



Artículo Científico

Caracterización y sensibilidad a fungicidas de hongos causantes de deterioro postcosecha en *Allium sativum*, Nuevo León, México

Germán Ramírez-Jiménez¹, Omar G. Alvarado-Gómez¹, Magdiel Torres-de la Cruz^{2*}, Miguel Ángel Mayo-Hernández², Ángel F. Huamán-Pilco³, Jorge R. Díaz-Valderrama³. ¹Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Nuevo León. Av. Universidad s/n, Ciudad Universitaria, C.P. 66455, San Nicolás de los Garza, Nuevo León, México. ²División Académica de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Km. 0.5 Carretera Villahermosa-Cárdenas, CP 86150, Villahermosa, Tabasco, México. ³Instituto de Investigación para el Desarrollo Sustentable de Ceja de Selva, Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, Calle Higos Urco 342, CP 01001, Chachapoyas, Amazonas, Perú.

RESUMEN

Autor de correspondencia:
Magdiel Torres-de la Cruz
biomag75@hotmail.com

Sección:
Edición periódica

Recibido:
07 Junio, 2024
Aceptado:
07 Febrero, 2025
Publicado:
21 Febrero, 2025

Cita:
Ramírez-Jiménez G, Alvarado-Gómez OG, Torres-de la Cruz M, Mayo-Hernández MA, Huamán-Pilco AF y Díaz-Valderrama JR. 2025. Caracterización y sensibilidad a fungicidas de hongos causantes de deterioro postcosecha en *Allium sativum*, Nuevo León, México

Revista Mexicana de Fitopatología 43(2): 56.
https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2406-2

Antecedentes/Objetivo. El ajo (*Allium sativum*) es un cultivo de relevancia económica en México. Nuevo León destaca en producción; sin embargo, en el municipio de Aramberri se han reportado pérdidas en postcosecha debido a enfermedades de etiología desconocida. El objetivo de este trabajo fue identificar los hongos asociados al deterioro postcosecha de bulbos de *A. sativum* en Aramberri, Nuevo León, México y evaluar *in vitro* su sensibilidad a fungicidas.

Materiales y Métodos. A partir de bulbos con evidencias de deterioro y necrosis se realizó el aislamiento de hongos en medio PDA. Cuatro aislamientos se identificaron mediante análisis morfológico y un aislamiento de cada especie morfológica se identificó mediante análisis molecular. Se evaluó la patogenicidad de los cuatro aislamientos sobre bulbillos libres de síntomas. Además, se realizaron pruebas de sensibilidad *in vitro* de los aislamientos a fungicidas protectantes y sistémicos. Los fungicidas se evaluaron a tres concentraciones y se estimó la inhibición del crecimiento micelial (CRM) y de la germinación de conidios (GDC).

Resultados. Se identificaron a los hongos *Alternaria embellisia* y *Penicillium allii* asociadas a bulbos de *A. sativum* con deterioro en poscosecha. *P. allii* mostró capacidad para desarrollar infecciones internas a partir de heridas; *A. embellisia* sólo mostró crecimiento sobre las heridas. Hubo diferencias significativas ($p < 0.0001$) en la efectividad de los fungicidas sobre las dos especies. El propiconazol y el hidróxido de cobre inhibieron al 100 % el CRM y la GDC en ambos hongos, en todas las dosis evaluadas.

Conclusión. Se reporta por primera vez a *P. allii* como agente causal de pudrición verde del ajo en México. Este estudio servirá de base para elegir estrategias de control y



contribuirá significativamente a reducir las pérdidas económicas en la producción de ajo en esta región.

Palabras clave: Carbendazim, inhibición micelial, inhibición de germinación, propiconazol, tebuconazol.

INTRODUCCIÓN

El ajo (*Allium sativum*) es una planta de la familia Amaryllidaceae y es un cultivo de importancia económica, valorada por sus propiedades medicinales y culinarias. A nivel mundial, en el año 2023, el cultivo de *A. sativum* alcanzó una producción de 28.6 millones de toneladas y un rendimiento de 17 t ha⁻¹ (FAOSTAT, 2024). Esta planta produce metabolitos secundarios con efectos antioxidantes, antiinflamatorios e hipolipemiantes, los cuales contribuyen a la salud humana (Ansary *et al.*, 2020). México ocupa un lugar importante en la producción mundial de *A. sativum* con una superficie establecida de 7,123 h y un rendimiento medio de 12.6 t ha⁻¹ (SIAP, 2023). Nuevo León ocupa el quinto lugar en producción de ajo con 289 ha y un rendimiento de 11.9 t ha⁻¹, donde el municipio de Aramberri concentra la mayor producción, generando empleos y una captación económica significativa (SEDAGRO, 2023).

La producción de ajo presenta pérdidas en postcosecha debido a la pudrición de los bulbos (Sholberg y Conway, 2016). Diversos hongos han sido reportados como agentes causales: *Sclerotium cepivorum* (Burba, 2003), *Alternaria embellisia* (syn. *Embellisia allii*), *Botrytis porri*, *Aspergillus niger* (Dugan *et al.*, 2007; Khatoon *et al.*, 2017), *A. ochraceus*, *Fusarium oxysporum*, *F. proliferatum*, *Penicillium hirsutum* (Dugan *et al.*, 2007), *P. allii* (Valdez *et al.*, 2009), *F. solani* y *Stemphylium vesicarium* (Gálvez y Palmero, 2021).

En México existe poca información sobre hongos que atacan a *A. sativum* en condiciones de almacén. No obstante, se han reportado algunos hongos asociados a bulbos obtenidos directamente de campo: *Fusarium verticilloides*, *F. acuminatum*, *F. solani* y *F. oxysporum* (Ochoa-Fuentes *et al.*, 2012). En bulbos almacenados se han reportado las especies *P. hirsutum*, *P. citrinum* (Hernández-Anguiano *et al.* (2006), *A. embellisia* (Delgado-Ortiz *et al.*, 2019) y a los taxas *Ulocladium* sp., *Curvularia* sp. y *Verticillium* sp. (Velásquez-Valle *et al.*, 2017). Estos reportes se han generado en los estados de Aguascalientes, Guanajuato, Coahuila y Zacatecas, respectivamente. Algunas patologías de *A. sativum* inician su proceso infectivo durante el desarrollo de las plantas en campo y progresan durante el periodo de almacenamiento; además, algunos patógenos pueden permanecer latentes y desarrollarse durante postcosecha (Chrétien *et al.*, 2020). Así, el control efectivo requiere un sistema de control integrado del cultivo donde la elección y uso de productos fitosanitarios eficientes pueden contribuir a disminuir la incidencia de las enfermedades postcosechas.

En el estado de Nuevo León, síntomas de pudrición de bulbos fueron observados bajo condiciones de almacén, en diferentes parcelas de La Ascensión, Aramberri. Esta patología se observó a partir del año 2017 y los síntomas y signos incluyeron cancer en bulbos, manchas en catáfilas, hifas negras y moho verde; sin embargo, no se conoce el o los agentes causales de estas infecciones en los bulbos en condiciones de almacén. Por lo

anterior, el objetivo de este trabajo fue identificar los hongos asociados al deterioro postcosecha de bulbos de *A. sativum* en Aramberri, Nuevo León, México y evaluar *in vitro* su sensibilidad a fungicidas. El conocimiento del agente causal y de la eficiencia de fungicidas contribuirán a la toma de decisiones para el control de enfermedades en fase postcosechas de *A. sativum*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Muestreo y aislamiento de los hongos. En enero de 2022 se obtuvieron cinco muestras de bulbos de ajo infestados, de la Variedad “Don Fermín”, provenientes de cuatro almacenes de productores de La Ascensión, Aramberri, Nuevo León, México. Los bulbos recolectados presentaron evidencias de deterioro y necrosis. Las muestras fueron colocadas en bolsas de polietileno herméticas y se transportaron en neveras al Laboratorio Fitopatología de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León para su procesamiento.

Cinco bulbos infectados se lavaron con agua destilada estéril (ADE) y se desinfestaron de forma individual con alcohol al 70 % e hipoclorito de sodio al 1 % durante 1 min. Posteriormente se hicieron dos enjuagues de dos minutos cada uno, con ADE. Cinco fragmentos sintomáticos de cada bulbo se cortaron y colocaron en medio papa dextrosa agar (PDA). Las cajas Petri con los inóculos se incubaron a $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$ por 7 d en oscuridad. Un fragmento del medio de cultivo con micelio fue transferido a otra caja Petri con medio PDA. A partir de estos aislamientos poliespóricos se obtuvieron aislamientos monospóricos. Para ello, se preparó una suspensión de conidios a una concentración de 1×10^3 conidios mL^{-1} y se colocaron 50 μL en cajas con medio PDA. Las cajas con los conidios se incubaron a 25°C y se observaron a partir de las 12 horas hasta localizar conidios germinados y aislados de otros conidios. La fracción de agar con el conidio se delimitó, se cortó y se transfirió a una nueva caja de con medio PDA para el desarrollo del aislamiento monospórico, según los procedimientos de SENASICA (2016).

Identificación morfológica. La identificación a nivel de género y especie morfológica se realizó con base en las características de las colonias y en la micromorfología, de acuerdo con Vincent y Pitt (1989), Valdez *et al.* (2006), Lee *et al.* (2002) y Woudenberg *et al.* (2013). Para tal efecto, se utilizaron aislamientos monospóricos de 7 d de crecimiento en medio PDA. El tamaño de la colonia, la forma y la producción de conidios fueron las características macroscópicas evaluadas. Adicionalmente se obtuvieron estructuras microscópicas inoculando una suspensión de esporas sobre fragmentos de medio PDA, al cual se le colocó un cubreobjeto estéril y se incubó en cámara húmeda. La morfología de conidióforos, fiáldes, conidios, y clamidosporas se observó en un microscopio ZEISS Scope.A1 en 40X. La fotodocumentación de estructuras microscópicas y la micrometría se realizaron con el Software ZEN lite®.

Identificación molecular. De cada especie identificada por morfología, se utilizó un aislamiento para la identificación molecular. La extracción de ADN se realizó por el método del CTAB, a partir de cultivos monospóricos de 7 d. La concentración de ADN se estimó por espectrofotometría (NanoDrop 2000, Thermo Scientific®). Posteriormente, se obtuvieron secuencias de dos regiones, amplificadas por PCR: la región ITS1-5.8S-ITS2 del DNAr nuclear (ITS) para la especie morfológica *A. embellisia*, y la secuencia

parcial del gen β -tubulina (*B-TUB*) para *P. allii*. La región ITS fue amplificada utilizando los cebadores ITS5 (5'-GCA AGT AAA AGT CGT AAC AAG G-3') e ITS4 (5'-TCC TCC GCT TAT TGA TAT GC-3'). La amplificación parcial del gen β -tubulina se llevó a cabo usando los cebadores Bt2a (5'-GGT AAC CAA ATC GGT GCT GCT TTC-3') y Bt2b (5'-ACC CTC AGT GTA GTG ACC CTT GGC-3'). Ambos genes se amplificaron bajo las siguientes condiciones de PCR: Un ciclo de 94 °C por 2 min, 40 ciclos de 94 °C por 30 s 40 ciclos de 55 °C por 45 s, 40 ciclos de 72 °C por 90 s y un ciclo de extensión final de 72 °C durante 4 min. Las reacciones de amplificación fueron llevadas a cabo en volúmenes de 25 μ L contenido amortiguador a 1X, MgCl₂ 1.5 mM, dNTP 0.2 mM, cebadores 0.4 μ M de cada uno (IDT), enzima Taq DNA polimerasa 1 unidad (Promega) y 20 ng de ADN. Los amplicones se enviaron para su purificación y secuenciación a la compañía Psomagen (EUA). Las secuencias obtenidas se compararon con secuencias de la base de datos de secuencias no redundantes del *National Center for Biotechnology Information* (NCBI). Para el análisis filogenético, las secuencias se alinearon con MUSCLE (Edgar, 2004) implementado en MEGA-X (Kumar *et al.*, 2018). Se utilizó jModelTest v2 (Darriba *et al.*, 2012) para identificar el modelo de evolución de nucleótidos más apropiado según el criterio de información Akaike. El análisis filogenético se realizó con IQ-TREE v2 (Minh *et al.*, 2020) que implementa el algoritmo de Máxima Verosimilitud en el portal CIPRES Science Gateway v3.3. (Miller *et al.*, 2011). El análisis utilizó el modelo de sustitución de nucleótidos de Hasegawa-kishino-Yano con un modelo Gamma discreto para la tasa de heterogeneidad (HKY + G). Los árboles filogenéticos fueron visualizados y editados con iTOL (Letunic *et al.*, 2021).

Pruebas de patogenicidad. Las pruebas de patogenicidad se llevaron a cabo de acuerdo con Gálvez y Palmero (2021), utilizándose dos aislamientos por cada especie. Para ello, se utilizaron bulbos libres de síntomas de la variedad “Don Fermín”. Los bulbos se deshojaron y los bulbillos se desinfestaron con hipoclorito de sodio al 1 % durante 1 min. A cada bulillo se le realizó una herida removiendo un fragmento de 5 mm de diámetro con un sacabocado a una profundidad aproximada de 4 mm. Como inóculo, se utilizaron fragmentos de 5 mm de diámetro de medio PDA con micelio de cada especie fúngica de 7 d de crecimiento. Como testigo se utilizaron bulbillos inoculados con fragmentos de medio PDA sin patógeno. Cinco repeticiones por especie fúngica fueron establecidas. Después de la inoculación, los bulbillos se colocaron en cámara húmeda y se incubaron a 25 °C durante 14 d. De las lesiones que se desarrollaron en los bulbos inoculados se obtuvieron fragmentos, los cuales se enjuagaron con ADE, se colocaron en cajas con medio PDA, y se incubaron como se describió anteriormente. Las colonias que se desarrollaron a partir de los fragmentos de los bulbillos se purificaron y se identificaron morfológicamente. El reaislamiento de los hongos que se utilizaron para la inoculación se consideró como cumplimiento de los postulados de Koch. Esta prueba de patogenicidad se realizó por duplicado.

Prueba de sensibilidad a fungicidas *in vitro*. Un aislamiento de cada especie identificada se sometido a prueba de sensibilidad a ocho fungicidas; de los cuales, cuatro fueron sistémicos y cuatro protectantes (Cuadro 1). Tres dosis por cada fungicida fueron evaluadas: 1X (la dosis recomendada por el fabricante), 0.5X y 1.5X. Para ello, a partir de la dosis recomendada de producto formulado, se determinó la cantidad de gramos de ingrediente activo (g.i.a. L⁻¹) correspondiente, tomando en cuenta la concentración en el

producto comercial. Las sustancias químicas se agregaron al medio PDA antes de vaciar en las cajas Petri (Erhonyota *et al.*, 2023). Los fungicidas y sus respectivas concentraciones se muestran en el Cuadro 1. Se evaluó el efecto de los fungicidas sobre el crecimiento micelial (CRM) y sobre la germinación de conidios (GEC).

Cultivos de los hongos de 7 d de crecimiento en medio PDA se utilizaron para evaluar el efecto de los fungicidas sobre el CRM y la GEC (Cuadro 1). Para el CRM, bocados de 5 mm de diámetro fueron extraídos y depositados individualmente en el centro de cajas Petri con medio PDA con las concentraciones de fungicidas respectivas. Estas cajas con inóculos se incubaron a 25 ± 0.5 °C y el CRM se registró cada 24 horas hasta que el testigo (medio sin fungicida) llenó la caja. Para evaluar la GEC, se preparó una suspensión de 5×10^6 conidios mL⁻¹, de la cual, 30 µL se depositaron sobre medio de cultivo PDA con los mismos tratamientos utilizados para evaluar el CRM, con cinco repeticiones (Cuadro 1). A la suspensión de esporas inoculada se les colocó un cubreobjeto estéril y las cajas se incubaron a 25 ± 0.5 °C. Se realizaron lecturas de 100 conidios por unidad experimental cada 2 h hasta que el testigo de cada especie fúngica alcanzó el 90 % de germinación. Los conidios se consideraron germinados cuando el tubo germinativo obtuvo la longitud de la mitad de la espora. Con los datos obtenidos se calculó el porcentaje de inhibición del CRM y la GEC. El porcentaje de inhibición del CRM se obtuvo mediante la fórmula $ICRM = [(CRM_{test} - CRM_{trat}) / CRM_{test}] \times 100$, donde: ICRM = inhibición del crecimiento micelial expresado en porcentaje, CRM_{test} = crecimiento micelial en el tratamiento testigo, CRM_{trat} = crecimiento micelial en el tratamiento con fungicida. De igual manera, el porcentaje de inhibición de la GEC se obtuvo con la fórmula $IGEC = [(GEC_{test} - GEC_{trat}) / GEC_{test}] \times 100$, donde: IGEC = inhibición de la germinación de conidios expresada en porcentaje, GEC_{test} = germinación en el tratamiento testigo, GEC_{trat} = germinación de conidios en el tratamiento con fungicida.

Cuadro 1. Fungicidas sistémicos y protectantes evaluados sobre *Alternaria embellisia* y *Penicillium allii*.

Ingrediente Activo	Fabricante	Grupo químico	Modo de acción	Dosis (g. i. a. L ⁻¹) ^z		
				0.5x	1x ^y	1.5x
Propiconazol	Syngenta	Triazol	Sistémico	0.625	1.25	1.875
Tiabendazol	Syngenta	Benzimidazol	Sistémico	0.45	0.9	1.35
Carbendazim	AgroLucava	Benzimidazol	Sistémico	0.5	1	1.5
Azoxystrobin + Ciproconazol	Syngenta	Metoxiacrilatos + Triazol	Sistémico	0.15/0.05	0.3/0.11	0.45/0.16
Oxicloruro de cobre	Cuprosa	Cúprico	Protectante	6.525	13.05	19.575
Captan	Mexfer	Ftalamidas	Protectante	3.125	6.25	9.375
Hidróxido de cobre	Cuprosa	Cúprico	Protectante	3.75	7.5	11.25
Aceite de árbol de té	Syngenta	Monoterpenos	Protectante	0.555	1.11	1.665

^yDosis recomendada por el fabricante.

^zg.i.a.= gramos de ingrediente activo

Análisis estadísticos. Los datos de efectividad sobre el CRM y la GEC se analizaron, para cada especie fúngica, bajo un diseño experimental completamente al azar. Previo al análisis, los datos se transformaron al arcoseno de la raíz cuadrada de la proporción. Posteriormente se realizó la comparación de tratamientos mediante análisis de varianza

con un nivel de significancia de $p \leq 0.05$ y una prueba Post-hoc a través del análisis de Tukey utilizando el programa SAS® (versión 9.0; SAS Institute, Cary, N.C.).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Síntomas observados. Los bulbos presentaron catáfilas con manchas de colores grises y negras (Figura 1 A), presencia de micelio color negro entre catáfilas y de moho en la superficie. Algunos bulbillos presentaron necrosis superficial de apariencia seca, con esporulación de color negra, sin progresión hacia el interior del bulillo. Estos síntomas se asociaron a *Alternaria* sp. Otros bulbillos presentaron lesiones necróticas con borde color amarillento, de aspecto hundido y acuoso, con progresión hacia el interior del bulillo. Además, presentaron crecimiento de micelio y esporulación color verde. Estos síntomas se asociaron a *Penicillium* sp. (Figura 1 B).

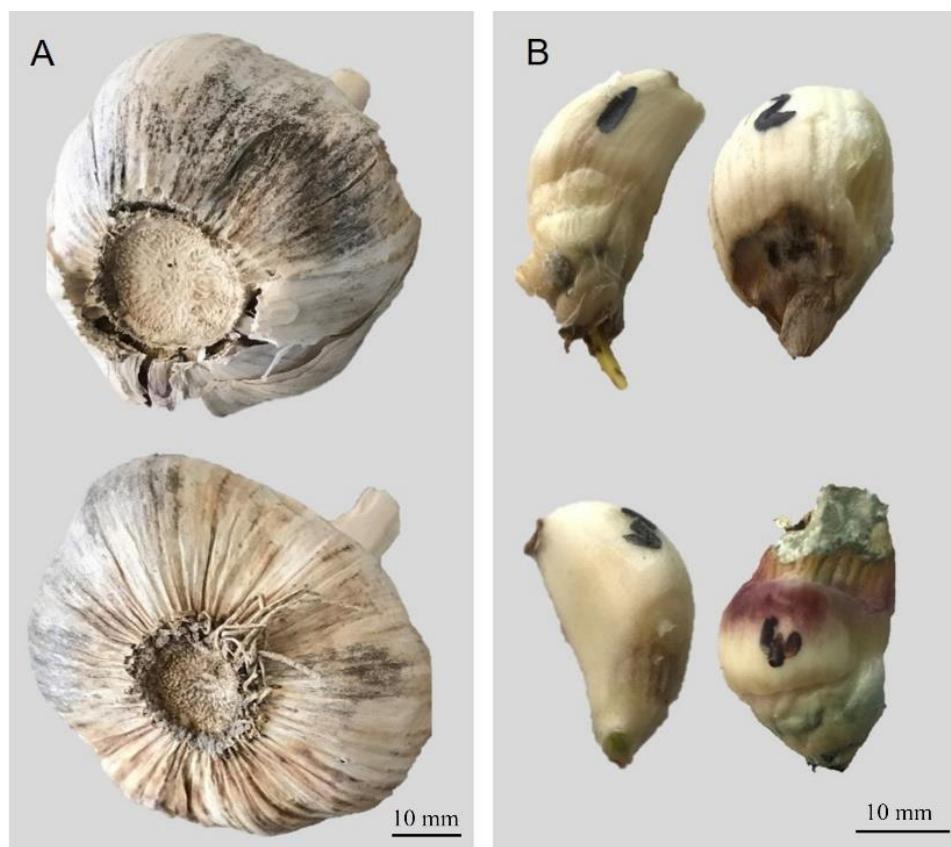


Figura 1. A. Bulbos de *Allium sativum* variedad “Don Fermín” con deterioro en postcosecha. B. Bulbillos de *A. sativum* con cancros y moho verde.

Caracterización morfológica. A partir de bulbos de *A. sativum* con deterioro en postcosecha (Figura 1) se obtuvieron cuatro aislamientos: AL1D2B, AL1D3B, AL1D4B y AL1D5B. Los aislamientos AL1D2B y AL1D3B, obtenidos a partir de cancros superficiales, desarrollaron colonias difusas de color marrón-negruzco, con micelio superficial e inmerso (Figura 2A), conidióforos simples o ramificados, rectos o flexibles,

con una longitud de hasta 83 μm de largo y de 5 a 10 μm de ancho (Figura 2B-E). Conidios de color marrón, solitarios, lisos, oblongos, de 4 a 6 septos transversales (comúnmente 4) de 19.0 – 34.6 μm de largo y de 9 – 12.9 μm de ancho (Figura 2F). Clamidosporas terminales e intercalares de pared gruesa, de color marrón oscuro desarrolladas a partir de células hifales (Figura 2G-H). Estas características morfológicas concuerdan con lo descrito por Woudenberg *et al.* (2013) y Delgado-Ortiz *et al.* (2019) para la especie *Alternaria embellisia* (syn. *Embellisia allii*).

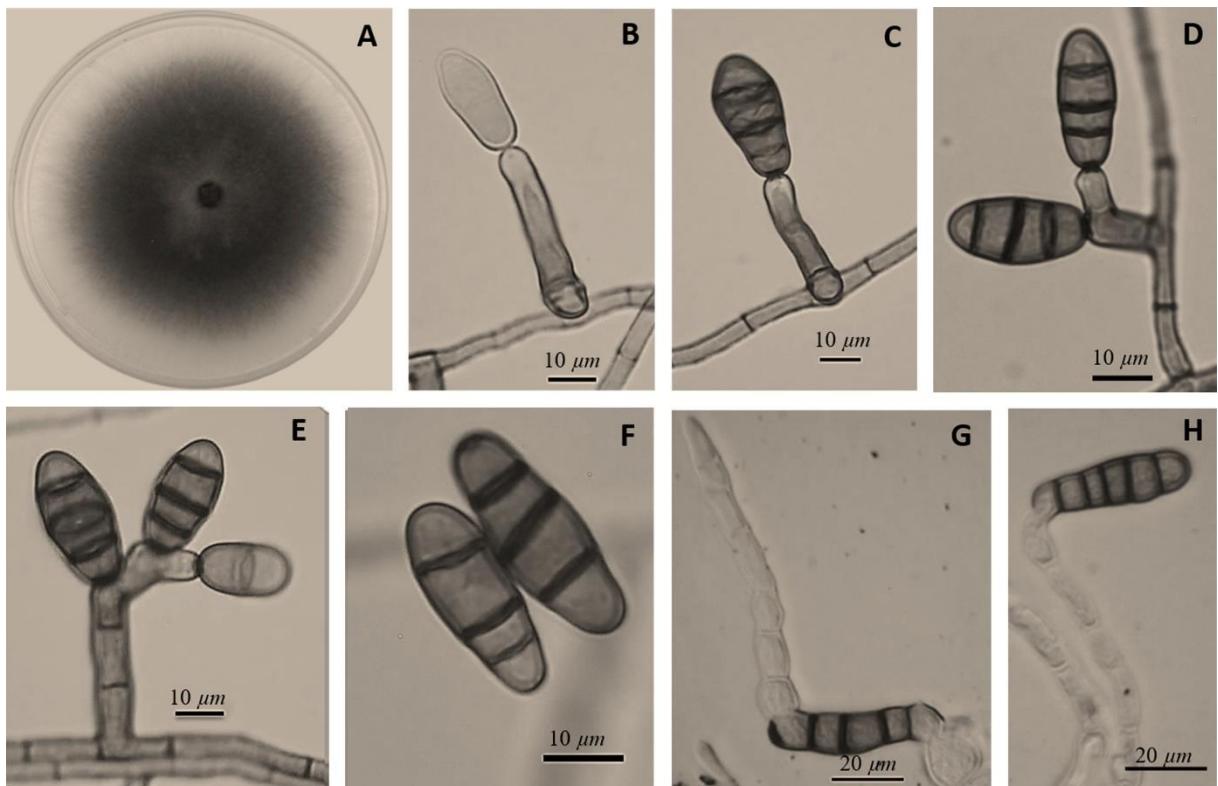


Figura 2. *Alternaria embellisia* (syn. *Embellisia allii*), aislamientos AL1D2B y AL1D3B. **A.** Colonia de 7 d creciendo en medio PDA a 25 °C. **B, C.** Conidióforo simple y conidio solitario. **D, E.** Conidióforo ramificado. **F.** Conidios septados. **G, H.** Clamidosporas.

Los aislamientos AL1D4B y AL1D5B, obtenidos de lesiones con crecimiento micelial y esporulación color verde, presentaron colonias radialmente surcadas, discretamente densas, con márgenes sumergidos y micelio blanco, con conidiogénesis moderada y color verde opaco (Figura 3A). Los conidióforos con pared rugosa emergían de hifas superficiales en fascículos con célula basal corta y robusta de 96 – 155 x 3.4 – 5.1 μm (Figura 3B-D). Penicilios terminales con ramas subterminales y ramas recurrentes de pared rugosa. Frecuentemente una rama por penicilio, agrupados ocasionalmente en clusters de 2 a 3. Fialides ampulliformes, en racimos frecuentemente de 2 a 4, de 6.4 – 11 x 2.7 – 3.3 μm . Conidios esféricos a subesféricos, de pared lisa y en cadenas, de 3.6 – 4.9 μm de diámetro en promedio (Figura 3E). Estas características están en concordancia con Vincent y Pitt (1989) y Valdez *et al.* (2006) para la especie *Penicillium allii*.

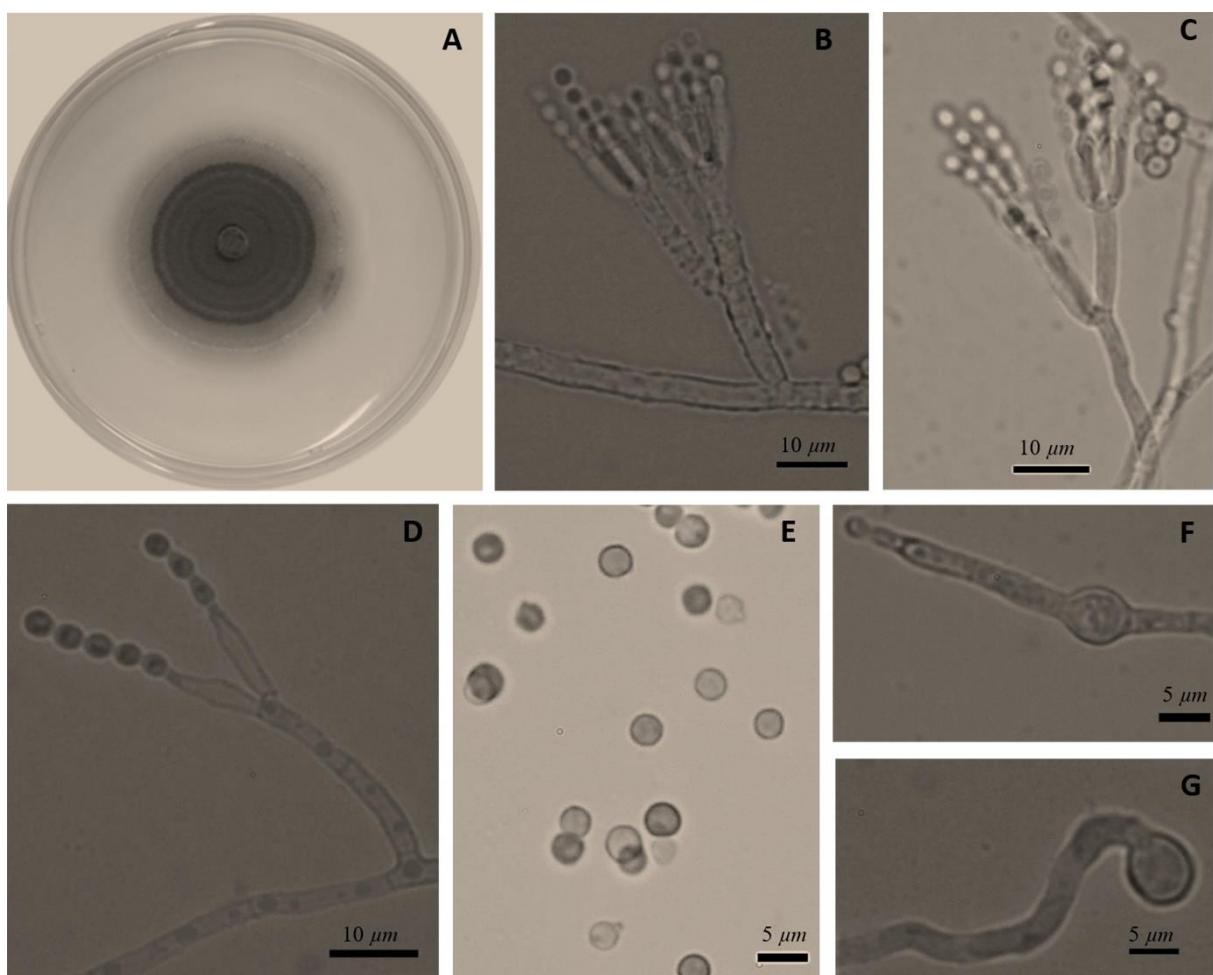


Figura 3. *Penicillium allii*, aislamientos AL1D4B y AL1D5B. A. Colonia de 7 d creciendo en medio PDA a 25°C. B. Conidióforo mostrando estípite y métula con pared rugosa. C. Conidióforo. D. Conidióforo con fiáldes y conidiación formando cadenas. E. Conidios. F, G. Clamidosporas terminales e intercalares.

Caracterización molecular. La secuencia de la región ITS del aislamiento AL1D2B (585 pb, número de acceso Genbank: PP869831), fue 99.8 % idéntica con la secuencia reportada para *A. embellisia* (MH899088) en México (Delgado-Ortiz *et al.*, 2019). Por su parte, la secuencia de la región β -tubulina del aislamiento AL1D4B (433 pb, número de acceso Genbank: PP920512), fue 99.3 % idéntica con la secuencia reportada para *P. allii* (MW244893) en España (Gálvez y Palmero 2021). El árbol filogenético realizado para *A. embellisia* (AL1D2B) mostró soportes de bootstrap del 100 %, que separan a nuestro aislamiento de otras especies de *Alternaria* y lo agrupa con *A. embellisia* (Figura 4A). De igual manera, la filogenia realizada para *P. allii* (AL1D4B) mostró nodos de bootstrap del 100 %, que ubican a este aislamiento con *P. allii* (Figura 4B).

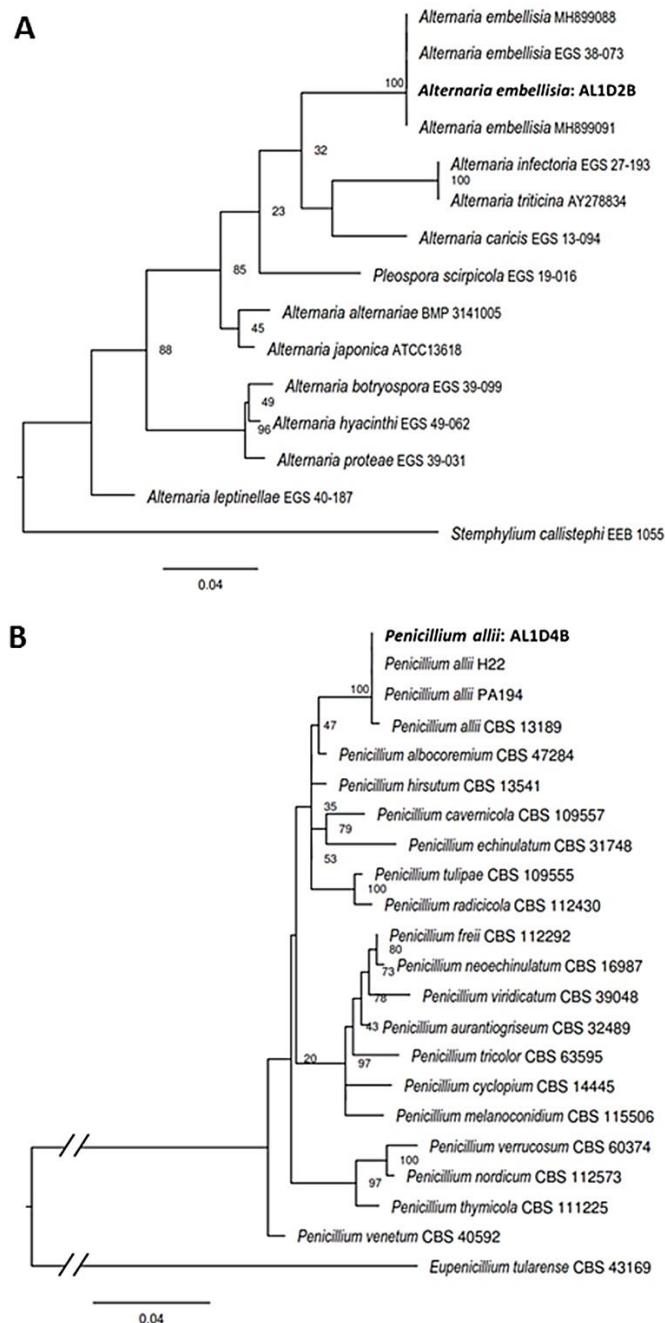


Figura 4. A. Árbol filogenético de máxima verosimilitud construido a partir de secuencias parciales del espaciador interno transcrita 1 y 2 que intervienen en la subunidad 5.8S rDNA para el aislamiento de *Alternaria embellisia* (número de acceso Genbank: PP869831), y B. Árbol filogenético de máxima verosimilitud construido a partir de secuencias parciales del gen de β tubulina para el aislamiento de *Penicillium allii* (número de acceso Genbank: PP920512); obtenidos de muestras de bulbos de ajo con pudrición en postcosecha, en Aramberri, Nuevo León. Los datos de otras cepas y especies de *Alternaria* se obtuvieron de Pryor y Bigelow (2003). Los datos de otras cepas y especies de *Penicillium* se obtuvieron de Samson *et al.* (2004). Los números al lado de los nodos indican los valores del análisis de robustez en porcentaje.

Pruebas de patogenicidad. La prueba realizada sobre bulbillos de *A. sativum* permitió confirmar la patogenicidad de *P. allii*, cepas AL1D4B y AL1D5B, evaluadas a los 14 d

después de la inoculación (ddi). Todos los bulbillos inoculados con *P. allii* presentaron lesiones necróticas hundidas, con crecimiento micelial, esporulación de color verde, y progreso interno de la pudrición (Figura 4A). Resultados similares fueron reportados por Gálvez y Palmero (2021) quienes, al inocular bulbillos de ajo con *P. allii*, observaron lesiones hundidas de aspecto acuoso con crecimiento micelial verde y progresión interna de la lesión. Por su parte, en todos los bulbillos inoculados con *A. embellisia* (AL1D2B y AL1D3B), a los 14 ddi, se observó crecimiento micelial y esporulación de color marrón oscuro limitado a la zona de la herida causada para la inoculación (Figura 4B). Lo anterior concuerda con lo reportado por Delgado-Ortiz *et al.* (2019) para *A. embellisia*, donde bulbos de *A. sativum* presentaron crecimiento superficial, micelio color marrón y esporulación de color marrón oscuro. Los bulbillos que se usaron como testigo no presentaron infección por los hongos (Figura 4C). Los aislamientos inoculados que se reaislaron a partir de tejido infectado, de todos los bulbillos utilizados, tuvieron las mismas características que los aislados originales.

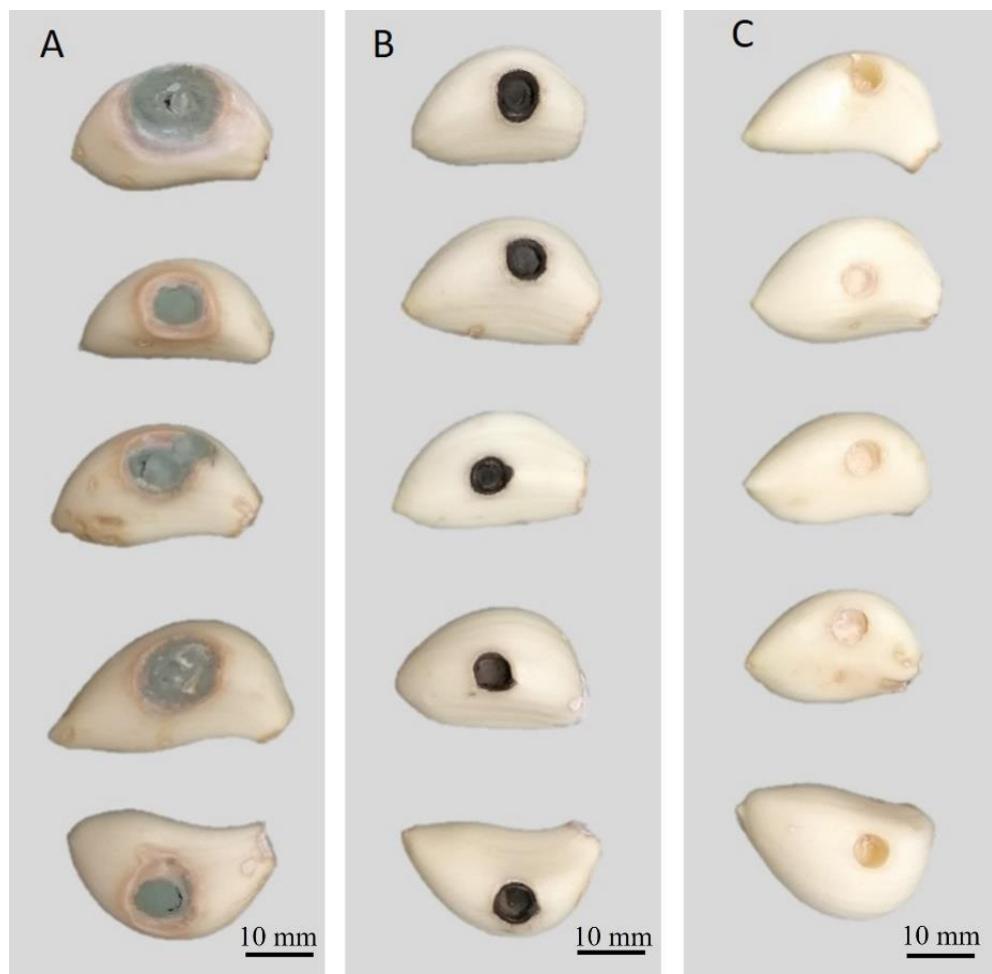


Figura 5. Prueba de patogenicidad de (A) *Penicillium allii* (AL1D4B) y (B) *Alternaria embellisia* (AL1D2B) sobre bulbillos de *Allium sativum*, 14 d después de la inoculación. (C) Testigo. Cada bulillo en una misma columna representa las repeticiones del aislamiento.

Vincent y Pitt (1989) reportaron y describieron por primera vez a *P. allii* como el agente causal de la pudrición de los bulbillos de *A. sativum* en Egipto. Posteriormente, *P.*

allii fue reportado como la causa de la pudrición verde del ajo en Estados Unidos, China, Argentina, Egipto y España (Dugan, 2007; Valdez *et al.*, 2006, Moharam *et al.*, 2013; Gálvez y Palmero, 2021). De acuerdo con Gálvez y Palmero (2021) este hongo es uno de los patógenos fúngicos más virulento que afecta a las plantas de ajo en el campo y durante el almacenamiento en España. De acuerdo con estos autores, *P. allii* es más virulento en bulbillos heridos y que este patógeno requiere la presencia de heridas previas para desarrollarse. En México, la pudrición verde del ajo, en bulbos almacenados, se atribuye a las especies *P. hirsutum* y *P. citrinum* (Hernández-Anguiano *et al.*, 2006). A nuestro conocimiento, este es el primer reporte de *P. allii* causando pudrición verde sobre bulbos de *A. sativum*, bajo condiciones de almacén, en México.

Por otro lado, se ha reportado a *A. embellisia* como el agente causal de cancro en bulbos almacenados y manchas en las catáfilas de bulbo y bulbillos de *A. sativum* (Lee y Magan, 2010). Esta especie fue reportada por Dugan *et al.* (2007) como agente causante de pérdidas importantes de bulbos de *A. sativum* durante la regeneración y el almacenamiento de germoplasma para el Sistema Nacional de Germoplasma Vegetal en Pullman, Washington, USA. Este patógeno también fue reportado como el agente causal del cancro del bulbo de ajo en Coahuila, México (Delgado-Ortiz *et al.*, 2019). De acuerdo con Lee *et al.* (2002), el cancro de los bulbos causado por *A. embellisia* se considera una enfermedad menor. No obstante, debido al color de los síntomas, esta enfermedad puede reducir el valor comercial de *A. sativum*. Además, la presencia de este hongo en los bulbos puede actuar como fuente del inóculo primario y facilitan su dispersión a larga distancia (Gálvez y Palmero, 2021).

Pruebas de sensibilidad a fungicidas *in vitro*. Los hongos *A. embellisia* y *P. allii* mostraron sensibilidad *in vitro* a todos los fungicidas evaluados, tanto sistémicos como protectantes (Cuadro 2). Hubo diferencias altamente significativas ($p < 0.0001$) en la efectividad de los fungicidas sobre el CRM y la GEC de *A. embellisia*. En este caso, el fungicida sistémico propiconazol y el fungicida protectante hidróxido de cobre inhibieron el 100 % del CRM y la GEC en las tres dosis evaluadas (Cuadro 2). Por su parte, la mezcla azoxystrobin + ciproconazol inhibió el 100 % del CRM en las tres dosis, pero solo inhibió en el rango de 40 al 85.9 % la GEC, respecto a las tres dosis evaluadas. Así también, el fungicida captan inhibió el 100 % de la GEC en las tres dosis, pero sólo inhibió del 85 al 87 % el CRM en las tres dosis evaluadas. Los fungicidas con menor efectividad sobre el CRM de *A. embellisia* fueron el carbendazim con una efectividad máxima del 47 % en la dosis más alta y el tiabendazol con el 76 % de efectividad en la dosis más alta evaluada. Los fungicidas con menor efectividad sobre la GEC fueron el tiabendazol con el 73 % de efectividad y el aceite de árbol de té con el 38.7 % de efectividad, en la dosis máxima evaluada (Cuadro 2).

Cuadro 2. Efectividad de fungicidas sistémicos y protectantes sobre el crecimiento micelial y la germinación de esporas de *Alternaria embellisia* y *Penicillium allii* in vitro.

Fungicida	Dosis (g.i.a. L ⁻¹) y	<i>Alternaria embellisia</i>			<i>Penicillium allii</i>		
		Inhibición del crecimiento micelial (%) ^z	Inhibición de la germinación (%) ^z		Inhibición del crecimiento micelial (%) ^z	Inhibición de la germinación (%) ^z	
Testigo	0	0	0	0	0	0	0
Propiconazol	0.625	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A
	1.25	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A
	1.875	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A
Tiabendazol	0.45	71.7 ±0.5 C	35.1 ±7.4 F	38.9 ±2.2 GH	50.0 ±4.1 F	50.0 ±4.1 F	
	0.9	75.1 ±1.4 C	71.5 ±4.1 E	51.5 ±2.7 F	48.0 ±2.4 F	48.0 ±2.4 F	
	1.35	76.6 ±1.2 C	73.1 ±3.6 E	62.1 ±1.2 E	48.5 ±4.3 F	48.5 ±4.3 F	
Carbendazim	0.5	34.6 ±8.1 E	93.3 ±0.6 CB	28.4 ±3.5 I	92.5 ±2.4 CD	92.5 ±2.4 CD	
	1.0	36.5 ±4.3 E	97.4 ±1.0 B	33.1 ±4.1 HI	93.7 ±3.1 CB	93.7 ±3.1 CB	
	1.5	47.5 ±5.0 D	100 ±0 A	33.4 ±6.4 IH	100 ±0 A	100 ±0 A	
Azoxystrobin + Ciproconazol	0.15/0.05	100 ±0 A	41.0 ±8.2 F	83.4 ±3.0 D	36.2 ±4.5 G	36.2 ±4.5 G	
	0.3/0.11	100 ±0 A	88.2 ±1.7 DC	85.6 ±1.6 D	100 ±0 A	100 ±0 A	
	0.45/0.16	100 ±0 A	85.9 ±3.6 D	89.7 ±0.6 B	100 ±0 A	100 ±0 A	
Oxicloruro de cobre	6.525	71.9 ±3.5 C	66.7 ±6.7 E	100 ±0 A	91.2 ±0.5 CD	91.2 ±0.5 CD	
	13.05	84.9 ±1.4 B	86.9 ±2.3 CD	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	
	19.575	100 ±0 A	87.3 ±1.4 DC	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	
Captan	3.125	87.6 ±2.3 B	100 ±0 A	92.9 ±1.0 B	100 ±0 A	100 ±0 A	
	6.25	85.6 ±1.9 B	100 ±0 A	90.3 ±2.5 B	100 ±0 A	100 ±0 A	
	9.375	85.9 ±1.3 B	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	
Hidróxido de cobre	3.75	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	
	7.5	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	
	1.665	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	100 ±0 A	
Aceite de árbol de té	0.55	45.3 ±3.4 D	7.9 ±0.5 G	15.4 ±1.9 J	78.5 ±1.9 E	78.5 ±1.9 E	
	1.11	71.8 ±2.6 C	20.7 ±8.2 G	32.2 ±4.0 I	88.7 ±1.5 D	88.7 ±1.5 D	
	1.665	100 ±0 A	38.7 ±8.3 F	44.9 ±0.5 FG	96.0 ±1.4 B	96.0 ±1.4 B	

^yg.i.a.= gramos de ingrediente activo^zMedias con letras iguales dentro de la misma columna, no son estadísticamente diferentes (Tukey, P < 0.05).

También, hubo diferencias altamente significativas ($p < 0.0001$) en la efectividad de los fungicidas sobre el CRM y la GEC de *P. allii*. El fungicida sistémico propiconazol y el fungicida protectante hidróxido de cobre inhibieron el 100 % del CRM y la GEC en las tres dosis evaluadas (Cuadro 2). Así también, el fungicida protectante oxicloruro de cobre inhibió el 100 % del CRM y la GEC a partir de la dosis comercial (13.05 g.i.a. L⁻¹). Por su parte, el captan inhibió el 100 % de la GEC en todas las dosis evaluadas, pero sólo inhibió el 100 % del CRM en la mayor dosis evaluada (9.3 g.i.a. L⁻¹). Así mismo, el

carbendazima inhibió el 100 % de la GEC sólo a 1.5 g.i.a. L⁻¹. La mezcla de azoxystrobin + ciproconazol inhibió el 100 % de la GEC a partir de la dosis 0.3/0.11 g.i.a. L⁻¹, y su efectividad sobre el CRM fue del 83 al 89 %. Los fungicidas con menor efectividad sobre el CRM de *P. allii* fueron el tiabendazol con una efectividad máxima del 62 % en la dosis más alta, el carbendazim con una efectividad máxima del 33 % en la dosis más alta y el aceite del árbol de té con una efectividad máxima del 44.9 % en la dosis más alta. El fungicida con menor efectividad sobre la GEC fue el tiabendazol el cual mostró una efectividad del 50 % en la dosis máxima evaluada; por su parte el aceite de árbol de té mostró una inhibición de la GEC del 78 en la dosis mínima y 96 % en la dosis máxima evaluada.

De acuerdo con Dugan *et al.* (2007), el uso de fungicidas puede disminuir la infección de bulbos y bulbillos en postcosecha. Sin embargo, se debe tener en cuenta los períodos de seguridad de los diferentes ingredientes activos y el periodo de postcosecha. En el presente estudio, el propiconazol y el hidróxido de cobre mostraron efectividad *in vitro* sobre la CRM y la GDC de *A. embellisia* en todas las dosis evaluadas. El propiconazol es un fungicida sistémico que actúa inhibiendo el proceso de metilación en la biosíntesis del ergosterol, induciendo la ruptura de la membrana celular del hongo, lo que detiene su crecimiento (Marzi *et al.*, 2022). Debido a su naturaleza sistémica, este fungicida ofrece protección tanto preventiva como curativa con una persistencia que puede variar según la dosis utilizada y las condiciones del ambiente; además, puede translocarse al interior del tejido, por lo cual es necesario considerar los períodos de carencia para garantizar la inocuidad alimentaria. De acuerdo con Gopinath *et al.* (2006), se ha demostrado que el propiconazol puede ser metabolizado en las plantas con la degradación gradual del propiconazol en los tejidos vegetales. En la actualidad, no hay información sobre el uso de propiconazol sobre *A. embellisia* en el cultivo del ajo. Sin embargo, Vijaykumar *et al.* (2021) reportaron 100 % de efectividad del tebuconazol, un fungicida del mismo grupo químico que el propiconazol, sobre el desarrollo micelial de *A. porri*, patógeno de *A. sativum* en la India. Por su parte, el hidróxido de cobre es un fungicida protectante que ofrece protección preventiva, es de acción multisitio, de baja toxicidad y de bajo riesgo de generación de resistencia (Gaviria-Hernández *et al.*, 2013). Este fungicida actúa principalmente durante la etapa de germinación de las esporas. A nivel celular, este compuesto reacciona con los grupos sulfhidrilos, hidróxidos, aminos y carboxílicos, inactivándolos y perturbando así la cadena respiratoria (Gaviria-Hernández *et al.*, 2013). Según nuestra revisión bibliográfica, no hay información sobre el uso del hidróxido de cobre sobre *A. embellisia*. Otros fungicidas que han resultado efectivos para controlar *A. embellisia* en bulbos de *A. sativum* almacenados en bancos de germoplasma son el fludioxonil (grupo químico: fenilpirroles) y el tiofanato de metilo (grupo químico: carbamatos) (Dugan *et al.* 2007).

El propiconazol y el hidróxido de cobre también mostraron 100 % de efectividad *in vitro* sobre la CRM y la GDC de *P. allii* en todas las dosis evaluadas. Similarmente, no hay información sobre el uso de propiconazol e hidróxido de cobre sobre *P. allii* en el cultivo del ajo. Sin embargo, You *et al.* (2007) reportaron 100 % de efectividad del tebuconazol sobre *P. hirsutum*, agente causal del moho azul de *A. sativum* en Corea. Por otra parte, los fungicidas oxicloruro de cobre y el captan también mostraron efectividad sobre *P. allii* al inhibir al 100 % tanto del CRM como la GDC a una dosis de 13.05 g.i.a. L⁻¹ y 9.3 g.i.a. L⁻¹, respectivamente. El oxicloruro de cobre, al igual que el hidróxido de

cobre, es un fungicida protectante que actúa liberando iones de cobre, de acción multisitio que ofrece protección preventiva (Ackermann *et al.*, 2000). Por su acción multisitio, este compuesto también tiene baja probabilidad de que se desarrolle resistencia por parte de los hongos (Fani *et al.*, 2021). Al igual que otros fungicidas cúpricos, el oxicloruro de cobre puede permanecer en la superficie del tejido tratado; por lo que es esencial respetar las recomendaciones de uso y los intervalos de seguridad para minimizar la acumulación de residuos de cobre en los productos cosechados. Por su parte, el captan es un fungicida de acción multisitio, de amplio espectro que reacciona con las enzimas sulfhidrílicas dando lugar a la producción de tiofosgeno, sustancia tóxica para las células fúngicas; interfiere el proceso de respiración celular en los hongos, por lo que inhibe la germinación de las esporas y dificulta el crecimiento y desarrollo micelial. Este fungicida se ha utilizado por más de 50 años y no existen reportes de toxicidad sistémica (Ackermann *et al.*, 2000). Hasta donde sabemos, no hay información sobre el uso del oxicloruro de cobre y del captan sobre *P. allii*.

CONCLUSIONES

En esta investigación se identificaron a los hongos *A. embellisia* y *P. allii* asociados al deterioro postcosecha de *A. sativum*, en Aramberri, Nuevo León, México. Las pruebas de patogenicidad demostraron que *P. allii* es causante de pudrición verde del ajo, donde *P. allii* mostró capacidad para desarrollar infecciones internas a partir de heridas; este es el primer reporte de *P. allii* como agente causal de pudrición verde del ajo en México. *Alternaria embellisia* sólo mostró crecimiento sobre las heridas, contribuyendo también al deterioro de los bulbos de *A. sativum*. El fungicida sistémico propiconazol y el fungicida protectante hidróxido de cobre fueron los más efectivos, inhibiendo el 100% tanto el crecimiento micelial como la germinación de conidios de *P. allii* y *A. embellisia* en condiciones *in vitro*, en todas las dosis evaluadas. Además, el oxicloruro de cobre y el captan también mostraron altos niveles de eficacia sobre *P. allii* y *A. embellisia*. El conocimiento generado en este estudio servirá de base para elegir estrategias de control y contribuirá significativamente a reducir las pérdidas económicas en la producción de ajo en esta región. Es necesario hacer evaluaciones *in vivo*, aplicando los fungicidas en precosecha y postcosecha.

CONFLICTO DE INTERÉS

Los autores declaramos explícitamente que no existe conflicto de interés en relación con esta investigación.

REFERENCIAS

- Ackermann P, Margot P and Müller F. 2000. Fungicides, Agricultural. pp. 1-68. In: Müller F, Ackermann P, and Margot P. (eds.). Ullmann's Encyclopedia of Industrial Chemistry. Wiley-VCH. New Jersey, USA. 9456p.
https://doi.org/10.1002/14356007.a12_085

- Ansary J, Forbes HTY, Gil E, Cianciosi D, Zhang J, Elexpuru ZM, Simal GJ, Giampieri F and Battino M. 2020. Potential health benefit of garlic based on human intervention studies: A brief overview. *Antioxidants* 9: 619. <https://doi.org/10.3390/antiox9070619>
- Burba JL. 2003. Producción de ajo. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Mendoza, Argentina. 43p. http://www.latranqueraweb.com.ar/web/archivos/menu/INTA_Produccion_de_ajo_.pdf
- Chrétien PL, Laurent S, Bornard S, Troulet C, El Maâtaoui M and Leyronas C. 2020. Unraveling the infection process of garlic by *Fusarium proliferatum*, the causal agent of root rot. *Phytopathologia Mediterranea* 59: 285–293. <https://doi.org/10.14601/Phyto-11103>
- Darriba D, Taboada GL, Doallo R, Posada D. 2012. jModelTest 2: more models, new heuristics and high-performance computing. *Nature methods* 9: 772. <https://doi.org/10.1038/nmeth.2109>.
- Delgado-Ortiz JC, Cerna-Chavez E, Ochoa-Fuentes YM and Beltrán-Beache M. 2019. First report of *Alternaria embellisia* (Syn. *Embellisia allii*) causing bulb canker or skin blotch on garlic in Mexico. *Plant Disease* 103: 1031. <https://doi.org/10.1094/pdis-07-18-1171-pdn>
- Dugan FM, Hellier BC and Lupien SL. 2007. Pathogenic fungi in garlic seed cloves from the United States and China, and efficacy of fungicides against pathogens in garlic germplasm in Washington State. *Journal of Phytopathology* 155: 437–445. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2007.01255.x>
- Dugan FM. 2007. Diseases and disease management in seed garlic: Problems and prospects. *The Americas Journal of Plant Science and Biotechnology* 1: 47–51. [http://www.globalsciencebooks.info/Online/GSBOOnline/images/0706/AmJPSB_1\(1\)/AmJPSB_1\(1\)47-51o.pdf](http://www.globalsciencebooks.info/Online/GSBOOnline/images/0706/AmJPSB_1(1)/AmJPSB_1(1)47-51o.pdf)
- Edgar RC. 2004. MUSCLE: multiple sequence alignment with high accuracy and high throughput. *Nucleic acids research* 32: 1792–1797. <https://doi.org/10.1093/nar/gkh340>
- Erhonyota C, Edo GI and Onoharigho FO. 2023. Comparison of poison plate and agar well diffusion method determining the antifungal activity of protein fractions. *Acta Ecologica Sinica*, 43: 684–689. <https://doi.org/10.1016/j.chnaes.2022.08.0062023>
- Fani SR, Azimi H and Probst C. 2021. Efficacy of copper oxychloride base fungicides to control cucumber downy mildew in greenhouse conditions in Iran. *Journal of Crop Protection* 10: 523–533 <http://jcp.modares.ac.ir/article-3-47785-en.html>
- FAOSTAT, The statistics division of the Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2024. Value of agricultural production. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QV> (consulta, enero 2025).
- Gálvez L and Palmero D. 2021. Incidence and etiology of postharvest fungal diseases associated with bulb rot in garlic (*Allium sativum*) in Spain. *Foods* 10: 1063. <https://doi.org/10.3390/foods10051063>
- Gaviria-Hernández V, Patiño-Hoyos LF y Saldarriaga-Cardona A. 2013. Evaluación *in vitro* de fungicidas comerciales para el control de *Colletotrichum* spp., en mora de castilla. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 14 67–75. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0122-87062013000100008&lng=en&tlang=es
- Gopinath K, Radhakrishnan NV and Jayaraj J. 2006. Effect of propiconazole and difenoconazole on the control of anthracnose of chilli fruits caused by *Colletotrichum capsici*. *Crop Protection* 25: 1024–1031. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2006.02.001>
- Hernández-Anguiano AM, Juárez-López G, Fucikovsky Zak L, Zavaleta-Mejía E y González Hernández VA. 2006. Impacto del almacenamiento en la brotación de bulbos de ajo y especies patogénicas de *Penicillium* y *Erwinia* asociadas. *Revista Fitotecnia Mexicana* 29: 283–290. <https://doi.org/10.35196/rfm.2006.4.283-290>
- Khatoon A, Mohapatra A and Satapathy KB. 2017. Studies on fungi associated with stora garlic (*Allium sativum*). *International Research Journal of Biological Sciences*, 6: 19–24. <https://www.isca.me/IJBS/Archive/v6/i1/4.ISCA-IRJBS-2016-148.pdf>
- Kumar S, Stecher G, Li M, Knyaz C, Tamura K. 2018. MEGA X: molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms. *Molecular biology and evolution* 35: 1547. <https://doi.org/10.1093/molbev/msy096>
- Lee HB and Magan N. 2010. The influence of environmental factors on growth and interactions between *Embellisia allii* and *Fusarium oxysporum* f. sp. *cepae* isolated from garlic. *International Journal of Food Microbiology* 138: 238–242. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2010.01.019>

- Lee HB, Kim CJ and Yu SH. 2002. First report of bulb canker of garlic caused by *Embellisia allii* in Korea. Mycobiology 30: 240–243. <https://doi.org/10.4489/MYCO.2002.30.4.240>
- Letunic I, Khedkar S and Bork P. 2021. SMART: recent updates, new developments and status in 2020. Nucleic acids research 49: 458–460. <https://doi.org/10.1093/nar/gkaa937>
- Marzi M, Farjam M, Kazeminejad Z, Shiroudi A, Kouhpayeh S and Zarenezhad E. 2022. A recent overview of 1,2,3-triazole-containing hybrids as novel nntifungal agents: focusing on synthesis, mechanism of action, and structure-activity relationship (SAR). Journal of Chemistry. 2022: 1-50. <https://doi.org/10.1155/2022/7884316>
- Minh BQ, Schmidt HA, Chernomor O, Schrempf D, Woodhams MD, Von Haeseler A and Lanfear R. 2020. IQ-TREE 2: new models and efficient methods for phylogenetic inference in the genomic era. Molecular biology and evolution 37: 1530–1534. <https://doi.org/10.1093/molbev/msaa015>
- Moharam MHA, Farrag ESH and Mohamed MDA. 2013. Pathogenic fungi in garlic seed cloves and first report of *Fusarium proliferatum* causing cloves rot of stored bulbs in upper Egypt. Archives of Phytopathology and Plant Protection 46: 2096–2103. <https://doi.org/10.1080/03235408.2013.785122>
- Miller M, Pfeiffer WT and Schwartz T. 2011. The CIPRES science gateway: A community resource for phylogenetic analyses. Proceedings of the TeraGrid Conference 2011: 1-8. <https://doi.org/10.1145/2016741.2016785>
- Ochoa-Fuentes YM, Cerna-Chavez E, Gallegos-Morales G, Landeros-Flores J, Delgado-Ortiz JC, Hernández-Camacho S y Olalde-Portugal V. 2012. Identificación de especies de *Fusarium* en semilla de ajo en Aguascalientes, México. Revista Mexicana de Micología 36: 27–32. <https://doi.org/10.33885/sf.2012.3.1102>
- Pryor BM and Bigelow DM. 2003. Molecular characterization of *Embellisia* and *Nimbya* species and their relationship to *Alternaria*, *Ulocladium* and *Stemphylium*. Mycologia 95: 1141–1154. doi: 10.1080/15572536.2004.11833024.
- Samson RA, Seifert KA, Kuijpers AF, Houbraken JAMP and Frisvad JC. 2004. Phylogenetic analysis of *Penicillium* subgenus *Penicillium* using partial β-tubulin sequences. Studies in Mycology 49: 175–200. <https://www.studiesinmycology.org/sim/Sim49/Sim49Article2.pdf>
- SEDAGRO, Secretaría de Desarrollo Agropecuario del Estado de Nuevo León. 2023. Detonará NL la exportación de ajo del Sur del Estado. <https://www.nl.gob.mx/boletines-comunicados-y-avisos/>. (consulta, enero 2024).
- SENASICA, Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. 2016. Cultivos monospóricos de hongos entomopatógenos. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/172904/Ficha_CB_27_Cultivos_monosp_ricos_de_hongos_entomopat_genos.pdf (consulta, noviembre 2023).
- Sholberg PL and Conway WS. 2016. Postharvest pathology. Pp: 111–127. In: Gross KC, Wang CY and Saltveit M. (eds.). The Commercial Storage of Fruits, Vegetables, and Florist and Nursery Stocks. USDA-ARS Agriculture Handbook. United States. 790p.
- SIAP, Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2023. Producción Agrícola. <https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-agradera-33119> (consulta, enero 2024).
- Valdez JG, Makuch MA, Ordovini AF, Frisvad JC, Overy DP, Masuelli R and Piccolo RJ. 2009. Identification, pathogenicity and distribution of *Penicillium* spp. isolated from garlic in two regions in Argentina. Plant Pathology 58: 352–361. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2008.01960.x>
- Valdez JG, Makuch MA, Ordovini AF, Masuelli RW, Overy DP and Piccolo RJ. 2006. First report of *Penicillium allii* as a field pathogen of garlic (*Allium sativum*). Plant Pathology 55: 583. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2006.01411.x>
- Velásquez-Valle R, Macias-Valdez LM y Reveles-Hernández M. 2017. Patógenos comunes de semilla de ajo en Aguascalientes y Zacatecas, México. Revista mexicana de Ciencias Agrícolas 8: 1881–1885. <https://doi.org/10.29312/remexca.v8i8.710>
- Vijaykumar KN, Kulkarni S, Patil PV, Kambrekar DN and Shashidhar TR. 2021. *In vitro* evaluation of new molecules of fungicides against purple blotch *Alternaria porri* (Ellis) Ciferri of garlic (*Allium sativum* L.). Pharma Innovation Journal 10: 1048–1054. <https://www.thepharmajournal.com/archives/2021/vol10issue12/PartO/10-11-159-761.pdf>
- Vincent MA and Pitt JI. 1989. *Penicillium allii*, a new species from egyptian garlic. Mycologia 81: 300–303. <https://doi.org/10.2307/3759715>

You O, Lee Y, Jin Y, Kim J, Hwang S, Han S and Kim J. 2007. Antifungal activity of pesticides to control dry rot and blue mold during garlic storage. The Korean Journal of Pesticide Science 11: 331-338.
<https://koreascience.or.kr/article/JAKO200709906341813.pdf>

Woudenberg JH, Groenewald JZ, Binder M and Crous PW. 2013. *Alternaria* redefined. Studies in Mycology 75:171-212.
<http://dx.doi.org/10.3114/sim0015>