



Abanico Boletín Técnico. Enero-diciembre, 2026; 5:1-13. Clave: e2025-5.

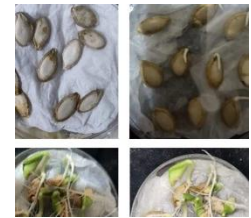
Artículo Original. Recibido:23/08/2024. Aceptado:10/02/2026. Publicado:25/02/2026.

<https://doi.org/10.21929/abanicoboletin/2026.4>

Potencial patogénico *Helminthosporium* sp. en semillas de chile (*Capsicum annum*) y calabacín (*Cucurbita pepo*)

Pathogenic potential of *Helminthosporium* sp. in chili (*Capsicum annum*) and zucchini (*Cucurbita pepo*) seeds

Zaragoza-Zamora Aldo² , López-García Alfonso¹ , Albores-Flores Claudia³ , Albores-Flores Víctor*¹ , Grajales-Conesa Julieta¹ , Orozco-Dávila Dina² , De-Gyves-Cordova Guadalupe¹ 



¹Universidad Autónoma de Chiapas, Escuela de Sistemas Alimentarios. Blvd. Dr. Manuel Velasco Suárez esquina Blvd. Akishino, INFONAVIT Solidaridad 2000. C.P. 30798. Tapachula de Córdoba y Ordoñez, Chiapas, México. ²Universidad Autónoma de Chiapas, Instituto de Biociencias. Blvd. Príncipe Akishino S/N, Solidaridad 2000, Tapachula de Córdoba y Ordoñez, Chiapas. México. C.P. 30798. ³El Colegio de la Frontera Sur. Carretera antiguo aeropuerto Km. 2.5, Centro 30700, Tapachula de Córdoba y Ordoñez, Chiapas. *autor de correspondencia: aldo.zaragoza28@unach.mx, jose.lopez@unach.mx, cialboresf@hotmail.com, victor.albores@unach.mx, julieta.grajales@unach.mx, dina.orozco@unach.mx, maria.degyves@unach.mx

RESUMEN

México es reconocido como centro de origen y domesticación de diversos cultivos de importancia económica y cultural, entre los que destacan el chile (*Capsicum* sp.) y el calabacín (*Cucurbita pepo*). Estos cultivos constituyen una parte esencial de la agricultura y la identidad alimentaria nacional, especialmente en comunidades indígenas que representan aproximadamente el 85 % de los productores de pequeña y mediana escala del país. No obstante, ambos cultivos enfrentan amenazas fitosanitarias ocasionadas por microorganismos patógenos que pueden comprometer su productividad y calidad. El presente estudio tuvo como objetivo evaluar el potencial patogénico de *Helminthosporium* sp. en semillas de chile y calabacín mediante ensayos in vitro e in vivo. El aislamiento, cultivo y purificación del hongo se llevaron a cabo en el laboratorio de la Asociación Ganadera Local General de Tapachula A.C. En los ensayos in vitro, se cuantificaron los conidios del hongo en placa y se prepararon diluciones a diferentes concentraciones. Estas suspensiones fueron aplicadas por aspersión sobre las semillas de ambos cultivos. Los resultados indicaron una incidencia de infección del 10 % a la concentración de 1×10^6 conidios. Se detectaron diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.05$); sin embargo, la presencia de *Helminthosporium* sp. no afectó significativamente el desarrollo fisiológico de las semillas. Estos hallazgos sugieren que el hongo no representa un riesgo relevante para los procesos de imbibición del embrión, ni para la adaptabilidad, supervivencia, crecimiento o reproducción de las plantas de chile y calabacín.

Palabras clave: policultivo, simbiosis antagónica, germinación, fungosis.

ABSTRACT

Mexico is center of origin and domestication for key crops such as chili peppers and zucchini, which are fundamental to agriculture and are part of the culture, especially in Mexican Indigenous communities. These communities are among the affected by the Mexican agri-food system and constitute 85% of small and medium-scale producers working in agriculture. However, these crops face threats from pathogenic microorganisms that affect their production. Therefore, the objective of this research is to determine the pathogenic potential of *Helminthosporium* sp. in chili pepper and zucchini seeds using *in vitro* and *in vivo*



assays. The fungus under study was cultured, isolated, and purified in the laboratory of the General Local Livestock Association of Tapachula AC. An in vitro plate assay was performed to quantify the conidia. Dilutions with different concentrations of the fungus were prepared and applied by spraying to chili pepper and zucchini seeds. The incidence of *Helminthosporium* sp. was found. The concentration of 1×10^6 was 10%, and differences were found between treatments ($p < 0.05$), indicating that the *Helminthosporium* sp. treatments did not affect the physiological development of the seeds. This suggests that there is no risk to embryo imbibition, adaptability, survival, growth, or reproduction of chili peppers and zucchini.

Keywords: polyculture, antagonistic symbiosis, germination, fungal disease.

INTRODUCCIÓN

México es centro de origen, diversidad y domesticación de diversos cultivos con importancia en la agricultura y alimentación, entre los cuales se encuentra el chile y calabacín, son cultivos que se producen en la región, son parte de la cultura mexicana y parte fundamental de la agricultura indígena. Los pueblos indígenas son de los sectores que mayor trascendencia tienen para el sistema agroalimentario mexicano (Boege & Chan, 2008), pues constituyen el 85% de los productores de pequeña y mediana escala que trabajan en el campo (SADER, 2022). Las entidades con mayor población indígena son: Oaxaca (165,186), Chiapas (141,499), Veracruz (644,559), Puebla (601,680), Yucatán (537,516) y Guerrero (456,774) (INPI, 2022).

Los sistemas agrícolas tradicionales de los pueblos indígenas combinan policultivos (maíz, frijol, calabaza, chile y otros cultivos) con prácticas sostenibles como abonos naturales, conservación del agua por terrazas o canales, agricultura sin labranza, para aumentar la biodiversidad del medio, los policultivos reducen la posibilidad de que las plagas lleguen al cultivo donde producen daños, debido a que actúan como barreras físicas, además que desorientan a los insectos por los cambios en el ambiente que producen el olor y color de las diferentes especies sembradas (Leyva et al., 2021). Al sembrar especies vegetales diferentes dentro de un campo de cultivo, se influye positivamente en la biodiversidad, por presencia de microorganismos asociados a cada cultivo en particular y al balance general que se logra en relación con la flora y la fauna acompañantes a través de interacciones. Incrementar la biodiversidad implica incrementar la estabilidad del sistema, por lo tanto, la velocidad de distribución y multiplicación de las plagas es menor que en condiciones de monocultivo reducir los costos económicos, ambientales de su conservación y uso, reciclado de nutrientes, control del microclima local, disminución de los organismos plaga, conservación del suelo y el agua y eliminación de contaminantes del ambiente, esto reduce los costos para adquirir productos químicos contaminantes (Ebel et al., 2017; Gómez & Gómez - Gonzales, 2006).



El chile y calabacín son cultivos que se encuentra en nuestra dieta, pero estos cultivos son atacados por enfermedades fúngicas (Perales & Aguirre, 2008). El chile (*Capsicum annuum*) es un cultivo de gran importancia en México, con una producción de 3,324,260 toneladas en 2022 (GOB, MX). Sin embargo, la producción de este cultivo se ve afectada por enfermedades fúngicas causadas por géneros como *Phytophthora*, *Fusarium*, *Alternaria* y *Rhizoctonia*, constituyen una grave amenaza para el chile, causan pérdidas significativas en la producción y ponen en riesgo la seguridad alimentaria (Velásquez et al., 2007).

El calabacín (*Cucurbita pepo*) tiene una producción de 589,802 toneladas en 2022 (GOB, MX), las enfermedades fúngicas que afectan cultivos de calabacín, son producidos por géneros como: *Phytophthora*, *Botrytis*, *Rhizopus*, *Fusarium*, *Oídio* y *Colletotrichum* (Li et al., 2018; Keinath & DuBose, 2012).

Se sabe que los géneros de hongos patógenos causan daños en diferentes etapas, como el almacenamiento, la germinación de semillas, el establecimiento de plántulas, el crecimiento vegetativo y la fase reproductiva. Las semillas infectadas pueden: no germinar, transmitir enfermedades de semilla a plántula y de plántula a plantas en crecimiento (Ora et al., 2015). Los hongos producen esporas que permanecen viables hasta que las condiciones climatológicas favorecen su multiplicación y por este motivo los hongos se pueden encontrar en todas partes en la naturaleza ya sea en aire, tierra, agua, de esta manera se ven afectados los cultivos que se dan en nuestra región del Soconusco, Chiapas, produciendo la pérdida de las plantaciones afectando a la población tanto alimentaria como económicamente (Urbina, 2011).

El género *Helminthosporium* son una familia de hongos mitosporicos que atacan principalmente cultivos de cereales como arroz, trigo y cebada, se sabe que *Helminthosporium* ataca pastos y forrajes, produciendo lo que se conoce como; helminthosporiosis son manchas necróticas que se pueden apreciar en plántulas y hojas de las plantas afectadas (Khan et al., 2023; Imrani et al., 2017). *Helminthosporium* se puede encontrar tanto en clima templado, frío y el trópico que es donde se encuentra, por lo tanto, es resistente a alta temperatura, tiene una amplia distribución y su crecimiento se ve favorecido por humedades altas (Sanzo et al., 2023). En México, específicamente en la región tropical del Soconusco Chiapas, se tiene un porcentaje de humedad máxima del 80% y mínima del 60%, con una temperatura media anual de 31°C (SMN, 2023), favoreciendo la proliferación de microorganismos y por lo tanto que exista una mayor presencia de patógenos en cultivos como son "virus, bacterias y hongos" en plantas como gramíneas y leguminosas que son utilizadas como pastos y forrajes (Zayas et al., 2006).

Hongos del género *Helminthosporium* como *H. sativum*: Afectan cultivos de trigo, avena y cebada, causa la pudrición de la raíz, provoca la afección del grano de forma endófito



que se manifiesta como infección oculta o como germen negro de oscurecimiento, la capa negra hace que las semillas afectadas pierdan capacidad para germinar ([Abdrassulova et al., 2014](#)). *H. oryzae*: las esporas que se encuentran en las semillas entran por las raíces de las plántulas recién emergidas causa efectos negativos en las semillas debido a que estas no germinan por la marchites, transmiten enfermedades de semilla a plántulas y a plantas en crecimiento, baja la calidad de las cosechas de arroz hasta un 90% ([Patricio, 2010](#)). *H. solani*: Ataca solo a tubérculos como la papa principalmente a través de las lenticelas de la dermis, la Incidencia de la sarna plateada en cultivos de papa reduce la calidad en un 80% ([Hoffman, 2009](#)).

Actualmente no se sabe si un hongo del género *Helminthosporium*, pudiese afectar semillas de chile y calabacín, ya que los hongos patógenos tienen preferencias específicas por ciertos cultivos y se han adaptado a infectar sólo ciertas especies de plantas debido a interacciones evolutivas a lo largo del tiempo. Por lo tanto, un hongo patógeno puede afectar un cultivo específico debido a su afinidad natural por esa planta. Este hongo fue aislado de un mangal y de un cacaotal en la región tropical del Soconusco, Chiapas. Por lo tanto, el objetivo es evaluar el potencial patogénico del hongo *Helminthosporium* sp, en semillas de chile (*Capsicum annuum*) y calabacín (*Cucurbita pepo*)

MATERIAL Y MÉTODOS

Área de estudio

El estudio se realizó en Tapachula de Córdova y Ordoñez, Chiapas, México, en el Laboratorio de la Asociación Ganadera Local General de Tapachula A.C. ubicada en la Calle 7 Av. Norte y 17 Av. Oriente, No. 84, C.P, 30700 con las siguientes coordenadas (14°54'13" N, 92°15'26" O) y en la Universidad Politécnica de Tapachula Carretera a Puerto Madero Km. 24, Tapachula, código postal de 30830, Chiapas.

Material biológico

Las semillas de chile (*Capsicum annuum*) y calabacín (*Cucurbita pepo*) se adquirieron en Tapachula, Chiapas (14°55'01.7" N 92°15'59.5" W). Mientras que, la cepa del hongo *Helminthosporium* sp se obtuvo del cepario del Laboratorio de la Asociación Ganadera General de Tapachula A.C.

Reactivación de *Helminthosporium* spp

La cepa de *Helminthosporium* sp se reactivó en medio PDA (MCD Lab) a un pH de 6.5, para lo cual se usaron dos mecheros Bunsen en condiciones asépticas y un asa bacteriológica con el que se tomó parte de la colonia y se sembró en otra placa petri, posteriormente se incubó a 25°C por 7 días, según lo descrito por [Rasyad et al., \(2019\)](#).



Pruebas de germinación

De cada uno de los tres cultivos a estudiar se utilizaron 10 semillas y se colocaron en papel filtro Whatman #4, a las cuales se les asperjó agua cada 24 h, luego se midió el largo, ancho, grosor, hipocótilo y epicótilo de las semillas diariamente para ver su crecimiento hasta la emergencia del primer par de hojas. Las semillas se observaron antes de regar, después de absorber agua, el tamaño del epicótilo y el hipocótilo en cm, en el caso del chile se dejó secar a 40°C por 2 horas en una estufa de secado (Biotech^{MR}) con el objetivo de iniciar la actividad enzimática, posteriormente se observó la germinación de las semillas previo a los experimentos con *Helminthosporium* sp y tener un parámetro de cuantas semillas germinaron en un lote determinado para confirmar su viabilidad, de acuerdo a la metodología descrita por [Vishunavat et al., \(2023\)](#).

Cuantificación de conidios en cámara de Neubauer

Se utilizó 1 mL de agua destilada estéril (ADE) para la preparación de los cultivos de *Helminthosporium* sp. Las colonias se agitaron mediante perlas de vidrio con el fin de desprender el micelio del medio de cultivo. Posteriormente, la suspensión obtenida se filtró en un vaso de precipitado estéril y se transfirió a un tubo de ensayo previamente esterilizado. La suspensión fue nuevamente filtrada utilizando papel filtro Whatman No. 4, con el propósito de eliminar restos de agar o fragmentos miceliales que pudieran obstruir el paso de la suspensión durante la inoculación por aspersión, siguiendo la metodología descrita por [Lemus et al. \(2008\)](#). Para el conteo de conidios, se tomó una alícuota de 1 mL de la suspensión con una micropipeta y se colocó en el centro de una cámara de Neubauer. Se cubrió con un cubreobjetos y se realizó la observación en un microscopio óptico a un aumento de 40×, contabilizando los conidios presentes en el campo visual correspondiente. Con los datos obtenidos se utilizó la siguiente formula:

$$\frac{X \text{ esporas contadas}}{Y \text{ cuadros}} \times \frac{\# \text{ cuadros cámara}}{\text{volumen cámara}} \times \frac{1000 \text{ mm}^3}{1 \text{ cm}^3} = \text{UFC/ml}$$

Se determinaron las medias para las UFC/mL de cada tratamiento; éste se multiplicó por una constante que depende de la cámara a utilizar, de ese producto se ajustó para obtener las concentraciones $1 \times 10^{5,6,7}$ en conidios/mL.

Obtención del sobrenadante

Se tomó parte de la colonia con un asa bacteriológica, para inocularlo en un medio de caldo dextrosa papa a 6.5 de pH, se dejó incubar durante 7 días y después se centrifugó a 5000 rpm por 5 min en tubos Falcon para obtener el sobrenadante con una pipeta volumétrica (1mL, 500µl y 250µl).



Pruebas *in vivo*

Las 3 concentraciones que tuvieron mejores resultados en las pruebas *in vitro* se sometieron a ensayos *in vivo*, para lo cual se sembraron 3 semillas para maíz, 5 para chile y 3 para calabacín se sembraron a una profundidad de 4 cm para maíz y 2 cm para chile y calabacín, en bolsas de vivero de 2 kg. Los resultados de mayor patogenicidad de la prueba *in vitro* fueron realizados *in vivo*, se usó turba, perlita y vermiculita esterilizada como sustrato para las macetas.

Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo factorial 2x2x3. Se usaron doce placas petri por tratamientos y tres de control para la germinación de semillas, a todas las placas petri se les puso papel filtro Whatman #4, para la absorción de las concentraciones fúngicas, las cuales se roció con botellas de aspersion (JohnBee), se distribuyó de acuerdo a como se muestra en el cuadro 1, las pruebas se hicieron por triplicado y se calculó la incidencia de *Helminthosporium* sp con la siguiente formula:

$$\text{Incidencia} = \frac{\text{Numero de semillas infectadas}}{\text{Numero de semillas en placa}} \times 100$$

Cuadro 1. Distribución de tratamientos

Tratamientos, conidios/ml	Esporas	Chile (<i>Capsicum annuum</i>)	Calabacín (<i>Cucurbita pepo</i>)
1		1x10 ⁵	1x10 ⁵
2		1x10 ⁶	1x10 ⁶
3		1x10 ⁷	1x10 ⁷
Tratamientos Sobrenadantes		Chile (<i>Capsicum annuum</i>)	Calabacín (<i>Cucurbita pepo</i>)
1		1mL	1mL
2		500µl	500µl
3		250µl	250µl
Control		0	0

Diseño experimental para la prueba *in vivo*

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial 2x3 y un contraste de medias (Tukey $\alpha=0.05$) utilizando el software InfoStat^{MR}2022.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En las figuras 1 y 2 se presenta la germinación de semillas de chile y calabacín. En el modelo de semilla de calabacín se observó un 100% de germinación, donde los valores de epicótilo estuvieron en el rango de 0.4 a 1.4 cm y el hipocótilo oscilo entre valores de 2.4 y 5.1 cm. En el modelo de chile se obtuvo un 80% de germinación, los valores del epicótilo oscilaron entre 0.8 a 1.9 cm y el hipocótilo el rango estuvo entre los valores de 2.4 y 4.3 cm. Nuestros resultados concuerdan con lo reportado por [Sánchez – Pérez et al., \(2010\)](#) en maíz, para semillas de chile con [Prado–Urbina et al., \(2015\)](#) y [Lima-Lana et al., \(2020\)](#) en semillas de calabacín.



Figura 1. Germinación semillas de calabacín hasta el cuarto día

Figura 2. Germinación semillas de chile al día 7 y 12

En las figuras 3 y 4 se presentan las medias de las repeticiones del tratamiento con hongo y sin hongo, observándose que en la variable de largo y de ancho de las semillas de calabacín, la presencia del hongo *Helminthosporium* sp no afectó el proceso de imbibición de las mismas y tampoco el proceso inicial de la germinación. A lo anterior, [Lima-Lana et al., \(2020\)](#) indicaron que cuando las semillas no sufren daño alguno y tampoco son agredidas por infecciones microbianas, los procesos enzimáticos y metabólicos implicados en la germinación, no sufren alteraciones.

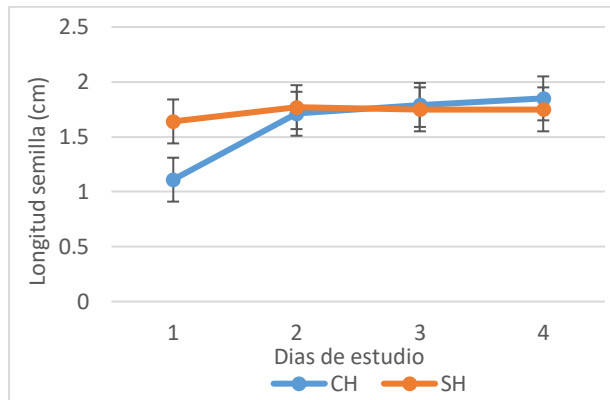


Figura 3. Efecto del hongo en largo de semilla de calabacín. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

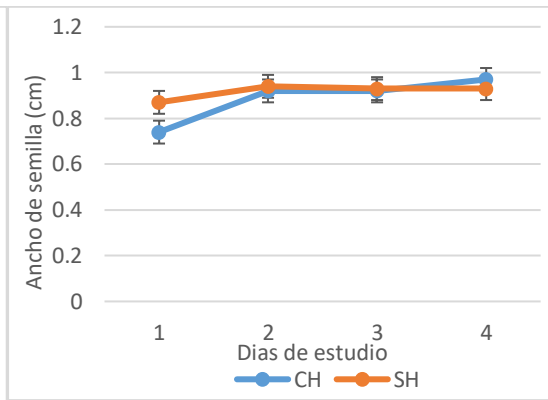


Figura 4. Efecto del hongo en ancho de semilla de calabacín. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

En la figura 5 y 6, se encontró que el largo del hipocótilo y del epicótilo en las de semillas de calabacín, en presencia de *Helminthosporium* sp no causó un cambio significativo en la formación, el crecimiento y desarrollo de las raíces, lo cual se traduce a que este hongo no es potencialmente un patógeno para este cultivo a nivel de germinación y emergencia de la plántula. Lo anterior difiere de lo reportado por [Khan et al., \(2023\)](#), quienes observaron daños ocasionados por este género de hongo en plantas susceptibles a la infección, como en los cultivos de cereales.

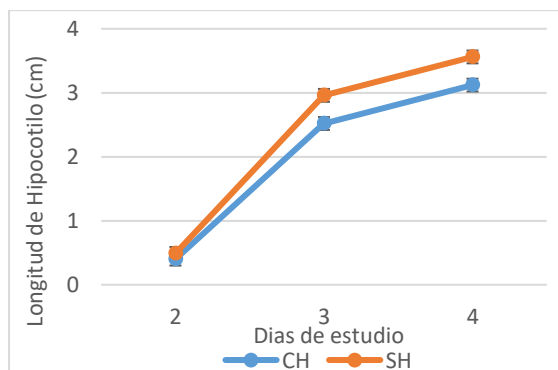


Figura 5. Efecto del hongo en hipocótilo de calabacín. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

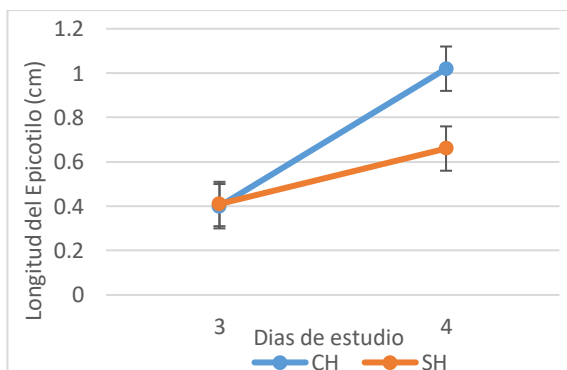


Figura 6. Efecto del hongo en epicótilo de calabacín. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

En la figura 7 y 8 se presentan los valores obtenidos del largo y ancho de las semillas de chile, observando que la presencia del hongo *Helminthosporium* sp no afectó la germinación de las semillas de chile.

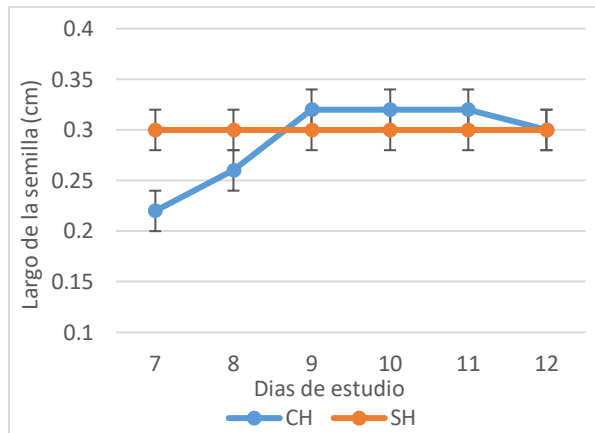


Figura 7. Efecto del hongo en largo de semilla de chile. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

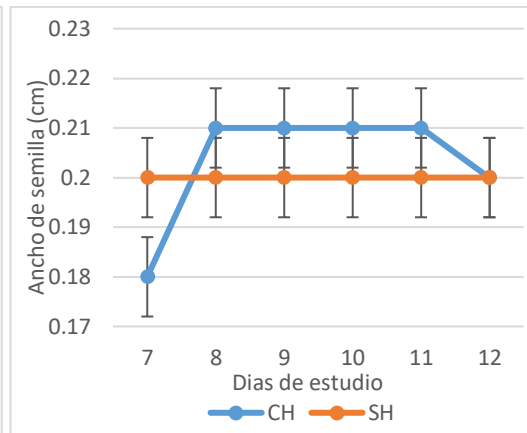


Figura 8. Efecto del hongo en ancho de semilla de chile. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

En la figura 9 y 10 se puede ver que el tratamiento aplicado con el hongo *Helminthosporium* sp no provocó efecto dañino sobre el largo del hipocótilo y epicótilo en semillas de chile. Lo anterior hace pensar que al igual que en el modelo de calabacín, el hongo no presenta potencial como fitopatógeno en semillas de chile.

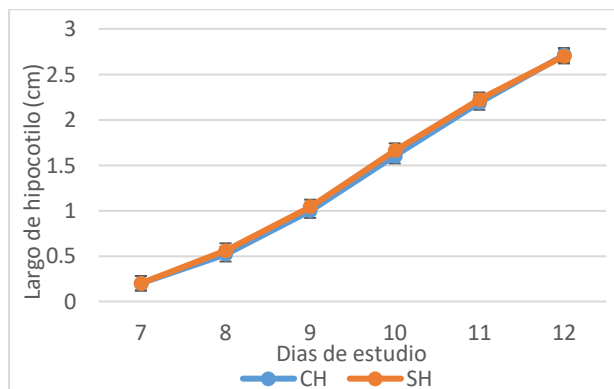


Figura 9. Efecto del hongo en hipocótilo de chile. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

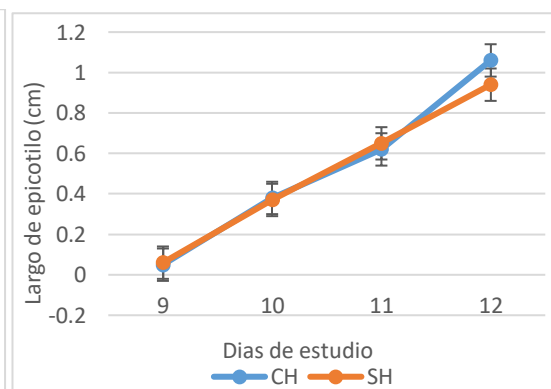


Figura 10. Efecto del hongo en epicótilo de chile. Nota: CH= Con hongo, SH= Sin hongo.

Los resultados expuestos muestran que no se observaron efectos negativos en las raíces para la imbibición de agua, desarrollo del embrión y germinación del tallo en semillas de chile y calabacín. Nuestros resultados concuerdan con Lima-Lanna *et al.*, (2020), pero contrastan con lo reportado por Khan *et al.*, (2023), Abdrassulova *et al.*, (2010), quienes



vieron que *Helminthosporium sativum* afectaba a semillas de cultivos de trigo, avena y cebada, causa la pudrición de la raíz y las semillas afectadas pierden capacidad germinativa.

CONCLUSIÓN

El hongo *Helminthosporium* no ejerció efecto inhibitor de la germinación de semillas, desarrollo del embrión, crecimiento del epicótilo e hipocótilo, generación y desarrollo de raíces de semillas de chile y calabacín. Esta cepa fúngica no representa un peligro fito patogénico para estos dos cultivos.

REFERENCIAS

- ABDRASSULOVA ZT, Kuzhantaeva ZZ, Anuarova LE. 2014. Biological specifics of some species of fungi on seeds of grain crops. *Life Sci J.* 11(6):79-82.
https://www.lifesciencesite.com/ljsj/life1106s/013_24040life1106s14_79_82.pdf
- AGRIOS GN. 1999. Fitopatología. Segunda edición, quinta reimpresión. Ed. Limusa - Grupo Noriega Editores. México. Pp. 838. <https://infoagronomo.net/fitopatologia-gn-agrios-pdf/>
- BOEGE E, Chan GV. 2008. El patrimonio biocultural de los pueblos indígenas de México: hacia la conservación in situ de la biodiversidad y agrobiodiversidad en los territorios indígenas (No. Sirsi) i97896803854). México: Instituto Nacional de Antropología e Historia. México.
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/325811/biodiversidad_0_preliminares_1-31_eckart_boege.pdf
- EBEL R, Pozas Cárdenas JG, Soria Miranda F, Cruz González J. 2017. Manejo orgánico de la milpa: rendimiento de maíz, frijol y calabaza en monocultivo y policultivo. *Terra Latinoamericana.* 35(2): 149-160.
https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-57792017000200149
- ELENA C, Magadan F. 2023. Procesamiento histológico rutinario de los tejidos. In CIBAMANZ-2023.
<https://cibamanz2023.sld.cu/index.php/cibamanz/2023/paper/view/248/140>
- EL-ISHAQ A, Bello H, Sunday IE. 2015. Determinación de actividades enzimáticas en cuatro granos seleccionados (arroz, mijo, sorgo y maíz) en distintas etapas de germinación. *Revista de Biociencias Globales.* 4(3):1727-1734.
https://www.mutagens.co.in/index/jgbvol/vol.04_03.html



GOMEZ-ESPINOZA J, Gomez-Gonzalez G. 2006. Agricultural indigenous and farmers traditional knowledge: rescue, sistematization and incorporation to the leas. *Revista Ra Ximhai*. 2(1):97-126. <https://dlc.dlib.indiana.edu/dlcrest/api/core/bitstreams/6c8bf553-a25e-4088-99c2-4bbb411224c1/content>

HOFFMAN LM. 2009. Sarna plateada (*Helminthosporium solani*) una enfermedad de creciente importancia en papa. *Agronomía Mesoamericana*. 20(2): 417-431. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43713059022>

INPI (Instituto Nacional de los Pueblos Indígenas), 2022. Regiones de los planes integrales de desarrollo regional de los pueblos y comunidades indígenas y afromexicanas por municipio, enero 2022. México. <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/722382/Regiones-indigenas-inpi-enero-2022.pdf>

IMRANI N, Boudoudou H, Mouria A, Touati J, Touhami OA, Benkirane R, Douira A. 2017. Pathogenicity of *Helminthosporium rostrata* on rice varieties widely grown in Morocco. *IJEAB*. 2:1003-1006. <http://dx.doi.org/10.22161/ijeab/2.2.58>

KEINATH AP, DuBose VB. 2012. Control del mildiú polvoroso en plántulas de portainjertos de cucurbitáceas en invernadero con fungicidas y biofungicidas. *Protección de cultivos*. 42:338-344. <https://www.sciencedirect.com/journal/crop-protection/vol/42/suppl/C>

KHAN AM, Khan M, Salman HM, Ghazali HMZU, Ali RI, Hussain M, Nabeel, M. 2023. Detección de hongos patógenos transmitidos por semillas asociados con semillas de trigo (*Triticum aestivum* L.) recolectadas de campos de agricultores y mercados de granos. *Revista de Ciencias de la Universidad Rey Saud*. 35(4):e102590. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2023.102590>

LEMUS Y, Rodríguez G, Cuervo R, Vanegas JA, Zuluaga CL. 2008. Determinación de la factibilidad del hongo *Metarhizium anisopliae* para ser usado como control biológico de la hormiga arriera (*Atta cephalotes*). *Revista Guillermo de Ockham*. 6(1). <https://doi.org/10.21500/issn.2256-3202>

LEYVA D, De la Torre M, Coronado YI. 2021. Sostenibilidad de los sistemas agrícolas de los pueblos indígenas de Hidalgo, México. *Sostenibilidad*. 13(14):e8075. <https://doi.org/10.3390/su13148075>

LI J, Liu X, Yang X, Li Y, Wang C, He D. 2018. Análisis proteómico de los impactos del oídio en el grano de trigo. *Química de los alimentos*. 261:30-35. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.04.024>



LIMA Lanna Natália de Brito, Martins Bardivieso Estefânia, Santivañez Aguilar Ariel, Ayala Pérez Carolina Paz, Contreras Samuel, Nakada-Freitas Pámela Gomes, Inácio Cardoso Antonio Ismael. 2020. Uso de la temperatura y propóleos en el tratamiento alternativo de semillas de calabacín. *Idesia (Arica)*. 38(4):83-88.

<https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292020000400083>

MARTINEZ Rivera P, Pina Osuna AK, Soto Domínguez A, García Garza R. 2011. Histological and immunohistochemical comparison of tissue samples processed by the conventional technique or the acetone simplified method. *International journal of morphology*. 29(2):575-580.

https://www.researchgate.net/publication/289398634_Histological_and_Immunohistochemical_Comparison_of_Tissue_Samples_Processed_by_the_Conventional_Technique_or_the_Acetone_Simplified_Method

ORA N, Faruq A, Islam M, Akhtar N. 2015. Detection and identification of seed borne pathogens from some cultivated hybrid rice varieties in Bangladesh. *Middle East Journal of Scientific Research*. 10:482-488. [https://www.idosi.org/mejsr/mejsr10\(4\)11/11.pdf](https://www.idosi.org/mejsr/mejsr10(4)11/11.pdf)

PATRICIO VJ. 2010. El arroz y su medio ambiente, Parte A: Eco-fisiología de pantas de Arroz. Editores, Degiovanii, V., Martínez, C., Motta, F. Producción Eco-eficiente del arroz en América Latina, Tomo 1. Pp. 513. http://ciat-library.ciat.cgiar.org/Articulos_Ciat/2010_Degiovanni-Produccion_eco-eficiente_del_arroz.pdf

PERALES HR, Aguirre JR. 2008. Biodiversidad humanizada, en Capital natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad. Conabio, México. Pp. 565-603. http://www2.biodiversidad.gob.mx/pais/pdf/CapNatMex/Vol%20I/I18_Biodivhum.pdf

PRADO-URBINA Gregorio, Lagunes-Espinoza Luz del Carmen, García-López Eustolia, Bautista-Muñoz Consuelo del Carmen, Camacho-Chiu Wilder, Mirafuentes G Felipe, Aguilar-Rincón Víctor Heber. 2015. Germinación de semillas de chiles silvestres en respuesta a tratamientos pre-germinativos. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*. 2(5): 139-149. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-90282015000200002&lng=es&tIng=es

RASYAD SM, Wulandari AS, Istikorini Y. 2019. Respuesta del crecimiento de plantas de Kopsia (Kopsia arborea Blume) a la aplicación de hongos endofíticos. En Serie de conferencias del IOP. *Ciencias de la Tierra y el Medio Ambiente*. 394, e012021. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/394/1/012021>

SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural). 2022. Productores de pueblos originarios, indispensables en el campo mexicano. México. <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/productores-de-pueblos-originarios-indispensables-en-el-campo-mexicano>



SÁNCHEZ-PÉREZ Ma. Isabel, Muñoz-Mejía Carmen Yazmín, Quiroz-Velásquez Jesús Di Carlo, Mayek-Pérez Netzahualcoyotl, Hernández-Mendoza José Luis. 2010. Cambios físico-químicos durante la germinación del maíz. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*. 1(1):89-93.

http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342010000100009&lng=es&tlng=es.

SANZO-MIRÓ M, Simms DM, Rezwan FI, Terry LA, Alamar MC. 2023. An integrated approach to control and manage potato black dot disease: a review. *American Journal of Potato Research*. 100(5):362-370. <https://doi.org/10.1007/s12230-023-09924-4>

SLAOUI M, Fiette L. 2011. Procedimientos de histopatología: desde la toma de muestras de tejido hasta la evaluación histopatológica. Evaluación de la seguridad de los medicamentos: métodos y protocolos. Pp. 69-82.

https://link.springer.com/protocol/10.1007/978-1-60761-849-2_4

URBINA CM. 2011. Enfermedades causadas por hongos, fitopatología general, Universidad agropecuaria del trópico seco. ESTELI. Pp. 21.

<https://martinurbina.wordpress.com/wp-content/uploads/2011/08/unidad-ii-fitopatologia-general-20111.pdf>

VELÁSQUEZ-VALLE R, Amador-Ramírez MD, Medina-Aguilar MM, Lara-Victoriano F. 2007. Presence of pathogens in nurseries and seed of pepper (*Capsicum annuum* L.) in Aguascalientes and Zacatecas, Mexico. *Revista mexicana de fitopatología*. 25(1):75-79.

https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0185-33092007000100010&script=sci_arttext

VISHUNAVAT K, Prabakar K, Anand T. 2023. Sanidad de las semillas: pruebas y manejo. *Malavika Dadlani*. 335. https://doi.org/10.1007/978-981-19-5888-5_14

ZAYAS ADP, Ramos M, González M, Guardado MR, Guevara IP, Albanés CN, González LF. 2006. Fitopatógenos en los cultivos de pastos y forrajes en Cuba. *Fitosanidad*. 10(1):11-18. <https://www.redalyc.org/pdf/2091/209116158002.pdf>