



Scientia Agropecuaria

Web page: <http://revistas.unitru.edu.pe/index.php/scientiaagrop>

Facultad de Ciencias
Agropecuarias

Universidad Nacional de
Trujillo

RESEARCH ARTICLE



Antifungal activity of plant extracts against *Botrytis cinerea*, *Lasiodiplodia theobromae*, and *Fusarium* sp.: Effectiveness in controlling *Erysiphe necator* and phytotoxic effect on wheat seeds

Actividad antifúngica de extractos vegetales contra *Botrytis cinerea*, *Lasiodiplodia theobromae* y *Fusarium* sp.: Eficacia en el control de *Erysiphe necator* y efecto fitotóxico en semillas de trigo

Hanna Cáceres Iparraguirre^{1*} ; Alex Bendezu Ramos¹ ; Haydee Chávez Orellana² 
Felipe Surco-Laos² ; Jorge A. García C.² 

¹ CITEagroindustrial Ica, Instituto Tecnológico de la Producción, Perú.

² Facultad de Farmacia y Bioquímica, Universidad Nacional San Luis Gonzaga de Ica. Ica, Perú.

* Corresponding author: hcaceres@itp.gob.pe (H. Cáceres Iparraguirre).

Received: 10 January 2025. Accepted: 20 July 2025. Published: 8 August 2025.

Abstract

The agricultural sector faces risks from damage caused by phytopathogens, and many farmers rely on synthetic fungicides to combat them. However, excessive use of these products pollutes the environment and promotes pathogen resistance. This study evaluated the mycelial growth inhibition of 57 plant extracts against *Botrytis cinerea*, *Lasiodiplodia theobromae*, and *Fusarium* sp., and their efficacy in controlling *Erysiphe necator* in the field. It also evaluated their phytotoxic effect on wheat seeds and the identification of metabolites present in the extracts. The most effective extracts were those of *Ambrosia artemisiifolia*, *Conyza sumatrensis*, *Dysphania ambrosioides*, *Minthostachis mollis*, *Salvia* sp., *Pimpinella anisum*, and *Syzygium aromaticum*. The *P. anisum* extract exhibited the greatest inhibition of *B. cinerea* growth in tomatoes, while the most effective extracts against *E. necator* were *P. anisum*, *C. sumatrensis*, and *S. aromaticum*. Furthermore, the *A. artemisiifolia* extract exhibited phytotoxic effects on wheat seed growth. Flavonoids, tannins, steroids, triterpenoids, alkaloids, leucoanthocyanidins, coumarins, and saponins were identified as the main metabolites in the extracts. These results offer viable alternatives for controlling phytopathogenic fungi using plant extracts, contributing to a more sustainable agriculture that is less dependent on chemicals.

Keywords: secondary metabolites; phytochemicals; antifungal activity; natural control; phytotoxicity; allelopathic.

Resumen

El sector agrícola enfrenta riesgos por los daños causados por fitopatógenos, y muchos agricultores dependen de fungicidas sintéticos para combatirlos. Sin embargo, el uso excesivo de estos productos contamina el ambiente y favorece la resistencia de los patógenos. Este estudio evaluó la inhibición del crecimiento micelial de 57 extractos vegetales sobre *Botrytis cinerea*, *Lasiodiplodia theobromae* y *Fusarium* sp., y su eficacia en el control de *Erysiphe necator* en campo, además de su efecto fitotóxico en semillas de trigo y la identificación de metabolitos presentes en los extractos. Los extractos más efectivos fueron los de *Ambrosia artemisiifolia*, *Conyza sumatrensis*, *Dysphania ambrosioides*, *Minthostachis mollis*, *Salvia* sp., *Pimpinella anisum* y *Syzygium aromaticum*. El extracto de *P. anisum* presentó la mayor inhibición del crecimiento de *B. cinerea* en tomates, mientras que para el control de *E. necator*, los extractos más eficaces fueron *P. anisum*, *C. sumatrensis* y *S. aromaticum*. Además, el extracto de *A. artemisiifolia* mostró efectos fitotóxicos en el crecimiento de semillas de trigo. Se identificaron flavonoides, taninos, esteroides, triterpenoides, alcaloides, leucoantocianidinas, cumarinas y saponinas como los principales metabolitos en los extractos. Estos resultados ofrecen alternativas viables para el control de hongos fitopatógenos mediante el uso de extractos vegetales, contribuyendo a una agricultura más sostenible y menos dependiente de productos químicos.

Palabras clave: metabolitos secundarios; fitoquímicos; actividad antifúngica; control natural; fitotoxicidad; alelopática.

DOI: <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2025.040>

Cite this article:

Cáceres Iparraguirre, H., Bendezu Ramos, A., Chávez Orellana, H., Surco-Laos, F., & García C., J. A. (2025). Actividad antifúngica de extractos vegetales contra *Botrytis cinerea*, *Lasiodiplodia theobromae* y *Fusarium* sp.: Eficacia en el control de *Erysiphe necator* y efecto fitotóxico en semillas de trigo. *Scientia Agropecuaria*, 16(4), 521-539.

1. Introducción

Los sistemas alimentarios enfrentan múltiples desafíos actuales que se hace necesario adoptar un enfoque integral de sostenibilidad. Para conservar los ecosistemas naturales y preservar la biodiversidad, es cada vez más urgente implementar prácticas agrícolas sostenibles capaces de lograr altos niveles de productividad en espacios reducidos, sin generar impactos negativos en el entorno natural (Romero et al., 2025). La agricultura mundial atraviesa una transformación impulsada por la demanda de prácticas sostenibles y productos orgánicos (Jiang et al., 2025). El creciente daño causado por plagas agrícolas es una preocupación global, intensificada por el cambio climático, los monocultivos y especies invasoras, lo que reduce significativamente la producción de alimentos. Aunque los pesticidas sintéticos han mejorado los rendimientos agrícolas, su uso excesivo conlleva serios riesgos ambientales y de salud humana. La contaminación del suelo, agua y aire, junto con la exposición directa, afecta tanto a ecosistemas como a personas. Además, el uso indiscriminado ha generado resistencia en plagas. Ante ello, se promueven métodos sostenibles como los pesticidas botánicos, cuya toxicidad es baja y efectividad alta en el manejo integrado de plagas (Mohamedfarook et al., 2024).

Estudios recientes, como el de Seni et al. (2025), demostró que los extractos botánicos, especialmente de *Azadirachta indica* (neem) y *Aegle marmelos* (bael), resultan menos dañinos para los enemigos naturales en comparación con los pesticidas sintéticos. Aunque algunas plagas fueron más numerosas en los cultivos tratados con extractos vegetales, los rendimientos obtenidos fueron comparables a los del control químico. Además, estos extractos ofrecieron relaciones costo-beneficio superiores a 1, lo que evidencia su viabilidad económica. Su uso promueve un control biológico más equilibrado y seguro para el ambiente y la salud humana. Gracias a su bajo costo y toxicidad reducida, representan una alternativa sostenible para los pequeños productores en sistemas agrícolas ecológicos. Estos extractos poseen compuestos bioactivos con efectos antifúngicos y estimulan defensas naturales en muchos cultivos como arroz, algodón y tomate. Aunque han demostrado eficacia en ensayos de laboratorio y campo, aún se requiere investigación sobre sus mecanismos. Su aplicación podría reducir la dependencia química, favorecer la bioeconomía circular y mitigar el impacto ambiental y la resistencia patogénica (Jiang et al., 2025). Los metabolitos secundarios de las plantas actúan como defensas naturales frente a insectos y microorganismos. Se

conocen más de 2 millones de estos compuestos, clasificados en cuatro grupos principales: fenólicos, terpenoides y aquellos con azufre o nitrógeno. Son clave para proteger a las plantas de plagas y enfermedades (Farhan et al., 2024).

Por otro lado, también ha sido demostrado que la aplicación de extracto vegetales crudos y aceites esenciales como recubrimientos comestibles en frutas y alimentos han mejorado considerablemente la calidad de los productos en diferentes aspectos como: la calidad sensorial, baja tasa de respiración, baja pérdida de peso y actividad antifúngica y por lo tanto la ampliación de la vida útil del producto tratado (Da Silva et al., 2022).

El Perú, cuenta con una diversidad vegetal presente en la costa, sierra y selva que necesita estudiarse con fines del control de plagas, por tal motivo la presente investigación tuvo como objetivo evaluar la inhibición del crecimiento micelial de 57 extractos vegetales sobre *B. cinerea*, *L. theobromae* y *Fusarium* sp., evaluar su eficacia en el control de *E. necator* bajo condiciones de campo, evaluar su efecto fitotóxico en la germinación de semillas de trigo e identificar los metabolitos presentes en los extractos vegetales.

2. Metodología

En la Figura 1 se muestra un esquema del procedimiento seguido en el presente estudio.

2.1. Obtención de extractos vegetales

Las plantas utilizadas para la realización de los extractos vegetales fueron colectadas en la costa, sierra y selva alta como se detalla en la Tabla 1. La identificación de las plantas se realizó con la ayuda de guías de plantas de la zona de Ica, arbustos del valle del Mantaro, guía de identificación de plantas comunes, claves taxonómicas y la Lista de Plantas publicado por el Instituto de Biodiversidad, Salud Animal y Medicina Comparada, Facultad de Ciencias Médicas, Veterinarias y de la Vida, Universidad de Glasgow (Reynel, 2012). También se utilizó de manera referencial la aplicación "PlantNet" de identificación de plantas de Latinoamérica mediante fotos de órganos de las plantas colectadas. La colecta se realizó teniendo en cuenta las condiciones ambientales tales como los días de no lluvia, colecta en horas de la mañana y aquellas que estén sometidas a algún tipo de estrés (hídrico, calor, factores bióticos y abióticos) para así obtener la mayor concentración de compuestos secundarios según Li et al. (2020). Las plantas fueron trasladadas en prensas dentro de cajas de cartón y papel para disminuir la humedad y evitar el deterioro de las mismas.

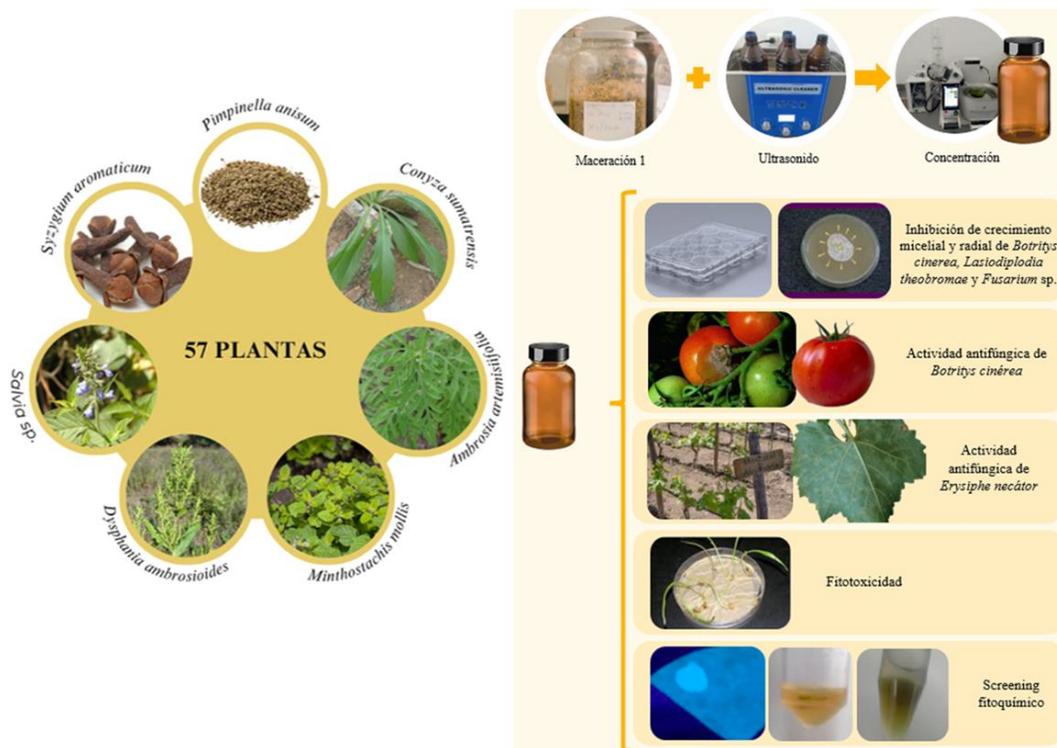


Figura 1. Esquema del procedimiento seguido en el estudio.

Tabla 1

Ubicación geográfica de muestreo

Lugar	Zona geográfica	Fecha de colecta	Latitud	Longitud	Altitud
Distrito de Salas (sector Cerro Prieto), provincia y Departamento de Ica.	Costa	marzo 2023	14°0'38.64734 S	75°46'40.40686 W	
Los Molinos (sector Bocatoma)	Costa	marzo 2023	13°55'14.06517 S	75°40'33.68103 W	535
Distrito de Vinchos, provincia de Huamanga, Departamento de Ayacucho	Sierra	abril 2023	13°2'50.268 S	74°34'67.06 W	3150
Departamento de Junín, provincia de Chanchamayo.	Selva alta	mayo 2023	10°96'0512 S	75°.32'3076 W	1930

La parte experimental de la investigación se realizó en el laboratorio de investigación del CITEagroindustrial, Ica del Instituto Tecnológico de la Producción en el departamento y provincia de Ica, distrito de Salas Guadalupe en las coordenadas S 13°59'50,99892", W 75°46'10,52256" a 426 msnm. Las plantas colectadas se colocaron sobre mesas con papel Kraft y seleccionando aquellas que no tengan contaminación con otras plantas, residuos de papel, cartón, etc. Las plantas se dejaron secar a temperatura ambiente durante 10 días (Burbano-David et al., 2021). Pasado este tiempo se cortaron con tijeras de podar en fragmentos de 0,5 a 1 cm aproximadamente y se llevaron a macerar con etanol de 96° a una proporción de 10:1 a temperatura ambiente durante 7 días (Lira-De et al., 2014).

Luego, se realizó la extracción en baño de ultrasonido (marca ROHS, modelo: T-080 ST, China) (Yerena-Prieto et al., 2022) (Tullker-Jeerimfn T-080ST) utilizando 2 ciclos de sonicación en

velocidad media a 50 °C durante 30 minutos, se filtró y se llevó para su concentración en rotavapor (marca BUCHI, modelo: R300, India) a 55 rpm, baño de calentamiento de 50 °C y vacío de 90 mbar. Se concentraron desde 2 litros de extractos en etanol hasta 150 ml de volumen final (Lira-De et al., 2014). El volumen final se llevó a evaporar en campana de extracción (marca C4, modelo: CEX120, Colombia) hasta obtener un extracto libre de etanol.

Los extractos se rasparon de los platos de parcela, se pesaron y conservaron a 4 °C en placas de vidrio cubiertas con papel de aluminio para evitar el contacto con la luz y la humedad hasta su uso en los ensayos (Lira-De et al., 2014).

Para la parte experimental, los extractos secos se disolvieron en etanol de 96° (Alkofarma), se ajustaron para obtener una concentración final de 10 mg mL⁻¹ (1%) y se incorporaron al medio de cultivo PDA (Composición en g/L: extracto de papa 4; dextrosa 20; agar bacteriológico 20; marca Himedia).

Se consideró que el etanol no supere el 2% a 2,5% del total para así evitar algún efecto de este sobre los hongos fitopatógenos.

2.2. Actividad antifúngica de extractos vegetales

Previo a la ejecución de la investigación se contaba con tres fitopatógenos, los cuales fueron identificados morfológicamente con la ayuda de claves taxonómicas (Subin et al., 2024; Alkilyah et al., 2024; Vigneshwaran et al., 2025).

2.2.1. Inhibición de crecimiento micelial y radial de *B. cinerea*, *L. theobromae* y *Fusarium sp.*

2.2.1.1 Inhibición de crecimiento micelial

Consiste en la determinación cualitativa de la inhibición del crecimiento del micelio mediante la técnica del medio enmendado o envenenado (Arce-Araya et al., 2019). Este método se realizó en placas multipozos de 12 pozos de 2,5 cm de diámetro cada uno, en cada pocillo se colocó 1 mL de medio de cultivo agar papa dextrosa (PDA), al cual ya contenía uno de los extractos vegetales en una dilución del 1% (Arce-Araya et al., 2019); como también un control negativo que contenía PDA más el diluyente del extracto; control positivo 1, extracto vegetal de uso comercial en dosis de acuerdo a las indicaciones del fabricante; control positivo 2, producto químico Benlate; y dos extractos vegetales de plantas referenciadas con efecto antifúngico. Para cada tratamiento se realizaron tres repeticiones con una dilución de 10 mg mL⁻¹, una vez obtenidas todas las diluciones y tratamiento con los medios enmendados, se procedió a añadir 50 µL de una suspensión de esporas de 2 x 10⁶ conidias mL⁻¹ aproximadamente de un cultivo de 10 a 15 días de antigüedad (Arce-Araya et al., 2019). Las evaluaciones se realizaron durante 5 días para determinar la presencia o ausencia de crecimiento del hongo evaluado (Arce-Araya et al., 2019).

2.2.1.2 Inhibición de crecimiento radial

Los extractos vegetales identificados en el método anterior y solo aquellos que tuvieron gran efecto inhibitorio en el crecimiento de los hongos fitopatógenos, fueron elegidos para la inhibición del crecimiento radial. Los extractos fueron evaluados mediante el método de medio envenenado en placas Petri de vidrio (Burbano-David et al., 2021). Se realizaron ensayos por triplicado de cada uno de los extractos seleccionados frente a 2 hongos fitopatógenos *Botrytis sp.* y *Fusarium sp.*, Los tratamientos fueron los siguientes: Control positivo 1, químico; control positivo 2: extracto comercial de *Larrea tridentata*; control referencial; extracto de anís y clavo de olor; y finalmente un control negativo con el diluyente del extracto. Se inició con el preparado

del medio de cultivo PDA al cual previamente se había añadido el extracto en concentración de 10 mg mL⁻¹; al añadir el extracto se tuvo en cuenta la temperatura del medio de cultivo 50 °C para evitar la posible degradación del mismo por las altas temperaturas. Posteriormente se plaqueó 20 mL del PDA-extracto y se dejó gelificar durante 20 minutos, todo ello en cabina de flujo laminar (marca BIO-BASE, modelo: BBS-H1100, China) (Ramírez-Benítez et al., 2019). Se tomó un disco de 5 a 6 mm de diámetro de la zona activa de crecimiento de un cultivo de hongo fitopatógeno de 10 días de crecimiento y se colocó en el centro del medio de cultivo PDA-extracto. Una vez realizada la inoculación, se selló las placas Petri con Parafilm y se llevó a incubación a temperatura ambiente durante 10 días o hasta que el control negativo llega al crecimiento máximo en la placa (Burbano-David et al., 2021). Finalmente se realizó registro fotográfico (Canon EOS R50, Japón) y evaluación diaria del crecimiento del hongo. El porcentaje de inhibición de crecimiento radial se calculó mediante la siguiente fórmula (Ramírez-Benítez et al., 2019; Plascencia-Jatomea et al., 2003).

$$\% \text{ de Inhibición radial} = \left(\frac{D_c - D_t}{D_c} \right) \times 100$$

Donde D_c: diámetro del control; D_t: diámetro del tratamiento y D_c: diámetro del control.

2.2.2. Área de control de crecimiento de *B. cinerea* en fruto de tomate

Las pruebas de patogenicidad se realizaron en frutos maduros de tomate de la variedad Rio Grande, se revisó que no tengan lesiones aparentes o golpes de los que puedan iniciar una infección. Los tratamientos fueron los siguientes: extracto vegetal en concentración de 20 mg mL⁻¹; control positivo: producto químico en concentración recomendada de acuerdo al fabricante; control positivo: extracto comercial de *Larrea tridentata*; extractos de referencia de *P. anisum* y *S. aromaticum* y control Negativo: agua destilada estéril. Para la inoculación se consideró como unidad experimental un tomate, y se tuvieron seis tomates por cada tratamiento, siendo un total de 60 tomates. Todos los tomates se pasaron por un lavado de agua destilada estéril para quitar residuos generales, siempre evitando hacer heridas, golpes o sobre manipulación. Posterior al lavado se dejaron secar en papel Kraft estéril durante 2 horas para luego ser inoculados. Con ayuda de un estilete se procedió a realizar una incisión de 5 mm de profundidad y longitud (en cruz) y se procedió a inocular 50 µL de una concentración de esporas a 1 x 10⁶ conidias mL⁻¹ del hongo fitopatógeno *Botrytis cinerea*. de un cultivo de 10 días de crecimiento.

Pasado un tiempo se procedió a poner en la misma herida 50 uL de los extractos a evaluar a concentraciones del 2%. Los tomates inoculados se pusieron en tapers de 1 kilo con perforaciones en la tapa y un algodón embebido en agua destilada estéril para generar las condiciones de humedad. Se dejó incubar durante 13 días a temperatura ambiente y realizando mediciones de manera interdiaria o hasta que el total del fruto del control negativo se encuentre infestado (modificado) (Areco et al., 2024). Con la finalidad de medir la severidad de la infestación de *Botrytis cinerea* en frutos de tomate, se procedió a medir el área total de la superficie del tomate con la siguiente fórmula:

$$2\pi b \left(a \times \frac{\arcsin\sqrt{\delta}}{\sqrt{\delta}} + b \right) \delta = 1 - \frac{b^2}{a^2}$$

y descontar el área infestada por *Botrytis* ($a \times b \times \pi$). Con ayuda de un vernier se tomó los valores de las medidas de alto y ancho de todos los tomates y se representó altura/2 como "a" y ancho/2 como "b". Posterior a ello se determinó el porcentaje del área dañada:

$$\% \text{Infestación} = \frac{\text{Superficie de infestación}}{\text{Superficie del tomate}} \times 100$$

2.2.3. Efectividad de extractos para el control de *E. necator* en campo

Se aplicó los extractos vegetales en una variedad de vid susceptible a *E. necator* (oídio). Previo a la aplicación, se identificaron hojas con presencia del hongo fitopatógeno y se procedió a identificarlas con una cinta de plástico de colores que contenía el nombre de cada tratamiento y la repetición para ser evaluados los siguientes días. Antes de la aplicación de los extractos, se procedió a realizar la evaluación de la severidad del oídio en las hojas según la escala reportada por el Instituto de Investigación y Desarrollo de Australia del sur en el 2002, en donde la escala va de un 0 al 10 y representados por porcentajes. Finalmente se registró todas las hojas marcadas y la escala de severidad que tenía cada una para seguir con la aplicación de los extractos vegetales. Se contó con nueve tratamientos, los cuales consistieron en: M17, M25, M27, M30, M32, M60, M61, producto químico específico para oídium y control negativo. Los extractos vegetales ya diluidos en etanol se dispusieron en atomizadores manuales, previamente haciendo la dilución con agua destilada para llevarlos al 1%. Una vez que se tuvieron todos los extractos se llevaron a campo para la aplicación, en donde se tomaron las hojas de la vid que habían sido previamente identificadas y evaluadas y se aplicó el extracto hasta mojar completamente la cara del envés de la hoja (Cohen et al., 2006). Las evaluaciones de las hojas aplicadas se

realizaron al segundo día y se aplicó la misma metodología para evaluar la severidad en cada hoja. Las evaluaciones se realizaron a partir del segundo hasta el día cinco.

2.3. Actividad fitotóxica

La evaluación de fitotoxicidad se realizó en semillas de *Triticum aestivum* "trigo". Para estos ensayos se siguió un diseño completamente al azar, en donde se evaluaron los extractos M17, M25, M27, M30, M32; dos extractos referenciales (M60 y M61); control positivo 1, producto químico Benlate; control positivo 2, extracto comercial de *Larrea tridentata*; control negativo, agua destilada. Los extractos se evaluaron en una sola concentración (2%), ya que esta concentración fue la utilizada en la determinación de los efectos antifúngicos de tomates. Los 10 tratamientos se realizaron por triplicado y cada unidad experimental consistió en un total de 10 semillas, estas fueron dispuestas en tapers de un litro de 12 x 12,5 cm, en su parte interna se puso un disco de papel absorbente del tamaño de la base del taper, para finalmente agregar 5 mL del extracto al 2%. Para determinar el porcentaje de germinación, se evaluaron los tratamientos cada 48 horas, en donde se contabilizó la cantidad de semillas germinadas y la cantidad de semillas sanas durante 7 días (Rastgou et al., 2022).

2.4. Screening fitoquímico

Se utilizó la metodología de screening o tamizaje fitoquímico, siguiendo el enfoque descrito por Hammoudi et al. (2023), que consistió en realizar reacciones de coloración y precipitación con el fin de identificar y detectar la presencia de metabolitos secundarios. Se separó una porción correspondiente a la fracción "A", y el residuo restante fue tratado con una solución diluida de HCl al 1% (Marca: CDH; pureza 0,1N). Después de filtrar la mezcla, se obtuvieron dos partes: la parte insoluble, que fue lavada con agua destilada y luego tratada con 5 mL de diclorometano (CH₂Cl₂; Marca: CDH; pureza 99,9%, India), filtrándose y secándose para obtener la fracción "B". La solución ácida resultante, que contenía la parte soluble, fue neutralizada con hidróxido de amonio (marca: Avantor JT Baker; Q.P) y luego se vertió en una pera de bromo, extrayéndola con diclorometano para obtener la fase diclorometánica (fracción "C") y la fase acuosa, que se saturó con sulfato de sodio anhidro (marca: Avantor JT Baker; Q.P). Esta fase acuosa fue extraída con una mezcla de diclorometano-etanol en una proporción 3:2, obteniendo dos fases: una diclorometánica-etanolica (fracción "D") y una fase acuosa residual (fracción "E"). Al finalizar el proceso, todas las

fracciones fueron secadas para llevar a cabo las reacciones de identificación. Se realizó la reacción de Shinoda para determinar flavonoides, la reacción de Tricloruro férrico para determinar grupos fenólicos libre, la reacción de solución de gelatina para determinar taninos, la reacción de Liebermann Burchard para determinar esteroides y/o triterpenoides, reacción de Dragendorff, Mayer y Wagner para determinar alcaloides, reacción de Rosenhein para determinar Leucoantocianidinas, reacción de Borntrager para determinar antraquinonas, reacción de Kedde para determinar cardenólidos, reacción de fluorescencia a la luz UV (marca: Spectroline; UV larga 365), para determinar cumarinas, reacción de espuma para determinar saponinas y la reacción de Ninhidrina para determinar grupos aminos.

2.5. Análisis estadístico

Los resultados de las evaluaciones se analizaron por medio de un ANOVA, los tratamientos se compararon con la prueba Tukey ($p \leq 0,05$) con el programa estadístico InfoStat v2020.

3. Resultados y discusión

3.1. Actividad antifúngica de extractos vegetales

3.1.1. Inhibición de crecimiento micelial y radial de tres hongos fitopatógenos

De los 57 extractos vegetales, los que controlaron de manera alta o total a los hongos *B. cinerea*, *L. theobromae* y *Fusarium* sp. fueron el extracto de *A. artemisiifolia* (altamisa), *C. sumatrensis* (floribunda), *D. ambrosioides* (paico) *M. mollis* (muña), *Salvia* sp. (salvia) *P. anisum* (anís) y *S. aromaticum* (clavo de olor) (Tabla 2), los cuales presentan metabolitos secundarios que inhiben el control de hongos fitopatógenos (Tabla 4). Adicionalmente, se observa que los extractos de *S. aromaticum* y *P. anisum* ejercieron el 100% de control para *B. cinerea* y *Fusarium* sp. (Tabla 3).

En la Figura 2 se muestra la escala de inhibición elaborada para determinar el ICM (Inhibición del crecimiento micelial), siguiendo la metodología de envenenamiento y el tiempo de evaluación.

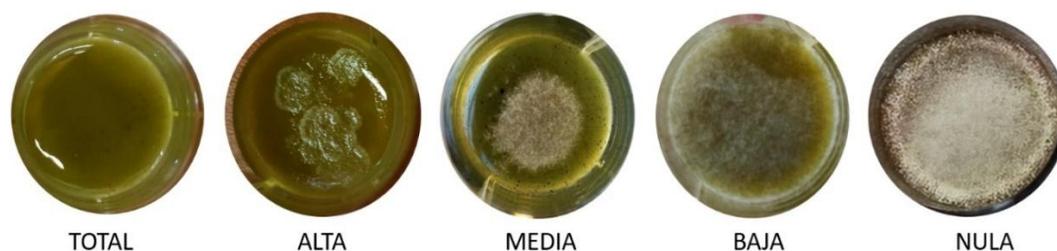


Figura 2. Escala de inhibición antifúngica de los extractos (elaborada por los autores).

a. *Syzygium aromaticum* (nombre común en Perú "Clavo de olor")

El clavo de olor (*Syzygium aromaticum*) es una planta perenne de la familia Myrtaceae, usada tradicionalmente para tratar diversas enfermedades. Además de su empleo como especia y conservante de alimentos, posee múltiples propiedades biológicas como actividad antibacteriana, antifúngica, nematocida, herbicida, insecticida, antioxidante, antiinflamatoria y anticancerígena. Diversos análisis fitoquímicos han identificado compuestos fitoquímicos como flavonoides, taninos, esteroides y triterpenos. En especial, el eugenol y su acetato destacan entre los principales componentes volátiles del extracto. También se han encontrado otros metabolitos bioactivos como kaempferol, ácido ferúlico y β -sitosterol, varios de los cuales presentan efectos farmacológicos prometedores y potencial terapéutico (Das et al., 2022). Estos resultados coinciden con El Baz et al. (2025), quienes encontraron que los aceites esenciales de canela y semillas de clavo de olor muestran actividad antimicrobiana y potencial sinérgico cuando se combinan con dos antibióticos y dos antifúngicos contra diversas cepas bacterianas y de levaduras. El aceite de clavo de olor tiene como principales constituyentes a eugenol (71,49%) y β -cariofileno (23,43%).

Respecto a su actividad antimicrobiana osciló entre 9,31 mm y 29,91 mm, con valores de concentraciones inhibitorias mínimas y concentraciones mínimas microbicidas de 0,313 mg/mL a 1,25 mg/mL. Muhammad et al. (2024) investigaron el potencial antifúngico del extracto de clavo con diferentes solventes donde las fracciones que incluían metanol, n-hexano, n-butanol y cloroformo inhibieron significativamente el crecimiento de *Fusarium oxysporum* f.sp. lycopersici desde 93,8% a 100% cuando se utilizaron a 200 μ g/mL. El análisis por GC/MS mostró que la fracción de cloroformo contenía eugenol, fenol, 2,2'-metilénbis[6-(1,1-dimetil)etil]-4-metil], 2,4-di-terc-butilfenol, ácido n-hexadecanoico, fenol y 2-metoxi-4-(2-propenil)acetato.

Tabla 2
Inhibición de crecimiento micelial de tres hongos fitopatógenos versus 57 extractos vegetales

Nombre científico	<i>Botrytis cinerea</i>	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	<i>Fusarium sp.</i>
<i>Pteridium aquilinum</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Calceolaria sp.</i>	ICM baja	ICM media	ICM media
<i>Aptenia cordifolia</i>	ICM nula	ICM media	ICM baja
<i>Sonchus sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Alternanthera sessilis</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Dysphania ambrosioides</i>	ICM total	ICM total	ICM alta
<i>Salvia sp.</i>	ICM alta	ICM media	ICM alta
<i>Solanum americanum</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Malvastrum coromandelianum</i>	ICM baja	ICM nula	ICM nula
<i>Crotalaria pallida</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Verbena litoralis</i>	ICM nula	ICM nula	ICM baja
<i>Lupinus sp.</i>	ICM baja	ICM media	ICM media
<i>Minthostachis sp.</i>	ICM baja	ICM nula	ICM baja
<i>Heliotropium curassavicum</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Ambrosia artemisiifolia</i>	ICM total	ICM alta	ICM total
<i>Amaranthus espinosus</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Minthostachis mollis</i>	ICM total	ICM total	ICM total
<i>Spilanthes urens</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Erigeron bonariensis</i>	ICM baja	ICM baja	ICM nula
<i>Pimpinella anisum</i>	ICM total	ICM total	ICM total
<i>Conyza sumatrensis</i>	ICM alta	ICM total	ICM alta
<i>Chenopodium ficifolium</i>	ICM nula	ICM nula	ICM baja
<i>Cosmos bipinnatus</i>	ICM nula	ICM baja	ICM baja
<i>Aloysia citrodora</i>	ICM nula	ICM baja	ICM baja
<i>Tagetes elliptica</i>	ICM nula	ICM media	ICM baja
<i>Sida spinosa</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Munnozia hastifolia</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Convolvulus sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Stipa ichu</i>	ICM baja	ICM nula	ICM baja
<i>Cucumis dipsaceus</i>	ICM nula	ICM baja	ICM nula
<i>Alonsoa meridionalis</i>	ICM nula	ICM baja	ICM baja
<i>Ludwigia octovalvis</i>	ICM nula	ICM baja	ICM baja
<i>Vincetoxicum hirsutiflorum</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Heliotropium arborescens</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Melochia lupulina</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Cestrum sp.</i>	ICM nula	ICM media	ICM baja
<i>Caesalpinia soirosa</i>	ICM nula	ICM baja	ICM media
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	ICM nula	ICM baja	ICM baja
<i>Tabebuia sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Borago sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Melia azedarach</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Salix humboldtiana</i>	ICM nula	ICM media	ICM baja
<i>Hibiscus maritimo</i>	ICM nula	ICM nula	ICM baja
<i>Berberis sp.</i>	ICM baja	ICM media	ICM media
<i>Syzygium aromaticum</i>	ICM total	ICM total	ICM total
<i>Juglans nigra</i>	ICM baja	ICM alta	ICM media
<i>Piper sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Rumex sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Jatropha curcas</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Tessaria integrifolia</i>	ICM nula	ICM baja	ICM baja
<i>Urera baccifera</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Prumnopitys sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Solanum torvum</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Desmodium sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Chuquiraga sp.</i>	ICM nula	ICM nula	ICM nula
<i>Schinus molle</i>	ICM nula	ICM media	ICM baja
<i>Urera baccifera</i>	ICM nula	ICM media	ICM nula
Control negativo	ICM nula	ICM nula	ICM nula
Control positivo	ICM media	ICM alta	ICM total

Legenda: control negativo (agua+alcohol); control positivo (Benlate)
 "ICM nula (crecimiento del hongo fitopatógeno en el 100% de la placa); ICM baja (crecimiento del hongo fitopatógeno en el 80% de la placa); ICM media (crecimiento del hongo fitopatógeno en el 50% de la placa); ICM alta (crecimiento del hongo fitopatógeno en 20% de la placa) e ICM total (no hay crecimiento del hongo fitopatógeno la placa)."

Tabla 3

Porcentaje de Inhibición de crecimiento radial de dos hongos fitopatógenos versus siete extractos vegetales

Tratamiento	Medias		Medias	
	ICM - <i>Fusarium</i> sp.		ICM - <i>Botrytis cinerea</i>	
Control negativo (agua)	0,00	a	0,00	a
Control positivo (químico)	81,78	c d	57,36	a b c
<i>Dysphania ambrosioides</i> (M-17)	47,28	a b	53,7	a b
<i>Conyza sumatrensis</i> (M-25)	36,82	a	61,11	b c
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> (M-27)	66,28	b c d	67,11	
<i>Minthostachis mollis</i> (M-30)	48,45	a b	40,74	a
<i>Salvia</i> sp. (M-32)	62,60	b c	65,99	c d
<i>Pimpinella anisum</i> (M-60)	100,00	d	100,00	d
<i>Syzygium aromaticum</i> (M-61)	100,00	d	100,00	d
Control positivo (<i>Larrea tridentata</i>)	65,12		64,73	c d

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$). N = 6.

Así también coinciden con los resultados obtenidos por **Ma et al. (2019)** quienes obtuvieron fuerte efecto inhibitorio sobre el crecimiento de hongos patógenos que causan enfermedad en *Panax notoginseng* al utilizar el aceite esencial (AE) obtenido de brotes y de frutos de *S. aromaticum*. Al utilizar la dosis de 50 mg/mL, los efectos inhibitorios de los AE de los brotes de *S. aromaticum* fueron mayores que los de los frutos. *El componente químico más alto fue el eugenol obtenido de los brotes con 57,95% y del 39,26% en los AE de los frutos del anís.* Algunos resultados han demostrado que el eugenol y los extractos crudos de *S. aromaticum* tienen efectos inhibitorios sobre muchos hongos patógenos de plantas, como *Alternaria brassicae*, *Rhizoctonia cereali*, *Penicillium digitatum* y *Monilia fructigena* (**Oxenham et al., 2005**).

Estos resultados coinciden con lo obtenido por **Achimón et al. (2021)**, quienes analizaron la composición química de los aceites esenciales de *Curcuma longa*, *Pimenta dioica*, *Rosmarinus officinalis* y *Syzygium aromaticum*, y su actividad antifúngica y anti-esporuladora contra *Fusarium verticillioides*, obteniendo que el aceite esencial de *S. aromaticum* demostró el mayor efecto antifúngico, y su compuesto principal fueron eugenol en 88,70%. **Sempere-Ferre et al. (2021)** evaluaron la capacidad antifúngica *in vitro* de los compuestos botánicos eugenol, carvacrol, timol y cinamaldehído, y la sinergia o antagonismo de sus mezclas, frente a *Botryotinia fuckeliana* (anamorfo de *Botrytis cinerea* Pers) y *Rhizoctonia solani*, obteniendo que los compuestos fenólicos y su combinación inhibieron el desarrollo de las especies a las diferentes concentraciones, mostrando actividad fungicida en casi todas las condiciones ensayadas (300, 200, 150 y 100 µg/mL). Las mezclas de compuestos fenólicos botánicos contra *B. fuckeliana* y *R. solani* dieron resultados muy satisfactorios a la concentración de 150 µg/mL. El eugenol es un líquido oleoso de color amarillo pálido extraído de ciertos aceites esen-

ciales, especialmente de *S. aromaticum* y otras especies vegetales, como la nuez moscada (*Myristica* sp.), la canela (*Cinnamomum verum*) y, en menores cantidades, de especies como la pimienta de Jamaica (*Pimenta* sp.), la pimienta india (*Piper* sp.), la albahaca (*Ocimum* sp.), las semillas de zanahoria (*Daucus* sp.) o el laurel (*Laurus* sp.). *S. aromaticum* es una planta de la familia *Myrrhidae* que no solo es una especia sino también utilizada en la medicina tradicional China.

b. Pimpinella anisum (nombre común en Perú "Anís") **Spinozzi et al. (2023)** realizaron una revisión sobre *P. anisum* como fuente de nuevos agroquímicos, dejando en evidencia que hay numerosos reportes donde se observa la actividad biológica del aceite esencial de anís frente a numerosos hongos como *A. flavus*, *A. niger*, *A. carbonarius*, *A. parasiticus*, *Trichoderma harzianum*, *F. oxysporum*, *A. alternata*, *Pseudocercospora griseola*. **Ferdes et al. (2017)** determinaron los efectos antifúngicos de los aceites esenciales de salvia, romero, anís, quinua y ajedrea contra el crecimiento del micelio de *A. niger*, *A. oryzae*, *Mucor pusillus* y *F. oxysporum* en condiciones *in vitro*. La concentración de 10 µg/ml de aceite esencial de aceite de anís tuvo efecto inhibitorio después de 7 días de incubación al 100% en los hongos *A. oryzae* y *M. pusillus* y cuando se utilizó la concentración de 20 µg/ml controló al 100% *A. niger* y *F. oxysporum*. *P. anisum* L. pertenece a la familia *Apiaceae* (*Umbelliferae*), es una planta aromática, muy similar al hinojo (**Das et al., 2021**). El anís se usa ampliamente en las industrias farmacéutica, alimentaria, de bebidas y cosmética como aromatizante y conservante debido a sus compuestos aromáticos como terpenos, anisaldehído y estragol (**Das et al., 2021, Anastasopoulou et al., 2020**). En la medicina tradicional, el anís se utiliza para el tratamiento de muchas enfermedades debido a sus propiedades antimicrobianas y antioxidantes (**Ghissi et al., 2020**).

Tabla 4

Principales metabolitos secundarios de las mejores plantas que inhiben el crecimiento de hongos

Órganos de plantas estudiadas	Metabolitos secundarios reportados
	<p><i>Dysphania ambrosioides</i></p> <p>α-terpineno, α-terpinenil-acetato, beta-cimeno, p-cimeno, piperitona, acetato de carvilo, acetato de piperitol, trans-ascaridol, carvacrol, timol, limoneno, crisina, patulina, piperoylpiperidina y escopoletina (Ribeiro et al., 2023). Ácido avainillado, un derivado del ácido p-cumaroil-hexósido, tres derivados de quercetina-ramnósido, un derivado de quercetina, dos derivados de acetil-furanósido-ramnósido de kaempferol y doce derivados de kaempferol-ramnósido, α-terpineno, limoneno, p-cimeno, timol, γ-terpineno, carvacrol, isoascaridol y α-pineno, linolénico, palmítico, oleico (Figeroa-Merma et al., 2023), acetato de carvacrilo, carvacrol y mentona (Rojas-Molina et al., 2024).</p>
	<p><i>Conyza sumatrensis</i></p> <p>Taninos, flavonoides, saponinas, esteroides y glucósidos (Jack & Okorosaye 2008). Acetilenos (éster de matricaria), sesquiterpenos oxigenados (Mabrouk et al., 2013). Limoneno (Hoi et al., 2020).</p>
	<p><i>Ambrosia artemisiifolia</i></p> <p>Lactonas sesquiterpénicas (Champagne & Boutry, 2016; Padilla-González et al., 2016; Kovács et al., 2024a).</p>
	<p><i>Minthostachis mollis</i></p> <p>Monoterpenos oxigenados (pulegona, isomentona y mentona) (Solís et al., 2015).</p>
	<p><i>Salvia</i> sp</p> <p>Sesquiterpenoides (Yana et al., 2024). Diterpenoide STJ-1 (Rodríguez et al., 2024). Polifenoles, cumarinas, quinonas, diterpenoides, triterpenoides, iridoides, saponinas y en algunos casos alcaloides pirrolidínicos y piridínicos (Lemjallad et al., 2019).</p>
	<p><i>Pimpinella anisum</i></p> <p>Sesquiterpénicos Champagne & Boutry (2016), Padilla-González et al. (2016).</p>
	<p><i>Syzygium aromaticum</i></p> <p>Eugenol, acetato, kaempferol, ácido ferúlico y β-sitostero (Das et al., 2022). Eugenol y β-cariofileno (El Baz et al., 2025). Eugenol, fenol, 2,2'-metilenbis[6-(1,1-dimetiletil)-4-metil], 2,4-di-terc-butilfenol, ácido n-hexadecanoico, fenol y 2-metoxi-4-(2-propenil)-acetato (Muhammad et al., 2024). Eugenol (Ma et al., 2019). Eugenol, carvacrol, timol y cinamaldehído (Sempere-Ferre et al., 2021), Eugeno (Zhao et al., 2021; Sempere-Ferre et al., 2021).</p>

c. *Salvia* sp. (nombre común en Perú "Salvia")

Nuestros resultados coinciden con lo reportado por **Magri et al. (2023)** quienes utilizaron el aceite esencial de *Salvia* a una concentración de 625 $\mu\text{L L}^{-1}$ que fue capaz de inhibir completamente el crecimiento del micelio de *Botrytis cinerea* *in vitro*. Así también coinciden con los resultados de **Yana et al. (2024)**, quienes investigaron el aceite esencial de *Salvia dumeretorum* por su actividad antibacteriana contra *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli* y *Candida albicans* y la cantidad de biopelícula formada por bacterias *Streptococcus mutans*. Los resultados obtenidos de GC-MS mostraron el predominio de sesquiterpenoides (54,15%). Los resultados del estudio antibacteriano mostraron una fuerte actividad antibacteriana contra *B. subtilis* y *S. aureus* *in vitro* y también demostró un efecto inhibitorio en la formación de biopelículas de *S. mutans* en medio de sacarosa al 1%. Durante el estudio, no se detectó actividad antibacteriana contra *E. coli* y *C. albicans*. Así también **Rodríguez et al. (2024)** investigaron la eficacia antimicrobiana de la fracción de acetato de etilo obtenida a partir del extracto soluble en acetona de hojas y flores de *Salvia amarissima* frente al chancro bacteriano causado por *Clavibacter michiganensis* amenaza importante en el cultivo de tomate. Observando que el compuesto diterpenoide STJ-1 mostró la mayor actividad antimicrobiana de todos los tratamientos a una concentración de 25 $\mu\text{g/mL}$ bajo condiciones *in vitro*. En condiciones de invernadero la concentración de 25 $\mu\text{g/mL}$ redujo en un 30% la incidencia y 42% el índice promedio de la severidad del cáncer bacteriano en plantas de tomate respecto al testigo positivo (químico sintético).

d. *Ambrosia artemisiifolia* (nombre común en Perú "Altamisa")

Kovács et al. (2024a) reportaron de las partes aéreas de *Ambrosia artemisiifolia*, lactonas sesquiterpénicas que son metabolitos vegetales especializados con actividades farmacológicas prometedoras. Estos investigadores hallaron diferencias significativas en la cantidad y el ritmo de bioproducción de lactonas sesquiterpénicas entre las muestras recogidas de Szeged y Nyíri. La tendencia del cambio en las lactonas sesquiterpénicas podría correlacionarse con la precipitación y la temperatura. La ubicación geográfica y los factores geoclimáticos pueden ejercer una influencia significativa en la producción de lactonas sesquiterpénicas en la ambrosía, siendo la zona de Nyíri las que tenían mayores cantidades de compuesto en comparación con Szeged. Así también, identificaron ochenta compuestos en los aceites esenciales de *Ambrosia artemisiifolia*, siendo el germacreno Del componente principal. Este aceite fue obtenido por hidrodestilación

y ejerció actividad antibacteriana contra dos cepas de *S. aureus*, con valores de CMI de 0,015% para la cepa sensible a la meticilina y de 0,25% para la cepa resistente a la meticilina. En el ensayo de formación de biopelículas, observaron una inhibición dependiente de la dosis en el caso de la *K. pneumoniae* ATCC 600.703 (**Kovács et al., 2024 b**). **Csubák & Tóth (2014)** detectaron un efecto fungicida completo de *B. cinerea* con 400 mg de extracto de *A. artemisiifolia* bajo condiciones *in vitro* y también para el control de *A. alternata* con 525 mg de concentración, dejando en evidencia que esta planta además de lo reportado en los diversos estudios farmacológicos sobre su actividad antiproliferativas, citotóxicas, antimicrobianas, antiinflamatorias, larvicidas, molusquicidas, esquistomicidas y antiprotzoarias (**Kovács et al., 2022**) también tienen actividad fungicida. Esto coincide con lo reportado por **Tóth et al. (2012)**, quienes controlaron al cien por ciento al hongo *Monilinia laxa* con extracto de *A. artemisiifolia* a una concentración de 600 mg, bajo condiciones *in vitro*. En el análisis de relación que realizaron pudieron concluir que el diámetro de las colonias depende significativamente de la cantidad de extracto de ambrosía y del número de días después del deshierbe.

e. *Conyza sumatrensis* (nombre común en Perú "Floribunda")

Conyza sumatrensis (Retz.) E.WALKER (Asteraceae) es una hierba anual espontánea, bastante extendida en varios países, que rara vez ha sido estudiada o valorada en ningún sector (**Mabrouk et al., 2013**). Nuestros resultados coinciden con lo reportado por **Liao et al. (2022)** quienes concluyeron que *C. sumatrensis* a una concentración de 10 mg/mL tiene efecto fungicida para el control de *Colletotrichum capsici* en 39%, *Pestalotiopsis theae* en 50%, *Alternaria oleracea* en 39%, *Ceratocystis paradoxa* en 79%, *Exserohilum turcicum* en 63%, *Alternaria citri* en 5%, *Fusarium oxysporum* en 23% y *Athelia rolfsii* en 48% bajo condiciones *in vitro*. Así también, **Azeem et al. (2022)** con el uso de aceites esenciales de *C. sumatrensis* y *Erigeron canadensis* exhibieron buena actividad antifúngica para el control de *Aspergillus flavus*.

f. *Dysphania ambrosioides* (nombre común en Perú "Paico")

Dysphania ambrosioides es una planta medicinal de la familia Amaranthaceae, bien distribuida desde sus orígenes americanos y mexicanos. Originalmente su taxonomía fue descrita por Linnaeus en 1753 como *Chenopodium ambrosioides*, estudios filogenéticos posteriores han demostrado que las

especies de *Chenopodium* con glándulas multicelulares deben ser reubicadas en el género *Dysphania*. En consecuencia, *Chenopodium ambrosioides* fue reclasificada como *Dysphania ambrosioides* por **Mosyakin & Clemants en 2002**. Es una planta medicinal utilizada tradicionalmente para el tratamiento del dolor, inflamaciones de la piel, fracturas y enfermedades cardíacas (**Ribeiro et al., 2023**). Nuestros resultados coinciden con lo obtenido por **Cadenilla et al. (2023)** quienes realizaron extractos acuosos de diez plantas peruanas seleccionadas por sus actividades biológicas conocidas, donde observaron que los extractos de *D. ambrosioides* y principalmente *Minthostachys mollis* fueron efectivos contra la síntesis de aflatoxina B1 producida por *Aspergillus flavus* y *A. parasiticus* inhibiendo el 47% y el 89% de la producción respectivamente. Así también coincide con lo reportado por **Santiago et al. (2016)**, quienes investigaron el efecto del aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* L. Este aceite presenta actividad antibacteriana tanto contra bacterias gramnegativas como grampositivas. La concentración mínima inhibitoria osciló entre 62,5 y 250 $\mu\text{L mL}^{-1}$. Se observó la presencia de terpenos en los tricomas glandulares, lo que sugiere que el aceite esencial es secretado por estas estructuras. **Ferreira et al. (2022)** desarrollaron películas activas con diferentes concentraciones de aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides*, aumentando la opacidad, solubilidad y extensibilidad de las películas al tiempo que disminuyó la rigidez, la resistencia y la permeabilidad al vapor de agua. Las películas activas fueron efectivas contra los fitopatógenos *Fusarium oxysporum* y *Colletotrichum gloeosporioides* en la fase de vapor, destacando la potencial aplicación de las películas desarrolladas como envases activos de alimentos, destacando la conservación postcosecha de frutas y verduras.

g. *Minthostachis mollis* (nombre común en Perú "Muña")

Cadenillas et al. (2023) buscaron alternativas de control de *A. flavus* y *A. parasiticus* que producen la aflatoxina B1 (AFB1), micotoxina más peligrosa para los humanos, y produjeron extractos acuosos de diez plantas peruanas. Los extractos de *D. ambrosioides* y principalmente *Minthostachys mollis* fueron efectivos contra la síntesis de AFB1 inhibiendo el 47% y el 89% de la producción respectivamente, resultados coherentes con los del presente trabajo, en el control con *B. cinerea* (41%) y *Fusarium sp.* (48%). También se coincide con **Bustamante (2018)** quien logró inhibir el crecimiento de *B. cinerea* al

100% a las concentraciones de 10%, 7,5% y 5% de extracto de *M. mollis* en el medio PDA y al 10% y 7,5% en kiwicha. Esta planta pertenece a la familia Lamiaceae, género *Minthostachys*, la cual se distribuye en los Andes de América del Sur y es utilizado por la población para diversas enfermedades (**Rojas-Armas et al., 2019**) y su uso tradicional en la agricultura para la conservación de la papa, colocando ramas de muña entre las papas cosechadas y evita el ataque de insectos e inhibe la germinación de los brotes de papa (**Corroto et al., 2019**).

3.1.2. Actividad antifúngica para *B. cinerea* en frutos de tomate

En la **Tabla 5** se observó que *P. anisum* protegió a los frutos de tomate del hongo *B. cinerea*, permitiendo solo que se desarrolle en 0,93 cm^2 del tejido, ocupando el segundo lugar de control a diferencia del plaguicida sintético con ingrediente activo Benomilo de del grupo químico de los Bencimidazoles, que permitió el desarrollo de *B. cinerea* en 0,38 cm^2 . Estos datos coinciden con la investigación de **Behshti et al. (2020)** quienes utilizaron el aceite esencial de *P. anisum* para el control *in vitro* de *B. cinerea* en varias concentraciones (0, 200, 400, 600 y 800 $\mu\text{L L}^{-1}$), donde se reportó la inhibición completa del fitopatógeno en concentración de 800 $\mu\text{L L}^{-1}$.

3.1.3. Actividad antifúngica para *E. necator* en hojas de vid

Bajo condiciones de campo en la estación de primavera, los mejores extractos vegetales ($p < 0,05$) que controlaron al hongo *E. necator* en hojas de vid fue el extracto de *P. anisum* (anis), *C. sumatrensis* (floribunda), *S. aromaticum* (clavo de olor) y *A. artemisiifolia* (altamisa) (**Tabla 6**). En estas plantas se han identificado compuestos polifenólicos que afectan las paredes celulares de los hongos o disolviendo el contenido celular (**Torres-Aguirre et al., 2018**). De igual manera se reporta al eugenol, un compuesto natural presente en los aceites esenciales y extractos, que tiene un impacto significativo en los hongos al desestabilizar su membrana celular. Este compuesto altera la permeabilidad de la membrana y afecta lípidos esenciales como el ergosterol, provocando pérdida de iones, dificultad en la respiración celular y fallos enzimáticos, lo que finalmente conduce a la muerte del hongo. Además, el eugenol también interfiere en la formación de la pared celular y en el proceso de esporulación, lo que refuerza su potencial como una solución sostenible y efectiva para combatir fitopatógenos en la agricultura (**Silva et al., 2023**).

Tabla 5

Área colonizada por hongo fitopatógeno *B. cinerea* en fruto de tomate, bajo el control de extractos vegetales

Tratamiento	Medias (cm ²)				Ranking
Control positivo (químico Benlate)	0,38	a			1
<i>Pimpinella anisum</i> (M-60)	0,93	a	b		2
Control positivo (<i>Larrea tridentata</i>)	0,97	a	b		3
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> (M-27)	1,21		b	c	4
<i>Syzygium aromaticum</i> (M-61)	1,98			c	d
<i>Salvia sp.</i> (M-32)	2,39				d
Control negativo (agua)	40,78				e

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05). N = 12.

Tabla 6

Media del porcentaje de severidad de *Erysiphe necator* en hojas de vid de la variedad Moscatel de Alejandría, bajo el control curativo de extractos vegetales

Tratamiento	Medias día 0		Media día 3		Media día 5	
Control negativo (agua)	68,14	b	66,26	e	61,25	e
Control positivo (químico)	66,89	a	16,85	c	5,46	c
<i>Syzygium aromaticum</i> (M-61)	65,43	a	7,05	a	3,32	b
<i>Conyza sumatrensis</i> (M-25)	64,80	a	8,46	a	2,88	a
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> (M-27)	63,13	a	11,44	b	4,20	b
<i>Dysphania ambrosioides</i> (M-17)	63,55	a	16,18	c	11,44	d
<i>Mintostachis mollis</i> (M-30)	62,71	a	18,00		12,22	d
<i>Salvia sp.</i> (M-32)	61,05	a	17,69	d	8,64	d
<i>Pimpinella anisum</i> (M-60)	60,42	a	6,02	a	1,48	a

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05).

Otros estudios a base de extractos vegetales, como el realizado por **Schenee et al. (2013)**, observaron que los extractos crudos metanólicos y etanólicos de los sarmientos de *Vitis vinifera* exhibieron una actividad antifúngica significativa contra los tres principales patógenos fúngicos que afectan a las vides, *Plasmopara viticola*, *E. necator* y *B. cinerea*. Se identificaron ampelopsina A, hopeafenol, *trans*-resveratrol, ampelopsina H, ε-viniferina y E-vitisina B, los cuales presentaron actividades antifúngicas contra *P. viticola*. La ε-viniferina también exhibió una baja actividad antifúngica contra *B. cinerea*. Ninguno de los compuestos identificados inhibió la germinación de *E. necator*. **Harm et al. (2011)** usaron el extracto de *Solidago canadensis* (CanG) como inductor de resistencia contra *Plasmopara viticola* en vides en macetas cultivadas al aire libre, con un extracto de protección del 80%, induciendo un amplio espectro de metabolitos relacionados con la resistencia como el aumento de las proteínas relacionadas con la patogénesis (PR), incluidas la peroxidasa, la polifenol oxidasa, la β-1,3-glucanasa, la fenilalanina amonía-liasa, la estilbeno sintasa, la β-1,3-glucanasa, la proteína PR-1 y la cafeoil-coenzima A 3- O -metiltransferasa. También, **Godard et al. (2009)** usaron extracto de raíz de *Rheum palmatum* y extracto de corteza de *Frangula alnus* para proteger las hojas de vid ante la infección de *Plasmopara viticola* induciendo reacciones de defensa incluida la acumulación de fitoalexinas estilbénica, una actividad mejorada de la peroxidasa y una reacción de hipersensibilidad. Observaron la inhibición de la primera etapa del desarrollo hifal biotrófico de *P. viticola* por los dos

extractos de plantas. Estos extractos contienen muchos compuestos fenólicos que pertenecen a la familia de las antraquinonas, como rhein, frangulina A, emodina, aloemodina, crisofanol y fisciona. La emodina por sí sola es capaz de perjudicar el desarrollo de *P. viticola* y estimular las viniferinas y la acumulación de pterostilbeno. **Rienth et al. (2019)** utilizaron extractos vegetales para el control de *P. viticola* bajo un experimento en cámara climática, demostraron que el aceite esencial de *Oregano vulgare* durante las 24 horas posteriores a la infección reduce al fitopatógeno en un 95%. A través de datos transcriptómicos observaron que se activó el sistema inmunológico innato de la planta con genes involucrados en la síntesis y señalización de ácido salicílico, jasmónico y etileno, activando proteínas relacionadas con la patogénesis, así como la síntesis de fitoalexinas. Estos resultados dilucidan las interacciones entre los aceites esenciales-huésped-patógeno por primera vez e indican que la eficiencia antifúngica de los aceites esenciales se debe principalmente a la activación de vías de resistencia dentro de las plantas huésped. **Taillis et al. (2022)** utilizaron un extracto vegetal elaborado a partir de una mezcla de troncos y raíces de vid que contienen una gran cantidad de estilbenos complejos (fitoalexinas de la vid), especialmente ε- y r-viniferinas, confiriendo protección a las vides contra *Plasmopara viticola* al mostrar actividades antimicrobianas hacia la movilidad y esporulación de las zoosporas y al estimular las defensas de las plantas. El extracto formulado redujo el desarrollo de varios oomicetos que afectan a la vid, la patata, el tomate y el melón en condiciones semicontroladas. **Vuerich et al. (2023)** usaron el extracto de *Capsicum*

chinense Jacq. para el control de los principales hongos y patógenos Oomycetes de la vid, incluidos *Botrytis cinerea*, *Guignardia bidwellii* y *Plasmopara viticola*. Sus principales compuestos extraídos fueron capsaicinoides y polifenoles (371,09 y 268,5 $\mu\text{g mg}^{-1}$ peso seco, respectivamente). La capsaicina y la dihidrocapsaicina, los ácidos hidroxinámico e hidroxibenzoico y los derivados de la quercetina fueron los más abundantes, mientras que los carotenoides representaron solo una fracción menor. La oleoresina fue eficiente para inhibir a los tres hongos patógenos y se determinaron los valores de ED_{50} , evidenciando que *G. bidwellii* fue el más sensible ($0,233 \pm 0,034 \text{ mg mL}^{-1}$).

3.2. Actividad fitotóxica

En la **Tabla 7** se observa que el extracto de *A. artemisiifolia* tuvo efectos inhibidores significativos en el crecimiento de las semillas de *Triticum aestivum* (trigo), es decir, menor desarrollo de plúmula y radícula al utilizar extracto al 2% de concentración ($p > 0,05$). Se observó un 30% de efecto fitotóxico en la germinación de semillas en el día 2, un 57% de fitotoxicidad en el día 5, y un 70% de fitotoxicidad en el día 7, comparado con el control de crecimiento normal de 100% desde el día 2. *A. artemisiifolia* es una planta considerada como invasora, que daña la producción agrícola, los ecosistemas y su polen puede causar una serie de reacciones alérgicas y afectar directamente la salud humana. Tiene efectos alelopáticos debido principalmente a la producción de sesquiterpenos, que afectan significativamente el alargamiento de la raíz de las plantas, disminución de la viabilidad celular y estos compuestos se liberan principalmente al medio ambiente a través de la vía de secreción de la raíz (Liu et al., 2022). Estos efectos pueden estar relacionados con los metabolitos secundarios de *A. artemisiifolia* conocido por sus propiedades alelopáticas y fitotóxicas que han sido reportadas en varias investigaciones como el de Bonea et al. (2017) quienes investigaron el efecto alelopático de extractos acuosos obtenidos de la parte aérea (hojas y tallos) y de la parte subterránea (raíces) de *A. artemisiifolia* sobre la germinación y el crecimiento de *Zea mays*, obteniendo que el extracto aéreo al 10%, redujo significativamente la germinación de las semillas y tuvieron un efecto diferente sobre el crecimiento de las plántulas de maíz. Además, estos extractos redujeron el índice mitótico e indujeron alteraciones cromosómicas con fuerte efecto citotóxico y genotóxico sobre el maíz.

Sarić-Krsmanović et al. (2019) evaluaron el potencial efecto alelopático del aceite esencial de *A. trifida* sobre la germinación de semillas y el crecimiento

de plántulas de lechuga, sandía, pepino y tomate. Identificaron un total de 69 compuestos, entre los principales se tienen a limoneno (20,7%), acetato de bornilo (15,0%), borneol (14,7%) y germacreno D (11,6%). El aumento de la concentración de aceite esencial conduce a una disminución en la germinación de las semillas, así como en la longitud de los brotes y de la raíz de lechuga, sandía, pepino y tomate. El aceite esencial de *A. trifida* exhibió efectos fitotóxicos más potentes en lechuga, sandía y tomate que en pepino con respecto a la germinación y el crecimiento temprano de las plántulas.

Han et al. (2021) determinaron que el aceite esencial de *A. artemisiifolia* tiene actividad fitotóxica contra monocotiledóneas y dicotiledóneas, disminuyendo el superóxido dismutasa, la peroxidasa y la viabilidad de las células de la raíz, además la pulverización foliar del aceite esencial provoca daños visibles en las hojas y reducción del contenido de clorofila. Este aceite es rico en sesquiterpenos (62,51%), siendo germacreno D (32,92%), β -pineno (15,14%), limoneno (9,90%) y cariofileno (4,49%). La evaluación citotóxica confirmó el efecto inhibitorio del aceite esencial, aunque la intensidad varió bajo diferentes concentraciones.

Zeng et al. (2022) evaluaron el efecto fitotóxico del extracto etanólico *A. artemisiifolia* en semillas de trigo, determinando 20 compuestos de sesquiterpenos inhibían la germinación de las semillas. De igual manera, Vidotto et al. (2013) evaluaron el potencial alelopático en el tejido foliar y el exudado radicular sobre cultivos indicadores (alfalfa, cebada, maíz, lechuga, tomate y trigo), malezas (*Echinochloa crusgalli*, *Solanum nigrum*, *Portulaca oleracea* y *Digitaria sanguinalis*) y la propia ambrosía común en condiciones de laboratorio e invernadero. Observaron que el tomate fue el cultivo indicador más sensible, su crecimiento se redujo en más del 50%, tanto en experimentos de laboratorio como en invernadero. El crecimiento de raíces y brotes de lechuga también se inhibió, pero solo cuando se añadieron residuos de ambrosía común, y no exudados radiculares, al sustrato. Entre las malezas, *E. crusgalli* se vio afectada por la ambrosía común, mientras que *D. sanguinalis* sufrió una gran reducción de la germinación (90%) tras la incorporación de 3 g de residuos. Si la ambrosía común se presenta como maleza, se debe considerar un cultivo menos sensible, antes que uno más susceptible a esta planta.

Quinty et al. (2023) evaluaron la composición química de *A. artemisiifolia* mediante UHPLC-MS, su capacidad antioxidante y sus propiedades antilipasas mediante electroforesis capilar. Detectaron en los extractos ácidos 5- O-cafeoilquinico y ácidos

3,5-dicafeoilquínicos. A 50 $\mu\text{g/mL}$ la inhibición DPPH fueron $56,7 \pm 3,4\%$ y las partes de la raíz fueron marginalmente menos activas que las partes aéreas. Se registraron marcadores antioxidantes como agente antilipasa con inhibición enzimática de $49.6 \pm 5.9\%$ (100 $\mu\text{g/mL}$). Concluyeron que *A. artemisiifolia* podrían potencialmente utilizarse para mitigar varias patologías que surgen del estrés oxidativo, incluida la obesidad.

Chui-Hua et al. (2007) llevaron a cabo una serie de experimentos para evaluar la fitotoxicidad e identificar los aleloquímicos de *A. trifida* contra el trigo (*Triticum aestivum*). Los resultados mostraron que el crecimiento del trigo podría inhibirse significativamente en *A. trifida* o enmendados con residuos. Posteriormente se aislaron e identificaron dos sesquiterpenos de tipo carotano, 1α -angeloiloxicarotol y 1α -(2-metilbutiroiloxi)-carotol, de los suelos tóxicos. Ambos compuestos tuvieron una alta actividad inhibitoria sobre el crecimiento del trigo. Sus umbrales de inhibición fueron de 11,5 $\mu\text{g/g}$ de suelo para 1α -angeloiloxicarotol y de 16,3 $\mu\text{g/g}$ de suelo para 1α -(2-metilbutiroiloxi)-carotol. Además, estos dos compuestos se detectaron en *A. trifida* y enmendados con residuos. Sus concentraciones oscilaron entre 13,7 y 43,2 $\mu\text{g/g}$ de suelo. Como resultado, *A. trifida* pudo liberar cantidades suficientes de 1α -angeloiloxicarotol y 1α -(2-metilbutiroiloxi)-carotol en el suelo para actuar como alelos químicos que inhiben el crecimiento del trigo.

3.3. Screening fitoquímico

Los resultados de la **Tabla 8** concuerdan con **Zhao et al. (2021)**, quienes reportaron eugenol en *S. aromaticum*, que tiene actividad fungicida (**Sempere-Ferre et al., 2021**) y como plaguicida (biocida) (Reg. UE No 546/2013). Ha sido investigado frente a diferentes especies de hongos, ya que son el grupo más importante de agentes fitopatógenos dada la cantidad y diversidad de enfermedades que causan (**Godfray et al., 2016**). Para *P. anisum*, el metabolito principal son los sesquiterpénicos, aislados de las partes aéreas de las plantas, lo que corrobora la observación de que las enzimas claves de la biosíntesis de sesquiterpenos se localizan en el retículo endoplasmático liso de las células secretoras de los tricomas glandulares capitados ubicados en la superficie de las hojas (**Champagne & Boutry, 2016; Padilla-González et al., 2016**). Por su lado, *Salvia* sp. muestra un alto contenido de fenoles como polifenoles, cumarinas, quinonas, diterpenoides, triterpenoides, iridoides, saponinas y en algunos casos alcaloides pirrolidínicos y piridínicos (**Lemjallad et al., 2019**). Es muy usado en la medicina tradicional

y moderna y poseen propiedades antifúngicas, antiinflamatorias, antimicrobianas, antioxidantes, antibacterianas (**Zinicovscaia et al., 2020**), antialérgicas, astringentes, anticarcinogénicas (**Sik et al., 2019**), hepatoprotectoras, antivirales, antitumorales (**Shanaida & Golembiovska, 2018**), insecticidas y acaricidas (**Lemjallad et al., 2019**).

A. artemisiifolia resultó ser el metabolito principal de esta planta son los sesquiterpénicos, los cuales generalmente son aislados de las partes aéreas de las plantas (**Champagne & Boutry, 2016; Padilla-González et al., 2016**).

De acuerdo con **Hoi et al. (2020)**, los aceites esenciales de *C. canadensis* y *C. sumatrensis*, son ricos en limoneno (41,5% y 25,5%, respectivamente) y mostraron notables actividades larvicidas frente a *Aedes aegypti* (24 h LC50 = 9,80 y 21,7 $\mu\text{g/mL}$, respectivamente) y *Aedes albopictus* (24 h LC50 = 18,0 y 19,1 $\mu\text{g/mL}$, respectivamente). Por lo tanto, estas dos especies pueden servir como fuentes de agentes de control larvicidas alternativos y ambientalmente benignos. **Mabrouk et al. (2013)** identificaron en el aceite esencial de *Conyza sumatrensis* 98 compuestos, que representan el 88,1% a 99,3% de la composición del aceite. El aceite esencial de raíz se distinguió por su alto contenido en acetilenos (éster de matricaria, 4; 74,3%), mientras que en cabezas y hojas de las flores están dominados por sesquiterpenos oxigenados (61,1% y 50,3%, respectivamente). El aceite de hoja exhibió una actividad antibacteriana *in vitro* significativa contra *Enterococcus faecalis*, *Staphylococcus aureus* y *Proteus mirabilis* y que los aceites de *C. sumatrensis* aislados de las partes aéreas presentaron una alta inhibición del crecimiento micelio de *Candida albicans* y los hongos *Trichophyton rubrum*, *T. soudanense*, *Microsporum canis*, *Scopulariopsis brevicaulis*, *Aspergillus fumigatus*, *Cryptococcus neoformans*. Además, los aceites esenciales de las diferentes partes de la planta inhibieron el crecimiento de brotes y raíces de las plántulas de *Raphanus sativus* (rábano). **Jack & Okorosaye (2008)** realizaron el análisis fitoquímico a *C. sumatrensis* revelando la presencia de algunas sustancias como taninos, flavonoides, saponinas, esteroides y glucósidos, lo cual es un indicador de la propiedad farmacológica, así como del valor nutritivo de las hojas de la planta. Las pruebas antimicrobianas mostraron que el extracto de hojas no es sensible a las bacterias *Pseudomonas aureginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus* spp y *Escherichia coli*, pero inhibe el crecimiento del hongo *Aspergillus niger* en concentraciones de 20 mg/ml y 50 mg/ml respectivamente.

Tabla 7

Medias de crecimiento de plúmula y radícula de semillas de trigo frente a extractos vegetales en estudio

Tratamiento	Medias día 2				Medias día 4				Medias día 7				
	plúmula cm		radícula cm		plúmula cm		radícula cm		plúmula cm		radícula cm		
Control negativo (agua)	0,63	c	d	0,23	b	3,03	c	3,46	c	12,52	c	6,93	e
Control positivo (químico)	0,69		d	0,49	c	3,04	c	3,19	b	12,10	c	6,64	d
Control positivo (<i>Larrea tridentata</i>)	0,84	a	e	0,59	c	2,89	c	3,49	c	10,97	b	5,76	b
<i>Syzygium aromaticum</i> (M-61)	0,20	a		0,08	a	0,83	a	1,68	a	8,83	a	5,93	b
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> (M-27)	0,16	a		0,06	a	0,38	a	0,69	a	5,25	a	1,63	a
<i>Salvia sp.</i> (M-32)	0,56	b	c	0,23	b	1,87	b	2,85	b	10,95	b	6,25	c
<i>Pimpinella anisum</i> (M-60)	0,52	b		0,20	b	2,01	b	2,94	b	11,82	c	6,20	c

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05). N = 30.

Tabla 8

Reacciones de identificación de metabolitos secundarios

Reacción	Fración	M61	M60	M32	M30	M27	M25	M17	Color o precipitado
Flavonoides - Shinoda	A	+	+	+	+	+	+	+	Rojo
	E	+	+	+	+	+	+	+	Rojo
Grupos fenólicos libre - Tricloruro férrico	A	+	+	+	+	+	+	+	Negro azulado/verde azulado
Taninos - Solución de gelatina	A	+	-	-	-	-	-	-	Gelatina
Esteroides y/o triterpenoides - Liebermann Burchard	B	+	+	+	+	+	+	+	Verde oscuro
Alcaloides - Dragendorff, Mayer y Wagner	C	-	+	-	-	+	+	+	Precipitado anaranjado
		-	+	-	-	+	+	+	Precipitado crema
		-	+	-	-	+	+	+	Precipitado marrón
Leucoantocianidinas - Rosenhein	A	+	+	+	-	+	+	+	Color marrón "Catequinas"
	E	+	+	+	-	+	+	+	Color marrón "Catequinas"
Antraquinonas - Borntrager	B	-	-	-	-	-	-	-	
Cardenólidos - Kedde	C	-	-	-	-	-	-	-	
Cumarinas	C	+	+	+	+	+	-	+	Fluorescencia celeste
Saponinas - Espuma	-	-	-	-	-	-	-	-	Espuma
Grupos aminos - Ninhidrina	A	+	+	+	+	+	+	+	Color violeta

M-61: *Syzygium aromaticum*; M-60: *Pimpinella anisum*; M-32: *Salvia sp.*; M-30: *Mintostachis mollis*; M-27: *Ambrosia artemisiifolia*.

M-25: *Conyza sumatrensis*; M-17: *Dysphania ambrosioides*.

Leyenda: (+) si hay reacción; (-) no hay reacción.

De acuerdo con **Ribeiro et al. (2023)**, *D. ambrosioides* es una planta etnomedicinal prometedor y sus hojas son fuente de compuestos bioactivos como α -terpineno, α -terpinenil-acetato, beta-cimeno, p-cimeno, piperitona, acetato de carvilo, acetato de piperitol, trans-ascaridol, carvacrol, timol y limoneno. Además, la crisina, la patulina, la piperoylpiperidina y la escopoletina están presentes en esta especie. El inhibidor de la aromatasas, Agonista PPAR- γ , activa la vía L-arginina/NO/cGMP/KATP, un inhibidor de la sintasa de ácidos grasos, aumento del glutatión peroxidasa y superóxido dismutasa. **Figueroa-Merma et al. (2023)** encontraron 20 polifenoles: ácido avainillado, un derivado del ácido p-cumaroil-hexósido, tres derivados de quercetina-ramnósido, un derivado de quercetina, dos derivados de acetil-furanósido-ramnósido de kaempferol y doce derivados de kaempferol-ramnósido. El contenido de compuestos fenólicos totales fue de 645,11 mg/100 g de peso seco (MS). Asimismo, en el análisis de terpenos, se encontraron α -terpineno, limoneno, p-cimeno, timol, γ -terpineno, carvacrol, isoascaridol y α -pineno en cantidades de 1489,65; 313.1; 104.8; 49.4; 45.1; 22.9; 8,19 y 4,32 mg/100 g DW, respectivamente. El análisis de los metabolitos lipofílicos reportó ácidos grasos en orden de importancia: linoleico = linoléico > palmítico > oleico (35,8% y 35,4%; 26,3% y 2,5%, respectivamente). Se encontraron tocoferoles α , β , γ y δ en cantidades de 28,78, 7,19, 7,96 y 3,27 μ g-1 respectivamente. De todo esto, las hojas de paico de origen peruano presentan una fuente variada de compuestos bioactivos con potenciales aplicaciones para la industria farmacéutica y alimentaria. **Rojas-Molina et al. (2024)** reportaron la composición química del aceite esencial por GC-MS donde los compuestos mayoritarios fueron acetato de carvacrilol (44,01%), carvacrol (16,51%) y mentona (8,20%). Además, evaluaron la capacidad antioxidante del aceite esencia por las metodologías FRAP y ABTS, con CI50 de 243,21 μ mol Fe²⁺/g y 0,12 mg/mL, respectivamente. Demostraron actividad antimicrobiana contra *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella enterica*, *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus*. **Solís et al. (2015)** identificaron 58 compuestos en el aceite esencial de *M. spicata* (Benth.) cultivados en Cuzco. Los monoterpenos oxigenados (87,4%) fueron la principal clase de volátiles; entre ellos, pulegona, isomentona y mentona fueron los compuestos principales.

4. Conclusiones

Se evaluó la actividad antagonista de 57 extractos vegetales, tipificadas como malezas, plantas de uso

medicinal y para alimentación. En condiciones de laboratorio y para el control de *Botrytis cinerea*, *Lasiodiplodia theobromae* y *Fusarium* sp. los mejores extractos fueron de *Ambrosia artemisiifolia*, *Conyza sumatrensis*, *Dysphania ambrosioides*, *Minthostachis mollis*, *Salvia* sp., *Pimpinella anisum* y *Syzygium aromaticum*. Para el control de *B. cinerea* en frutos de tomate, el mejor extracto fue de *P. anisum*. En condiciones de campo y para el control de *E. necator* los mejores extractos fueron de *P. anisum*, *C. sumatrensis* y *S. aromaticum*. El extracto de *A. artemisiifolia* mostró efectos fitotóxicos en el crecimiento de semillas de trigo. En el screening fitoquímico se identificaron flavonoides, taninos, esteroides, triterpenoides, alcaloides, leucoantocianidinas, cumarinas y saponinas como los principales metabolitos en los extractos. Estos resultados ofrecen alternativas viables para el control de hongos fitopatógenos mediante el uso de extractos vegetales, contribuyendo a una agricultura más sostenible y menos dependiente de productos químicos y además que es una tecnología disponible y de fácil adopción por los agricultores. Los extractos fueron probados en dos dosis y por cada planta individual, quedando pendiente encontrar la dosis correcta y económica, además de combinar los extractos para potenciar sus efectos. Estudios futuros deben probar la actividad de control para insectos, ácaros, nematodos, bacterias y otros géneros de hongos.

Contribución de los autores

H. Cáceres Iparraguirre: conceptualización, metodología, administración de proyecto, investigación, análisis formal, validación, escritura - borrador. **A. Bendezu Ramos:** metodología, investigación, análisis formal, escritura - borrador. **H. Chávez Orellana:** metodología, validación, revisión y edición. **F. Surco-Laos:** metodología, validación, revisión y edición. **J. A. García C.:** metodología, validación, revisión y edición.

Declaración de conflicto de intereses

Los autores declaran no tener ningún conflicto de interés que pudiera influir en el trabajo presentado en este artículo.

Agradecimientos

Esta investigación fue realizada gracias al financiamiento del proyecto del Centro de Extensión y Transferencia Tecnológica, fase 2, contrato 151 de Pro Innóvate Perú-2022. Se agradece al licenciado en matemática Luis Barboza Carape por el apoyo en las fórmulas matemáticas aplicadas en esta investigación.

ORCID

H. Cáceres Iparraguirre  <https://orcid.org/0000-0001-5040-8950>
 A. Bendezu Ramos  <https://orcid.org/0000-0003-3650-6620>
 H. Chávez Orellana  <https://orcid.org/0000-0002-8717-4307>
 F. Surco-Laos  <https://orcid.org/0000-0003-0805-5535>
 J. A. García C.  <https://orcid.org/0000-0001-9880-7344>

Referencias bibliográficas

Achimón, F., Brito, V., Pizzolitto, R. P., Ramírez, A., Gómez, E. A. & Zygadlo, J. (2021). Chemical composition and antifungal properties of commercial essential oils against the maize

- phytopathogenic fungus *Fusarium verticillioides*, Argentine *Journal of Microbiology*, 53(4), 292-303. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2020.12.001>
- Anastasopoulou, E., Graikou, K., Ganos, C., Calapai, G. & Chinou, I. (2020). *Pimpinella anisum* seeds essential oil from Lesbos island: effect of hydrodistillation time, comparison of its aromatic profile with other samples of the Greek market. Safe use. *Food and Chemical Toxicology*, 135, 110875. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2019.110875>
- Alkilayh, O. A., Hamed, K. E., Sayyed, R. Z., Abdelaal, K., & Ayman F. O. (2024). Characterization of *Botrytis cinerea*, the causal agent of tomato grey mould, and its biocontrol using *Bacillus subtilis*, physiological and molecular. *Plant Pathology*, 133, 102376. <https://doi.org/10.1016/j.pmp.2024.102376>
- Arce-Araya, C., Varela-Benavides, I., & Torres-Portuguez, S. (2019). Inhibition of mycelial growth of fungi associated with anthracnose in yam (*Dioscorea alata*). *Agronomía Mesoamericana*, 30(2), 381-393. <http://dx.doi.org/10.15517/am.v30i2.32653>
- Areco, V. A., Achimón, F., Almirón, C., Nally, M. C., Zunino, M. P., & Yaryura, P. (2024). Antifungal activity of essential oils rich in ketones against *Botrytis cinerea*: New strategy for biocontrol. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 59, 103233. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2024.103233>
- Azeem, M., Zaman, T., Mehmood, A., Muhammad, A., Mozūratī, R., Alwahibi, M., & Mohamed, M. (2022). Pesticidal potential of some wild plant essential oils against grain pests *Tribolium castaneum* (Herbst, 1797) and *Aspergillus flavus* (Link, 1809). *Arabian Journal of Chemistry*, 15(1), 103482. <https://doi.org/10.1016/j.arabj.2021.103482>
- Behshiti, M., Jahani, M., Aminifard, M. & Hoseini, S. (2020). Essential oils to control *Botrytis cinerea* *in vitro* and *in vivo* on grape fruits. *Journal of Horticulture and Postharvest Research*, 3(2), 161-172. <https://doi.org/10.22077/jhpr.2019.2644.1079>
- Bonea, D., Bonciu, E. Niculescu, M. & Olaru, A. (2017). The allelopathic, cytotoxic and genotoxic effect of *Ambrosia artemisiifolia* on the germination and root meristems of *Zea mays*. *International Journal of Cytology, Cytosystematics and Cytogenetics*, 71(1), 24-28. <https://doi.org/10.1080/00087114.2017.1400263>
- Burbano-David, D., Lagos-Mora, L. E., Álvarez-Ordoñez, S., & Chañag-Miramag, H. A. (2021). Sensitivity of *Phytophthora infestans* to aqueous extracts of *Lippia origanoides* and *Origanum vulgare*. *Agronomía Mesoamericana*, 32(1), 149-162. <http://dx.doi.org/10.15517/am.v32i1.40573>
- Champagne, A., & Boutry, M. (2016). Proteomics of terpenoid biosynthesis and secretion in trichomes of higher plant species. *Biochim Biophys Acta*, 1864(8), 1039-1049. <https://doi.org/10.1016/j.bbapap.2016.02.010>
- Chui-Hua, K., Peng, W., Xiao-Hua, X. (2007). Allelopathic interference of *Ambrosia trifida* with wheat (*Triticum aestivum*). *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 119, 416-420. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2006.07.014>
- Cadenilla, L., Hernández, C., Mathieu, C., Bailly, J. D. & Durrieu, V. (2023). Screening of the anti-aflatoxin B1 activity of Peruvian plant extracts: relation with their composition. *Food and Bioprocess Technology*, 16, 1324-1334. <https://doi.org/10.1007/s11947-023-03002-7>
- Cohen, Y., Wang, W., Ben-Daniel, B. H., & Ben-Daniel, Y. (2006). Extracts of *Inula viscosa* control downy mildew of grapes caused by *Plasmopara viticola*. *Phytopathology*, 96(4), 417-424. <https://doi.org/10.1094/phyto-96-0417>
- Csubák, M., & Tóth, C. (2014) Ragweed (*Ambrosia artemisiifolia*) as a biologically active herb. In: Proceedings of the International Conference "Agri-Food Sciences, Processes and Technologies" Conference Section, 1-6: *Agriculture and Environmental Protection*. Rumania. 187 p.
- Corroto, F., Gamarra, O. A., & Macía, M. J. (2019). Different patterns in medicinal plant use along an elevational gradient in northern Peruvian Andes. *Journal of Ethnopharmacology*, 239, 111924. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2019.111924>
- Da Silva, D., Nakamoto, M. M., Braga, A. R. C., & Da Silva, E. M. C. (2022). Food coating using vegetable sources: importance and industrial potential, gaps of knowledge, current application, and future trends. *Applied Food Research*, 2(1), 100073. <https://doi.org/10.1016/j.afres.2022.100073>
- Das, S., Singh, V. K., Dwivedy, A. K., Chaudhari, A. K., & Dubey, D. N. (2021). Nanostructured *Pimpinella anisum* essential oil as novel green food preservative against fungal infestation, aflatoxin B1 contamination and deterioration of nutritional qualities. *Food Chemistry*, 344(15), 128574. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.128574>
- El Baz, S., Soulaïmani, B., Abbad, I., Azgaou, Z., Lotfi, E. M., Malha, M., & Mezrioui, N. (2025). Antimicrobial activity and the synergy potential of *Cinnamomum aromaticum* Nees and *Syzygium aromaticum* (L.) Merr. et Perry essential oils with antimicrobial drugs. *Microbiology Research*, 16(3), 63. <https://doi.org/10.3390/microbiolres16030063>
- Farhan, M., Pan, J., Hussain, H., Zhao, J., Yang, H., Ahmad, I., & Zhang, S. (2024). Aphid-resistant plant secondary metabolites: Types, insecticidal mechanisms, and prospects for utilization. *Plants*, 13(16), 2332. <https://doi.org/10.3390/plants13162332>
- Ferdes, M., Al Juhaimi, F., Ozcan, M. M., & Ghafoor, K. (2017). Inhibitory effect of some plant essential oils on growth of *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae*, *Mucor pusillus* and *Fusarium oxysporum*. *South African Journal of Botany*, 113, 457-460. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2017.09.020>
- Ferreira, S. H., Ferreira-Silva, M. A., Souza, R., Cruz, A. M. & Peruch, L. G. (2022). Antifungal film incorporated with *Chenopodium ambrosioides* L. essential oil for postharvest storage. *ACS Food Science & Technology*, 2(7), 1086-1095. <https://doi.org/10.1021/acfoodsctech.2c00039>
- Figueroa-Merma, A., Chirinos, R., García-Rios, D., Pedreschi, R., Aguilar-Galvez, A. & Campos, D. (2023). Bioactive compounds characterisation of *Peruvian Dysphania ambrosioides* (L.) Mosyakin & Clemants leaves by GC/MS and UPLC-ESI-Q/TOF-MSn techniques. *International Journal of Food Science & Technology*, 58(3), 1219-1229. <https://doi.org/10.1111/ijfs.16270>
- Ghissi, Z., Kallel, R., Krichen, F., Hakim, A., Zeghal, K., Boudawara, T., Bougateg, A., & Sahnoun, Z. (2020). Polysaccharide from *Pimpinella anisum* seeds: structural characterization, anti-inflammatory and laser burn wound healing in mice. *International Journal of Biological Macromolecules*, 156, 1530-1538. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.11.201>
- Godfray, H. C. J., Mason-D'Croz, D., & Robinson, S. (2016). Food system consequences of a fungal disease epidemic in a major crop. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 371, 20150467. <https://doi.org/10.1098/rstb.2015.0467>
- Godard, S., Slacanin, I., Viret, O., & Gindro, K. (2009). Induction of defense mechanisms in grapevine leaves by emodin and anthraquinone rich plant extracts and their conferred resistance to downy mildew. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47(9), 827-837. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2009.04.003>
- Harm, A., Kassemeyer, H., Seibicke, T., & Regner, F. (2011). Evaluation of chemical and natural resistance inducers against downy mildew (*Plasmopara viticola*) in grapevine. *American Journal of Enology and Viticulture*, 62, 184-192. <https://doi.org/10.5344/ajev.2011.09054>
- Han, C., Shao, H., Shixing, Z., Mei, Y., Zhenrui, C., Huang, L., & Nivel, G. (2021). Chemical composition and phytotoxicity of essential oil from invasive plant, *Ambrosia artemisiifolia* L. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 211(15), 111879. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.111879>
- Hammoudi, A., Zatla, A.T., Dib, & El Amine Dib, M. (2023). A phytochemical and antioxidant study of the hexanoic extract of *Rhaponticum acaule*. *Chemistry Proceedings*, 14(1). <https://doi.org/10.3390/ecsoc-27-16141>
- Hoi, T. M., Huong, L. T., Chinh, H. V., Hau, D. V., Satyal, P., Tai, T. A., Dai, D. N., Hung, N. H., Hien, V. T., & Setzer, W. N. (2020). Essential oil compositions of three invasive *Coryza* species collected in Vietnam and their larvicidal activities against *Aedes aegypti*,

- Aedes albopictus*, and *Culex quinquefasciatus*. *Molecules*, 25(19), 4576. <https://doi.org/10.3390/molecules25194576>
- Jack, I. R., Okorosaye-Orubite, K. (2008). Phytochemical analysis and antimicrobial activity of the extract of leaves of fleabane (*Coryza sumatrensis*). *Journal of Environmental Science and Management*, 12(4), 63-65.
- Jiang, C. J., Sun, Y., Xu, S., Liu, X. & Xie, X. (2025) From waste to weapon: the potential of medicinal plant waste extracts for eco-friendly crop disease management. *Frontiers in Sustainable Food Systems*. Sec. *Waste Management in Agroecosys-tems*, 9, 1556604. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2025.1556604>
- Kovács, B., Hohmann, J., Csupor-Löffler, B., Kiss, T., & Csupor, D. (2022). A comprehensive phytochemical and pharmacological review on sesquiterpenes from the genus *Ambrosia*. *Heliyon*, 8(7) e09884. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e09884>.
- Kovács, B., Püski, P., Bajtel, Á., Ferencz, E., Csupor-Löffler, B., Csupor, D., & Kiss, T. (2024). Targeted screening and quantification of characteristic sesquiterpene lactones in *Ambrosia artemisiifolia* L. at different growth stages. *Plants*, 13(15), 2053. <https://doi.org/10.3390/plants13152053>
- Kovács, B., Szemerédi, N., Csikós, O., Kiss, T., Veres, K., Spengler, G. & Csupor, D. (2024). Chemical composition, antimicrobial and antiproliferative activity of the essential oil from *Ambrosia artemisiifolia* L. *Journal of Essential Oil Research*, 36(1), 30–42. <https://doi.org/10.1080/10412905.2024.2303449>
- Lemjallad, L., Chabir, R., Kandri, Y., El Ghadraoui, L., Ouazzani, F. & Errachidi, F. (2019). Improvement of heliculture by three medicinal plants belonging to the Lamiaceae family. *The Scientific World Journal*, Article ID 2630537, 1-7. <https://doi.org/10.1155/2019/2630537>
- Liao, J., Deng, Y., Deng, Z., Meng, S., Wei, J., Huang, L., Xu, Z. & Luo, H. (2022). Studies on the Antimicrobial Activity of Extracts from 23 Plants including *Clausena lansium*. *Journal of Henan Agricultural Sciences*, 51(5), 84-95. <https://doi.org/10.15933/j.cnki.1004-3268.2022.05.009>
- Lira De Souza, E. A., Medeiros, A., Rodrigues, F., Dantas, A. C., Chaves, C. M. H., & Queiroga, D. (2014). Irradiação a Laser de baixa intensidade sobre cepas de *Candida in vitro*. *Revista Cubana de Estomatologia*, 51(4), 358-365.
- Liu, Z., Zhang, N., Ma, X., Zhang, T., Li, X., Tian, G., Yulong, F. & An, P. (2022). Sesquiterpenes from *Ambrosia artemisiifolia* and their allelopathy. *Frontiers in Plant Science*, 13, 996498. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.996498>
- Ma, Y. N., M., Xu, F. R., Chen, Ch.J., Li, Q. Q., Wang, M. Z., Cheng, Y. X. & Dong, X. (2019). The beneficial use of essential oils from buds and fruit of *Syzygium aromaticum* to combat pathogenic fungi of *Panax notoginseng*. *Industrial Crops and Products*, 133, 185-192. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.03.029>
- Mabrouk, S., Salah, K. B., Elaissi, A., Jlaiei, L., Jannet, H. B., Aouni, M., Harzallah-Skhiri, F. (2013). Chemical composition and antimicrobial and allelopathic activity of *Tunisian coryza sumatrensis* (Retz.) E.WALKER essential oils. *Chemical Biodiversity*, 10(2), 209-223. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201200117>
- Magri, A., Curci, M., Battaglia, V., Fiorentino, A., & Petriccione, M. (2023). Essential oils in postharvest treatment against microbial spoilage of the rosaceae family fruits. *Applied Chemical*, 3(2), 196-216. <https://doi.org/10.3390/appliedchem3020013>
- Mohamedfarook, E., Thirumurugan, A., Suresh, K., Paramasivam, M., Merina, S. K. P., Prabakaran, M. (2024). Efficacy of botanical repellents on major pests - A review. *Plant Science Today*, 11(4) 1-10. <https://doi.org/10.14719/pst.5476>
- Mosyakin, S. L., & Clemants, S. E. (2002). New nomenclatural combinations in *Dysphania* R. Br. (Chenopodiaceae): taxa occurring in North America. *Ukrainian Botanical Journal*, 59(4), 380–385.
- Muhammad, A., Tehmina, A., Ahmad, A., Ahmad, H., Waheed, A. (2024). Inhibitory potential of *Syzygium aromaticum* against *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*: In-vitro analysis and molecular docking studies. *South African Journal of Botany*, 169, 178-185. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2024.04.028>.
- Oxenham, S. K., Svoboda, K. P., & Walters, D. R. (2005). Altered growth and polyamine catabolism following exposure of the chocolate spot pathogen *Botrytis fabae* to the essential oil of *Ocimum basilicum*. *Mycologia*, 97, 576–579. <https://doi.org/10.2307/3762338>
- Padilla-Gonzalez, G.F., Dos Santos, F.A., & Da Costa, F. B. (2016). Sesquiterpene lactones: more than protective plant compounds with high toxicity. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 35, 18-37. <https://doi.org/10.1080/07352689.2016.1145956>
- Plascencia-Jatomea, M., Viniestra, G., Olayo, R., Castillo-Ortega, M. M., & Shirai, K. (2003). Effect of chitosan and temperature on spore germination of *Aspergillus niger*. *Macromolecular Bioscience*, 3(10), 582–586. <http://dx.doi.org/10.1002/mabi.200350024>
- Quinty, V., Nasreddine, R., Colas, C., Launay, A., Nehmé, R., El-Khiraoui, A., Piot, C., Draye, M., Destandau, E., Da Silva, D., Chatel, G. (2023). Antioxidant and anti-lipase capacities from the extracts obtained from two invasive plants: *Ambrosia artemisiifolia* and *Solidago canadensis*. *Food Bioscience*, 55, 103069. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2023.103069>.
- Ramírez-Benítez, J. E., Arjona, R. A., Caamal, J. H., Rodríguez, N. L., Solís, S. E., & Lizama, U. C. (2019). Growth inhibition and genetic modification of *Phytophthora capsici* using chitosan with low degree of polymerization. *Argentine Journal of Microbiology*, 51(1), 12-17. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ram.2018.03.003>
- Rastgou, M., Rezaee, Y., Ericisli, S., Sayyed, R. Z., Enshasy, H. A., Dailin, D. J., Alfarraj, S., & Ansari, M. J. (2022). The effect of some wild grown plant extracts and essential oils on *Pectobacterium betavasculorum*: The causative agent of bacterial soft rot and vascular wilt of sugar beet. *Plants*, 11(9), 1155. <https://doi.org/10.3390/plants11091155>
- Reynel, C. (2012). Guía de identificación de las plantas comunes del derecho de vía del ducto de Perú LNG. Comunica 2 SAC. https://perulng.com/wp-content/uploads/2024/02/Guia_identificacion_plantas.pdf
- Ribeiro, R. M., De Carvalho, M. B. B., De Brito J.E. R., De Lima, B., Da S. F., Andrade, L. P., Souza, G. A. B. C., Moura, J. C., & Penha, E. C. (2023). Phytochemical compounds from *Dysphania ambrosioides* leaves: Review of bioactive constituents present in the phytocomplex. *Revista Contemporânea*, 3(07), 9612–9635. <https://doi.org/10.56083/RCV3N7-117>
- Rienth, M., Crovadore, J., Ghaffari, S., & Lefort, F. (2019). Oregon essential oil vapour prevents *Plasmopara viticola* infection in grapevine (*Vitis vinifera*) and primes plant immunity mechanisms. *PLoS ONE*, 14(9), e0222854. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0222854>
- Rodríguez, E. M., López, I. G., Bautista, F. E., Flores, H. González, I., Cervantes, V. S., Espino, H., & Alpuche-Solís, A. G. (2024). Evaluation of *in vitro* and greenhouse antibacterial activity of *Salvia amarissima* extracts against *Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis*. *Revista Bio Ciencias*, 11, e1615. <https://doi.org/10.15741/revbio.11.e1615>
- Rojas-Armas, J. P., Arroyo-Acevedo, J. L., Ortiz-Sánchez, J. M., Palomino-Pacheco, M., Hilario-Vargas, H. J., Herrera-Calderón, O., & Hilario-Rojas, J. (2019). Potential Toxicity of the Essential Oil from *Minthostachys mollis*: A medicinal plant commonly used in the traditional Andean medicine in Peru. *Journal of Toxicology*, 2019, 1987935. <https://doi.org/10.1155/2019/1987935>
- Rojas-Molina, J. O., Pino, J. A., Cevallos-Carvajal, E. R., Zambrano-Ochoa, Z. E., Vaca-Castro, C. E., Molina-Borja, F. A., & Mena-Herrera, K. R. (2024). Aceite esencial de hojas de *Minthostachys mollis*[HBK] Griseb. del Ecuador: Extracción, composición química, capacidad antioxidante y actividad antimicrobiana. *Latin American and Caribbean Bulletin of Medicinal and Aromatic Plants*, 23(3), 437-447(2024). <https://doi.org/10.37360/blacpma.24.23.3.30>
- Romero, A., Faye, A., Betancur-Corredor, B. Baumüller, H. & Braun, J. V. (2025). Productivity effects of agroecological practices in

- Africa: insights from a systematic review and meta-analysis. *Food Security*, 17, 207–229. <https://doi.org/10.1007/s12571-024-01504-6>
- Santiago, J. A., Cardoso, M., Das, G., Batista, L. R., Castro, E. M. De, M. L. & Pires, M. F. (2016). Essential oil from *Chenopodium ambrosioides* L.: secretory structures, antibacterial and antioxidant activities. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 38(2), 139-147. <https://doi.org/10.4025/actasciobiolsci.v38i2.28303>
- Sarić-Krsmanović, M., Umiljendić, J. G., Radivojević, L., Rajkvić, M., Santrić, L., & Durović-Pejčev, R. (2019). Chemical Composition of *Ambrosia trifida* essential oil and phytotoxic effect on other plants. *Chemistry & Biodiversity*, 17(1), e1900508. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201900508>.
- Scheneer, S., Queiroz, E., Voinesco, F., Marcourt, L., Dubuis, P., Wolfender, J. & Gindro, K. (2013). *Vitis vinifera* canes, a new source of antifungal compounds against *Plasmopara viticola*, *Erysiphe necator*, and *Botrytis cinerea*. *Journal of Agricultural and Food chemistry*, 61(23). <https://pubs.acs.org/doi/abs/10.1021/jf4010252>
- Sempere-Ferre, F., Asamar, J., Castell, V., Roselló, J., & Santamarina, M. P. (2021). Evaluating the antifungal potential of botanical compounds to control *Botryotinia fuckeliana* and *Rhizoctonia solani*. *Molecules*, 26(9), 2472. <https://doi.org/10.3390/molecules26092472>
- Seni, A., Pal, R., Mohapatra, S., Mandal, D., Bansude, S. K., Seth, P., Barla, S., & Sahu, J. (2025). Pesticidal plant extract effect against major lepidopteran insect pests and their natural enemies in rice *Oryza sativa* L. *Frontiers in Insect Science*, 4, 1500542. <https://doi.org/10.3389/finsc.2024.1500542>
- Shanaida, M. & Golembiowska, O. (2018). Identification and component analysis of triterpenoids in *Monarda fistulosa* L. and *Ocimum americanum* L. (Lamiaceae) aerial parts. *Pharmaceutical Science*, 13, 26-31. <https://doi.org/10.15587/2519-4852.2018.135767>
- Silva-Beltrán, N. P., Boon, S. A., Jjaz, M. K., McKinney, J. & Charles, P. G. (2023). Antifungal activity and mechanism of action of natural product derivatives as potential environmental disinfectants. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 50(1), 36. <https://doi.org/10.1093/jimb/kuad036>
- Solis-Quipe, L., Tomaylla-Cruz, C., Callo-Choquelvica, Y., Solis-Quipe, A., Rodeiro, I., & Hernández, I. (2015). Chemical composition, antioxidant and antiproliferative activities of essential oil from *Schinus molle* L. and *Minthostachys spicata* (Benth.) Epl. Grown in Cuzco, Peru. *Journal of Essential Oil Research*, 28(3), 234-240. <https://doi.org/10.1080/10412905.2015.1120691>
- Spinozzi, E., Zeni, V., Di Giovanni, F., Marmugi, M., Baldassarri, C., Mazzara, E., Ferrati, M., Ricciardi, R., Canale, A., Lucchi, A., Petrelli, R., Maggi, F., & Benelli, G. (2023). Aniseed, *Pimpinella anisum*, as a source of new agrochemicals: Phytochemistry and insights on insecticide and acaricide development. *Agriculture Communications*, 1(1), 10003 <https://doi.org/10.1016/j.agrcom.2023.100003>
- Sik, B., Kapcsándi, V., Székelyhidi, R., Hanczné, E. L., & Ajtony, Z. (2019). Recent advances in the analysis of rosmarinic acid from herbs in the Lamiaceae Family. *Natural Product Communications*, 2019, 1-10. <https://doi.org/10.1177/1934578X19864>
- Subin, K., Shambhu, K., Jose, P.A., Jose, M. J., Mufeeda, K. T., Bibishna, A. V., & Mahadevakumar, S. (2024). Pathological investigation and morphomolecular characterisation of *Lasiodiplodia theobromae* causing fruit rot diseases on *Hydnocarpus longipedunculatus* – A novel host record from India. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 132, 102316. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2024.102316>.
- Taillis, D., Pébarthé-Courrouilh, A., Lepeltier, É., Petit, E., Palos-Pinto, A., Gabaston, J., & Cluzet, S. (2022). A grapevine by-product extract enriched in oligomerised stilbenes to control downy mildews: focus on its modes of action towards *Plasmopara viticola*. *OENO One*, 56(3), 55–68. <https://doi.org/10.20870/oeno-one.2022.56.3.4911>
- Torres-Aguirre, G. A., Muñoz-Bernal, Ó. A., Álvarez-Parrilla, E., Núñez-Gastélum, J. A., Wall-Medrano, A., Sáyago-Ayerdi, S. G., & Rosa, L. A. (2018). Optimización de la extracción e identificación de compuestos polifenólicos en anís (*Pimpinella anisum*), clavo (*Syzygium aromaticum*) y cilantro (*Coriandrum sativum*) mediante HPLC acoplado a espectrometría de masas. *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 21(2), e201824. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2018.24>
- Tóth, C. T., Miskolczi, P. M., & Csubák, M. (2012). Effect of ragwort extract *in vitro* test against *Monilinia laxa*. *Agricultural Science Publications*, 47. ISBN: 978-9972-9733-7-6.
- Vidotto, F., Tesio, F. & Ferrero, A. (2013). Allelopathic effects of *Ambrosia artemisiifolia* L. in the invasive process. *Crop Protection*, 54, 161-167. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2013.08.009>.
- Vigneshwaran, K., Rajamohan, K., Balabaskar, P., Udhayakumar, R., Sivasakthivelan, P. (2025). Molecular, morphological identification, and virulence profiling of *Fusarium oxysporum* f. sp. lycopersici (Sacc.) (W.C. Snyder & H.N. Hansen) associated with Root-Knot Nematode inciting *Fusarium* wilt of tomato. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 138, 102741 <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2025.102741>.
- Vuerich, M., Petrusa, E., Filippi, A., Cluzet, E., Fonayet, J. V., Sepulcro, A., Piani, B., Ermacora, P., & Braidot, E. (2023). Antifungal activity of chili pepper extract with potential for the control of some major pathogens in grapevine. *Pest Management Science*, 79(7), 2503-2516. <https://doi.org/10.1002/ps.7435>.
- Yana, K., Levaya, G. Atazhanova, A., Kacergius, T., Ivasenko, S. A., Marchenko, A. B. Ishmuratova, M. Y. & Smagulov, M. R. (2024). *Salvia dumetorum* essential oil: GC-MS analysis, antibacterial activity and effect on the formation of *Streptococcus mutans* biofilms. *Natural Product Research*, 38(20). <https://doi.org/10.1080/14786419.2023.2256019>.
- Yerena-Prieto, B. J., Gonzalez-Gonzalez, M., Vázquez-Espinosa, M., González-de-Peredo, A. V., García-Alvarado, M. Á., Palma, M., Rodríguez-Jimenes, G. d. C., Barbero, G. F. (2022). Optimization of an ultrasound-assisted extraction method applied to the extraction of flavonoids from moringa leaves (*Moringa oleifera* Lam.). *Agronomy*, 12(2), 261. <https://doi.org/10.3390/agronomy12020261>
- Zeng, Z., Huang, H., He, H., Qiu, L., Gao, Q., Li, Y., Ding, W. (2022). Sesquiterpenoids from the inflorescence of *Ambrosia artemisiifolia*. *Molecules*, 2022, 27, 5915. <https://doi.org/10.3390/molecules27185915>
- Zhao, Y., Wang, Q., Wu, X., Jiang, M., Jin, H., Tao, K., Hou, T. (2021). Unraveling the polypharmacology of a natural antifungal product, eugenol, against *Rhizoctonia solani*. *Pest Management Science*, 77(7), 3469-3483. <https://doi.org/10.1002/ps.6400>
- Zinicovscaia, I., Gundorina, S., Vergel, K., Grozdov, D., Ciocarlan, A., Aricu, A., Dragalin, I. & Ciocarlan, N. (2020). Elemental analysis of Lamiaceae medicinal and aromatic plants growing in the Republic of Moldova using neutron activation analysis. *Phytochemistry Letters*, 35, 119-127. <https://doi.org/10.1016/j.phytol.2019.10.009>