R1 es el radio del cultivo fúngico en el control y R2 es el radio del cultivo fúngico en presencia de la bacteria.

3.5 Análisis de datos y creación del catalogo

En el análisis de datos, la información obtenida durante la caracterización macroscópica y microscópica de los aislamientos bacterianos se organizó en tablas y gráficas descriptivas, lo que permitió sistematizar los resultados de manera clara y comparativa. Los parámetros macroscópicos (color, forma, textura, margen y elevación de las colonias) se registraron como indicadores iniciales de diversidad microbiana. A nivel microscópico, se documentaron la morfología celular y los resultados de la tinción de Gram, técnicas esenciales para la clasificación preliminar de los aislamientos.

Adicionalmente, se incluyeron los resultados del ensayo de confrontación con *Botrytis cinerea*, presentados como porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR), indicador del potencial biocontrolador de las cepas bacterianas. Cabe

señalar que no se aplicaron análisis estadísticos inferenciales, dado que el propósito del estudio fue eminentemente descriptivo y orientado a la sistematización de la información con fines de identificación y aprovechamiento agrobiotecnológico.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Aislamiento y caracterización macroscópica de las cepas bacterianas

Se aislaron un total de 31 cepas bacterianas a partir de muestras de suelo rizósferico recolectadas de dos localidades de Coahuila: 18 cepas provenientes de San Pedro y 13 cepas provenientes del desierto de Mayrán. Las muestras de San Pedro fueron obtenidas de suelo asociado a cultivo de nogal, mientras que las de Mayrán correspondieron a vegetación nativa del desierto.

La caracterización macroscópica de las colonias bacterianas aisladas reveló una amplia diversidad morfológica (Figura 4). Se observaron colonias con formas variadas, incluyendo circulares, irregulares y puntiformes. Los márgenes de las colonias fueron predominantemente enteros u ondulados, mientras que la elevación varía entre plana, convexa y elevada (Figura 5 y 6). La superficie de las colonias mostró texturas brillantes u opacas, y los colores oscilaron entre blanco, blanco amarillento y cristalino (Figura 7). La consistencia fue mayormente cremosa o líquida, lo que indica diferencias entre la producción de exopolisacáridos y otras sustancias extracelulares que pueden influir en la interacción con el ambiente y las plantas (Figura 8) (Bashan y de-Bashan, 2010).

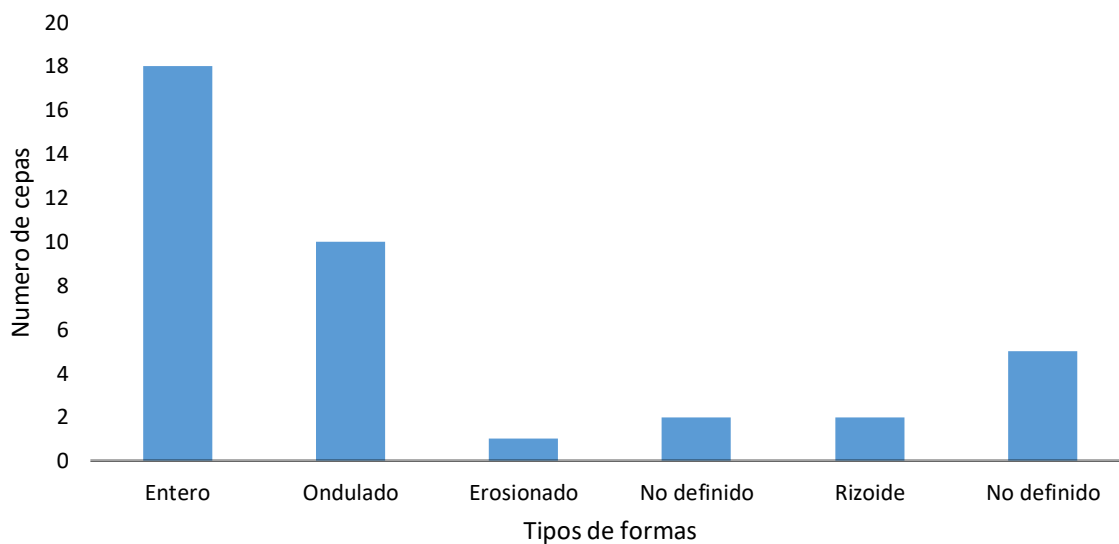


Figura 4 Caracterización de las formas de colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico en Mayrán y San Pedro, Coahuila.

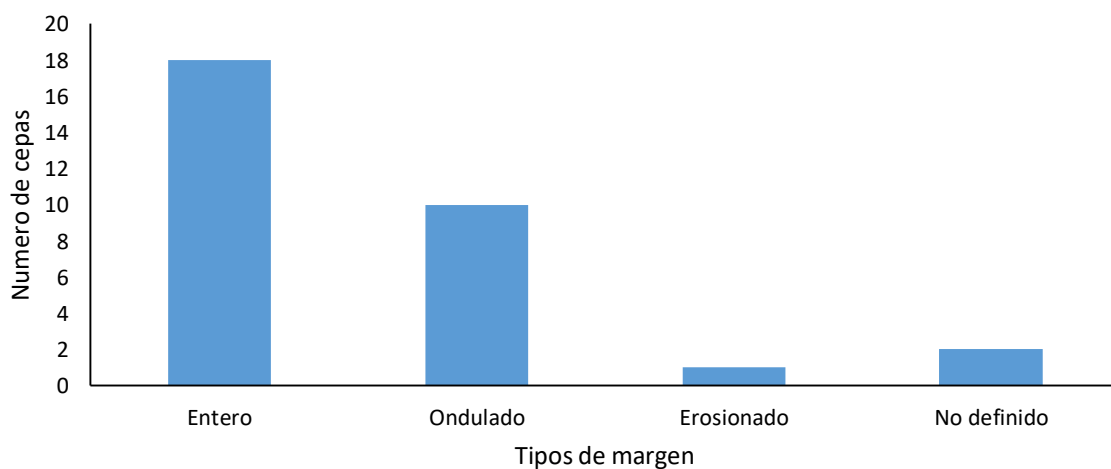


Figura 5 Tipología de márgenes en colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico de Mayrán y San Pedro, Coahuila.

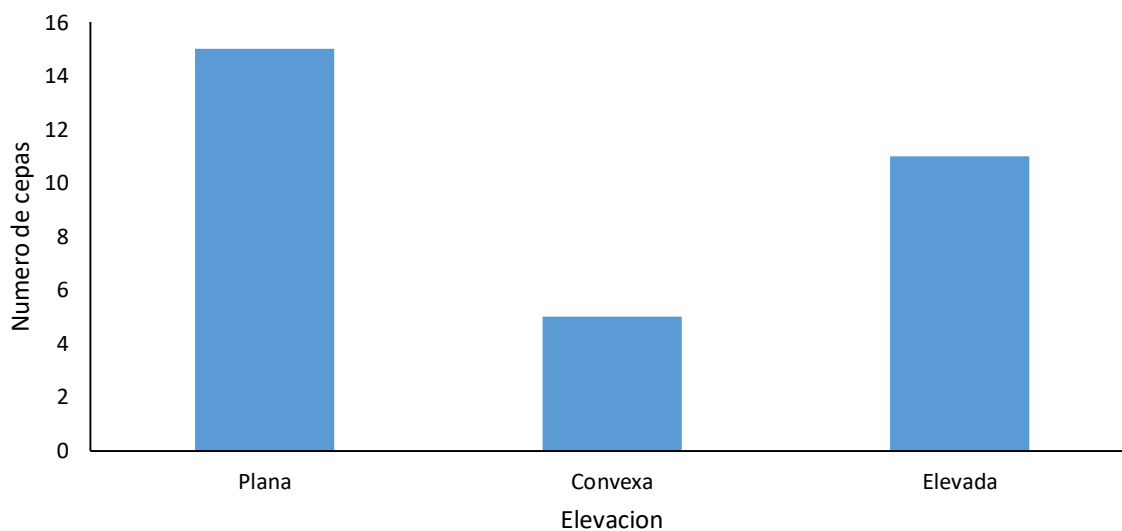


Figura 6 Distribución de los tipos de elevación en colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico de Mayrán y San Pedro, Coahuila.

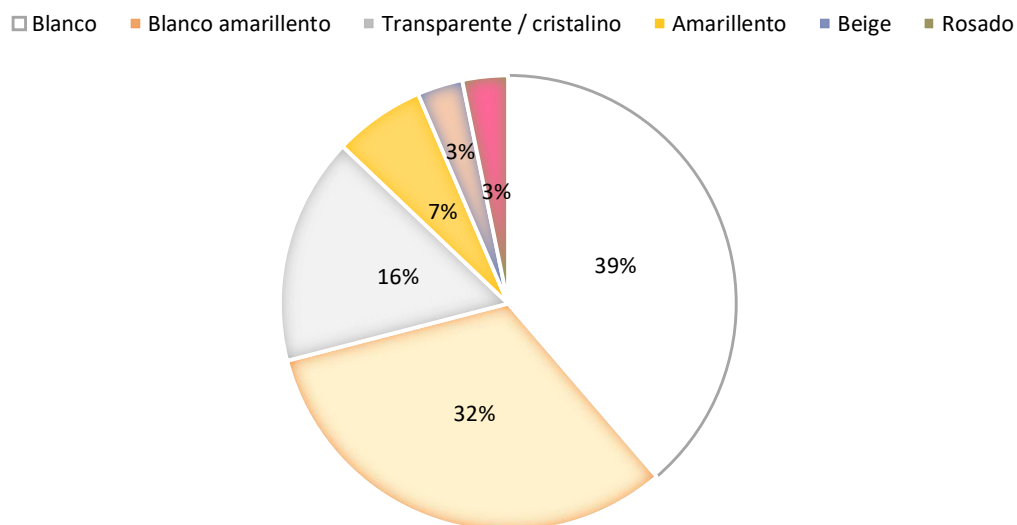


Figura 7 Diversidad de colores en colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico de Mayrán y San Pedro, Coahuila.

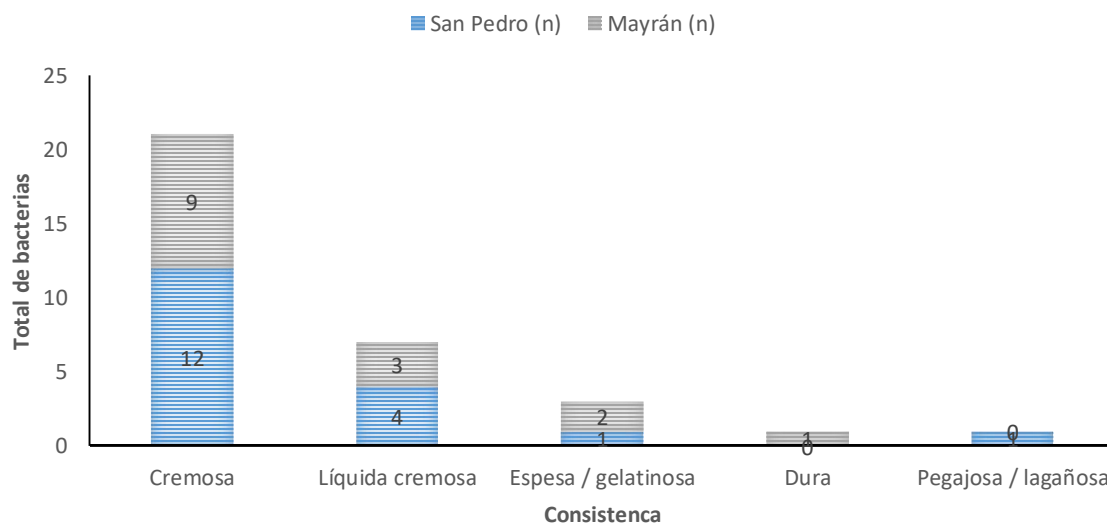


Figura 8 Caracterización de la consistencia de colonias bacterianas aisladas del suelo rizosférico en Mayrán y San Pedro, Coahuila.

4.2 Caracterización microscópica y tinción de Gram

La observación microscópica permitió identificar tres morfologías celulares predominantes entre las cepas aisladas: cocos, bacilos y formas intermedias denominadas coco-bacilos. Estas variaciones morfológicas reflejan estrategias adaptativas diferenciadas y posibles modos de interacción con el ambiente rizosférico y la planta hospedera.

La tinción de Gram reveló que el 58% de las cepas correspondieron a bacterias Gram negativas, caracterizadas por una pared celular delgada y la presencia de membrana externa, rasgos que pueden conferir resistencia frente a determinados agentes antimicrobianos y favorecer interacciones simbióticas o antagonistas en la rizósfera (Glick, 2012). En particular, las cepas ANBR5 y ANBR8, aisladas en San Pedro, fueron clasificadas como Gram negativas con morfología coco-bacilar, coincidiendo con el potencial biocontrolador destacado en los ensayos posteriores.

El 42% restante correspondió a cepas Gram positivas, principalmente cocos y bacilos, cuya pared celular más gruesa, compuesta por peptidoglicano,

constituye un rasgo que puede contribuir a su supervivencia en condiciones adversas y a la producción de metabolitos bioactivos.

La diversidad observada en la tinción de Gram y en la morfología celular de las 31 cepas aisladas evidencia la complejidad de la comunidad microbiana presente en los suelos rizosféricos de Mayrán y San Pedro. Esta heterogeneidad sugiere un amplio potencial agrobiotecnológico, tanto en la promoción del crecimiento vegetal como en el biocontrol de fitopatógenos.

La caracterización microscópica y de Gram constituye un paso esencial para la identificación taxonómica mediante técnicas moleculares y para la selección de cepas con atributos funcionales específicos en el desarrollo de bioinoculantes. En términos generales, la morfología coco-bacilar fue la más frecuente, seguida por cocos y bacilos, con una distribución equilibrada entre bacterias Gram positivas y Gram negativas (Tabla 1). Esta diversidad morfológica y estructural refleja la capacidad adaptativa de la microbiota rizosférica frente a las condiciones semiáridas de ambas localidades.

Tabla 1 Caracterización microscópica y tinción de Gram de las cepas bacterianas aisladas.

Código de identificación	Procedencia de la cepa	Morfología celular	Clasificación de tinción Gram
ANBR1A	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR1B	San Pedro	Cocco	Positiva
ANBR2	San Pedro	Cocco bacilo	Positiva
ANBR3	San Pedro	Bacilo	Negativa
ANBR4	San Pedro	Cocco bacilo	Positiva
ANBR5	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR6	San Pedro	Bacilo	Negativa
ANBR7	San Pedro	Bacilo	Positiva
ANBR8	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR9	San Pedro	Bacilo	Positiva
ANBR10	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR11	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR12	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR13	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR14	San Pedro	Cocco bacilo	Positiva
ANBR15	San Pedro	Bacilo	Negativa
ANBR16	San Pedro	Cocco	Positiva
ANBR17	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa

ANBR18	San Pedro	Cocco bacilo	Negativa
ANBR19	Mayrán	Cocco bacilo	Negativa
ANBR20	Mayrán	Cocco	Negativa
ANBR21	Mayrán	Cocco	Negativa
ANBR22	Mayrán	Estreptococco	Positiva
ANBR23	Mayrán	Cocco bacilo	Negativa
ANBR24	Mayrán	Bacilo largo	Positiva
ANBR25	Mayrán	Cocco bacilo	Positiva
ANBR26A	Mayrán	Cocco bacilo	Positiva
ANBR26B	Mayrán	Cocco bacilo	Negativa
ANBR27A	Mayrán	Cocco bacilo	Positiva
ANBR27B	Mayrán	Cocco bacilo	Positiva
ANBR28	Mayrán	Cocco bacilo	Negativa
ANBR29	Mayrán	Cocco bacilo	Negativa
ANBR30	Mayrán	Cocco bacilo	Positiva
ANBR31	Mayrán	Cocco bacilo	Negativa

4.3 Capacidad de biocontrol: Ensayo de confrontación frente a *Botrytis cinerea*

Las cepas ANBR5 y ANBR8, ambas aisladas en San Pedro, mostraron un elevado porcentaje de inhibición del crecimiento radial, con un PICR promedio de 83.3% (Tabla 2). La zona de inhibición fue evidente desde el segundo día y se mantuvo estable hasta el final del ensayo, lo que confirma una marcada actividad antagonista. Este comportamiento sugiere la producción de compuestos antifúngicos o una competencia efectiva por espacio y nutrientes, posicionando a estas cepas como candidatas prometedoras para el desarrollo de bioinoculantes con función de biocontrol (Compant et al., 2005).

En contraste, otras cepas presentaron porcentajes de inhibición variables o nula actividad antagonista. Particularmente, las cepas aisladas de Mayrán no mostraron inhibición significativa bajo las condiciones evaluadas, lo que podría atribuirse a diferencias en la adaptación microbiana o en la capacidad de producir metabolitos antifúngicos.

Se consideraron únicamente las cepas bacterianas que presentaron actividad de biocontrol significativa o moderada frente a *B. cinerea* durante el ensayo de

confrontación. Las cepas con inhibición nula fueron excluidas, con el objetivo de resaltar los microorganismos con mayor potencial agrobiotecnológico.

Tabla 2 Inhibición del crecimiento radial de *B. cinerea* por cepas bacterianas aisladas, expresada como PICR (%)

Código de identificación	Porcentaje promedio de inhibición (PICR%)	Potencial biocontrol
ANBR5	83.33 $\pm$ 0	Bueno
ANBR8	83.33 $\pm$ 0	Bueno
ANBR4	14.81 $\pm$ 25.66	Moderado (variable)
ANBR26	14.81 $\pm$ 25.66	Moderado (variable)
ANBR1A	0 $\pm$ 0	No detectable
ANBR6	0 $\pm$ 0	No detectable
ANBR7	0 $\pm$ 0	No detectable
ANBR17	0 $\pm$ 0	No detectable
ANBR29	0 $\pm$ 0	No detectable
ANBR30	0 $\pm$ 0	No detectable

4.4 Integración de resultados y catalogo preliminar

Con base en la caracterización macroscópica, microscópica, la tinción de Gram y la evaluación de la actividad antagonista frente a *Botrytis cinerea*, se elaboró un catálogo preliminar que agrupa las cepas bacterianas aisladas en los desiertos

de Mayrán y San Pedro. Este catálogo resalta aquellas cepas con mayor potencial agrobiotecnológico, en particular las que demostraron actividad antagonista significativa, constituyendo un insumo estratégico para futuras investigaciones y aplicaciones orientadas a la agricultura sostenible.

Este catálogo preliminar constituye un insumo estratégico para la identificación y conservación de cepas con potencial agrobiotecnológico. Su integración permite orientar futuras investigaciones hacia la validación en campo, el desarrollo de bioinoculantes y la creación de bancos microbianos regionales. Además, resalta la importancia de aprovechar la diversidad nativa como recurso clave para promover prácticas agrícolas sostenibles y resilientes en ambientes semiáridos.

CONCLUSIONES

El aislamiento de 31 cepas rizosféricas provenientes de Mayrán y San Pedro evidenció una amplia diversidad morfológica y estructural, reflejo de la adaptación microbiana a condiciones semiáridas. Entre ellas, las cepas ANBR5 y ANBR8 destacaron por su elevada capacidad antagonista frente a *Botrytis cinerea*, con un porcentaje de inhibición radial superior al 80%. Estos resultados posicionan a dichas cepas como candidatas prometedoras para el desarrollo de bioinoculantes con función de biocontrol, y subrayan la importancia de aprovechar la microbiota nativa como recurso estratégico para impulsar una agricultura más sostenible y resiliente.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Atlas, R. M., & Bartha, R. (1997). *Microbiología ambiental*. McGraw-Hill.

Backer, R., Rokem, J. S., Ilangumaran, G., Lamont, J., Praslickova, D., Ricci, E., ... & Smith, D. L. (2018). Plant growth-promoting rhizobacteria: context, mechanisms of action, and roadmap to commercialization of biostimulants for sustainable agriculture. *Frontiers in Plant Science*, 9, 1473. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01473>

Baker, F. J., & Silverton, R. E. (2007). *Introduction to Medical Laboratory Technology*. Butterworth-Heinemann.

Bashan, Y., & de-Bashan, L. E. (2010). How the plant growth-promoting bacterium *Azospirillum* promotes plant growth: a critical assessment. *Advances in Agronomy*, 108, 77-136. [https://doi.org/10.1016/S0065-2113\(10\)08002-8](https://doi.org/10.1016/S0065-2113(10)08002-8)

Bashan, Y., de-Bashan, L. E., Prabhu, S. R., & Hernández, J. P. (2014). Advances in plant growth-promoting bacterial inoculant technology: formulations and practical perspectives (1998-2013). *Plant and Soil*, 378(1-2), 1-33. <https://doi.org/10.1007/s11104-013-1956-x>

Benson, H. J. (2002). *Microbiological Applications: Laboratory Manual in General Microbiology* (8th ed.). McGraw-Hill.

Bhattacharyya, P. N., & Jha, D. K. (2012). Plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): emergence in agriculture. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 28(4), 1327-1350. <https://doi.org/10.1007/s11274-011-0979-9>

Cappuccino, J. G., & Sherman, N. (2014). *Microbiology: A Laboratory Manual*. Pearson.

Choudhary, D. K., Prakash, A., & Johri, B. N. (2019). Microbial inoculants and their role in plant growth promotion. In *Microbial Inoculants in Sustainable Agricultural Productivity* (pp. 1-20). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-13-0032-8_1

Compant, S., Duffy, B., Nowak, J., Clément, C., & Barka, E. A. (2005). Use of plant growth-promoting bacteria for biocontrol of plant diseases: principles, mechanisms of action, and future prospects. *Applied and Environmental Microbiology*, 71(9), 4951-4959. <https://doi.org/10.1128/AEM.71.9.4951-4959.2005>

Crits-Christoph, A., Gelsinger, D. R., Ma, B., et al. (2016). Functional interactions of microbial communities in desert soils. *Frontiers in Microbiology*, 7, 1-12. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.01509>

FAO. (2011). *The International Treaty on Plant Genetic Resources for Food and Agriculture*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://www.fao.org/plant-treaty/en/>

García-Fraile, P., Menéndez, E., Rivas, R., & Martínez-Molina, E. (2012). Plant growth-promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Microbial Biotechnology*, 5(3), 327-339. <https://doi.org/10.1111/j.1751-7915.2012.00356.x>

García-Fraile, P., Menéndez, E., Rivas, R., & Martínez-Molina, E. (2015). Plant growth-promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Microbial Biotechnology*, 8(3), 355-367. <https://doi.org/10.1111/1751-7915.12146>

Glick, B. R. (2012). Plant growth-promoting bacteria: mechanisms and applications. *Scientifica*, 2012, 963401. <https://doi.org/10.6064/2012/963401>

Glick, B. R. (2014). Bacteria with ACC deaminase can promote plant growth and help to feed the world. *Microbiological Research*, 169(1), 30-39.

Gonzales, A., et al. (2018). Diversity of rhizosphere microbial communities in arid environments. *Journal of Arid Environments*, 150, 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2017.12.005>

Gutiérrez-Rojas, M. (2010). *Manual de técnicas microbiológicas*. Editorial Trillas.

Holt, J. G., Krieg, N. R., Sneath, P. H., Staley, J. T., & Williams, S. T. (1994). *Bergey's Manual of Determinative Bacteriology*. Williams & Wilkins.

Khan, M. S., Zaidi, A., & Wani, P. A. (2010). Role of phosphate-solubilizing microorganisms in sustainable agriculture: a review. *Agronomy for Sustainable Development*, 30(1), 1-15. <https://doi.org/10.1051/agro/2009020>

Kloepper, J. W., Lifshitz, R., & Schroth, M. N. (1980). Plant growth-promoting rhizobacteria on radishes. In *Proceedings of the 4th International Conference on Plant Pathogenic Bacteria* (pp. 879-882).

Kumar, M., Shriram, V., Kumar, V., & Pandey, S. (2021). Genetic engineering of plant growth-promoting rhizobacteria: a way forward for sustainable crop production. In *Genetic Engineering for Crop Improvement* (pp. 325-342). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-15-7516-5_15

Lugtenberg, B., & Kamilova, F. (2009). Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annual Review of Microbiology*, 63, 541-556. <https://doi.org/10.1146/annurev.micro.62.081307.162918>

Madigan, M. T., Martinko, J. M., Bender, K., Buckley, D., & Stahl, D. (2011). *Brock Biology of Microorganisms* (13th ed.). Pearson.

Madigan, M. T., Bender, K. S., Buckley, D. H., Sattley, W. M., & Stahl, D. A. (2015). *Brock Biology of Microorganisms*. Pearson.

- Majeed, A., Nawaz, M. A., Hussain, A., Zargar, M., Hashmat, R., Mahar, A. R., & Qaiser, Q. (2020). Multistrain inoculants of plant growth promoting rhizobacteria improve chickpea (*Cicer arietinum* L.) growth, and benefit soil properties and rhizosphere microbial communities. *Frontiers in Microbiology*, *11*, 803. <http://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00803>
- Martínez-Hidalgo, P., & Hirsch, A. M. (2017). The nodule microbiome: N₂-fixing rhizobia do not live alone. *Phytobiomes Journal*, *1*(2), 70-82. <https://doi.org/10.1094/PBIOMES-12-16-0017-RVW>
- Montaño, A., Pérez-Montaño, F., & Vacheron, J. (2016). Microbial communities in arid soils: diversity and functional potential. *Applied Soil Ecology*, *105*, 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2016.04.005>
- Montaño, M., Luna-Guido, M., & Vicente, V. (2016). Adaptación y aplicación de bioinoculantes en condiciones áridas y semiáridas. *Revista Mexicana de Microbiología*, *32*(1), 65-75.
- Nadeem, S. M., Ahmad, M., Zahir, Z. A., Javaid, A., & Ashraf, M. (2014). The role of mycorrhizae and plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) in improving crop productivity under stressful environments. *Biotechnology Advances*, *32*(2), 429-449. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2013.12.005>
- Pérez-Montaño, F., Alias-Villegas, C., Bellogín, R. A., et al. (2014). Plant growth promotion in cereal and leguminous agricultural important plants: from microorganism capacities to crop production. *Microbiological Research*, *169*(5-6), 325-336. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2014.02.009>
- Santoyo, G., Moreno-Hagelsieb, G., Orozco-Mosqueada, M. D. C., & Glick, B. R. (2016). Plant growth-promoting bacterial endophytes. *Microbiological Research*, *183*, 92-99. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2015.11.008>
- Secretaría de Economía. (2006). Norma Mexicana NMX-AA-132-SCFI-2006. Suelos-Muestreo-Método para la toma de muestras de suelo. Secretaría de Economía.
- Singh, J. S., Abhilash, P. C., Singh, H. B., et al. (2018). Harnessing rhizosphere microbiome for sustainable agriculture. *Current Opinion in Microbiology*, *43*, 1-6. <https://doi.org/10.1016/j.mib.2017.11.001>
- Vacheron, J., Desbrosses, G., Bouffaud, M. L., et al. (2013). Plant growth-promoting rhizobacteria and root system functioning. *Frontiers in Plant Science*, *4*, 356. <https://doi.org/10.3389/fpls.2013.00356>
- Van Loon, L. C., Bakker, P. A. H. M., & Pieterse, C. M. J. (1998). Systemic resistance induced by rhizosphere bacteria. *Annual Review of Phytopathology*, *36*, 453-483. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.36.1.453>

Venturi, V., & Keel, C. (2016). Signaling in the rhizosphere. *Trends in Plant Science*, 21(3), 187-198. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2015.11.008>

Vessey, J. K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*, 255(2), 571-586. <https://doi.org/10.1023/a:1026037216893>

Vurukonda, S. S. K. P., Vardharajula, S., Shrivastava, M., & Skz, A. (2016). Enhancement of drought stress tolerance in crops by plant growth promoting rhizobacteria. *Microbiological Research*, 184, 13-24. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2015.12.003>

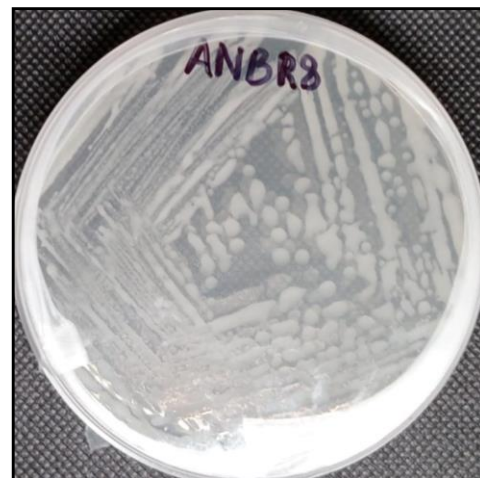
ANEXOS

Anexo 1. Cepas de San Pedro con potencial agrobiotecnológico

1.1 Caracterización macroscópica

Figura A1. 1a. colonias de las cepas ANBR5

Figura A1. 1b colonias de las cepas ANBR8



1.2 Caracterización microscópica

Figura A1. 2a. Morfología celular y tinción Gram de ANBR5

Figura A1. 2b. Morfología celular y tinción Gram de ANBR8

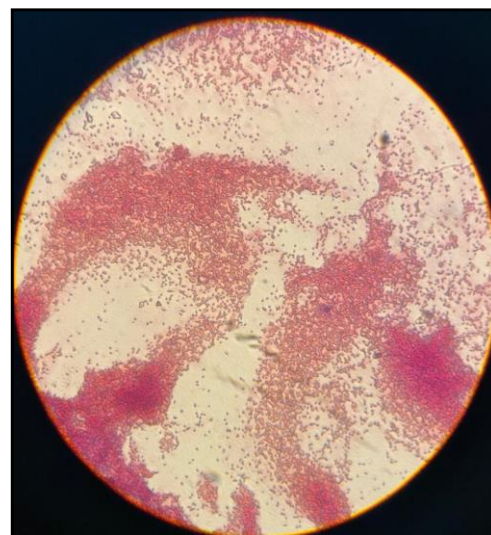
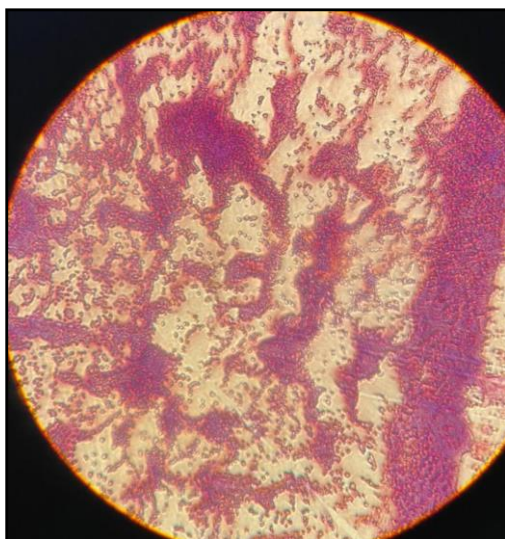


Figura A1.3. Inhibición del crecimiento del patógeno por ANBR5 (replicas R1, R2 y R3)

Figura A1.3a: ANBR5R1

Figura A1.3b: ANBR5R2

Figura A1.3c: ANBR5R3

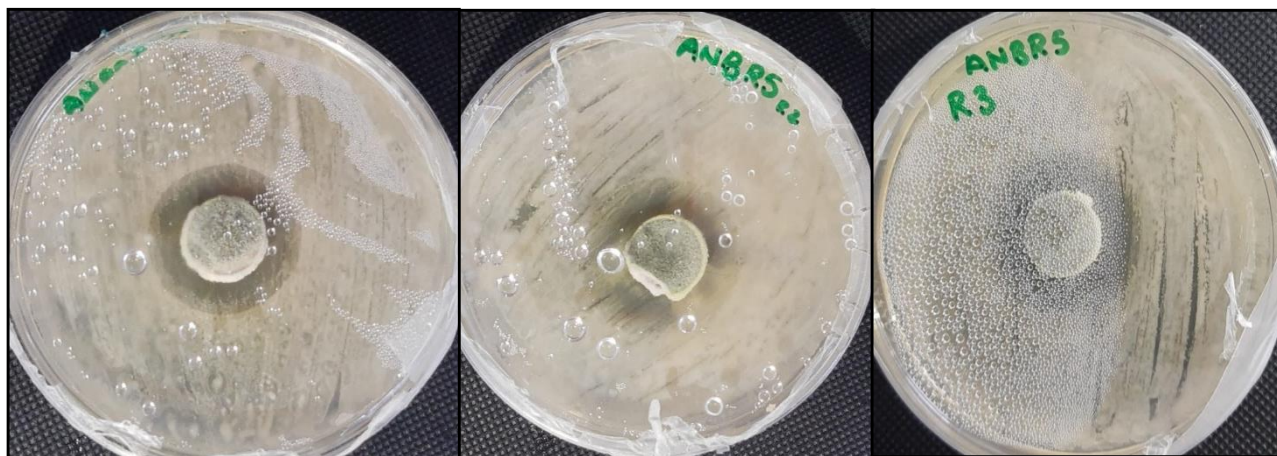
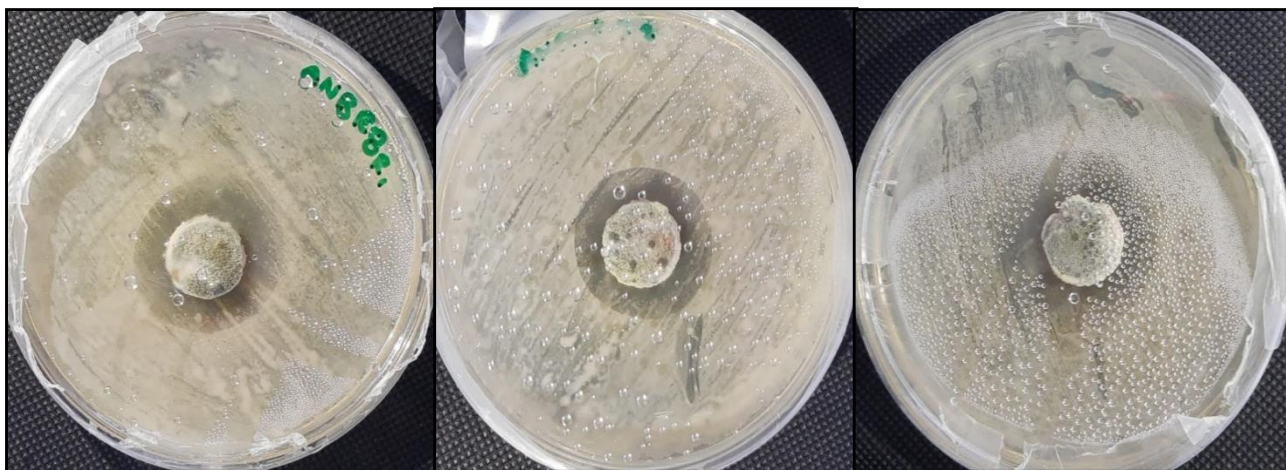


Figura A1.4. Inhibición del crecimiento del patógeno por ANBR8 (replicas R1, R2 y R3)

Figura A1.4a: ANBR8R1

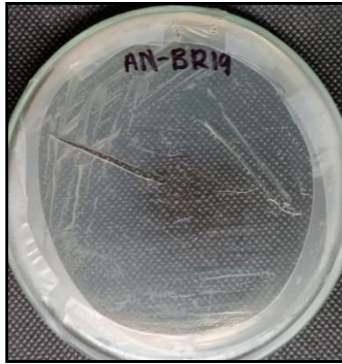
Figura A1.4b: ANBR8R2



Anexo 2. Cepas de Mayrán

2.1 Caracterización macroscópica

Figura A2. 1. Colonias aisladas



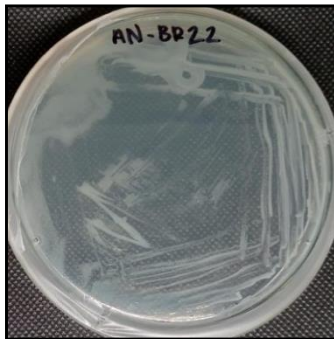
ANBR19



ANBR20



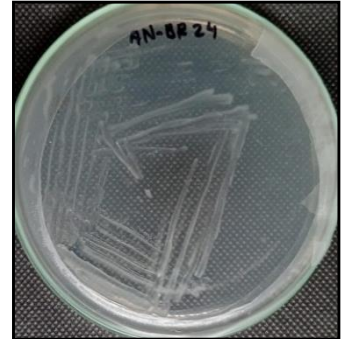
ANBR



ANBR22



ANBR23



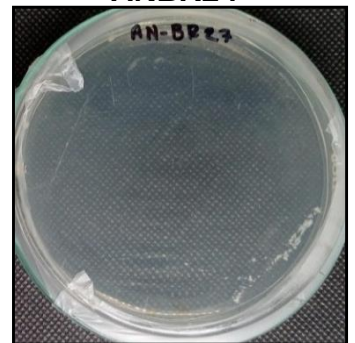
ANBR24



ANBR25



ANBR26



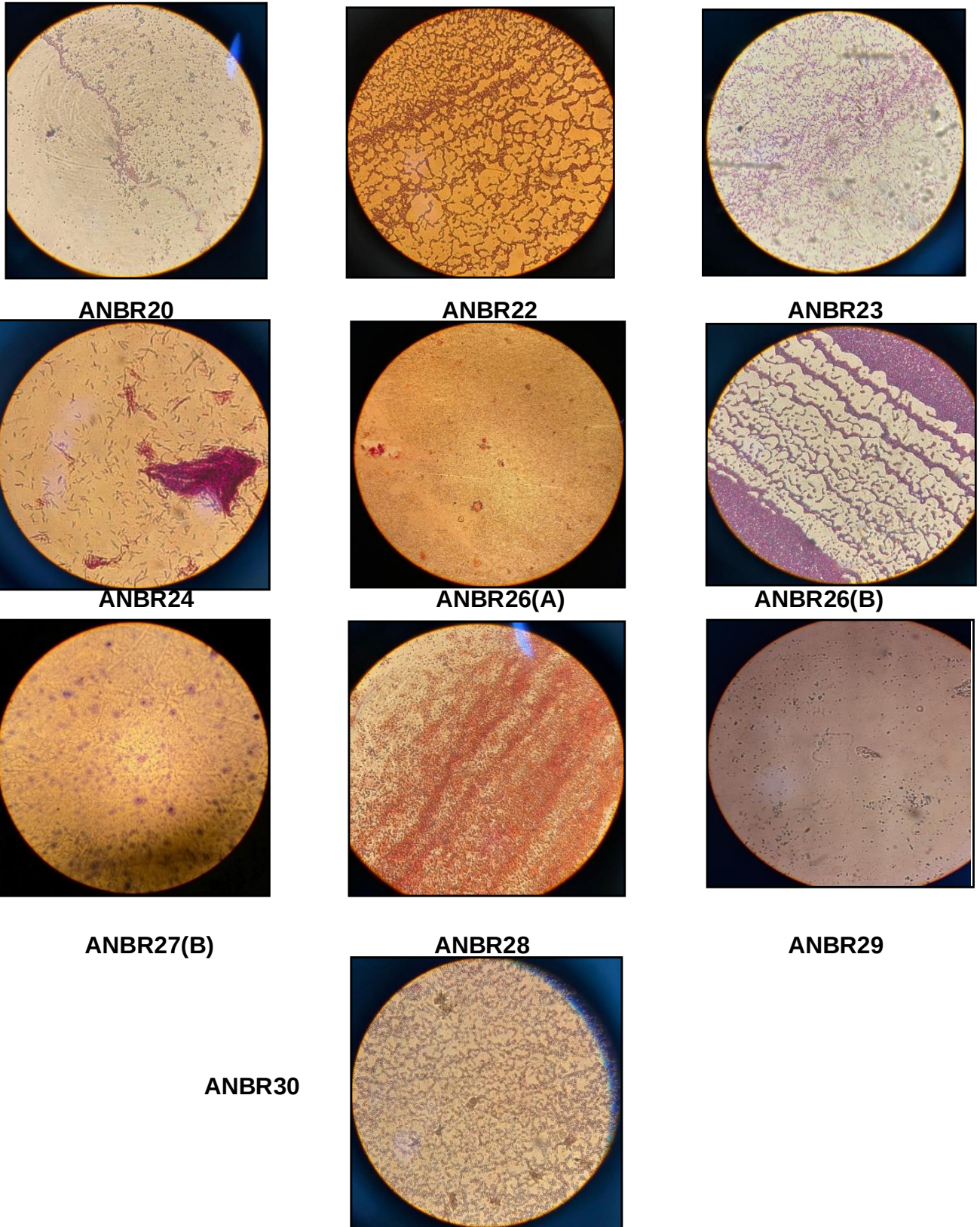
ANBR27

ANBR30



2.2 Caracterización microscópica

Figura A2.2. Morfología y tinción Gram de cepas seleccionadas de Mayrán



2.3 Ensayos de confrontación (Día 5, replica 1)

Figura A2.3. Evaluación de biocontrol de:



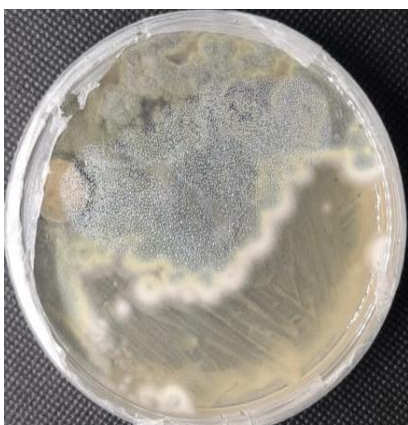
ANBR20R1



ANBR21R1



ANBR25R1



ANBR26AR1



ANBR26BR1



ANBR28R1

