

CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DE PATÓGENOS DE ARROZ¹

**Rito Herrera²; Martha de Von Chong³; Alexis Artola⁴; Jhoel Tuñón⁵;
Alex Cruz⁶; Víctor Camargo⁷; Felipe González⁸; Fermín Mejía⁹**

RESUMEN

Se desarrolló la prospección, identificación y caracterización de microorganismos antagonistas contra patógenos en la rizósfera, filósfera y espermósfera en plantas de arroz en Panamá. Para ello, se tomaron muestras de estas tres secciones de la variedad de arroz GAB 8 (*Oryza sativa*), en una parcela bajo la modalidad de agricultura orgánica. Se aislaron hongos y bacterias determinándose diferencias en el total de aislamientos para las variables fases fenológicas (vegetativa, floración, maduración), secciones de la rizósfera (sección suelo, sección raíz, interfase suelo + raíz), secciones de la filósfera (base, centro, ápice) y semillas (espermósfera). Se evaluó la capacidad antagónica de las bacterias y hongos ante la bacteria fitopatógena *Burkholderia glumae* y el hongo *Pyricularia oryzae*. La mayor capacidad inhibitoria frente a *B. glumae* la presentaron las cepas del género *Bacillus*, así como *Lactobacillus plantarum*, *Brevibacillus bortelensis*, y *Aeromonas* sp. Las cepas fúngicas que mostraron actividad antagónica contra *P. oryzae*, corresponden a *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus* sp, *Penicillium* sp, *Trichoderma* sp. y *Fusarium* sp.

Palabras claves: Antagonismo, espermátosfera, filósfera, hongos y bacterias, rizósfera.

¹ Recepción: 25 de julio de 2022. Aceptación: 18 de agosto de 2022. Financiamiento: Instituto de Innovación Agropecuaria de Panamá (IDIAP) y Secretaría Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación (SENACYT)

² IDIAP. Centro de Innovación Agropecuaria en Recursos Genéticos. Ph.D. Microbiología.

e-mail: rhv76@yahoo.es , <https://orcid.org/0000-0003-2509-0391>

³ Universidad de Panamá (UP), Centro Regional Universitario de Coclé (CRUCoclé). M.Sc. Microbiología.

e-mail: martha.chaves@up.ac.pa , <https://orcid.org/0000-0002-1087-4196>

⁴ Universidad Especializada de las Américas. M.Sc. Microbiología Aplicada. <https://orcid.org/0009-0008-6205-8386>

⁵ UP, CRUCoclé. Ing. Agr. <https://orcid.org/0000-0003-2644-3806>

⁶ UP, CRUCoclé. Ing. Amb. <https://orcid.org/0000-0003-2644-3086>

⁷ IDIAP. CIA en Recursos Genéticos. Ing. Agr. <https://orcid.org/0009-0000-3169-7232>

⁸ IDIAP. CIA Oriental. M.Sc. Fitopatología. <https://orcid.org/0009-0007-8454-2235>

⁹ Universidad de Panamá. M.Sc. Microbiología Ambiental. <https://orcid.org/0000-0002-1455-1474>



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

CHARACTERIZATION OF BENEFICIAL MICROORGANISMS FOR THE BIOLOGICAL CONTROL OF RICE PATHOGENS

ABSTRACT

Prospection, identification and characterization of antagonistic microorganisms against pathogens in the rhizosphere, phyllosphere and espermosphere in rice plants in Panama was developed. For this, samples were taken from these three sections of a variety GAB 8 (*Oryza sativa*), in a plot under the modality of organic agriculture. Fungi and bacteria were isolated determining differences in the total of isolates for phenological phases variable (vegetative, flowering, maturation), sections of the rhizosphere (soil section, root section, soil + root interphase), sections of the phyllosphere (base, center, apex) and seeds (espermosphere). The antagonistic capacity of bacteria and fungi was evaluated against the phytopathogenic bacterium *Burkholderia glumae* and the fungus *Pyricularia oryzae*. The highest inhibitory capacity against *B. glumae* was observed in strains of the genus *Bacillus*, as well as *Lactobacillus plantarum*, *Brevibacillus bortelensis* and *Aeromonas* sp. The fungal strains that showed antagonistic activity against *P. oryzae*, correspond to *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus* sp., *Penicillium* sp., *Trichoderma* sp. and *Fusarium* sp.

Key words: Antagonistic, espermosphere, phyllosphere, fungi and bacteria, rhizosphere.

INTRODUCCIÓN

Panamá es el mayor consumidor de arroz en América Central (68 kg/persona) según la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO, 2018), siendo uno de los alimentos indispensables en la dieta de la población. En consecuencia, su producción tiene una gran importancia a nivel social, político, económico y principalmente en lo relacionado con la seguridad alimentaria del país (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura [IICA], 2009).

En el cultivo de arroz las enfermedades de origen microbiano constituyen uno de los factores que inciden en el bajo rendimiento y esas enfermedades pueden ser provocadas por diversos microorganismos como hongos, bacterias y virus (Acebo et al., 2011). El Añublo bacteriano de la panícula del arroz, provocado por *Burkholderia glumae* es una de ellas, adquiriendo gran importancia en los últimos años. Otro patógeno de alta incidencia en el cultivo de arroz es el hongo *Pyricularia oryzae*, considerado uno de los



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

fitopatógenos de mayor importancia. Ambas enfermedades fueron consideradas en esta investigación, por el hecho de provocar disminución en la calidad del grano, bajo rendimiento, agresividad en campo, lo que se traduce en pérdidas económicas, afectando la producción.

El añublo bacterial de la panícula del arroz es una enfermedad que causa pudrición de granos y plántulas de arroz, causada por la *Burkholderia glumae* que habita en el suelo y que puede vivir en cultivos de tomate, ají, berenjena y ajonjolí y en varias malezas asociadas al cultivo de arroz. Las lesiones causadas por diferentes insectos y condiciones de estrés facilitan la penetración de esta bacteria, también puede hacerlo por los hidátodos, que son estomas localizados en el envés y los bordes de sus hojas (Correa, 2007). Esta enfermedad se manifiesta en la etapa de floración y provoca infertilidad con decoloración y manchado de la gluma en desarrollo, debido a la producción de la toxo flavina (Valdez-Núñez et al., 2020).

Este patógeno se transmite por la semilla, flores, hojas y residuos de cosecha. Puede vivir en las raíces del arroz sin mostrar síntomas y durante el hinchamiento de la panícula crece en los tallos y hojas. El período crítico de la infección es durante la emergencia de la panícula y la floración. Se multiplica rápido en las panículas e infecta las espiguillas una vez que estas emergen. El daño lo causa el taponamiento de los haces vasculares de la planta causado por la producción de la toxo flavina, una toxina que es sintetizada por la bacteria a temperaturas de 30° a 37° C (Degrassi et al., 2008).

El hongo *P. oryzae* tiene un ciclo de vida corto en la planta y, por tanto, múltiples infecciones se pueden llevar a cabo en un campo infectado por este patógeno. El hongo penetra por la hoja gracias a una estructura de forma semiesférica denominada apresorio. Debido a una gran presión (aproximadamente 8 MPa) ejercida sobre la superficie de la hoja, el hongo es capaz de penetrar en la planta. Una vez dentro crece de una manera biotrófica, es decir, sin afectar demasiado al crecimiento de la planta y sin matar a las células vegetales. Al cabo de unos tres días, los efectos del hongo sobre la hoja comienzan a ser visibles y a generar lesiones debido a la necrosis o muerte de las células de la hoja. En ese punto, el hongo empieza a matar a la planta (Rodríguez, 2016).



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

En las últimas décadas, el control biológico de plagas y enfermedades en la agricultura ha adquirido gran importancia frente a los problemas fitosanitarios ocurridos por el uso indiscriminado de plaguicidas químicos, lo cual ha traído como consecuencia severos problemas de contaminación al medio ambiente y ha aumentado la resistencia de fitopatógenos, incrementando su virulencia (Quesada y García, 2014).

La rizósfera, gracias a su ambiente rico en energía y nutrientes, alberga grandes poblaciones de la mayor parte de los grupos de microorganismos del suelo. Estudios demuestran que la flora microbiana encontrada en esta puede desempeñar una acción antagónica contra fitopatógenos (Jaramillo, 2002).

La filósfera es considerada como adversa para la colonización de organismos, pues no existe allí una fuente rica en nutrientes (Leveau y Lindow, 2001). Las comunidades microbianas de este espacio son diversas e incluyen microorganismos que pueden encontrarse como epífitos en la superficie de la planta o endófitos dentro de los tejidos de ésta (Lindow y Brandl, 2003).

La espermósfera es una zona de influencia de la semilla en germinación que produce exudados estimulantes o inhibidores de la actividad y/o crecimiento (Chanway et al., 1991) de las poblaciones autóctonas del suelo (García et al., 1995). Luego, cuando la planta desarrolla el sistema radical (rizósfera), continúa con la producción de sustancias para mantener las interacciones con la población microbiana que originalmente colonizó la semilla al germinar (Heijnen y Van Veen, 1991) como en la simbiosis *Rhizobium-leguminosas* (Newman, 1985).

MATERIALES Y MÉTODOS

La colecta de las muestras se realizó en la provincia de Coclé, República de Panamá, próximo a las coordenadas UTM (Datum WGS84) 591361,06 m E; 943492,23 m N. En campo se tomaron muestras de suelo para el análisis fisicoquímico (Villarreal y Name, 1996). El muestreo se efectuó en una parcela de 10 m² con arroz la variedad Gab-8 durante tres estados fenológicos (vegetativa, floración y fructificación). El sitio



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

fue seleccionado para la bioprospección de microorganismos debido a que no estaba sometido a los efectos de los agroquímicos.

Rizósfera

Aislamiento de bacterias rizosféricas

De cada una de las plantas colectadas se separó la zona rizosférica, dividiendo en tres secciones, la exorizosfera o suelo rizosférico (S), la raíz que involucra tanto la endorizosfera y rizoplano (R) y una mezcla de suelo rizosférico con raíces (S+R). De cada sección se pesaron 30 g de la muestra, para luego homogenizar en 100 ml de agua peptonada. Las suspensiones fueron colocadas en un homogenizador Seward® a 200 RPM por 1 min. Para las bacterias se realizaron diluciones seriadas de 10^{-1} hasta 10^{-7} para cada una de las secciones de la rizósfera (homogenizadas en agua peptonada). Se agregaron 0,7 ml de cada dilución en agar tripticasa soya (TSA) (Alpha Biosciences®) y se incubaron a 28° C durante 24 h. Luego de la incubación se realizó el aislamiento de las colonias bacterianas en cada dilución (Benítez et al., 2007).

Hongos rizosféricos

De manera similar que en las bacterias rizosféricas, se realizaron diluciones seriadas y agregándose 0,7 ml a partir de la muestra de 30 g tomados de cada una de las secciones de la rizosfera de cada dilución en agar papa dextrosa (PDA) (Alpha Biosciences®) (Benítez et al., 2007). La siembra se realizó por triplicado, incubando a temperatura ambiente y alternando 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad.

Filósfera

Aislamiento de bacterias epifíticas

La metodología desarrollada para el aislamiento de las bacterias epifíticas (Lindow y Brandl, 2003), se realizó en las secciones del ápice, zona media y basal de las hojas colectadas. Se efectuó la desinfección superficial con agua por 5 min. para eliminar todos los residuos de suelo. Seguido, a cada sección se le agregó 10 ml de agua peptonada y se homogenizó durante 1 min a 200 rpm (Stomacher Seward®). A partir de la solución en agua peptonada, se prepararon diluciones seriadas (10^{-1} a 10^{-7}) de cada sección foliar (apical, media y basal) (Ávila et al., 2014), de las cuales se tomaron alícuotas y se



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

inocularon en agar tripticasa soya (TSA) para el aislamiento de bacterias totales, y se incubaron a 28° C por 72 horas.

Aislamiento de hongos endófitos

Para el aislamiento de hongos endofíticos, se seleccionó hojas sanas y cada sección de la hoja fue cortada en cuadrados de 2x2 mm, las secciones de tejido vegetal se colocaron en agar papa dextrosa (PDA), se incubaron a 28° C (Schulz et al., 2002), expuestos a 16 horas luz y 8 horas de oscuridad. A medida que se iba observando crecimiento fúngico, se tomaron puntos de hifas para realizar microcultivos, para luego su identificación taxonómica.

Espermósfera

Aislamiento de bacterias y hongos

Para el aislamiento de bacterias y hongos en la semilla, se pesaron 100 g de semillas de arroz a los que se les agregó 200 ml de agua destilada estéril. Luego, se colocaron en un Stomacher (400 circulator) y se agitaron por 10 minutos. Con el agua decantada se procedió a realizar diluciones seriadas de 1×10^{-1} a 1×10^{-7} , se hicieron esparcidos en agar tripticasa soya y agar papa dextrosa, y se incubaron a 30° C por 24 horas.

Pruebas de antagonismo

Las pruebas de antagonismo consistieron en enfrentamientos duales entre los microorganismos autóctonos aislados de la rizósfera, filósfera y espermósfera contra los fitopatógenos *B. glumae* y *P. oryzae*, con la finalidad de cuantificar la posible inhibición del crecimiento de los microorganismos patógenos. La prueba de antagonismo *in vitro* se basó en la metodología de Alviz et al. (2017) con modificaciones menores y consistió en enfrentamientos duales entre la cepa de *B. glumae* y los microorganismos aislados.

Se realizaron observaciones del crecimiento y formación de halos de inhibición sobre el medio inoculado con *B. glumae* el segundo, quinto y octavo día, midiendo el diámetro (mm) de las zonas de inhibición de crecimiento alrededor de la gota de las cepas bacterianas. La presencia de halos de inhibición en dos de las tres réplicas fue considerada como una respuesta cualitativa antagónica entre cepas (Mora-Cristancho et al., 2009). Se



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

calculó el potencial antagonista, sustrayendo el diámetro del halo de inhibición del diámetro de la colonia del posible antagonista (Astorga-Quirós et al., 2014). La presencia de halos de inhibición \geq a 4 mm de diámetro, fueron considerados como antagonistas significativos para los patógenos evaluados.

Las mediciones para considerar se tomaron en cuenta a partir del tercer, quinto y octavo día posterior a la siembra, calculando el índice de inhibición:

$$\text{PICR} = \frac{R1 - R2}{R1} \cdot 100$$

Donde R1 es el radio mayor equivale al radio patógeno-testigo y R2 es el radio menor equivale al radio del patógeno en cultivo dual (Astorga-Quirós et al., 2014). El criterio seleccionado para determinar el potencial antagónico según el porcentaje de inhibición fue tomado de Benitez et al. (2007).

Identificación de microorganismos

Para la identificación de las bacterias con capacidad antagónica frente a *B. glumae*, se utilizó el sistema de identificación bioquímica API (API 20 E y uno de API 50 CH) Biomereux®. Se consideró como antagonista significativo, aquellas cepas con halo de inhibición \geq a 4 mm de diámetro. Los cultivos monospóricos fueron identificados con ayuda de las claves taxonómicas (Watanabe, 2010).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las muestras de suelo tomadas para el análisis fisicoquímico revelaron un porcentaje de materia orgánica 1,04, un pH 5,80 y una composición de arena-limo-arcilla de 70-8-12%, respectivamente (Cuadro 1). El contenido de materia orgánica es considerado bajo de acuerdo con los parámetros de Villarreal y Name (1996) para este tipo de suelo. A pesar de un pH ácido, el contenido de aluminio reportado de 0,40 Cmol/kg y la saturación 4,35 (valores considerados bajos, Villarreal y Name, 1996) genera una baja toxicidad y contribuye a que la acidez favorezca la prevalencia de bacterias del género *Bacillus* (Calvo y Zúñiga, 2010) y de los hongos de los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* (Kavanagh, 2005).



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

En las tres secciones (rizósfera, filósfera y espermósfera) se aislaron un total de 400 bacterias y 180 hongos. De estos aislados se recuperaron 25 bacterias que presentaron actividad antagonista contra *B. glumae* y 11 hongos contra *P. oryzae*. La presencia de halos de inhibición \geq a 4 mm de diámetro, fueron considerados como antagonistas significativos para los patógenos evaluados. En la rizosfera se obtuvieron 317 aislamientos de bacterias y 10 antagonistas, para la filósfera 18 aislamientos y 10 antagonistas y en la espermósfera se obtuvo 65 aislamientos y 5 antagonistas (Figura 1).

Cuadro 1. Análisis fisicoquímico del suelo.

ELEMENTOS						
parámetro	<i>P</i> (mg/l)	<i>K</i> (mg/l)	<i>Ca</i> (Cmol/kg)	<i>Mg</i> (Cmol/kg)		
Resultado	17,00	79,00	6,80	1,80		
Interpretación	Bajo	medio	alto	alto		
Parámetro	<i>Al</i> (Cmol/kg)	<i>Mn</i> (mg/l)	<i>Fe</i> (mg/l)	<i>Zn</i> (mg/l)	<i>Cu</i> (mg/l)	
Resultado	0,40	105,30	128,00	2,00	5,00	
Interpretación	bajo	alto	alto	bajo	medio	
RELACIONES						
Parámetro	<i>Ca/Mg</i>	<i>(Ca+Mg)/K</i>	<i>K/Mg</i>	<i>Mg/K</i>	<i>Ca/K</i>	
Resultado	3,78	42,57	0,11	8,91	33,66	
Interpretación	normal	Fuera de rango	fuera de rango	Normal	fuera de rango	
Parámetro	<i>CICE</i>	<i>Saturación Al</i>	<i>K/CICE</i>	<i>Ca/CICE</i>	<i>Mg/CICE</i>	<i>Sat. De bases</i>
Resultado	9,20	4,35	2,20	73,90	19,56	95,65
Interpretación	bajo	bajo	medio	alto		

En relación con los hongos, en la rizosfera se aislaron 112 y 6 presentaron actividad antagonista, en la filósfera se obtuvieron 68 aislamientos y 5 antagonistas; a partir de la espermósfera no se obtuvo aislamientos fúngicos (Figura 2).



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

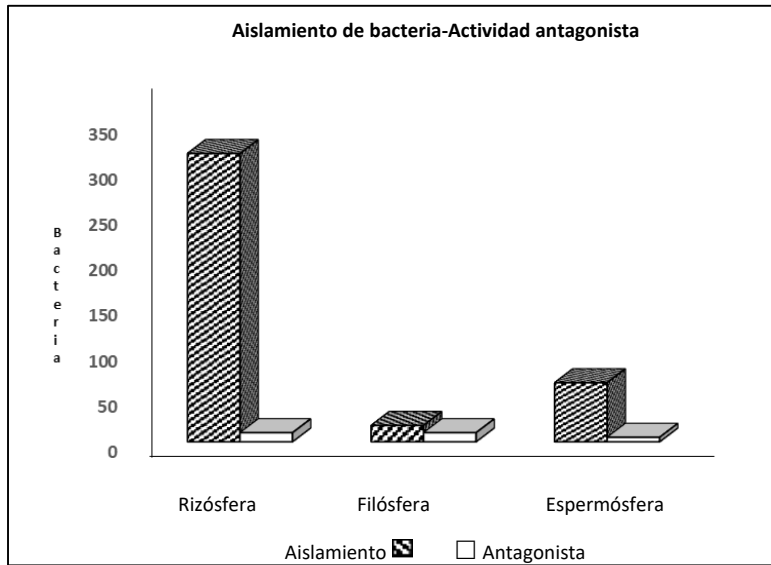


Figura 1. Aislamiento de bacterias con actividad antagónica en rizósfera, filósfera y espermósfera.

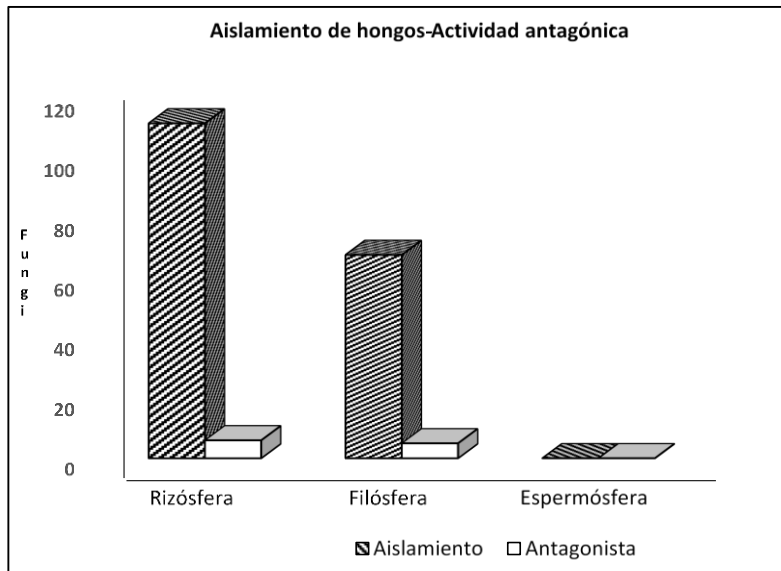


Figura 2. Aislamiento de hongos con actividad antagónica en rizósfera, filósfera y espermósfera.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

En un análisis de conglomerado se observó que existe una correlación más cercana entre las bacterias de la espermósfera, los hongos de la filósfera y los hongos de la rizósfera. Sin embargo, parece no existir una correlación de estos tres antes mencionados con las bacterias de la rizósfera y muy débil correlación con las bacterias de la filósfera. (Figura 3).

En concordancia con lo expuesto por Jaramillo (2002), se aislaron mayor cantidad de bacterias en la rizósfera, debido a que esta área es rica en nutrientes y que en el suelo analizado no se aplican agroquímicos, lo cual incrementa su número, pues los suelos agrícolas que están sometidos a la mecanización continua, al monocultivo, al riego, a la aplicación de agroquímicos y fertilizantes de síntesis, a la compactación y a las quemas, tienen una flora microbiana muy baja que afecta su fertilidad, lo que tiene un impacto en la obtención de posibles microorganismos antagonistas contra patógenos.

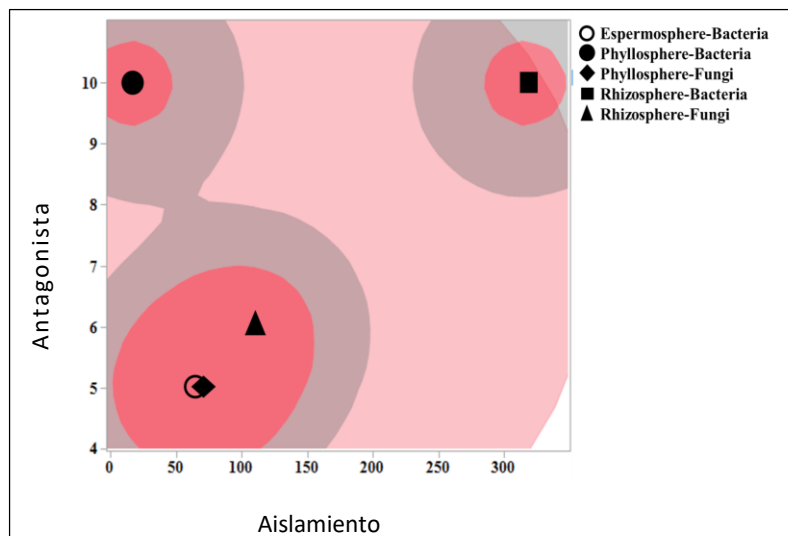


Figura 3. Análisis de conglomerado del número de aislamientos y actividad antagonista de la rizósfera, filósfera y espermósfera.

Mientras tanto en el área de la espermósfera y filósfera se obtuvieron menos bacterias; lo que se sustenta en que la espermósfera es una zona de influencia de la semilla que produce exudados que pueden inhibir la actividad y crecimiento de las poblaciones autóctonas del suelo (Newman, 1985; García et al., 1995). Luego cuando la planta



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

desarrolla el sistema radical (rizosfera) se producen sustancias que permiten mantener las interacciones con la población microbiana que originalmente colonizó la semilla al germinar (Hiejnen y van Veen, 1991). En la filósfera, las bacterias epífitas se desarrollan en un ambiente muy hostil, básicamente a expensas de los pocos nutrientes que exuda la planta (Hajek, 2007).

En la rizósfera se aislaron en total 317 bacterias a partir de las tres secciones de esta (Exorrizosfera 106, raíz 105 y suelo rizosférico 106) de las cuales 110 corresponden a la fase vegetativa, 122 a la floración y 85 a la fructificación. Entre las tres secciones de la rizósfera en cuanto al aislamiento de bacterias, no se observaron diferencias, lo que está en concordancia con el concepto de rizocenosis, es decir la asociación de las raíces con los microorganismos del suelo (Jaramillo, 2002), estableciendo que la zona de la rizósfera brinda las condiciones adecuada para el crecimiento de los microorganismos, pudiendo establecer una bioprospección efectiva en cualquiera de las tres partes de la rizósfera. Los principales grupos de microorganismos son 10 a 100 veces más abundantes en la rizósfera que en el suelo adyacente, debido a que las sustancias que se producen en ella estimulan su crecimiento, además la microflora de la rizósfera protege la raíz contra patógenos del suelo y produce cantidades considerables de sustancias estimulantes del crecimiento vegetal como ácido indolacético, giberelinas y citocininas (Jaramillo, 2002).

En cuanto a los estados fenológicos evaluados no se observaron diferencias significativas entre los mismos en relación con el número de aislamientos totales, lo que sugiere que las poblaciones de bacterias del suelo dependen fundamentalmente de la composición de los mismos, la materia orgánica, el pH, el agua y la disponibilidad de oxígeno y no parecen guardar relación con la fenología de la planta, lo que sugiere que, a lo largo del crecimiento de la misma, es posible aislar bacterias benéficas.

Podemos señalar, que la presencia de bacterias autóctonas aisladas de la rizósfera del arroz está influenciada, por los parámetros fisicoquímicos del suelo muestreado. La parcela evaluada en este trabajo presentó un pH de 5,8 considerado como moderadamente ácido, sin embargo, permite el desarrollo de bacterias en la rizósfera.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Estudios indican que en suelos con pH de 5,6 la mayoría de los microorganismos beneficiosos para los cultivos existen y sus enzimas son activas (Calvo et al., 2008). Los aislamientos bacterianos derivados de esta investigación, se ajustan a los resultados obtenidos por Calvo y Zuñiga (2010), quienes observaron que el 100% de las cepas aisladas de la rizósfera de papa (*Solanum tuberosum*), a pH 4 y 5,5 crecieron bien, lo que muestra una buena adaptación de las bacterias rizosféricas a suelos de pH ligera a moderadamente ácidos.

Las diez cepas identificadas reunían las características de antagonistas al presentar un diámetro de halo de inhibición mayor o igual a 4 mm (Cuadro 2), las cuales fueron identificadas taxonómicamente dentro del género *Bacillus*, de alta presencia en la rizósfera de diversos cultivos debido a su capacidad de formación de esporas que le confiere ventajas de supervivencia en la rizósfera (Calvo y Zúñiga 2010). Se puede deducir, que suelos con un pH ligera o moderadamente ácido, no limitan la presencia y crecimiento de este género. Como indican estudios previos en suelos ácidos, se ha demostrado la presencia activa de especies de *Bacillus* (Nishijima et al., 2005).

Cuadro 2. Bacterias antagonistas aisladas de la rizosfera con actividad antagonista contra *B. glumae*.

Fase	Sección	Dilución	Microorganismo	Cepa
vegetativa	Suelo	10 ⁻⁴	<i>Bacillus</i> sp.	BS10 ⁻⁴ 1,1
floración	suelo+raíz	10 ⁻³	<i>Bacillus</i> sp.	1.BSR10 ⁻³ 2,1
floración	suelo+raíz	10 ⁻³	<i>Bacillus subtilis</i>	BSR10 ⁻³ 2,1
maduración	suelo+raíz	10 ⁻⁴	<i>Bacillus</i> sp.	BSR10 ⁻⁴ 1,1
maduración	suelo+raíz	10 ⁻³	<i>Bacillus cereus</i>	BSR10 ⁻³ 1,1
vegetativa	Raíz	10 ⁻⁷	<i>Bacillus</i> sp.	BR10 ⁻⁷ 1,1
floración	suelo+raíz	10 ⁻³	<i>Bacillus</i> sp.	RS+R10 ⁻³ 2,1
maduración	Raíz	10 ⁻⁴	<i>Bacillus cereus</i>	BR10 ⁻⁴ 1,2
vegetativa	Raíz	10 ⁻⁴	<i>Bacillus</i> sp.	BR10 ⁻⁴ 2,1
floración	Raíz	10 ⁻⁶	<i>Lactobacillus plantarum</i>	RR10 ⁻⁶ 1,1

Se puede observar que el predominio y la distribución del género *Bacillus* en los estados fenológicos y las partes de la rizósfera, sugieren la ubicuidad de esta bacteria para



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

cualquiera de estos sitios (Figura 4 y 5), coincidiendo con lo descrito para este género en relación con la característica de poseer mecanismos para asegurar su sobrevivencia ante condiciones físicas desfavorables. Bajo estas condiciones *Bacillus* sp. inicia una serie de respuestas; si estas respuestas fallan para poder mantenerse en estado vegetativo se induce la esporulación (Petersohn et al., 2001). La habilidad de las especies de *Bacillus* de formar endosporas altamente resistentes les da una ventaja competitiva muy importante en un ambiente como el suelo (Stephens, 1998), lo que fundamenta su amplia distribución y garantiza la permanencia en el suelo rizosférico, lo que se sustenta en su amplia capacidad metabólica.

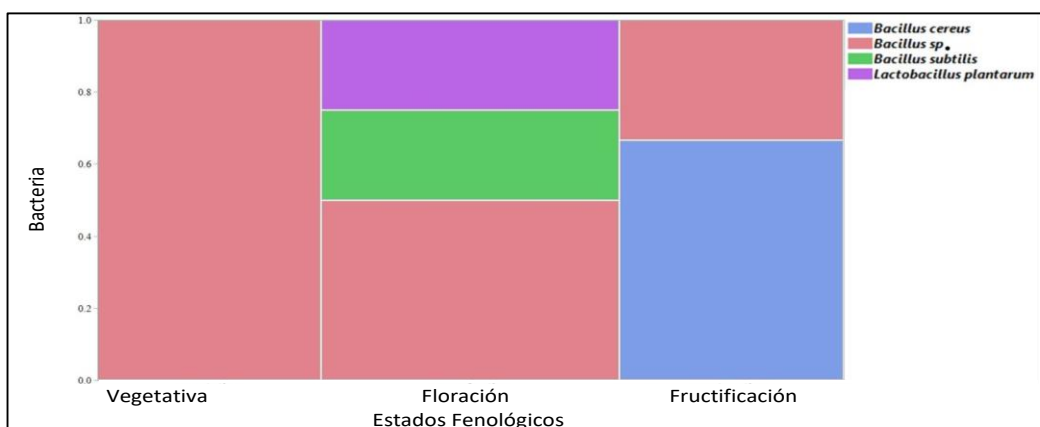


Figura 4. Distribución del género *Bacillus* en los estados fenológicos de la planta de arroz. También se señala la distribución de *B. cereus*, *B. subtilis* y *L. plantarum*.

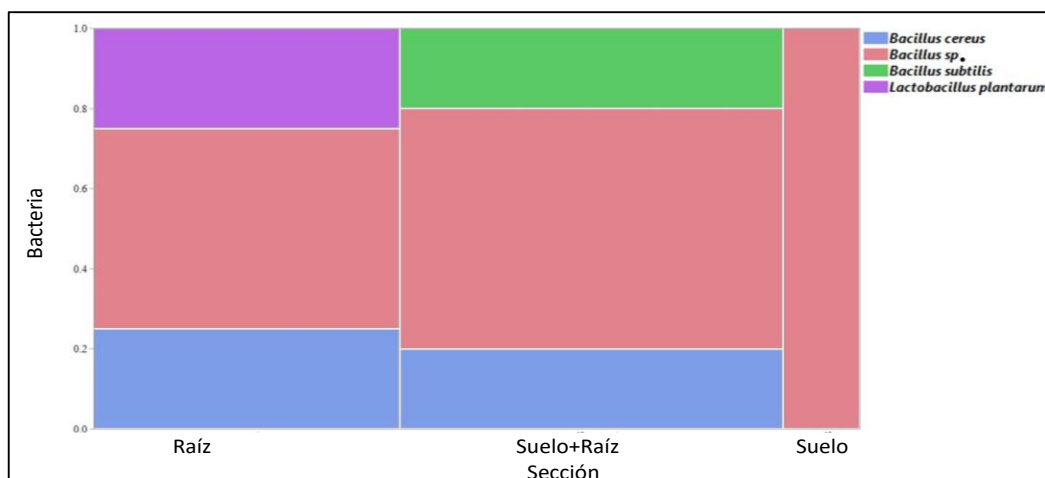


Figura 5. Distribución del género *Bacillus* en las tres secciones de la rizósfera de la planta de arroz. También se incluye *B. cereus*, *B. subtilis* y *L. plantarum*.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Las bacterias del género *Bacillus* son consideradas las más eficaces para controlar enfermedades foliares y de las raíces, según Badía et al. (2011). Dada la diversidad genética en el género *Bacillus*, tanto en el suelo como en la rizósfera, se considera a estos microorganismos como colonizadores eficaces. Los miembros de este género tienen un gran potencial para su uso en la agricultura. Muchas cepas tienen la capacidad de producir metabolitos antimicrobianos para el control de patógenos.

El empleo de la rotación de cultivos con alta producción de residuos posibilita el aumento de la biomasa y una mayor actividad microbiana. Además, la calidad de los residuos influye sobre su velocidad de descomposición y sobre la composición de la comunidad microbiana que actúa en este proceso. De esta forma, sistemas de manejo del suelo con diferentes métodos de preparación y diferentes cultivos, resultan en ambientes totalmente distintos. Por esta razón, conociendo que la microbiota afecta directa e indirectamente la producción agrícola, la evaluación de este componente del suelo resulta importante para darle al mismo, un manejo adecuado buscando su conservación y productividad (Villarreal y Name, 2003).

Se realizó un enfrentamiento dual entre el patógeno *B. glumae* y los antagonistas del género *Bacillus* sp. y se observó la presencia de un halo de inhibición superior a 4 mm. Lo que demostró una gran diversidad de especies del género *Bacillus* con actividad antagónica contra diversos microorganismos fitopatógenos de cultivos agrícolas, tales como maíz, arroz, frutales, entre otros (Villarreal-Delgado et al., 2018). El estudio de esta capacidad de *Bacillus* se inició por el descubrimiento de la actividad insecticida de las proteínas Cry producidas por *B. thuringiensis*; en la actualidad diversas especies del género *Bacillus* (*B. subtilis*, *B. pumilus*, *B. amyloliquefaciens* y *B. licheniformis*) son ampliamente investigadas para mitigar la incidencia de enfermedades de importancia agrícola.

En relación con los hongos de la rizósfera, se determinó que no existieron diferencias significativas entre los estados fenológicos y las secciones de la rizósfera, en cuanto al número de aislamientos totales de hongos, lo cual coincidió con lo observado en bacterias, sugiriendo que las condiciones del suelo son el factor para tomar en cuenta en



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

relación con los aislamientos. Se obtuvieron cinco hongos antagonistas contra *P. oryzae*: *Aspergillus* sp., *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Penicillium* y *Trichoderma* sp. (este cultivo monospórico presentó el mayor porcentaje de inhibición de crecimiento radial, 56,87%). En promedio las cepas del género *Trichoderma* inhibieron el crecimiento de *P. oryzae* (Figura 6) en un 60% a los 8 días de observación. Según Pérez et al. (2018) el antagonismo de *Trichoderma harzianum* sobre *Pyricularia grisea*, a las 96 h la cepa alcanzó un PICR del hongo fitopatógeno de 93,1 % y a partir de las 120 h se alcanzó un 100% de capacidad antagonista.

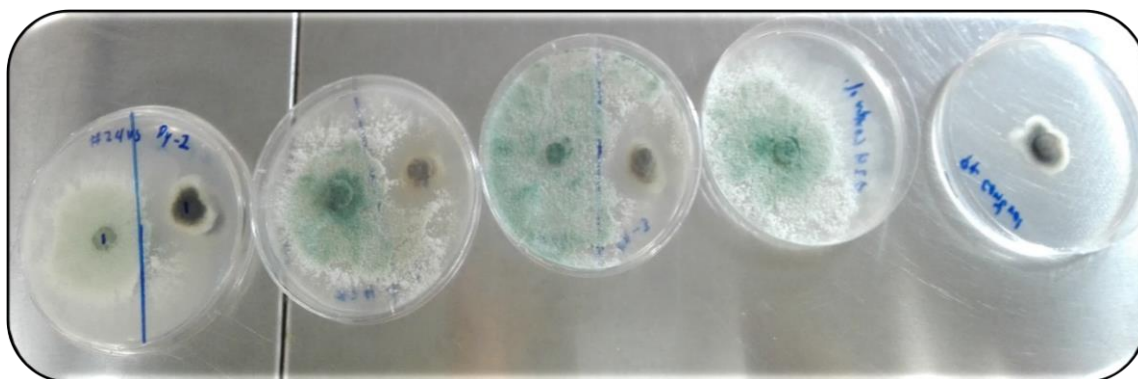


Figura 6. Prueba de antagonismo *in vitro* *Trichoderma* spp. vs *P. oryzae*. Observación a los 5 días. De izquierda a derecha: Réplica 1, Réplica 2, Réplica 3; Control 1; Control 2. *Trichoderma* sp. a la derecha y *P. oryzae* a la izquierda.

Se puede inferir que los mecanismos de acción de las cepas de *Trichoderma* spp., aisladas de la rizósfera del arroz son por competencia y micoparasitismo, posiblemente al aprovechar los nutrientes del medio de cultivo más eficientemente por contar con una velocidad de crecimiento mayor. De acuerdo con Infante et al. (2009), señalan que *Trichoderma* está biológicamente adaptado para una colonización agresiva de los sustratos y en condiciones adversas para sobrevivir, fundamentalmente, en forma de clamidosporas.

La alta velocidad de crecimiento, abundante esporulación y la amplia gama de sustratos sobre los que puede crecer, debido a la riqueza de enzimas que posee, hacen que sea muy eficiente como saprófito y aún más como agente de control biológico. Este hongo prevaleció en fase fenológica de maduración, sobre los otros hongos antagonistas



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

aislados (fase de floración) no hubo aislamientos de hongos antagonistas contra *P. oryzae* en la fase fenológica vegetativa (Figura 7). Lo cual pudiera explicarse tomando en cuenta que en la etapa de vegetativa predomina la presencia de follaje, lo cual no es ambiente propicio para la presencia de hongos, esto explica el ataque de *P. oryzae* después de los 40 días (inicio del primordio floral para variedades de ciclo corto) lo cual implica que los antagonistas al igual que el patógeno incrementan su presencia después de estos 40 días (fase de floración y fructificación), aquí también juegan un papel importante las condiciones ambientales (Cruz et al., 2016).

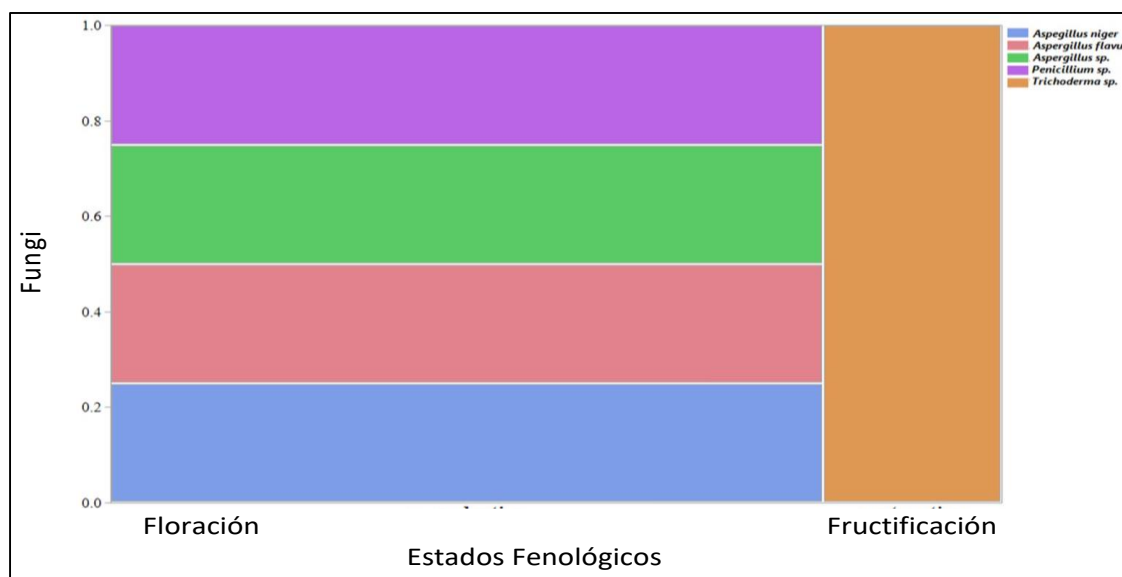


Figura 7. Distribución de hongos antagonistas contra *P. oryzae* en los estados fenológicos de arroz. Puede observarse el predominio de *Trichoderma* sp. en la fase de maduración.

En cuanto a la distribución de los antagonistas en las diferentes secciones de la rizósfera, se presentó una prevalencia de *A. niger*, *A. flavus* y *Penicillium* sp. en la parte de suelo+raíz, mientras que en el suelo rizósferico predominó *Trichoderma* sp. y *Aspergillus* sp. Las especies de *Trichoderma* tienen la particularidad de que crecen cerca de las raíces de las plantas y las protegen contra el ataque de otros hongos, siendo sus hifas una barrera física e incluso son micoparásitos importantes. En el caso de *Penicillium* produce antibióticos que protegen la naranja (Helyer et al., 2014) y brindan protección contra el



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

patógeno foliar *Botrytis cinerea* (Hajek, 2007). En cuanto al género *Aspergillus* se ha reportado su actividad antagonista contra *Moniliophthora roreri* (Suarez y Rangel, 2013).

Es interesante destacar que el género *Bacillus* sp. es clave en la protección contra *B. glumae* en los tres estados fenológicos de la planta de arroz (predominante en la fase vegetativa), mientras que en la fase de floración y fructificación brindan protección tanto hongos como bacterias antagonistas contra *B. glumae* y *P. oryzae*, respectivamente (Figura 8). El género *Bacillus*, es muy útil como control biológico aplicado al suelo o añadido durante el trasplante y es capaz de suprimir tanto en la raíz como en el suelo a patógenos tales como: *Fusarium*, *Pythium*, *Rhizoctonia* y *Sclerotinia* sp. e incluso se puede aplicar directamente a la semilla para protegerla de patógenos del suelo como *Fusarium* y *Rhizoctonia* (Helyer et al., 2014).

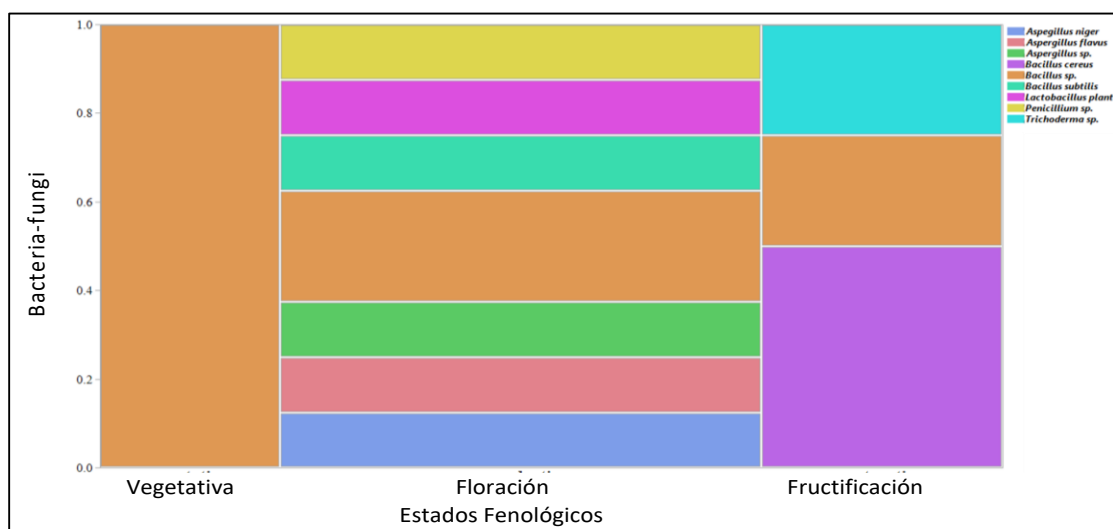


Figura 8. Distribución por estados fenológicos de bacterias y hongos antagonistas aislados en el cultivo de arroz.

En la filósfera, se lograron aislar 10 bacterias antagonistas contra *B. glumae*, todas del género *Bacillus* sp. (ver tabla 3), el cual ha sido reportado como controlador biológico y como supresor de varios fitopatógenos foliares entre ellos *Botrytis* sp., así como de otros hongos (Helyer et al., 2014).



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Cabe destacar la ubicuidad del género *Bacillus* sp. en todas las partes de la hoja de arroz, lo que sugiere su presencia a lo largo del ciclo biológico y su capacidad de brindar protección en todo momento contra patógenos foliares, lo cual plantea una alternativa a los agroquímicos (Figura 9). La presencia de las endosporas refuerza su papel dormante a través de largos períodos de tiempo (Islam et al., 2016), lo que influye notablemente en su capacidad bioprotectora, en este sentido, es interesante su presencia tanto en la fase vegetativa, así como de floración lo que contribuiría a la defensa de la planta en esta etapa de crecimiento (Figura 10).

Cuadro 3. Bacterias aisladas de la filósfera con actividad antagonista contra *B. glumae*. Los aislamientos corresponden a tres estados fenológicos y tres partes de la hoja.

<i>Microorganismo</i>	<i>Etapas</i>	<i>Sección</i>	<i>Dilución</i>	<i>Cepa</i>
<i>Bacillus subtilis</i>	Vegetativa	Ápice	10 ⁻³	Cepa-3
<i>Bacillus</i> sp.	Vegetativa	Ápice	10 ⁻³	Cepa-10
<i>Bacillus</i> sp.	Floración	Ápice	10 ⁻²	Cepa-6
<i>Bacillus</i> sp.	Vegetativa	Ápice	10 ⁻¹	Cepa-8
<i>Bacillus</i> sp.	Vegetativa	Base	10 ⁻¹	Cepa-2
<i>Bacillus</i> sp.	Vegetativa	Ápice	10 ⁻³	Cepa-4
<i>Bacillus</i> sp.	Floración	Base	10 ⁻¹	Cepa-9
<i>Bacillus</i> sp.	Vegetativa	Media	10 ⁻³	Cepa-7
<i>Bacillus cereus</i>	Vegetativa	Ápice	10 ⁻¹	Cepa-1
<i>Bacillus</i> sp.	Vegetativa	Ápice	10 ⁻³	Cepa-5

En cuanto a los hongos antagonistas contra *P. oryzae*, aislados de la filósfera, se lograron obtener cinco aislamientos (Cuadro 4). La distribución de los hongos antagonistas ha comprendido los tres estados fenológicos de la planta, de igual se presentaron antagonistas fúngicos en todas las partes de la hoja de arroz. Sin embargo, hay que señalar que la temperatura de la hoja puede alterar tanto incidencia como la abundancia de hongos, incluyendo a los potenciales patógenos (Cordier et al., 2012), lo cual es un factor clave para la distribución de los posibles antagonistas.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

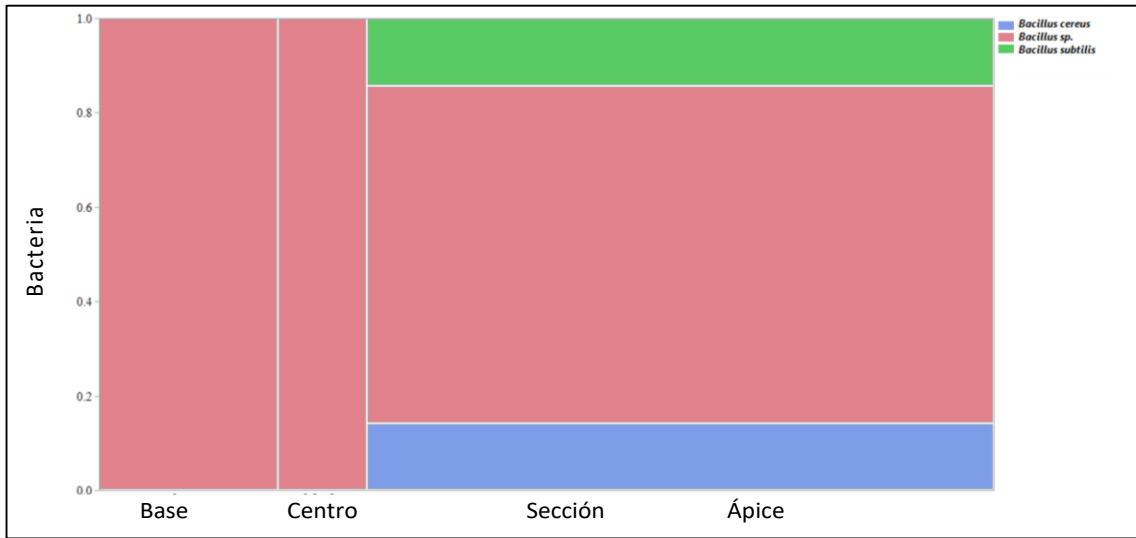


Figura 9. Distribución de antagonistas del género *Bacillus* en las secciones de la hoja de arroz contra *B. glumae*.

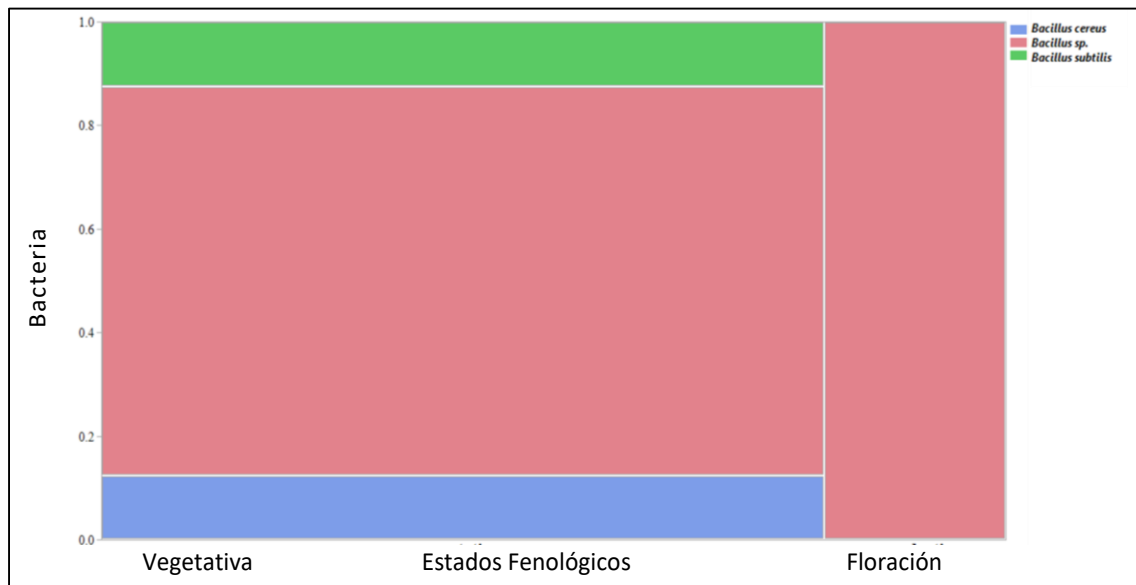


Figura 10. Distribución fenológica de antagonistas del género *Bacillus* en la filósfera del arroz contra *B. glumae*.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Cuadro 4. Hongos aislados de la filósfera con actividad antagonista contra *P. oryzae*.

Estado Fenológico	Sección	Fungi
Floración	base	<i>Aspergillus flavus</i>
Vegetativa	centro	<i>Aspergillus niger</i>
Fructificación	base	<i>Fusarium</i> sp.
Vegetativa	ápice	<i>Penicillium</i> sp.
Fructificación	base	<i>Trichoderma</i> sp.

En relación, a la espermósfera se aislaron cinco bacterias con actividad antagonista contra *B. glumae*: *Bacillus pumillus*, *Bacillus licheniformis*, *Brevibacillus bortelensis*, *Bacillus subtilis* y *Aeromonas hidrofila*. Interesantemente se presentó un predominio del género *Bacillus* sp. Una vez más el género *Bacillus*, domina el microambiente de la espermósfera, lo que concuerda con lo señalado por Berg et al., 2014 en relación con su predominancia en climas secos, como es el caso de la costa pacífica de Panamá.

Se sugiere una amplia diversidad de bacterias y hongos como posibles antagonistas contra patógenos como *B. glumae* y *P. oryzae* (Figura 12), los cuales están presentes en los distintos estados fenológicos de la planta, así como es sus distintas zonas. Es notable la omnipresencia del género *Bacillus* en toda la planta de arroz, lo que refuerza su papel como antagonista fundamental para este cultivo. Aunque no se puede desconocer la importancia de los géneros *Penicillium*, *Aspergillus* y *Trichoderma*, lo que dependiendo de las condiciones ambientales y del manejo agronómico pueden representar una alternativa frente al uso de agroquímicos.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

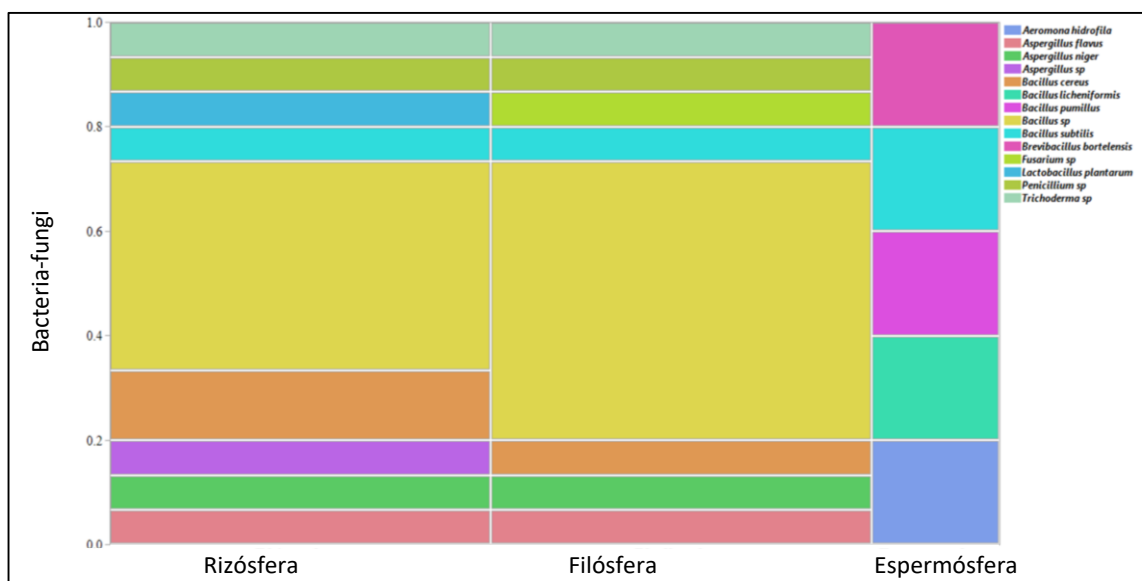


Figura 12. Distribución de antagonistas contra *B. glumae* y *P.oryzae* en el cultivo de arroz. La descripción incluye presencia de hongos y bacterias en la rizósfera, filósfera y espermósfera.

CONCLUSIONES

- Se aislaron hongos y bacterias determinando diferencias en el total de aislamientos para las variables fases fenológicas (vegetativa, floración, maduración), secciones de la rizósfera (sección suelo, sección raíz, interfase suelo+raíz), secciones de la filósfera (base, centro, ápice) y semillas (espermósfera).
- La mayor capacidad inhibitoria frente a *B. glumae* la presentaron las cepas del género *Bacillus*, así como *Lactobacillus plantarum*, *Brevibacillus borelensis*, *Aeromonas* sp.
- Las cepas fúngicas que mostraron actividad antagónica contra *P. oryzae*, corresponden a *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus* sp., *Penicillium* sp., *Trichoderma* sp. y *Fusarium* sp.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

REFERENCIAS

- Acebo, Y., Hernández, A., Rives, N., Velásquez, M., y Hernández-Lauzardo, A. (2011). Perspectivas Del Uso De Bacterias Rizosféricas en el control de *Pyricularia grisea* (Cooke Sacc.) En el cultivo del arroz (*Oryza sativa* L.). *Revista Colombiana de Biotecnología*, 13(1), 16-22. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-34752011000100003
- Alviz M, L., Pérez G, A., y Pérez-Cordero, A. (2017). Efecto inhibitorio de compuestos tipo metabolitos de bacterias endófitas contra *Colletotrichum gloeosporioides* y *Burkholderia glumae*. *Revista Colombiana De Ciencia Animal - RECIA*, 9(S1), 18-25. <https://doi.org/10.24188/recia.v9.nS.2017.516>
- Astorga-Quirós, K., Meneses-Montero, K., Zúñiga-Vega, C., Brenes-Madriz, J. A., y Rivera-Méndez, W. (2014). Evaluación del antagonismo de *Trichoderma* sp. y *Bacillus subtilis* contra tres patógenos del ajo. *Revista Tecnología En Marcha*, 27(2), 82-91. <https://doi.org/10.18845/tm.v27i2.1929>
- Ávila, C., Goretti, R., y Lizcano, T. (2014). Aislamiento de *Trichoderma* sp., en las unidades productivas agrícolas del Centro de Formación Agroindustrial La Angostura de Campoalegre (Huila). *Revista Agropecuaria Y Agroindustrial La Angostura*, 1(1), 15-20. <https://revistas.sena.edu.co/index.php/raaa/article/view/145>
- Badía, M., Hernández, B., Murrel, J., Mahillon, J., y Pérez., M. (2011). Aislamiento y Caracterización de Cepas de *Bacillus* asociadas al cultivo del arroz (*Oryza sativa* L.). *Revista Brasileira de Agroecologia*, 6(1), 90-99. https://orprints.org/id/eprint/23097/1/Bad%C3%ADa_Aislamiento.pdf
- Benitez, S., Bentley, J., Bustamante, P., Sánchez, L., y Corrales, L. (2007). Aislamiento de los microorganismos cultivables de la rizósfera De *Ornithogalum umbellatum* y evaluación del posible efecto biocontrolador en dos patógenos del suelo. *NOVA*, 5(8), 147-153. <https://doi.org/10.22490/24629448.383>



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

- Berg G., Grube, M., Schloter, M., y Smalla, K. (2014). Unraveling the plant microbiome: looking back and future perspectives. *Front Microbiol.* 5,148. doi: 10.3389/fmicb.2014.00148 PMID: [24926286](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24926286/); PMCID: [PMC4045152](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/PMC4045152/); [Unraveling the plant microbiome: looking back and future perspectives - PubMed \(nih.gov\)](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24926286/)
- Calvo, P., Meneses, L., y Zúñiga, D. (2008). A study of potato (*Solanum tuberosum*) crop rhizosphere microbial population in highland zones. *Ecología Aplicada*, 7(1,2), 141-148.
- Calvo, P., y Zúñiga D. (2010). Caracterización fisiológica de cepas de Bacillus spp. aisladas de la rizósfera de papa (*Solanum tuberosum*). *Ecología aplicada*, 9,(1), 31-39. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1726-22162010000100004&script=sci_arttext&tlng=en
- Chanway, C., y Nelson, L. (1991). Tissue culture bioassay for plant growth promoting rhizobacteria. *Soil Biology and Biochemistry*, 23,(4), 331-333. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(91\)90187-O](https://doi.org/10.1016/0038-0717(91)90187-O)
- Cordier, T., Robin, C., Capdevielle, X., Fabreguettes, O., Desprez, M., y Vacher, C. (2012). The composition of phyllosphere fungal assemblages of European beech (*Fagus sylvatica*) varies significantly along an elevation gradient. *New Phytologist.*, 196(2), 510–519. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2012.04284.x>
- Correa, F., Pérez, C., y Saavedra, E. (2007). Añublo bacterial de la panícula del arroz. *Revista Arroz*, 57(468), 26-32.
- Mora-Cristancho, J., Zea, S., y Gil-Agudelo, D. (2009). Actividad Antagónica entre Bacterias Epibióticas Aisladas de Esponjas Marinas del Caribe Colombiano y su Relación con la Macroepibiosis. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras - INVEMAR*, 38(1), 25-38. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0122-97612009000100002



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

- Cruz, M. F. A., Ríos, J. A., Araujo, L., y Rodríguez, F. Á. (2016). Infection process of *Pyricularia oryzae* on the leaves of wheat seedlings. *Tropical plant pathology*, 41(2), 123-127. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20163167418>
- Degrassi, G., Devescovi, G., Kim, J., Hwang, I., y Venturi V. (2008). Identification, characterization and regulation of two secreted polygalacturonases of the emerging rice pathogen *Burkholderia glumae*. *FEMS Microbiology Ecology*, 65(2), 251-262. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2008.00516.x>
- García G., M. L., Sánchez-Yáñez, J. M., Peña-Cabriales, P., y Moreno, Z. (1995). Respuesta del maíz (*Zea mays L.*) a la inoculación con bacterias fijadoras de nitrógeno. *Terra*, 17, 71-80.
- Heijnen, C. E., y Van Veen, J. A. (1991). A determination of protective microhabitats for bacteria introduced in soil. *FEMS. Microbiol. Eco.* 85(1), 73-80. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.1991.tb04699.x>
- Hajek, A. (2007). *Natural enemies*. Cambridge press.
- Helyer, N., Cattlin, N., y Brown, K. (2014). *Biological Control in plant protection*. Second edition. CRC press.
- Infante, D., Martínez, B., González, N., y Reyes, Y. (2009). Mecanismos de Acción de *Trichoderma* sp., Frente a Hongos Fitopatógenos. *Revista de Protección Vegetal*, 24(1), 14-21. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522009000100002
- Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. (2009). Plan de Acción para la Competitividad de la Cadena de Arroz de Panamá: Hacia un Mecanismo de Reconocimiento de la Calidad. Plan de Acción para la Competitividad de la Cadena de Arroz de Panamá. San José, Costa Rica. <https://repositorio.iica.int/handle/11324/18962>



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Islam, M., Rahman, M., Pandey, P., Jha, C., y Aeron, A. (2016). *Bacilli and Agrobiotechnology*. Springer.

Jaramillo, D. (2002). *Introducción a la Ciencia del Suelo*. Medellín, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.

<https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/70085/70060838.2002.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Kavanagh, K. (2005). *Fungi Biology and applications* John Wiley & Sons. UK.

Leveau, J. H., y Lindow. S. E. (2001). "Appetite of an epiphyte: Quantitative monitoring of bacterial sugar consumption in the phyllosphere." *PNAS*, 98, 3446-3453.

<https://doi.org/10.1073/pnas.061629598>

Lindow, S., y Brandl, M. (2003). Microbiology of the phyllosphere. *Applied Environmental Microbiology*, 69(4), 1875-1883. [Lindow SE, Brandl MT.. Microbiology of the phyllosphere. Appl Environ Microb 69: 1875-1883 \(researchgate.net\)](#)

[Lindow SE, Brandl MT.. Microbiology of the phyllosphere. Appl Environ Microb 69: 1875-1883 \(researchgate.net\)](#)

Newman, E. (1985). The rhizosphere: carbon sources and microbial populations. En H. Fitter (Ed.). *Ecological interactions in soil plants, microbes and animals* (pp. 107-122). Blackwell Scientific Publ., Oxford, UK.

Nishijima, T., Toyota, K., y Mochizuki, M. (2005). Predominant culturable *Bacillus* species in Japanese Arable soils and their potencial as biocontrol agents. *Microbes and Environment*, 20, 61-68. <https://doi.org/10.1264/jsme2.20.61>

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2018). *Portal del Suelos de La FAO*. <http://www.fao.org/soils-portal/about/definiciones/es/>

Pérez, E., Bernal, A., Milanés, P., Sierra, Y., Leiva, M., Marín, S., y Monteagudo, O. (2018). Eficiencia de *Trichoderma harzianum* (cepa A-34) y sus filtrados en el control de tres enfermedades fúngicas foliares en arroz. *Bioagro*, 30(1), 17-26.

https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1316-33612018000100002



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

- Petersohn, A., Brigulla, M., Haas, S., Hoheisel, J., Lker, U., y Hecker, M. (2001). Global Analysis of the General Stress Response of *Bacillus subtilis*. *Journal of Bacteriology*, 183, 5617-5631. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11544224/>
- Quesada, A., y García., F. (2014). *Burkholderia glumae* in The Rice Crop in Costa Rica. *Agronomía mesoamericana*, 25(2), 371-381. <a15v25n2.pdf> (scielo.sa.cr)
- Rodríguez, J. (2016). *Magnaporthe oryzae*, Un Hongo de Difícil Control y de Efectos Devastadores en Nuestros Cultivos de Arroz. Centro de Biotecnología y Genómica de Plantas UPM-INIA. Parque Científico y Tecnológico de la UPM. <https://www.interempresas.net/Grandes-cultivos/Articulos/158284-Magnaporthe-oryzae-hongo-dificil-control-efectos-devastadores-nuestros-cultivos-arroz.html>
- Schulz, B., Boyle, C., Draeger, S., Rommert, A., y Krohn, K. (2002). Endophytic fungi: a source of novel biologically active secondary metabolites. *Mycological research*, 106(9), 996-1004. <https://doi.org/10.1017/S0953756202006342>
- Suarez, L., y Rangel A. (2013). Isolation of microorganisms for biological control the *Moniliophthora roreri*. *Acta Agron*, 62(4), 370 – 378. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0120-28122013000400011&lng=en&nrm=iso&tlng=en
- Stephens, C. (1998). Bacterial sporulation: A question of commitment? *Current Biology*, 8, 45-48. [https://doi.org/10.1016/S0960-9822\(98\)70031-4](https://doi.org/10.1016/S0960-9822(98)70031-4)
- Valdez-Núñez, R., Ríos-Ruíz, W., Ormeño-Orillo, E., Torres-Chávez, E., y Torres-Delgado, J. (2020). Caracterización genética de bacterias endofíticas de arroz (*Oryza sativa* L). *Revista Argentina de Microbiología*, 52, 315-332. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2019.12.002>



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Villarreal-Delgado, M. F., Villa-Rodríguez, E. D., Cira-Chávez, L. A., Estrada-Alvarado, M. I., Parra-Cota, F. I., y de los Santos-Villalobos, S. (2018). El género *Bacillus* como agente de control biológico y sus implicaciones en la bioseguridad agrícola. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 36(1), 95-130. <https://www.rmfm.smf.org.mx/ojs/index.php/RMF/article/view/100>

Villarreal, J., y Name, B. (1996). *Técnicas analíticas del laboratorio de suelos*. IDIAP. Divisa, Herrera. Panamá. 126 pp.

Villarreal, J., y Name, B. (2003). Dinámica biológica y de nutrientes en un ultisol con diferente cobertura vegetal, Calabacito Panamá, 1990-1996. *Ciencia Agropecuaria*, 13, 59-80. <http://www.revistacienciaagropecuaria.ac.pa/index.php/ciencia-agropecuaria/article/view/333/271>

Watanabe, M. (2010). *Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi*. third edition.



Este trabajo está licenciado bajo una [licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0 International](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)