

Actividad enzimática en *Sorghum bicolor* por metabolitos microbianos y un extracto vegetal micro-nano encapsulados

Marco Antonio Tucuch-Pérez¹
Ana Belén García-Solís²
Ainara Castillo Manzanares²
Elan Iñaky Laredo-Alcalá²
Anna Iliná²
Roberto Arrendondo-Valdés^{2,*}

1 Departamento de Botánica. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista. CP. 25315. Saltillo, Coahuila, México. (martp1216@gmail.com).

2 Centro de Investigación para la Conservación de la Biodiversidad y Ecología de Coahuila-Universidad Autónoma de Coahuila. Miguel Hidalgo 212, Zona Centro, Coahuila, México. CP 27640 (belen@gmail.com; castillomanzanares@gmail.com; annailina@uadec.edu.mx; elan_laredo@uadec.edu.mx).

Autor para correspondencia: r-arredondo@uadec.edu.mx.

Resumen

Los herbicidas químicos para control de malezas, representa un problema en la actualidad, ya que su uso indiscriminado causa la aparición de poblaciones resistente de malezas, además de afectar el medio ambiente y la salud humana. Por lo que los metabolitos secundarios de microorganismos (MSMs) y los extractos vegetales (EVs) en formulaciones micro-nano encapsulados (NPs) surgen como una posible alternativa al uso de herbicidas de síntesis química, razón por la cual dilucidar su mecanismo de acción es necesario para entender los cambios bioquímicos que estos inducen en las plantas, para poder desarrollar estrategias de control de malezas. El objetivo de la investigación fue determinar la actividad de las enzimas antioxidantes fenilalanina amonio liasa (PAL), peroxidasa (POD) y super oxido dismutasa (SOD) en plantas de *Sorghum bicolor*, tratadas con metabolitos secundarios de *Alternaria* sp. (MSAs) y un extracto vegetal de *Solanum rostratum* (EVSR) solos y formulados en NPs a base de los biopolímeros alginato y quitosan. El estudio se realizó durante el mes de junio del año 2024, para esto se utilizaron plantas de *S. bicolor* y se determinó la actividad de las enzimas durante 0, 3, 6, 12, 24 y 48 h. Se pudo observar que los NPs cargados con el EVSR y los MSAs fueron los que indujeron mayor actividad enzimática a distintos tiempos, alcanzando 0.36 y 0.34 U mol⁻¹ respectivamente en el caso de PAL, 4.7 y 4.3 U mol⁻¹ con la enzima POD, y 7.3 y 6.5 U mol⁻¹ con SOD. Se concluye que los MSAs y el EVSR formulados en NPS tiene potencial como agentes que pueden modificar los procesos bioquímicos en plantas.

Palabras clave:

bioherbicidas, extractos vegetales, metabolitos, nanotecnología.



License (open-access): Este es un artículo publicado en acceso abierto bajo una licencia **Creative Commons**

Introducción

Las malezas compiten con los cultivos por nutrientes, agua, luz solar y espacio, por lo que su control es de suma importancia. Siendo el uso de herbicidas químicos la opción más usada por los productores. No obstante, su uso indiscriminado ha generado la aparición de malezas resistentes como las especies *Amaranthus palmeri*, *Bromus sterilis*, *Digitaria sanguinalis*, *Panicum dichotomiflorum*, *Echinochloa crus-galli* (Ofosu *et al.*, 2023), por lo que el desarrollo de alternativas es necesario para reducir los efectos negativos de los herbicidas químicos, tales como contaminación ambiental, impacto en polinizadores y efectos en la salud humana (Van Bruggen *et al.*, 2021).

Así, los bioherbicidas a base de metabolitos secundarios de microorganismo (MSMs) y extractos vegetales (EVs), surgen como una opción para control de malezas, siendo una alternativa sustentable que no generan aparición de malezas resistentes (Anwar *et al.*, 2021).

El interés por el desarrollo de bioherbicidas ha ido en aumento y diversos autores han reportado actividad alelopática por parte de MSMs y EVs. En este sentido, los hongos deuteromicetes como *Alternaria* sp., se caracterizan por producir fitotoxinas, las cuales pueden ser aprovechadas para el desarrollo de bioherbicidas (Kausar *et al.*, 2022), por el lado de los EVs, en la especie *Solanum rostratum* se han identificado compuestos herbicidas que inhiben la germinación y desarrollo de plantas (Tucuch-Pérez *et al.*, 2023).

Si bien, los MSMs y EVs son una opción para el control de malezas, su actividad herbicida puede mejorar al formularse en micro-nano encapsulados (NPs) a base de biopolímeros, ya que se protege al ingrediente activo y se previene su degradación por factores como la luz, temperatura, humedad y radiación (Tucuch-Pérez *et al.*, 2023).

En las plantas, la actividad enzimática aumenta para contrarrestar los efectos provocados por herbicidas, como la producción de especies reactivas de oxígeno (ROS) que generan daño oxidativo, lo que induce el aumento de la actividad de enzimas antioxidantes como la superóxido dismutasa (SOD) y peroxidasa (POD), además de enzimas como la fenilalanina amonio liasa (PAL), que es crucial en la vía de los fenilpropanoides para la biosíntesis de compuestos fenólicos, lignina y flavonoides que reducen el estrés en las plantas (Yin *et al.*, 2008; Caverzan *et al.*, 2019).

Por lo anterior mencionado, detectar y cuantificar la actividad enzimática en plantas, surge como una opción para dilucidar y entender el efecto de los bioherbicidas en las malezas. Por lo que el objetivo del presente estudio, fue determinar la actividad enzimática de las enzimas PAL, POD y SOD en plantas de *Sorghum bicolor* como planta modelo, tratadas con NPs cargadas con MSAs y un extracto vegetal de *S. rostratum* (EVSR).

Materiales y métodos

Obtención del extracto de semillas de *Solanum rostratum* y de la cepa de *Alternaria* sp.

El EVSR fue proporcionado por la empresa GreenCorp biorganiks de México, en tanto que la cepa de *Alternaria* sp., fue proporcionada por el laboratorio de Micología y Biotecnología del Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), la cual está identificada en el cepario con la clave UAAA#3.

Producción de metabolitos secundarios de *Alternaria* sp.

Los MSAs se produjeron utilizando un medio de cultivo líquido a base de infusión de papa 400 g L⁻¹, extracto de levadura 7.5 g L⁻¹, peptona 2 g L⁻¹, dextrosa 15 g L⁻¹, MgSO₄ 0.5 g L⁻¹ y FeSO₄7H₂O 1 g L⁻¹. En un matraz se inoculó el medio con un explante de 5 mm con siete días de crecimiento. El matraz se colocó en agitación a 120 rpm durante siete días a temperatura de 28 °C. Se separó la biomasa y el fermentado obtenido se centrifugó a 6 000 rpm y se filtró con millipore de 0.2 µm (Toderó *et al.*, 2018).

Caracterización de metabolitos secundarios de *Alternaria* sp. y compuestos fitoquímicos presentes en el extracto de semillas *Solanum rostratum* por HPLC-MS

La caracterización de los MSAs y los compuestos presentes en el EVSR se realizó en un sistema de HPLC con muestreador automático, una bomba ternaria, un detector PDA y un espectrómetro de masas con trampa de iones de cromatógrafo de líquidos equipado con una fuente de iones por electro pulverización (Agilent 6520B Q-TOF). Se inyectaron 5 μl de la muestra a 200 mg L^{-1} en una columna Denali C18, la temperatura del horno se mantuvo en 30 $^{\circ}\text{C}$. Los eluyentes utilizados fueron ácido fórmico (0.2% v/v) y acetonitrilo (3-50%).

El gradiente utilizado fue el siguiente: inicial, 3% B; 0-5 min, 9% B lineal; 5-15 min, 16% B lineal; 15-45 min, 50% B lineal. Posteriormente la columna se lavó y se reacondicionó; el caudal se mantuvo a 0.2 ml min^{-1} y la elución se controló a 245, 280, 320 y 550 nm. Se inyectó todo el efluente en la fuente del espectrofotómetro de masas, sin dividirlo. Los datos se procesaron utilizando el software MS Workstation. (Ascacio-Valdés *et al.*, 2016).

Producción de micro-nano encapsulados cargados con metabolitos secundarios de *Alternaria* sp. y extracto de *Solanum rostratum*.

Las NPs se produjeron utilizando una solución de CaCl_2 y a la cual se añadieron 3.75 ml a una solución de alginato de sodio a través de un sistema compuesto de una bomba peristáltica bajo agitación constante y vigorosa. Posteriormente, a la solución de CaCl_2 y alginato de sodio, se le agregaron 12.5 ml de quitosano y se mantuvo en agitación constante durante 90 min. Esto se realizó en presencia de los MSAs y el EVSR a concentración del 100% (Tucuch-Pérez *et al.*, 2023).

Caracterización de micro-nano encapsulados cargados con metabolitos secundarios de *Alternaria* sp. y extracto de *Solanum rostratum*.

El tamaño se determinó por dispersión de luz dinámica (DLS). La potencial zeta (mV) se midió a través del sistema Colloid Metriz ZETA-Check, y el pH se determinó con un potenciómetro. La eficiencia de encapsulación se determinó mediante la técnica propuesta por Taban *et al.* (2021).

Se midió la absorbancia de los metabolitos y el extracto y posteriormente las NPs se centrifugaron, seguido de una medición de la absorbancia del sobrenadante. La eficiencia de encapsulación (EE) se calculó utilizando la siguiente fórmula:

$$\%EE = \left(\frac{T_0 - S_0}{T_0} \right) 100$$

Donde: T_0 es la absorbancia del extracto vegetal y S_0 representa la absorbancia del sobrenadante de las NPs cargadas con los MSAs y el EVSR a concentración del 100%.

Evaluación de la actividad enzimática en plantas prueba de *Sorghum bicolor*

Se utilizaron plantas de *S. bicolor* Var. Sudan de 20 días de desarrollo, el sustrato utilizado fue una mezcla de perlita, tierra y peat moss estériles (1:1:1), las plantas se mantuvieron en un invernadero libre de plagas y enfermedades. La aplicación de los tratamientos se realizó por aspersión foliar. Los tratamientos fueron: T1= NPs cargados con MSAs, T2= NPs cargados con EVSR, T3= MSAs, T4= EVSR, T5= NPs sin cargar y T6= testigo absoluto. Los muestreos se realizaron a las 0, 3, 6, 12, 24 y 48 h después de la aspersión (González-Gallegos *et al.*, 2015).

Extracción de enzimas

Se maceró 1 g del tejido vegetal, posteriormente se utilizó una solución amortiguadora de tetra borato de sodio 0.1 M (pH 8.8) para la extracción de PAL (Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2006), un buffer de fosfatos 0.05 M pH 6 para extraer POD (Yedidia *et al.*, 1999) y un buffer de fosfatos 0.05 M pH 8.8 para SOD (Romero-Tejeda *et al.*, 2015), finalmente, las muestras se centrifugaron a 10 000 rpm a 4 °C y se tomó el sobrenadante.

Determinación de la actividad de la enzima PAL

Se utilizaron 900 µl de L-fenilalanina como sustrato, se añadió el extracto enzimático y se incubó a 40 °C por 30 min. La reacción se detuvo con HCl 5 N. Finalmente las muestras se colocaron en hielo y se agregaron 5 ml de agua destilada, la lectura fue a 290 nm. La actividad se reportó como unidad de actividad enzimática, definida como la producción de 1 µmol de ácido transcinámico por minuto (Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2006).

Determinación de la actividad de la enzima POD

Se preparó una mezcla de reacción con el extracto enzimático, rojo fenol al 0.2% y citrato de sodio (50 nM pH 4.2). La reacción se inició con H₂O₂ y se detuvo 3 min después con NaOH 2 N. La absorbancia fue de 610 nm. La unidad de actividad enzimática consistió en la producción de 1 µmol de rojo fenol oxidado por minuto (Yedidia *et al.*, 1999).

Determinación de la actividad de la enzima SOD

Se determinó agregando 400 µl del extracto enzimático y 30 µl de riboflavina (4.4 mg ml⁻¹) a una mezcla de reacción con nitro blue tetrazolium (NBT) (1.41 mg ml⁻¹) y Triton X-100 al 0.1%. La mezcla se agitó y se iluminó con luz fluorescente de 20 watts por 7 min, realizando la lectura a una absorbancia de 560 nm. La unidad de actividad enzimática fue igual a la cantidad de sobrenadante que fotoinhibe el 50% de la formación de nitro azul tetrazolio formazán (Romero-Tejeda *et al.*, 2015).

Análisis estadístico

Se utilizó un diseño completamente al azar con seis repeticiones por tratamiento, la comparación de medias se realizó a través de análisis de varianza y la prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), con el programa computacional Statistical Analysis System, versión 9.0.

Resultados y discusión

Identificación de metabolitos secundarios de *Alternaria* sp. y de compuestos fitoquímicos presentes en extracto de *Solanum rostratum* mediante HPLC-MS

Se identificaron diversos metabolitos producidos por *Alternaria* sp., tales como escopoletina, ácido cafeico 4-O-glucosido, ácido galico 3-O-galato, p-HPEA-EA, y 3,7-Dimetilquercetina. En tanto que en el extracto de semillas de *S. rostratum*, se detectaron compuestos fitoquímicos como ácido cafeico 4-O-glucosido, ácido protocatecuico 4-O-glucosido, resveratrol 3-O-glucosido, sinensetina, ácido ferulico 4-O-glucosido, tetrametilescutellareína e isorhamnetina 3-O-glucósido 7-O-ramnósido (Tabla 1).



Cuadro 1. Metabolitos secundarios de *Alternaria* sp. y compuestos fitoquímicos de extracto de *Solanum rostratum* identificados por HPLC-MS

Extracto	Tiempo de retención (min)	Masa	Compuesto	Familia
Metabolitos de <i>Alternaria</i> sp.	5.515	190.8	Escopoletina	Hydroxicumarina
	6.358	341.6	Ácido cafeico 4-O-glucosido	Ácidos hidroxicinámicos
	7.056	322.8	Ácido galico 3-O-galato	Ácidos hidroxibenzoicos
	8.813	361.7	p-HPEA-EA	Tirosoles
	19.074	328.8	3,7-Dimetilquercetina	Metoxiflavonoles
Extracto de <i>Solanum rostratum</i>	6.552	341	Ácido cafeico 4-O-glucosido	Ácidos hidroxicinámicos
	17.96	389.9	Resveratrol 3-O-glucosideo	Estilbenos
	18.707	314.8	Ácido protocatecuico4-O-glucosido	Ácidos hidroxibenzoicos
	28.397	370.8	Sinensetina	Metoxiflavonas
	31.085	354.7	Ácido ferulico 4-O-glucosido	Ácidos metoxicinámicos
	33.77	622.8	Isorhamnetina 3-O-glucósido 7-O-ramnósido	Metoxiflavonoles

El ácido cafeico, detectado en los MSAs y el EVSR tiene la capacidad de aumentar los niveles de ROS en plantas, desencadenando un estrés oxidativo, lo que daña estructuralmente las células vegetales (Tucuch-Pérez *et al.*, 2023). Por otro lado, el resveratrol y la sinetesina, también han sido reportados como compuestos con actividad alelopática sobre plantas, y se ha dilucidado que afectan a las plantas mediante la inhibición de enzimas y de ciertas rutas metabólicas (Husic *et al.*, 2023).

Finalmente, flavonoides como la isorhamnetina3-O-glucósido 7-O-ramnósido, y la 3,7-dimetilquercetina han sido reportados como compuestos que afectan el desarrollo vegetal inhibiendo el crecimiento aéreo y de raíz, provocando una disminución en la cantidad de biomasa que producen las plantas (Balah *et al.*, 2020; Fernández -Aparicio *et al.*, 2021).

Caracterización de micro-nano encapsulados

El tamaño de las NPs cargadas con MSAs y EVSR osciló entre 258 y 260 nm, en tanto que las NPs sin carga presentaron un tamaño de 158 nm. En relación con la potencial zeta, las NPs cargadas con MSAs tuvieron potencial zeta de -30 mV, en tanto que en las cargadas con EVSR fue de -29 mV. La estabilidad química de los biopolímeros se determinó midiendo el pH, presentando valores de 4.89 y 4.45 las NPs cargadas con MSAs y con EVSR respectivamente. Finalmente, la eficiencia de encapsulación de las NPs fue de 87% las cargadas con MSAs y de 81% las cargadas con EVSR (Tabla 2).



Cuadro 2. Valores derivados de la evaluación de distintas variables en formulaciones de micro-nano encapsulados cargados con metabolitos secundarios de *Alternaria* sp. y extracto de *Solanum rostratum*.

Variabes	Tamaño (nm)	Potencial Z (mV)	pH
NPs metabolitos de <i>Alternaria</i> sp.	258 ±25	-30 ±2	4.89
NPs metabolitos de semilla <i>S. rostratum</i>	360 ±11	-29 ±3	4.6
NPs sin metabolitos ni extractos	158 ±16	-30 ±1	4.45

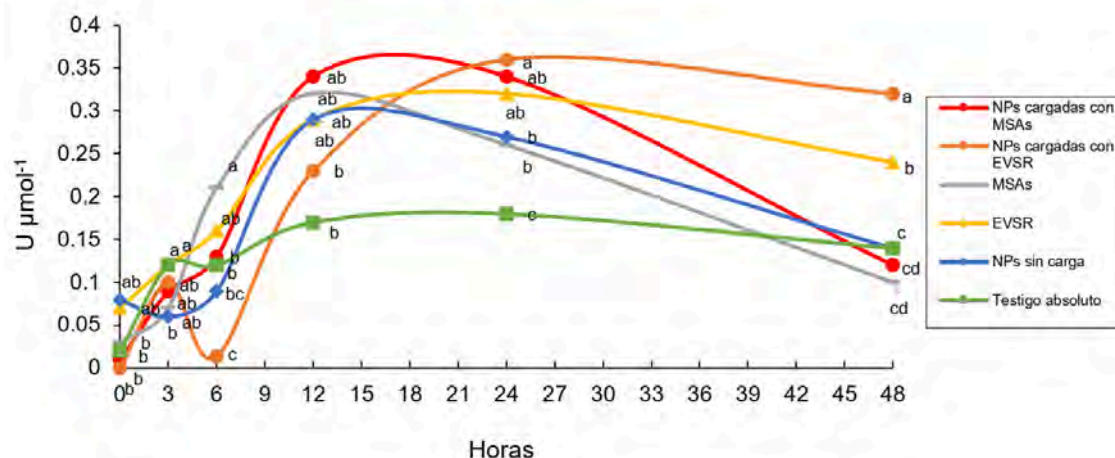
Los resultados obtenidos, sugieren que el tamaño de las NPs, se ve influenciado por los MSAs y el EVSR, en este sentido en diversas investigaciones se han reportado diferentes tamaños de NPs cargados con extractos vegetales, tal como reportaron Tucuch-Pérez *et al.* (2023), quienes produjeron NPs de alginato y quitosán con extracto de *S. rostratum* con tamaño de 340 nm, por otro lado, se han reportado NPs cargadas con metabolitos secundarios de *Bacillus* spp., con tamaño de 500 nm (Ureña-Saborío *et al.*, 2017).

En cuanto al potencial zeta, los valores negativos observados, indican estabilidad en las NPs, lo que permite una buena dispersión y movilidad a través de las plantas. La estabilidad química está relacionada con el tamaño final de las partículas y la capacidad de encapsulación, en este sentido se han reportado NPs de quitosán y alginato con valores de pH entre 4.5 y 4.6 (Tucuch-Pérez *et al.*, 2023).

Actividad de enzimática de PAL, POD y SOD en plantas de *Shorgum bicolor* tratadas con micro-nano encapsulados

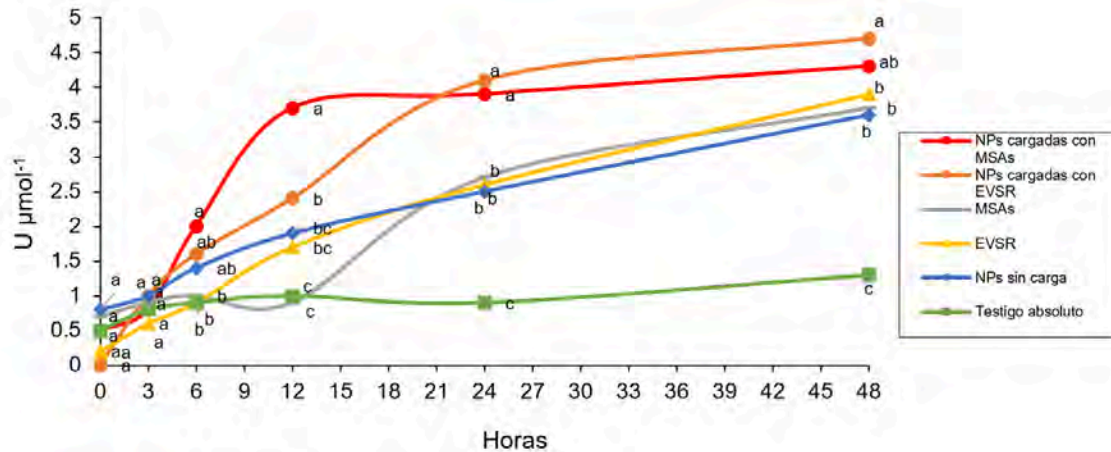
En los primeros tiempos de muestreo, la actividad enzimática fue baja, aumentando a partir de las 6 h. Posteriormente, a partir de las 12 h la cantidad de la enzima PAL aumentó, hasta alcanzar su pico máximo a las 24 h, no observándose diferencia estadística entre los tratamientos con mejor actividad enzimática los cuales fueron las NPs con EVSR, NPs con MSAs y el EVSR con 0.36, 0.34 y 0.32 U mol⁻¹ (Figura 1).

Figura 1. Actividad de PAL en plantas de *S. bicolor* a las 0, 3, 6, 12, 24 y 48 h después de la aspersión.



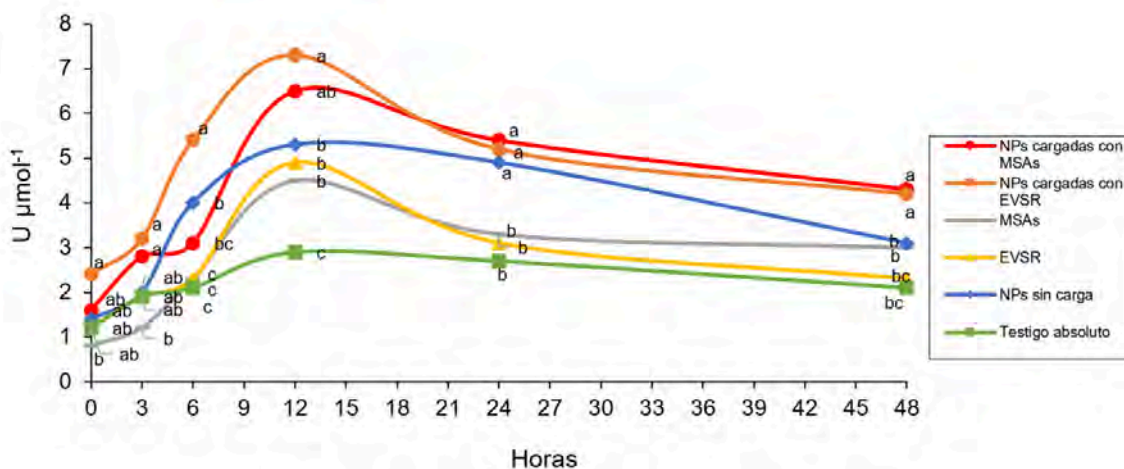
En el caso de la enzima POD, la actividad enzimática fue baja en las primeras horas, incrementando a partir de las 6 h, alcanzado la mayor actividad a las 48 h, siendo los tratamientos de NPs cargadas con EVSR y MSAs los que presentaron mayor cantidad de la enzima con 4.7 y 4.3 U mol⁻¹, observándose diferencia estadística entre las NPs con EVSR con relación a los tratamientos sin encapsular y el testigo absoluto (Figura 2).

Figura 2. Actividad de POD en plantas de *S. bicolor* a las 0, 3, 6, 12, 24 y 48 h después de la aspersión.



La actividad enzimática de SOD aumento a partir de las 6 h, alcanzando el pico máximo de actividad enzimática a las 12 h, observándose diferencia estadística entre las NPs con EVSR y los demás tratamientos, siendo los tratamientos correspondientes a las NPs con EVSR y MSAs los que presentaron mayor actividad con 7.3 y 6.5 (Figura 3).

Figure 3. Actividad de SOD en plantas de *S. bicolor* a las 0, 3, 6, 12, 24 y 48 h después de la aspersión.



La baja actividad enzimática inicial observada en *S. bicolor* por parte de las enzimas puede ser debido al tiempo que toma a las plantas reconocer estímulos aplicados para activar vías metabólicas, lo cual requiere una serie de procesos previos como la señalización intracelular y la transcripción génica (Vogt, 2010).

Los bioherbicidas aumentan niveles de ROS debido al estrés que causan en las plantas (Fancy *et al.*, 2017; Traxler *et al.*, 2023). En este sentido, las ROS desencadenan vías de transducción de señales en respuesta al estrés. Sin embargo, un exceso de ROS, generan daños celulares lo que causa alteraciones en la morfología (Huang *et al.*, 2019).

Para contrarrestar el efecto de las ROS, las plantas desarrollaron un sistema antioxidante enzimático, el cual las protege del estrés oxidativo. En dicho sistema intervienen enzimas que catalizan reacciones que producen compuestos que actúan como antioxidantes o enzimas que usan directamente las ROS como sustrato para la producción de compuestos que desintoxican a la planta (Grewal *et al.*, 2022).

En este sentido, las enzimas PAL, POD y SOD tienen un papel clave contra el estrés oxidativo causado por los bioherbicidas. La PAL interviene en la biosíntesis de compuestos fenólicos catalizando la fenilalanina a ácido cinámico iniciando la producción de fenoles con propiedad antioxidantes que pueden ser transformados a lignina que fortalece las paredes celulares de las plantas (Kumar *et al.*, 2024).

Dentro de las ROS el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) oxida proteínas y lípidos, para contrarrestar este efecto la POD utiliza el H_2O_2 como sustrato para oxidar compuestos fenólicos los cuales son usados para la polimerización de lignina en las paredes celulares, incrementando la resistencia de las plantas (Caverzan *et al.*, 2019). Finalmente, la enzima SOD, cataliza la dismutación del superóxido en H_2O_2 y oxígeno molecular, y sirve como precursora de enzimas antioxidantes como la catalasa y la POD, de este modo estas tres enzimas neutralizan los efectos tóxicos de las ROS protegiendo a las plantas de los efectos inducidos por los bioherbicidas (Traxler *et al.*, 2023).

Dentro de los metabolitos y compuestos fitoquímicos detectados, se observaron compuestos que inducen ROS como la escopoletiona y el ácido cafeico, los cuales pudieron inducir producción de ROS en las plantas de *S. bicolor*, siendo los NPs cargados con MSAs y el EVSR, los que indujeron estrés oxidativo, desencadenando radicales fenóxicos y ROS que afectan el ADN, la peroxidación lipídica y la división celular (Tucuch-Pérez *et al.*, 2023), debido a que las NPs mejoran la eficacia de los compuestos por una mayor penetración en las plantas y liberación dosificada (Zabot *et al.*, 2022).

El uso de las enzimas antioxidantes anteriormente mencionadas como biomarcadores, permite inferir que los tratamientos correspondientes a las NPs cargadas con EVSR y MSAs actuaron sobre las plantas, generando un mayor estrés oxidativo a nivel celular, ocasionando que las plantas, produzcan más enzimas antioxidantes (Yin *et al.*, 2008).

Respecto a lo anterior mencionado, se han realizado estudios para correlacionar la actividad de enzimas antioxidantes con la actividad herbicida de productos para control de malezas, y se ha documentado el aumento de las enzimas PAL y POD en plántulas de lenteja al ser tratadas con imazethapyr (Kumar *et al.*, 2024), el aumento de la enzima SOD en arroz al ser tratadas con bentazon, penoxsulam y Cyhalofop-butyl (Nohatto *et al.*, 2016) y el aumento de la enzima POD en *Avena sativa*, *Vicia sativa*, *Raphanus sativus* y *Lupinus albus* al aplicar fomesafen y sulfentrazone (Alves *et al.*, 2018).

Los cambios observados en la actividad enzimática indican alteración en los procesos metabólicos de las plantas de *S. bicolor* al utilizar MSAs y el EVSR solos y en NPs como bioherbicidas, los cuales demostraron inducir ROS, activando las enzimas PAL, POD y SOD, sugiriendo una respuesta de defensa por parte de las plantas al estrés oxidativo (Sinogovskaya & Dushko *et al.*, 2021). Estos resultados se presentan destacando el potencial de los MSAs y el EVSR en NPs como agentes que pueden modificar procesos bioquímicos en plantas.

Conclusión

Los MSAs y el EVSR se presentan como una opción para el desarrollo de bioherbicidas debido a su contenido de compuestos bioactivos con actividad alelopática, los cuales inducen la producción de ROS, desencadenando la activación de enzimas como PAL, POD y SOD, además, la formulación de estos compuestos en NPs pueden incrementar su eficacia. Esto se pudo observar en la mayor actividad enzimática en las plantas tratadas con NPs cargados con MSAs y EVSR, lo que sugiere que causan un mayor estrés oxidativo alterando procesos metabólicos de las plantas al aumentar la actividad de enzimas involucradas en mecanismos de defensa contra el estrés oxidativo y la peroxidación lipídica. Así, los resultados obtenidos en el presente estudio demuestran el potencial de los MSAs y el EVSR como alternativas para control de malezas, especialmente cuando se producen en formulaciones de NPs.

Agradecimientos

Los autores(as) agradecen el apoyo del CONAHCYT, a través de la beca número 708037, correspondiente al programa 'Estancias Posdoctorales en México 2022' y por el apoyo a través del proyecto de ciencia de frontera 'Bioherbicidas nano y microencapsulados cargados con extractos vegetales del semidesierto chihuahuense para el control del desarrollo vegetal' con número de referencia 320692.

Bibliografía

- 1 Alves, C.; Costa, E.; Sofiatti, J. R.; Forte, C. T.; Winter, F. L.; Holz, C. M. and Galon, L. 2018. Effect of herbicides on the oxidative stress in crop winter species. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*. 90(02):1533-1542. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201820170482>.
- 2 Anwar, S.; Naseem, S.; Karimi, S.; Asi, M. R.; Akrem, A. and Ali, Z. 2021. Bioherbicidal activity and metabolic profiling of potent allelopathic plant fractions against major weeds of wheat Way forward to lower the risk of synthetic herbicides. *Frontiers in Plant Science*. 12:632-390 <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.632390>.
- 3 Ascacio-Valdés, J. A.; Aguilera-Carbó, A. F.; Buenrostro, J. J.; Prado-Barragán, A.; Rodríguez-Herrera, R. and Aguilar, C. N. 2016. The complete biodegradation pathway of ellagitannins by *Aspergillus niger* in solid-state fermentation. *Journal of Basic Microbiology*. 56(4):329-336. <https://doi.org/10.1002/jobm.201500557>.
- 4 Balah, M. A. 2020. Weed control ability of Egyptian natural products against annual, perennial and parasitic weeds. *Acta Ecologica Sinica*. 40(6):492-499. <https://doi.org/10.1016/j.chnaes.2020.10.005>.
- 5 Caverzan, A.; Piasecki, C.; Chavarria, G.; Stewart Jr, C. N. and Vargas, L. 2019. Defenses against ROS in crops and weeds: The effects of interference and herbicides. *International journal of molecular sciences*. 20(5):1086. <https://doi.org/10.3390/ijms20051086>.
- 6 Fancy, N. N.; Bahlmann, A. K. and Loake, G. J. 2017. Nitric oxide functions in plant abiotic stress. *Plant, Cell & Environment*. 40(4):462-472. <https://doi.org/10.1111/pce.12707>.
- 7 Fernández-Aparicio, M.; Masi, M.; Cimmino, A.; Vilariño, S. and Evidente, A. 2021. Allelopathic effect of quercetin, a flavonoid from *Fagopyrum esculentum* roots in the radicle growth of *Phelipanche ramosa*: quercetin natural and semisynthetic analogues were used for a structure-activity relationship investigation. *Plants*. 10(3):543. <https://doi.org/10.3390/plants10030543>.
- 8 González-Gallegos, E.; Laredo-Alcalá, E.; Ascacio-Valdés, J.; Rodríguez, D. J. and Hernández-Castillo, F. D. 2015. Changes in the production of salicylic and jasmonic acid in potato plants (*Solanum tuberosum*) as response to foliar application of biotic and abiotic inductors. *American Journal of Plant Sciences*. 6(11):1785. <https://doi.org/10.4236/ajps.2015.611179>.
- 9 Grewal, S. K.; Gill, R. K.; Virk, H. K. and Bhardwaj, R. D. 2022. Methylglyoxal detoxification pathway-explored for the first time for imazethapyr tolerance in lentil (*Lens culinaris* L.). *Plant Physiology and Biochemistry*. 177:10-22. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2022.02.007>.
- 10 Huang, H.; Ullah, F.; Zhou, D. X.; Yi, M. and Zhao, Y. 2019. Mechanisms of ROS regulation of plant development and stress responses. *Frontiers in Plant Science*. 10:800. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00800>.
- 11 Husic, L.; Pari#, A. and Mesic, A. 2023. Allelopathic and toxicological effects of *Origanum vulgare* L. essential oil. *Caryologia*. 76(1):97-102. <https://doi.org/10.36253/caryologia-2132>.

- 12 Kausar, T.; Jabeen, K.; Javaid, A. and Iqbal, S. 2022. Herbicidal efficacy of culture filtrates of *Alternaria brassicicola* and *Alternaria gaisen* against parthenium weed. *Advances in Weed Science*. 40:e02224640. <https://doi.org/10.51694/AdvWeedSci/2022;40:00002>.
- 13 Kumar, R.; Kumari, V. V.; Gujjar, R. S.; Kumari, M.; Goswami, S. K.; Datta, J. and Hossain, A. 2024. Evaluating the imazethapyr herbicide mediated regulation of phenol and glutathione metabolism and antioxidant activity in lentil seedlings. *Peer J*. 12:e16370. <https://doi.org/10.7717/peerj.16370>.
- 14 Nohatto, M. A.; Agostinetto, D.; Langaro, A. C.; Oliveira, C. D. and Ruchel, Q. 2016. Antioxidant activity of rice plants sprayed with herbicides. *Pesquisa Agropecuária Tropical*. 46(1):28-34. <https://doi.org/10.1590/1983-40632016v4638011>.
- 15 Ofosu, R.; Agyemang, E. D.; Márton, A.; Pásztor, G.; Taller, J. and Kazinczi, G. 2023. Herbicide resistance: managing weeds in a changing world. *Agronomy*. 13(6):1595. <https://doi.org/10.3390/agronomy13061595>.
- 16 Rodríguez-Pedroso, A. T.; Ramírez-Arrebato, M. Á.; Cárdenas-Travieso, R. M.; Falcón-Rodríguez, A. y Bautista-Baños, S. 2006. Efecto de la quitosana en la inducción de la actividad de enzimas relacionadas con la defensa y protección de plántulas de arroz (*Oryza sativa* L.) contra *Pyricularia grisea* Sacc. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 24(1):1-7.
- 17 Romero-Tejeda, M.; Martínez-Damián, M. T. and Rodríguez-Pérez, J. E. 2015. Effect of storage temperature on enzyme activity and antioxidant capacity in *Salvia officinalis* L. shoots. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 21(3):199-213. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2015.01.003>.
- 18 Sinegovskaya, V. and Dushko, O. 2021. Role of enzyme activity in increasing soybean plants' resistance to herbicides. *In: E3S Web of Conferences*. 254:02007. EDP Sciences. <https://doi.org/10.1051/e3sconf/202125402007>.
- 19 Taban, A.; Saharkhiz, M. J. y Kavooosi, G. 2021. Development of pre-emergence herbicide based on Arabic gum-gelatin, apple pectin and savory essential oil nanoparticles: a potential green alternative to metribuzin. *International Journal of Biological Macromolecules*. 167:756-765. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.12.007>.
- 20 Todero, I.; Confortin, T. C.; Luft, L.; Brun, T.; Ugalde, G. A.; Almeida, T. C. and Mazutti, M. A. 2018. Formulation of a bioherbicide with metabolites from *Phoma* sp. *Scientia Horticulturae*. 241:285-292. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.07.009>.
- 21 Traxler, C.; Gaines, T. A.; Küpper, A.; Luemmen, P. y Dayan, F. E. 2023. The nexus between reactive oxygen species and the mechanism of action of herbicides. *Journal of Biological Chemistry*. 299. 105-267 pp. <https://doi.org/10.1016/j.jbc.2023.105267>.
- 22 Tucuch-Pérez, M. A.; Mendo-González, E. I.; Ledezma-Pérez, A.; Iliná, A.; Hernández-Castillo, F. D.; Barrera-Martinez, C. L. and Arredondo-Valdés, R. 2023. The herbicidal activity of nano-and microencapsulated plant extracts on the development of the indicator plants *Sorghum bicolor* and *Phaseolus vulgaris* and their potential for weed control. *Agriculture*. 13(11):2041. <https://doi.org/10.3390/agriculture13112041>.
- 23 Ureña-Saborío, H.; Madrigal-Carballo, S.; Sandoval, J.; Vega-Baudrit, J. R. and Rodríguez-Morales, A. 2017. Encapsulation of bacterial metabolic infiltrates isolated from different *Bacillus* strains in chitosan nanoparticles as potential green chemistry-based biocontrol agents against *Radopholus similis*. *Journal of Renewable Materials*. 5(3-4):290-299. <https://doi.org/10.7569/JRM.2017.634119>.
- 24 Van Bruggen, A. H.; Finckh, M. R.; He, M.; Ritsema, C. J.; Harkes, P.; Knuth, D. and Geissen, V. 2021. Indirect effects of the herbicide glyphosate on plant, animal and human health through its effects on microbial communities. *Frontiers in Environmental Science*. 9:763-917. <https://doi.org/10.3389/fenvs.2021.763917>.

- 25 Yedidia, I.; Benhamou, N. and Chet, I. 1999. Induction of defense responses in cucumber plants (*Cucumis sativus* L.) by the biocontrol agent *Trichoderma harzianum*. Applied and environmental microbiology. 65(3):1061-1070. <https://doi.org/10.1128/AEM.65.3.1061-1070.1999>.
- 26 Yin, X. L.; Jiang, L.; Song, N. H. and Yang, H. 2008. Toxic reactivity of wheat (*Triticum aestivum*) plants to herbicide isoproturon. Journal of agricultural and food chemistry. 56(12):4825-4831. <https://doi.org/10.1021/jf800795v>.
- 27 Zabot, G. L.; Schaefer-Rodrigues, F.; Polano-Ody, L.; Vinícius-Tres, M.; Herrera, E.; Palacin, H. and Olivera-Montenegro, L. 2022. Encapsulation of bioactive compounds for food and agricultural applications. Polymers. 14(19):4194. <https://doi.org/10.3390/polym14194194>.



Actividad enzimática en *Sorghum bicolor* por metabolitos microbianos y un extracto vegetal micro-nano encapsulados

Journal Information
Journal ID (publisher-id): remexca
Title: Revista mexicana de ciencias agrícolas
Abbreviated Title: Rev. Mex. Cienc. Agríc
ISSN (print): 2007-0934
Publisher: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias

Article/Issue Information
Date received: 01 February 2025
Date accepted: 01 May 2025
Publication date: 09 August 2025
Publication date: Jul-Aug 2025
Volume: 16
Issue: 5
Electronic Location Identifier: e3755
DOI: 10.29312/remexca.v16i5.3755
Funded by: CONAHCYT
Award ID: 708037
Award ID: 320692

Categories

Subject: Artículo

Palabras clave:

Palabras clave:

bioherbicidas
extractos vegetales
metabolitos
nanotecnología

Counts

Figures: 3

Tables: 2

Equations: 2

References: 27

Pages: 0