

Efecto de extracto etanólico de residuos de higo (*Ficus carica*) sobre el crecimiento de hongos postcosecha

Effect of ethanol extract of fig residue (*Ficus carica*) on growth of postharvest fungi

María Alejandra Istúriz-Zapata, Mariana Pérez-García, Sergio Contreras-Saavedra, Laura Leticia Barrera-Necha*. Instituto Politécnico Nacional, Centro de Desarrollo de Productos Bióticos, Apartado Postal 24, Km 8.5 Carretera Yautepec-Jojutla San Isidro, Yautepec, Morelos, México CP 62731. *Autor para correspondencia: lbarrera@ipn.mx

Recibido: 14 de Abril, 2019.

Aceptado: 03 de Julio, 2019.

Istúriz-Zapata MA, Pérez-García M, Contreras-Saavedra S y Barrera-Necha LL. 2019. Efecto de extracto etanólico de residuos de higo (*Ficus carica*) sobre el crecimiento de hongos postcosecha. Revista Mexicana de Fitopatología 37 (No. Esp. 1): 72-79.

DOI: 10.18781/R.MEX.FIT.1904-6

Resumen. Los residuos generados durante la producción del higo constituyen una alternativa novedosa para elaborar biofungicidas. Los polifenoles están presentes en la piel de los frutos de higo y poseen actividad antioxidante y antimicrobiana, por lo que este desecho fue utilizado para cuantificar fenoles, antocianinas y actividad antioxidante, además para determinar su efecto sobre la Tasa de Crecimiento (TC), la Inhibición del Crecimiento Micelial (ICM), la esporulación y la germinación de las esporas de los hongos fitopatógenos *Colletotrichum acutatum*, *Fusarium solani*, *Penicillium oxalicum* y *Rhizopus stolonifer*, a concentraciones de 2.5 a 50 mg mL⁻¹. Los resultados fueron analizados por ANOVA y prueba de Tukey. La concentración de los polifenoles totales y antocianinas

fueron mayores en la piel del higo, comparadas con las del extracto etanólico. En contraste la capacidad antioxidante del extracto fue mayor 32.9 μmol g⁻¹ comparada con la piel de higo 21.7 μmol g⁻¹. En general los hongos presentaron TC similares al control y baja ICM de 23 a 30%. No se observó esporulación en *F. solani* a concentraciones de 7.5 a 25 mg mL⁻¹. El porcentaje de germinación de esporas en *R. stolonifer* fue de 0 % a 50 mg mL⁻¹.

Palabras clave: higo, residuos, hongos, extractos, postcosecha.

Abstract. The residue generated during fig production is a novel alternative to elaborate biofungicides. Polyphenols are compounds that are present mainly in the skin of fig fruit and have antioxidant and antimicrobial activity and this waste was used to quantify phenols, anthocyanins and antioxidant activity. They were used to determine its effect on Mycelial Growth rate (TG), Mycelial Growth Inhibition (MGI), sporulation and germination of the spores of phytopathogenic fungi *Colletotrichum acutatum*, *Fusarium solani*,

Penicillium oxalicum and *Rhizopus stolonifer*, at concentrations of 2.5 to 50 mg mL⁻¹. An ANOVA and test of Tukey were applied. The concentration of total polyphenols and anthocyanins were higher in the skin of the fig, compared with those of the ethanolic extract. In contrast, the antioxidant capacity of the extract was higher at 32.9 µmol g⁻¹ compared with fig skin 21.7 µmol g⁻¹. In general, the fungi presented TC similar to the control and low MGI of 23 to 30%. The sporulation was not observed in *F. solani* at concentrations of 7.5 to 25 mg mL⁻¹. The percentage of germination of spores in *R. stolonifer* was from 0% at 50 mg mL⁻¹.

Key words: Fig, residue, fungi, extracts, postharvest.

El aprovechamiento de los residuos agroindustriales permite dar solución a diferentes problemas ambientales originados por la generación y acumulación en los vertederos de basura causando contaminación ambiental y focos de proliferación de plagas (Yepes *et al.*, 2008). La cantidad de compuestos bioactivos presentes en estos residuos es elevada; por lo que una alternativa para evitar su pérdida es generar estrategias para su aprovechamiento y manejo. Una oportunidad sería su uso en el control de hongos fitopatógenos postcosecha de importancia económica (Vargas-Corredor y Pérez, 2018), como una solución para evitar el uso de fungicidas sintéticos que causan contaminación ambiental (Villa-Martínez *et al.*, 2015).

El higo (*Ficus carica*) es un fruto que tiene importancia en la economía mexicana, ya que desde el 2015 se exporta a los Estados Unidos (APHIS-USDA, *Federal Register 2015-03-30*, SAGARPA 2015) y actualmente, se cultiva en 1456 hectáreas a nivel nacional. El Estado de Morelos es el principal productor con un 58% del total de la producción

nacional (Morgado-González *et al.*, 2018). La fruta fresca se usa para elaborar mermeladas y jugos. También puede ser deshidratada, y procesada en jarabes, pasteles, panes, entre otros. Los higos frescos completamente maduros son suaves, fácilmente magullables y altamente perecederos por lo que son muy sensibles al daño físico y susceptibles a las infecciones en postcosecha (Kader, 1992), lo que hace que su vida de anaquel sea corta y propicia que existan rápidos canales de comercialización que aseguren cuidados rigurosos en la manipulación del producto para disminuir al máximo las pérdidas. Sin embargo, de esta actividad se generan residuos constituidos por piel o fruta de baja calidad, que pueden ser empleados para darles valor agregado mediante la extracción de compuestos bioactivos (Cury *et al.*, 2017), ya que son una excelente fuente compuestos fenólicos que son los principales responsables de la actividad antioxidante de estos frutos (Veberic *et al.*, 2008) y representan una rica fuente de biocidas y conservantes que se han explorado durante mucho tiempo como medios alternativos de control postcosecha (Schena *et al.*, 2008). En particular, muchos estudios han señalado la eficacia antimicrobiana de ciertas clases de este tipo de sustancias como los presentes en extractos de *Ocimum basilicum* contra *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (Isaac y Abu-Tahon, 2014), quercetina o la umbeliferona para el control de *Penicillium expansum* en manzana (Sanzani *et al.*, 2009), extractos de *Caesalpinia cacalaco* ricos en ácido gálico, hidroxibenzoico y taninos ácidos los cuales mostraron ser eficientes en el control *Colletotrichum lindemuthianum* (Vélez-García *et al.*, 2010). El ácido cumárico y derivados del ácido cafeico presentes en los extractos de hojas de *Olea europaea*, que inhiben el crecimiento de al menos diez hongos entre ellos *Aspergillus niger*, *Aspergillus fumigatus*, *Penicillium italicum*, *Fusarium oxysporum*, *Alternaria alternata* entre otros

(Korukluoglu *et al.*, 2008). Así como, la catequina, epicatequina, proantocianidinas y taninos (Yoshida *et al.*, 2009) contra fitopatógenos de importancia económica. Con base a lo anterior, el objetivo de esta investigación fue elaborar y caracterizar un extracto etanólico obtenido a partir de la piel de higo, para la evaluación de su efecto sobre el desarrollo de hongos fitopatógenos postcosecha de importancia económica.

Para la obtención del extracto etanólico se retiró la piel de los frutos de higo var. Mission de un día de cosechado. Se obtuvieron 598 g y se colocaron en etanol en proporción 1:5. La mezcla fue molida y se dejó en maceración durante 24 horas a 28 ± 2 °C en oscuridad, posteriormente se filtró en papel filtro del No. 2. El filtrado fue concentrado al vacío en un Rotavapor R-300 (BUCHI) bajo las siguientes condiciones: 120 psi, 40 rpm y 40 °C, hasta el 20% del volumen inicial. El extracto se almacenó en refrigeración en un frasco ámbar hasta su uso. La cantidad de fenoles totales fue determinada por el método de Singleton *et al.* (1965), mediante la reacción de Folin-Cicalteau, usando como estándar ácido gálico. Se determinó el contenido de antocianinas según la metodología propuesta por Aguilera-Ortiz *et al.* (2009). La capacidad antioxidante se determinó por la técnica de ABTS (radical ácido 2,2-azino-bis (3-etilbenzotiazolin)-6-sulfónico), y los resultados se expresan en CAET (Capacidad Antioxidante Equivalente a Trolox) en $\mu\text{mol g}^{-1}$ (Kuskoski *et al.*, 2005). Se evaluó el efecto del extracto sobre el crecimiento micelial, la esporulación y la germinación de las esporas de cuatro patógenos importantes en postcosecha: *F. solani* (pepino), *P. oxalicum* (pepino), *R. stolonifer* (tomate), *C. acutatum* (pimienta), cepas que forman parte de la colección de hongos del Laboratorio de Tecnologías Postcosecha de Productos Agrícolas, CEPROBI-IPN. Se prepararon medios de cultivo en placas con PDA Bioxon suplementados con 2.5,

5, 7.5, 10, 12.5, 15, 25 y 50 mg mL^{-1} del extracto etanólico de higo. Se inoculó un disco de micelio de 5 mm de diámetro de cada uno de los hongos antes mencionados. Se dejaron en incubación a 28 ± 2 °C durante ocho días, y se tomó registro del crecimiento micelial cada 24 horas. El hongo de *R. stolonifer* se incubó por 72 horas y se registró el crecimiento micelial cada seis horas. La tasa de crecimiento de los hongos se calculó por la ecuación de la recta, y $= bx + a$ en donde b es la pendiente de la curva de crecimiento y x el tiempo de incubación. El % de inhibición del crecimiento micelial (% I) fue calculado utilizando la siguiente fórmula: $\%I = [(C-T)/C] \times 100$, donde C representa el crecimiento en el control y T en el tratamiento. Para la determinación de efecto de cada tratamiento en la esporulación, a partir de una solución de esporas colectadas en agua destilada estéril con 0.01% v/v de Tween 20, se tomó una alícuota de 10 μL y se contabilizaron en una cámara de Newbauer. Para la evaluación de los extractos en el porcentaje de germinación, se colocaron discos de PDA en portaobjetos con 50 μL de cada solución de esporas y se incubaron de cuatro a ocho h. Posteriormente se detuvo el crecimiento con una gota de azul de lactofenol al 1% p/v y se evaluaron 100 esporas en un microscopio óptico (Nikon YS2-H, Japón) a 40X. El tratamiento control para todos los hongos fue medio PDA. Los datos se analizaron por un diseño completamente al azar con seis repeticiones, se aplicó un ANOVA y prueba de Tukey ($\alpha=0.05$), se usó el software SigmaPlot 12.5 2012.

El contenido de compuestos fenólicos totales en el extracto fue de 31.37 $\text{mg ácido gálico g}^{-1}$ y en la piel fue de 42.63 $\text{mg de ácido gálico g}^{-1}$ de tejido. El mayor contenido de fenoles en piel, es debido a la presencia de los compuestos fenólicos totales en estado natural y en el extracto sólo existe una fracción de éstos en función del método de obtención y el disolvente empleado. El contenido de antocianinas en

el extracto fue de $39.712 \pm 1.439 \mu\text{g g}^{-1}$ de cianidina-3-glucósido y en la piel fue de $57.141 \pm 52.939 \mu\text{g g}^{-1}$ de cianidina-3-glucósido. La piel presenta un mayor contenido de antocianinas, que son relativamente inestables y presentan reacciones degradativas en el proceso de extracción y almacenamiento de estas (Aguilera-Ortíz *et al.*, 2009). La capacidad antioxidante en el extracto fue de $32.92 \mu\text{mol g}^{-1}$ y en la piel fue de $21.72 \mu\text{mol g}^{-1}$. El fruto del higo tiene capacidad antioxidante elevada y puede estar relacionada con el color del fruto, por lo que es posible sugerir que esta actividad está asociada a la producción de polifenoles como sistema de defensa contra los herbívoros (Darren *et al.*, 2002), actividad antimicrobiana (Ehala *et al.*, 2004) o como lo reportan Wojciechowska *et al.* (2014), en plantas de tomate resistentes a *A. alternata*, presentan altas concentraciones de ácido clorogénico.

La tasa de crecimiento (TC) micelial de los hongos evaluados fue diferente en presencia de las diferentes concentraciones de extracto etanólico de piel de higo (Cuadro 1). *C. acutatum* ($P < 0.0203$), *F. solani* ($P < 0.4537$) y *R. stolonifer* ($P < 0.0001$) mostraron tasas de crecimiento similares al control. Por el contrario, *P. oxallicum* ($P < 0.0926$), mostró un efecto dosis respuesta a mayor concentración del extracto menor tasa de crecimiento, sin embargo, no se encontraron diferencias estadísticas entre los tratamientos. Todos los hongos a la concentración de 5 mg mL^{-1} incrementaron la tasa de crecimiento. En cuanto al porcentaje de inhibición de crecimiento, la mayoría de las dosis evaluadas para *C. acutatum* no inhibieron el crecimiento micelial, a excepción de las concentraciones de 10 mg mL^{-1} (23.09%) y 15 mg mL^{-1} (9.13%) ($P < 0.0001$); el resto estimularon el crecimiento del micelio del hongo. Un comportamiento similar se encontró para *R. stolonifer* ($P < 0.0001$). Sólo para *F. solani* a una concentración de 50 mg mL^{-1} se alcanzó un porcentaje de inhibición del 23.28% ($P < 0.0001$) con

respecto al tratamiento control. En *P. oxallicum* no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre las concentraciones evaluadas y el tratamiento control ($P < 0.3882$). Las variaciones entre los diferentes géneros de hongos evaluados pueden ser causadas por las diferencias en la estructura o estado de desarrollo y características genéticas de cada hongo (Montes-Belmont *et al.*, 2006).

En la Figura 1, se observa que el extracto etanólico evaluado a diferentes concentraciones no presentó ningún efecto sobre la esporulación de *C. acutatum* ($P < 0.0006$) y *R. stolonifer* ($P < 0.013$). Por el contrario, en *F. solani*, las concentraciones de 7.5 a 25 mg mL^{-1} inhibieron este proceso ($P < 0.0001$). Para el caso de *P. oxallicum* a medida que las concentraciones del extracto aumentan, la cantidad de esporas también se incrementa con respecto al control ($P < 0.0001$) con excepción de la dosis de 15 mg mL^{-1} la cual causa una disminución. Es importante mencionar que en el caso de *F. solani* el efecto del extracto sobre este hongo fue más eficiente en la disminución de la producción de esporas que en la inhibición del crecimiento micelial. Por otro lado se observó una disminución de los porcentajes de germinación para *R. Stolonifer*, *C. acutatum* y *P. oxallicum* lo cual puede ser atribuido al efecto de los fenoles y antocianinas presentes en el extracto de piel de higo (Figura 2). El modo de acción de estos compuestos se postula que es debido a la inhibición de enzimas hidrolíticas como la beta-glucosidasa, pectinliasa y proteasas (Issac *et al.*, 2014), no siendo así para *F. solani*. Probablemente las esporas sean más sensibles por estar en contacto directo con los fenoles del extracto de higo en comparación con las hifas (Abou-Jawdah *et al.*, 2002). Se ha reportado que la acción de algunos compuestos derivados de plantas, causan lisis celular, inhibición y alteraciones en hifas y esporulación (Kubra *et al.*, 2013). Este es el primer reporte de la actividad antifúngica de extractos de residuos

Cuadro 1. Efecto del extracto etanólico de piel de higo sobre la tasa de crecimiento micelial y porcentaje de inhibición del crecimiento de cuatro hongos postcosecha.

Tratamiento (mg mL ⁻¹)	Tasa de crecimiento (mm/día)	^x Inhibición crecimiento micelial (%)
<i>Colletotrichum acutatum</i>		
PDA	5.17 ± 0.82a	0ab
2.5	6.23 ± 0.80b	-23.33a
5	6.19 ± 1.05b	-21.82a
7.5	6.9 ± 1.98ab	-2.18ab
10	5.62 ± 0.81ab	23.09b
12.5	4.62 ± 10.33ab	30.52ab
15	3.72 ± 11.16ab	26.40b
25	4.23 ± 2.03ab	11.48ab
50	4.05 ± 5.45ab	18.04ab
<i>Fusarium solani</i>		
PDA	7.18 ± 2.55a	0a
2.5	7.03 ± 1.21a	-2.46a
5	6.02 ± 2.94a	10.81a
7.5	6.83 ± 2.21a	5.33a
10	6.81 ± 20.21a	-11.31a
12.5	7.79 ± 3.48a	-5.87a
15	8.47 ± 5.92a	-10.98a
25	7.59 ± 6.44a	-12.86a
50	5.60 ± 6.13a	23.10b
<i>Penicillium oxallicum</i>		
PDA	5.2 ± 3.01a	0a
2.5	4.12 ± 0.84a	19.97a
5	5.61 ± 0.43a	-2.01a
7.5	3.97 ± 1.45a	22.16a
10	5.39 ± 0.85a	3.71a
12.5	3.92 ± 6.63a	24.52a
15	-	9.24a
25	3.08 ± 4.94a	26.21a
50	3.11 ± 10.03a	23.64a
<i>Rhizopus stolonifer</i>		
	(mm/h)	
PDA	1.75 ± 6.83e	0a
2.5	1.90 ± 3.66a	-5.69ab
5	1.84 ± 2.33cd	-14.29ab
7.5	1.72 ± 4.45e	3.29b
10	1.86 ± 1.04b	-22.19ab
12.5	1.83 ± 2.66e	-29.63ab
15	1.9 ± 1.28f	-31.98ab
25	1.66 ± 1.08bc	-23.63ab
50	1.87 ± 0.68de	-23.01ab

^x *Colletotrichum acutatum* (F=4.85, gl= 8, 126, P < 0.0001); *Fusarium solani* (F = 7.64, gl= 8,126, P < 0.0001); *Rhizopus stolonifer* (F = 2.84, gl = 8, 107, P = 0.01); *Penicillium oxallicum* (F = 1.07, gl = 8,126, P = 0.3882). Los valores con la misma letra dentro de las filas son estadísticamente iguales.

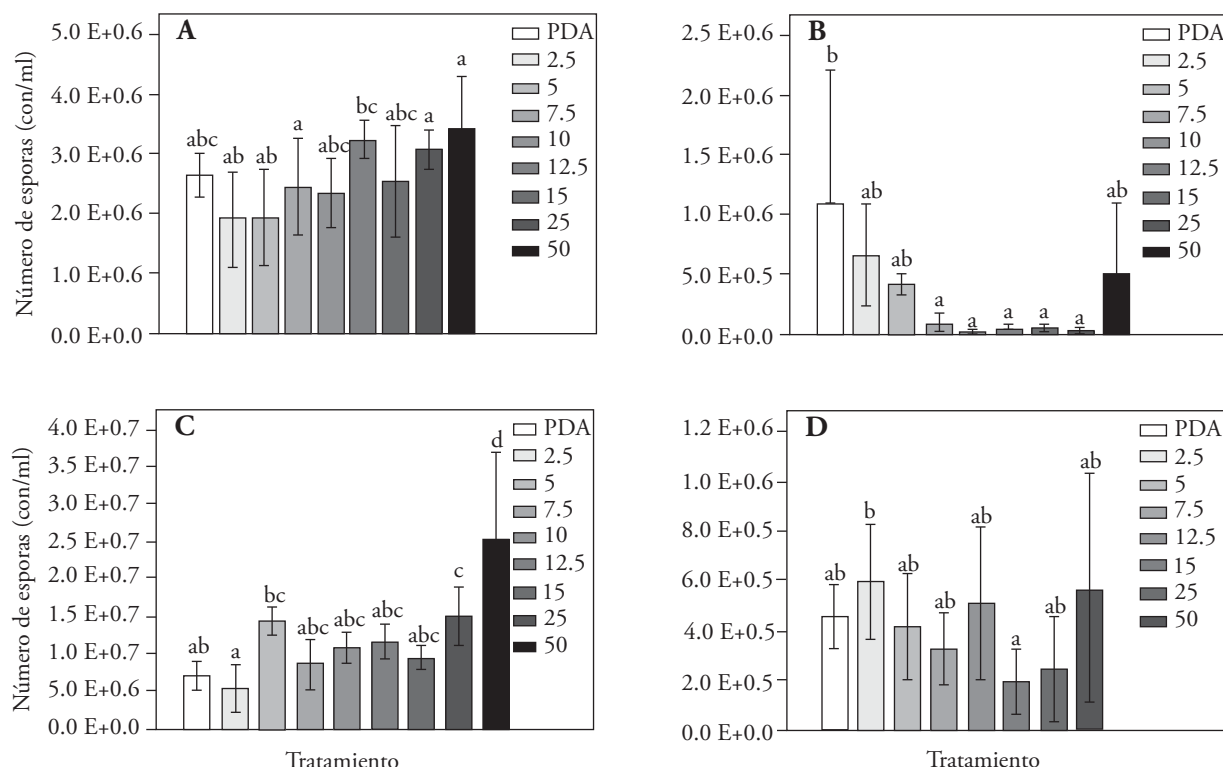


Figura 1. Efecto de los extractos etanólicos de piel de higo sobre la esporulación de: A) *Colletotrichum acutatum* ($F = 4.05$, $gl = 8,71$, $P = 0.0006$); B) *Fusarium solani* ($F = 5.89$, $gl = 8,71$, $P < 0.0001$); C) *Rhizopus stolonifer* ($F = 2.85$, $gl = 7,56$, $P = 0.013$); D) *Penicillium oxalicum* ($F = 14.21$, $gl = 8,71$, $P < 0.0001$). Los valores con la misma letra son estadísticamente iguales.

de higo sobre la germinación de tres hongos patógenos postcosecha y la esporulación de *F. solani*, este efecto puede ser mayor si se incrementan las concentraciones

LITERATURA CITADA

- Abou-Jawdah Y, Sobh H and Salameh A. 2002. Antimycotic activities of selected plant flora, growing wild in Lebanon, against 398 phytopathogenic fungi. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 50 (11): 3208-3213. <https://doi.org/10.1021/jf0115490>
- Aguilera-Ortiz M, Alanis-Guzmán M, García-Díaz C y Hernández-Brenes C. 2009. Caracterización y estabilidad de antocianinas de higo, variedad *Mission*. *Revista Universidad y Ciencia, Trópico Húmedo*. 25 (2):151-158. www.ujat.mx/publicaciones/uciencia
- Cury RK, Aguas MY, Martínez M, Olivero VR y Chams ChL. 2017. Residuos agroindustriales su impacto, manejo y aprovechamiento. *Revista Colombiana Ciencia Animal*. 9(Supl): 122-132. <https://doi.org/10.24188/recia.v9.nS.2017.530>
- Darren J and Constabel P. 2002 Molecular Analysis of Herbivore-induced Condensed Tannin Synthesis: Cloning and Expression of Dihydroflavonol Reductase from Trembling Aspen (*Populus tremuloides*). *The Plant Journal*. 32: 701-12. <https://doi.org/10.1046/j.1365-313X.2002.01458.x>
- Ehala S, Vaheer M and Kaljurand M. 2004. Separation of Polyphenols and L-ascorbic Acid and Investigation of their Antioxidant Activity by Capillary Electrophoresis. *Proceedings of the Estonian Academy of Sciences. Chemistry* 53: 21-35. <https://books.google.com.mx/books?id=tCYDq3WKbvkC>
- Isaac GS and Abu-Tahon MA. 2014. In vitro antifungal activity of medicinal plant extract against *Fusarium oxysporum* f. sp. 439 *lycopersici* race 3 the causal agent of tomato wilt. *Acta Biologica Hungarica*, 65(1): 107-18. <https://doi.org/10.1556/ABiol.65.2014.1.10>

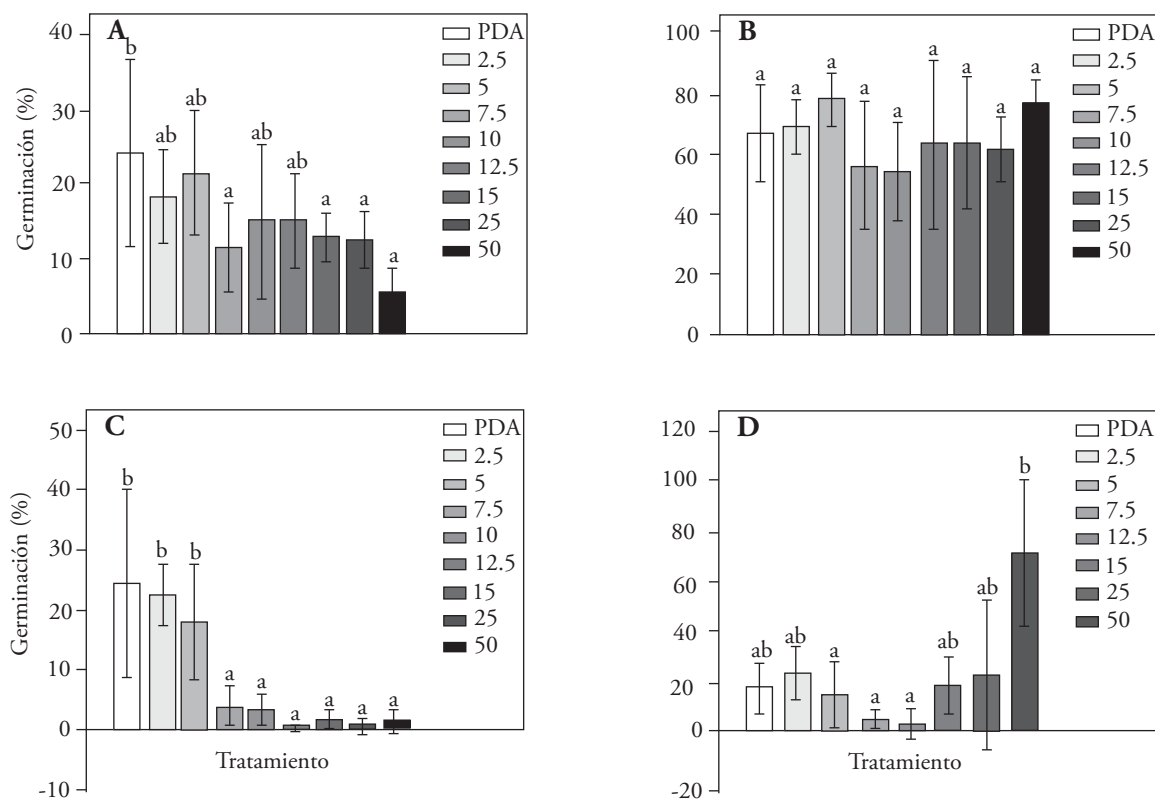


Figura 2. Efecto de los extractos etanólicos de piel de higo sobre el Porcentaje de Germinación de: A) *Colletotrichum acutatum* (F = 2.59, gl = 8,53, P = 0.0203); B) *Fusarium solani* (F = 1.58, gl = 8,53 , P = 0.1593); C) *Rhizopus stolonifer* (F = 3.86, gl = 7,47 , P = 0.0027); D) *Penicillium oxalicum* (F = 19.89 , gl = 8,53 , P<0.0001). Los valores con la misma letra son estadísticamente iguales.

Kader A. 1992. Postharvest Technology of horticultural crops. Second Edition. Oakland, California. United States. Division of Natural Resources. University of California. 535p.

Koruklu Oglu M, Sahan Y and Yigit A. 2008. Antifungal properties of olive leaf extracts and their phenolic compounds. Journal of Food Safety 28: 76-87. <https://doi.org/10.1111/j.1745-4565.2007.00096.x>

Kubra IR, Murthy PS and Rao LJM. 2013. In vitro antifungal activity of Dehydrozingerone and its fungitoxic properties. Journal of Food Science, 78(1): M64-M69. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.03009.x>

Kuskoski EM, Asuero AG, Troncoso AM, Mancini-Filho J y Fett R. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. Food Science and Technology 25(4): 726-732. <http://www.scielo.br/pdf/cta/v25n4/27642.pdf>

Montes-Belmont R and Prados Ligero AM. 2006. Influence of plant extracts on *Sclerotium cepivorum* development. Plant Pathology Journal. 5:373-377. <https://doi.org/10.3923/ppj.2006.373.377>

Morgado-González A, Becerril-Román AE, Calderón-Zavala G, García-Villanueva E, Velasco-Cruz C y Alberto-Villa J. 2018. Bioestimulantes y nutrimentos foliares en la producción de higo (*Ficus carica* L.) 'café de Turquía'. Agroproductividad: Vol. 11 (9): 15-19. <https://doi.org/10.32854/agrop.v11i9.1209>

Sanzani SM, De Girolamo A, Schena L, Solfrizzo M, Ippolito A and Visconti A. 2009. Control of *Penicillium expansum* and patulin accumulation on apples by quercetin and umbelliferone European Food Research and Technology 228: 381-389. <https://doi.org/10.1007/s00217-008-0944-5>

Schena L, Nigro F and Ippolito A. 2008. Natural antimicrobials to improve storage and shelf life of fresh fruits, vegetables and cut flowers. Microbial Biotechnology in Horticulture 2: 259-302. <https://doi.org/10.1201/9780203508244.ch10>

Singleton VL, Rossi JA, 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic- phosphotungstic acid reagents. Am. J. Enol. Vitic. 16, 144-158.

Vargas-Corredor Y y Pérez-Pérez L. 2018. Aprovechamiento de residuos agroindustriales en el mejoramiento de la

- calidad del ambiente. Revista Facultad de Ciencias Básicas. Vol. 14 (1): 1-14. <http://dx.doi.org/10.18359/rfcb.3108>
- Veloz-García R, Marín-Martínez R, Veloz-Rodríguez R, Rodríguez-Guerra R, Torres-Pacheco I, González-Chavira MM, Anaya-López JL, Guevara-Olvera L, Feregrino-Pérez AA, Loarca-Piña G and Guevara-González RG. 2010. Antimicrobial activities of cascalote (*Caesalpinia cacalaco*) phenolics-containing extract against fungus *Colletotrichum lindemuthianum*. Industrial Crops and Products 31: 134-138. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2009.09.013>
- Veberic R, Colaric M and Stampar F. 2008. Phenolic acids and flavonoids of fig fruit (*Ficus carica* L.) in the northern Mediterranean region. Food Chemistry 106:153-157. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.05.061>
- Villa-Martínez A, Pérez-Leal R, Morales-Morales H, Basurto-Sotelo M, Soto-Parra J y Martínez-Escudero E. 2015. Situación actual en el control de *Fusarium* spp. y evaluación de la actividad antifúngica de extractos vegetales. *Acta Agronómica*. Vol 64 (2) 2015, p 194-205. <http://dx.doi.org/10.15446/acag.v64n2.43358>
- Wojciechowska E, Weinert C, Egert B, Trierweiler B, Schmidt-Heydt M, Horneburg B, Graeff-Hönninger S, Kulling S and Geisen R. 2014. Chlorogenic acid, a metabolite identified by untargeted metabolome analysis in resistant tomatoes, inhibits the colonization by *Alternaria alternata* by inhibiting alternariol biosynthesis. European Journal Plant Pathology. <https://doi.org/10.1007/s10658-014-0428-3>
- Yepes M, Montoya L y Orozco F. 2008. Valorización de residuos agroindustriales – frutas – en Medellín y el sur del valle del Aburrá, Colombia. Revista Facultad Nacional Agrícola de Medellín 61(1): 4422-4431. <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v61n1/a18v61n1.pdf>
- Yoshida T, Hatano T, Ito H and Okuda T. 2009. Chemistry and Biology of Ellagitannins: An Underestimated Class of Bioactive Plant Polyphenols: 55-93. <https://doi.org/10.17306/J.AFS.2014.3.7>