

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE AGROECOLOGÍA**



Bacterias autóctonas del suelo promotoras del crecimiento vegetal en una huerta de higuera (*Ficus carica*) en el noreste de México

Por:

Jesús Antonio Chapa Marmolejo

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROECOLOGÍA

Torreón Coahuila, México
Junio 2024

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE AGROECOLOGÍA**

**Bacterias autóctonas del suelo promotoras del crecimiento vegetal en una
huerta de higuera (*Ficus carica*) en el Noreste de México**

Por:

Jesús Antonio Chapa Marmolejo

TESIS

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

INGENIERO EN AGROECOLOGÍA

Aprobada por:



Dr. Jesus Vásquez Arroyo
Presidente



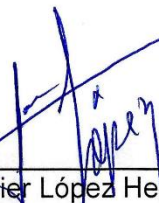
Dra. Alejandra Cabrera Rodríguez
Vocal



M.C. Eduardo Blanco Contreras
Vocal



Dra. Erika Nava Reyna
Vocal Suplente externo



M.E. Javier López Hernández
Coordinador Interino de la División de Carreras Agronómicas



Torreón Coahuila, México
Junio 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISION DE CARRERAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE AGROECOLOGÍA

Bacterias autóctonas del suelo promotoras del crecimiento vegetal en una huerta de higuera (*Ficus carica*) en el noreste de México

Por:

Jesús Antonio Chapa Marmolejo

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROECOLOGÍA

Aprobada por el Comité de Asesoría:



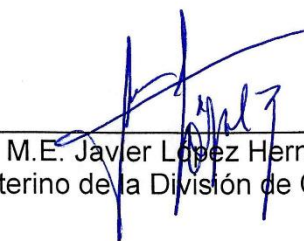
Dr. Jesus Vásquez Arroyo
Asesor Principal



Dra. Alejandra Cabrera Rodríguez
Coasesor



Dra. Erika Nava Reyna
Coasesor externo



M.E. Javier López Hernández
Coordinador Interino de la División de Carreras Agronómicas



Torreón Coahuila, México
Junio 2024

AGRADECIMIENTOS

A la universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por la oportunidad que me dio de concluir la etapa de mi desarrollo profesional.

Al departamento de Agroecología que me ayudo a descubrir y envolverme en mi maravillosa carrera.

A INIFAP CENID RASPA por poner los medios para completar la investigación de este documento.

DEDICATORIA

A mis padres que son mi apoyo más grande y han estado conmigo día a día. **Anacleto Chapa Ríos** y **María Guadalupe Marmolejo García**. Gracias por sus consejos y todo el amor con el que me han ayudado a formarme como persona.

A mis hermanos que me han ayudado a crecer y me dan ánimos para salir adelante con su ejemplo y compañía.

A mis tías Eva y Zaira que me contribuyeron a empezar y terminar la universidad.

A mis profesores, Doctor Jesús Vázquez Arroyo, Biólogo Eduardo Blanco Contreras y **Doctora Alejandra Cabrera Rodríguez** gracias por su ejemplo y dedicación.

A mis abuelas que me heredaron el amor por las plantas.

A mis amigas que son un apoyo grandioso para sobrellevar los obstáculos que a veces aparecen.

A mi querida familia por inspirarme a mi crecimiento como persona y estudiante.

RESUMEN

La higuera es un cultivo emergente con gran potencial para su desarrollo, especialmente al norte de México. Este cultivo requiere diversos nutrientes, destacando fósforo y potasio por su papel en la calidad del fruto. Asimismo, algunos microorganismos tienen la capacidad de liberar nutrientes como el fósforo y el potasio y los hacen disponibles para el aprovechamiento de las plantas; estos microorganismos forman parte de las bacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPB), las cuales pueden emplearse como biofertilizantes que contribuyan a la productividad sustentable de los cultivos. Cabe mencionar que, aislar a las PGPB directamente del ecosistema donde se utilizarán es crucial para su correcto funcionamiento, ya que tienen la ventaja de estar adaptadas a las condiciones edafoclimáticas. El presente trabajo se desarrolló con la finalidad de aislar, caracterizar e identificar bacterias autóctonas del suelo promotoras del crecimiento vegetal en una huerta de higo (*Ficus carica*) en el semidesierto del estado de Coahuila. Para ello se realizó un muestreo en dos parcelas con cultivo de higo (P5 y P6, de 1 y 2 años de edad, respectivamente), así como en una parcela sin cultivo (Testigo). Los resultados demostraron un incremento en la cantidad de bacterias y actinomicetos en la rizósfera de las higueras, donde la edad del cultivo influyó favorablemente su presencia. Sin embargo, no se encontraron diferencias en las poblaciones fúngicas. Asimismo, las bacterias solubilizadoras de potasio fueron más abundantes en los árboles más jóvenes. A partir de los resultados anteriores, se evaluó la capacidad de las 5 cepas aisladas en ambas parcelas con higo para solubilizar fosfatos, de las cuales solo una no presentó esta característica. A partir de estos resultados, se eligió a la cepa con mayor actividad para solubilizar P y K, siendo la cepa HP6-1 la seleccionada. Esta bacteria fue entonces morfológicamente caracterizada. La bacteria presentó un crecimiento de bordes lisos, color blanco a las 24 h de incubación y una coloración amarillo-verdoso a las 48 h. Además, se identificaron como cocobacilos Gram negativo, ambas características clásicas de diversas especies del género *Pseudomonas*, especialmente *P. fluorescens*. Sin embargo, es necesario realizar pruebas bioquímicas o la identificación molecular para tener la certeza. Así, se demostró la influencia positiva del cultivo de higuera para incrementar las poblaciones bacterianas y de actinomicetos en suelos del semidesierto del sur de Coahuila. De igual forma, se demostró que la edad del cultivo influye también en la distribución de especies y la abundancia de bacterias promotoras del crecimiento vegetal.

Palabras clave: *Ficus carica*, PGPB, Solubilizadores de fósforo, Solubilizadores de potasio

ABSTRACT

The fig tree is an emerging crop with great potential for development, especially in northern Mexico. This crop requires various nutrients, highlighting phosphorus and potassium for their role in the quality of the fruit. Likewise, some microorganisms can release nutrients such as phosphorus and potassium and make them available for the use of plants; these microorganisms are part of plant growth-promoting bacteria (PGPBs), which can be used as biofertilizers that contribute to sustainable crop productivity. It is worth mentioning that isolating PGPBs directly from the ecosystem where they will be used is crucial for their proper functioning, as they have the advantage of being adapted to soil and climatic conditions. The present work aimed to isolate, characterize, and identify native soil bacteria that promote plant growth in a fig (*Ficus carica*) orchard in the semi-desert of the state of Coahuila. For this, sampling was carried out in two plots with fig cultivation (P5 and P6, 1 and 2 years old, respectively), as well as in a plot without cultivation (Control). The results showed an increase in the number of bacteria and actinomycetes in the rhizosphere of fig trees, where the age of the crop favorably influenced their presence. However, no differences were found in fungal populations. Potassium-solubilizing bacteria were also more abundant in younger trees. Based on the above results, the ability of the 5 isolated strains in both fig plots to solubilize phosphates was evaluated, of which only one did not present this characteristic. Based on these results, the strain with the highest activity to solubilize P and K was chosen, with the HP6-1 strain being selected. This bacterium was then morphologically characterized. The bacterium showed a smooth-edged, white growth at 24 h of incubation and a yellow-green coloration at 48 h. In addition, they were identified as Gram negative coccobacilli, both classic characteristics of several species of the genus *Pseudomonas*, especially *P. fluorescens*. However, biochemical testing or molecular identification is necessary to be certain. Thus, the positive influence of fig tree cultivation to increase bacterial and actinomycete populations in semi-desert soils of southern Coahuila was demonstrated. Similarly, it was shown that the age of the crop also influences the distribution of species and the abundance of plant growth-promoting bacteria.

Key words: *Ficus carica*, PGPB , Phosphorus solubilization, Potassium solubilization

INDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIA	II
RESUMEN	III
ABSTRACT	IV
INTRODUCCIÓN	1
1.1 HIPOTESIS	3
1.2 OBJETIVO GENERAL	3
1.3 OBJETIVOS PARTICULARES.....	3
LITERATURA REVISADA	4
2.1 LA HIGUERA	4
2.2 USO DEL HIGO	5
2.3 PRODUCCIÓN MUNDIAL	5
2.4 PRINCIPALES IMPORTADORES.....	6
2.5 PRODUCCIÓN EN MÉXICO.....	7
2.6 CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL CULTIVO DE HIGO	9
2.7 DEGRADACIÓN DEL SUELO	10
2.7.1 SUELOS DEGRADADOS DE ZONAS ÁRIDAS Y SEMIÁRIDAS.....	11
2.8 RELACIÓN PLANTA SUELO.....	14
2.9 BACTERIAS PROMOTORAS DE CRECIMIENTO VEGETAL.....	15
2.10 BACTERIAS SOLUBILIZADORAS DE FOSFATOS.....	17
2.11 BACTERIAS SOLUBILIZADORAS DE POTASIO	21
2.12 USO DE BIOFERTILIZANTES	23
MATERIALES Y METODOS	25
3.1 DESCRIPCIÓN DEL SITIO DE ESTUDIO	25
3.2 MUESTREO.....	26
3.3 CONTEOS EN PLACA DE HONGOS, ACTINOMICETOS Y BACTERIAS HETEROTRÓFICAS.	26
3.4 BACTERIAS SOLUBILIZADORAS DE POTASIO.....	28
ETAPA II. AISLAMIENTO Y SELECCIÓN DE CEPAS BACTERIANAS NATIVAS CON MAYOR POTENCIAL DE SOLUBILIZACIÓN DE FÓSFORO Y POTASIO.....	29
3.5 AISLAMIENTO DE CEPAS SOLUBILIZADORAS DE POTASIO.....	29
3.6 CUANTIFICACIÓN DEL POTENCIAL DE LAS CEPAS AISLADAS PARA SOLUBILIZAR POTASIO.....	29
3.7 SELECCIÓN DE BACTERIAS SOLUBILIZADORAS DE FOSFATOS	30
3.8 CONSERVACIÓN DE LAS CEPAS AISLADAS	32
3.9 PROCESO DE IDENTIFICACIÓN DE LA CEPA SELECCIONADA	32
3.9.1 DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA.....	33
3.9.2 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA.....	33
RESULTADOS Y CONCLUSIONES	35
ETAPA I. ANÁLISIS DE CAMBIOS EN LAS POBLACIONES MICROBIANAS DEL SUELO POR EL CULTIVO DE <i>FICUS CARICA</i>	35
4.1 CONTEO DE UFC EN PLACA.....	35
4.2 SOLUBILIZADORES DE POTASIO	37
ETAPA II. AISLAMIENTO Y SELECCIÓN DE CEPAS BACTERIANAS NATIVAS CON MAYOR POTENCIAL DE SOLUBILIZACIÓN DE FÓSFORO Y POTASIO	39
4.3 SELECCIÓN DE CEPAS SOLUBILIZADORAS DE POTASIO.....	39

4.4 SELECCIÓN DE CEPAS SOLUBILIZADORAS DE FOSFATOS.....	40
4.5 IDENTIFICACIÓN DE LA CEPA SELECCIONADA	42
4.6 DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA.....	42
4.7 DESCRIPCIÓN MICROSCÓPICA.	43
CONCLUSIONES	45
LITERATURA CITADA.....	46

Indices de cuadros

TABLA 1.	PRODUCCIÓN DE MÉXICO DE FICUS CARICA EN LOS DIFERENTES ESTADOS 2019	8
TABLA 2.	DESCRIPCIÓN DE LAS ZONAS DE ESTUDIO.	26
TABLA 3.	COMPOSICIÓN DEL AGAR PAPA DEXTROSA (PDA, DEL INGLÉS POTATO-DEXTROSE AGAR) 27	
TABLA 4.	COMPOSICIÓN DEL AGAR NUTRITIVO	27
TABLA 5.	COMPOSICIÓN DEL AGAR ALMIDÓN CASEÍNA.....	28
TABLA 6.	COMPOSICIÓN DEL MEDIO PIKOVSKAYA	29
TABLA 7.	COMPOSICIÓN DEL MEDIO DE CULTIVO SELECTIVO NBRIP	31
TABLA 8.	DIFERENCIA EN LA MORFOLOGÍA DE LA PARED CELULAR DE LAS BACTERIAS GRAM POSITIVAS Y NEGATIVAS.	34

Indices de figuras

FIGURA 1. MORFOLOGÍA DEL HIGO (ENCICLOPEDIA PRÁCTICA DE LA AGRICULTURA Y LA GANADERÍA, 2006)	4
FIGURA 2. PRODUCCIÓN Y SUPERFICIE MUNDIAL DE HIGO (1961 – 2023) (FAOSTAT, 2021).	6
FIGURA 3. PAÍSES IMPORTADORES DE HIGO 2021 (TRADE MAP 2021).	7
FIGURA 4. INTERACCIONES PLANTA-MICROORGANISMO EN LA RIZÓSFERA Y LOS SUELOS A GRANEL (COATS AND RUMPHO,2014, MODIFICADO POR REYES CASTILLO ET AL., 2023).	15
FIGURA 5. DIFERENTES ESTRATEGIAS DE LOS MICROORGANISMOS PARA PROMOCIONAR EL CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS (REYES CASTILLO ET AL., 2023).	16
FIGURA 6. ACCIÓN DE LOS MICROORGANISMOS SOLUBILIZADORES DE FOSFATOS (YADAY AN, 2022) 20	
FIGURA 7. MICROORGANISMOS SOLUBILIZADORES DE POTASIO Y SU RELACIÓN CON SUELO Y PLANTA (PANDEY ET AL., 2020).....	23
FIGURA 8. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DEL SITIO DE ESTUDIO.....	25
FIGURA 9. PREPARACIÓN DE LOS INOCULOS BACTERIANOS EN LA ESCALA 2 DE MCFARLAND PARA CUANTIFICACIÓN DEL POTENCIAL DE LAS CEPAS AISLADAS PARA SOLUBILIZAR POTASIO.	30
FIGURA 10. PREPARACIÓN DEL MEDIO NBRIP.	31
FIGURA 11. CUANTIFICACIÓN DEL POTENCIAL PARA SOLUBILIZAR FOSFATOS DE LAS CEPAS SELECCIONADAS.	32
FIGURA 12. EVALUACIÓN DE LAS UNIDADES FORMADORAS DE COLONIA (UFC) POR GRAMO DE SUELO DE HONGOS, BACTERIAS HETEROTRÓFICAS Y ACTINOMICETOS. LOS VALORES EN LAS COLUMNAS QUE PRESENTAN DIFERENTES LETRAS DIFIEREN SIGNIFICATIVAMENTE ENTRE TRATAMIENTOS ($P \leq 0.05$) DE ACUERDO CON LA PRUEBA DE TUKEY AL 95% DE CONFIANZA.	36
FIGURA 13. CONTEO EN PLACA DE UFC SOLUBILIZADORAS DE POTASIO. LOS VALORES EN LAS COLUMNAS QUE PRESENTAN DIFERENTES LETRAS DIFIEREN SIGNIFICATIVAMENTE ENTRE TRATAMIENTOS ($P \leq 0.05$) DE ACUERDO CON LA PRUEBA DE TUKEY AL 95% DE CONFIANZA.	38
FIGURA 14. CAPACIDAD DE LAS CEPAS AISLADAS PARA SOLUBILIZAR POTASIO A LAS 24 (A) Y 48 H (B). LOS VALORES EN LAS COLUMNAS QUE PRESENTAN DIFERENTES LETRAS DIFIEREN SIGNIFICATIVAMENTE ENTRE TRATAMIENTOS ($P \leq 0.05$) DE ACUERDO CON LA PRUEBA DE TUKEY AL 95% DE CONFIANZA.	40
FIGURA 15. EVALUACIÓN DE SOLUBILIZACIÓN DE FOSFATOS A LOS 3 (A); 6 (B) Y 10 DÍAS (C). LOS VALORES EN LAS COLUMNAS QUE PRESENTAN DIFERENTES LETRAS DIFIEREN SIGNIFICATIVAMENTE ENTRE TRATAMIENTOS ($P \leq 0.05$) DE ACUERDO CON LA PRUEBA DE TUKEY AL 95% DE CONFIANZA.	42
FIGURA 16. CARACTERIZACIÓN MACROSCÓPICA DE LA CEPA HP6-2.	43
FIGURA 17. CARACTERIZACIÓN MICROSCÓPICA DE LA CEPA SELECCIONADA HP6-2 MEDIANTE TINCIÓN DE GRAM A 100X.....	43

Introducción

La diversidad de microorganismos en el suelo afecta directamente la funcionalidad de los ecosistemas naturales y de cultivo, dado su papel clave en el ciclaje de nutrientes, la nutrición de las plantas, su productividad e inmunidad. Diversas investigaciones han reportado la influencia de la fertilización en la composición y actividad de las comunidades microbianas del suelo, cuya respuesta varía en función de las diferencias en el contenido de carbono total, nitrógeno y fósforo en el suelo, así como la humedad y la presencia de especies de plantas (Debabrata et al., 2017). En este sentido, las Bacterias Promotoras de Crecimiento Vegetal (PGPB, del inglés Plant Growth-Promoting Bacteria) son microorganismos capaces de promover y regular el crecimiento de las plantas utilizando diferentes mecanismos, como promover la movilidad de nutrientes y su eficiente absorción, producción de antibióticos, fijación de nitrógeno, producción de hormonas, solubilización de fosfatos y control biológico de enfermedades y plagas que afectan el desarrollo de la planta (Yang et al., 2009).

El uso de las PGPB como biofertilizantes brinda beneficios para los cultivos, para el ambiente y para la salud humana. Las actividades vitales de las plantas como fijar nitrógeno y la solubilización de fosfatos son mejorados con el uso de biofertilizantes, lo cual sucede gracias a enzimas como nitrogenasas y fitasas, con un efecto positivo en la promoción del crecimiento vegetal y en el aumento de la productividad. Así, la creación y el uso de biofertilizantes es una alternativa que está tomando importancia para el mejoramiento de la disponibilidad de nutrientes en el suelo para los cultivos, lo que reduce o elimina directamente la fertilización química y aumenta los beneficios de su uso e implementación en el campo mexicano (Corrales et al., 2014).

En el mercado ya existen diferentes tipos de biofertilizantes para frutales, los cuales pueden ser aplicados en los nuevos sistemas productivos de higo; sin embargo, las diferencias edafológicas y climáticas en cada huerta nos llevan a la necesidad de aislar nuevas cepas de microorganismos para optimizar o crear nuevos biofertilizantes que se adapten y trabajen mejor (Elliot et al., 1995).

Para el uso técnico o más adecuado de los inoculantes, el suelo debe ser analizado previamente, a fin de tomar en cuenta la deficiencia de diferentes nutrientes, así como la fluctuación de crecimiento de los microorganismos nativos, su capacidad de colonización, síntesis de sustancias que promueven el crecimiento de la planta, capacidad de fijación del nitrógeno atmosférico, contenido de fósforo inorgánico y grado de tolerancia al estrés exógeno natural o inducido (Elliot *et al.*, 1995)

Por otro lado, dada la gran adaptabilidad y distribución del higo (*Ficus carica* L.) en climas cálidos, subtropicales y templadas, así como su gran tolerancia a la sequía, esta planta presenta un gran potencial para su producción en México (Mendoza-Castillo *et al.* 2017). Los principales productores nacionales son Morelos, Veracruz y Baja California Sur, que juntos aportan el 84% de la oferta en el país. No obstante, se estima un incremento de la producción cada año, adoptando nuevos sistemas de producción con tecnología que le permitan al productor sacar rendimientos altos, mayor calidad y disponibilidad de la fruta durante todo el año (SIAP, 2019).

La fertilización de árboles frutales es una de las herramientas más importantes para incrementar la producción. En este sentido, el fósforo y potasio son claves en el cultivo de higo, ya que se ha demostrado su influencia no sólo en el crecimiento de la planta, sino sobre la concentración de compuestos fenólicos y actividad antioxidante en el fruto (Gaaliche *et al.*, 2019; Soliman *et al.*, 2018).

La mayoría de los cultivos tradicionales en México se caracterizan por baja productividad y competitividad, además de una lenta integración a las cadenas nacionales y globales junto con un precio inestable. El higo no se excluye de esta situación, el cual a su vez se caracteriza por ser un cultivo no tradicional y a la vez diferenciado en valor económico que ha empezado a tener aumento de presencia en el mercado nacional y mundial por presentar precios atractivos a los productores. Por lo tanto, existe la necesidad de buscar prácticas de manejo que favorezcan la sustentabilidad y productividad para la producción de alimentos, donde el uso de PGPB tiene un gran potencial. De esta manera, el objetivo de la presente investigación fue evaluar cambios en la distribución de las poblaciones

microbianas por la presencia de higueras de diferente edad, así como aislar bacterias del suelo y evaluar su eficiencia para promover el crecimiento vegetal por incremento de la biodisponibilidad de fósforo y potasio, dos elementos clave en la calidad del fruto, y |caracterizarlas macro y microscópicamente, como una etapa inicial para el desarrollo de un biofertilizante que incremente el rendimiento y calidad del cultivo de manera sustentable.

1.1 Hipotesis

El cultivo de higo genera cambios en las poblaciones microbianas del suelo en relación con suelos nativos, donde las bacterias nativas promotoras del crecimiento vegetal solubilizadoras de fósforo y potasio se incrementan con la edad del cultivo.

1.2 Objetivo general

Detectar variaciones en las poblaciones microbianas del suelo derivadas del cultivo de higuera en el semidesierto del noreste de México, así como aislar bacterias del suelo y evaluar su eficiencia para promover el crecimiento vegetal por incremento de la biodisponibilidad de fósforo y potasio.

1.3 Objetivos particulares

- Analizar cambios en las poblaciones microbianas del suelo por el cultivo de *Ficus carica*.
- Aislar y seleccionar las cepas bacterianas nativas con mayor potencial de solubilización de fósforo y potasio.

LITERATURA REVISADA

2.1 La Higuera

La higuera (*Ficus carica* L.) pertenece a la familia de las Moráceas, con más de 1,400 especies clasificadas en unos 40 géneros (Mawa et al. 2013). Es uno de los géneros más abundantes de angiospermas con más de 800 especies de árboles, epífitas y arbustos en las regiones tropicales y subtropicales de todo el mundo (Vinson, 1999).

El higo, como se le conoce al fruto de la higuera, técnicamente se refiere a una inflorescencia agregada compuesta de pequeñas drupas individuales (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**). Las drupas son desarrolladas en los ovarios en forma de inflorescencia cerrada, conocida como sicono, que encierra muchas flores unisex a las que se puede acceder a través del ostiolo con ayuda de polinizadores, aunque ahora con las variedades mejoradas, este procedimiento externo ya no es necesario (Flaishman *et al.*, 2008).

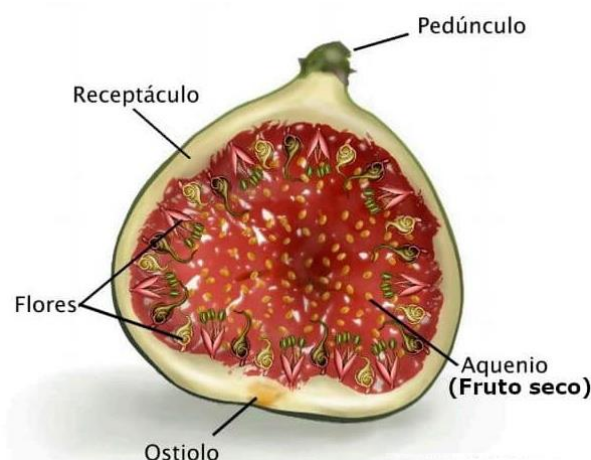


Figura 1. Morfología del higo (Enciclopedia Práctica de la Agricultura y la Ganadería, 2006)

El higo se obtiene de un árbol perene proveniente del mediterráneo, que fue introducido en América por los conquistadores españoles en la época de la colonia. Es uno de los árboles frutales más antiguos de la historia (Flaishman, *et al.*, 2008).

2.2 Uso del Higo

El fruto de *F. carica* contiene altas cantidades de fibras dietéticas y polifenoles, que son necesarios para la promoción de una buena salud. Este fruto se consume tanto en fresco como deshidratado o a través de diversos productos elaborados que lo incluyen como parte de la receta. Adicionalmente, toda la higuera, incluidos los frutos, hojas, raíces, látex y ramas frondosas, se han utilizado para dolencias y muchos tipos de enfermedades, que incluyen problemas de visión ocular, indigestión y diarrea (Barolo et al. 2014).

La demanda mundial de higo se interesa en dos productos, higos frescos e higos deshidratados, generando un mercado de \$ 576 millones de dólares en 2019, del cual, el higo deshidratado es el que generó mayor demanda con un 77% del mercado (Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2021). Valorada como árbol de traspatio hasta la popularidad de su valor como ingrediente en bebidas, postres y en la gastronomía internacional, aumentando así la demanda del consumo y atrayendo a países a producir más toneladas cada temporada, por lo que es importante implementar tecnología para su producción. Firmenich, una empresa de fragancias y sabores, nombró en 2018 al higo como “Sabor del año”, basándose en el creciente atractivo a nivel mundial de este sabor saludable y afrutado (“Higos & Figs”, 2017).

Las dos presentaciones del fruto permiten diferentes elaboraciones, destacando las mermeladas, los licores, los almíbares, jaleas, en repostería, confitados, snacks, por mencionar algunos. En México, su consumo es limitado para las festividades de día de reyes por que se incluye en la tradicional rosca como adorno y para aportar sabor al platillo, por esto y por la falta de estrategias de promoción, su comercialización se ve afectada; aun así, la demanda internacional va aumentando cada año (Rodríguez P Norma, 2021).

2.3 Producción Mundial

Dentro de los 53 países productores de higo, el primer lugar lo ocupa Turquía con un 66% de la producción mundial, seguido de Egipto, Marruecos, Argelia y por último Irán.

En el periodo de 2010-2019, la producción de higo a nivel mundial registró una tasa media anual de crecimiento (TMAC) del 2.3% y una variación anual de 2018 respecto a 2019 del 7% (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**), al pasar de 1,224 a 1,315 miles de toneladas (Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2023).

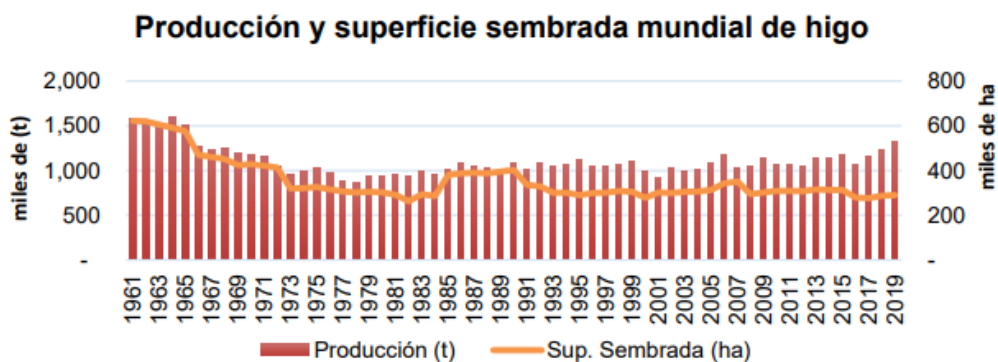


Figura 2. Producción y superficie mundial de higo (1961 – 2023) (FAOSTAT, 2021).

2.4 Principales Importadores

Estados Unidos, Canadá, Alemania y Francia son los principales importadores de higo (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**) lo cual es de interés para la economía del campo mexicano (FAO 2023). Más aún, el higo es consumido en todo el mundo, principalmente en Estados Unidos, Europa y Asia. En el mundo las importaciones totales de higo fresco (46%) y deshidratado (54%) ascienden a 161,117 ton, con un valor económico de seiscientos trece millones de USD (Trade map 2021).

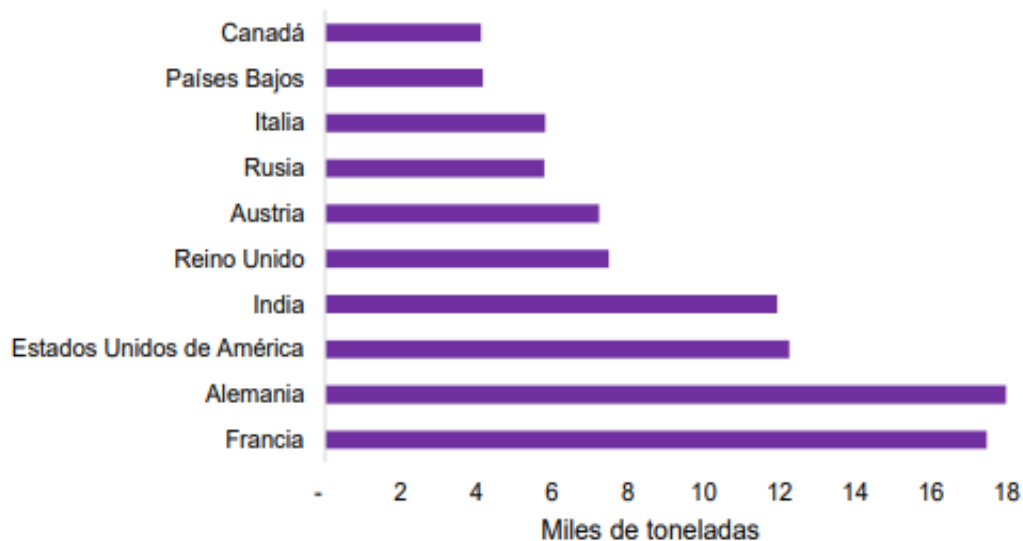


Figura 3. Países importadores de higo 2021 (Trade map 2021).

2.5 Producción en México

En México, la demanda de exportación de higos es de 9 mil toneladas al año solo a Estados Unidos (Macías *et al.*, 2013); sumando a ésto, el mercado nacional y los otros países consumidores.

La producción nacional de este cultivo alcanzó una superficie sembrada de 1,838 ha, con una producción de 9,466 t, la cual ha crecido en la última década a una TMAC del 11% y un rendimiento promedio nacional de 7.16 t/ha. No obstante, la producción se ve afectada debido a la falta de tecnologías, donde el tipo de producción es en su mayoría de campo abierto, mermando la producción en temporadas de lluvia e invierno. Los principales productores nacionales son Morelos, Veracruz y Baja California Sur, que juntos aportan el 84% de la oferta en el país. Se tiene planeado un incremento de producción cada año, adoptando nuevos sistemas de producción que le permitan al productor sacar rendimientos altos, mayor calidad y disponibilidad de la fruta durante todo el año (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP], 2019).

Tabla 1. Producción de México de Ficus carica en los diferentes estados 2019

Entidad federativa	Superficie Sembrada (ha)	Cosechada (ha)	Producción (t)	Rendimiento (udm/ha)	PMR (\$/udm)	Valor Producción (miles de Pesos)
Aguascalientes	2	0	0	0	0	0
Baja California Sur	602	302	992	3.28	35,058.47	34,778.00
Chihuahua	3	0	0	0	0	0
Ciudad de México	10.85	10.85	54.91	5.06	7,834.67	430.2
Durango	27.4	22.4	156.8	7	14,520.95	2,276.88
Guanajuato	4	4	22.4	5.6	7,020.83	157.27
Hidalgo	40	36	240	6.67	8,656.66	2,077.60
Jalisco	24	24	160.36	6.68	14,987.60	2,403.41
Michoacán	123.2	113.5	1,274.85	11.23	22,172.78	28,266.97
Morelos	497.3	497.3	3,351.48	6.74	35,658.79	119,509.73
Puebla	164.85	142.25	1,199.19	8.43	6,991.27	8,383.86
San Luis Potosí	3	3	15	5	7,104.64	106.57
Sonora	105	0	0	0	0.00	0.00
Veracruz	230	165	1,980.00	12	8,035.53	15,910.35
Zacatecas	2	2	19.46	9.73	28,000.00	544.88
Total	1,838.60	1,322.30	9,466.45	7.16	22,695.49	214,845.72

Fuente: SIAP 2019

El precio medio rural promedio por tonelada es de \$ 22,695.49, siendo Morelos, BCS y Zacatecas los estados con el mayor precio (Tabla 1).

A pesar de que los estados de Coahuila y Durango no se encuentran entre los principales productores nacionales, actualmente existe un interés cada vez mayor por incursionar activamente en la producción nacional, dado su potencial económico y su adaptabilidad.

La expansión de este cultivo se debe a que la planta de higuera se adapta con gran facilidad a condiciones extremas de alto contenido de calcio en el suelo, salinidad y a la sequía (Golombek & Lüdders, 1990), siendo estos factores de desafío en la producción en algunas partes de México, sobre todo en el norte del territorio mexicano.

La primera plantación de higos en México fue en 1560, después continuaron extendiéndose hacia el este de los Estados Unidos en 1669 y se introdujeron en California, cuando se estableció la Misión de San Diego en 1769, popularizado el cultivo

y se recibieron muchos cultivares distintivos de Europa (Flaishman *et al.*, 2008). La superficie ocupada por el cultivo en México es de 1,838 ha, lo que hace una producción que supera las 9 mil toneladas cada año. El 60% de la superficie sembrada se concentra en BCS y Morelos, debido a las condiciones de clima extremas, BCS presenta menor rendimiento en comparación con Morelos, Veracruz y Puebla, quienes son los principales productores (SIAP 2019). En cuanto al rendimiento promedio nacional, en 2019 fue de 7.1 t/ha, en donde Zacatecas y Michoacán fueron los estados más sobresalientes con un rendimiento de 9 a 11 ton/ha, debido a un sistema de producción intensivo y tecnificado (SIAP 2019).

2.6 Características generales del cultivo de higo

El higo es un árbol que puede producir múltiples cosechas de frutas cada año. La primera cosecha de higo del año se denomina breva y no se produce en todos los cultivares. El fruto nace en posición lateral a las yemas, es decir, se ubica en las axilas de las hojas; estos brotes se desarrollan en la primavera siguiente y el fruto madura entre junio y julio. Adicionalmente, la cosecha principal de higos se produce también lateralmente a las axilas de las hojas a partir de los brotes de la temporada en curso; en este caso, la maduración de la fruta comienza en julio y puede durar hasta que la temperatura desciende entre octubre y diciembre. Al final del período vegetativo anual, las hojas caen y el árbol entra en el período de latencia. Los brotes reproductivos que no producen frutos durante la temporada de crecimiento permanecen inactivos durante el invierno para dar nuevamente lugar al primer cultivo de breva en la siguiente primavera. En algunos cultivares y en ambientes apropiados, los higos de cosecha principal pueden desarrollarse de tal forma que puedan permanecer en el árbol durante el invierno y completar su desarrollo a principios de la primavera.

Los factores ambientales como la temperatura, el fotoperíodo y la humedad, afectan de manera importante el desarrollo y el rendimiento de la higuera, por lo que el cultivo de higos en condiciones inadecuadas puede causar la pérdida de cosecha y varios tipos de daños a la fruta (Flaishman, Rodov, & Stover, 2008)

La higuera está adaptada a una gran variedad de suelos. Puede desarrollarse exitosamente en suelos desde gruesos y arenosos, hasta pesados y arcillosos; de igual modo puede crecer en suelos ácidos o básicos. Sin embargo, los índices de productividad son mayores en tierras fértiles y profundas y suelos aluviales bien drenados, con elevado contenido de cal o en suelos calcáreos. Normalmente, la higuera presenta un sistema radical superficial, pero donde el suelo lo permite, puede formar raíces profundas, con lo que mejora la retención y absorción de agua y nutrientes, lo cual es fundamental durante periodos secos (Flores y Jiménez, 2007).

2.7 Degradación del suelo

La definición de degradación del suelo según la FAO (2023) es el cambio en el estado de la salud del suelo que tiene como resultado una disminución de servicios y bienes ecológicos para sus beneficiarios.

La base de la productividad del ecosistema terrestre y su calidad tiene un impacto directo en la productividad del ecosistema en general. La degradación del suelo es uno de los problemas ambientales más graves del mundo, lo que se refleja principalmente en una disminución de su contenido de materia orgánica, de su productividad y por lo tanto, en el deterioro del ecosistema. En general, la degradación del suelo tiene un impacto en la supervivencia y el desarrollo de la sociedad humana.

Los sistemas agrícolas han causado un impacto directo en los ecosistemas modificándolos y poniendo en riesgo la conservación de recursos naturales y bosques causando así un desequilibrio ecológico (Quijano-Cuervo, et al., 2021). El uso excesivo de agroquímicos, empleo de maquinaria pesada para la agricultura, mono cultivos, desmontes para urbanización, así como la explotación del suelo para fines alimentarios y comerciales (García & Álvarez, 2021) son algunas de las practicas que deterioran, modifican y afectan el uso de los suelos por la necesidad de satisfacer necesidades de la población.

La degradación del suelo es un proceso que reduce su capacidad de proveer bienes y servicios el cual se incrementa de manera sistemática en sistemas de producción agrícolas (González, et al., 2009). Se presenta en degradación física, química y biológica. Siendo la física el resultado de prácticas antropogénicas provocando la compactación del suelo, sellos e hidromorfía (Hernández Jiménez, et al., 2017). Un deterioro físico y químico del suelo es la pérdida de MO, la cual tiene como consecuencias como pérdida de estructura, pérdida de porosidad incremento de densidad aparente, condiciones no óptimas para cultivos (Muñoz-Iniestra, et al., 2013).

La pérdida de MO en el suelo genera decrecimiento de carbono, reduce la actividad de microorganismos y provoca pérdida de biodiversidad lo que contribuye al aumento de la degradación biológica (Guerra-García, 2009).

La degradación química es generada por la acumulación de sustancias tóxicas o la pérdida de bases intercambiables del suelo que provocan una rápida disminución de la producción de los cultivos (Zavala-Cruz, et al., 2001); generándose procesos de salinización, sodificación, acidificación y contaminación (Guerra-García, 2009), provocados por las actividades humanas a un grado tan alto que podrían producir la infertilidad parcial o total.

2.7.1 Suelos degradados de zonas áridas y semiáridas

Las zonas áridas y semiáridas cubren aproximadamente el 45 % de la superficie terrestre y albergan a más de 2,000 millones de personas. Los ecosistemas son extremadamente frágiles y vulnerables al cambio climático global, así como a la actividad humana. El cómo hacer frente a la degradación del suelo en las regiones áridas y semiáridas es un gran desafío para el desarrollo a largo plazo de la sociedad humana. Por lo tanto, tanto su prevención como la restauración del ecosistema del suelo dañado en ambientes áridos y semiáridos es un problema apremiante que demanda estudios y medidas apegados al método científico. (Kaibo et al. 2023).

El uso de “pesticidas”, término genérico que se usa para describir un agente que se dirige a una plaga, definida ésta como un organismo que causa daño a los cultivos a través de daño directo o a través de la competencia por nutrientes y el agua, e incluye insecticidas, herbicidas, fungicidas y bactericidas, entre otros. Asimismo, causa serios estragos en el suelo. Existen muchos trabajos de investigación y artículos de revisión que evalúan los impactos de los pesticidas en los organismos del suelo, los cuales analizan los riesgos ambientales de clases específicas de pesticidas (Wood y Goulson, 2017), efectos sobre taxones específicos de bacterias afectadas (Römbke et al., 2017). Todos estos trabajos dan cuenta de una descripción completa de los efectos de los pesticidas en una amplia variedad de organismos del suelo, habiendo estudios de dichos efectos sobre bacterias y hongos en particular (Puglisi, 2012).

El uso de pesticidas agrícolas y sus daños ambientales asociados está muy extendido en gran parte del mundo. Los esfuerzos para mitigar este daño, se han centrado en gran medida en reducir la contaminación del agua y el aire por pesticidas. Sin embargo, la contaminación del suelo con pesticidas también puede resultar en daño ambiental. Los pesticidas a menudo se aplican directamente al suelo como líquidos asperjados o como gránulos, así como en forma de recubrimiento de semillas, por lo que es importante comprender cómo los pesticidas impactan en los ecosistemas del suelo. La pérdida de hábitat del suelo y la contaminación por agroquímicos debido a la intensificación agrícola se han identificado como los principales factores que ha contribuido a la pérdida de esta biodiversidad (Gunstone et al, 2021).

Gunstone et al, (2021), realizaron una amplia revisión de estudios sobre los efectos de los pesticidas en invertebrados no objetivo, incluyendo huevos, larvas o ninfas en el suelo. Esta revisión abarcó 275 especies, taxones y combinaciones de éstos, así como 284 ingredientes activos de pesticidas diferentes o mezclas de ingredientes activos, considerando criterios de valoración como: mortalidad, abundancia, biomasa, comportamiento, reproducción, biomarcadores bioquímicos, crecimiento, diversidad, y cambios estructurales de los microorganismos. En dichos estudios se encontró que el 70,5 % de los parámetros probados mostraron efectos negativos, mientras que el 1,4 %

mostró efectos positivos y el 28,1 % tuvo efectos no significativos sobre el efecto de la exposición a pesticidas. Esta revisión indica que los pesticidas de todo tipo representan un claro peligro para los invertebrados del suelo. Los efectos negativos son evidentes tanto en estudios de laboratorio como de campo, en todas las clases de pesticidas estudiadas y en una amplia variedad de organismos del suelo, lo cual se confirma en estudios realizados por Frampton et al. (2006). La prevalencia de efectos negativos en estos resultados, subraya la necesidad de que los organismos del suelo estén representados en cualquier análisis de riesgo de un pesticida que tenga el potencial de contaminar el suelo, y de que cualquier riesgo significativo se mitigue de una manera que reduzca específicamente el daño al suelo. organismos y a los muchos servicios ecosistémicos importantes que proporcionan. El tratamiento intensivo del suelo con pesticidas puede hacer que disminuyan las poblaciones de microorganismos benéficos del suelo. Según la científica del suelo, la Dra. Elaine Ingham, “si perdemos bacterias y hongos, el suelo se degrada. El uso excesivo de fertilizantes químicos y pesticidas tiene efectos en los organismos del suelo que son similares al uso excesivo de antibióticos por parte de los humanos (Igbedioh SO, 1991). El uso indiscriminado de productos químicos puede funcionar durante algunos años, pero después de un tiempo, no hay suficientes organismos benéficos en el suelo para retener los nutrientes” (Savonen, 1997). Las plantas dependen de una variedad de microorganismos del suelo para transformar el nitrógeno atmosférico en nitratos que las plantas mismas pueden utilizar. Los herbicidas de jardinería comunes interrumpen este proceso. Por ejemplo, los siguientes herbicidas tienen efectos negativos sobre el suelo: a).- el triclopir inhibe las bacterias del suelo que transforman el amoníaco en nitrito (Pell et al., 1998); b).- el glifosato reduce el crecimiento y la actividad de las bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre en el suelo (Santos y Flores, 1995) y c).- el 2,4-D reduce la fijación de nitrógeno por parte de las bacterias que viven en las raíces de las plantas de frijol (Fabra et al., 1997), reduce el crecimiento y la actividad de las algas verdeazuladas fijadoras de nitrógeno, e inhibe la transformación del amoníaco en nitratos por las bacterias del suelo (Martens y Bremner, 1993). Los hongos micorrícicos crecen en torno a las raíces de muchas plantas y ayudan en la absorción de nutrientes. Estos hongos también pueden ser dañados por herbicidas en el suelo. Un estudio encontró que la orizalina y la trifluralina inhibían el crecimiento de

ciertas especies de hongos micorrícicos (Kelley y South, 1978). Se ha demostrado que Roundup es un herbicida tóxico para los hongos micorrícicos en estudios de laboratorio, en los cuales se observaron algunos efectos dañinos en concentraciones más bajas que las que se encuentran en las aplicaciones típicas al suelo (Estok et al., 1989)

2.8 Relación planta suelo

El suelo es un cuerpo natural y dinámico que, a modo de epidermis, cubre la superficie de la Tierra. Es también un sistema abierto, complejo, auto-organizativo, estructural y polifuncional. Constituye uno de los recursos naturales más importantes, dado que realiza multitud de funciones, entre las que destaca la producción de alimentos y en general, por su papel como sostén de la vida en el globo terráqueo (Jiménez, 2017).

La parte del suelo que rodea las raíces de las plantas, es lo que se conoce como la rizósfera y es un punto clave para numerosos organismos, por lo que se considera uno de los ecosistemas más complejos de la Tierra (Raaijmakers et al., 2009). Esta zona es mucho más rica en bacterias que el suelo circundante libre de raíces, lo que está determinado por la relación sinérgica entre el suelo, la raíz de las plantas y los microorganismos presentes. Igualmente, está influenciada por el pH del suelo, la textura, la complejidad y los exudados de las raíces de las plantas, los cuales están compuestos principalmente por azúcares, aminoácidos y diferentes nutrientes (Mendes et al., 2013). Así, se forman distintas interacciones planta-microorganismo en el suelo, donde la comunidad microbiana del suelo es esencial en la red simbiótica de las plantas (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**), cuya diversidad es influenciada ampliamente por la genética de la planta hospedera (Peiffer et al., 2013).

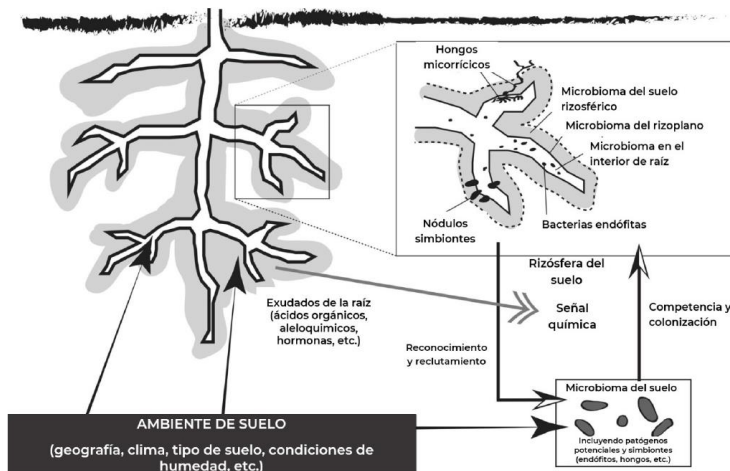


Figura 4. Interacciones planta-microorganismo en la rizósfera y los suelos a granel (Coats and Rumpho, 2014, modificado por Reyes Castillo et al., 2023).

La microbiota en la rizósfera es entonces influenciada por los compuestos orgánicos liberadas por las plantas a través de sus raíces (exudados radiculares), los cuales incluyen azúcares, polisacáridos, ácidos orgánicos, hormonas, aminoácidos, esteroides, enzimas, ácidos grasos, vitaminas, flavonoides, entre otros. De esta forma, los exudados forman parte de los procesos de señalización entre planta-microorganismos (Venturi y Keel, 2016) y su composición química depende de diversos factores como la especie de planta, su edad y estado de desarrollo, las propiedades del suelo como nutrientes, disponibilidad de agua y pH, condiciones medioambientales, tipos de microorganismos, entre otros.

2.9 Bacterias Promotoras de Crecimiento Vegetal

Las Bacterias Promotoras del Crecimiento Vegetal (BPCV) son microorganismos que promueven procesos metabólicos en los cultivos, los cuales ayudan a la planta a crecer y a producir mejor, trayendo beneficios para los productores y para el ambiente. Por lo regular, las rizobacterias son bacterias del suelo que colonizan el área de la raíz dentro de la rizosfera y mejoran la calidad y disponibilidad de los nutrientes a través de varios modos de acción (Nosrati et al, 2014), tienen la capacidad para suprimir de los hongos fitopatógenos (Gobelak et al., 2015) o estimular la resistencia sistémica inducida (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**).

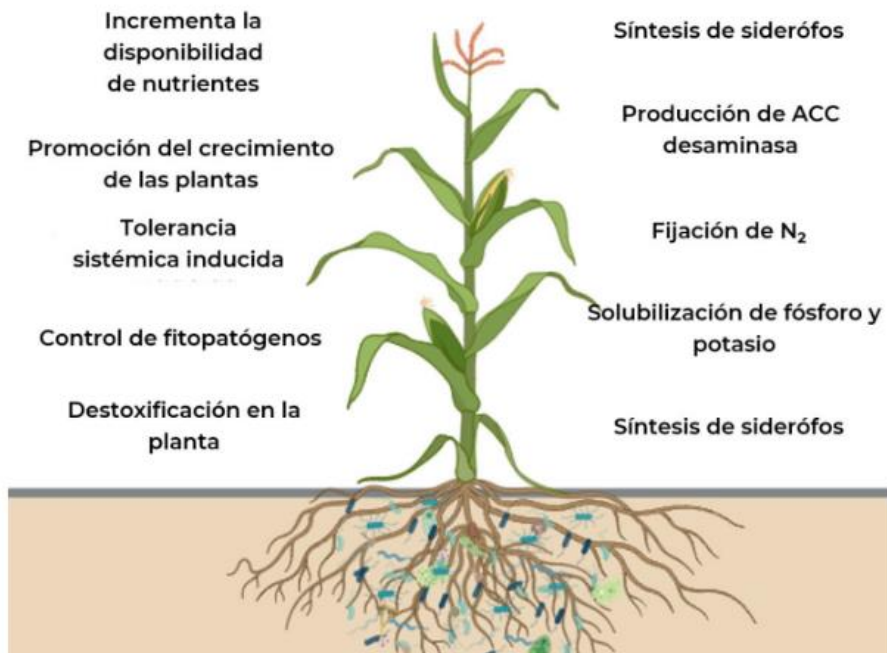


Figura 5. Diferentes estrategias de los microorganismos para promocionar el crecimiento de las plantas (Reyes Castillo et al., 2023).

Dentro de los mecanismos que utilizan las BPCV para mejorar la nutrición en las plantas se encuentran la fijación de nitrógenos atmosférico, la oxidación de sulfuros y la solubilización de fósforo (P) y potasio (K) a partir de formas no biodisponibles (Reyes Castillo *et al.*, 2023). Estos últimos son de gran importancia en el cultivo de frutales como la higuera, ya que determinan además la calidad del fruto.

Las BPCV son objeto de estudio en la microbiología del suelo y el desarrollo de productos biológicos comerciales, por lo tanto, determinar qué microorganismos trabajan en el suelo de la huerta, es de vital importancia para crear y utilizar un producto con propiedades acordes al tipo de suelo y cultivo (Ramírez, 2016). Estos microorganismos pueden clasificarse como biofertilizantes si favorecen la nutrición de las plantas. Muchos géneros bacterianos como *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Enterobacter*, *Rhizobium*, *Bradyrhizobium* y *Xanthomonas*, han sido reportados como posibles rizobacterias promotoras del crecimiento de las plantas (Asari *et al.*, 2023).

De esta forma, el interés por el uso de microorganismos como biofertilizantes va en aumento, ya que se busca mayor producción con la conservación y la rehabilitación de suelos para uso agrícola (Flores *et al.*, 2016).

2.10 Bacterias solubilizadoras de fosfatos

El fósforo es un elemento esencial para la vida de las plantas, ya que lo necesitan para desarrollarse y así aprovechar su potencial genético también forma la base de gran número de compuestos, de los cuales los más importantes son los fosfatos. Estos desempeñan un papel esencial en los procesos de transferencia de energía y todo el metabolismo. Este elemento se absorbe en las plantas en su forma de anión monovalente ortofosfato ($H_2 PO^4$) y con menor rapidez como anión divalente (HPO_4^{2-}) (Becerra-Sanabria *et al.*, 2007). La deficiencia en frutales causa disminución en el número y tamaño de la hoja y una coloración purpura en ellas, esto produce un retraso en la madurez, la cosecha y baja el rendimiento (Escorcia, 2017).

La solubilización de P puede ser de una fuente mineral u orgánica (Girmay, 2019; Prabhu *et al.*, 2019; Rawat *et al.*, 2021). La primera se relaciona principalmente con la liberación de ácidos orgánicos por los microorganismos, tales como el ácido succínico, glucónico, malónico y oxálico, provocando la acidificación del medio y el incremento subsecuente de la solubilidad del fósforo. Por otro lado, la solubilización de P orgánico se debe principalmente a la acción de enzimas, como las fosfatasas y fitasas, que actúan desforforilando grupos fosfoéster unidos a la materia orgánica y la hidrólisis del ácido fítico, respectivamente.

Los microorganismos solubilizadores de fosfatos desarrollan un papel principal en cuanto a la movilización de este elemento; además, presentan ventajas frente a fertilizantes químicos, pues colaboran con la preservación del medio ambiente, ya que no implican sustancias tóxicas que afecten el ecosistema, generando de esta manera una práctica sostenible (Chen *et al.*, 2005) siendo estos microorganismos parte de la flora nativa en los suelos y en la materia orgánica.

Por ejemplo, Park et al. (2009), realizaron un estudio donde se reporta que los microorganismos solubilizadores de fosfato mostraron una zona clara en medios sólidos que contenían fosfato tricálcico (Ca_3PO_4). El desarrollo de zonas de halo alrededor de las colonias de hongos puede deberse a la producción de ácidos orgánicos, que acidifican la célula en el entorno circundante y provocan la liberación de iones minerales P mediante la sustitución de cationes H^+ unidos al fosfato. Este escenario hará que el fosfato esté disponible para las plantas.

Hasta el 75% de los fertilizantes de fósforo soluble agregados a los cultivos pueden convertirse en formas poco solubles al reaccionar con los iones de calcio (Ca^{2+}) libres en suelos de pH alto o con Fe^{3+} o Al^{3+} en suelos de pH bajo. Por lo tanto, el fósforo orgánico representa del 50% al 80% del fósforo total del suelo y la mayoría de las plantas no pueden utilizar estas fuentes de fósforo. Varias especies de bacterias y hongos son microorganismos solubilizadores de fosfato y la evaluación de su potencial para movilizar el fósforo del suelo ha sido objeto de intensas investigaciones. Los rhizobium, socios simbióticos beneficiosos de las leguminosas que fijan nitrógeno, al igual que otras rizobacterias promotoras del crecimiento de las plantas, también pueden colonizar las raíces de las no leguminosas y estimular el crecimiento de las plantas (Yanni et al., 2001). Los rhizobium son capaces de solubilizar fosfatos tanto orgánicos como inorgánicos. La principal ventaja de usar rhizobium, como solubilizadores de fósforo, será su doble efecto nutricional beneficioso resultante tanto de la movilización de fósforo como de la fijación de nitrógeno (Alikhani et al., 2007).

Un estudio in vitro reciente informó que los hongos endófitos *Penicillium* y *Aspergillus* de la raíz de *Taxus wallichiana* solubilizó fosfato utilizando los sustratos de calcio, aluminio y fosfato de hierro junto con la producción de enzimas fosfatasa y fitasa (Adhikari y Pandey, 2019). Esto demuestra el potencial de hongos endófitos como promotores del crecimiento vegetal.

Por su parte, Park et al. (2009), realizaron un estudio donde se reporta que los microorganismos solubilizadores de fosfato mostraron una zona clara en medios sólidos

que contenían fosfato tricálcico (Ca_3PO_4). El desarrollo de zonas de halo alrededor de las colonias de hongos puede deberse a la producción de ácidos orgánicos, que acidifican la célula en el entorno circundante y provocan la liberación de iones minerales P mediante la sustitución de cationes H^+ unidos al fosfato. Este escenario hará que el fosfato esté disponible para las plantas.

En la **¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**, se muestra la ruta del fósforo en la planta, marcando los efectos de su deficiencia, las funciones en las cuales participa y que son propias del desarrollo de las plantas, las posibles formas de fósforo disponibles en suelo tanto de manera orgánica como inorgánica, así como las moléculas con fósforo biodisponible que se obtienen gracias a la acción de las bacterias solubilizadoras de fosfatos. Asimismo, se enlistan los aspectos o componentes que se mejoran gracias a esta biodisponibilidad de fósforo generada con microorganismos. Dichos componentes son por sí solos, parte de una agricultura practicada bajo principios de sustentabilidad (Yaday AN, 2022).

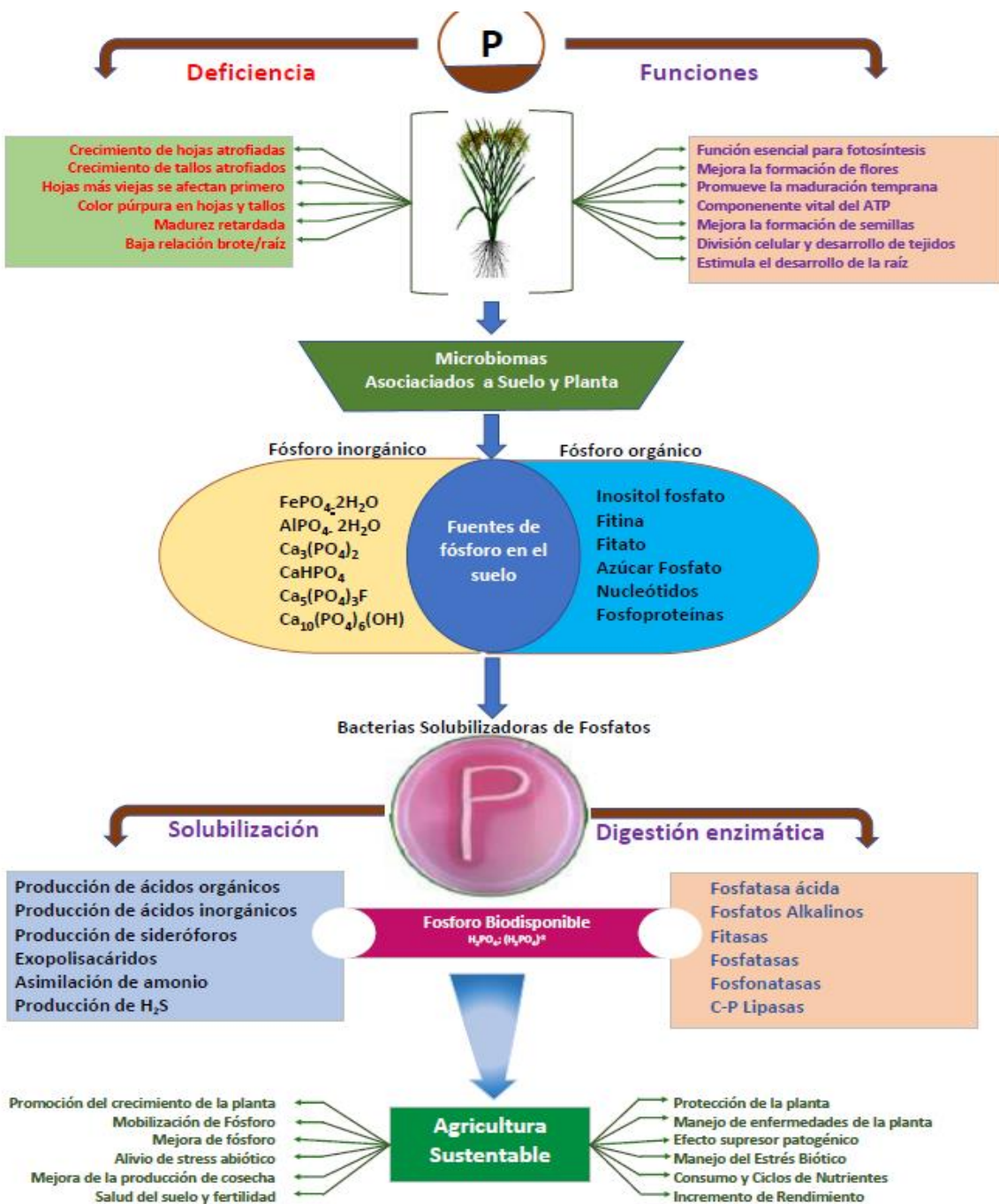


Figura 6. Acción de los microorganismos solubilizadores de fosfatos (Yaday AN, 2022)

2.11 Bacterias Solubilizadoras de potasio

Después del fósforo y el nitrógeno, el potasio es el nutriente de mayor importancia en las plantas ya que es fundamental para el desarrollo de la planta y juega un papel importante en la síntesis proteica, apertura y cierre de estomas, en el proceso de la fotosíntesis, activación enzimática, así como en la resistencia a enfermedades y a los insectos (Rehm y Schmitt, 2002).

El potasio (K^+) es un elemento esencial para el crecimiento de las plantas y es un ion extremadamente dinámico en el sistema del suelo. Muchos fisiólogos de plantas consideran que el potasio es el segundo después del nitrógeno en importancia para la fisiología de las plantas, ya que ocupa el segundo lugar después del nitrógeno en los niveles de tejido vegetal con rangos de 1 a 3% del peso. Se considera esencial por sus múltiples funciones para ayudar y facilitar los procesos de la planta. Dentro de dichas funciones, está la de fungir como un transportador de carga eléctrica en la célula vegetal y actúa como catalizador de más de 60 procesos enzimáticos que son necesarios para los procesos de la planta (Malvi, 2011). Asimismo, es un nutriente clave en la tolerancia de las plantas al estrés, como temperaturas altas o bajas, sequía, enfermedades y plagas. Además, tiene un papel fundamental que desempeñar en la osmorregulación del uso del agua en las plantas, ya que contribuye a mantener una alta presión de turgencia celular que afecta la elongación celular para el crecimiento y, lo que es más importante, regula la apertura y el cierre de las estomas, lo que afecta el enfriamiento transpiracional y la absorción de dióxido de carbono para la fotosíntesis (Norsalsabila y Nur, 2020; Rehm y Schmitt, 2002). Asimismo, participa en la fijación simbiótica del nitrógeno (Mendoza, 2018).

La deficiencia de K ocasiona en las hojas de frutales como la higuera áreas necróticas de color café, estas se desprenden con facilidad y ocasiona mal desarrollo del sistema radical (Escorcia, 2017).

Gran cantidad de microorganismos en el suelo son capaces de solubilizar formas “no disponibles” de potasio, cuyo mecanismo varío en función al tipo de mineral que contiene el K (mica, muscovita, biotita o feldespato), los cuales pueden ser acidólisis, quelación,

reacciones de intercambio y complexólisis, mediante la liberación de ácidos orgánicos como el ácido succínico, glucónico, oxálico, cítrico y α -cetoglucónico (Berde *et al.*, 2021).

La aplicación de inoculantes microbianos mejora el crecimiento y el rendimiento de los cultivos al convertir el K insoluble en forma disponible. Los microorganismos solubilizadores de potasio funcionan como biofertilizantes en la agricultura, ya que mejoran la productividad, la disponibilidad de nutrientes y reducen el uso de agroquímicos de manera económica, ecológica y sostenible (Onaliyan *et al.* 2022).

En la Figura 7, se ilustra el modo de acción de los microorganismos liberadores o solubilizadores de potasio, los cuales pueden ser bacterias, hongos, y muy en particular hongos micorrícicos, los cuales mediante secreción de ácidos orgánicos bajan el pH y con ello provocan la liberación del potasio no intercambiable proveniente del intemperismo de rocas minerales, micas y feldspatos; así como proveniente de la lixiviación de otras fuentes de potasio presentes en el suelo como pueden ser residuos de plantas, residuos de animales o fertilizantes potásicos. Lo anterior tiene como resultado la biodisponibilidad del potasio para la planta (Pandey *et al.*, 2020)

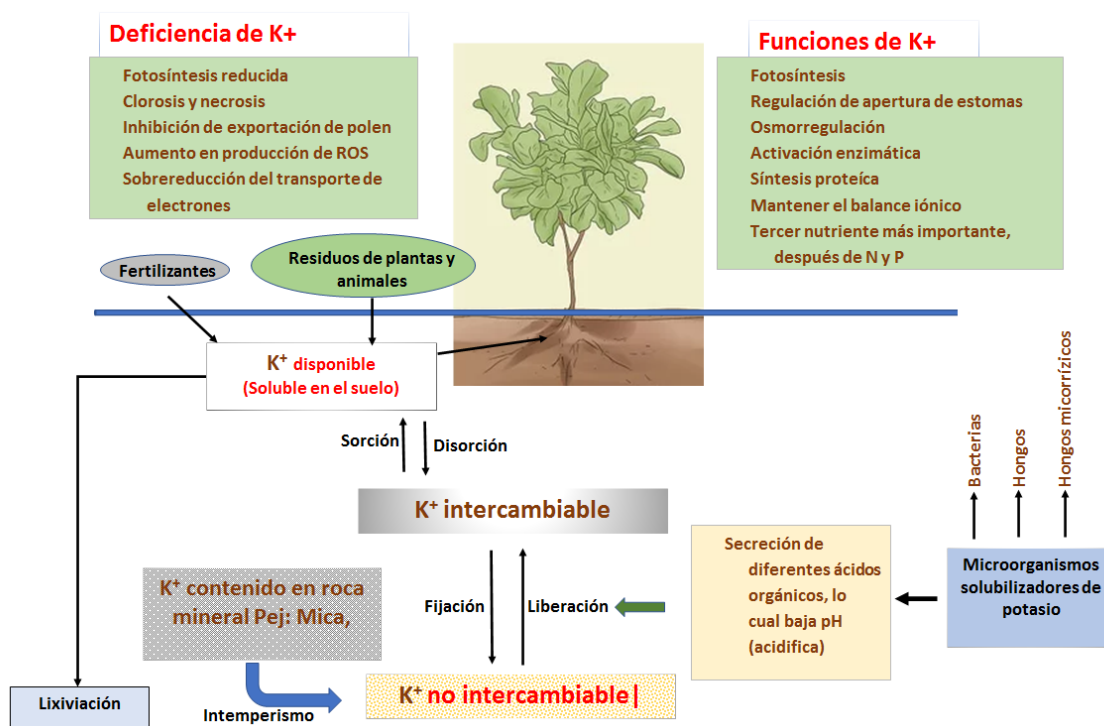


Figura 7. Microorganismos solubilizadores de potasio y su relación con suelo y planta (Pandey et al., 2020).

2.12 Uso de biofertilizantes

Los biofertilizantes mejoran la disponibilidad de nutrientes en el suelo para el aprovechamiento de los cultivos, preservando la función natural de éste. Además, favorecen la interacción fito-estimulante, que es uno de los principales objetivos al utilizar biofertilizantes, ya que es por estos procesos por los cuales el cultivo mejora su producción y así, da como resultado mayores rendimientos (Zambrano *et al.*, 2021).

La acción de los biofertilizantes es específica para los diferentes ciclos biológicos, actuando por medio de reacciones enzimáticas que sintetizan, solubilizan o fijan los diferentes elementos químicos, donde pueden generar dos tipos de reacciones: la primera es la síntesis de nuevas sustancias benéficas frente a la restauración, por la producción de sustancias antagónicas frente a patógenos; la segunda, se centra en la promoción de crecimiento vegetal (Grageda *et al.*, 2012).

En la agricultura moderna se aplican grandes cantidades de fertilizantes y herbicidas, por que presentan ventajas de rendimiento inmediato en los cultivos; sin embargo, se sabe que su uso afecta la calidad de suelos agrícolas. Debido a esto, el uso de microorganismos benéficos ha cobrado importancia como alternativa a la fertilización química y se han aislado cepas de bacterias.

La biofertilización es una herramienta útil para el incremento y la calidad de desarrollo de yemas como para el relleno del fruto (Wannie y Lee, 1995). Es una manera sana y ecológica de incrementar la productividad de los cultivos, mejora el nivel nutricional y reducir los residuos de nitratos y nitritos en el fruto del higo, un manejo orgánico del huerto garantiza una larga y sana vida para los árboles (Osman et al, 2010).

Diferentes estudios recientes señalan que el número de mejoras en la calidad y productividad de los cultivos es considerable cuando es utilizado un sistema de biofertilización (Gao et al., 2020; Petrovic et al, 2020; Schütz et al., 2018).

MATERIALES Y METODOS

3.1 Descripción del sitio de estudio

El área de estudio fue en una huerta de higos localizada en el municipio de Parras de la Fuente, al sur del estado de Coahuila de Zaragoza (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**).

El estudio se llevó a cabo en el municipio de Parras de la Fuente, Coahuila. El municipio de Parras de la Fuente se localiza dentro de las coordenadas $25^{\circ}26'13''$ N, $102^{\circ}11'01''$ O (Figura 8). La localidad se encuentra a una mediana altura de 1533 metros sobre el nivel del mar. La temperatura media anual es 18.6°C con una precipitación es de 452 mm al año. El mes más seco es febrero, con 12 mm de lluvia CONAGUA. En septiembre, la precipitación alcanza su pico, con un promedio de 90 mm Parras de la Fuente se localiza al sur del Estado de Coahuila en el noreste de México. Considerada como parte de los municipios que forman la región Lagunera.

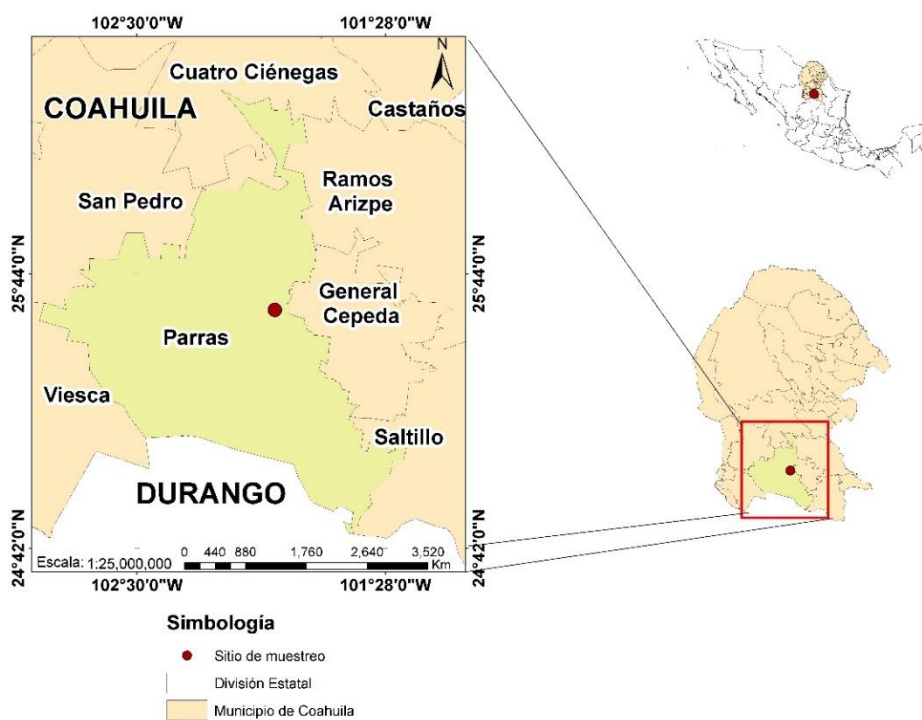


Figura 8. Ubicación geográfica del sitio de estudio.

3.2 Muestreo

Dada la influencia de factores como la vegetación y su edad, se muestrearon dos zonas de la huerta de higuera de diferentes edades (Tabla 2). Una vez seleccionados los sitios de interés dentro del área de estudio, se realizó un muestreo aleatorio simple de muestras de suelo de 0-20 cm en la rizósfera de 5 árboles por parcela. Posteriormente, se realizaron muestras compuestas para cada zona mezclando las 5 muestras correspondientes a cada una de ellas y se mantuvieron a 4°C hasta su procesamiento. El muestreo fue realizado en marzo de 2022. El análisis microbiológico de las muestras se realizó en el Laboratorio Nacional de Análisis de Planta, Agua, Suelo y Medio Ambiente del INIFAP CENID-RASPA.

Tabla 2. Descripción de las zonas de estudio.

Sitio	Nombre	Clave de identificación
Zona 1	Testigo en un terreno sin cultivo	Testigo
Zona 2	Parcela de higueras de 2 años (2020-2022)	P5
Zona 3	Parcela de higueras de 1 año (2021-2022)	P6

3.3 Conteos en placa de hongos, actinomicetos y bacterias heterotróficas.

El procedimiento consistió en tomar 1 gramo de cada muestra compuesta correspondiente a cada zona de estudio y se diluyó en 9 ml de agua destilada. Posteriormente se realizaron diluciones seriadas hasta alcanzar una dilución al 1×10^{-5} y se sembró 1 ml en agar Papa Dextrosa para la cuantificación de hongos filamentosos y levaduras (Tabla 3). Los cultivos se inocularon a 28°C por 7 días. Para la cuantificación de bacterias heterotróficas (Tabla 4) se procedió igual para las diluciones seriadas, empleando agar nutritivo como medio de cultivo e incubando por 24 h a 37°C. En cuanto al conteo de actinomicetos, se utilizó el agar caseína almidón incubados a 28°C durante máximo 7 días (Tabla 5).

Materiales y reactivos:

- Muestras (compuestas) de suelo (P5, P6 y Testigo).
- Matraces Erlenmeyer 500 ml
- Probeta 1000 ml
- Tubos para cultivo de 5 ml
- Cajas Petri
- Solución salina estéril
- Agar papa dextrosa (¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.)
- Agua destilada
- Agar nutritivo (¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.)
- Agar almidón caseína (Tabla 5)
- Potenciómetro

Tabla 3. Composición del Agar Papa Dextrosa (PDA, del inglés Potato-Dextrose Agar)

Reactivo	Cantidad, %
Papa (infusión de sólidos)	0.4
Dextrosa	2.0
Agar	1.5
Agua destilada	

Tabla 4. Composición del agar nutritivo

Reactivo	Cantidad, %
Peptona	0.5
Extracto de levadura	0.3
Agar	1.5
Cloruro de sodio	0.5
Agua destilada	

Tabla 5. Composición del agar almidón caseína

Reactivo	Cantidad, g l ⁻¹
Almidón soluble	10.0
Caseína	0.3
KNO ₃	2.0
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.05
K ₂ HPO ₄	2.0
NaCl	2.0
CaCO ₃	0.02
FeSO ₄ .7H ₂ O	0.01
Agar	18.0
pH a 25°C: 7.3 ±0.2	

3.4 Bacterias solubilizadoras de potasio

Para contar las colonias de bacterias solubilizadoras de potasio se utilizó un medio Pikovskaya (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**) de la forma como fue realizado por Mursyida et al (2015). Se realizaron diluciones de las tres muestras hasta 10⁻⁴ y se dejaron en la incubadora por 48 h a 37°C. El cambio del color del medio de cultivo de morado a amarillo fue indicador de la capacidad de los microorganismos de solubilizar potasio.

Materiales y reactivos

- Muestras (compuestas) de suelo (P5, P6 y Testigo).
- Matraces Erlenmeyer 500 ml
- Probeta 1000 ml
- Tubos para cultivo de 5 ml
- Cajas Petri
- Solución salina estéril
- Agar Pikovskaya (Tabla 6)
- Potenciómetro

Tabla 6. Composición del medio Pikovskaya

Reactivo	Concentración, g l ⁻¹
Glucosa	10
Nitrato de potasio	5
Cloruro de potasio	0.2
Sulfato de amonio	0.5
Sulfato de magnesio	0.1
Sulfato de magnesio traza	0.1
Purpura de bromocresol	0.125
Agar	15
pH	7.0 ± 0.2

ETAPA II. Aislamiento y selección de cepas bacterianas nativas con mayor potencial de solubilización de fósforo y potasio.

3.5 Aislamiento de cepas solubilizadoras de potasio

Para este aislamiento, se realizaron diluciones seriadas hasta 1×10^{-5} y se sembró en medio Pikoskaya para aislar microorganismos solubilizadores de potasio (Mursyida *et al.*, 2015). Se sembraron las cepas aisladas en el mismo medio en tubos inclinados, con el propósito de mantener las cepas aisladas. Los tubos fueron incubados a 28°C por 24 h.

3.6 Cuantificación del potencial de las cepas aisladas para solubilizar potasio.

Para evaluar el potencial de las cepas aisladas como solubilizadoras de potasio, se hicieron orificios de 0.5 cm de longitud con un popote estéril de 0.5 cm de diámetro sobre el medio sólido Pikovskaya. Posteriormente se dispensó dentro de cada orificio, 100 µl de caldo nutritivo que contenía al microorganismo puro en la escala 2 de McFarland (Figura 9). Lo anterior se realizó por triplicado, es decir, se realizaron tres repeticiones en cajas Petri para cada muestra y en cada caja Petri se realizaron cuatro inoculaciones. Se cultivaron a 28°C y se evaluó la medida del halo de solubilización a las 24 y 48 horas

de cultivo, revisando el cambio de color morado a amarillo del medio de cultivo, lo anterior como indicador de la acción solubilizadora por parte de los microorganismos. A partir del diámetro del halo de solubilización obtenido, se determinó la actividad solubilizadora a través pruebas estadísticas. Se tomó como parámetro de medición que los halos debían ser visibles y bien diferenciados.



Figura 9. Preparación de los inóculos bacterianos en la escala 2 de McFarland para cuantificación del potencial de las cepas aisladas para solubilizar potasio.

Las cinco mejores cepas bacterianas con capacidad para solubilizar potasio fueron crioconservadas siguiendo el protocolo sugerido por Sánchez y Corrales (2005), puesto que se requería consolidar un banco de cepas para análisis y usos posteriores como posibles componentes de biofertilizantes.

3.7 Selección de bacterias solubilizadoras de fosfatos

Con la finalidad de identificar cepas que solubilicen tanto potasio como fosfatos, las cinco cepas seleccionadas en medio Pikosvskaya fueron posteriormente evaluadas para determinar su capacidad de solubilizar fosfatos, sembrándolas en el medio de cultivo selectivo NBRIP (National Botanical Research Institute's Phosphate Growth Medium) formulado por Nautiyal (1999) (Figura 10).

Materiales y reactivos:

- Cepas de bacterias seleccionadas

- Matracas Erlenmeyer 500 ml
- Probeta 1000 ml
- Tubos para cultivo 5 ml
- Cajas Petri
- Medio de cultivo selectivo NBRIP (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**)
- Centrífuga para muestras de laboratorio Thermo Scientific
- Potenciómetro
- Popotes estériles

Tabla 7. Composición del medio de cultivo selectivo NBRIP

Reactivo	Concentración, g l ⁻¹
Glucosa	10
Fosfato de calcio	25
Sulfato de amonio	0.1
Cloruro de potasio	0.2
Sulfato de magnesio heptahidratado	0.25
Cloruro de magnesio	0.5
Agar	14
pH	7.0



Figura 10. Preparación del medio NBRIP.

Las cajas se incubaron a 28 °C durante 10 días, según Nautiyal et al., (1999) y Kadiri et al. (2013); al final del período de incubación se seleccionaron las bacterias que mostraron actividad solubilizadora de fosfato la cual se ve representada por la aparición de halos claros alrededor de las colonias (Chakraborty et al., 2010) (Figura 11). Posteriormente se colocaron en cajas con el medio NBRIP a las que se hicieron orificios de 0.5 con un popote estéril y se inocularon con la suspensión de las bacterias en la escala 2 de McFarland. Se midió el halo de hidrólisis de cada cepa a 28°C en los días 3, 6 y 10.



Figura 11. Cuantificación del potencial para solubilizar fosfatos de las cepas seleccionadas.

3.8 Conservación de las cepas aisladas

De todos los microorganismos que se desarrollaron en el medio Pikosvskaya, se seleccionaron 5 cepas con mayor potencial para solubilizar potasio y fosfatos, las cuales se purificaron y luego fueron conservadas siguiendo el protocolo sugerido por Sánchez y Corrales (2005), puesto que se quería consolidar un banco de cepas para análisis posteriores. Las bacterias aisladas fueron conservadas en medio levadura-manitol (YM) modificado con 30% de glicerol y almacenadas a -80°C.

3.9 Proceso de identificación de la cepa seleccionada

3.9.1 Descripción macroscópica

Para realizar la descripción macroscópica de la cepa seleccionada, la cepa P6-1 se hizo crecer en agar nutritivo y se cultivó por 48 horas a 37°C.

3.9.2 Descripción microscópica

La descripción microscópica de la cepa seleccionada se llevó a cabo utilizando la tinción de Gram. La tinción requiere cuatro soluciones: un colorante o tinte básico, un mordiente (sustancia que incrementa la afinidad entre la célula y el tinte), un decolorante (elimina el tinte de una célula teñida) y un segundo tinte o colorante de contraste (tinte de color diferente a la inicial). Tras la tinción con el primer colorante (Cristal violeta) se efectúa una decoloración con etanol que arrastrará al colorante sólo en las Gram negativas, mientras que en las Gram positivas el colorante queda retenido y las células permanecerán azules. Las células Gram negativas se teñirán después con el colorante de contraste (safranina) para que puedan observarse.

Para realizar la tinción de Gram, primero se tomó una colonia de la cepa crecida en agar nutritivo, con un asa bacteriológica y se extendió en un portaobjetos con una gota de agua destilada estéril, con el fin de preparar un frotis bacteriano y se fijó la preparación con calor, pasando el cubreobjetos cuidadosamente sobre un mechero. Una vez fijada la muestra, se añadió cristal violeta durante 30 s, tirando el exceso de colorante, para después añadir lugol durante 1 min. Después, se añadió etanol al 95% durante 20 s y se enjuagó con agua. Finalmente se añadió safranina durante 1 min y se lavó nuevamente con agua. Las muestras fueron después observadas al microscopio (x40, x100).

En la tinción de Gram se puede diferenciar las bacterias de dos grandes grupos, dependiendo de su membrana celular (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**). Las bacterias Gram positivas son las que retienen la tinción azul violeta, tienen una pared celular gruesa compuesta de peptidoglucanos y polímeros, que son impermeables, resistiendo así la decoloración (Arenas, 2014). Las Gram negativas, por otro lado, se decoloran y después se tienen con safranina debido a que su membrana es

una capa delgada de peptidoglucanos más una bicapa de lipoproteínas que se puede desintegrar con la decoloración (Boyanova, 2018).

Tabla 8. Diferencia en la morfología de la pared celular de las bacterias Gram positivas y negativas.

Características	Bacterias Gram Positivas	Bacterias Gram Negativas
Color con tinción Gram	Violeta	Rojo
Pared Celular	Gruesa	Delgada
Presencia de lipopolisacáridos en pared celular	Ausente	Presente
Presencia de ácidos lipoteicóicos y teicóicos en pared celular	Presente	Ausente

RESULTADOS Y CONCLUSIONES

Etapas I. Análisis de cambios en las poblaciones microbianas del suelo por el cultivo de *Ficus carica*.

4.1 Conteo de UFC en placa

Los resultados de los conteos en placa entre los tratamientos se encuentran en la Figura 12. Al realizar el conteo en placa de bacterias heterotróficas, se observó una diferencia significativa en el número de Unidades Formadoras de Colonias (UFC) de bacterias por gramo de suelo entre la P6, la P5 y la parcela testigo, encontrándose más de 16, 3.5 y 2 millones de UFC g^{-1} para cada una de ellas, respectivamente ($F = 565.414$, $p = 0.000$). En el caso de conteo de Actinomicetos, la parcela 6 también tuvo valores por encima de las otras dos con diferencia altamente significativa ($F = 34.237$, $p = 0.000$), habiéndose registrado 7.5, 1.5 y 1.0 millones de UFC/ gr^{-1} para las P6, P5 y testigo, respectivamente. Por el contrario, no se apreciaron diferencias significativas en las poblaciones fúngicas entre las muestras ($F = 1.972$, $p = 0.195$), las cuales registraron valores de 4.2, 4 y 3.6 millones de UFC/ gr^{-1} para las muestras de las parcelas 6, 5 y testigo, respectivamente. La presencia tanto de un mayor número de UFC en la parcela 6 como de actinomicetos, se atribuye a que en dicha parcela tenía mayor tiempo de haberse establecido el cultivo, lo cual hace que las condiciones del suelo aunadas a la presencia y los exudados de las raíces de las plantas de *F. carica*, favorezcan la proliferación de los microorganismos del suelo, tal como lo establecen Mendes et al (2013), quienes en sus investigaciones concluyeron que la rizósfera es un nicho ecológico único, que modula la composición y estructura de las comunidades microbianas asociadas a ella, a través de las interacciones de las plantas: exudados de la raíz, propiedades físicas y químicas del suelo, entre otros. Asimismo, Marschner et al. (2004), registraron a través de sus trabajos de investigación que las sustancias orgánicas liberadas por las raíces sostienen la actividad metabólica de la biomasa microbiana; por lo tanto, las comunidades microbianas en íntima asociación con las raíces son más activas, abundantes y diversas en comparación con microorganismos que se encuentran en el suelo desnudo. Complementariamente, en sus trabajos manifiestan que los microorganismos

rizosféricos controlan importantes procesos en ciclos biogeoquímicos básicamente en el desarrollo en las plantas y las protegen de microorganismos patógenos.

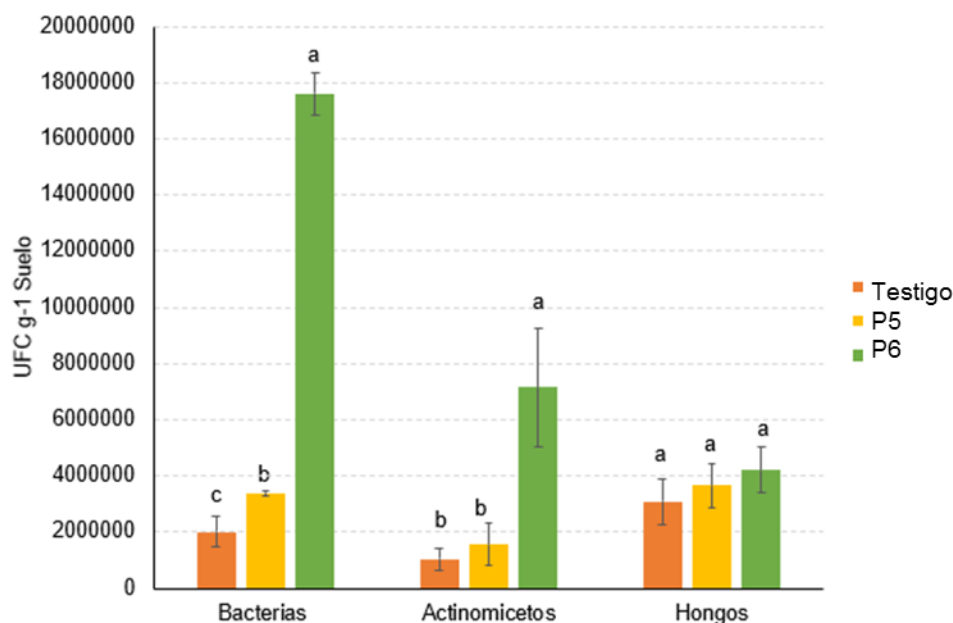


Figura 12. Evaluación de las unidades formadoras de colonia (UFC) por gramo de suelo de hongos, bacterias heterotróficas y actinomicetos. Los valores en las columnas que presentan diferentes letras difieren significativamente entre tratamientos ($P \leq 0.05$) de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

Los resultados anteriores, coinciden con lo reportado por Soto *et al.* (2016), quienes al comparar los resultados obtenidos para el recuento de unidades formadoras de colonias para hongos y bacterias en suelo con cultivo, observaron que la cantidad de hongos estuvo muy por debajo de las bacterias, lo que atribuyen a que estas últimas son microorganismos que persisten más tiempo y consumen a los hongos, y éstas no están tan ligadas a factores como la cantidad de materia orgánica y la humedad como sí lo hacen los hongos. Asimismo, en su caso, el suelo con cultivo establecido presentó mayor cantidad de microorganismos comparado con suelo sin cultivo. Se ha demostrado que la relación planta-comunidad microbiana asociada tiene una estructura compleja influenciada por muchos factores, principalmente el genotipo de la planta, su edad, las condiciones medioambientales y las prácticas agronómicas (Arrigoni *et al.*, 2018; Bodenhausen *et al.*, 2014; Leff *et al.*, 2015; Williams *et al.*, 2013), razón por la cual, los

sitios de estudio con presencia de higueras incrementaron las poblaciones de bacterias heterotróficas y actinomicetos. Cabe mencionar que las bacterias, actinomicetos y hongos constituyen la mayoría de la biomasa de microorganismos del suelo, y la actividad biológica del suelo puede medirse a través de cambios en la cantidad y especies microbianas (Knoester et al., 1998). De esta forma, de acuerdo con Mazzola (1998), el incremento de la cantidad de hongos en el suelo impacta negativamente en el crecimiento de árboles frutales y el desarrollo de sus raíces, un aspecto que no se encontró en esta investigación.

4.2 Solubilizadores de potasio

Al realizar el conteo en placa de bacterias con potencial para solubilizar potasio se pudo apreciar que las muestras de las parcelas 5 y 6 tuvieron valores de 4.5 y 3.3 millones de UFC/gr⁻¹ respectivamente, lo que en sí arroja una diferencia estadísticamente significativa ($F= 5.261$; $p=0.005$).

Aun cuando ambas zonas tenían el mismo cultivo, se encontró una diferencia significativa entre las muestras en cuanto al número de bacterias con potencial para solubilizar potasio (Figura 13), lo que nos indica que puede haber factores que juegan un papel importante para el desarrollo de las bacterias mencionadas como la edad del árbol frutal. El potasio es el tercer nutriente más importante para el crecimiento de las plantas, así como también es un agente de señalamiento esencial que media un amplio rango de respuestas adaptativas de las plantas a estrés biótico y abiótico. Sin embargo, este elemento se encuentra de forma mineral en el suelo, por lo que su forma biodisponible usualmente es muy baja debido a factores como el cultivo intensivo, lixiviación, escurrimientos y la erosión del suelo, limitando el crecimiento de la planta y sus actividades fisiológicas. Diversos microorganismos son capaces de solubilizar el K mineral, haciéndolo disponible para las plantas, a través de la secreción de ácidos orgánicos que actúan como agentes quelantes para disolver la roca. De esta forma, el incremento de microorganismos con estas capacidades favorece el crecimiento y productividad de los cultivos (Meena *et al.*, 2016). Tanto el microbioma como las raíces de plantas juegan un papel crucial en la liberación del K⁺ no disponible de minerales (Raghavendra *et al.*, 2016). De acuerdo con Ruan et al. (2013), el nivel de potasio en la

biomasa radicular de las plantas y su absorción anual incrementa con la edad. Además, tal como reportaron otros autores (Marquez *et al.*, 2014; Mazzola *et al.*, 2014), la edad del cultivo influyó la composición de las comunidades bacterianas, en este caso las bacterias solubilizadoras de potasio.

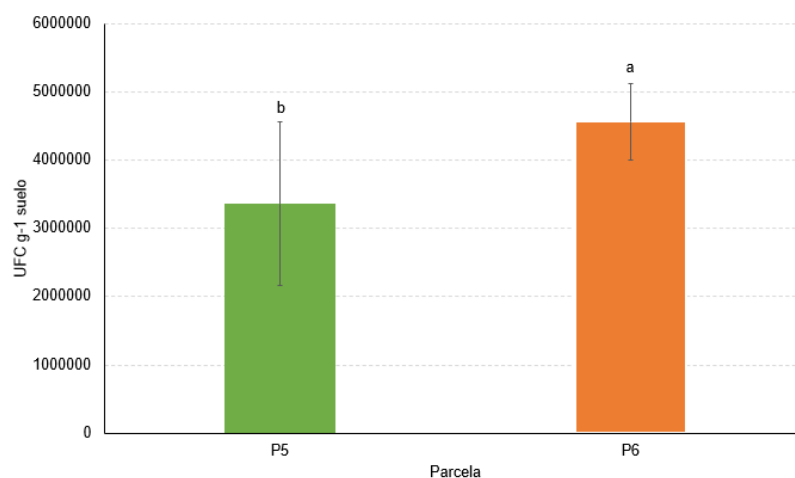


Figura 13. Conteo en placa de UFC solubilizadoras de potasio. Los valores en las columnas que presentan diferentes letras difieren significativamente entre tratamientos ($P \leq 0.05$) de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

Los árboles frutales perennes tienen una alta complejidad de interacciones en la rizósfera, donde múltiples elementos influyen la composición de las comunidades microbianas. La edad de la planta es uno de los principales factores que determinan el microbioma, tal como se vió en esta investigación. Otros factores importantes son el manejo y el entorno en constante cambio de las plantas. De esta forma, se han adoptado diferentes enfoques en las huertas para manipular el microbioma de una manera que favorezca el crecimiento y productividad de los frutales, como la inoculación de las raíces antes de la siembra con biofertilizantes, la aplicación de enmiendas orgánicas para amplificar selectivamente las comunidades microbianas de la rizósfera que favorezcan la nutrición o participen en el control de fitopatógenos (Mazzola *et al.*, 2014).

Dado lo anterior, la influencia de otros factores medioambientales y de calidad del suelo pudieran tener injerencia también en las variaciones en las poblaciones analizadas, por lo que se recomienda su estudio posterior.

ETAPA II. Aislamiento y selección de cepas bacterianas nativas con mayor potencial de solubilización de fósforo y potasio.

4.3 Selección de cepas solubilizadoras de potasio

Una vez que se identificó la presencia de bacterias solubilizadoras de potasio, de todas las cepas encontradas se seleccionaron 5 y se aislaron. De ellas, 3 pertenecen a la P5 y 2 a la P6. Al realizar la evaluación de su capacidad de solubilizar potasio a las 24 horas, las mejores cepas para solubilizar potasio fueron HP5-1, HP5-2 y HP5-3 (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.a**) ($F = 5.851$, $p = 0.001$). No obstante, a las 48 h las más eficientes fueron la HP5-2, HP5-3, HP6-1 y HP6-2 (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.b**) ($F = 4.662$, $p = 0.003$).

La capacidad de solubilizar potasio por diferentes microorganismos de la rizósfera ha sido ampliamente estudiada. Microorganismos como *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Acidithiobacillus ferrooxidans*, *Bacillus circulans*, *B. edaphicus*, *B. globisporus*, *B. mucilaginosus*, *B. subtilis*, *Burkholderia cepacia*, *Enterobacter hormaechei*, *Paenibacillus kribensis*, *P. mucilaginosus*, y *Aspergillus* spp. han sido reportados como excelentes solubilizadores de fosfatos, los cuales son amigables y seguros con el medio ambiente (Archana *et al.*, 2013; Verma *et al.*, 2017; Muthuraja y Muthukumar, 2021). De esta manera, este tipo de microorganismos pueden ser aplicados para hacer el K biodisponible en el suelo y, de esta forma, promover el crecimiento y desarrollo de los cultivos. Asimismo, el aislamiento, caracterización, diversidad y distribución de los microorganismos solubilizadores de potasio es mejor realizarlo con organismos endógenos, para desarrollar bioinoculantes microbianos eficientes de acuerdo a las condiciones del suelo donde se aplicarán, tal como en la presente investigación. De las

cinco cepas seleccionadas, al menos 4 presentaron el mejor nivel de solubilización de fosfato al término del ensayo.

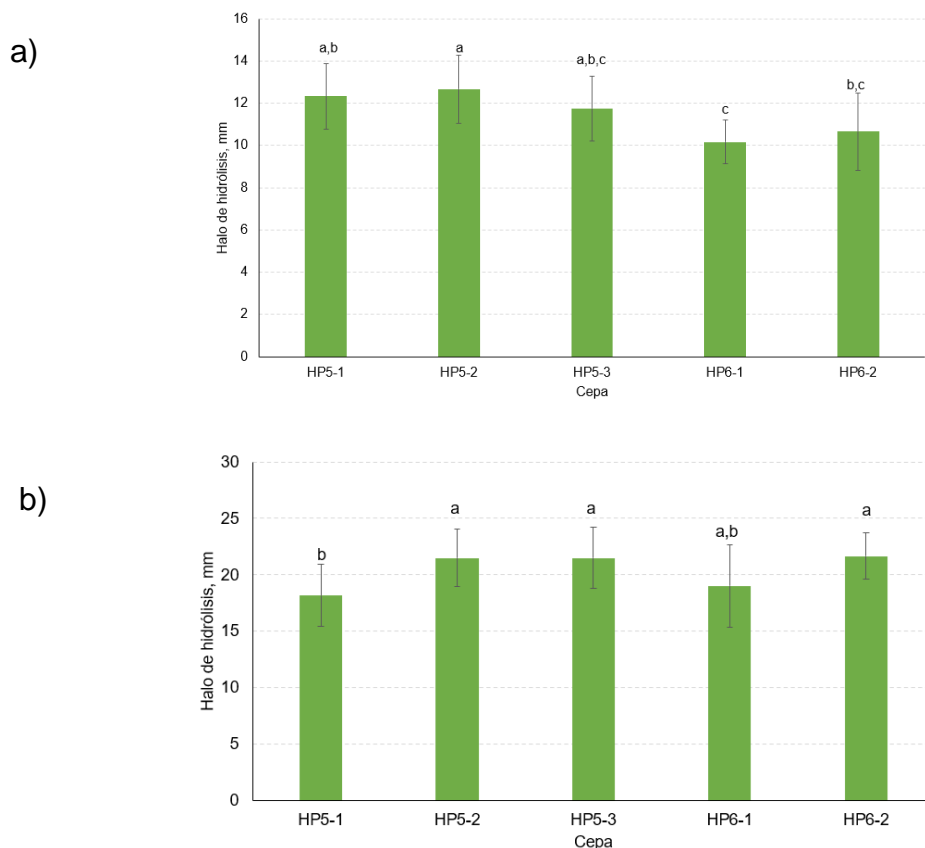


Figura 14. Capacidad de las cepas aisladas para solubilizar potasio a las 24 (a) y 48 h (b). Los valores en las columnas que presentan diferentes letras difieren significativamente entre tratamientos ($P \leq 0.05$) de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

4.4 Selección de cepas solubilizadoras de fosfatos.

Con la finalidad de contar con cepas bacterianas que tengan la capacidad de solubilizar tanto potasio como fosfatos, se usaron las cinco muestras de cepas con capacidad para solubilizar potasio y se colocaron en medio NBRIP (Figura 15). A los tres días, las cepas HP5-1, HP5-2 y HP6-1 mostraron la mayor capacidad de solubilizar fosfato (Figura 15a). A partir del sexto día, la cepa HP6-1 fue estadísticamente superior al resto de las bacterias evaluadas (Figura 15b y c) ($F = 2,495.528$, $p = 0.000$). Cabe mencionar que la cepa HP6-2 no mostró capacidad de solubilizar fosfato de calcio.

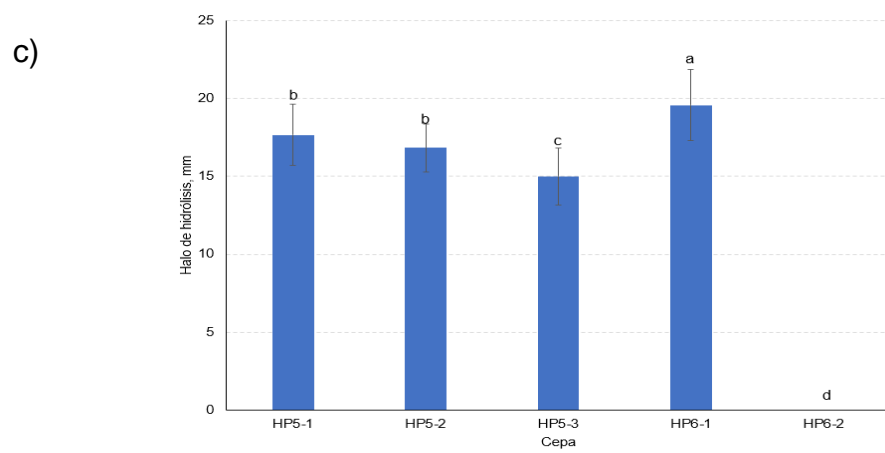
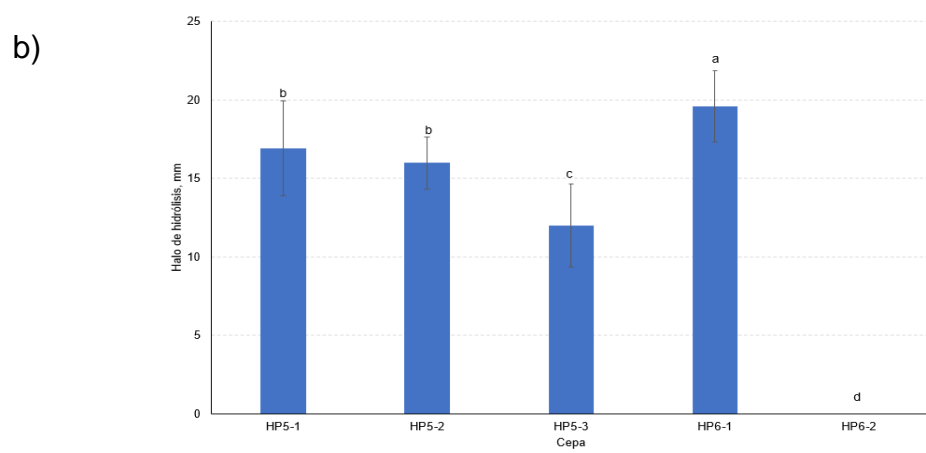
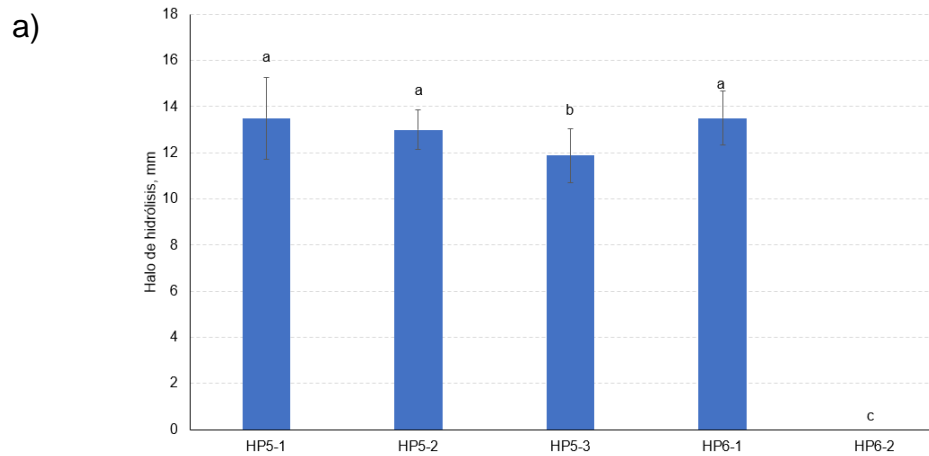


Figura 15. Evaluación de solubilización de fosfatos a los 3 (a); 6 (b) y 10 días (c). Los valores en las columnas que presentan diferentes letras difieren significativamente entre tratamientos ($P \leq 0.05$) de acuerdo con la prueba de Tukey al 95% de confianza.

El fósforo es otro de los mayores macronutrientes para el crecimiento de las plantas. Este elemento está presente de formas orgánicas e inorgánicas en el suelo y sólo aproximadamente el 0.1% de la reserva total de P en el suelo está disponible para las plantas (Zou *et al.*, 1992). Diversos microorganismos como bacterias, hongos y actinomicetos tienen la capacidad de transformar el P en el suelo a formas más biodisponibles a través de la solubilización y mineralización tanto de formas minerales como orgánicas (Billah *et al.*, 2019). Bacterias como *Acinetobacter*, *Pseudomonas*, *Massilia*, *Bacillus*, *Arthrobacter*, *Stenotrophomonas*, *Ochrobactrum* y *Cupriavidus* han sido identificadas como solubilizadores de fosfatos eficientes (Aliyat *et al.*, 2022).

Además, dado que los fosfatos pueden estar en diferentes formas, como fosfato de calcio en suelos alcalinos y fosfato de hierro y aluminio en suelos ácidos, Bashan *et al* (2012) recomiendan no utilizar una sola fuente de fosfato para evaluar el potencial de algún microorganismo para solubilizarlo, por lo que deben probarse las tres fuentes. De esta forma, no se puede descartar completamente la cepa HP6-2 y se recomienda evaluar posteriormente su eficiencia solubilizando fosfato de hierro y aluminio.

4.5 Identificación de la cepa seleccionada

Luego de definir que la cepa HP6-1 es la cepa con mayor potencial de promover el crecimiento vegetal por su capacidad de solubilizar fósforo y potasio, se realizó su caracterización morfológica.

4.6 Descripción macroscópica.

La cepa fue cultivada en agar nutritivo, donde se mostraron colonias de pequeñas a medianas de color blanco, lisas y brillantes a las 24 h. Luego de 48 h, las colonias comenzaron a tornarse color amarillo-verdoso, una característica propia de *Pseudomonas fluorescens*.



Figura 16. Caracterización macroscópica de la cepa HP6-2.

4.7 Descripción microscópica.

La morfología de la cepa seleccionada se confirmó mediante la tinción de Gram (Figura 17), donde se observaron cocobacilos Gram negativos.

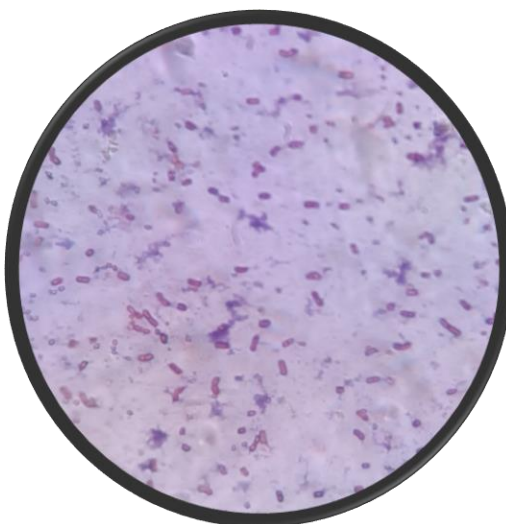


Figura 17. Caracterización microscópica de la cepa seleccionada HP6-2 mediante tinción de Gram a 100x.

Uno de los principales géneros bacterianos reportados como bacterias promotoras del crecimiento vegetal son las *Pseudomonas*, siendo *P. fluorescens* una de las más

importantes (David et al., 2018). Estas bacterias se caracterizan por ser cocobacilos Gram negativos, lo cual coincide con las características microscópicas encontradas en la cepa HP6-2. *P. fluorescens* se encuentran como saprófitos en el suelo, proliferando abundantemente en la superficie de las raíces, debido principalmente a su alta versatilidad metabólica que les permite utilizar diversos sustratos producidos por éstas, sin establecer una relación simbiótica con la planta. Esta especie bacteriana favorece la toma de agua y nutrientes por la planta, aumenta la disponibilidad de nutrientes como fósforo, además de producir fitohormonas reguladoras del crecimiento vegetal. Asimismo, esta cepa contribuye al control de fitopatógenos mediante mecanismos como la producción de sideróforos, así como la estimulación de resistencia sistémica inducida en la planta por la producción de ácido salicílico (Lukashe et al., 2019; Morales-Cerdeño et al., 2023; Suresh et al., 2022).

CONCLUSIONES

Para la región semidesértica en el Sur del estado de Coahuila, la presencia de cultivos como la higuera (*Ficus carica*) influencia la abundancia de bacterias y actinomicetos en el suelo rizosférico. Más aún, favorece la presencia de colonias de microorganismos benéficos en el suelo, las cuales promueven el crecimiento, desarrollo y reproducción de las plantas a partir del aumento en la disponibilidad de nutrientes esenciales como fósforo y potasio.

Además, se logró aislar una cepa con potencial para utilizarse como bioinoculante en suelos del norte árido de México para el cultivo de higueras, la cual tiene características morfológicas propias de *Pseudomonas*, uno de los principales géneros bacterianos identificados como bacterias promotoras del crecimiento vegetal. No obstante, es necesario realizar pruebas bioquímicas o identificación molecular para tener certeza de que se trata de este género.

Este trabajo de investigación constituye una herramienta que da certeza a quienes en un futuro decidan elaborar biofertilizantes más adecuados a las condiciones del suelo y necesidades de los cultivos, utilizando como insumos las cepas de los microorganismos provenientes del suelo de las mismas parcelas donde se apliquen dichos biofertilizantes. Con ello, podría contribuirse a disminuir la aplicación de fertilizantes químicos, reduciendo también la contaminación y los costos de producción.

LITERATURA CITADA

- Archana, D. S., Nandish, M. S., Savalagi, V. P., & Alagawadi, A. R. (2013). Characterization of potassium solubilizing bacteria (KSB) from rhizosphere soil. *Bioinfolet-A Quarterly Journal of Life Sciences*, 10(1b), 248-257.
- Adhikari, P., & Pandey, A. (2019). Phosphate solubilization potential of endophytic fungi isolated from *Taxus wallichiana* Zucc. roots. *Rhizosphere*, 9, 2-9.
- Aktar, W., Sengupta, D., & Chowdhury, A. (2009). Impact of pesticides use in agriculture: their benefits and hazards. *Interdisciplinary toxicology*, 2(1), 1-12.
- Alikhani, H. A., Saleh-Rastin, N., & Antoun, H. (2007). Phosphate solubilization activity of rhizobia native to Iranian soils. In *First international Meeting on microbial phosphate solubilization* (pp. 35-41). Springer Netherlands.
- Aliyat, F. Z., Maldani, M., El Guilli, M., Nassiri, L., & Ibijbjen, J. (2022). Phosphate-solubilizing bacteria isolated from phosphate solid sludge and their ability to solubilize three inorganic phosphate forms: Calcium, iron, and aluminum phosphates. *Microorganisms*, 10(5), 980.
- Arenas, R. (Ed.). (2014). *Micología médica ilustrada*. Mcgraw-Hill interamericana editores.
- Arrigoni, E., Antonielli, L., Pindo, M., Pertot, I., & Perazzolli, M. (2018). Tissue age and plant genotype affect the microbiota of apple and pear bark. *Microbiological research*, 211, 57-68.
- Asari, S., Tarkowská, D., Rolčík, J., Novák, O., Palmero, D. V., Bejai, S., & 2023. Soil Degradation and Restoration in Arid and Semi-Arid Regions. *Frontiers in Environmental Science*. <https://doi.org/10.3389/fenvs.2023.1307500>
- Barolo MI, Mostacero NR, López SN. *Ficus carica* L. (Moraceae): An ancient source of food and health. *Food Chemistry*. 2014;164:119-127.
- Bashan, Y., Kamnev, A. A., & de-Bashan, L. E. (2013). Tricalcium phosphate is inappropriate as a universal selection factor for isolating and testing phosphate-solubilizing bacteria that enhance plant growth: a proposal for an alternative procedure. *Biology and fertility of soils*, 49(4), 465-479.

- Becerra-Sanabria, L. A., S. L. Navia-de Mosquera y C. E. Núñez-López. 2007. Efecto de niveles de fósforo y potasio sobre el rendimiento del cultivar 'Criolla Guaneña' en el departamento de Nariño. *Revista Latinoamericana de la Papa* 14 (1): 51-60.
- Berde, C. V., Gawde, S. S., & Berde, V. B. (2021). Potassium solubilization: Mechanism and functional impact on plant growth. *Soil Microbiomes for Sustainable Agriculture: Functional Annotation*, 133-148.
- Billah, M., Khan, M., Bano, A., Hassan, T. U., Munir, A., & Gurmani, A. R. (2019). Phosphorus and phosphate solubilizing bacteria: Keys for sustainable agriculture. *Geomicrobiology Journal*, 36(10), 904-916.
- Biondi, A., Mommaerts, V., Smagghe, G., Viñuela, E., Zappalà, L., and Desneux, N. (2012). The non-target impact of spinosyns on beneficial arthropods. *Pest Manag. Sci.* 68, 1523–1536. doi: 10.1002/ps.3396
- Bodenhausen, N., Bortfeld-Miller, M., Ackermann, M., & Vorholt, J. A. (2014). A synthetic community approach reveals plant genotypes affecting the phyllosphere microbiota. *PLoS genetics*, 10(4), e1004283.
- Boyanova, L. (2018). Direct Gram staining and its various benefits in the diagnosis of bacterial infections. *Postgraduate medicine*, 130(1), 105-110.
- Mohamed Al-Ashkar, N. (2013). Estudio etnobotánico de la provincia de Mtruh (Egipto). Tesis Doctoral. Universidad Complutense de Madrid. <https://hdl.handle.net/20.500.14352/37455>
- Chakraborty, B. N., Chakraborty, U., Saha, A., Sunar, K., & Dey, P. L. (2010). Evaluation of phosphate solubilizers from soils of North Bengal and their diversity analysis. *World Journal of Agricultural Sciences*, 6(2), 195-200.
- Chen Y.P, P.D.Rekha P.D., Arun A.B. Shen F.T., Lai W.A.,Young C.C.2005 Phosphate solubilizing bacteria from subtropical soil and their tricalcium phosphate solubilizing abilities *Applied Soil Ecology* Volume 34, Issue 1, November 2006, Pages 33-41.
- Coats, V. C., & Rumpho, M. E. (2014). The rhizosphere microbiota of plant invaders: an overview of recent advances in the microbiomics of invasive plants. *Frontiers in microbiology*, 5, 98386.
- Corrales L, Sánchez L, Arévalo Z, Moreno V. 2014. Bacillus: género bacteriano que demuestra ser un importante solubilizador de fosfato. *NOVA*. 12(21):165-178.

- Cuervo Osorio, V. D. (2010). Abonos orgánicos como insumo de nutrición vegetal en un sistema hidropónico alternativo.
- David, B. V., Chandrasehar, G., & Selvam, P. N. (2018). *Pseudomonas fluorescens*: a plant-growth-promoting rhizobacterium (PGPR) with potential role in biocontrol of pests of crops. In *Crop improvement through microbial biotechnology* (pp. 221-243). Elsevier.
- Elliott, L. F., & Lynch, J. M. (1995). The International Workshop on Establishment of Microbial Inocula in Soils: Cooperative Research Project on Biological Resource Management of the Organization for Economic Cooperation and Development (OECD). *American Journal of Alternative Agriculture*, 10(2), 50-73.
- Enciclopedia Práctica de la Agricultura y la Ganadería. 2006. Edit. Océano. ISBN 13: 978-84-494-1411-4. Barcelona, España.
- Escorcía Gutiérrez, L. N. (2017). Caracterización nutrimental del cultivo de higo (*Ficus carica* L) en producción intensiva bajo invernadero.
- Estok, D., Freedman, B., & Boyle, D. (1989). Effects of the herbicides 2, 4-D, glyphosate, hexazinone and triclopyr on the growth of three species of ectomycorrhizal fungi.
- Fabra A, Duff ard R, and Evangelista DDA. (1997). Toxicity of 2,4-dichlorophen-oxyacetic acid in pure culture. *Bulletin of Enviromental Contamiation and Toxicology* 59: 645–652
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura).
- FAOSTAT. (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2023.
- Fernandez, M. C., & Rubio, G. (2015). Root morphological traits related to phosphorus-uptake efficiency of soybean, sunflower, and maize. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 178(5), 807-815.
- Flaishman, M. A., Rodov, V., & Stover, E. (2008). The fig: botany, horticulture, and breeding.
- Flores, J. B., Corral, F. J. W., Félix, F. R., Hernández-Montiel, L. G., Reyes-Pérez, J. J., & Rueda-Puente, E. O. (2016). Halobacterias promotoras del crecimiento vegetal en *Brassica oleracea* en el noroeste de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, (17), 3509-3519.

- Flores-Mora, D. M., & Jiménez-Bonilla, V. (2007). Desarrollo del cultivo del higo (*Ficus carica*) para consumo fresco y procesado, como una alternativa de diversificación para el sector agrícola.
- Frampton, G. K., Jänsch, S., Scott-Fordsmand, J. J., Römbke, J., & Van den Brink, P. J. (2006). Effects of pesticides on soil invertebrates in laboratory studies: a review and analysis using species sensitivity distributions. *Environmental Toxicology and Chemistry: An International Journal*, 25(9), 2480-2489.
- Friedrich, S., N.P. Platonova, G.I. Karavaiko, E. Stichel and F. Glombitza, 1991. Chemical and microbiological solubilization of silicates. *Acta Biotechnologica*, Vol 11: pp 187-196.
- Gaaliche, B., Ladhari, A., Zarrelli, A., & Mimoun, M. B. 2019. Impact of foliar potassium fertilization on biochemical composition and antioxidant activity of fig (*Ficus carica* L.). *Scientia horticulturae*, 253, 111-119.
- Gao, C., El-Sawah, A. M., Ali, D. F. I., Alhaj Hamoud, Y., Shaghaleh, H., & Sheteiwy, M. S. (2020). The integration of bio and organic fertilizers improve plant growth, grain yield, quality and metabolism of hybrid maize (*Zea mays* L.). *Agronomy*, 10(3), 319. doi.org/10.3390/agronomy10030319
- Kalayu, G. (2019). Phosphate solubilizing microorganisms: promising approach as biofertilizers. *International Journal of Agronomy*, 2019, 1-7.
- Golombek, S. D., & Lüdders, P. (1990). Gas exchange of *Ficus carica* in response to salinity. In *Plant Nutrition—Physiology and Applications: Proceedings of the Eleventh International Plant Nutrition Colloquium*, 30 July–4 August 1989, Wageningen, The Netherlands (pp. 487-493). Springer Netherlands.
- González-Mancilla, A., Rivera-Cruz, M. D. C., Ortiz-García, C. F., Almaraz-Suárez, J. J., Trujillo-Narcía, A., & Cruz-Navarro, G. (2013). Uso de fertilizantes orgánicos para la mejora de propiedades químicas y microbiológicas del suelo y del crecimiento del cítrico Citrange troyer. *Universidad y ciencia*, 29(2), 123-139.
- Grajeda Cabrera, Oscar Arath; Diaz Franco, Arturo; Peña Cabrales, Juan José; Vera Nuñez José Antonio. (2012). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(6), 1271-1274.

- Grobelak, A., Napora, A., Kacprzak, M. (2015). Using plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) to improve plant growth. *Ecological Engineering*, 84, 22-28.
- Gunstone, T., Cornelisse, T., Klein, K., Dubey, A., & Donley, N. (2021). Pesticides and soil invertebrates: A hazard assessment. *Frontiers in Environmental Science*, 9, 122
- Higos & Figs. (2017). Primer Portal del Mundo del Higo y la Higuera. Tema: El higo, elegido "Sabor del Año 2018". <https://higosandfigs.com/2017/12/18/el-higo-elegido-sabor-del-ano-2018/>
- Ibarra-Galeana, J.A., Castro-Martínez, C., Fierro-Coronado, R.A. 2017. Characterization of phosphate-solubilizing bacteria exhibiting the potential for growth promotion and phosphorus nutrition improvement in maize (*Zea mays* L.) in calcareous soils of Sinaloa, Mexico. *Annals of Microbiology* 67, 801–811.
- Igbedioh, S. O. (1991). Effects of agricultural pesticides on humans, animals, and higher plants in developing countries. *Archives of Environmental Health: An International Journal*, 46(4), 218-224.
- Jiménez Ballesta R., 2017. Introducción a la contaminación de suelos. Ediciones Mundi-Prensa.
- Knoester, M., Van Loon, L. C., Van Den Heuvel, J., Hennig, J., Bol, J. F., & Linthorst, H. J. (1998). Ethylene-insensitive tobacco lacks nonhost resistance against soil-borne fungi. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 95(4), 1933-1937.
- Leff, J. W., Del Tredici, P., Friedman, W. E., & Fierer, N. (2015). Spatial structuring of bacterial communities within individual *Ginkgo biloba* trees. *Environmental microbiology*, 17(7), 2352-2361.
- Lian, B. F. P. Q., Fu, P. Q., Mo, D. M., & Liu, C. Q. (2002). A comprehensive review of the mechanism of potassium releasing by silicate bacteria. *Acta Mineral Sin*, 22(2), 179-183.
- Lukashe, N. S., Mupambwa, H. A., Green, E., & Mnkeni, P. N. S. (2019). Inoculation of fly ash amended vermicompost with phosphate solubilizing bacteria (*Pseudomonas fluorescens*) and its influence on vermi-degradation, nutrient release and biological activity. *Waste management*, 83, 14-22.
- Kelley, W. D., & South, D. B. (1978). In vitro effects of selected herbicides on growth of mycorrhizal fungi.

- Malvi, U. R. (2011). Interaction of micronutrients with major nutrients with special reference to potassium. *Karnataka Journal of Agricultural Sciences*, 24(1).
- Marques, J. M., da Silva, T. F., Vollu, R. E., Blank, A. F., Ding, G. C., Seldin, L., & Smalla, K. (2014). Plant age and genotype affect the bacterial community composition in the tuber rhizosphere of field-grown sweet potato plants. *FEMS microbiology ecology*, 88(2), 424-435.
- Martens DA and Bremner JM. (1993). Influence of herbicides on transformations of urea nitrogen in soil. *J Environ Sci Health B* 28: 377–395
- Mawa, S., Husain, K., & Jantan, I. (2013). *Ficus carica* L.(Moraceae): phytochemistry, traditional uses and biological activities. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2013.
- Mazzola, M. (1998). Elucidation of the microbial complex having a causal role in the development of apple replant disease in Washington. *Phytopathology*, 88(9), 930-938.
- Mazzola, M., & Hewavitharana, S. S. (2019). in understanding tree fruit–rhizosphere microbiome relationships for enhanced plant health. *Advances in understanding tree fruit–rhizosphere microbiome relationships for enhanced plant health*. 3-29.
- Meena, V. S., Maurya, B. R., Verma, J. P., & Meena, R. S. (Eds.). (2016). *Potassium solubilizing microorganisms for sustainable agriculture* (Vol. 331). New Delhi: Springer.
- Meijer, J. 2016. Analysis of plant growth-promoting properties of *Bacillus amyloliquefaciens* UCMB5113 using *Arabidopsis thaliana* as host plant. *Planta*, 245(1), 15–30.
- Mendes, R., Garbeva, P., Raaijmakers, J.M. 2013. The rhizosphere microbiome: significance of plant beneficial, plant pathogenic, and human pathogenic microorganisms. *FEMS microbiology reviews*, 37(5), 634-663.
- Mendoza Páez, V. M. (2018). *Acumulación y absorción de nutrimentos en el cultivo de la higuera Ficus carica L. CV. Netzahualcóyotl en sistemas de producción intensivos* (Master's thesis).
- Morales-Cedeño, L. R., Barajas-Barrera, I. A., Parra-Cota, F. I., Valenzuela-Ruiz, V., de los Santos-Villalobos, S., Loeza-Lara, P. D., ... & Santoyo, G. (2023). Evaluation of

- Biocontrol Potential of *Bacillus* spp. and *Pseudomonas fluorescens* UM270 against Postharvest Fungal Pathogens. *Microbiology Research*, 14(4), 1511-1523.
- Muthuraja, R., & Muthukumar, T. (2021). Isolation and characterization of potassium solubilizing *Aspergillus* species isolated from saxum habitats and their effect on maize growth in different soil types. *Geomicrobiol. J*, 38, 672-685.
- Mursyida, Eliya; Rachmania Mubarik, Nisa; and Tjahjoleksono, Aris., 2015. Selection and identification of phosphate-potassium solubilizing bacteria from the area around the limestone mining in Cirebon Quarry. *Research Journal of Microbiology* Vol 10 (6): pp 270-279.
- Nautiyal, C. S. (1999). An efficient microbiological growth medium for screening phosphate solubilizing microorganism. *FEMS Microbiol Letters* 170(1), 265-270.
- Nosrati, R., Owlia, P., Saderi, H., Rasooli, I., & Malboobi, M. A. (2014). Phosphate solubilization characteristics of efficient nitrogen fixing soil *Azotobacter* strains. *Iranian journal of microbiology*, 6(4), 285.
- Olaniyan, F. T., Alori, E. T., Adekiya, A. O., Ayorinde, B. B., Daramola, F. Y., Osemwegie, O. O., & Babalola, O. O. (2022). The use of soil microbial potassium solubilizers in potassium nutrient availability in soil and its dynamics. *Annals of Microbiology*, 72(1), 45.
- Park, K.H., C.Y. Lee, H.J. Son. 2009. Mechanism of insoluble phosphate solubilization by *Pseudomonas fluorescens* RAF15 isolated from ginseng rhizosphere and its plant growth-promoting activities. *Lett. Appl. Microbiol.*, 49, 222-228.
- Pell M, Stenberg B, and Torstensson L. (1998). Potential denitrification and nitrification tests for evaluation of pesticide effects in soil. *Ambio* 27: 24–28.
- Petrovic, B., Sękara, A., & Pokluda, R. (2020). Biofertilizers enhance quality of onion. *Agronomy*, 10(12), 1937. doi.org/10.3390/agronomy10121937
- Prabhu, N., Borkar, S., & Garg, S. (2019). Phosphate solubilization by microorganisms: overview, mechanisms, applications and advances. *Advances in biological science research*, 161-176.
- Ormeño, M.A., Maldonado, J.E., González, M. et al. Evaluation of a Red Grape Marc Extract as a Natural Nitrification Inhibitor and its Effect on Soil Bacterial Community. *J Soil Sci Plant Nutr* 23, 2708–2722.

- Osman, S.M. and I.E. Abd El-Rhman. 2010. Effect of Organic and Bio N-fertilization on Growth, Productivity of Fig Tree (*Ficus Carica*, L.). *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences*, 6(3): 3195-328.
- Pandey, D., Kehri, H. K., Zoomi, I., Singh, U., Chaudhri, K. L., & Akhtar, O. (2020). Potassium solubilizing microbes: diversity, ecological significances and biotechnological applications. *Plant microbiomes for sustainable agriculture*, 263-286.
- Pineda, R., & Yocabet, N. (2021). Estrategia de gestión para la red de valor-higo. Tesis doctoral, Universidad Autónoma Chapingo. <https://repositorio.chapingo.edu.mx/server/api/core/bitstreams/f4297aad-5639-444d-9906-733b0cad23b8/content>
- Puglisi, E. (2012). Response of microbial organisms (aquatic and terrestrial) to pesticides. *EFSA Support. Publ.* 9:359E.
- Raaijmakers, J. M., Paulitz, T. C., Steinberg, C., Alabouvette, C., & Moëgne-Loccoz, Y. (2009). The rhizosphere: a playground and battlefield for soilborne pathogens and beneficial microorganisms. *Plant and Soil*, 321, 341-361.
- Raghavendra, M.P., Chandra Nayaka, S., Nuthan, B.R. (2016). Role of Rhizosphere Microflora in Potassium Solubilization. In: Meena, V., Maurya, B., Verma, J., Meena, R. (eds) *Potassium Solubilizing Microorganisms for Sustainable Agriculture*. Springer, New Delhi. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2776-2_4
- Ramírez, L. C. C., & Leal, L. C. S. (2005). Evaluación de la congelación para conservación de especies autóctonas bacterianas. *Nova*, 3(4), 21-29.
- Ramírez Jiménez, E. (2016). Evaluación de diferentes métodos de extracción de DNA metagenómico de la rizósfera de *Moringa oleífera*. <http://repositorio.digital.tuxtla.tecnm.mx/xmlui/handle/123456789/3292>
- Rawat, P., Das, S., Shankhdhar, D., & Shankhdhar, S.C. (2021). Phosphate-solubilizing microorganisms: mechanism and their role in phosphate solubilization and uptake. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition* 21:49-68
- Rehm, G., & Schmitt, M. (2002). Potassium for crop production. *Retrieved February, 2, 2011.*

- Römbke, J., Schmelz, R. M., and Pélosi, C. (2017). Effects of organic pesticides on enchytraeids (*Oligochaeta*) in agroecosystems: laboratory and higher-tier tests. *Front. Environ. Sci.* 5:20.
- Rosli, N. M., Ashari, K. I. A. H., & Azmi, N. S. A. (2020). Isolation and preliminary screening of endophytic fungi from *Ficus carica* for biocontrol and phosphate solubilization. *Environ Ecosyst Sci*, 4(2), 77-84.
- Ruan, J., Ma, L., & Shi, Y. (2013). Potassium management in tea plantations: Its uptake by field plants, status in soils, and efficacy on yields and quality of teas in China. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 176(3), 450-459.
- Santos A. and Flores M. (1995). Effects of glyphosate on nitrogen fixation of free-living heterotrophic bacteria. *Lett Appl Microbiol* 20: 349–352.
- Savonen C. (1997). Soil microorganisms object of new OSU service. *Good Fruit Grower*. <http://www.goodfruit.com/archive/1995/6other.html>.
- Schütz, L., Gattinger, A., Meier, M., Müller, A., Boller, T., Mäder, P., & Mathimaran, N. (2018). Improving crop yield and nutrient use efficiency via biofertilization—A global meta-analysis. *Frontiers in plant science*, 8, 2204. doi.org/10.3389/fpls.2017.02204
- SIAP. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2019.
- Soliman, S. S., Alebidi, A. I., Al-Obeed, R. S., & Al-Saif, A. M. 2018. Effect of potassium fertilizer on fruit quality and mineral composition of fig (*Ficus carica* L. cv. Brown Turkey). *Pak. J. Bot*, 50(5), 1753-1758.
- Soto Cañas, M. F., & Ocampo Castaño, V. H. (2016). Diagnóstico de los suelos restaurados del relleno sanitario " la Glorita".
- Suresh, P., Shanmugaiyah, V., Rajagopal, R., Muthusamy, K., & Ramamoorthy, V. (2022). *Pseudomonas fluorescens* VSMKU3054 mediated induced systemic resistance in tomato against *Ralstonia solanacearum*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 119, 101836.
- TRADE MAP (Trade Statistics for International Business Development). International Trade Centre. Información 2021. <https://www.trademap.org/index.aspx>
- Ullman W.J., Kirchman D.L., Welch S.A. (1996): Laboratory evidence for microbially mediated silicate mineral dissolution in nature. *Chemical Geology.*, 132: 11–17.
- Venturi V. and Keel C. 2016. Signaling in the rhizosphere. *Trends Plant Sci*.

21: 187-198.

Verma, P., Yadav, A. N., Khannam, K. S., Saxena, A. K., & Suman, A. (2017). Potassium-solubilizing microbes: diversity, distribution, and role in plant growth promotion. *Microorganisms for green revolution: Volume 1: Microbes for sustainable crop production*, 125-149.

Vinson, J.A. 1999. The functional food properties of figs.

Wang, K., Li, J., Zhou, Z., & Zhang, X. J. (Eds.). (2023). *Soil degradation and restoration in arid and semi-arid regions*. Frontiers Media SA.

Wani, S. P., & Lee, K. K. (1995). Microorganisms as biological inputs for sustainable agriculture. *Organic agriculture*, 39-76.

Williams, T. R., Moyne, A. L., Harris, L. J., & Marco, M. L. (2013). Season, irrigation, leaf age, and *Escherichia coli* inoculation influence the bacterial diversity in the lettuce phyllosphere. *PLoS one*, 8(7), e68642.

Wood, T. J., & Goulson, D. (2017). The environmental risks of neonicotinoid pesticides: a review of the evidence post 2013. *Environmental Science and Pollution Research*, 24, 17285-17325.

Yadav, A. N. (2022). Phosphate-solubilizing microorganisms for agricultural sustainability. *Journal of Applied Biology and Biotechnology*, 10(3), 1-6.

Yang, J., Kloepper, J. W., & Ryu, C. M. (2009). Rhizosphere bacteria help plants tolerate abiotic stress. *Trends in Plant Science*, 14(1), 1-4.

Zambrano-Mendoza, J. L., Sangoquiza-Caiza, C. A., Campaña-Cruz, D. F., & Yáñez-Guzmán, C. F. (2021). Use of biofertilizers in agricultural production. *Technology in agriculture*, 193.

Zou, X., Binkley, D., & Doxtader, K. G. (1992). A new method for estimating gross phosphorus mineralization and immobilization rates in soils. *Plant and Soil*, 147, 243-250.