Sociedad Mexicana de Ciencia y Tecnología Agropecuaria ISSN: 2448-6620

TAMAÑO DE LA POBLACIÓN Y TIEMPO DE RESPUESTA DE *Bacillus cereus* PARA EL CONTROL DE *Fusarium solani*

POPULATION SIZE AND RESPONSE TIME OF *Bacillus cereus* FOR THE CONTROL OF *Fusarium solani*

Josué I. Zapata-Mata[1]; Brenda Z. Guerrero-Aguilar[2,3]; Mario M. González-Chavira[2]; César L. Aguirre Mancilla[3]; Ramón G. Guevara González [4]; Juan G. Ramírez Pimentel[3]; Ahuízotl Joaquín Ramos[3]

[1]Universidad de Guanajuato Campus Celaya-Salvatierra, [2]Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias, [3]Tecnológico Nacional de México Roque, [4]Universidad Autónoma de Querétaro, Campus Amazcala. Correo de correspondencia: d24980102@roque.tecnm.mx.

RESUMEN

Uno de los patógenos vegetales más importantes es *Fusarium solani*. Para su control biológico se ha usado *Bacillus cereus* por sus efectos antagónicos contra este hongo. Para lograr la eficiencia del control biológico es necesario conocer el tamaño de población necesario para que el antagonista sobreviva y ejerza lo más rápido posible su efecto antagónico. Con base en lo anterior se realizó este trabajo con el objetivo de establecer el tamaño de población necesario y el tiempo de respuesta en el que *B. cereus* es capaz de controlar a *F. solani* bajo condiciones *in vitro*. El sustrato compuesto por suelo y Peat Moss se estableció en un diseño completamente al azar con cuatro tratamientos y tres repeticiones. Los tratamientos fueron: curativo (*F. solani* primero, *B. cereus* tres días después), preventivo (*B. cereus* primero, *F. solani* tres días después) y dos controles (cada microorganismo por separado). Los resultados mostraron que la interacción tiempo × microorganismo fue significativa en ambos tratamientos (preventivo: $p < 0.0001$; curativo: $p = 0.0003$), lo que confirma el efecto inhibitorio de *B. cereus* sobre *F. solani*. La densidad poblacional de *B. cereus* asociada al control del patógeno se encontró entre 0.9×10^6 y 40.2×10^6 UFC/g de suelo, dependiendo del tratamiento. El efecto inhibitorio se manifestó a partir del tercer día de crecimiento conjunto.

Palabras clave: *densidad poblacional, antagonismo, control biológico, quorum sensing*

ABSTRACT

Fusarium solani is one of the most important plant pathogens. *Bacillus cereus* has been used as a biological control agent due to its antagonistic effects against this fungus. To achieve efficient biological control, it is necessary to know the population size required for the antagonist to survive and exert its antagonistic effect as quickly as possible. Based on this, this study aimed to establish the necessary population size and response time for B. cereus to control F. solani under in vitro conditions. A substrate composed of soil and peat moss was

used. Four treatments with three replicates each were established in a completely randomized design: curative (*F. solani* first, *B. cereus* three days later), preventive (*B. cereus* first, *F. solani* three days later), and two controls (each microorganism alone). The results showed that the time × microorganism interaction was significant in both treatments (preventive: $p < 0.0001$; curative: $p = 0.0003$), confirming the inhibitory effect of B. cereus on F. solani. The population density of B. cereus associated with pathogen control ranged from 0.9×10^6 to 40.2×10^6 CFU/g of soil, depending on the treatment. The inhibitory effect was observed from the third day of co-growth.

Keywords: *population density, antagonism, biological control, quorum sensing*

INTRODUCCIÓN

Uno de los patógenos vegetales más importantes es *Fusarium solani*, el cual, actualmente se considera que representa un complejo con más de 45 especies filogenéticas/biológicas (Geiser et al., 2021), muchas de las cuales son de importancia agrícola ya que se han reportado más de 1,000 relaciones patogénicas de este hongo, con más de 500 especies de plantas hospederas (Farr y Rossman, 2017). Debido a esto, existe la necesidad urgente de desarrollar herramientas más eficaces, sostenibles y respetuosas con el medio ambiente para su control.

Dentro del manejo fitosanitario moderno que se basa en la aplicación de métodos no químicos para la protección de las plantas contra enfermedades, plagas y malezas, uno de los más usados es el control biológico o biocontrol, el cual es una solución alternativa al uso de pesticidas químicos y consiste en la introducción artificial de microorganismos antagonistas en un ecosistema determinado para controlar un patógeno (Pandit et al., 2022). Uno de estos microorganismos que se ha utilizado ampliamente en los métodos de control biológico es *Bacillus cereus*, porque ha demostrado que tiene efectos antagónicos sobre diversos hongos (Zhou et al, 2021; Ramírez et al, 2022). Particularmente, exhibe una importante actividad antifúngica contra *F. solani*, principalmente mediante la producción de enzimas hidrolíticas y metabolitos secundarios. Varios estudios han demostrado que cepas específicas de *B. cereus* pueden inhibir eficazmente el crecimiento micelial, la germinación de esporas y la elongación del tubo germinativo de este patógeno (Chang et al., 2007; León et al., 2009; Mejía-Bautista et al., 2016; Rahimi-Midani et al., 2016; Gharsallah et al., 2025).

La eficiencia de *B. cereus* para el control biológico de patógenos, al igual que en el resto de este tipo de bacterias, depende del tamaño de su población, el cual es un factor crítico para el éxito del control biológico de fitopatógenos. Una alta densidad poblacional es generalmente necesaria para establecerse en el nicho ecológico y superar a los patógenos mediante competencia, antibiosis o inducción de resistencia (Maake &

Sibisi, 2025). Bacterias como *Bacillus* o *Pseudomonas* dependen de la densidad poblacional mediante un mecanismo conocido como quorum sensing, el cual activa la producción de metabolitos antimicrobianos solo cuando se alcanza una concentración celular crítica. Aunque un inóculo alto aumenta la eficacia, existe una cantidad mínima necesaria para que el antagonista sobreviva y se establezca ante la competencia de la microbiota nativa. Esta cantidad se conoce como Umbral de inóculo (Noorani et al, 2025). Esta información es necesaria para establecer la dosis-respuesta; en este caso, la menor concentración de *B. cereus* para que ejerza un control efectivo sobre *F. solani*, dato necesario para el desarrollo de un bioplaguicida, en términos ecológicos y económicos. Otra información requerida es determinar el tiempo de respuesta, es decir, la velocidad en la que un biocontrolador ejerce su actividad, pues este también es un criterio de selección importante, ya que un microorganismo que actúe rápido tiene más posibilidades de ejercer un control efectivo en condiciones de campo (Cotes et al. 2018). Con base en lo anterior, se realizó este trabajo con el objetivo de establecer el tamaño de población mínimo (umbral) y el tiempo de respuesta en el que *B. cereus* ejerce un control efectivo sobre *F. solani*, en un sistema de suelo estéril.

MATERIALES Y MÉTODOS

Microorganismos. La cepa de *Fusarium solani* fue aislada de plantas de frijol con síntomas de fusariosis e identificada por características morfológicas basadas en el manual de Leslie & Summerell (2006).
La cepa de *Bacillus cereus* utilizada fue la cepa Amazcala (B.c-A), aislada originalmente de raíces de higuerilla (*Ricinus communis*) en el Campus Amazcala de la Universidad Autónoma de Querétaro. Esta cepa fue identificada molecularmente mediante la secuenciación del gen 16S rRNA (número de acceso GenBank: MK941165) y se encuentra caracterizada por su actividad antagónica y promotora del crecimiento vegetal (Solano-Álvarez et al., 2021).

El sustrato utilizado fue una mezcla homogénea de un suelo de tipo franco arcillo-arenoso y Peat Moss, lo que dio como resultado un sustrato con pH 7.3 y con 6.97% de materia orgánica (MO). Para cada tratamiento, se colocaron 15 g del sustrato en tubos tipo Falcon de 50 mL. Los tubos con el sustrato, fueron esterilizados en autoclave para asegurar la eliminación de microorganismos nativos.

Para la preparación del inóculo, en cajas Petri con medio PDA sólido, se colocó un fragmento de micelio que se dejó crecer a temperatura ambiente hasta la aparición de conidios; posteriormente, usando la técnica de García-Bastidas (2019), se recolectaron y se realizó el conteo de conidios con el uso de la cámara de Neubauer, obteniendo el número de conidios por mL de solución. Al finalizar el conteo, se recolectó la suspensión de conidios para ajustarla a una concentración final de $1x10^6$ conidios/mL.

La concentración de *B. cereus* se determinó mediante conteo en placa. Se realizaron diluciones seriadas del cultivo bacteriano y se sembraron 100 µL de la dilución $1x10^{-6}$ en cajas Petri con medio Agar Nutritivo (AN) por extensión superficial. Las placas se incubaron a 28°C durante 24-48 h. El conteo de colonias fue una concentración de aproximadamente 1.2 x 10^{10} UFC/mL en la suspensión original. De esta suspensión se inocularon 0.1 mL por cada 15 g de sustrato. El estudio se centró en la población recuperable en el suelo a lo largo del tiempo.

Se establecieron cuatro tratamientos, con tres repeticiones, en un diseño completamente al azar. Tratamiento 1 (curativo): se inoculó primero *F. solani* en el tubo con suelo a una concentración de 1 $x10^6$ conidios/g por suelo. Tres días después se inoculó con la bacteria de *B. cereus*. Tratamiento 2 (preventivo): se inoculó primero con *B. cereus* el tubo de suelo y a los, tres días después se inoculó con *F. solani*. Controles: se inocularon en tubos de suelo estériles por separado *B. cereus* y *F. solani*. Durante todo el experimento, los tubos inoculados se incubaron a 28°C y se mantuvieron húmedos a capacidad de campo aplicando agua estéril.

La cuantificación de UFC se realizó a los 3, 6, 10 y 13 días. Esta medición se realizó por triplicado en cada uno de los tratamientos mediante la técnica de dilución decimal seriada de un gramo de sustrato y posterior siembra por el método de difusión en cajas Petri. Los medios de cultivo utilizados fueron agar nutritivo para *B. cereus* y PDA para *F. solani* (Álvarez-Solís y Anzueto-Martínez, 2004). Las cajas Petri se incubaron a 28 °C, los conteos de las colonias presentes se realizaron a las 48 h después de la toma de muestra. Se realizó un análisis de varianza de la evolución temporal de las UFC de ambos microorganismos usando el programa SAS.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC/g de suelo) permitió observar la dinámica poblacional de *Bacillus cereus* y *Fusarium solani* durante los 13 días de monitoreo. En los tratamientos control (Figura 1A y 1B), ambos microorganismos mostraron el comportamiento típico esperado en un sistema cerrado. La bacteria *B. cereus* presentó una curva de crecimiento característica, con una fase de latencia inicial, un crecimiento exponencial hasta el cuarto día, una fase estacionaria entre los días 5 y 6 y una fase de declive a partir del día 7 (Figura 1B). Este comportamiento era el esperado, ya que el hongo requiere, para un crecimiento óptimo, una temperatura de 25 a 30 °C, un pH entre 6 y 7.5 y disponibilidad de agua (Singh et al., 2017; Yan & Nelson, 2020), condiciones que se mantuvieron durante el experimento.

Efecto inhibitorio en el tratamiento curativo (primero el hongo, luego la bacteria). En el tratamiento curativo (Figura 1C), en el que primero se inoculó *F. solani* y tres días después *B. cereus*, la interacción tiempo ×

microorganismo fue significativa ($p = 0.0003$). A pesar de que *F. solani* fue inoculado primero, *B. cereus* logró controlar su crecimiento. La población de *B. cereus* disminuyó de 40.2×10^6 UFC/g en el día 3 a 9.0×10^6 UFC/g en el día 10, mientras que *F. solani* se mantuvo en niveles bajos (1,287 a 2,294 UFC/g) sin diferencias significativas entre días según la prueba de Tukey ($p > 0.05$). Debido a que los muestreos en este tratamiento se realizaron en días no coincidentes con el tratamiento preventivo (días 5 y 7 en lugar de 6), se promediaron los valores de ambos días para representar el tiempo de 6 días, permitiendo así la comparación entre tratamientos.

El hecho de que *B. cereus* lograra controlar a *F. solani* incluso cuando el hongo ya tenía tres días de ventaja es relevante desde el punto de vista práctico, ya que en condiciones de campo es común que el patógeno se establezca antes de que se aplique el biocontrolador. Este resultado coincide con lo reportado por Mei et al. (2024) y Maharjan et al. (2025), quienes encontraron que cepas de *B. cereus* pueden inhibir el crecimiento de hongos fitopatógenos incluso cuando el hongo ya está establecido, mediante la producción de compuestos volátiles, enzimas líticas y sideróforos. Sin embargo, la disminución de *B. cereus* de 40.2×10^6 a 9.0×10^6 UFC/g sugiere que la bacteria enfrentó dificultades iniciales para adaptarse al medio, probablemente porque *F. solani* ya había colonizado parte del sustrato. A pesar de esto, la población sobreviviente fue suficiente para ejercer el efecto antagónico, lo que indica que existe un umbral poblacional mínimo para el control.

Efecto inhibitorio en el tratamiento preventivo (primero la bacteria, luego el hongo). En el tratamiento preventivo (Figura 1D), donde se inoculó primero *B. cereus* y tres días después *F. solani*, la interacción tiempo × microorganismo fue altamente significativa ($p < 0.0001$), lo que indica que *B. cereus* ejerció un efecto inhibitorio sobre *F. solani*. La población de *B. cereus* se mantuvo en el rango de 0.9×10^6 a 3.8×10^6 UFC/g, mientras que *F. solani* alcanzó un máximo de 1,063 UFC/g al día 10, sin lograr establecerse. La prueba de Tukey mostró diferencias significativas entre las poblaciones de ambos microorganismos en todos los tiempos evaluados ($p < 0.05$).

El tratamiento preventivo mostró un control más eficiente que el curativo, como lo evidencia la mayor significancia estadística ($p < 0.0001$ vs $p = 0.0003$) y la estabilidad de la población de *B. cereus*, que se mantuvo sin disminuciones drásticas. Esto era esperable, ya que al aplicar el antagonista antes que el patógeno, *B. cereus* tiene la oportunidad de colonizar el sustrato, consumir recursos y activar mecanismos de defensa como la producción de metabolitos antimicrobianos mediada por quorum sensing (Andrić et al., 2020; Andrić et al., 2022). Varios autores han reportado que la aplicación preventiva de *Bacillus* spp. es más efectiva para el control de *Fusarium* spp. (Khan et al., 2018; Palazzini et al., 2020; Ma et al., 2022), lo que coincide con nuestros resultados.

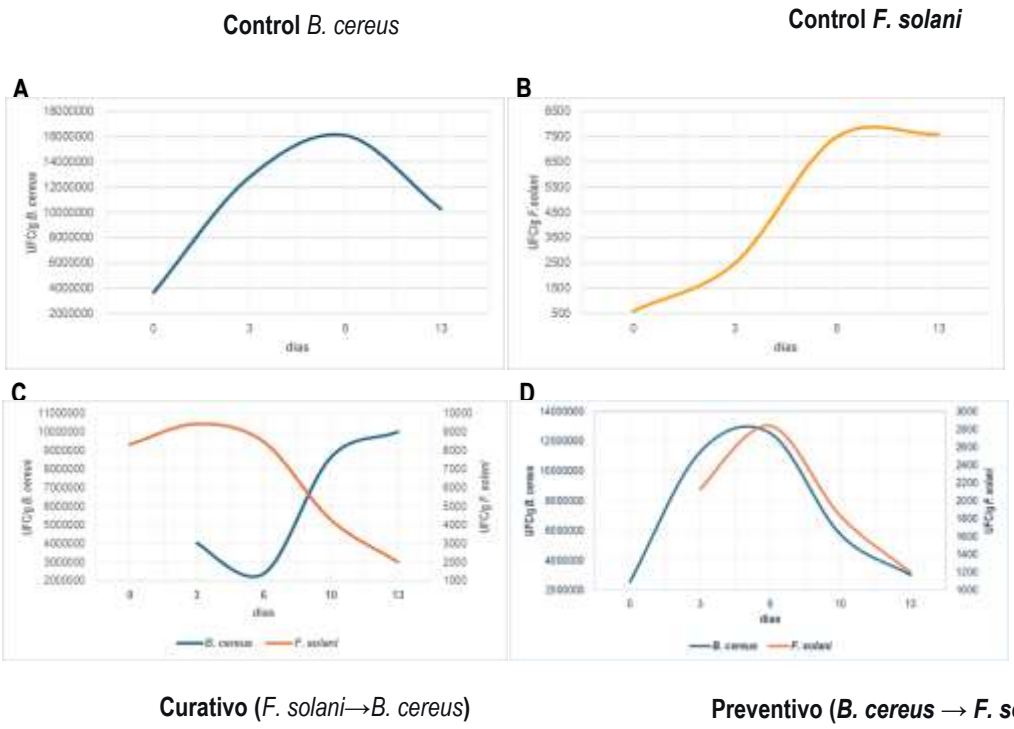

Figura 1. Dinámica poblacional de *Bacillus cereus y Fusarium solani* (UFC/g de suelo) durante 13 días. A: Control *B. cereus*; B: Control *F. solani*; C: Tratamiento curativo (primero *F. solani,* tres días después *B. cereus*); D: Tratamiento preventivo (primero *B. cereus*, tres días después *F. solani*). Cada punto representa la media de tres repeticiones.

Densidad poblacional crítica. Bajo las condiciones de este trabajo, la población mínima de *B. cereus* necesaria para ejercer el control sobre *F. solani* fue de 0.9 × 10^6 UFC/g de suelo, mientras que la población se mantuvo en un máximo de 3.8 × 10^6 UFC/g. Al alcanzar este rango poblacional, es probable que se activen mecanismos dependientes de densidad como el quorum sensing, que desencadenan la producción de compuestos antagónicos. Este rango coincide con lo reportado en la literatura, donde el control eficaz de *Fusarium* con *Bacillus* se logra típicamente con 10^6-10^8 UFC/mL en aplicaciones líquidas (Ma et al., 2022; Palazzini et al., 2022). Es importante destacar que, independientemente de la dosis inicial inoculada, la población de *B. cereus* tendió a estabilizarse en este rango, lo que sugiere que al alcanzar esta densidad se activan mecanismos dependientes de población que desencadenan la producción de compuestos antagónicos.

Además, nuestros datos indican que *B. cereus* requiere alrededor de tres días para detectar al patógeno e iniciar sus mecanismos de control. *Bacillus* percibe a fitopatógenos y competidores a través de moléculas señal como sideróforos y metabolitos fúngicos/bacterianos, lo que dispara rutas de estrés y producción de metabolitos antifúngicos (Andrić et al., 2020; Andrić et al., 2022; Bartolini et al., 2019). Este tiempo de respuesta es razonable para un biocontrolador, ya que en condiciones de campo la aplicación preventiva con al menos tres días de anticipación podría ser una estrategia viable

CONCLUSIONES

En el presente estudio se demostró que *Bacillus cereus* ejerce un efecto inhibitorio significativo sobre el crecimiento de *Fusarium solani* en condiciones de suelo estéril, tal como lo evidencian las interacciones tiempo × microorganismo altamente significativas en los tratamientos preventivo ($p < 0.0001$) y curativo ($p = 0.0003$). La densidad poblacional de *B. cereus* necesaria para el control de los patógenos fue de 0.9×10^6 de suelo, con un máximo de 3.8×10^6 UFC/g de suelo en tratamiento preventivo y de 40.2×10^6 UFC/g, en tratamiento curativo. El efecto inhibitorio se manifestó a partir del tercer día de interacción entre ambos microorganismos. Independientemente de la dosis inicial inoculada, la población de *B. cereus* en el suelo tendió a estabilizarse en un rango entre 0.9 y 3.8×10^6 UFC/g. Estos resultados aportan bases cuantitativas para el diseño de bioplaguicidas a base de *B. cereus*, destacando la ventaja de la aplicación preventiva con al menos tres días de anticipación.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Andrić, S., Meyer, T., & Ongena, M. (2020). *Bacillus* Responses to Plant-Associated Fungal and Bacterial Communities. Frontiers in Microbiology, 11. https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.01350.

Andrić, S., Rigolet, A., Arias, A., Steels, S., Hoff, G., Balleux, G., Ongena, L., Höfte, M., Meyer, T., & Ongena, M. (2022). Plant-associated *Bacillus* mobilizes its secondary metabolites upon perception of the siderophore pyochelin produced by a *Pseudomonas* competitor. The ISME Journal, 17, 263 - 275. https://doi.org/10.1038/s41396-022-01337-1.

Bartolini, M., Cogliati, S., Vileta, D., Bauman, C., Ramírez, W., & Grau, R. (2019). Stress-Responsive Alternative Sigma Factor SigB Plays a Positive Role in the Antifungal Proficiency of *Bacillus subtilis*. Applied and Environmental Microbiology, 85. https://doi.org/10.1128/aem.00178-19.

Chang, W. T., Chen, Y. C., & Jao, C. L. (2007). Antifungal activity and enhancement of plant growth by *Bacillus cereus* grown on shellfish chitin wastes. Bioresource technology, 98(6), 1224-1230. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2006.05.005

Cotes, A.M., Fargetton X. y Köhl J. (2018). Diseño conceptual, selección y prueba de concepto de microorganismos biocontroladores en: Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros / Alba Marina Cotes (Editora) Mosquera, (Colombia): Agrosavia, 2 v. (Volumen 2: Aplicaciones y perspectivas - 512 páginas) (Colección Nuevo Conocimiento Agropecuario) ISBN Obra completa(e): 978-958-740-252-0; ISBN Volumen 2(e): 978-958-740-254-4

Farr, D. F. & Rossman, A. Y. (2017). Fungal Databases, U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA. Verified March 2, 2018. https://cir.nii.ac.jp/crid/1570009750108021376

García-Bastidas, F.A., van der Veen, A.J.T., Nakasato-Tagami, G., Meijer, H.J.G., Arango-Isaza, R.E. and Kema, G.H.J. (2019). An Improved Phenotyping Protocol for Panama Disease in Banana. Front. Plant Sci. 10: 1006. https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01006

Gharsallah, H., Cheffi, M., Mallek, R., Omri, N., Triki, M. A., Öztop, M. H., & Zarai, Z. (2025). Antifungal potential of *Bacillus* strains: implications for biocontrol strategies in food safety and sustainable agriculture. Frontiers in Microbiology, 16, 1615252. https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1615252

Geiser, D. M., Al-Hatmi, A. M., Aoki, T., Arie, T., Balmas, V., Barnes, I., ... & Viljoen, A. (2021). Phylogenomic analysis of a 55.1-kb 19-gene dataset resolves a monophyletic *Fusarium* that includes the *Fusarium solani* species complex. Phytopathology®, 111(7), 1064-1079. https://doi.org/10.1094/PHYTO-08-20-0330-LE

Jamiołkowska, A. (2020). Natural Compounds as Elicitors of Plant Resistance Against Diseases and New Biocontrol Strategies. Agronomy, 10(2), 173. https://doi.org/10.3390/agronomy10020173

Khan, N., Martínez-Hidalgo, P., Ice, T., Maymon, M., Humm, E., Nejat, N., Sanders, E., Kaplan, D., & Hirsch, A. (2018). Antifungal Activity of *Bacillus* Species Against *Fusarium* and Analysis of the Potential Mechanisms Used in Biocontrol. Frontiers in Microbiology, 9. https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.02363.

León M., Yaryura P.M., Montecchia M.S., Hernández A.I., Correa O.S., Pucheu N.L., et al. (2009). Antifungal Activity of Selected Indigenous *Pseudomonas* and *Bacillus* from the Soybean Rhizosphere. p.1-9. https://doi.org/10.1155/2009/572049

Leslie, J.F., & Summerell, B.A. (2006). The *Fusarium* laboratory manual. First published:17 May 2006 Print ISBN:9780813819198 |Online ISBN:9780470278376| Copyright © 2006 by Blackwell Publishing https://doi.org/10.1002/9780470278376

Maake, T. W. & Sibisi, P. (2025). Microbial Antagonists for the Control of Plant Diseases in Solanaceae Crops: Current Status, Challenges, and Global Perspectives. Bacteria, 4(3), 29. https://doi.org/10.3390/bacteria4030029

Maharjan, E., Jain, D., Wong, M., Adhikari, R., & Joshi, D. (2025). In vitro antagonistic effects of *Bacillus* species against phytopathogenic fungi. Nepal Journal of Biotechnology. https://doi.org/10.54796/njb.v13i1.356.

Maral-Gül, D., & Eltem, R. (2024). Evaluation of Bacillus isolates as a biological control agents against soilborne phytopathogenic fungi. International Microbiology, 28, 75 - 89. https://doi.org/10.1007/s10123-024-00490-1.

Mei, P., Dou, T., Song, X., & Li, L. (2024). Control of coptis root rot by combination of *Bacillus cereus* isolate Y9 and other antagonistic microorganisms. Journal of Plant Pathology, 106, 1295 - 1309. https://doi.org/10.1007/s42161-024-01685-1.

Mejía-Bautista, M.Á., Reyes-Ramírez, A., Cristóbal-Alejo, J., Tun-Suárez, J.M., Borges-Gómez, L.D.C., & Pacheco-Aguilar, J.R. (2016). *Bacillus* spp. en el control de la marchitez causada por *Fusarium* spp. en *Capsicum chinense*. Revista mexicana fitopatología, 34(3): 208-222. https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1603-1

Noorani, S., Sardar A. and Naz, F. (2025). Bacterial Antagonists Against Plant Pathogens and Their Mode of Actions. Emerging Research Nexus. 2(1). 85-92. https://doi.org/10.70788/ern.2.1.2025.18

Palazzini, J., Llabot, J., Cantoro, R., Chiotta, M., Allemandi, D., Torres, A., & Chulze, S. (2020). Spray-drying process as a suitable tool for the formulation of *Bacillus velezensis* RC218, a proved biocontrol agent to reduce Fusarium Head Blight and deoxynivalenol accumulation in wheat. Biocontrol Science and Technology, 30, 329 - 338. https://doi.org/10.1080/09583157.2019.1709621.

Pane, C., Villecco, D., Campanile, F., & Zaccardelli, M. (2012). Novel strains of Bacillus, isolated from compost and compost-amended soils, as biological control agents against soil-borne phytopathogenic fungi. Biocontrol Science and Technology, 22, 1373 - 1388. https://doi.org/10.1080/09583157.2012.729143.

Pandit, M.A., Kumar J., Gulati S., Bhandari N., Mehta P., Katyal R., Rawat C.D., Mishra V., Kaur J. (2022). Major Biological Control Strategies for Plant Pathogens. Pathogens. 19;11(2):273. https://doi.org/10.3390/pathogens11020273.

Rahimi-Midani, A., Kim, K. H., Lee, S. W., Jung, S. B., & Choi, T. J. (2016). Isolation and Characterization of a Bacteriophage Preying an Antifungal Bacterium. The plant pathology journal, 32(6), 584. https://doi.org/10.5423/PPJ.NT.07.2016.0153

Ramírez, V.; Martínez, J.; Bustillos-Cristales, M.D.R.; Catañeda-Antonio, D.; Munive, J.A.; Baez, A. (2022). *Bacillus cereus* MH778713 elicits tomato plant protection against *Fusarium oxysporum*. J. Appl. Microbiol., 132, 470–482. https://doi.org/10.1111/jam.15179

Savary, S., Willocquet, L., Pethybridge, S.J. et al. (2019). The global burden of pathogens and pests on major food crops. Nat Ecol Evol 3, 430–439. https://doi.org/10.1038/s41559-018-0793-y

Singh, S., Rani, U., Tiwana, U., Singh, D., & Sirari, A. (2017). Investigation of optimum conditions for the growth of *Fusarium solani* EGY1 causing root rot of guar (*Cyamopsis tetragonoloba* L.). Journal of Applied and Natural Science, 9, 2249-2254. https://doi.org/10.31018/jans.v9i4.1519.

Solís, J.D.Á., & Martínez, M.D.J.A. (2004). Actividad microbiana del suelo bajo diferentes sistemas de producción de maíz en los altos de Chiapas, México. Agrociencia, 38(1), 13-22. http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=30238102?

Yan, H., & Nelson, B. (2020). Effect of temperature on *Fusarium solani* and *F. tricinctum* growth and disease development in soybean. Canadian Journal of Plant Pathology, 42, 527 - 537. https://doi.org/10.1080/07060661.2020.1745893.

Ma, T., Yang, C., Cai, F., Cui, L., & Wang, Y. (2022). Optimizing fermentation of *Bacillus amyloliquefaciens* 3-5 and determining disease suppression and growth in cucumber (*Cucumis sativus*). Biological Control. https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2022.105070.

Zhou, H.; Ren, Z.H.; Zu, X.; Yu, X.Y.; Zhu, H.J.; Li, X.J.; Zhong, J.; Liu, E.M. (2021). Efficacy of plant growth-promoting bacteria *Bacillus cereus* YN917 for biocontrol of rice blast. Front. Microbiol., 12, 684888. https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.684888