



2025 | 16-20
GIJÓN | JUNIO
9º CONGRESO **FORESTAL** ESPAÑOL

9CFE-1707

Actas del Noveno Congreso Forestal Español
Edita: **Sociedad Española de Ciencias Forestales. 2025.**
ISBN: **978-84-941695-7-1**

Organiza





Aislados de *Trichoderma* como agentes de biocontrol de *Gnomoniopsis smithogilvyi*

FRAGA MEIZOSO, M. (1), AGUÍN CASAL, O. (2), LÓPEZ BURGOS, M. (1), SALINERO CORRAL, C. (2) y MANSILLA VÁZQUEZ, J. P. (2)

(1) Fauna Útil S.L. Ctra. A Guarda-Tui Km. 194, Tomiño, Pontevedra.

(2) Estación Fitopatológica Areeiro, Deputación de Pontevedra. Pontevedra.

Resumen

Gnomoniopsis smithogilvyi es un patógeno emergente del castaño que causa la pudrición de sus frutos, reduciendo significativamente la producción. Actualmente no existe tratamiento específico para su control. Una alternativa consiste en utilizar agentes de biocontrol, destacando el género *Trichoderma* por su eficacia frente a diversos fitopatógenos. A partir de aislados de este género obtenidos de agallas de *Dryocosmus kuriphilus* en castaño, se evaluó la eficacia *in vitro* de las tres especies más frecuentes (*T. atroviride*, *T. citrinoviride* y *T. harzianum*) frente a un aislado de *G. smithogilvyi*, obtenido de castañas, que mostró gran severidad en ensayos de patogenicidad previos. El antagonismo se determinó mediante cultivos duales en PDA con tres aislados de cada especie de *Trichoderma* mediante dos métodos: 1) sembrando ambos hongos simultáneamente; 2) sembrando primero *G. smithogilvyi* y 72 horas después *Trichoderma*. Se realizó dos veces cada método, estableciendo cinco repeticiones por confrontación y control. Los cultivos duales se observaron diariamente, tomando medidas del crecimiento micelial. Los resultados demostraron la alta inhibición de las tres especies en ambos métodos, con diferencias entre aislados. Dos aislados de *T. atroviride* y uno de *T. harzianum* destacaron por su rápido crecimiento y biocontrol, consiguiendo inhibir el 100% del patógeno.

Palabras clave

Castanea sativa, control biológico, fitopatógeno, *Gnomoniopsis castaneae*.

1. Introducción

El patógeno emergente *G. smithogilvyi* L.A. Shuttleworth, E.C.Y. Liew & D.I. Guest (sin. *G. castaneae* Tamietti), es el agente responsable de la enfermedad conocida como podredumbre marrón y está originando daños en castañas y erizos de castaño europeo en los principales países productores: España (Aguín *et al.*, 2022), Italia (Visentin *et al.*, 2012), Portugal (Coelho & Gouveia, 2021) y Grecia (Tziros, 2019), reduciendo significativamente la producción y rendimiento de este cultivo, generando serias preocupaciones a los productores (Lema *et al.*, 2023; Morales-Rodríguez *et al.*, 2022). En España, segundo productor mundial donde se origina aproximadamente el 60% de la producción europea de castañas (FAO, 2023), se ha reportado en años recientes la presencia de *G. smithogilvyi* causando podredumbre marrón en castañas y erizos (Aguín *et al.*, 2022), pero también se había detectado previamente causando cancro en plantas híbridas de *C. sativa* x *C. crenata* (Trapiello *et al.*, 2018) y como endófito en hojas y agallas colonizadas por *Dryocosmus kuriphilus* Yasumatsu (Hymenoptera, Cynipidae) (Muñoz-Adalia *et al.*,

2019).

Los síntomas más característicos de esta enfermedad son la momificación y pudrición del fruto, tanto en pre como en postcosecha, dañando las castañas aún presentes en el árbol (Figura 1) (Maresi *et al.*, 2013; Shuttleworth & Guest, 2017). En varios estudios, este hongo se encontró como endófito, siendo aislado de agallas, brotes, hojas, tallos, flores y frutos inmaduros asintomáticos, y produciendo síntomas en ellos una vez maduros (Pasche *et al.*, 2016a; Seddaiu *et al.*, 2023; Shuttleworth *et al.*, 2012; Visentin *et al.*, 2012).



Figura 1. Síntomas de la podredumbre marrón causada por *G. smithogilvyi* en castaño: a) podredumbre de erizos y necrosis en hojas; b) pudrición de los erizos, momificación de las castañas y apertura prematura de erizos; c) caída prematura de los erizos inmaduros con castañas momificadas.

El incremento de la incidencia de la podredumbre marrón de la castaña causada por *G. smithogilvyi* en los últimos años ha posicionado la investigación de esta enfermedad y el desarrollo de métodos de prevención y control, tanto en pre como en postcosecha, que sean eficaces como prioridad en el sector internacional de la castañicultura. En la actualidad no existe ningún tratamiento específico eficaz para su control, pero distintas especies del género *Trichoderma* han demostrado eficacia para reducir la incidencia de *G. smithogilvyi* en castaños en diferentes investigaciones (Benigno *et al.*, 2024; Conti *et al.*, 2017; Pasche *et al.*, 2016b; Ruocco *et al.*, 2016).

2. Objetivos

El objetivo de este trabajo es evaluar la eficacia *in vitro* de aislados de *Trichoderma* obtenidos de agallas de *D. kuriphilus* en castaño frente a *G. smithogilvyi*, como alternativa de biocontrol.

3. Metodología

En trabajos previos, se estudió la patogenicidad de *G. smithogilvyi* en diferentes

variedades gallegas de castaña incluidas en la Indicación Geográfica Protegida ‘Castaña de Galicia’ (Fraga *et al.*, 2024) y la diversidad de especies fúngicas asociadas a agallas de *D. kuriphilus* en castaños gallegos, centrándose en el estudio de la diversidad de patógenos vegetales (Fraga Meizoso *et al.*, 2024). El primero de ellos, permitió identificar un aislado de *G. smithogilvyi* que mostró gran severidad en los ensayos de patogenicidad (Tabla 1, Figura 2) y en el segundo se seleccionaron las tres especies más relevantes por su frecuencia de aparición (*T. atroviride*, *T. citrinoviride* y *T. harzianum*) y, de cada una de ellas, se eligieron tres aislados que destacaban por su velocidad de crecimiento y/o capacidad inhibitoria frente a otros hongos (Tabla 1, Figura 3).

Tabla 1. Aislados de *G. smithogilvyi* y *Trichoderma* seleccionados.

Nombre	Especie	Código	Nº acceso GenBank
Gs	<i>G. smithogilvyi</i>	FU-EFA 1087.20	PQ386423
Tatr1	<i>T. atroviride</i>	FU-EFA 630.37	PV250223
Tatr2	<i>T. atroviride</i>	FU-EFA 630.58	PQ386416
Tatr3	<i>T. atroviride</i>	FU-EFA 838.11	PQ386417
Tcit1	<i>T. citrinoviride</i>	FU-EFA 630.17	PQ386418
Tcit2	<i>T. citrinoviride</i>	FU-EFA 1092.83	PQ386419
Tcit3	<i>T. citrinoviride</i>	FU-EFA 1092.86	PQ386420
Thar1	<i>T. harzianum</i>	FU-EFA 630.53	PV250224
Thar2	<i>T. harzianum</i>	FU-EFA 767.17	PQ386421
Thar3	<i>T. harzianum</i>	FU-EFA 767.21	PQ386422

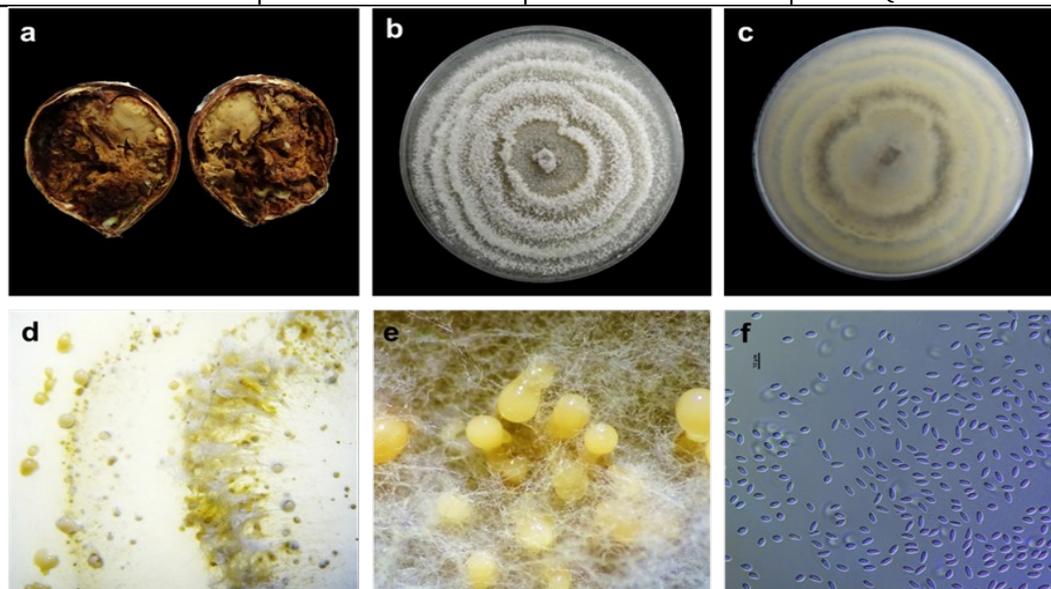


Figura 2. Aislado de *G. smithogilvyi* obtenido de castaña: a) castaña necrótica; b) vista ventral del aislado; c) vista dorsal del aislado; d) conidiomas formados en PDA;

e) detalle de los conidiomas; f) conidios. Barra de escala: 10 μ m.

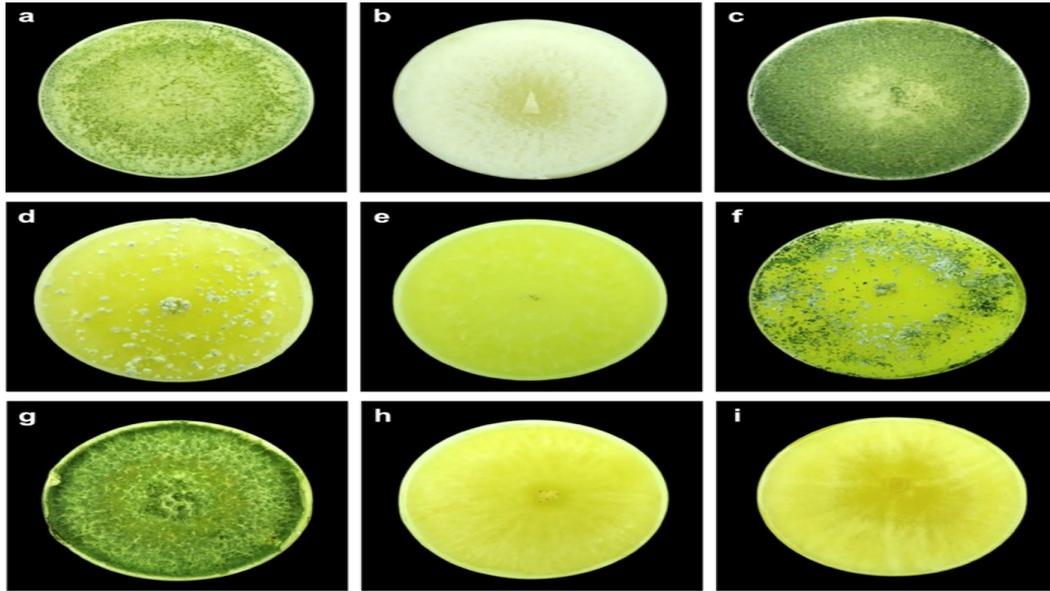


Figura 3. Características morfológicas de las colonias de *Trichoderma* seleccionadas creciendo en medio PDA: a) *Tatr1*; b) *Tatr2*; c) *Tatr3*; d) *Tcit1*; e) *Tcit2*; f) *Tcit3*; g) *Thar1*; h) *Thar2*; i) *Thar3*.

El antagonismo de los tres aislados de cada especie de *Trichoderma* frente a *G. smithogilvyi* se determinó realizando cultivos duales. Esta técnica consiste en el enfrentamiento de una alícuota de 6 mm de diámetro de una cepa de *Trichoderma* frente a otra alícuota de igual diámetro de la cepa patógena, en una placa Petri con medio PDA. Los cultivos duales se realizaron mediante dos métodos: 1) sembrando ambos hongos simultáneamente; 2) sembrando primero *G. smithogilvyi* y 72 horas después *Trichoderma* (Figura 4). Se realizó dos veces cada método, estableciendo cinco repeticiones por confrontación y control. Los cultivos duales se incubaron durante una semana a 24°C y oscuridad, observándose diariamente y tomando medidas del crecimiento micelial.

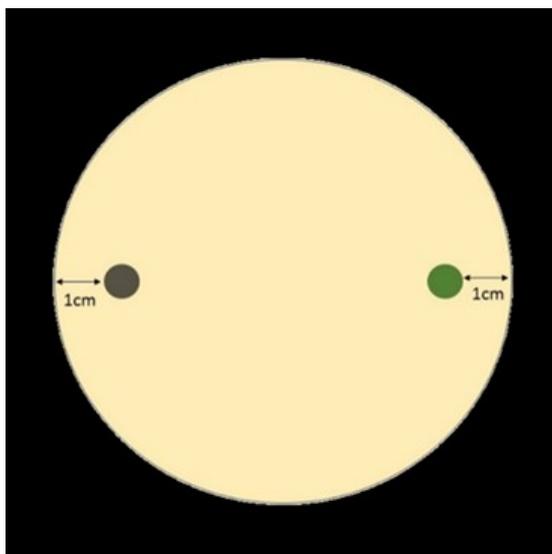


Figura 4. Esquema de realización de un cultivo dual.

La inhibición del crecimiento micelial de *G. smithogilvyi* se estimó por medio del índice de antagonismo propuesto por Bell *et al.* (1982) (Tabla 2).

Tabla 2. Escala de evaluación de la capacidad antagonista de *Trichoderma* spp. sobre el patógeno (Bell *et al.*, 1982).

Índice de antagonismo	Actividad antagónica
1	<i>Trichoderma</i> sobrecreció completamente el patógeno y cubrió toda la superficie del medio
2	<i>Trichoderma</i> sobrecreció al menos 2/3 de la superficie del medio
3	<i>Trichoderma</i> y el patógeno colonizaron cada uno aproximadamente la mitad de la superficie del medio (más de 1/3 y menos de 2/3) y ninguno de los dos organismos parecía dominar al otro
4	El patógeno colonizó al menos 2/3 de la superficie del medio y parece resistir la invasión de <i>Trichoderma</i>
5	El patógeno sobrecreció completamente a <i>Trichoderma</i> y ocupó toda la superficie del medio

Los cultivos duales se observaron durante 30 días, antes de descartarlos, para evaluar posibles cambios, evaluando el proceso de interacción entre el hongo antagonista y el patógeno mediante la escala de Badalyan *et al.* (2002) que clasifica las interacciones según 3 tipos principales (A, B, C) y 4 subtipos (C_{A1} , C_{B1} , C_{A2} , C_{B2}) (Tabla 3).

Tabla 3. Escala de clasificación de la interacción entre dos hongos (Badalyan *et al.*, 2002).

Tipo / Subtipo de interacción	Actividad antagónica
A	Bloqueo (inhibición mutua, en el que ninguno de los dos organismos fue capaz de superar al otro) al entrar en contacto micelial
B	Bloqueo (inhibición mutua, en el que ninguno de los dos organismos fue capaz de superar al otro) a distancia, sin contacto micelial
C	Sustitución, sobrecrecimiento sin bloqueo inicial
C_{A1}	Sustitución parcial tras el bloqueo inicial con contacto micelial
C_{B1}	Sustitución parcial tras el bloqueo inicial a distancia
C_{A2}	Sustitución completa tras el bloqueo inicial con contacto micelial
C_{B2}	Sustitución completa tras el bloqueo inicial a distancia

4. Resultados

Dos aislados de *T. atroviride* y uno de *T. harzianum* mostraron un 100% de inhibición de *G. smithogilvyi*, tanto en siembra simultánea, como introduciendo el patógeno 72 horas antes (Tabla 4, Figura 5). El resto de aislados de *Trichoderma* mostraron una inhibición superior al 50%, ocupando aproximadamente 2/3 de la placa Petri en ambos ensayos. El aislado que mostró peores resultados fue Thar3,

ya que al introducir previamente el patógeno, su antagonismo se redujo hasta aproximadamente el 50%, ocupando cada hongo la mitad de la placa.

Tabla 4. Índice de antagonismo de los diferentes aislados de *Trichoderma* frente a *G. smithogilyvi* según la escala de Bell *et al.* (1982) y tipo/subtipo de interacción según la escala de Badalyan *et al.* (2002).

Nombre	Especie	Índice de antagonismo según la escala de Bell <i>et al.</i> (1982)		Tipo / Subtipo de interacción según la escala de Badalyan <i>et al.</i> (2002)	
		Siembra simultánea	Siembra de <i>Trichoderma</i> tras 72 h	Siembra simultánea	Siembra de <i>Trichoderma</i> tras 72 h
Tatr1	<i>T. atroviride</i>	1	1	C _{A2}	C _{A2}
Tatr2	<i>T. atroviride</i>	1	2	C _{A2}	C _{A2}
Tatr3	<i>T. atroviride</i>	1	1	C _{A2}	C _{A2}
Tcit1	<i>T. citrinoviride</i>	2	2	C _{A2}	C _{A2}
Tcit2	<i>T. citrinoviride</i>	2	2	C _{A2}	C _{A1}
Tcit3	<i>T. citrinoviride</i>	2	2	C _{A2}	C _{A1}
Thar1	<i>T. harzianum</i>	1	1	C _{A2}	C _{A2}
Thar2	<i>T. harzianum</i>	2	2	C _{A2}	C _{A2}
Thar3	<i>T. harzianum</i>	2	3	A	A

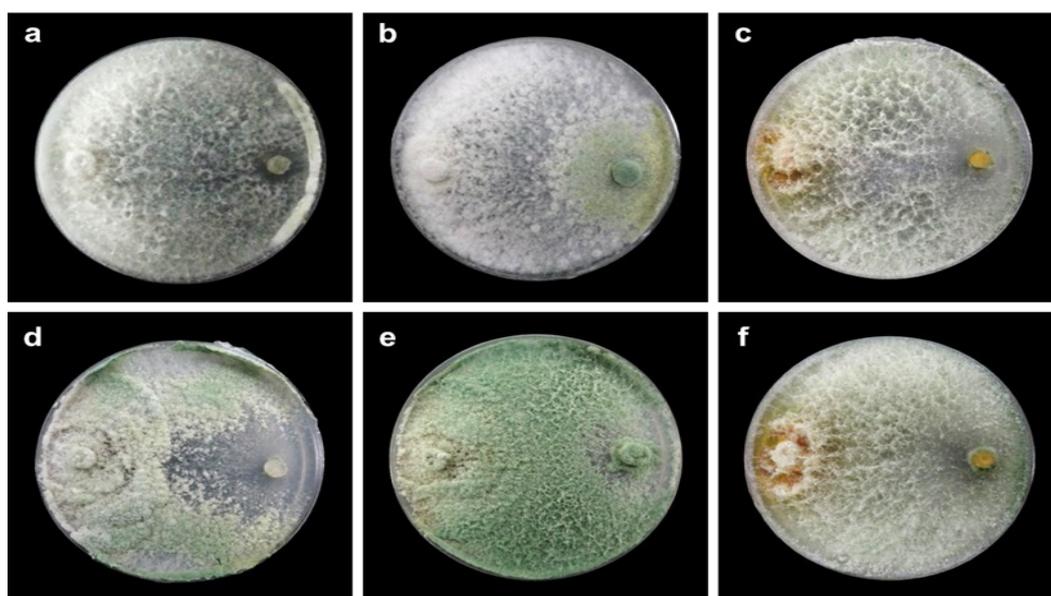


Figura 5. Cultivos duales en PDA: a-c) inhibición en cultivo simultáneo de *G. smithogilyvi* y Tatr1 (a), Tatr3 (b) y Thar1 (c); d-f) inhibición en cultivo de *G. smithogilyvi* de 72 horas de Tatr1 (d), Tatr3 (e) y Thar1 (f).

Tras un mes, se observó que todos los aislados, excepto Thar3, produjeron una sustitución completa de *G. smithogilyvi* tras el bloqueo inicial con contacto micelial, mejorando los resultados obtenidos a los 7 días en el ensayo simultáneo. En el caso de la introducción previa del patógeno, los aislados Tcit2 y Tcit3 mostraron



diferencias, causando una sustitución sólo parcial del mismo, mientras que en los cultivos simultáneos logró la sustitución completa.

5. Discusión

El género *Trichoderma* está frecuentemente asociado a los suelos y la rizosfera, aunque también aparece colonizando distintos tejidos vegetales, y es ampliamente conocido por su comportamiento antagónico frente a diversos patógenos, especialmente hongos, al inhibir su crecimiento mediante interacciones directas (antibiosis, competencia o micoparasitismo) o indirectas (aumentando el vigor de la planta y su tolerancia al estrés) (Hermosa *et al.*, 2012; Woo *et al.*, 2023).

La evaluación del antagonismo de los aislados de *Trichoderma* endófitos obtenidos de castaños gallegos frente a un aislado virulento de *G. smithogilvyi* resultó en el hallazgo de tres cepas de *Trichoderma* (dos de la especie *T. atroviride* y una de la especie *T. harzianum*) que mostraron un 100% de inhibición del patógeno en ambos ensayos, tanto al sembrarlos simultáneamente, como introduciendo el patógeno con anterioridad.

En términos de gestión y control de la enfermedad, cabe destacar que actualmente no hay opciones disponibles para los agricultores, centrándose la gestión casi exclusivamente en la limpieza de residuos vegetales en otoño para eliminar las posibles fuentes de inóculo (Dobry & Campbell, 2023). En cuestión de control, existen estudios sobre el uso de fungicidas como la piraclostrobina, el difenoconazol (Silva-Campos *et al.*, 2022) o el tebuconazol (Bastianelli *et al.*, 2022), entre otros, el empleo de fertilizantes como las sales a base de fosfonato, en concreto, el fosfonato de zinc (Bastianelli *et al.*, 2022), o la utilización de antagonistas como *Bacillus amyloliquefaciens*, *T. atroviride* (Pasche *et al.*, 2016b), *Pseudomonas putida* y *T. harzianum* (Conti *et al.*, 2017), entre otros, en precosecha o para tratar injertos. En este sentido, es necesario destacar el trabajo de Benigno *et al.* (2024) en el que demostraron que las inyecciones en el tronco de cepas de *Trichoderma* suprimen eficazmente la pudrición de frutos en árboles de castaño.

A nivel de tratamientos postcosecha, existen estudios sobre el uso de desinfectantes como el peróxido de hidrógeno o el ácido peracético, entre otros (Donis González *et al.*, 2010), la utilización de ozono gaseoso (Vettraino *et al.*, 2019) o la aplicación de tratamientos con agua caliente y enzimas obtenidas a partir de *T. harzianum* capaces de degradar las paredes fúngicas (Ruocco *et al.*, 2016). En Portugal, también se ensayaron en los últimos años, tratamientos postcosecha a base de fungicidas como el tebuconazol, antagonistas como *B. amyloliquefaciens* o soluciones nutritivas (Agostini *et al.*, 2022; Gomes *et al.*, 2023; Silva *et al.*, 2022).

Según Morales-Rodríguez *et al.* (2022), la aplicación de condiciones estrictas en la fase de esterilización de las castañas a nivel industrial puede inactivar el patógeno en frutos asintomáticos y podridos. Por otro lado, estudios como el de Ruocco *et al.* (2016) o el de Benigno *et al.* (2024) confirman el potencial del género *Trichoderma* para prevenir y controlar en pre y postcosecha la enfermedad



causada por *G. smithogilvyi* al aplicar soluciones del hongo mediante endoterapia en árboles adultos o hidroterapia (“curatura”) en castañas a nivel industrial. Sin embargo, es necesario estudiar con cautela los compuestos producidos por *G. smithogilvyi*, ya que Álvarez *et al.* (2023) observaron la producción de micotoxinas (ácido 3-nitropropiónico y diplodiatoxina) al enfrentarlo a agentes de control biológicos y químicos, presentando un riesgo para los consumidores.

El descubrimiento de tres aislados de *Trichoderma* con tanto potencial como los hallados en este estudio y la reducción de materias activas químicas permitidas, abren la posibilidad de desarrollar un producto de biocontrol innovador y en línea con los pilares de la agricultura sostenible y la gestión integrada de los cultivos.

6. Conclusiones

Dos aislados de *T. atroviride* y uno de *T. harzianum* destacaron por su rápido crecimiento y biocontrol, consiguiendo inhibir el 100% de *G. smithogilvyi*, tanto en la siembra simultánea como a las 72 horas de crecimiento del patógeno, por lo que continuará su estudio para desarrollar posibles productos de control biológico que permitan reducir la incidencia de esta enfermedad, que causa graves pérdidas económicas en el sector de la castañicultura.

7. Agradecimientos

Los autores agradecen a Dña. Pilar Piñón Esteban, técnica de la Estación Fitopatológica Areeiro, su aportación en el análisis molecular de los aislados.

8. Bibliografía

AGOSTINI, I.; SILVA, S.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; GOMES-LARANJO, J.; SAMPAIO, A.; RODRIGUES, P.; 2022. Agentes biológicos no combate das podridões da castanha. Livro de resumos do *IV Simpósio Nacional da Castanha*, 63.

AGUÍN, O.; RIAL, C.; PIÑÓN, P.; SAINZ, M. J.; MANSILLA, J. P.; SALINERO, C.; 2022. First report of *Gnomoniopsis smithogilvyi* causing chestnut brown rot on nuts and burrs of sweet chestnut in Spain. *Plant Dis.* 107(1), 218.

ÁLVAREZ, M.; AGOSTINI, I.; SILVA, S.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; Sulyok, M.; SAMPAIO, A.; RODRIGUES, P.; 2023. Mycotoxins and other secondary metabolites are produced by *Gnomoniopsis smithogilvyi* when confronted with biological and chemical control agents. *Agriculture* 13, 1166.

BADALYAN, S. M.; INNOCENTI, G.; GARIBYAN, N. G.; 2002. Antagonistic activity of xylotrophic mushrooms against pathogenic fungi of cereals in dual culture. *Phytopathol. Mediterr.* 41, 220-225.

BASTIANELLI, G.; MORALES-RODRÍGUEZ, C.; CACCIA, R.; TURCO, S.; ROSSINI, L.;



MAZZAGLIA, A.; THOMIDIS, T.; VANNINI, A.; 2022. Use of phosphonate salts to control chestnut 'brown rot' by *Gnomoniopsis castaneae* in fruit orchards of *Castanea sativa*. *Agronomy* 12(10), 2434.

BELL, D. K.; WELLS, H. D.; MARKHAM, C. R.; 1982. *In vitro* antagonism of *Trichoderma* species against six fungal plant pathogens. *Phytopathology* 72, 379-382.

BENIGNO, A.; AGLIETTI, C.; CACCIOLA, S. O.; MORICCA, S.; 2024. Trunk injection delivery of biocontrol strains of *Trichoderma* spp. effectively suppresses nut rot by *Gnomoniopsis castaneae* in chestnut (*Castanea sativa* Mill.). *Biology* 13, 143.

COELHO, V.; GOUVEIA, M. E.; 2021. *Gnomoniopsis smithogilvyi*, the causal agent of chestnut brown rot reported from Portugal. *New Dis. Rep.* 43(2), e12007.

CONTI, M.; CROVADORE, J.; COCHARD, B.; CHABLAIS, R.; JERMINI, M.; OSZAKO, T.; LEFORT, F.; 2017. *Pseudomonas putida* and *Trichoderma harzianum* may efficiently control the agent of chestnut brown rot and chestnut canker *Gnomoniopsis smithogilvyi*. Proceedings of IUFRO Working Party "Invasive Forest Pathogens & Implications for Biology and Policy", 88.

DOBRY, E.; CAMPBELL, M.; 2023. *Gnomoniopsis castaneae*: an emerging plant pathogen and global threat to chestnut systems. *Plant Pathol.* 72(2), 218-231.

DONIS GONZÁLEZ, I. R.; FULBRIGHT, D. W.; RYSER, E. T.; GUYER, D.; 2010. Efficacy of postharvest treatments for reduction of molds and decay in fresh Michigan chestnuts. *Acta Hort.* 866, 563-570.

FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS); 2023. FAOSTAT Online Database: Crops and livestock products. Available online: <https://www.fao.org/faostat/es/>

FRAGA MEIZOSO, M.; AGUÍN, O.; LÓPEZ-BURGOS, M.; SALINERO, C.; MANSILLA, J. P.; 2024. The complexity of mycobiota associated with chestnut galls induced by *Dryocosmus kuriphilus* in Galicia (Northwestern Spain). *iForest* 17, 378-385.

FRAGA, M.; LÓPEZ-BURGOS, M.; MANSILLA, J. P.; SALINERO, C.; AGUÍN, O.; 2024. Pathogenicity of *Gnomoniopsis smithogilvyi* on four cultivars of sweet chestnut from Galicia (NW-Spain). *Acta Hort.* 1400, 139-146.

GOMES, A.; SAMPAIO, A.; RODRIGUES, P.; LARANJO, J. G.; 2023. Tratamentos em campo com fungicidas e solução nutritiva em castanheiros: incidência de podridões e de *Gnomoniopsis smithogilvyi* na Castanha pós-colheita. *Rev. Ciênc.*



Agr. 46(1), 54-64.

HERMOSA, R.; VITERBO, A.; CHET, I.; MONTE, E.; 2012. Plant-beneficial effects of *Trichoderma* and of its genes. *Microbiology* 158(1), 17-25.

LEMA, F.; BAPTISTA, P.; OLIVEIRA, C.; RAMALHOSA, E.; 2023. Brown rot caused by *Gnomoniopsis smithogilvyi* (syn. *Gnomoniopsis castaneae*) at the level of the chestnut tree (*Castanea sativa* Mill.). *Appl. Sci.* 13(6), 3969.

MARESI, G.; OLIVEIRA LONGA, C. M.; TURCHETTI, T.; 2013. Brown rot on nuts of *Castanea sativa* Mill: an emerging disease and its causal agent. *iForest* 6(5), 294-301.

MORALES-RODRIGUEZ, C.; BASTIANELLI, G.; CACCIA, R.; BEDINI, G.; MASSANTINI, R.; MOSCETTI, R.; THOMIDIS, T.; VANNINI, A.; 2022. Impact of 'brown rot' caused by *Gnomoniopsis castanea* on chestnut fruits during the post-harvest process: critical phases and proposed solutions. *J. Sci. Food Agric.* 102(2), 680-687.

MUÑOZ-ADALIA, E. J.; RODRÍGUEZ, D.; CASADO, M.; DIEZ, J.; FERNÁNDEZ, M.; 2019. Fungal community of necrotic and healthy galls in chestnut trees colonized by *Dryocosmus kuriphilus* (Hymenoptera, Cynipidae). *iForest* 12(4), 411-417.

PASCHE, S.; CALMIN, G.; AUDERSET, G.; CROVADORE, J.; PELLETERET, P.; MAUCH-MANI, B.; BARJA, F.; PAUL, B.; JERMINI, M.; LEFORT, F.; 2016a. *Gnomoniopsis smithogilvyi* causes chestnut canker symptoms in *Castanea sativa* shoots in Switzerland. *Fungal Genet. Biol.* 87, 9-21.

PASCHE, S.; CROVADORE, J.; PELLETERET, P.; JERMINI, M.; MAUCH-MANI, B.; OSZAKO, T.; LEFORT, F.; 2016b. Biological control of the latent pathogen *Gnomoniopsis smithogilvyi* in European chestnut grafting scions using *Bacillus amyloliquefaciens* and *Trichoderma atroviride*. *Dendrobiology* 75, 113-122.

RUOCCO, M.; LANZUISE, S.; LOMBARDI, N.; VARLESE, R.; ALIBERTI, A.; CARPENITO, S.; WOO, S. L.; SCALA, F.; LORITO, M.; 2016. New tools to improve the shelf life of chestnut fruit during storage. *Acta Hort.* 1144, 309-316.

SEDDAIU, S.; MELLO, A.; SARAIS, L.; MULAS, A.; SECHI, C.; RUIU, P. A.; VETTRAINO, A. M.; PETRUCCIOLI, M.; GONTHIER, P.; SILLO, F.; BREGANT, C.; MONTECCHIO, L.; LINALDEDDU, B. T.; 2023. Haplotypes distribution and virulence of *Gnomoniopsis castaneae* in Italy. *J. Plant Pathol.* 105(3), 1135-1140.

SHUTTLEWORTH, L. A.; GUEST, D. I.; 2017. The infection process of chestnut rot, an important disease caused by *Gnomoniopsis smithogilvyi* (Gnomoniaceae, Diaporthales) in Oceania and Europe. *Australas. Plant Pathol.* 46(5), 397-405.



SHUTTLEWORTH, L. A.; LIEW, E. C. Y.; GUEST, D. I.; 2012. *Gnomoniopsis smithogilvyi* sp. nov. Fungal Planet Description Sheets 108. *Persoonia* 28, 107-127.

SILVA, S.; AGOSTINI, I.; PONTES, L.; RAMALHOSA, E.; GOUVEIA, E.; RODRIGUES, P.; 2022. Agentes de biocontrolo contra as podridões da castanha no pós-colheita. Livro de resumos do *IV Congresso Nacional das Escolas Superiores Agrárias*, 37.

SILVA-CAMPOS, M.; ISLAM, M. T.; CAHILL, D. M.; 2022. Fungicide control of *Gnomoniopsis smithogilvyi*, causal agent of chestnut rot in Australia. *Australas. Plant Pathol.* 51, 483-494.

TRAPIELLO, E.; FEITO, I.; GONZÁLEZ, A. J.; 2018. First report of *Gnomoniopsis castaneae* causing canker on hybrid plants of *Castanea sativa* x *C. crenata* in Spain. *Plant Dis.* 102(5), 1040.

TZIROU, G. T.; 2019. First report of nut rot caused by *Gnomoniopsis castaneae* on *Castanea sativa* in Greece. *J. Plant Pathol.* 101(1), 211.

VETTRAINO, A. M.; BIANCHINI, L.; CARADONNA, V.; FORNITI, R.; GOFFI, V.; ZAMBELLI, M.; TESTA, A.; VINCIGUERRA, V.; BOTONDI, R.; 2019. Ozone gas as a storage treatment to control *Gnomoniopsis castanea*, preserving chestnut quality. *J. Sci. Food Agric.* 99(13), 6060-6065.

VISENTIN, I.; GENTILE, S.; VALENTINO, D.; GONTHIER, P.; TAMIETTI, G.; CARDINALE, F.; 2012. *Gnomoniopsis castanea* sp. nov. (Gnomoniaceae, Diaporthales) as the causal agent of nut rot in sweet chestnut. *J. Plant Pathol.* 94(2), 411-419.

WOO, S. L.; HERMOSA, R.; LORITO, M.; MONTE, E.; 2023. *Trichoderma*: a multipurpose, plant-beneficial microorganism for eco-sustainable agriculture. *Nat. Rev. Microbiol.* 21, 312-326.