

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE
INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA



Producción de Exopolisacáridos Bacterianos para Uso Potencial como Mejoradores
de Suelos Agrícolas

Por:

LESLIE MENDIETA CRUZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila de Zaragoza, México
Mayo 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE
INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Producción de Exopolisacáridos Bacterianos para Uso Potencial como Mejoradores
de Suelos Agrícolas

Por:

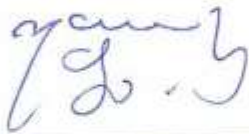
LESLIE MENDIETA CRUZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité Asesor:



DRA NADIA LANDERO VALENZUELA
Asesor Principal



DRA. ANA MARGARITA RODRIGUEZ
HERNANDEZ
Asesor Principal Externo



DRA LAURA RAQUEL LUNA GARCIA
Coasesor



MC. ADOLFO BAYLON PALOMINO
Coasesor



DR ALBERTO SANDOVAL RANGEL
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila de Zaragoza, México
Mayo 2026

DECLARACIÓN DE NO PLAGIO

Saltillo, Coahuila, Mayo 2026

Declaro que el trabajo de investigación titulado "Producción de exopolisacáridos bacterianos para uso potencial como mejoradores de suelos agrícolas" es de mi autoría y fue elaborado respetando los principios de integridad académica y los derechos de autor.

Asimismo, manifiesto que toda la información, ideas, datos, figuras, tablas y demás materiales provenientes de otras fuentes han sido debidamente citados y referenciados en el presente documento.

Reconozco que cualquier incumplimiento relacionado con el uso indebido de obras protegidas por derechos de autor o la omisión de su correspondiente reconocimiento podrá ser sujeto a las sanciones académicas y legales aplicables.

Atentamente



Leslie Mendieta Cruz

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro

Por abrirme las puertas y darme la oportunidad de formarme como Ingeniera Agrónomo en Horticultura. Por sus espacios, su cultura y todo lo que la UAAAN representa. Me voy con orgullo de haber pertenecido a esta comunidad buitre.

Al Centro de Investigación en Química Aplicada

Por la oportunidad de realizar este trabajo de tesis en sus instalaciones y por el acompañamiento académico recibido durante su desarrollo. Agradezco también el apoyo del proyecto “Biotecnología microbiana para una agricultura sustentable: uso de exopolisacáridos bacterianos para la promoción del crecimiento vegetal en cultivo de frijol” (Proyecto 6796), financiado a través de la Convocatoria de Proyectos Internos de Investigación CIQA 2025, que permitió llevar a cabo las actividades experimentales de la presente investigación. Asimismo, expreso mi agradecimiento por la beca otorgada durante mi participación en el proyecto, la cual representó un apoyo importante para mi formación y para la realización de este trabajo de tesis.

Al Laboratorio Químico Central del CINVESTAV Unidad Saltillo

Por las facilidades y el apoyo técnico proporcionados para la realización de los análisis de ICP-OES empleados en este trabajo.

A mis asesores y coasesores

Dra. Nadia Landero Valenzuela por transmitirme sus conocimientos en investigación, brindarme de su tiempo y paciencia para poder realizar esta tesis.

Dra. Ana Margarita Rodríguez Hernández por permitirme ser parte de su proyecto de investigación, por transmitir sus conocimientos en biotecnología aplicada a la agricultura. Su compromiso con la formación de nuevos investigadores y su constante disposición a orientarme fueron determinantes en mi desarrollo académico.

Dra. Laura Raquel Luna García por acompañarme en el proceso de mi realización de tesis y su esfuerzo en darme detalles importantes para que la tesis estuviera correcta.

MC. Adolfo Baylon Palomino por su contribución al proyecto mediante su experiencia en campo, su participación en la siembra y toma de datos, así como por transmitir la importancia de aplicar las buenas practicas agrícolas.

A los Doctores, maestros e Ingenieros del CIQA

Dra. Yolanda Ortega por su apoyo técnico en las prácticas de laboratorio y por enseñarme el uso adecuado y responsable del espacio de trabajo, siempre de maneras claras.

Dr. Marco Castillo por su contribución técnica en el establecimiento del cultivo de frijol y por enseñarme buenas prácticas agrícolas aplicadas a la investigación.

Dr. Francisco Lara por su apoyo técnico en el establecimiento del cultivo y por introducirme al uso de herramientas tecnológicas modernas como el dron aplicadas a la investigación agrícola, ampliando así mi visión sobre la innovación en el sector.

MC. Jessica E. Martínez Vázquez por su apoyo en la metodología de esta investigación, por orientarme en las practicas de laboratorio y por su dedicación en enseñarme el correcto manejo de normativas y nomenclatura científica.

ING. Alexis E. Peñaflor Esparza por ser parte de este proyecto y enseñarme de forma precisa la metodología de producción de EPS, guiándome paso a paso en el desarrollo del método que fundamenta esta investigación

Y a todos los compañeros del CIQA. Gracias por recibirme, por su confianza, enseñarme y por hacer más ameno el camino. Aprendí mucho de cada uno de ustedes.

A mi pareja y su familia

Francisco J. López Ramírez por acompañarme en este proceso y estar en los momentos buenos, malos y estresantes que conlleva un proceso de tesis y a sus familiares que durante este periodo me brindaron su apoyo, confianza, paciencia, compañía y cariño.

A mis amigas y amigos

Areli Esparza, Jaqueline Casas, Marlene Martínez, Amairani López, Odette Martínez y Benny Gómez. Gracias por el cariño, los consejos y por todos los momentos que compartimos durante estos años. Me llevo recuerdos muy bonitos de cada una y cada uno de ustedes.

A mis profesores

Gracias por las enseñanzas y el apoyo brindado en estos 9 semestres. Cada aprendizaje tiene un poco de ustedes.

DEDICATORIA

A mis padres Trinidad Mendieta Juárez y Martha Cruz Ortega

No tengo palabras suficientes para agradecer todo el sacrificio que han hecho por mí. Estuvieron en cada momento, incluso cuando la distancia lo hacía difícil nunca dejaron de creer en mí, brindándome todo su apoyo emocional, amor, comprensión, confianza, espera, protección y sabiduría. Este logro también es de ustedes. Los amo mucho.

A mi pareja Francisco Javier López Ramírez

Estoy eternamente agradecida por que formaras parte de esta travesía, gracias por acompañarme en esta etapa y por hacer más fácil lo que a veces se sentía complicado. Por brindarme tu tiempo, cariño, por escucharme cuando lo necesitaba, por darme un lugar tranquilo donde llegar y celebrar conmigo cada avance. Tu presencia hizo esta travesía mas llevadera. Te amo.

A mis hermanos, Cristopher, Andy y Jeff

Por qué, aunque estuvimos lejos, siempre los sentí cerca. Gracias por los mensajes en el momento exacto, por hacerme reír cuando estaba estresada y por recordarme que siempre contaba con su apoyo incondicional. Los amo mucho.

A micho, mi gatito

Que sin entender nada de tesis ni de ciencia, siempre supo cuándo necesitaba compañía. Gracias por los días tranquilos, por los ronroneos y por recordarme que la vida tiene cosas bonitas, incluso en los momentos más difíciles. y por darme días bonitos a pesar de sentir que todo estaba mal. Gracias, mi Micho.

Esta tesis no solo representa mi esfuerzo, sino también el de todas las personas que estuvieron a mi lado. Gracias por acompañarme, por creer en mí y por ser parte de esta etapa.

Leslie Mendieta Cruz

ÍNDICE GENERAL

Contenido

RESUMEN	IV
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1 Problemática actual de degradación del suelo agrícola	4
2.2 Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR)	5
2.3 Exopolisacáridos bacterianos	6
2.4 Factores que afectan la producción de exopolisacáridos bacterianos	7
2.5 Función de los exopolisacáridos (EPS) en el suelo.....	8
2.6 Exopolisacáridos (EPS) y biomasa microbiana del suelo.	10
2.7 Exopolisacáridos (EPS) y disponibilidad de nutrientes en el suelo.....	11
2.8 Potencial del género <i>Pantoea sp.</i> como productor de exopolisacáridos.....	12
2.9 Importancia de estudios preliminares en condiciones de campo	13
3 MATERIALES Y MÉTODOS	15
3.1 Diseño general del estudio	15
3.2 Material biológico	15
3.2.1 Aislado bacteriano.....	15
3.3 Producción de exopolisacárido bacteriano.....	16
3.3.1 Reactivación bacteriana	16
3.3.2 Obtención del preinóculo.....	16
3.3.3 Formulaciones evaluadas para producción de EPS	16
3.3.4 Producción de exopolisacárido bacteriano	17
3.3.5 Recuperación y purificación parcial del EPS.....	17
3.3.6 Liofilización del EPS	18
3.3.7 Determinación de rendimiento de EPS	18
3.3.8 Determinación de azúcares totales.....	18
3.4 Ensayo preliminar en campo	18
3.4.1 Área experimental.....	18
3.4.2 Muestreo de suelo y aplicación del EPS	19
3.5 Análisis de suelo	19
3.5.1 Determinación de biomasa microbiana	19
3.5.2 Determinación elemental mediante ICP-OES.....	20

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	21
4.1 Producción de exopolisacárido bacteriano	21
4.1.1 Rendimiento de producción de EPS	21
4.1.2 Contenido de azúcares totales	22
4.2 Biomasa microbiana del suelo	24
4.2.1 Determinación de biomasa microbiana	24
4.3 Análisis elemental del suelo mediante ICP-OES	27
4.3.1 Determinación de macro y micronutrientes	27
5. CONCLUSIONES	30
6. PERSPECTIVAS	31
7. BIBLIOGRAFÍA	32

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Formulaciones evaluadas para producción de EPS bacteriano.....	16
Tabla 2. Biomasa microbiana del suelo determinada mediante el método de fumigación-extracción en muestras correspondientes al muestreo final (M3). .	24
Tabla 3. Composición elemental del suelo antes del establecimiento del cultivo de frijol y del suelo rizosférico después de la aplicación de exopolisacárido bacteriano.	27

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Rendimiento de producción de exopolisacárido bacteriano (EPS) obtenido mediante las formulaciones F1, F2 y F3. Las barras representan el valor promedio de tres repeticiones independientes y las barras de error corresponden a la desviación estándar. Los puntos indican los valores individuales obtenidos para cada réplica experimental.	22
Figura 2. Contenido de azúcares totales del exopolisacárido bacteriano obtenido mediante las formulaciones F1, F2 y F3, determinado mediante el método colorimétrico de Dubois et al. (1956). Las barras representan el valor promedio de tres repeticiones independientes y las barras de error corresponden a la desviación estándar. Los puntos indican los valores individuales obtenidos para cada réplica experimental.	23
Figura 3. Biomasa microbiana del suelo determinada mediante el método de fumigación-extracción en muestras correspondientes al muestreo final (M3). Las barras representan el valor promedio de biomasa microbiana para cada tratamiento y las barras de error corresponden a la desviación estándar (n = 3). Los puntos indican los valores individuales obtenidos para cada réplica experimental.	25

RESUMEN

Los exopolisacáridos bacterianos (EPS) son polímeros extracelulares producidos por diversos microorganismos y han despertado interés por su posible aplicación en procesos relacionados con el acondicionamiento biológico de suelos agrícolas. El objetivo de este trabajo fue evaluar la producción de EPS por el aislado bacteriano GS-B2, con afinidad taxonómica hacia el género *Pantoea sp.*, mediante diferentes formulaciones de cultivo y analizar preliminarmente su aplicación en suelo agrícola cultivado con frijol (*Phaseolus vulgaris L.*).

La producción de EPS fue evaluada utilizando tres formulaciones de medio de cultivo (F1, F2 y F3). El exopolisacárido recuperado fue caracterizado mediante determinación de rendimiento gravimétrico y contenido de azúcares totales utilizando el método de Dubois. La formulación F1 presentó el mayor rendimiento promedio de producción (2.77 g/L), seguida por F3 (1.37 g/L) y F2 (0.54 g/L). En cuanto al contenido de azúcares totales, F3 presentó la mayor concentración promedio (0.315 mg/mL), seguida por F1 (0.283 mg/mL) y F2 (0.082 mg/mL). Debido a su mayor rendimiento, la formulación F1 fue seleccionada para la producción de EPS destinado a un ensayo preliminar en campo.

El EPS obtenido fue aplicado en un cultivo de frijol bajo condiciones de campo a una concentración de 100 ppm por planta. Posteriormente se evaluó la biomasa microbiana del suelo mediante el método de fumigación-extracción y se determinó la composición elemental mediante ICP-OES. Las muestras tratadas con EPS presentaron una biomasa microbiana promedio superior a la observada en el tratamiento control (62.31 y 42.21 $\mu\text{g C g}^{-1}$ de suelo seco, respectivamente). Asimismo, se observaron modificaciones en la concentración de algunos macro y micronutrientes del suelo después del establecimiento del cultivo y la aplicación del EPS.

Los resultados obtenidos muestran que la producción de EPS por el aislado GS-B2 se encuentra influenciada por la formulación del medio de cultivo y proporcionan evidencia preliminar sobre posibles cambios biológicos y químicos asociados a su aplicación en suelo agrícola. Estos hallazgos generan

antecedentes para futuras investigaciones orientadas a evaluar el potencial de exopolisacáridos bacterianos producidos por cepas nativas en estrategias de manejo biológico y acondicionamiento de suelos.

Palabras clave: exopolisacáridos bacterianos, *Pantoea sp.*, biomasa microbiana, suelo agrícola, rizobacterias, frijol.

1. INTRODUCCIÓN

El interés por el uso de alternativas biológicas en agricultura ha incrementado en los últimos años debido a la necesidad de desarrollar estrategias más sustentables para el manejo del suelo. Dentro de estas alternativas, los microorganismos asociados a la rizosfera y sus metabolitos extracelulares han sido estudiados por su posible participación en procesos relacionados con estabilidad del suelo, actividad microbiana y adaptación a condiciones ambientales adversas.

Entre los compuestos microbianos de interés agrícola destacan los exopolisacáridos bacterianos (EPS), polímeros extracelulares producidos por diversas bacterias como parte de mecanismos de protección y adaptación celular. Estos compuestos participan en la formación de biofilms, retención de agua y agregación de partículas del suelo, características que han despertado interés sobre su posible aplicación en procesos relacionados con acondicionamiento biológico de suelos agrícolas.

La producción de EPS puede verse influenciada por factores como la composición del medio de cultivo, disponibilidad de nutrientes y condiciones de incubación, por lo que la evaluación de diferentes formulaciones representa una estrategia importante para optimizar su obtención. Asimismo, el análisis preliminar de su aplicación en suelo agrícola puede contribuir a generar información sobre posibles cambios asociados con indicadores biológicos y químicos del suelo.

En este contexto, el presente trabajo evaluó la producción de exopolisacárido bacteriano por el aislado GS-B2, una rizobacteria aislada de zonas áridas del noreste de México con afinidad taxonómica hacia el género *Pantoea* sp. Se analizaron diferentes formulaciones de cultivo mediante determinación de rendimiento y contenido de azúcares totales del EPS obtenido. Posteriormente, el exopolisacárido producido fue aplicado de manera preliminar en suelo agrícola cultivado con frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) para evaluar posibles variaciones en

biomasa microbiana y composición elemental del suelo bajo condiciones de campo.

Los resultados obtenidos buscan generar antecedentes sobre el potencial de exopolisacáridos bacterianos producidos por cepas nativas como materiales de interés para futuras aplicaciones relacionadas con manejo biológico y acondicionamiento de suelos agrícolas.

Objetivo General

Evaluar la producción de exopolisacárido bacteriano (EPS) por el aislado GS-B2 mediante diferentes formulaciones de cultivo y analizar preliminarmente su aplicación en suelo agrícola cultivado con frijol (*Phaseolus vulgaris L.*) mediante indicadores biológicos y químicos del suelo.

Objetivos Específicos

- Evaluar el efecto de diferentes formulaciones de cultivo sobre la producción y composición general del exopolisacárido bacteriano obtenido a partir de del aislado GS-B2.
- Analizar preliminarmente el efecto de la aplicación del EPS bacteriano sobre indicadores biológicos y químicos del suelo en un cultivo de frijol bajo condiciones de campo.

Hipótesis

La producción de exopolisacárido bacteriano por el aislado GS-B2 varía en función de la formulación del medio de cultivo, y la aplicación del EPS en suelo agrícola puede generar cambios en la biomasa microbiana y en la composición química del suelo.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Problemática actual de degradación del suelo agrícola

La agricultura moderna enfrenta importantes desafíos relacionados con el deterioro progresivo de los suelos agrícolas. El incremento en la demanda de alimentos ha promovido sistemas de producción intensivos basados en el uso continuo de fertilizantes sintéticos, pesticidas y prácticas de manejo que, a largo plazo, pueden afectar la calidad y funcionalidad del suelo ((Feldman & Cortés, 2016). Estas alteraciones comprometen procesos esenciales para la productividad agrícola y la estabilidad de los agroecosistemas.

Entre los principales procesos de degradación del suelo se encuentran la pérdida de materia orgánica, disminución de la biodiversidad microbiana, erosión, compactación y alteraciones en la disponibilidad de nutrientes. Estos cambios afectan propiedades relacionadas con infiltración y retención de agua, aireación y actividad biológica del suelo, factores fundamentales para mantener la fertilidad y funcionamiento edáfico (Saeed et al., 2021; Ţopa et al., 2025).

Las condiciones ambientales asociadas al cambio climático representan un factor adicional que intensifica los procesos de degradación, particularmente en regiones áridas y semiáridas. El aumento en la frecuencia de sequías, temperaturas extremas y procesos de salinización puede limitar el desarrollo de los cultivos y modificar la dinámica biológica del suelo (Bouremani et al., 2023). La salinidad constituye uno de los principales factores de estrés abiótico debido a que genera desequilibrios osmóticos y toxicidad iónica que afectan tanto el crecimiento vegetal como la actividad microbiana presente en la rizosfera (Mukherjee et al., 2019).

Frente a esta problemática, en los últimos años ha aumentado el interés por desarrollar estrategias de manejo más sustentables orientadas a conservar la calidad física, química y biológica del suelo (Ţopa et al., 2025). Entre estas alternativas destaca el uso de microorganismos benéficos y compuestos de

origen microbiano con potencial para contribuir al acondicionamiento biológico del suelo y disminuir parcialmente la dependencia de insumos químicos convencionales (Backer et al., 2018; Saeed et al., 2021).

Dentro de estos compuestos, los exopolisacáridos bacterianos (EPS) han despertado interés debido a su posible participación en procesos relacionados con agregación del suelo, retención de humedad y establecimiento de microambientes favorables para la actividad microbiana. Estas características han impulsado el estudio de bacterias productoras de EPS como una alternativa potencial para futuras aplicaciones en sistemas agrícolas sometidos a condiciones de estrés ambiental.

2.2 Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR)

Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR, por sus siglas en inglés) corresponden a un grupo diverso de bacterias asociadas a la rizosfera capaces de interactuar con las plantas y modificar las condiciones del entorno radicular mediante distintos mecanismos biológicos (Backer et al., 2018). Estas bacterias pueden localizarse en la superficie de la raíz, en la rizosfera inmediata o incluso colonizar tejidos vegetales internos.

Las PGPR participan en procesos relacionados con disponibilidad de nutrientes, producción de fitohormonas, síntesis de sideróforos y regulación de respuestas frente a estrés abiótico (Khoso et al., 2024). Entre los mecanismos más estudiados se encuentra la solubilización de fósforo insoluble mediante la producción de ácidos orgánicos y otros compuestos quelantes, lo que puede favorecer la disponibilidad de este nutriente en el suelo (Richardson et al., 2011).

La capacidad de colonización y persistencia en el suelo representa un factor importante para la funcionalidad de las PGPR bajo condiciones agrícolas. Su establecimiento depende tanto de las características fisiológicas de la bacteria como de factores ambientales asociados al tipo de suelo, humedad, temperatura y disponibilidad de nutrientes (Lopes et al., 2021).

En ambientes sometidos a estrés hídrico o salino, algunas bacterias desarrollan mecanismos fisiológicos que les permiten mantener actividad metabólica y sobrevivir bajo condiciones osmóticamente restrictivas. Entre estos mecanismos destaca la producción de exopolisacáridos extracelulares (EPS), compuestos relacionados con protección celular, formación de biofilms y retención de agua alrededor de las células microbianas (Morcillo & Manzanera, 2021).

Diversos géneros bacterianos han sido reportados con características PGPR y capacidad de producción de exopolisacáridos, incluyendo especies pertenecientes a *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Azospirillum* y *Pantoea* (Bhagat et al., 2021). Debido a estas características, las bacterias productoras de EPS han despertado interés por su posible aplicación en estrategias de manejo biológico orientadas al mejoramiento de condiciones edáficas bajo ambientes de estrés.

2.3 Exopolisacáridos bacterianos

Los exopolisacáridos bacterianos (EPS) son polímeros extracelulares de alto peso molecular producidos y secretados por diversos microorganismos como parte de su metabolismo celular. Estos compuestos están constituidos principalmente por cadenas de azúcares, aunque su composición química puede incluir proteínas, ácidos urónicos, grupos fosfato y otros componentes cuya proporción varía dependiendo de la especie bacteriana y de las condiciones de crecimiento (Flemming & Wingender, 2010; Nguyen et al., 2024).

Los EPS representan uno de los principales componentes estructurales de los biofilms microbianos. Dentro de estas estructuras participan en procesos de adhesión celular, organización de comunidades microbianas y protección frente a factores ambientales adversos (Flemming & Wingender, 2010). La matriz extracelular formada por los exopolisacáridos favorece además la retención de agua y nutrientes alrededor de las células bacterianas.

La producción de EPS constituye un mecanismo adaptativo importante en bacterias asociadas a ambientes áridos, salinos o sometidos a déficit hídrico. Bajo condiciones de estrés osmótico, numerosos microorganismos incrementan

la síntesis de polisacáridos extracelulares como estrategia para reducir pérdida de agua y mantener estabilidad celular (Ali et al., 2014; Sandhya et al., 2009).

Además de su función protectora, los exopolisacáridos presentan grupos funcionales capaces de interactuar con partículas minerales y componentes presentes en el suelo, favoreciendo procesos asociados a agregación y formación de microambientes biológicamente activos (Costa et al., 2018). Debido a estas propiedades, los EPS han despertado interés como compuestos de posible aplicación en procesos relacionados con acondicionamiento biológico y manejo sustentable de suelos agrícolas.

2.4 Factores que afectan la producción de exopolisacáridos bacterianos

La producción de exopolisacáridos bacterianos depende de diversos factores fisiológicos y ambientales asociados a las condiciones de cultivo. Variables como la fuente de carbono, disponibilidad de nitrógeno, composición mineral del medio, pH, temperatura y condiciones de aireación pueden influir tanto en el rendimiento como en las características químicas del EPS sintetizado (Morcillo & Manzanera, 2021; Radchenkova & Yaşar Yıldız, 2025).

La fuente de carbono representa uno de los factores más importantes en la producción de EPS, debido a que proporciona los precursores necesarios para la síntesis de polisacáridos extracelulares. Diferentes bacterias presentan variaciones en la capacidad de utilizar azúcares y otros compuestos orgánicos, lo que puede modificar significativamente la cantidad de EPS producido (Radchenkova & Yaşar Yıldız, 2025). Entre las fuentes de carbono más utilizadas para la producción de exopolisacáridos se encuentran sacarosa, glucosa y melaza, dependiendo de las características metabólicas de cada microorganismo.

La relación carbono/nitrógeno del medio de cultivo también influye sobre el metabolismo bacteriano y la acumulación de compuestos extracelulares. En algunos microorganismos, condiciones de limitación relativa de nitrógeno favorecen la síntesis de exopolisacáridos como mecanismo asociado a regulación metabólica y protección celular (Morcillo & Manzanera, 2021).

Asimismo, la presencia de sales minerales y micronutrientes puede modificar la actividad enzimática involucrada en la biosíntesis y secreción de estos polímeros.

Factores físicos como pH, temperatura y disponibilidad de oxígeno también afectan la producción de EPS. Cambios en estas variables pueden alterar el crecimiento bacteriano y la actividad metabólica relacionada con la síntesis extracelular (Radchenkova & Yaşar Yıldız, 2025). Debido a ello, la optimización de condiciones de cultivo representa una etapa importante en estudios orientados a la producción biotecnológica de exopolisacáridos.

En bacterias tolerantes a sequía o salinidad, la síntesis de EPS puede incrementarse bajo condiciones de estrés osmótico como mecanismo adaptativo (Ali et al., 2014; Sandhya et al., 2009). Estas características resultan de interés en cepas aisladas de ambientes áridos o salinos, donde la producción de compuestos extracelulares puede contribuir a la supervivencia microbiana bajo condiciones restrictivas.

Debido a la variabilidad metabólica entre microorganismos, la evaluación de distintas formulaciones de medio de cultivo constituye una estrategia utilizada para identificar condiciones favorables de producción y seleccionar medios con mejor rendimiento de EPS. Además del rendimiento, factores como complejidad de formulación, disponibilidad de insumos y facilidad de preparación representan aspectos relevantes para futuras aplicaciones biotecnológicas.

2.5 Función de los exopolisacáridos (EPS) en el suelo

Los exopolisacáridos bacterianos (EPS) participan en diversos procesos físicos y biológicos relacionados con la dinámica del suelo. Debido a su naturaleza polimérica y capacidad de interacción con partículas minerales, estos compuestos pueden contribuir a la formación y estabilización de agregados del suelo, favoreciendo cambios en propiedades asociadas con la estructura y retención de humedad (Costa et al., 2018).

Los agregados del suelo representan asociaciones de partículas minerales, materia orgánica y microorganismos que influyen directamente sobre la

porosidad, aireación e infiltración de agua. En este contexto, los EPS actúan como agentes cementantes capaces de unir partículas finas mediante puentes físicos y químicos, contribuyendo a una mayor estabilidad estructural (Vardharajula & Sk Z, 2014). Estas características adquieren relevancia especialmente en suelos degradados o sometidos a condiciones de estrés hídrico, donde la pérdida de estructura limita la actividad biológica y el desarrollo vegetal.

Otra función importante de los EPS en el suelo se relaciona con la retención de agua en la rizosfera. La naturaleza hidrofílica de estos polímeros permite la formación de microambientes con mayor disponibilidad de humedad alrededor de las raíces y de las comunidades microbianas asociadas (Naseem et al., 2018). Este efecto ha sido descrito particularmente en bacterias tolerantes a sequía o salinidad, donde la producción de EPS forma parte de los mecanismos de adaptación frente a estrés osmótico (Sandhya et al., 2009).

Además de sus efectos físicos, los exopolisacáridos pueden favorecer el establecimiento de microhábitats microbianos dentro del suelo. La matriz extracelular formada por estos compuestos facilita la adhesión celular y la organización de comunidades bacterianas, generando condiciones más estables para la actividad metabólica de los microorganismos (Flemming & Wingender, 2010). Esta capacidad de formar microambientes protegidos resulta particularmente importante bajo condiciones ambientales adversas, donde la supervivencia microbiana puede verse limitada por fluctuaciones de humedad, temperatura o salinidad.

En bacterias halotolerantes, la producción de EPS también ha sido relacionada con procesos de inmovilización parcial de sodio y protección frente a toxicidad iónica. Mukherjee et al. (2019) reportaron que bacterias rizosféricas aisladas de ambientes salinos incrementaron la síntesis de exopolisacáridos bajo estrés salino, contribuyendo a mantener condiciones favorables alrededor de la raíz. Aunque los mecanismos involucrados pueden variar entre microorganismos, estos antecedentes han impulsado el interés por estudiar el uso potencial de EPS

bacterianos como componentes de interés para el acondicionamiento biológico del suelo.

2.6 Exopolisacáridos (EPS) y biomasa microbiana del suelo.

La biomasa microbiana del suelo representa la fracción viva de la materia orgánica edáfica y constituye uno de los principales indicadores de actividad biológica y funcionamiento del suelo (Smith & Paul, 1990). Este componente incluye bacterias, hongos y otros microorganismos responsables de procesos relacionados con descomposición de residuos orgánicos, transformación de nutrientes y dinámica del carbono en el suelo.

Los cambios en biomasa microbiana suelen responder rápidamente a modificaciones en las condiciones físicas, químicas y biológicas del suelo, por lo que su evaluación es utilizada frecuentemente para estimar alteraciones derivadas del manejo agrícola o de la incorporación de materiales orgánicos y biológicos (Doran & Zeiss, 2000). Entre las metodologías más utilizadas para su determinación se encuentra el método de fumigación-extracción desarrollado por Brookes et al. (1985) y posteriormente modificado por Vance et al. (1987), el cual permite estimar el carbono de biomasa microbiana mediante la liberación y extracción del contenido celular de los microorganismos presentes en el suelo.

Los exopolisacáridos bacterianos forman parte de la matriz extracelular asociada a biofilms y comunidades microbianas, donde participan en procesos de adhesión celular, retención de agua y protección frente a condiciones ambientales adversas (Flemming & Wingender, 2010; Nguyen et al., 2024). Debido a estas características, los EPS son considerados componentes importantes en la organización y persistencia de comunidades microbianas en distintos ambientes, incluyendo el suelo.

La presencia de compuestos extracelulares de origen microbiano en el suelo ha sido relacionada con procesos asociados a estabilidad estructural y conservación de humedad, factores que pueden influir indirectamente sobre la actividad microbiana edáfica (Costa et al., 2018; Nguyen et al., 2024). Asimismo, algunos compuestos derivados de microorganismos pueden incorporarse a la dinámica

del carbono orgánico del suelo y participar en la formación de materia orgánica más estable (Liang et al., 2017).

No obstante, la respuesta de la biomasa microbiana frente a la incorporación de compuestos extracelulares puede variar dependiendo de factores como tipo de suelo, condiciones ambientales, concentración aplicada y composición química del material incorporado. Por ello, la evaluación de biomasa microbiana constituye una herramienta útil para analizar de manera preliminar posibles cambios biológicos asociados con la aplicación de exopolisacáridos bacterianos en suelo agrícola.

2.7 Exopolisacáridos (EPS) y disponibilidad de nutrientes en el suelo

La disponibilidad de nutrientes en el suelo depende de múltiples procesos físicos, químicos y biológicos que regulan la movilidad, retención y transformación de elementos esenciales para las plantas. En este contexto, los exopolisacáridos bacterianos han sido estudiados debido a su capacidad de interacción con minerales, partículas del suelo y cationes presentes en la solución edáfica (Costa et al., 2018).

Los grupos funcionales presentes en la estructura química de los EPS, como grupos carboxilo, hidroxilo y fosfato, pueden participar en procesos de adsorción e intercambio iónico, favoreciendo interacciones con elementos minerales presentes en el suelo (Nguyen et al., 2024). Estas interacciones pueden modificar la distribución y movilidad de algunos nutrientes, particularmente bajo condiciones donde existen limitaciones relacionadas con salinidad, precipitación de minerales o baja disponibilidad nutrimental.

Diversos estudios han señalado que bacterias productoras de EPS pueden contribuir indirectamente a procesos relacionados con la movilización de nutrientes y modificación de microambientes en la rizosfera (Khan & Bano, 2019; Saeed et al., 2021). Asimismo, la formación de biofilms y matrices extracelulares puede favorecer la retención localizada de agua y compuestos minerales alrededor de las raíces y comunidades microbianas asociadas.

En ambientes salinos, algunos exopolisacáridos también han mostrado capacidad de interacción con cationes sodio, lo cual podría contribuir parcialmente a disminuir efectos asociados con estrés iónico en la rizosfera (Mukherjee et al., 2019). Sin embargo, la magnitud de estos efectos depende de factores como la composición química del EPS, el tipo de suelo y las condiciones ambientales presentes durante su aplicación.

La evaluación de cambios en la concentración de nutrientes del suelo requiere metodologías analíticas con alta sensibilidad y capacidad multielemental. Entre las técnicas más utilizadas para este propósito se encuentra la espectrometría de emisión óptica con plasma acoplado inductivamente (ICP-OES), la cual permite cuantificar simultáneamente macro y micronutrientes presentes en muestras ambientales y agrícolas. Esta técnica ha sido ampliamente utilizada en estudios de fertilidad y caracterización química de suelos debido a su precisión analítica y capacidad para detectar múltiples elementos en bajas concentraciones. Por su parte, metodologías de digestión y análisis elemental en matrices de suelo descritas por Tüzen (2003) representan antecedentes importantes en la determinación instrumental de elementos minerales en muestras ambientales.

2.8 Potencial del género *Pantoea* sp. como productor de exopolisacáridos

El género *Pantoea* comprende bacterias Gram negativas pertenecientes a la familia *Erwiniaceae*, ampliamente distribuidas en ambientes asociados a plantas, suelo, agua y diversos nichos ecológicos. Algunas especies y cepas de este género han sido estudiadas por presentar características relacionadas con promoción de crecimiento vegetal y adaptación a condiciones ambientales adversas.

Diversos aislamientos de *Pantoea* han mostrado capacidad para producir compuestos de interés agrícola, incluyendo sideróforos, fitohormonas, enzimas extracelulares y exopolisacáridos (Ansari et al., 2024). La producción de EPS en este género ha sido relacionada con procesos de formación de biofilms, adhesión a superficies y tolerancia frente a estrés osmótico, funciones similares a las

observadas en otras bacterias rizosféricas asociadas a ambientes áridos o salinos.

Algunas cepas de *Pantoea agglomerans* han sido reportadas como bacterias con potencial PGPR debido a su capacidad de colonizar la rizosfera y participar en procesos relacionados con disponibilidad de nutrientes y adaptación al estrés (Backer et al., 2018). Recientemente, Elizondo-Reyna et al. (2025) realizaron un análisis genómico de una cepa de *Pantoea agglomerans* aislada del noreste de México, identificando genes asociados con biosíntesis y secreción de exopolisacáridos, así como genes relacionados con solubilización de fosfato y tolerancia a condiciones ambientales restrictivas.

Estos antecedentes sugieren que bacterias pertenecientes al género *Pantoea* podrían representar una fuente potencial de compuestos extracelulares de interés agrícola. En el presente trabajo se utilizó la cepa G2-B2, aislada previamente de un suelo salino y caracterizada preliminarmente mediante análisis moleculares con afinidad taxonómica hacia el género *Pantoea* sp. Debido a que los estudios de caracterización molecular y fisiológica de esta cepa continúan en desarrollo, su descripción taxonómica se mantiene de manera conservadora a nivel de género.

La capacidad de producción de exopolisacáridos observada en bacterias aisladas de ambientes áridos y salinos resulta de interés debido a que estos microorganismos suelen presentar mecanismos adaptativos asociados con tolerancia a estrés osmótico. Por ello, el estudio de EPS producidos por cepas nativas representa una alternativa potencial para futuras aplicaciones relacionadas con manejo biológico y acondicionamiento de suelos agrícolas.

2.9 Importancia de estudios preliminares en condiciones de campo

La evaluación de compuestos y microorganismos de interés agrícola bajo condiciones de campo representa una etapa importante dentro del desarrollo de estrategias biotecnológicas aplicadas al suelo. Sin embargo, antes de establecer ensayos agronómicos de mayor escala, frecuentemente es necesario realizar

estudios preliminares que permitan explorar la viabilidad técnica de producción, recuperación y aplicación de los materiales biológicos obtenidos en laboratorio.

En los últimos años, los exopolisacáridos bacterianos han despertado interés debido a su posible participación en mecanismos relacionados con tolerancia al estrés hídrico y salino en sistemas agrícolas (Bhagat et al., 2021; Morcillo & Manzanera, 2021). No obstante, gran parte de la información disponible proviene de estudios realizados bajo condiciones controladas de laboratorio o invernadero, mientras que las evaluaciones directas en suelo agrícola bajo condiciones de campo continúan siendo limitadas y variables dependiendo del tipo de suelo, microorganismo y condiciones ambientales.

Las condiciones reales de producción y aplicación de compuestos microbianos también pueden verse influenciadas por factores logísticos y operativos relacionados con disponibilidad de equipo, tiempos de producción y recuperación del exopolisacárido, así como por las condiciones fenológicas del cultivo durante el periodo experimental. Estas variables forman parte de los retos comunes presentes en etapas iniciales de evaluación biotecnológica y pueden condicionar el alcance experimental de los estudios preliminares.

En este contexto, la evaluación realizada en el presente trabajo tuvo un enfoque exploratorio orientado principalmente al análisis de producción de exopolisacárido bacteriano y a la observación preliminar de posibles variaciones en biomasa microbiana y concentración de nutrientes del suelo posteriores a su aplicación. Debido a las características del ensayo y al momento fenológico en que se realizó la aplicación, los resultados obtenidos deben interpretarse como una aproximación inicial que permita generar antecedentes para futuras evaluaciones bajo diseños experimentales más robustos y condiciones agronómicas controladas.

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Diseño general del estudio

El presente trabajo se desarrolló en dos etapas principales: i) producción y recuperación de exopolisacárido bacteriano (EPS) a partir de una rizobacteria aislada de zonas áridas del noreste de México y ii) evaluación preliminar de su aplicación en suelo agrícola cultivado con frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) bajo condiciones de campo.

La fase de producción de EPS se realizó en laboratorio mediante el cultivo del aislado bacteriano GS-B2 en diferentes formulaciones de medio de producción. Posteriormente, el EPS obtenido fue recuperado, liofilizado y evaluado mediante determinación de rendimiento y contenido de azúcares totales.

Con base en los resultados obtenidos durante la etapa de producción, se seleccionó la formulación con mayor rendimiento para producir EPS destinado a un ensayo preliminar en campo. La evaluación en suelo incluyó análisis de biomasa microbiana y determinación elemental mediante espectrometría de emisión óptica con plasma acoplado inductivamente (ICP-OES).

3.2 Material biológico

3.2.1 Aislado bacteriano

Se utilizó el aislado bacteriano GS-B2, proveniente de suelo rizosférico de una zona árida del noreste de México y conservado en glicerol a -80 °C en el Laboratorio de Biotecnología del Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA).

El aislado fue caracterizada previamente mediante análisis moleculares preliminares, presentando afinidad taxonómica con el género *Pantoea* sp.

3.3 Producción de exopolisacárido bacteriano

3.3.1 Reactivación bacteriana

El aislado GS-B2 fue reactivado a partir de crioviales conservados a $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$ mediante siembra por estría en cajas Petri con medio Luria Bertani (LB) sólido. Las cajas fueron incubadas a $30\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 72 h hasta obtener colonias aisladas.

3.3.2 Obtención del preinóculo

A partir de una colonia aislada obtenida durante la reactivación bacteriana, se preparó un preinóculo en 50 mL de medio líquido papa dextrosa (PDP). Los cultivos fueron incubados a $30\text{ }^{\circ}\text{C}$ bajo agitación constante a 180 rpm durante 12 h.

3.3.3 Formulaciones evaluadas para producción de EPS

La producción de EPS se evaluó utilizando tres formulaciones de medio de cultivo: F1, F2 y F3 (Tabla 1), seleccionadas con base en antecedentes reportados en literatura para producción de exopolisacáridos bacterianos.

Cada tratamiento consistió en un volumen final de 250 mL de medio de producción inoculado al 2 % (v/v), utilizando 246 mL de formulación y 4 mL de preinóculo bacteriano. Cada formulación fue evaluada por triplicado.

Tabla 1. Formulaciones evaluadas para producción de EPS bacteriano.

Reactivo	F1 (g/L)	F2 (g/l)	F3 (g/L)
Sacarosa	30	30	30
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0.2	0.2	—
KH ₂ PO ₄	3	3	—
(NH ₄) ₂ SO ₄	2	0.2	—
Ácido cítrico	—	2	—

H₃BO₃	—	0.002	—
ZnCl₂	—	0.004	—
FeCl₃	—	0.004	—
CaCl₂	—	0.002	—
Peptona	—	—	7
Extracto de levadura	—	—	3

3.3.4 Producción de exopolisacárido bacteriano

Los cultivos inoculados fueron incubados a 30 °C bajo agitación constante a 180 rpm durante 48 h.

Finalizado el periodo de incubación, los cultivos fueron centrifugados a 10,000 × g durante 30 min a 4 °C con la finalidad de separar el botón celular de la fracción extracelular correspondiente al sobrenadante.

3.3.5 Recuperación y purificación parcial del EPS

El sobrenadante recuperado fue sometido a esterilización térmica a 105 °C durante 30 min con el objetivo de inactivar enzimas extracelulares potencialmente involucradas en la degradación del EPS.

Posteriormente, el sobrenadante esterilizado y enfriado se mezcló con etanol absoluto frío en una proporción 1:3 (v/v), favoreciendo la precipitación del exopolisacárido. Las mezclas fueron incubadas a 4 °C durante 24 h.

Después del periodo de precipitación, las muestras fueron centrifugadas nuevamente a 10,000 × g durante 30 min a 4 °C. El sobrenadante fue descartado cuidadosamente y el pellet correspondiente al EPS precipitado fue recuperado y resuspendido en agua Milli-Q estéril.

3.3.6 Liofilización del EPS

Las muestras resuspendidas fueron congeladas y posteriormente sometidas a liofilización para obtener el EPS en estado sólido.

3.3.7 Determinación de rendimiento de EPS

El rendimiento de producción de EPS se determinó mediante cuantificación gravimétrica del material liofilizado obtenido a partir de cada formulación evaluada. Los resultados fueron expresados en gramos de EPS por litro de medio de cultivo (g/L).

3.3.8 Determinación de azúcares totales

El contenido de azúcares totales del EPS obtenido fue determinado mediante el método colorimétrico de antrona descrito por Dubois et al. (1956).

La absorbancia de las muestras fue determinada mediante espectrofotometría y el contenido de azúcares se calculó utilizando una curva estándar de sacarosa.

Con base en los resultados de rendimiento de EPS y contenido de azúcares totales, la formulación F1 fue seleccionada para la producción de EPS destinado al ensayo preliminar en campo.

3.4 Ensayo preliminar en campo

3.4.1 Área experimental

El ensayo en campo se realizó dentro del Agrobioparque del Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA), utilizando una subparcela experimental de 6 × 3 m establecida dentro de un cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.).

La subparcela fue dividida en dos secciones:

- Tratamiento control sin aplicación de EPS
- Tratamiento con aplicación de EPS bacteriano

3.4.2 Muestreo de suelo y aplicación del EPS

El primer muestreo de suelo (M1) se realizó el 11 de agosto de 2024 previo al establecimiento del cultivo. Las muestras fueron obtenidas a una profundidad aproximada de 15 cm en tres puntos diferentes de la subparcela experimental.

El segundo muestreo (M2) se realizó el 29 de septiembre de 2024, cuando las plantas de frijol se encontraban en etapa de floración. Durante este muestreo se tomaron nuevamente muestras de suelo a una profundidad aproximada de 15 cm en la zona cercana a la rizosfera.

Posteriormente, el EPS bacteriano producido con la formulación F1 fue aplicado únicamente en la sección correspondiente al tratamiento, utilizando una concentración de 100 ppm por planta. La aplicación se realizó directamente al suelo en la zona cercana a la raíz, permitiendo la infiltración del volumen aplicado antes de cubrir nuevamente con suelo circundante.

En la sección control se aplicó únicamente agua bajo el mismo procedimiento.

El tercer muestreo de suelo (M3) se realizó el 30 de octubre de 2024, previo a la cosecha del cultivo. Las muestras fueron obtenidas en los mismos puntos de muestreo utilizados previamente.

Todas las muestras de suelo fueron almacenadas a 4 °C hasta su procesamiento y análisis.

3.5 Análisis de suelo

3.5.1 Determinación de biomasa microbiana

La biomasa microbiana del suelo fue determinada mediante el método de fumigación-extracción descrito por Vance et al. (1987), el cual se basa en la liberación del contenido celular microbiano posterior a la fumigación de las muestras con cloroformo.

Para ello, una fracción de suelo fue sometida a fumigación con cloroformo libre de etanol durante un periodo de incubación controlado, mientras que otra fracción se mantuvo sin fumigar como referencia. Posteriormente, las muestras fueron

extraídas utilizando una solución extractante y el carbono liberado fue cuantificado mediante análisis espectrofotométrico. La diferencia entre las muestras fumigadas y no fumigadas fue utilizada para estimar la biomasa microbiana del suelo.

El análisis fue realizado utilizando muestras correspondientes al muestreo final (M3) tanto para el tratamiento control como para el tratamiento con aplicación de EPS.

3.5.2 Determinación elemental mediante ICP-OES

La composición elemental de las muestras de suelo fue determinada mediante espectrometría de emisión óptica con plasma acoplado inductivamente (ICP-OES).

El análisis se realizó utilizando muestras correspondientes al muestreo inicial (M1) y al muestreo final del tratamiento con aplicación de EPS (M3 tratamiento). Los elementos evaluados fueron B, Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Mo, Na, P, S y Zn.

Previo al análisis instrumental, las muestras de suelo fueron secadas y sometidas a digestión ácida para favorecer la solubilización de los elementos minerales presentes en la matriz del suelo. Posteriormente, las muestras digeridas fueron enviadas al laboratorio de análisis instrumental del Centro de Investigación y de Estudios Avanzados (CINVESTAV), Unidad Saltillo, para su cuantificación mediante ICP-OES.

La determinación instrumental permitió obtener la concentración elemental de macro y micronutrientes presentes en las muestras de suelo analizadas.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Producción de exopolisacárido bacteriano

La producción de exopolisacárido bacteriano (EPS) por el aislado GS-B2 fue evaluada utilizando tres formulaciones de medio de cultivo (F1, F2 y F3) bajo las condiciones descritas en la metodología. Posteriormente, el EPS recuperado fue cuantificado mediante rendimiento gravimétrico y contenido de azúcares totales.

4.1.1 Rendimiento de producción de EPS

El rendimiento de producción de EPS presentó variaciones entre las formulaciones evaluadas. La formulación F1 mostró el mayor rendimiento de producción expresado en g/L, seguida por las formulaciones F2 y F3.

El rendimiento de producción de EPS presentó variaciones entre las formulaciones evaluadas (Figura 1). La formulación F1 registró el mayor rendimiento promedio de producción (2.77 g/L), seguida por F3 (1.37 g/L) y F2 (0.54 g/L). Asimismo, F1 mostró una producción consistentemente superior en las tres repeticiones analizadas, mientras que F2 presentó los valores más bajos de producción de EPS.

Las diferencias observadas entre formulaciones sugieren que la composición del medio de cultivo influye sobre la capacidad de producción de exopolisacáridos por Factores como la disponibilidad de fuente de carbono, la relación carbono/nitrógeno y la composición mineral del medio pueden modificar el metabolismo bacteriano y favorecer la síntesis extracelular de polisacáridos, tal como ha sido reportado previamente para bacterias productoras de EPS (Morcillo & Manzanera, 2021; Radchenkova & Yaşar Yıldız, 2025).

Aunque las tres formulaciones permitieron la producción de EPS, el mayor rendimiento obtenido con la formulación F1 permitió seleccionar este medio para la etapa posterior de producción destinada al ensayo preliminar en campo. La selección se realizó considerando principalmente la necesidad de maximizar la obtención de EPS bajo las condiciones de producción disponibles a escala

laboratorio, con el fin de disponer de material suficiente para su aplicación en suelo agrícola.

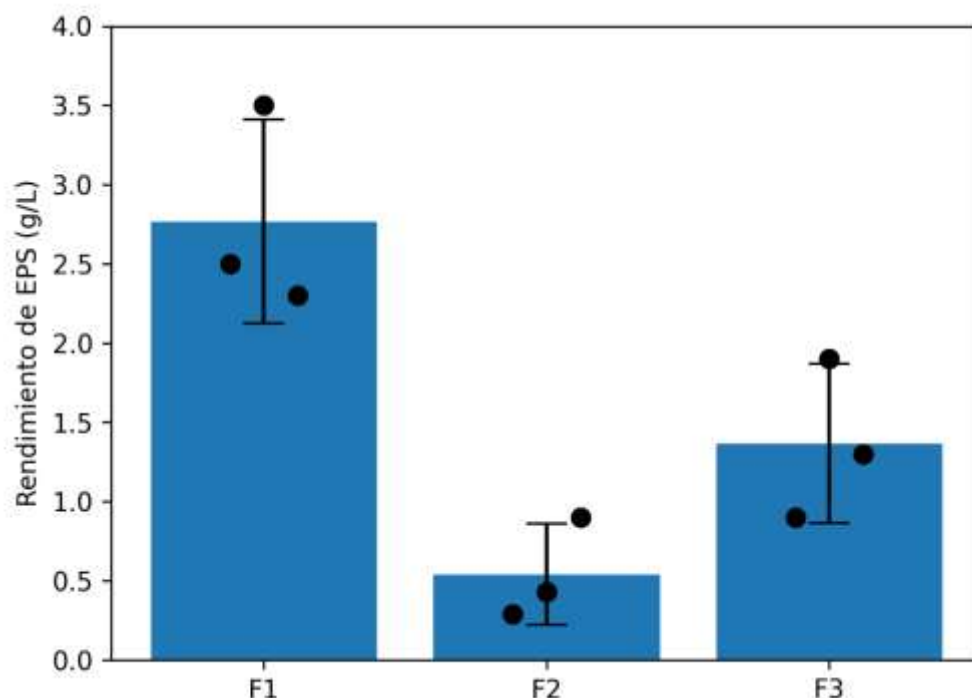


Figura 1. Rendimiento de producción de exopolisacárido bacteriano (EPS) obtenido mediante las formulaciones F1, F2 y F3. Las barras representan el valor promedio de tres repeticiones independientes y las barras de error corresponden a la desviación estándar. Los puntos indican los valores individuales obtenidos para cada réplica *experimental*.

4.1.2 Contenido de azúcares totales

El contenido de azúcares totales del EPS recuperado presentó diferencias entre las formulaciones evaluadas mediante el método de Dubois et al. (1956). La formulación F3 presentó el mayor contenido promedio de azúcares totales (0.315 mg/mL), seguida por F1 (0.283 mg/mL), mientras que F2 registró los valores más bajos (0.082 mg/mL).

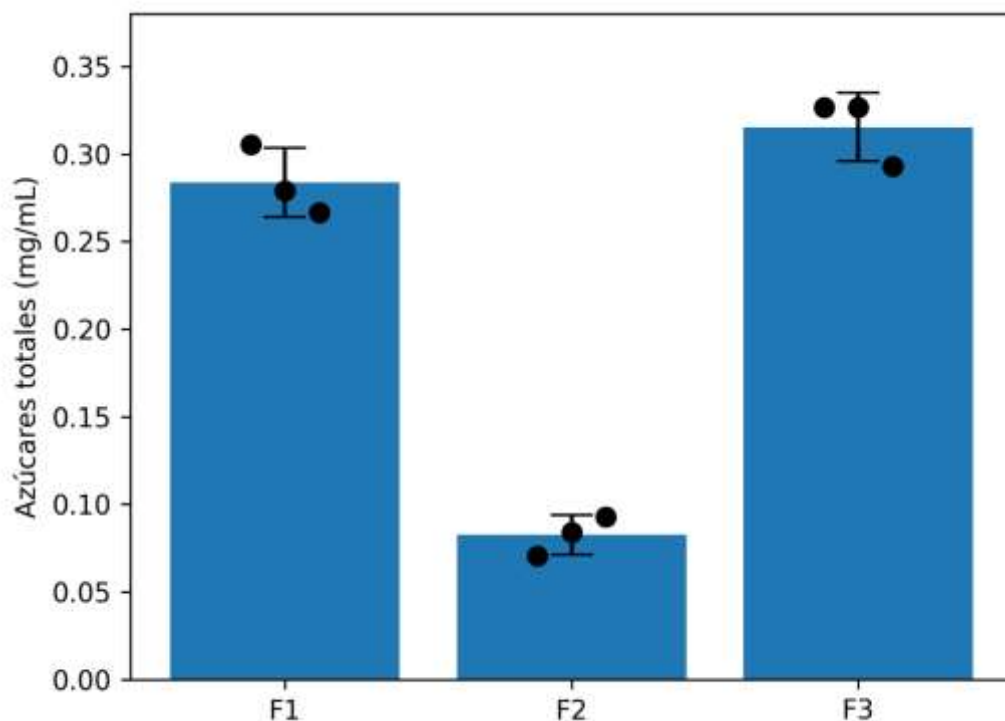


Figura 2. Contenido de azúcares totales del exopolisacárido bacteriano obtenido mediante las formulaciones F1, F2 y F3, determinado mediante el método colorimétrico de Dubois et al. (1956). Las barras representan el valor promedio de tres repeticiones independientes y las barras de error corresponden a la desviación estándar. Los puntos indican los valores individuales obtenidos para cada réplica experimental.

Los resultados obtenidos indican que la composición del medio de cultivo influye no solamente en la cantidad de exopolisacárido producido, sino también en las características químicas del material recuperado. Diversos estudios han demostrado que factores como la fuente de carbono, la disponibilidad de nutrientes y las condiciones de cultivo pueden modificar tanto el rendimiento como la composición de los exopolisacáridos bacterianos (Al-Qaysi et al., 2021; Niknezhad et al., 2018).

Al comparar los resultados de rendimiento y contenido de azúcares totales obtenidos en el presente estudio, se observó que la formulación con mayor producción de EPS (F1) no correspondió a la formulación con mayor concentración de azúcares totales (F3). Este comportamiento sugiere que las

condiciones de cultivo pueden afectar simultáneamente la cantidad de material extracelular sintetizado y su composición química, fenómeno que ha sido reportado previamente para diversos microorganismos productores de EPS (Niknezhad et al., 2018).

A pesar de que la formulación F3 presentó el mayor contenido de azúcares totales, la formulación F1 fue seleccionada para la producción posterior de EPS debido a su mayor rendimiento global. Esta decisión permitió maximizar la obtención de material para el ensayo preliminar en campo, considerando las limitaciones operativas y la necesidad de producir cantidades suficientes de EPS bajo condiciones de laboratorio.

4.2 Biomasa microbiana del suelo

4.2.1 Determinación de biomasa microbiana

La biomasa microbiana fue determinada en muestras de suelo correspondientes al muestreo final (M3), realizado previo a la cosecha del cultivo de frijol. Los valores obtenidos mediante el método de fumigación-extracción se presentan en la Tabla 2.

Tabla 2. Biomasa microbiana del suelo determinada mediante el método de fumigación-extracción en muestras correspondientes al muestreo final (M3).

Tratamiento	Réplica	Biomasa microbiana ($\mu\text{g C g}^{-1}$ suelo seco)
Control	CP1	36.18
Control	CP2	60.30
Control	CP3	30.15
EPS	TP1	48.24
EPS	TP2	102.51
EPS	TP3	36.18

El tratamiento control presentó valores de biomasa microbiana entre 30.15 y 60.30 $\mu\text{g C g}^{-1}$ de suelo seco, con un valor promedio de 42.21 $\mu\text{g C g}^{-1}$. Por su parte, las muestras correspondientes al tratamiento con aplicación de EPS registraron valores entre 36.18 y 102.51 $\mu\text{g C g}^{-1}$ de suelo seco, con un promedio de 62.31 $\mu\text{g C g}^{-1}$.

De manera general, las muestras tratadas con EPS presentaron una biomasa microbiana promedio superior a la observada en el tratamiento control. Aunque los resultados obtenidos no permiten establecer una relación causal concluyente debido al carácter exploratorio del ensayo y al número limitado de muestras analizadas, la tendencia observada sugiere que la incorporación del exopolisacárido pudo favorecer condiciones asociadas con la actividad microbiana del suelo.

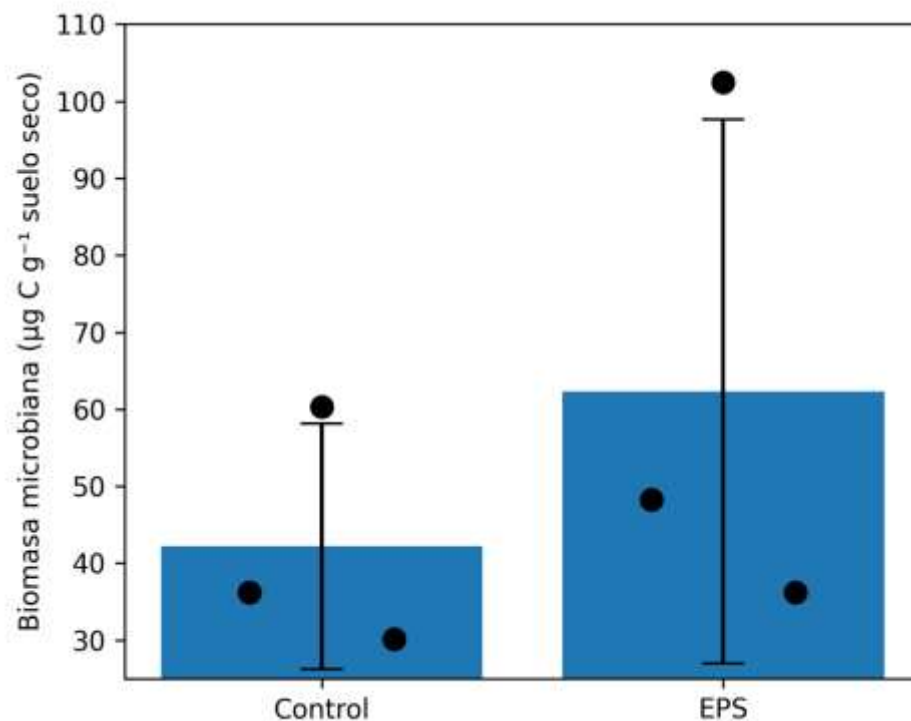


Figura 3. Biomasa microbiana del suelo determinada mediante el método de fumigación-extracción en muestras correspondientes al muestreo final (M3). Las barras representan el valor promedio de biomasa microbiana para cada tratamiento y las barras de error corresponden a la desviación estándar ($n = 3$). Los puntos indican los valores individuales obtenidos para cada réplica experimental.

Los exopolisacáridos bacterianos constituyen componentes importantes de la matriz extracelular microbiana y han sido relacionados con procesos de retención de agua, estabilización de agregados y formación de microambientes favorables para el establecimiento de comunidades microbianas (Costa et al., 2018; Flemming & Wingender, 2010). Estas características podrían contribuir indirectamente a la conservación de condiciones adecuadas para la actividad biológica del suelo, particularmente en ambientes donde la disponibilidad de agua y nutrientes representa un factor limitante.

Asimismo, los residuos y compuestos derivados de microorganismos participan activamente en la dinámica del carbono orgánico del suelo y pueden influir sobre procesos asociados con la biomasa microbiana y la estabilidad de la materia orgánica (Liang et al., 2017). En este sentido, la aplicación de EPS podría representar una fuente adicional de compuestos orgánicos capaces de interactuar con la microbiota edáfica.

Sin embargo, también se observó una variabilidad considerable entre las réplicas evaluadas, particularmente dentro del tratamiento con EPS. La muestra TP2 presentó un valor notablemente superior al resto de las observaciones, lo que incrementó la dispersión de los datos obtenidos. Esta variabilidad puede atribuirse a la heterogeneidad inherente del suelo agrícola, diferencias locales en la rizosfera o a la distribución espacial de microorganismos y materia orgánica dentro de la parcela experimental.

Debido a que la evaluación se realizó únicamente en el muestreo final posterior a la aplicación del EPS y bajo un esquema preliminar de campo, los resultados deben interpretarse como evidencia exploratoria de posibles cambios biológicos asociados con la incorporación del exopolisacárido al suelo. Estudios futuros con un mayor número de repeticiones y seguimiento temporal permitirán evaluar con mayor precisión la respuesta de la biomasa microbiana frente a la aplicación de EPS bacterianos producidos por cepas nativas.

4.3 Análisis elemental del suelo mediante ICP-OES

4.3.1 Determinación de macro y micronutrientes

La composición elemental de las muestras de suelo fue determinada mediante ICP-OES utilizando muestras correspondientes al muestreo inicial (M1) y al muestreo final posterior a la aplicación de EPS (M3 tratamiento). Los elementos analizados incluyeron B, Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Mo, Na, P, S y Zn.

La composición elemental del suelo presentó modificaciones importantes después del establecimiento del cultivo de frijol y la aplicación del exopolisacárido bacteriano (EPS) (Tabla 3). Se observan disminuciones en el suelo rizosférico en Ca (-92.8 %), Mg (-47.9 %), K (-42.0 %) y S (-18.9 %) respecto al suelo inicial sin cultivo. En contraste, Fe (+90.0 %), Mn (+217.1 %), Cu (+150.9 %), Na (+89.3 %) y Zn (+23.0 %) presentaron incrementos.

Tabla 3. Composición elemental del suelo antes del establecimiento del cultivo de frijol y del suelo rizosférico después de la aplicación de exopolisacárido bacteriano.

Elemento	Antes de aplicación EPS	Suelo rizosférico después de
		aplicación EPS
B	ND	0.005 ± 0.001
Ca	5.211 ± 0.100	0.378 ± 0.007
Cu	0.002 ± 0.000	0.005 ± 0.001
Fe	1.487 ± 0.024	2.825 ± 0.385
K	0.337 ± 0.029	0.196 ± 0.003
Mg	0.487 ± 0.006	0.254 ± 0.005
Mn	0.023 ± 0.001	0.074 ± 0.002
Na	0.064 ± 0.005	0.121 ± 0.025
P	0.035 ± 0.001	0.038 ± 0.003
S	0.036 ± 0.006	0.029 ± 0.001
Zn	0.007 ± 0.001	0.009 ± 0.001

ND = no detectado. EPS = exopolisacárido bacteriano. Los valores se expresan como media $\pm$ desviación estándar ($n = 3$). La muestra inicial corresponde al suelo sin cultivo previo al establecimiento del frijol, mientras que la segunda muestra corresponde al suelo rizosférico recolectado después del establecimiento del cultivo y la aplicación del exopolisacárido bacteriano (EPS).

La disminución de Ca, Mg y K en el suelo rizosférico podría atribuirse a la absorción por el cultivo de frijol y a la intensa actividad metabólica en la zona de influencia radicular. Estos elementos participan en procesos fisiológicos relacionados con crecimiento vegetal, regulación osmótica y funcionamiento enzimático, por lo que las disminuciones observadas podrían relacionarse con la demanda nutrimental del cultivo. Asimismo, se ha documentado que la actividad microbiana y los procesos de absorción vegetal modifican continuamente la disponibilidad y redistribución de nutrientes dentro de la rizósfera (Backer et al., 2018; Hinsinger et al., 2009).

Por otro lado, el incremento de Fe, Mn, Cu y Zn sugiere cambios en la movilización y redistribución de micronutrientes asociados a la actividad radical y microbiana. La rizósfera constituye un microambiente fisicoquímicamente distinto al suelo masivo debido a la liberación de exudados radicales, cambios locales de pH y elevada actividad microbiana, factores que modifican la disponibilidad y dinámica de diversos elementos minerales (Hinsinger et al., 2009). En este contexto, la movilización diferencial de micronutrientes observada en el presente estudio podría estar relacionada con procesos de transformación química y biológica característicos de la zona rizosférica.

Particularmente, el incremento de Na en el suelo rizosférico podría relacionarse con procesos de interacción entre cationes y la matriz extracelular formada por el EPS bacteriano. Los exopolisacáridos contienen grupos funcionales como carboxilos e hidroxilos capaces de establecer interacciones con diversos cationes presentes en el suelo, modificando localmente su distribución y retención dentro de la matriz polimérica (Costa et al., 2018; Flemming & Wingender, 2010). Aunque el presente estudio no permite determinar de manera directa los

mecanismos involucrados, los resultados obtenidos sugieren que la presencia del EPS pudo contribuir a cambios en la dinámica iónica de la rizósfera.

En conjunto, los resultados sugieren que el establecimiento del cultivo y la aplicación del EPS promovieron modificaciones fisicoquímicas en la rizósfera, alterando la distribución de algunos macro y micronutrientes respecto al suelo inicial.

5. CONCLUSIONES

1. El aislado bacteriano GS-B2 presentó capacidad para producir exopolisacáridos extracelulares en las tres formulaciones evaluadas, confirmando su potencial como microorganismo productor de EPS bajo condiciones de cultivo en laboratorio.
2. La composición del medio de cultivo influyó sobre la producción y características del EPS obtenido. La formulación F1 presentó el mayor rendimiento de producción (2.77 g/L), mientras que la formulación F3 registró la mayor concentración de azúcares totales (0.315 mg/mL), evidenciando que la cantidad de EPS producido y su composición química pueden responder de manera diferente a las condiciones de cultivo.
3. La formulación F1 fue seleccionada para la producción posterior de EPS debido a su mayor rendimiento, lo que permitió obtener cantidades suficientes de material para su evaluación preliminar bajo condiciones de campo.
4. Las muestras de suelo tratadas con EPS presentaron valores promedio de biomasa microbiana superiores a los observados en el tratamiento control. Aunque el alcance experimental del estudio no permite establecer relaciones causales concluyentes, los resultados sugieren una posible interacción entre el EPS aplicado y la actividad biológica del suelo.
5. El análisis elemental mediante ICP-OES mostró modificaciones en la concentración de diversos macro y micronutrientes entre el suelo inicial y el suelo rizosférico evaluado después de la aplicación del EPS, particularmente en elementos como Fe, Mn, Cu, Zn y Na. Sin embargo, debido a la naturaleza exploratoria del ensayo, estos cambios deben interpretarse de manera preliminar.
6. En conjunto, los resultados obtenidos generan información inicial sobre la producción de exopolisacáridos por una cepa bacteriana nativa aislada de ambientes áridos y proporcionan antecedentes para futuras investigaciones relacionadas con su posible aplicación en el manejo biológico y acondicionamiento de suelos agrícolas.

6. PERSPECTIVAS

1. Profundizar en la caracterización fisicoquímica del EPS producido por GS-B2 mediante técnicas analíticas que permitan determinar su composición de monosacáridos, grupos funcionales, peso molecular y propiedades estructurales.
2. Evaluar diferentes dosis y momentos de aplicación del EPS en condiciones controladas de invernadero y campo para determinar posibles efectos sobre propiedades biológicas, físicas y químicas del suelo.
3. Incorporar un mayor número de repeticiones experimentales y muestreos temporales que permitan analizar con mayor precisión la respuesta de la biomasa microbiana y la dinámica nutrimental del suelo posterior a la aplicación del EPS.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Ali, S. Z., Sandhya, V., & Rao, L. V. (2014). Isolation and characterization of drought-tolerant ACC deaminase and exopolysaccharide-producing fluorescent *Pseudomonas* sp. *Annals of Microbiology*, 64(2), 493–502. <https://doi.org/10.1007/s13213-013-0680-3>
- Al-Qaysi, S. A. S., Al-Haideri, H., Al-Shimmary, S. M., Abdulhameed, J. M., Alajrawy, O. I., Al-Halbosi, M. M., Moussa, T. A. A., & Farahat, M. G. (2021). Bioactive levan-Type exopolysaccharide produced by *Pantoea agglomerans* ZMR7: Characterization and optimization for enhanced production. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 31(5), 696–704. <https://doi.org/10.4014/jmb.2101.01025>
- Ansari, F. A., Ahmad, I., Pichtel, J., & Husain, F. M. (2024). *Pantoea agglomerans* FAP10: A novel biofilm-producing PGPR strain improves wheat growth and soil resilience under salinity stress. *Environmental and Experimental Botany*, 222. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2024.105759>
- Backer, R., Rokem, J. S., Ilangumaran, G., Lamont, J., Praslickova, D., Ricci, E., Subramanian, S., & Smith, D. L. (2018). Plant growth-promoting rhizobacteria: Context, mechanisms of action, and roadmap to commercialization of biostimulants for sustainable agriculture. In *Frontiers in Plant Science* (Vol. 871). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01473>
- Bhagat, N., Raghav, M., Dubey, S., & Bedi, N. (2021). Bacterial exopolysaccharides: Insight into their role in plant abiotic stress tolerance. In *Journal of Microbiology and Biotechnology* (Vol. 31, Number 8, pp. 1045–1059). Korean Society for Microbiology and Biotechnology. <https://doi.org/10.4014/jmb.2105.05009>
- Bouremani, N., Cherif-Silini, H., Silini, A., Bouket, A. C., Luptakova, L., Alenezi, F. N., Baranov, O., & Belbahri, L. (2023). Plant Growth-Promoting Rhizobacteria (PGPR): A Rampart against the Adverse Effects of Drought Stress. In *Water (Switzerland)* (Vol. 15, Number 3). MDPI. <https://doi.org/10.3390/w15030418>
- Brookes, P. C., Landman, A., Pruden, G., & Jenkinson, D. S. (1985). Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: a rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. In *Soil Biol. Biochem* (Vol. 17, Number 6).
- Costa, O. Y. A., Raaijmakers, J. M., & Kuramae, E. E. (2018). Microbial extracellular polymeric substances: Ecological function and impact on soil aggregation. In *Frontiers in Microbiology* (Vol. 9, Number JUL). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.01636>

- Doran, J. W., & Zeiss, M. R. (2000). Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. In *Applied Soil Ecology* (Vol. 15).
- Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A., & Smith, F. (1956). Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances. *Analytical Chemistry*, 28(3), 350–356.
- Elizondo-Reyna, E., Martínez-Montoya, H., Tamayo-Ordoñez, Y., Cruz-Hernández, M. A., Carrillo-Tripp, M., Tamayo-Ordoñez, M. C., Sosa-Santillán, G. de J., Rodríguez-de la Garza, J. A., Hernández-Guzmán, M., Bocanegra-García, V., & Acosta-Cruz, E. (2025). Insights from a Genome-Wide Study of *Pantoea agglomerans* UADEC20: A Promising Strain for Phosphate Solubilization and Exopolysaccharides Production. *Current Issues in Molecular Biology*, 47(1). <https://doi.org/10.3390/cimb47010056>
- Feldman, A. J. L., & Cortés, D. H. (2016). *Climate Change and Agriculture: A Review of the Literature with Emphasis on Latin America: LXXXIII* (Number 4).
- Flemming, H. C., & Wingender, J. (2010). The biofilm matrix. In *Nature Reviews Microbiology* (Vol. 8, Number 9, pp. 623–633). <https://doi.org/10.1038/nrmicro2415>
- Hinsinger, P., Bengough, A. G., Vetterlein, D., & Young, I. M. (2009). Rhizosphere: Biophysics, biogeochemistry and ecological relevance. In *Plant and Soil* (Vol. 321, Numbers 1–2, pp. 117–152). <https://doi.org/10.1007/s11104-008-9885-9>
- Khan, N., & Bano, A. (2019). Exopolysaccharide producing rhizobacteria and their impact on growth and drought tolerance of wheat grown under rainfed conditions. *PLoS ONE*, 14(9). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0222302>
- Khoso, M. A., Wagan, S., Alam, I., Hussain, A., Ali, Q., Saha, S., Poudel, T. R., Manghwar, H., & Liu, F. (2024). Impact of plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR) on plant nutrition and root characteristics: Current perspective. In *Plant Stress* (Vol. 11). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.stress.2023.100341>
- Liang, C., Schimel, J. P., & Jastrow, J. D. (2017). The importance of anabolism in microbial control over soil carbon storage. In *Nature Microbiology* (Vol. 2, Number 8). Nature Publishing Group. <https://doi.org/10.1038/nmicrobiol.2017.105>
- Lopes, M. J. dos S., Dias-Filho, M. B., & Gurgel, E. S. C. (2021). Successful Plant Growth-Promoting Microbes: Inoculation Methods and Abiotic Factors. In *Frontiers in Sustainable Food Systems* (Vol. 5). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2021.606454>

- Morcillo, R. J. L., & Manzanera, M. (2021). The effects of plant-associated bacterial exopolysaccharides on plant abiotic stress tolerance. In *Metabolites* (Vol. 11, Number 6). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/metabo11060337>
- Mukherjee, P., Mitra, A., & Roy, M. (2019). Halomonas rhizobacteria of avicennia marina of indian sundarbans promote rice growth under saline and heavy metal stresses through exopolysaccharide production. *Frontiers in Microbiology*, 10(MAY). <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.01207>
- Naseem, H., Ahsan, M., Shahid, M. A., & Khan, N. (2018). Exopolysaccharides producing rhizobacteria and their role in plant growth and drought tolerance. In *Journal of Basic Microbiology* (Vol. 58, Number 12, pp. 1009–1022). Wiley-VCH Verlag. <https://doi.org/10.1002/jobm.201800309>
- Nguyen, H. T., Pham, T. T., Nguyen, P. T., Le-Buanec, H., Rabetafika, H. N., & Razafindralambo, H. L. (2024). Advances in Microbial Exopolysaccharides: Present and Future Applications. In *Biomolecules* (Vol. 14, Number 9). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/biom14091162>
- Niknezhad, S. V., Morowvat, M. H., Najafpour Darzi, G., Iraj, A., & Ghasemi, Y. (2018). Exopolysaccharide from Pantoea sp. BCCS 001 GH isolated from nectarine fruit: production in submerged culture and preliminary physicochemical characterizations. *Food Science and Biotechnology*, 27(6), 1735–1746. <https://doi.org/10.1007/s10068-018-0409-y>
- Radchenkova, N., & Yaşar Yıldız, S. (2025). Advanced Optimization of Bioprocess Parameters for Exopolysaccharides Synthesis in Extremophiles. In *Processes* (Vol. 13, Number 3). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/pr13030822>
- Richardson, A. E., Lynch, J. P., Ryan, P. R., Delhaize, E., Smith, F. A., Smith, S. E., Harvey, P. R., Ryan, M. H., Veneklaas, E. J., Lambers, H., Oberson, A., Culvenor, R. A., & Simpson, R. J. (2011). Plant and microbial strategies to improve the phosphorus efficiency of agriculture. *Plant and Soil*, 349(1–2), 121–156. <https://doi.org/10.1007/s11104-011-0950-4>
- Saeed, Q., Xiukang, W., Haider, F. U., Kučerik, J., Mumtaz, M. Z., Holatko, J., Naseem, M., Kintl, A., Ejaz, M., Naveed, M., Brtnicky, M., & Mustafa, A. (2021). Rhizosphere bacteria in plant growth promotion, biocontrol, and bioremediation of contaminated sites: A comprehensive review of effects and mechanisms. In *International Journal of Molecular Sciences* (Vol. 22, Number 19). MDPI. <https://doi.org/10.3390/ijms221910529>
- Sandhya, V., Z., A. S., Grover, M., Reddy, G., & Venkateswarlu, B. (2009). Alleviation of drought stress effects in sunflower seedlings by the exopolysaccharides producing Pseudomonas putida strain GAP-p45.

Biology and Fertility of Soils, 46(1), 17–26. <https://doi.org/10.1007/s00374-009-0401-z>

- Smith, J. L., & Paul, E. A. (1990). The Significance of Soil Microbial Biomass Estimations. In J. Bollag & J. D. G. Stotzky (Eds.), *Soil Biochemistry* (Vol. 6, pp. 357–396). Dekker.
- Țopa, D. C., Căpșună, S., Calistru, A. E., & Ailincăi, C. (2025). Sustainable Practices for Enhancing Soil Health and Crop Quality in Modern Agriculture: A Review. In *Agriculture (Switzerland)* (Vol. 15, Number 9). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/agriculture15090998>
- Tüzen, M. (2003). Determination of heavy metals in soil, mushroom and plant samples by atomic absorption spectrometry. *Microchemical Journal*, 74(3), 289–297. [https://doi.org/10.1016/S0026-265X\(03\)00035-3](https://doi.org/10.1016/S0026-265X(03)00035-3)
- Vance, E. D., Brookes, P. C., & Jenkinson, D. S. (1987). An extraction method for measuring soil microbial biomass C. In *Soil Biol. Biochem* (Vol. 19, Number 6).
- Vardharajula, S., & Sk Z, A. (2014). Exopolysaccharide production by drought tolerant *Bacillus* spp. and effect on soil aggregation under drought stress. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, 4(1), 51–57. <https://doi.org/10.15414/jmbfs.2014.4.1.51-57>