

Bioinoculantes fúngicos: efecto de diferentes fuentes de carbono sobre la disponibilidad de fósforo y el crecimiento de plantas de jitomate

Fungal bioinoculants: effect of different carbon sources on phosphorus availability and tomato plant growth

Rosa María Arias-Mota^{1*} , Nohemi Orozco-Domínguez² , Yadeneyro de la Cruz-Elizondo³ ,
Yamel del Carmen Perea-Rojas⁴ 

¹ Instituto de Ecología A.C., km 2.5 antigua carretera a Coatepec 361, Congregación el Haya, 91073, Xalapa, Veracruz, México.

² Universidad Veracruzana, Facultad de Ciencias Agrícolas, circuito Gonzalo Aguirre Beltrán s/n, Zona Universitaria, 91000, Xalapa, Veracruz, México.

³ Universidad Veracruzana, Facultad de Biología, circuito Gonzalo Aguirre Beltrán s/n, Zona Universitaria, 91000, Xalapa, Veracruz, México.

⁴ Universidad Veracruzana, Centro de Investigación en Micología Aplicada, Doctorado en Micología Aplicada, Médicos 5, unidad habitacional del Bosque, 91010, Xalapa, Veracruz, México.

*Autor para correspondencia: rosa.arias@inecol.mx

Fecha de recepción:
7 de diciembre de 2024

Fecha de aceptación:
5 de marzo de 2026

Disponible en línea:
2 de junio de 2026

Este es un artículo en acceso abierto que se distribuye de acuerdo a los términos de la licencia Creative Commons.



**Reconocimiento-
NoComercial-
CompartirIgual 4.0
Internacional
(CC BY-NC-SA 4.0)**

Cómo citar:
Arias-Mota, R. M.,
Orozco-Domínguez, N.,
Cruz-Elizondo, Y. de la,
Perea-Rojas, Y. del C. (2026).
Bioinoculantes fúngicos:
efecto de diferentes
fuentes de carbono sobre la
disponibilidad de fósforo
y el crecimiento de plantas
de jitomate. *Acta Agrícola
y Pecuaria*, 12, e0121024.
https://doi.org/10.30973/
aap/2026.12.0121024

RESUMEN

Los hongos solubilizadores de fósforo representan una alternativa sostenible para mejorar la disponibilidad de este nutriente en sistemas agrícolas. El objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de hongos solubilizadores de fósforo y diferentes fuentes de carbono sobre la disponibilidad de fósforo, la actividad fosfatasa y el crecimiento de plantas de jitomate en invernadero. Se observó una interacción significativa entre las cepas fúngicas y las fuentes de carbono en la concentración de fósforo soluble, la actividad de fosfatasa ácida y el crecimiento vegetal. La mayor solubilización de fósforo se obtuvo con *Aspergillus niger* y arabinosa, mientras que la mayor actividad fosfatasa se registró con el consorcio *A. niger-Penicillium brevicompactum* y glucosa. Las plantas inoculadas mostraron incrementos de hasta 48 % en altura y 125 % en peso seco. Los resultados evidencian el potencial de combinaciones específicas hongo-carbono para mejorar la nutrición fosfatada de manera sostenible.

PALABRAS CLAVE

Hongos solubilizadores de fósforo, fosfato de calcio, glucosa, fructosa, arabinosa.

ABSTRACT

Phosphate-solubilizing fungi represent a sustainable alternative for improving the availability of this nutrient in agricultural systems. The objective of this study was to evaluate the effect of phosphate-solubilizing fungi and different carbon sources on phosphorus availability, phosphatase activity, and the growth of tomato plants under greenhouse conditions. A significant interaction was observed between fungal strains and carbon sources regarding soluble phosphorus concentration, acid phosphatase activity, and plant growth. The highest phosphorus solubilization was obtained with *Aspergillus niger* and arabinose, whereas the highest phosphatase activity was recorded with the *A. niger-Penicillium brevicompactum* consortium and glucose. Inoculated plants showed increases of up to 48 % in height and 125 % in dry weight. These results demonstrate the potential of specific fungus-carbon source combinations to sustainably improve phosphorus nutrition.

KEYWORDS

Phosphate solubilizing fungi, calcium phosphate, glucose, fructose, arabinose.

INTRODUCCIÓN

En el suelo existen microorganismos benéficos, entre estos se encuentran los hongos solubilizadores de fósforo (HSF), los cuales tienen la capacidad de transformar el fósforo insoluble a soluble y dejarlo disponible para las plantas (Fatima et al., 2022). El fósforo es un nutriente clave para la productividad agrícola; aunque esté presente en alta concentración en la mayoría de los suelos, una gran parte se encuentra inaccesible. Los mecanismos para la transformación de fósforo por acción de los hongos incluyen la mineralización por producción de enzimas fosfatasa y fitasas, además de la solubilización por medio de la producción de ácidos orgánicos que actúan como agentes quelantes de los cationes asociados a los fosfatos insolubles (calcio, hierro y aluminio) (Rasul et al., 2021). La mayor actividad de fosfatasas se encuentra en la rizosfera, debido a que son producidas por los microorganismos rizosféricos como los hongos saprobios, micorrízicos arbusculares o por las raíces de las plantas cuando estas se encuentran en déficit de este elemento (Meng et al., 2024). La solubilización y la mineralización se ven influenciadas por factores como el pH en el suelo, el contenido de materia orgánica, iones en el suelo, la cantidad de fósforo disponible, procesos metabólicos y nutrientes o elementos como el carbono, potasio, magnesio, azufre y nitrógeno, entre otros, que son esenciales para el desarrollo y productividad de los microorganismos (Islam et al., 2024).

La inoculación de HSF es una técnica con gran potencial como biofertilizantes. Se ha reportado que a través de la inoculación de HSF se incrementa el rendimiento de cultivos como el arroz (*Oryza sativa* L.), café (*Coffea arabica* L.), soya [*Glycine max* (L.) Merr.], frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y árbol del caucho [*Hevea brasiliensis* (Willd. ex A.Juss.) Müll. Arg.] (Arias et al., 2023; Bononi et al., 2020; Elias et al., 2016; Hussain et al., 2024; Promwee et al., 2014; Unnikrishnan & Binitha, 2024). Otros estudios muestran, además, un mayor desarrollo y productividad de las plantas con el uso de mezclas o consorcios de HSF (Perea Rojas et al., 2019). La producción comercial exitosa de hortalizas como el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) requiere de una alta fertilización orgánica e inorgánica que provea los nutrimentos necesarios para un crecimiento adecuado del cultivo y así obtener un

rendimiento apropiado y con buena calidad de producto para que cumpla con los requisitos del mercado. Sin embargo, el uso desmedido de fertilizantes incrementa los costos de producción, además que ocasiona la lixiviación de nutrimentos que se deriva en contaminación de los mantos acuíferos. En los últimos años, ha aumentado la tendencia hacia la agricultura sostenible, y el uso de HSF constituye una alternativa plausible para mejorar la fertilidad de los agroecosistemas y, de esta forma, reducir el uso de fertilizantes minerales que no solo causan contaminación ambiental, sino también representan un gasto adicional para el agricultor (Fu et al., 2024).

Diversos estudios han demostrado que la eficiencia de estos microorganismos puede verse influida por factores como el tipo de cepa, las condiciones del suelo y la disponibilidad de fuentes de carbono. Las fuentes de carbono externas pueden estimular la actividad metabólica de los HSF, favoreciendo la producción de metabolitos responsables de la movilización del fósforo (Islam et al., 2024). No obstante, persisten vacíos de conocimiento sobre la manera en que distintas fuentes de carbono influyen en la actividad metabólica de cepas fúngicas específicas y en su efecto combinado sobre el desarrollo vegetal. Por ello, el objetivo del presente estudio fue evaluar el efecto de cepas de HSF y diversas fuentes de carbono sobre la disponibilidad de fósforo, la actividad fosfatasa y el crecimiento de plantas de jitomate bajo condiciones de invernadero.

MATERIALES Y MÉTODOS

En primer lugar, se llevó a cabo la propagación de dos cepas de HSF, *Aspergillus niger* y *Penicillium brevicompactum* en cajas Petri de 100 mm × 60 mm con medio de cultivo papa dextrosa agar. Las cajas fueron incubadas (incubadora BLUE M® Blue M Electric Company, Illinois, Estados Unidos) a 25 °C durante 15 días, con el fin de obtener un crecimiento óptimo y una alta esporulación. Las cepas utilizadas forman parte de la colección del Laboratorio de Micología Aplicada del Instituto de Ecología, las cuales fueron previamente aisladas de suelos de la región centro del estado de Veracruz, México, y seleccionadas por su alta capacidad para solubilizar fosfato tricálcico.

Para preparar los inóculos, se realizó el raspado de esporas de cada cepa utilizando una espátula

estéril (Drigalski, Sigma-Aldrich®, St. Louis, Estados Unidos). Las esporas recolectadas se suspendieron en 10 mL de solución Inex A, y se procedió a realizar un conteo en una cámara de Neubauer bajo microscopio compuesto (Nikon ECLIPSE 80i® Nikon Corporation, Tokio, Japón). La concentración final se ajustó a 1×10^8 UFC·mL⁻¹, siguiendo el protocolo propuesto por Souchie et al. (2010).

Por otra parte, las semillas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) se extrajeron de frutos orgánicos adquiridos comercialmente en Walmart® (Walmart de México, Ciudad de México, México). Debido a su origen comercial, no se contó con información específica sobre el cultivar. Estas se desinfectaron con una solución comercial de Cloralex® (Grupo AlEn, Nuevo León, México) al 50 % durante 15 minutos y posteriormente se germinaron. Las plántulas con una semana de haber germinado se trasplantaron a macetas de 250 g que contenían una mezcla estéril de arena y perlita (1:1, v/v). A cada plántula se le adicionó 0.125 g de fosfato tricálcico como fuente insoluble de fósforo, así como 0.5 g·L⁻¹ de cada una de las siguientes fuentes de carbono: glucosa, fructosa o arabinosa, aplicadas de forma independiente.

La inoculación con las cepas de HSF (*A. niger*, *P. brevicompactum*) se realizó mediante la aplicación directa de la suspensión (1×10^8 UFC·mL⁻¹) sobre el sistema radicular, utilizando una micropipeta (Velaquín Accumax OH62975, Científica VelaQuín®, Ciudad de México, México).

Se utilizó un diseño factorial completamente al azar con dos factores: 1) inoculación fúngica y 2) fuente de carbono. Cada factor presentó cuatro niveles. El factor inoculación incluyó *Aspergillus niger*, *Penicillium brevicompactum*, consorcio (*A. niger* + *P. brevicompactum*) y un tratamiento sin hongo. El factor fuente de carbono incluyó glucosa, fructosa, arabinosa y un tratamiento sin carbono. La combinación de ambos factores generó 16 tratamientos con tres repeticiones cada uno. Las plantas se mantuvieron en condiciones de invernadero durante dos meses. Semanalmente, se les aplicaron 25 mL de solución nutritiva de Hewitt sin fósforo (Hewitt, 1969), la cual ha sido ampliamente utilizada en estudios de nutrición vegetal bajo condiciones controladas. Al término del periodo experimental, se evaluaron las siguientes variables: altura y peso seco de la parte aérea de las plantas; contenido de fósforo

soluble en el sustrato, y actividad de fosfatasa ácida en el sustrato y en las raíces.

El fósforo soluble en el sustrato se determinó mediante la técnica de Bray & Kurtz (1945), mientras que la actividad de fosfatasa ácida se evaluó utilizando el método de Tabatabai & Bremner (1969). La altura de las plantas se midió con una regla métrica desde el cuello de la raíz hasta el meristemo apical. Posteriormente, la parte aérea se secó durante 48 h a 60 °C y se pesó en una balanza analítica (Figura 1).

Medición de fósforo soluble en el sustrato

La determinación del fósforo soluble en el sustrato se realizó con la técnica de Bray & Kurtz (1945). Para ello, se pesaron 1.2 g de sustrato y se añadieron 10 mL de la solución extractante compuesta por fluoruro de amonio 0.03 N, ácido clorhídrico y agua destilada. Los extractos obtenidos se filtraron con papel filtro Whatman® (Soluciones Analíticas Integrales, Tlaquepaque, México) No. 42. A continuación, se tomó una alícuota de 1 mL del extracto y se le adicionaron 5 mL del reactivo combinado (solución stock de ácido ascórbico), aforando posteriormente a 50 mL con agua destilada. Las muestras fueron analizadas en un espectrofotómetro JENWAY® 6305 (Jenway, Staffordshire, Reino Unido) a una longitud de onda de 882 nm (Figura 2).

Medición de la actividad de fosfatasa ácida en sustrato y raíces

La actividad de fosfatasa ácida en el sustrato y en las raíces se cuantificó siguiendo el método descrito por Tabatabai & Bremner (1969). Para el análisis en el sustrato se colocó 1 g de muestra en un tubo de ensayo, al que se agregaron 4 mL de tampón MUB (pH 6.5) y 1 mL de una solución de *p*-nitrofenilfosfato (0.025 M). La mezcla se agitó durante 30 segundos y posteriormente se incubó en una incubadora Thermo Scientific® 150 (Thermo Fisher Scientific Inc., Waltham, MA, Estados Unidos) a 37 °C durante 1 h, con agitación constante a 120 rpm. Al finalizar la incubación, se detuvo la reacción mediante un baño de hielo y se añadieron 1 mL de CaCl₂ 0.5 M y 4 mL de NaOH 0.5 M. La suspensión se filtró y el resultante se leyó en un espectrofotómetro JENWAY® 6305 (Jenway, Staffordshire, Reino Unido) a 412 nm.

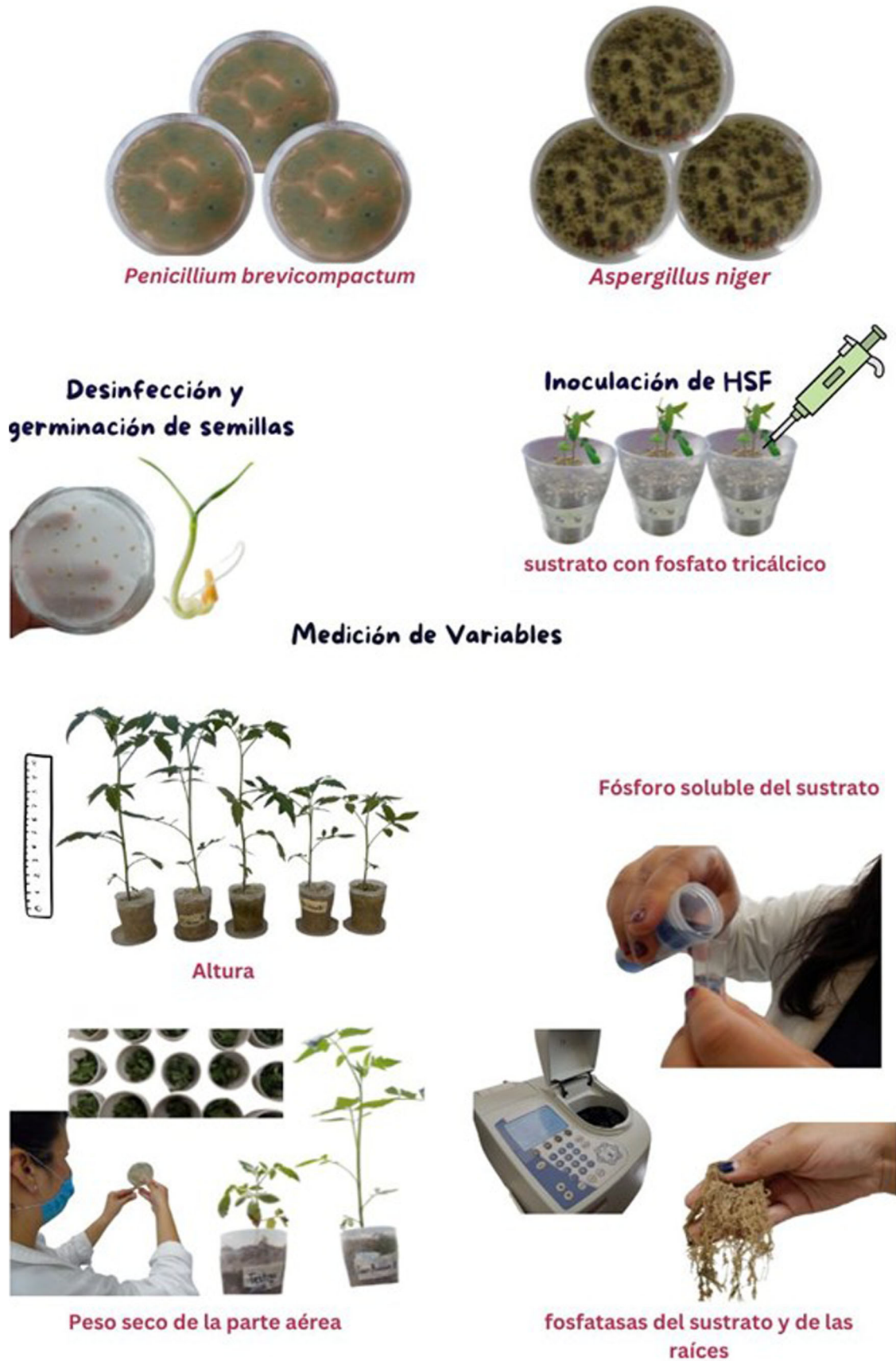


Figura 1. Esquema del proceso metodológico.



Figura 2. Metodología aplicada en el desarrollo del estudio, A) desinfección y germinación de semillas de jitomate, B) preparación del bioinoculante fúngico, C) aplicación del fosfato tricálcico al sustrato, D) medición de fósforo soluble al espectrofotómetro, E) medición de enzimas fosfatasas, F) plantas de jitomate en el invernadero.

Para la determinación de la actividad de fosfatasa ácida en raíces, se pesaron 2 g de raíces frescas y se maceraron en un mortero con 50 mL de nitrógeno líquido. Las raíces maceradas se suspendieron en el tampón de extracción Tris-HCl 50 mM (pH 7.2) de acuerdo con el protocolo de Rodrigues-Cabral et al. (2012). El extracto fue centrifugado a 1,400 rpm durante 5 min en una centrífuga Thermo Scientific MicroCL17® (Thermo Fisher Scientific, Massachusetts, Estados Unidos). Del sobrenadante, se tomaron 900 μ L, a los cuales se añadieron 10 μ L de solución de *p*-nitrofenilfosfato (0.1 M). La mezcla se incubó durante 1 h a 37 °C (Thermo Scientific® 150 Thermo Fisher Scientific Inc., Waltham, Estados Unidos) y posteriormente se detuvo la reacción en un baño de hielo al añadir 1 mL de NaOH 0.5 M. Finalmente, las muestras se midieron a 412 nm en el espectrofotómetro JENWAY® 6305 (Jenway, Staffordshire, Reino Unido) (Figura 2).

Análisis estadísticos

Primeramente, se comprobó el supuesto de distribución normal y homogeneidad de varianza de los datos mediante las pruebas de Kolmogorov-Smirnov y Bartlett. Se realizó un análisis de varianza factorial con el fin de detectar un efecto de la interacción de los factores HSF y fuentes de carbono sobre cada una de las variables medidas (fósforo soluble del sustrato, fosfatasa ácida del sustrato, de las raíces, altura y peso seco). Cuando el efecto fue significativo se realizó una prueba de comparaciones múltiples de medias de Tukey, para detectar las diferencias entre los tratamientos. El análisis se llevó a cabo en el programa Statistica (versión 7.0).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Fósforo soluble en el sustrato de las plantas de jitomate

Después de dos meses de inoculadas las plantas, se detectó un efecto significativo de la interacción entre los factores hongos solubilizadores de fósforo y fuente de carbono sobre la concentración de fósforo soluble en el sustrato ($F = 404.59$, $p = 0.000005$) (Figura 3). A partir de una concentración inicial baja de fósforo disponible (0.5 mg kg⁻¹), se logró incrementar el contenido hasta valores de entre 11.62 mg kg⁻¹ y 38.32 mg kg⁻¹ en los

tratamientos con inoculación, mientras que, en los testigos, osciló entre 6.51 mg kg⁻¹ y 8.63 mg kg⁻¹.

Estos resultados son prometedores, ya que, según la NOM-021-REC/NAT-2000 (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2002), los niveles obtenidos clasifican como medianos a altos en fósforo disponible para las plantas. Además, los valores alcanzados superan ampliamente los reportados en otros estudios realizados en condiciones similares, pero sin adición de carbono. Por ejemplo, Babu & Reddy (2011) en bambú obtuvieron 3.1 mg kg⁻¹, Rodrigues-Cabral et al. (2012) en anacardo reportaron 2.9 mg kg⁻¹, Perea Rojas et al. (2019) en café alcanzaron 3.8 mg kg⁻¹ y Padrón-Rodríguez et al. (2020) en *Canavalia ensiformis* (L.) DC. lograron 3.07 mg kg⁻¹.

Las diferencias observadas entre los resultados de este estudio y los reportados por otros autores pueden atribuirse a varios factores experimentales y biológicos. En primer lugar, la adición de fuentes específicas de carbono (glucosa, fructosa y arabinosa), en este trabajo, posiblemente promovió una mayor producción de ácidos orgánicos por parte de las cepas fúngicas. Investigaciones como las de Babu & Reddy (2011), Rodrigues-Cabral et al. (2012) y Perea Rojas et al. (2019) evaluaron la capacidad solubilizadora de HSF bajo condiciones de invernadero o *in vitro*, pero sin suplementación con carbono, lo que podría haber limitado la actividad metabólica de los hongos. Además, el tipo de cultivo y las condiciones del sustrato también influyen en la disponibilidad de nutrientes; en este estudio, el uso de un sustrato estéril con fosfato tricálcico como fuente insoluble de fósforo permitió un control más preciso del proceso de solubilización. Por otro lado, la variabilidad entre cepas, incluso dentro del mismo género, también es un factor determinante, ya que distintas cepas pueden diferir en su eficiencia metabólica y en las rutas que emplean para solubilizar fósforo. Por ejemplo, mientras algunas cepas de *A. niger* responden mejor a la glucosa, en este estudio se observó una respuesta superior con arabinosa, lo que sugiere diferencias en la expresión de enzimas clave o en la eficiencia de sus rutas fermentativas (Stefanoni Rubio et al., 2016).

En este estudio, el tratamiento con *A. niger* y arabinosa produjo la mayor cantidad de fósforo soluble (38.32 mg kg⁻¹) ($t < 0.05$) (Figura 3). Arias et al. (2021), en condiciones *in vitro*, observaron mayor solubilización con glucosa para esta misma cepa. Sin embargo,

Narsian & Patel (2000), con *Aspergillus aculeatus*, reportaron una mayor solubilización en presencia de arabinosa, lo que respalda la variabilidad intercepas en respuesta al tipo de carbono.

Asimismo, *P. brevicompactum* mostró una mayor eficiencia en la solubilización en presencia de fructosa (31.58 mg kg^{-1}) (Figura 3). Esta respuesta concuerda con lo reportado por Arias et al. (2021) y Scervino et al. (2011), quienes observaron efectos similares con cepas de *Penicillium* sp. en condiciones *in vitro*. Esto podría explicarse por el hecho de que estas especies metabolizan fructosa eficientemente a través del ciclo de los ácidos tricarboxílicos, favoreciendo así la excreción de ácidos orgánicos (Ma et al., 2025).

En conjunto, estos hallazgos sugieren que no existe una única fuente de carbono preferente para todos los HSF, sino que distintas cepas pueden utilizar diversas rutas metabólicas para la producción de ácidos orgánicos o la activación de enzimas fosfatasas. Esto resalta

la importancia de evaluar de manera específica las interacciones entre cepas y nutrientes para optimizar su uso en biofertilización. No obstante, aún existen muchas interrogantes sobre los mecanismos fisiológicos y metabólicos implicados, por lo que es fundamental realizar estudios más detallados, incluyendo la cuantificación y caracterización de los ácidos orgánicos producidos, a fin de comprender mejor el metabolismo secundario implicado en la solubilización de fósforo.

Los HSF desempeñan un papel clave en la rizosfera al aumentar la disponibilidad de este nutriente esencial. Diversos estudios recientes han confirmado la efectividad de la inoculación con HSF en distintos cultivos (Arias et al., 2023; Hussain et al., 2024; Perea Rojas et al., 2019; Unnikrishnan & Binitha, 2024), y han demostrado que la adición de fuentes de carbono puede potenciar significativamente la solubilización de fósforo (Arias et al., 2021; Li et al., 2019; Sang et al., 2022; Scervino et al., 2011).

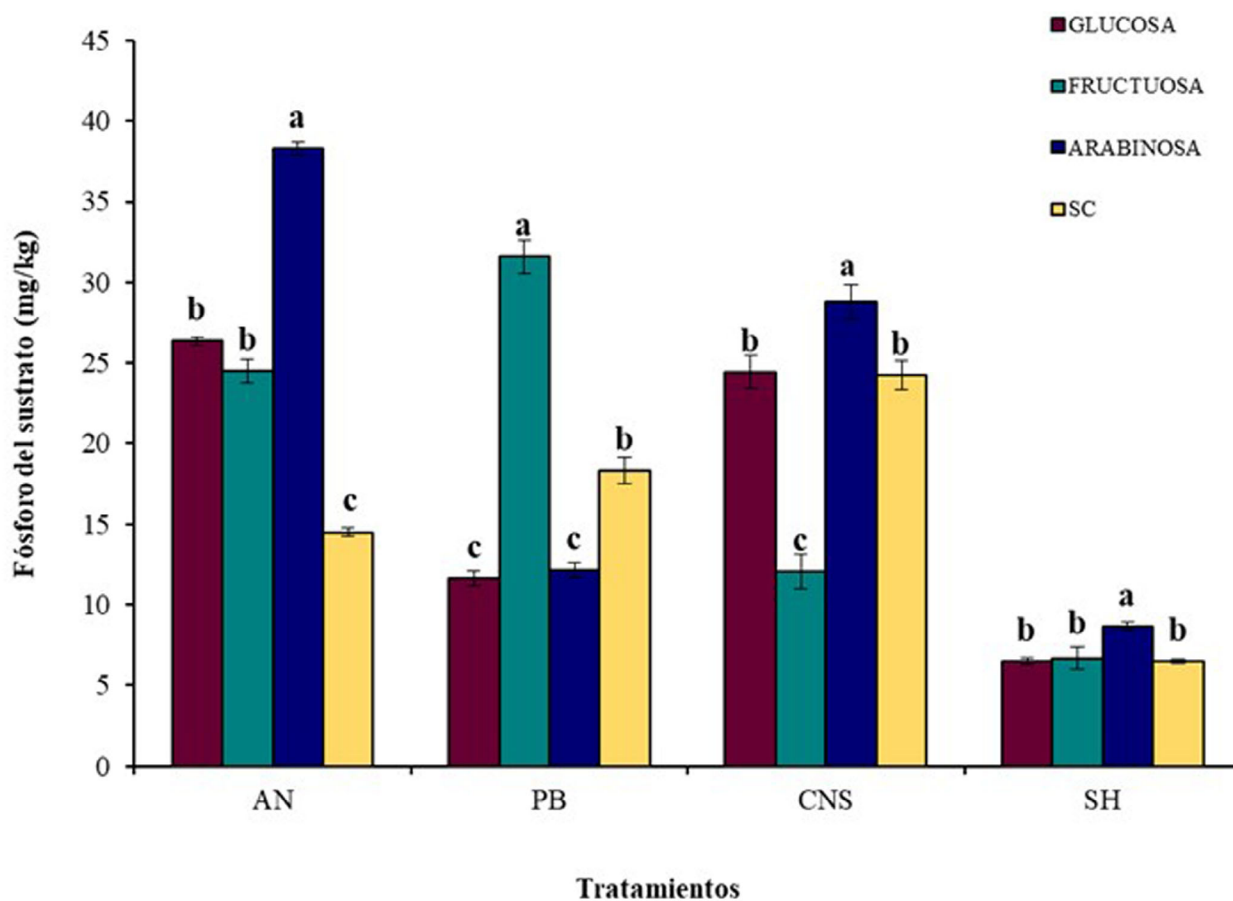


Figura 3. Fósforo soluble del sustrato de las plantas de jitomate inoculadas con los hongos solubilizadores de fósforo: *Aspergillus niger* (AN), *Penicillium brevicompactum* (PB), consorcio (CNS), sin hongos (SH) con diferentes fuentes de carbono (glucosa, fructosa, arabinosa y sin carbono [SC]). Los valores son el promedio de tres repeticiones \pm desviación estándar.

Actividad de fosfatasa ácida en el sustrato y de las raíces de las plantas de jitomate

Se detectó un efecto significativo de la interacción entre los factores HSF y la fuente de carbono sobre la actividad de fosfatasa ácida en el sustrato ($F = 45.68$, $p = 0.000005$). La mayor actividad enzimática se registró en el tratamiento con el consorcio (*P. brevicompactum* + *A. niger*) y glucosa como fuente de carbono ($p < 0.05$), seguido por los tratamientos individuales de *P. brevicompactum* y *A. niger*, ambos en combinación con fructosa (Figura 4). En contraste, los tratamientos sin inoculación fúngica presentaron niveles significativamente menores de actividad fosfatasa ($p < 0.05$), lo que confirma el papel relevante de los HSF en la producción de estas enzimas en el sustrato.

A pesar de que la fuente de fósforo utilizada fue inorgánica (fosfato tricálcico), se detectó actividad fosfatasa, lo que sugiere que también ocurre un proceso de mineralización en el sistema. Esto puede deberse a la senescencia del micelio fúngico, un fenómeno natural durante el ciclo de vida de los hongos, en el cual el fósforo orgánico contenido en el micelio muerto es mineralizado por la acción de fosfatasa ácida. La liberación de estas enzimas permite movilizar el fósforo orgánico generado dentro del propio sistema, incrementando así su disponibilidad para las plantas.

Es importante señalar que distintas cepas de hongos pueden producir diferentes tipos o isoformas de fosfatasa ácida, lo que influye en su eficiencia. En este estudio, se observó que la combinación de cepas

en el consorcio generó una mayor actividad enzimática, lo cual podría atribuirse a una acción sinérgica en la que cada cepa contribuye con un conjunto específico de enzimas o cofactores que potencian la eficiencia global del consorcio.

Respecto a la actividad de fosfatasa ácida en las raíces, también se encontró un efecto significativo de la interacción entre los HSF y las fuentes de carbono ($F = 4.443$, $p = 0.000781$). Curiosamente, la mayor actividad se registró en las plantas sin hongos, pero con adición de fructosa, seguida por el tratamiento con consorcio + fructosa, *A. niger* + glucosa y *P. brevicompactum* + glucosa (Figura 4). Esto sugiere que el suministro externo de carbono también puede estimular respuestas fisiológicas de las plantas, particularmente en la producción de enzimas fosfatasa por las raíces.

La adición de fuentes de carbono, especialmente hexosas como la fructosa y la glucosa, parece estimular la actividad fosfatasa radicular, probablemente debido a su función como fuente de energía para la planta. Este aporte energético adicional podría favorecer la síntesis y secreción de enzimas relacionadas con la adquisición de nutrientes como las fosfatasa ácida. Como señalan Zhang et al. (2022) las plantas ajustan su metabolismo en función del carbono disponible, lo que puede traducirse en una mayor expresión de genes relacionados con la asimilación de fósforo.

Este hallazgo también pone de relieve que las plantas pueden activar mecanismos compensatorios para mejorar la adquisición de nutrientes en ausencia de microorganismos benéficos, siempre que cuenten

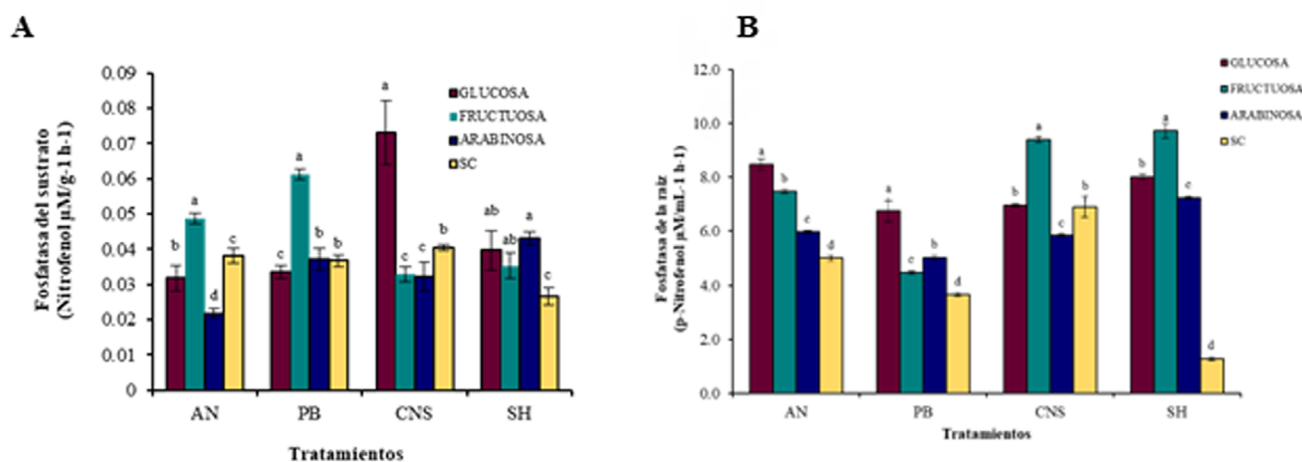


Figura 4. Fosfatasa ácida del sustrato (A) y de las raíces (B) de las plantas de jitomate inoculadas con los hongos solubilizadores de fósforo: *Aspergillus niger* (AN), *Penicillium brevicompactum* (PB), consorcio (CNS), sin hongos (SH) con diferentes fuentes de carbono (glucosa, fructosa, arabinosa y sin carbono [sc]). Los valores son el promedio de tres repeticiones \pm desviación estándar.

con un suministro adecuado de carbono. No obstante, los tratamientos con HSF mostraron, en general, mayor eficiencia en ambos compartimentos (sustrato y raíz), lo que indica que la presencia de estos microorganismos no solo mejora la solubilización del fósforo, sino que puede inducir cambios en la fisiología de la planta, optimizando su capacidad para movilizar y absorber este nutriente.

En conjunto, estos resultados demuestran que la interacción entre los HSF y las fuentes de carbono no solo influye en la solubilización del fósforo, sino también en la actividad enzimática asociada a su mineralización, tanto en el sustrato como en las raíces. Esto resalta la importancia de considerar tanto los componentes microbianos como las condiciones nutricionales del sistema para el diseño de estrategias sostenibles de fertilización biológica.

Altura y peso seco de las plantas

Se detectó un efecto significativo de la interacción entre los HSF y las fuentes de carbono sobre la altura de las plantas ($F = 8.2, p = 0.000005$) y sobre su peso seco ($F = 26.53, p = 0.000005$). En términos generales, tanto la altura como el peso seco de las plantas inoculadas con las cepas *A. niger*, *P. brevicompactum* y el consorcio fúngico fueron significativamente mayores que los observados en los tratamientos testigos sin inoculación ($p < 0.05$) (Figuras 5 y 6).

Dentro de los tratamientos con HSF, los mayores valores de altura y peso seco se registraron en combina-

ción con glucosa y, en menor medida, sin fuente externa de carbono. Este resultado sugiere que las cepas estudiadas promueven el crecimiento vegetal de manera consistente, independientemente del tipo de carbono agregado, aunque la glucosa pudo haber tenido un efecto sinérgico. En contraste, en los tratamientos sin hongos, la adición de carbono (especialmente glucosa y fructosa) tuvo un efecto más marcado sobre las variables de crecimiento, posiblemente como resultado del aprovechamiento directo por parte de las plantas.

El efecto benéfico de la inoculación con HSF fue claro: las plantas inoculadas mostraron incrementos de hasta 48 % en altura y hasta 125 % en el peso seco en comparación con los testigos sin hongos. Aunque los valores de crecimiento fueron similares entre las diferentes cepas fúngicas (individuales y consorcio), el resultado global confirma la capacidad promotora de crecimiento vegetal de estos hongos. Estos resultados superan algunos reportes previos en la literatura. Por ejemplo, Reyes et al. (2002) observaron aumentos de solo 3.6 % a 28.6 % en peso seco en plantas de maíz inoculadas con *Penicillium rugulosum*. Comparativamente, los incrementos obtenidos en este estudio con plantas de jitomate indican una mayor eficiencia de las cepas utilizadas, tanto en condiciones individuales como combinadas.

Aunque se esperaba que las fuentes de carbono potenciaran aún más el crecimiento de las plantas inoculadas, los resultados sugieren que este efecto fue limitado o indirecto. Es probable que en los tratamientos con HSF, el carbono exógeno haya sido principalmente utilizado por los hongos en los procesos de solubili-

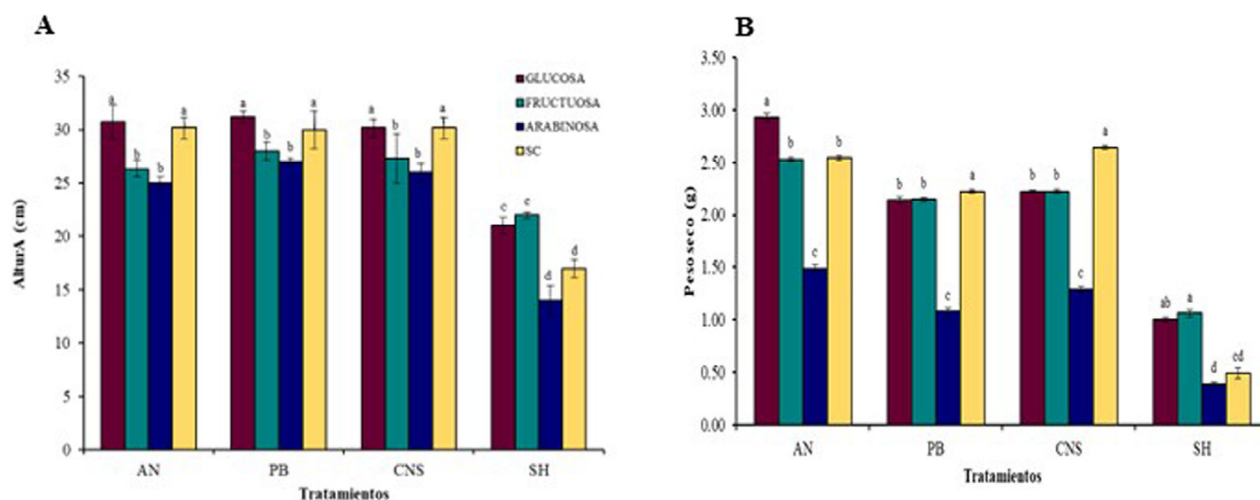


Figura 5. Altura (A) y peso seco (B) de las plantas de jitomate inoculadas con los hongos solubilizadores de fósforo: *Aspergillus niger* (AN), *Penicillium brevicompactum* (PB), consorcio (CNS), sin Hongos (SH) con diferentes fuentes de carbono (glucosa, fructosa, arabinosa y sin carbono [sc]). Los valores son el promedio de tres repeticiones \pm desviación estándar.

ción y mineralización del fósforo (Patel et al., 2008), en lugar de ser aprovechado directamente por las plantas para incrementar biomasa o altura. En cambio, en los tratamientos sin hongos, el aporte de carbono pudo haber sido utilizado directamente por las plantas como fuente energética, lo que explicaría el mayor impacto en altura y peso seco bajo estas condiciones.

Dado que no se observó una relación lineal entre el tipo de fuente de carbono y el crecimiento vegetal en presencia de hongos, futuros estudios deberían considerar diferentes concentraciones de carbono y explorar la influencia de la relación carbono/nitrógeno (C/N) en

el sistema. Estudios *in vitro* (Arias et al., 2020; Wang et al., 2020) han mostrado que la disponibilidad y el tipo de nitrógeno influyen significativamente en la solubilización de fósforo por microorganismos, lo que podría tener implicaciones directas en la eficiencia de biofertilización en condiciones controladas o de campo.

En conjunto, los resultados obtenidos demuestran el potencial de los HSF para promover el crecimiento vegetal en condiciones de invernadero, destacando la necesidad de optimizar el manejo de fuentes de carbono y nutrientes para maximizar su eficacia como biofertilizantes.



Figura 6. Plantas de jitomate inoculadas con *Aspergillus niger* (AN), *Penicillium brevicompactum* (PB), consorcio (CNS) y sin hongos (SH) en presencia de 1) glucosa (G), 2) fructosa (F) y 3) arabinosa (A). 4) Raíz de planta inoculada con *A. niger* (AN) y glucosa (G) y raíz de planta sin hongo (SH) y sin carbono (SC) a los 60 días.

CONCLUSIONES

La cepa *A. niger* en combinación con arabinosa fue la más efectiva para solubilizar fósforo en el sustrato, alcanzando la mayor concentración de fósforo disponible. Por otro lado, el consorcio de *A. niger* y *P. brevicompactum* junto con glucosa como fuente de carbono presentó la mayor actividad de fosfatasa, lo que sugiere un incremento en la mineralización de fósforo. En términos de crecimiento vegetal, todos los tratamientos con hongos solubilizadores promovieron un aumento significativo en la altura y peso seco de las plantas de jitomate, siendo el consorcio el más eficiente para incrementar la biomasa aérea, con incrementos de hasta 48 % en altura y 125 % en peso seco respecto al testigo sin hongos. Estos resultados evidencian que la inoculación con estas cepas, especialmente en combinación, puede potenciar la disponibilidad de fósforo y mejorar el desarrollo del cultivo, favoreciendo una fertilización más eficiente y sostenible.

LITERATURA CITADA

- Arias, R. M., Heredia Abarca, G., Perea-Rojas, Y. del C., de la Cruz Elizondo, Y., & García Guzman, K. Y. (2023). Selection and characterization of phosphate-solubilizing fungi and their effects on coffee plantations. *Plants*, 12(19), 3395. <https://doi.org/10.3390/plants12193395>
- Arias, R. M., Hernández Merel, N. D., Perea-Rojas, Y. del C., & de la Cruz Elizondo, Y. (2021). Estudio *in vitro* sobre hongos solubilizadores de fósforo bajo diferentes fuentes de carbono y nitrógeno. *Alianzas y Tendencias BUAP*, 6(23), 1-19. <http://doi.org/10.5281/zenodo.5112009>
- Arias, R. M., Lagunes Reyes, M., García Pérez, J. A., & de la Cruz Elizondo, Y. (2020). Interacción entre cepas de hongos solubilizadores de fósforo y diferentes fuentes de nitrógeno sobre la solubilización y mineralización de fósforo. *Alianzas y Tendencias BUAP*, 5(19), 1-9.
- Babu, A. G., & Reddy, M. S. (2011). Dual inoculation of arbuscular mycorrhizal and phosphate solubilizing fungi contributes in sustainable maintenance of plant health in fly ash ponds. *Water, Air, & Soil Pollution*, 219, 3-10. <https://doi.org/10.1007/s11270-010-0679-3>
- Bononi, L., Chiaramonte, J. B., Pansa, C. C., Moitinho, M. A., & Melo, I. S. (2020). Phosphorus-solubilizing *Trichoderma* spp. from Amazon soils improves soybean plant growth. *Scientific Reports*, 10, 2858. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-59793-8>
- Bray, R. H., & Kurtz, L. T. (1945). Determination of total, organic and available forms of phosphorus in soil. *Soil Science*, 59(1), 39-46. <https://doi.org/10.1097/00010694-194501000-00006>
- Elias, F., Muleta, D., & Woyessa, D. (2016). Effects of phosphate solubilizing fungi on growth and yield of haricot bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants. *Journal of Agricultural Science*, 8(10), 204-218. <https://doi.org/10.5539/jas.v8n10p204>
- Fatima, F., Ahmad, M. M., Verma, S. R., & Pathak, N. (2022). Relevance of phosphate solubilizing microbes in sustainable crop production: a review. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 19, 9283-9296. <https://doi.org/10.1007/s13762-021-03425-9>
- Fu, S.-F., Kumar Balasubramanian, V., Chen, C.-L., Tran, T. T., Basu Muthuramalingam, J., & Chou, J.-Y. (2024). The phosphate-solubilising fungi in sustainable agriculture: unleashing the potential of fungal biofertilisers for plant growth. *Folia Microbiologica*, 69, 697-712. <https://doi.org/10.1007/s12223-024-01181-0>
- Hewitt, E. J. (1969). *Sand and Water Culture Methods Used in the Study of Plant Nutrition*. Commonwealth Agricultural Bureaux.
- Hussain, I., Irshad, M., Hussain, A., Qadir, M., Mehmood, A., Rahman, M., Alrefaei, A. F., Almutairi, M. H., Ali, S., & Muhammad, H. (2024). Phosphate solubilizing *Aspergillus niger* PH1 ameliorates growth and alleviates lead stress in maize through improved photosynthetic and antioxidant response. *BMC Plant Biology*, 24, 642. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-05361-5>
- Islam, M., Siddique, K. H. M., Padhye, L. P., Pang, J., Solaiman, Z. M., Hou, D., Srinivasarao, C., Zhang, T., Chandana, P., Venu, N., Prasad, J. V. N. S., Srinivas, T., Singh, R., Kirkham, M. B., & Bolan, N. (2024). Chapter Four - A critical review of soil phosphorus dynamics and biogeochemical processes for unlocking soil phosphorus reserves. *Advances in Agronomy*, 185, 153-249. <https://doi.org/10.1016/bs.agron.2024.02.004>
- Li, D.-D., Shang, S.-H., Han, W., Fang, N.-N., & Yi, Y.-L. (2019). Screening, identification, and phosphate solubilizing characteristics of a new efficient phosphate solubilizing fungus. *Chinese Journal of Applied Ecology*, 30(7), 2384-2392. <https://doi.org/10.13287/j.1001-9332.201907.033>

- Ma, Y., Chen, S., Liu, S., Guo, L., Zhang, C., Ye, X., & Tian, D. (2025). Phosphate solubilizing fungi enhance insoluble phosphate dissolution via organic acid production: mechanisms and applications. *Frontiers in Microbiology*, *16*, 1600231. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1600231>
- Meng, L., Cheng, Z., Wang, Y., Li, S., & Clarke, N. (2024). Arbuscular mycorrhizal fungal interacted with biochar and enhanced phosphate-solubilizing microorganism abundance and phosphorus uptake in maize. *Agronomy*, *14*(8), 1678. <https://doi.org/10.3390/agronomy14081678>
- Narsian, V., & Patel, H. H. (2000). *Aspergillus aculeatus* as a rock phosphate solubilizer. *Soil Biology and Biochemistry*, *32*(4), 559-565. [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(99\)00184-4](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(99)00184-4)
- Padrón-Rodríguez, L., Arias-Mota, R. M., Medel-Ortiz, R., & De la Cruz-Elizondo, Y. (2020). Interacción de hongos micorrízicos arbusculares y una cepa de fosfato solubizadora en *Canavalia ensiformis* (Fabaceae). *Botanical Sciences*, *98*(2), 278-287. <https://doi.org/10.17129/botsci.2476>
- Patel, D. K., Archana, G., & Naresh Kumar, G. (2008). Variation in the nature of organic acid secretion and mineral phosphate solubilization by *Citrobacter* sp. DHRSS in the presence of different sugars. *Current Microbiology*, *56*, 168-174. <https://doi.org/10.1007/s00284-007-9053-0>
- Perea Rojas, Y. del C., Arias, R. M., Medel Ortiz, R., Trejo Aguilar, D., Heredia, G., Rodríguez Yon, Y. (2019). Effects of native arbuscular mycorrhizal and phosphate-solubilizing fungi on coffee plants. *Agroforestry Systems*, *93*, 961-972. <https://doi.org/10.1007/s10457-018-0190-1>
- Promwee, A., Issarakraisila, M., Intana, W., Chamswarng, C., & Yenjit, P. (2014). Phosphate solubilization and growth promotion of rubber tree (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.) by *Trichoderma* strains. *Journal of Agricultural Science*, *6*(9), 8-20. <https://doi.org/10.5539/jas.v6n9p8>
- Rasul, M., Yasmin, S., Yahya, M., Breikreuz, C., Tarkka, M., & Reitz, T. (2021). The wheat growth-promoting traits of *Ochrobactrum* and *Pantoea* species, responsible for solubilization of different P sources, are ensured by genes encoding enzymes of multiple P-releasing pathways. *Microbiological Research*, *246*, 126703. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2021.126703>
- Reyes, I., Bernier, L., & Antoun, H. (2002). Rock phosphate solubilization and colonization of maize rhizosphere by wild and genetically modified strains of *Penicillium rugulosum*. *Microbial Ecology*, *44*, 39-48. <https://doi.org/10.1007/s00248-002-1001-8>
- Rodrigues-Cabral, J. S., Cristina-de Assis, K., Guimarães-Silva, F., Luiz-Souchie, E., & Carbone-Carneiro, M. A. (2012). Seedlings of cashew trees of the Brazilian cerrado inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi and phosphate-solubilizing microorganisms. *Agrociencia*, *46*, 809-821.
- Sang, Y., Jin, L., Zhu, R., Yu, X.-Y., Hu, S., Wang, B.-T., Ruan, H.-H., Jin, F.-J., & Lee, H.-G. (2022). Phosphorus-solubilizing capacity of *Mortierella* species isolated from rhizosphere soil of a poplar plantation. *Microorganisms*, *10*(12), 2361. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10122361>
- Scervino, J. M., Papinutti, V. L., Godoy, M. S., Rodríguez, M. A., Della Monica, I., Recchi, M., Pettinari, M. J., & Godeas, A. M. (2011). Medium pH, carbon and nitrogen concentrations modulate the phosphate solubilization efficiency of *Penicillium purpurogenum* through organic acid production. *Journal of Applied Microbiology*, *110*(5), 1215-1223. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2011.04972.x>
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2002). Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. *Diario Oficial de la Federación*, 31 de diciembre de 2002. <https://www.ordenjuridico.gob.mx/Documentos/Federal/wo69255.pdf>
- Souchie E, Azcón R, Barea J, Silva E, & Saggin-Júnior O. (2010). Enhancement of clover growth by inoculation of P-solubilizing fungi and arbuscular mycorrhizal fungi. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, *82*(3), 771-777. <https://doi.org/10.1590/S0001-37652010000300023>
- Stefanoni Rubio, P. J., Godoy, M. S., Della Mónica, I. F., Pettinari, M. J., Godeas, A. M., & Scervino, J. M. (2016). Carbon and nitrogen sources influence tricalcium phosphate solubilization and extracellular phosphatase activity by *Talaromyces flavus*. *Current Microbiology*, *72*, 41-47. <https://doi.org/10.1007/s00284-015-0914-7>
- Tabatabai, M. A., & Bremner, J. M. (1969). Use of p-nitrophenyl phosphate for assay of soil phosphatase activity. *Soil Biology and Biochemistry*, *1*(4), 301-307. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(69\)90012-1](https://doi.org/10.1016/0038-0717(69)90012-1)
- Unnikrishnan, B. V., & Binitha, N. K. (2024). Positive effect of inoculation with an *Aspergillus* strain on phosphorus and iron nutrition plus volatile organic compounds

in rice. *Folia Microbiologica*, 69, 865-874. <https://doi.org/10.1007/s12223-024-01129-4>

Wang, Y., Li, P., Zhang, B., Wang, Y., Meng, J., Gao, Y., He, X., & Hu, X. (2020). Identification of phosphate-solubilizing microorganisms and determination of their phosphate-solubilizing activity and growth-promoting capability. *BioResources*, 15(2), 2578. <https://doi.org/10.15376/biores.15.2.2560-2578>

Zhang, D., Zhang, Y., Zhao, Z., Xu, S., Cai, S., Zhu, H., Rengel, Z., & Kuzyakov, Y. (2022). Carbon-Phosphorus coupling governs microbial effects on nutrient acquisition strategies by four crops. *Frontiers in Plant Science*, 13, 924154. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.924154>