

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE
INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN



Extracción de moléculas fenólicas de las cáscaras de nuez y evaluación del
efecto sobre el crecimiento en plántulas de maíz

Por:

ANA KAREN CARDENAS ABARCA

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Saltillo, Coahuila de Zaragoza, México
Marzo 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE
INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Extracción de moléculas fenólicas de las cáscaras de nuez y evaluación del efecto
sobre el crecimiento en plántulas de maíz

Por:

ANA KAREN CARDENAS ABARCA

TESIS

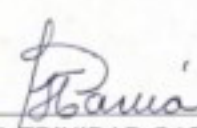
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Aprobada por el Comité Asesor:


DR ADALBERTO BENAVIDES MENDOZA
Asesor Principal


DR FRANCISCO JAVIER ENRIQUEZ MEDRANO
Asesor Principal Externo


DRA. HERMILA TRINIDAD GARCIA OSUNA
Coasesor


DR. FRANCISCO ALFONSO GORDILLO
MELGOZA
Coasesor


DR ALBERTO SANDOVAL RANGEL
Coordinador de la División de Agronomía



DECLARATORIA DE NO PLAGIO

Saltillo, Coahuila, junio de 2025.

DECLARO QUE:

El trabajo de investigación titulado "Extracción de moléculas fenólicas de las cáscaras de nuez y evaluación del efecto sobre el crecimiento en plántulas de maíz", es una producción personal, donde no se ha copiado, replicado, utilizado ideas, citas integrales e ilustraciones diversas, obtenida de cualquier otra tesis, obra intelectual, artículo, memoria (en versión digital o impresa), sin mencionar de forma clara y exacta su origen o autor.

En este sentido, lo anterior puede ser confirmado por el lector, estando consciente que en caso de comprobarse plagio en el texto o no se respetaron los derechos de autor, esto será objeto de sanción por parte del Comité Editorial y/o legales a las que haya lugar, quedando, por tanto, anulado el presente documento académico sin derecho a la aprobación del mismo, ni a un nuevo envío.

Ana Karen Cardenas Abarca



Nombre

Firma

DEDICATORIA

A mi familia, especialmente a mis padres y hermanos,

porque en cada paso de este camino siempre estuvieron conmigo. Su amor, su apoyo y su confianza fueron la fuerza que sostuvo mis sueños cuando el camino parecía difícil.

Hoy, aquello que un día comenzó como un sueño se convierte en una realidad, y espero que puedan decir con orgullo que juntos llegamos a la meta.

A Dios, por guiar mis pasos, por darme fortaleza en los momentos de incertidumbre y por recordarme siempre que, con fe y perseverancia, ningún sueño es imposible de alcanzar.

AGRADECIMIENTOS

Expreso mi más profundo y sincero agradecimiento a mi madre, María Abarca Flores, por ser el pilar más fuerte de mi vida y la mayor fuente de amor y fortaleza en mi camino. Gracias por creer siempre en mí, incluso en los momentos en que yo misma dudaba, y por acompañarme con paciencia, esperanza y un amor incondicional en cada etapa de este proceso.

De ti aprendí lo que significa ser una mujer fuerte, valiente y trabajadora, capaz de enfrentar cualquier dificultad sin perder la esperanza. Tus valores, tus sacrificios y tu forma de luchar por lo que amas han sido la inspiración más grande en mi vida y una guía constante en mi formación personal y profesional. Este logro también es tuyo, porque en cada paso que he dado siempre ha estado tu amor sosteniéndome y tu voz recordándome que nunca debía rendirme.

A mi padre, Eleuterio Cárdenas Tejeda, le agradezco profundamente por su amor, su apoyo y la confianza que siempre depositó en mí. Este logro también le pertenece, porque en cada meta alcanzada están presentes las enseñanzas que me transmitió con su ejemplo. De usted aprendí a valorar el campo, la tierra y la agricultura, sembrando en mí una pasión que hoy se refleja en este trabajo y en el camino que he decidido seguir.

A mis hermanos, José Manuel y Daniel Cárdenas Abarca, les agradezco profundamente por su cariño, su apoyo incondicional y por acompañarme a lo largo de este camino. Gracias por estar siempre presentes, por sus palabras de ánimo en los momentos en que más las necesitaba y también por las risas que hicieron más ligero este proceso.

Creer con ustedes ha sido una de las mayores bendiciones de mi vida, y saber que siempre cuento con su apoyo me dio la fuerza para seguir adelante incluso en los momentos más desafiantes.

Y aunque pocas veces lo diga en voz alta, quiero que sepan que los quiero profundamente y que me siento muy orgullosa de ser su hermana. Espero que este logro también les saque una sonrisa... porque de alguna forma, ustedes también ayudaron a que hoy fuera posible.

A mi abuela, Camila Tejeda Bahena, le expreso mi sincero agradecimiento por su amor, su apoyo y por ser siempre un ejemplo de fortaleza, bondad y dedicación. Su presencia en mi vida ha sido una inspiración constante y un recordatorio de los valores que dan sentido a cada esfuerzo realizado.

A mi asesora, Dra. Julia Medrano Macías, le agradezco sinceramente por la confianza depositada en mí, por su orientación académica y por su acompañamiento durante el desarrollo de este trabajo. Su paciencia, compromiso y disposición para compartir sus conocimientos fueron fundamentales en este proceso. Su vocación y calidad humana la convierten en un ejemplo admirable dentro del ámbito académico y profesional.

De manera muy especial, agradezco a mi mejor amiga que la universidad me regaló, Victoria Patricia López Mendoza, por su amistad sincera, por su apoyo incondicional y por estar presente desde el primer día que nos conocimos. Gracias por caminar conmigo durante esta etapa, por escucharme, por impulsarme cuando más lo necesité y por demostrarme que las amistades más valiosas a veces nacen en los momentos y lugares menos esperados. Tu compañía hizo este camino mucho más ligero, más alegre y, sin duda, mucho más significativo.

Asimismo, agradezco profundamente a mis grandes amigos Emilio Esaú Benavides Espinoza, Leonardo Gael Durán González y Leonel Fernández Hernández, por cada aventura, cada risa y cada momento compartido durante nuestra vida universitaria. Con ustedes aprendí que la universidad no solo se trata de formación académica, sino también de construir amistades verdaderas y recuerdos que perduran para siempre.

Cada historia, cada experiencia y cada logro vivido a su lado forman parte de una etapa que guardaré con enorme cariño en mi corazón. Con ustedes aprendí que los amigos también pueden convertirse en hermanos, de esos que la vida no te da por sangre, pero sí por elección, por lealtad y por los momentos que marcan una vida.

Lo que comenzó como una coincidencia dentro de la universidad se transformó en una amistad profunda que sé que nos acompañará siempre. Gracias por caminar conmigo en esta etapa, por hacer más ligeros los días difíciles y por regalarme recuerdos que sé que llevaré conmigo toda la vida.

A mi Alma Terra Mater, la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por haberme brindado la oportunidad de formarme en sus aulas y de encontrar en su camino a grandes amigos que hoy son parte fundamental de mi vida.

Gracias por cada enseñanza, cada recuerdo y cada experiencia vivida, porque más que una institución donde cursé mis estudios se convirtió en un lugar al que aprendí a pertenecer. Siempre ocupará un espacio especial en mi corazón.

Es un honor haber formado parte de esta gran universidad y llevar con orgullo el nombre y el espíritu de buitre, que hoy y siempre me recordará de dónde vengo.

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTOS	vi
ÍNDICE DE CONTENIDO	viii
ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
RESUMEN	xii
OBJETIVOS	xiv
Objetivo General	xiv
Objetivos específicos	xiv
Hipótesis	xiv
INTRODUCCIÓN	1
REVISIÓN DE LITERATURA	2
Situación actual y desafíos del cultivo de maíz en el sureste de Coahuila .	2
Principales tipos de estrés que afectan al maíz	2
Abióticos	2
Sequia	2
Salinidad en el suelo	3
Altas y bajas temperaturas (heladas)	3
Bióticos	3
Principales plagas que atacan el maíz	3
Principales enfermedades que atacan el maíz	3
El género <i>Alternaria</i> como agente patógeno en la agricultura	4
Importancia estratégica y cultural del cultivo de maíz (<i>Zea mays</i> L.)	4
Uso de bioestimulantes para una mejor producción de cultivo de maíz	5
Concepto de bioestimulante	5
Tipos de bioestimulantes	5

Compuestos fenólicos como bioestimulantes	6
Clasificación de compuestos fenólicos	7
Aprovechamiento y revalorización de agroresiduos	8
Generalidad de al aprovechamiento de compuestos fenólicos	9
Aprovechamiento de la cáscara de nuez	9
Composición química de la cáscara de nuez	10
Composición fenólica de la cáscara de nuez	11
Aprovechamiento antioxidante y porque es importante en el agro	11
Aprovechamiento antifúngico y porque es importante en el agro	11
Potencial Antimicrobiano y Mecanismos de Acción	11
DPPH	12
ABTS	12
Materiales y métodos	12
Experimento 1	12
Experimento 2	13
Experimento 3	13
Cromatografía de gases apropiado a masas (GC-MS)	13
Fenoles totales	14
Flavonoides totales	14
Analizar potencial antioxidante	15
DPPH	15
ABTS	16
Prueba del crecimiento y desarrollo de las plántulas de maíz tras aplicación de bioestimulante	16
Aplicación del bioestimulante	17
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	18
Cromatografía de gases acoplado a masas	19
Compuestos fenólicos totales	28
Flavonoides totales	29
Potencial antioxidante y comparación con el contenido molecular	31

Crecimiento y desarrollo de las plántulas de maíz tras aplicación de bioestimulante	32
CONCLUSIÓN.....	35
Literatura citada	36

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Mezcla de reacción para la cuantificación de fenoles totales.....	14
Cuadro 2. Contenido de la quercetina y el ácido clorangénico en los diferentes extractos de las cáscaras de nuez.....	19
Cuadro 3. Tiempos de retención, identificación y porcentaje de abundancia de los compuestos presentes en el extracto de agua con cáscara de nuez, determinados mediante el método GC-MS.....	22
Cuadro 4. Tiempos de retención, identificación y porcentaje de abundancia de los compuestos presentes en el extracto de metanol con cáscara de nuez, determinados mediante cromatografía de gases-espectrometría de masas (GC-MS).	24
Cuadro 5. Tiempos de retención, identificación y porcentaje de abundancia de los compuestos presentes en el extracto de etanol con cáscara de nuez, determinados mediante el método GC-MS.....	26
Cuadro 6. Contenido de compuestos fenólicos totales en extractos de cáscara de nuez obtenidos con diferentes solventes	28
Cuadro 7. Potencial antioxidante en comparación con el contenido molecular.	31
Cuadro 8. Efecto de los diferentes extractos sobre el crecimiento vegetativo y acumulación de materia fresca y seca en plántula de maíz.....	33

ÍNDICE DE FIGURAS

figura 1. clasificación de bioestimulantes agrícolas y su principal fuente de origen o función.	6
figura 2. clasificación de compuestos fenólicos	7
figura 3. cromatograma obtenido del extracto de agua y cáscara de nuez. ¡Error! Marcador no definido.	
figura 4. cromatograma obtenido del extracto de metanol acuoso y cáscara de nuez.	23
figura 5. cromatograma obtenido del extracto de etanol acuoso y cáscara de nuez.	26
figura 6. contenido total de flavonoides en los diferentes extractos (agua, metanol, etanol).....	30

RESUMEN

El aprovechamiento de agroresiduos representa una estrategia prometedora para avanzar hacia sistemas agrícolas más sostenibles y de paso lograr una economía circular. En este contexto, los residuos generados por la agroindustria de la nuez pecanera (*Carya illinoensis*) tienen un alto potencial de valorización, especialmente en el norte de México, donde este cultivo es una de las actividades agrícolas más importantes. México se posiciona como uno de los principales productores mundiales de nuez pecanera, con una producción superior a 164 000 toneladas anuales, concentrada principalmente en estados del norte como Chihuahua, Coahuila, Sonora y Durango. Sin embargo, este volumen de producción genera grandes cantidades de residuos agroindustriales, particularmente cáscaras, que pueden representar hasta el 50 % del peso del fruto procesado. Y generalmente, estos residuos han sido subaprovechados o considerados desechos, a pesar de contener una importante cantidad de compuestos bioactivos. La cáscara de nuez es rica en compuestos fenólicos, que poseen propiedades antioxidantes y biológicas relevantes. Estos metabolitos secundarios tienen la capacidad de modular procesos fisiológicos en plantas, lo que ha despertado interés de uso en el sector agrícola. Por lo que el objetivo de esta investigación fue obtener extractos hidrofílicos de cáscaras de nuez pecanera y evaluar su potencial antioxidante y bioestimulante en plántulas de maíz. Este estudio se planteó como una alternativa para aprovechar residuos agroindustriales, para la evaluación biológica se utilizó maíz (*Zea mays* L.) variedad AN-447.

Para la obtención de los extractos se emplearon cáscaras de nuez previamente secadas a 70 °C durante 48 horas y posteriormente molidas hasta obtener un polvo fino. A partir de este material se realizaron tres tipos de extracción utilizando diferentes solventes: agua, metanol al 50 % y etanol al 50 %. En cada caso se utilizaron 50 g de material vegetal mezclados con 1 L de solvente y sometidos a agitación durante 6 horas, con el fin de facilitar la liberación de compuestos solubles. Posteriormente, los extractos se filtraron y se utilizaron para su caracterización química.

Los análisis mediante cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas permitieron identificar diversos compuestos fenólicos, entre los que destacan la quercetina y el ácido clorogénico. Los resultados mostraron que el extracto de metanol presentó la mayor concentración de quercetina (199.4 mg

L⁻¹), mientras que el extracto de etanol registró el mayor contenido de ácido clorogénico (346.15 mg L⁻¹).

También se cuantificaron compuestos fenólicos totales y flavonoides. En este caso, el extracto metanólico presentó el mayor contenido de fenoles totales con 4.2 g L⁻¹, mientras que el extracto de agua registró la mayor concentración de flavonoides con 303.72 mg L⁻¹. Asimismo, se evaluó la capacidad antioxidante de los extractos mediante los métodos DPPH y ABTS, observándose que el extracto obtenido con agua presentó la mayor actividad antioxidante con un valor de 0.213 equivalentes de ácido ascórbico.

Para evaluar el efecto bioestimulante, se estableció un diseño completamente aleatorizado con 13 tratamientos, incluyendo un testigo absoluto y diferentes concentraciones de los extractos (0, 1, 5 y 10 %). Se utilizaron 130 plantas, con 10 por tratamiento, aplicando los extractos vía foliar durante cuatro semanas.

A las siete semanas se evaluaron variables de crecimiento como altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas y biomasa fresca y seca. Algunos tratamientos mostraron efectos positivos en el crecimiento, destacando el extracto de metanol al 5 %, que presentó la mayor altura de planta (25.5 cm), y el extracto de etanol al 10 %, que registró el mayor diámetro de tallo (8.22 mm), en cuanto a la biomasa, el extracto de metanol a 10% presentó el mayor peso fresco de hojas (2.87 g) lo que sugiere el potencial de estos extractos como bioestimulantes agrícolas.

OBJETIVOS

Objetivo General

Obtener y caracterizar extractos hidrofílicos de cáscaras de nuez pecanera y probar su efecto antioxidante y bioestimulante en plántulas de maíz

Objetivos específicos

- 1- Probar distintos solventes para la extracción de moléculas hidrofílicas de residuos de nuez
- 2- Caracterizar composición química de los extractos hidrofílicos
- 3- Determinación del efecto antioxidante de los extractos obtenidos de las cáscaras de nuez
- 4- Evaluar el efecto bioestimulante de los extractos sobre el crecimiento de plántulas de maíz

Hipótesis

Los extractos a base de cáscara de nuez pecanera poseen una alta concentración de compuestos fenólicos que, al ser aplicados en plántulas de maíz, mejoran su respuesta antioxidante y aceleran su crecimiento vegetativo debido a su potencial como bioestimulante natural.

INTRODUCCIÓN

El maíz (*Zea mays* L.) representa mucho más que un insumo agrícola en México; constituye un patrimonio histórico, la base de la seguridad alimentaria y el eje económico de las familias campesinas. No obstante, este cultivo estratégico enfrenta actualmente desafíos sin precedentes derivados de la variabilidad climática. El incremento de las temperaturas y la alteración de los regímenes de precipitación afectan directamente los requerimientos fisiológicos del grano, comprometiendo su desarrollo en etapas críticas y reduciendo sistemáticamente los rendimientos actuales y proyectados (Cruz-González et al., 2024).

En el contexto específico del sureste de Coahuila, estas condiciones se agravan debido a factores ambientales restrictivos, como la salinidad del suelo y el estrés hídrico. La presencia de sales, en particular, obstaculiza la germinación y ralentiza el crecimiento inicial de las plántulas, lo que dificulta la supervivencia del cultivo en zonas con alta presión ambiental (Layne-Garsaball et al., 2008). Ante este escenario, surge la necesidad de implementar estrategias biotecnológicas que permitan mitigar los efectos del estrés abiótico sin comprometer la integridad ecológica de los agroecosistemas.

Una de las alternativas más prometedoras es el uso de bioestimulantes vegetales. Estas sustancias o microorganismos, de acuerdo con (du Jardin, 2015) tienen el objetivo de mejorar la eficiencia nutricional y fortalecer la tolerancia de las plantas ante condiciones adversas, independientemente de su aporte de nutrientes. En este ámbito, la extracción de compuestos bioactivos, como las moléculas fenólicas derivadas de residuos agroindustriales (específicamente la cáscara de nuez pecanera), se presenta como una opción innovadora y sostenible (Pérez-Soto et al., 2025). Estos subproductos no solo ofrecen una solución económicamente viable para mejorar la calidad y el rendimiento de los cultivos, sino que también se alinean con las prácticas de economía circular al revalorizar desechos orgánicos (Torres-Rodriguez et al., 2025).

Por lo tanto, la presente investigación se enfoca en evaluar el potencial antioxidante y bioestimulante de los extractos fenólicos de cáscara de nuez sobre plántulas de maíz. Con ello, se busca proporcionar una herramienta que ayude a los agricultores a cumplir con los estándares de producción actuales, minimizando el impacto ambiental y fortaleciendo la resiliencia del cultivo frente a las exigencias del cambio climático.

REVISIÓN DE LITERATURA

El maíz como patrimonio y base del desarrollo sustentable

Más allá de las cifras de producción, es fundamental reconocer que en México "el maíz es una herencia; es el sustento y la base de la alimentación y de la economía de las y los mexicanos (Martí, 2021). Esta relación histórica con el grano lo convierte en un cultivo estratégico para el futuro de nuestra agricultura, especialmente frente a los desafíos que impone el cambio climático y la necesidad de preservar la diversidad agrícola libre de agentes externos que comprometan su integridad.

Situación actual y desafíos del cultivo de maíz en el sureste de Coahuila

En el contexto regional, el estado de Coahuila representa un escenario de gran relevancia para la producción de maíz. Específicamente en la zona sureste, el municipio de Saltillo posee la mayor superficie agrícola establecida; sin embargo, este sector enfrenta desafíos críticos debido a un alto grado de siniestrabilidad que ha llegado a afectar hasta el 70% de las parcelas en ciclos recientes (Sánchez-Ramírez, 2024). Pese a estas adversidades, el cultivo genera un valor de producción superior a los 100 millones de pesos, lo que subraya su importancia económica y la necesidad de implementar innovaciones tecnológicas y biotecnológicas que aseguren la rentabilidad y resiliencia de los productores locales.

Principales tipos de estrés que afectan al maíz

Abióticos

La productividad del cultivo de maíz (*Zea mays* L.) está intrínsecamente ligada a su capacidad de respuesta ante factores ambientales externos. Como señalan (Tang et al., 2025), el estrés térmico y la sequía actúan como limitantes biológicas que degradan los procesos metabólicos y el crecimiento de la planta. En este contexto, la obtención de genotipos resilientes se vuelve una prioridad científica para mitigar el impacto negativo de estas condiciones en el rendimiento final del grano.

Sequía

La productividad en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.) se ve seriamente comprometida por la reducción en el número de granos, un fenómeno derivado de alteraciones en el desarrollo como el aborto de ovarios. Este proceso es detonado principalmente por el estrés hídrico, el cual limita la actividad fotosintética y, por ende, restringe el suministro de asimilados hacia las estructuras reproductivas en formación (Boyer & Westgate, 2004).

Salinidad en el suelo

La concentración de sales en el suelo genera un retraso significativo en el proceso de germinación, el cual puede anularse por completo ante niveles elevados de salinidad. Bajo estas condiciones, tanto en plantas halófitas como glicófitas, la emergencia ocurre de manera extremadamente lenta, comprometiendo gravemente la supervivencia de las plántulas durante sus etapas iniciales de desarrollo (Layne-Garsaball et al., 2008)

Altas y bajas temperaturas (heladas)

De acuerdo con Cruz-González et al., 2024, el cambio climático y su variabilidad alteran los requerimientos críticos para el establecimiento del maíz, afectando todas sus etapas de crecimiento y desarrollo. Esta situación, agravada por eventos extremos y cambios en las variables climáticas, provoca una disminución sistemática en los rendimientos actuales y futuros, lo que representa una amenaza directa para la estabilidad de la producción agrícola.

Bióticos

Principales plagas que atacan el maíz

El cultivo de maíz se encuentra bajo la presión constante de diversos insectos plaga que comprometen su rendimiento. Entre las especies más críticas destacan el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), la gallina ciega (*Phyllophaga spp.*), el gusano alfilerillo (*Diabrotica virgifera zea*), así como los gusanos trozador (*Agrotis ipsilon*), elotero (*Helicoverpa zea*) y soldado (*Spodoptera exigua*), además de la mosca de los estigmas (*Euxesta stigmatias*). De acuerdo con Hernández-Trejo et al., (2019), este complejo de plagas afecta diferentes etapas fenológicas de la planta, desde la raíz hasta el elote, lo que obliga a los productores a depender de controles químicos intensivos. Esta situación subraya la urgencia de integrar estrategias de control biológico y extractos naturales que reduzcan la carga de insecticidas sintéticos sin sacrificar la integridad del cultivo.

Principales enfermedades que atacan el maíz

Entre las afecciones fitosanitarias que limitan la productividad del maíz, destacan enfermedades fúngicas que atacan distintos órganos de la planta. En las estructuras reproductivas sobresale el carbón de la espiga (*Sphacelotheca reiliana*), mientras que el sistema radicular y la base del tallo son vulnerables a complejos de pudrición causados por patógenos como *Pythium aphanidermatum*, *Diplodia maydis*, *Macrophomina phaseolina* y diversas especies de *Fusarium*. Asimismo, el área foliar se ve frecuentemente comprometida por el tizón o manchas foliares (*Helminthosporium maydis*) y distintos tipos de royas (*Puccinia sorghi*, *P. polyspora* y *Physopella zea*), las cuales reducen la capacidad

fotosintética del cultivo. Toda esta información técnica sobre el manejo y diagnóstico de patógenos es referenciada por el (CESAVEG- Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato)

El género *Alternaria* como agente patógeno en la agricultura

El género *Alternaria* está integrado por una amplia variedad de especies distribuidas globalmente que actúan como saprófitos y patógenos oportunistas en una gran diversidad de cultivos. De acuerdo con Pavón Moreno et al., (2012), este hongo es responsable de importantes pérdidas económicas en el sector agrícola, afectando la calidad de los productos tanto en la etapa de precosecha como en la de postcosecha.

La peligrosidad de este género radica en su capacidad para sintetizar más de 70 metabolitos secundarios, de los cuales muchos actúan como fitotoxinas que facilitan la colonización del tejido vegetal y la degradación de las defensas de la planta. Además de su impacto en la productividad, la presencia de especies del género *Alternaria* representa un riesgo para la inocuidad alimentaria debido a la producción de micotoxinas que pueden persistir en los alimentos procesados y afectar la salud humana y animal (Pavón Moreno et al., 2012). Por lo tanto, la búsqueda de alternativas de control que inhiban su crecimiento resulta fundamental para la agricultura sustentable, especialmente en cultivos estratégicos para la alimentación y la economía, como lo es el maíz.

De acuerdo con Cervantes-Juan et al., (2020) este hongo afecta las hojas, bases de los tallos y a los frutos, produciendo pérdidas económicas. Existen diferentes fungicidas en el mercado que se utilizan para el control de enfermedades producidas por hongos, sin embargo, estos aumentan los costos de producción y representan un riesgo para la salud y el medio ambiente. Por lo tanto, el uso de productos biológicos, representan una alternativa atractiva para el control de enfermedades en plantas.

Importancia estratégica y cultural del cultivo de maíz (*Zea mays* L.)

Tras comprender la amenaza silenciosa que representa el hongo *Alternaria*, es imposible no reflexionar sobre lo que está en juego: el maíz (*Zea mays* L.). En México, el maíz no es solo un grano; es el pilar de nuestra identidad y el motor de nuestra soberanía alimentaria. Como bien señala **SAGARPA, (2017)**, somos centro de origen de este cultivo, lo que nos otorga una responsabilidad histórica para su preservación. Mientras el maíz blanco alimenta a nuestras familias, el amarillo sostiene nuestras industrias, creando una red de dependencia económica y social que atraviesa todo el país.

Uso de bioestimulantes para una mejor producción de cultivo de maíz

Según Hamedani et al., (2020) el uso de bioestimulantes vegetales ha despertado un notable interés en el sector agrícola y la industria química por su capacidad para optimizar el aprovechamiento de nutrientes y fortalecer la resistencia de los cultivos ante condiciones climáticas adversas. No obstante, los autores señalan que, a pesar de ser herramientas clave para la agricultura sostenible, todavía existe una falta de estudios que evalúen de manera integral el impacto ambiental derivado de su aplicación masiva.

Por ello, la implementación de bioestimulantes representa una estrategia agrícola clave para optimizar tanto el rendimiento como la calidad de las cosechas. Estos insumos se consolidan como una alternativa sostenible que armoniza con los principios de la agricultura ecológica, permitiendo elevar la productividad del campo mientras se reduce significativamente el impacto ambiental derivado de las prácticas convencionales (Torres-Rodriguez et al., 2025)

Concepto de bioestimulante

Un bioestimulante vegetal es cualquier sustancia o microorganismo que se aplica a las plantas para ayudarlas a aprovechar mejor los nutrientes, resistir condiciones ambientales difíciles (como sequías o calor extremo) y mejorar la calidad de la cosecha. Lo que los distingue es que cumplen estas funciones por su efecto biológico, más allá de los nutrientes que puedan contener (du Jardin, 2015)

Según lo expuesto por Muñoz-Ibarra et al., (2023), el uso de bioestimulantes surge como una alternativa estratégica para optimizar el crecimiento vegetal y asegurar el correcto funcionamiento biológico de los cultivos. Estas herramientas, que comprenden sustancias, microorganismos o mezclas de ambos, actúan de manera integral al potenciar diversos procesos fisiológicos en la planta. Su impacto se manifiesta en múltiples niveles de organización, desde el molecular y celular hasta el desarrollo de tejidos y órganos, favoreciendo así la vitalidad de la planta completa frente a condiciones adversas.

Tipos de bioestimulantes

Los bioestimulantes se agrupan en diversas categorías especializadas según su origen y propiedades químicas. Entre los grupos principales destaca los hidrolizados de proteínas, los extractos derivados de algas y la quitosana; asimismo, se incluyen sustancias de alta relevancia biológica como los ácidos húmicos y fúlvicos (Figura 1). Además de estos compuestos, se integran componentes biológicos como los hongos micorrízicos y las bacterias promotoras

del crecimiento vegetal, los cuales actúan de forma específica para optimizar el desarrollo de los cultivos, de acuerdo con Veobides-Amador et al., (2018)

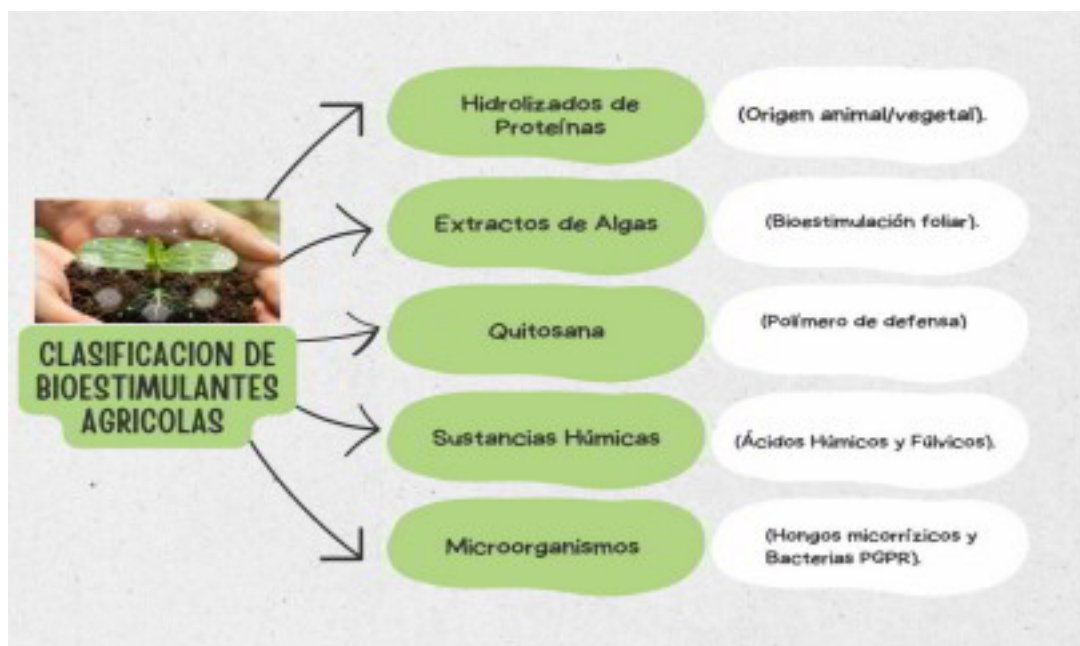


Figura 1. Clasificación de bioestimulantes agrícolas y su principal fuente de origen o función.

Estas sustancias se clasifican según diversos criterios, tales como su vía de administración (ya sea mediante aplicación foliar o directamente al suelo), el origen de su materia prima (vegetal o animal) y el método empleado para su obtención, (hidrólisis, la fermentación o la extracción). Asimismo, los estimulantes aplicados al sustrato poseen la capacidad de fomentar la proliferación de microorganismos beneficiosos en el suelo, los cuales facilitan la disponibilidad de nutrientes esenciales para el desarrollo del cultivo, de acuerdo con Drobek et al., (2019)

Compuestos fenólicos como bioestimulantes

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios esenciales en el reino vegetal, conocidos por su estructura química basada en anillos aromáticos con grupos hidroxilo. Tradicionalmente, se han estudiado por su rol en la defensa de las plantas contra patógenos; sin embargo, investigaciones recientes han demostrado su potente capacidad como bioestimulantes agrícolas. Según Chacaguasay-Apugllon et al., (2025), la eficacia de un bioestimulante orgánico está directamente relacionada con la concentración de moléculas bioactivas, específicamente fenoles totales y flavonoides.

Según Kisiriko et al., (2021) los compuestos fenólicos de extractos vegetales no solo actúan como bioestimulantes que mejoran el crecimiento y rendimiento, sino que poseen un rol bioprotector con propiedades antimicrobianas, insecticidas y nematocidas. Al provenir de fuentes abundantes y sostenibles, como residuos de plantas medicinales y aromáticas, estos compuestos fortalecen la salud integral de los cultivos frente a diversos factores de estrés.

Clasificación de compuestos fenólicos

La complejidad química de los metabolitos secundarios de las plantas ha dado lugar a diversas interpretaciones sobre su ordenamiento. No obstante, para efectos de esta investigación, se ha optado por una clasificación basada en la relevancia biológica y estructural de estos compuestos en el sector agroindustrial.

Como se observa en la Figura 2, los compuestos fenólicos abarcan un espectro de moléculas sumamente amplio y no son monodiversos; por el contrario, su diversidad estructural les permite participar en múltiples rutas metabólicas. Bajo la perspectiva de Páez-Bernal, (2025), resulta conveniente clasificarlos en las siguientes categorías principales debido a su estructura química y complejidad, se encuentran en formas monoméricas como los ácidos fenólicos, policíclicos como los flavonoides y poliméricos como taninos y estilbenos:



Figura 2. Clasificación de compuestos fenólicos

- Ácidos Fenólicos: Subdivididos en ácidos hidroxibenzóicos y ácidos hidroxicinámicos.
- Flavonoides: Una categoría vasta que incluye flavonas, flavonoles, flavononas, isoflavonas y antocianinas. Son reconocidos por su capacidad antioxidante y moduladora del microbiota.
- Taninos: Compuestos poliméricos que se dividen principalmente en condensados (proantocianidinas) e hidrolizables (galotaninos y

elagitaninos). Estos últimos destacan por sus propiedades astringentes y su alta capacidad antimicrobiana.

- Estilbenos: Donde el resveratrol es el exponente más estudiado por su respuesta al estrés biótico.

Aprovechamiento y revalorización de agroresiduos

Según Pérez Soto et al., (2025) el uso de bioestimulantes constituye una alternativa financieramente rentable para los productores, permitiéndoles satisfacer las crecientes exigencias de calidad del mercado y los consumidores. La implementación de estas sustancias se vincula directamente con una optimización de los costos operativos y una mejora en las características finales del producto, lo que fortalece la competitividad del sector agrícola.

De acuerdo con García-Larez et al., (2022) la gestión inadecuada de los residuos agroindustriales puede generar diversos problemas ambientales y socioeconómicos. Debido a su naturaleza orgánica y al gran volumen de biomasa que representan, estos residuos suelen incinerarse o depositarse en rellenos sanitarios. Como consecuencia, se liberan gases como dióxido de carbono y metano, que contribuyen al calentamiento global al incrementar la concentración de gases de efecto invernadero en la atmósfera.

Además, los impactos socioeconómicos asociados a los residuos agroindustriales se deben principalmente a la falta de tecnologías disponibles y de recursos económicos para su manejo adecuado. Esto provoca que, especialmente en países en desarrollo, las empresas recurran a prácticas de gestión poco sostenibles. A ello se suma la ausencia de alternativas viables que permitan obtener valor económico de estos desechos, lo que conduce al desaprovechamiento de materias primas de bajo costo. Asimismo, la acumulación y el manejo ineficiente de estos residuos pueden desencadenar problemas de salud pública y afectar la calidad de vida de la población.

Por ello, una de las estrategias más relevantes dentro del sector agroindustrial es la identificación y aplicación de técnicas que permitan la recuperación y valorización de los residuos. Tradicionalmente, el compostaje y la producción de alimento para animales han sido las principales alternativas; sin embargo, el desarrollo de nuevas tecnologías ha ampliado las posibilidades de reutilización. Entre estas destaca la extracción de compuestos bioactivos de interés para las industrias alimentaria, cosmética y farmacéutica.

No obstante, los métodos convencionales de extracción industrial suelen requerir tiempos prolongados y grandes volúmenes de solventes, lo que puede

representar riesgos para la salud humana y el medio ambiente. En este contexto, las técnicas no convencionales de extracción surgen como una opción más sostenible, ya que reducen el uso de solventes orgánicos, disminuyen los tiempos de operación y permiten obtener extractos de alta calidad.

En la búsqueda de un modelo de economía circular, resulta fundamental explorar nuevas alternativas para el aprovechamiento de agroresiduos. El interés en estos materiales no solo reside en el volumen generado a nivel nacional, sino también en el potencial biológico de sus compuestos sobre diversos cultivos. Entre estos residuos, la cáscara de nuez pecanera destaca como un recurso de alto valor debido a su abundancia y a la relativa facilidad con la que se pueden obtener sus metabolitos secundarios.

Generalidad de al aprovechamiento de compuestos fenólicos

Es importante destacar que la nuez pecanera coloca a México como el segundo proveedor en el mercado internacional, pues cuenta con 20.23% del total del valor de las exportaciones mundiales (SAGARPA, 2017)

En el contexto nacional, el estado de Coahuila se posiciona como una de las regiones clave para la producción de este fruto. Según datos del Servicio de Información (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2024) Coahuila reportó una superficie sembrada de 22,133.59 hectáreas de nuez pecanera para el ciclo 2024, destinada principalmente al mercado nacional. Esta concentración de cultivo en la región norte del país genera, por consiguiente, un volumen masivo de subproductos agroindustriales que requieren estrategias de manejo y valorización.

Aprovechamiento de la cáscara de nuez

Uno de los principales retos de esta industria es el aprovechamiento de la cáscara, la cual representa entre el 40% y 50% del peso total del fruto. Actualmente, esta biomasa es subutilizada, destinándose mayoritariamente a la pavimentación o como abrasivos (Morales Landa & Reyes Vázquez, 2019). Tradicionalmente, este material ha sido catalogado como un desecho de escaso valor comercial y sin una utilidad definida. No obstante, Flores Córdova & Sánchez Chavez, (2016) señalan que este subproducto, identificable por su coloración rojiza, representa una fuente alternativa de compuestos bioactivos con una elevada actividad antioxidante.

Composición química de la cáscara de nuez

El estudio de Huang Chiao et al., (2020) destaca que este subproducto posee una concentración de taninos condensados significativamente superior a la de la almendra (hasta 18 veces mayor), lo que explica la alta eficiencia de sus extractos tanto en la neutralización de radicales libres como en su capacidad para inhibir patógenos.

De acuerdo con Cerón-Rodríguez et al., (2025), los subproductos derivados de la nuez constituyen una fuente valiosa de compuestos de alto valor comercial, tales como lignina, hemicelulosa y diversas moléculas fenólicas. El aprovechamiento de estos componentes permite optimizar el rendimiento en la producción de hortalizas, integrando una estrategia que, simultáneamente, reduce la acumulación de desechos agroindustriales y promueve la sostenibilidad.

La biomasa lignocelulósica se caracteriza por una estructura compleja compuesta, fundamentalmente, por tres polímeros naturales y una fracción de sustancias menores. De acuerdo con la caracterización química estándar, esta biomasa consiste principalmente en celulosa (40%–50%), hemicelulosas (25%–30%), lignina (15%–20%) y un grupo de compuestos denominados extractivos (Gautam et al., 2025). Bajo esta distribución, la hemicelulosa se consolida como el segundo biopolímero más abundante en el reino vegetal, superado únicamente por la celulosa.

A diferencia de la celulosa, que posee una estructura lineal y homogénea, las hemicelulosas son polisacáridos no celulósicos versátiles que desempeñan un papel crucial en la integridad de la pared celular (Gautam et al., 2025).

Es fundamental comentar que ciertos residuos agroindustriales presentan una composición única que los hace especialmente valiosos para la extracción de polímeros específicos. Un ejemplo sobresaliente es la cáscara de nuez, la cual muestra una concentración de lignina significativamente superior (52.3%), seguida de celulosa (25.5%) y hemicelulosa (22.2%) (Fordos et al., 2023).

La lignina se define como un heteropolímero fundamental en la arquitectura de la pared celular del tejido vascular (Lucas et al., 2013). Su presencia es crítica para las plantas, ya que no solo otorga rigidez estructural, sino que permite resistir las tensiones mecánicas y la presión hídrica necesarias para el transporte de agua (Renault et al., 2019). Asimismo, desempeña un papel clave en el soporte de células dedicadas al sostén y almacenamiento de nutrientes (Lewis & Yamamoto, 1990; Maceda et al., 2021).

Más allá de su función biológica, la lignina destaca por su relevancia industrial. Al ser uno de los componentes principales de los residuos agrícolas —junto con la hemicelulosa y diversos compuestos fenólicos—, representa una fuente de moléculas con alto valor comercial. El aprovechamiento de estos subproductos no solo contribuye a la sostenibilidad al reducir el volumen de desechos, sino que ofrece alternativas biotecnológicas para la optimización de la producción de hortalizas mediante su uso como bioestimulante (Cerón-Rodríguez et al., 2025)

Composición fenólica de la cáscara de nuez

Entre los principales antioxidantes, se destaca que la cáscara de nuez es rica en compuestos fenólicos, los cuales se distribuyen en fracciones solubles e insolubles. Mientras que los fenoles ligados requieren procesos complejos para su liberación, la fracción soluble (hidrosoluble) destaca por su accesibilidad y rapidez de acción. Como señala TOLEDO MERMA, (2023) estos compuestos solubles, que incluyen fenoles libres, presentan una elevada capacidad antioxidante y una mayor facilidad de recuperación mediante solventes polares, lo que potencia su uso inmediato como agentes antimicrobianos.

Aprovechamiento antioxidante y porque es importante en el agro

Los compuestos fenólicos contribuyen a la capacidad antioxidante total de los materiales vegetales (Sánchez-Rangel et al., 2002), además de tener propiedades antifúngicas, antimutagénicas y antitumorales (Canbek et al., 2014).

Esta base teórica se ve reflejada específicamente en la cáscara de nuez pecanera, donde Huang Chiao et al., (2020) identificaron que estas propiedades biológicas son el resultado de un perfil fenólico compuesto principalmente por ácido gálico, ácido elágico, catequina y epicatequina.

Aprovechamiento antifúngico y porque es importante en el agro

Según (Sánchez-Rangel et al., 2002) se podrían utilizar productos frescos que no cumplen con los estándares de calidad (considerados residuos) como materia prima para la producción de compuestos fenólicos.

Potencial Antimicrobiano y Mecanismos de Acción

La cáscara de nuez es una fuente viable de biopesticidas debido a su alto contenido de compuestos fenólicos. Según (Jorge Matos et al., 2023), estos

extractos poseen propiedades antifúngicas que inhiben el crecimiento del micelio y alteran la estructura celular de los patógenos. Estudios demuestran que los compuestos fenólicos, flavonoides, alcaloides y terpenoides pueden inducir respuestas de defensa en las plantas que actúan como señales de alerta, siendo elicitors o inductores. Mostrando una capacidad para activar respuestas defensivas en las plantas, fortalecer su resistencia a patógenos y estimular su crecimiento, esto los convierte en herramientas valiosas para mejorar la producción vegetal y garantizar la seguridad alimentaria. (del Sol Cuellar-Espejel et al., 2024)

DPPH

De acuerdo con Sirivibulkovit et al., (2018), el método DPPH destaca por su simplicidad en la determinación de la actividad antioxidante. El mecanismo químico implica la reducción del radical estable mediante un proceso de transferencia de hidrógeno; este cambio químico es fácilmente detectable por espectrofotometría, ya que la muestra transita de un color morado profundo a un amarillo claro tras la formación del complejo reducido DPPH-H.

ABTS

El método ABTS es una de las técnicas espectrofotométricas más utilizadas para evaluar la capacidad antioxidante de compuestos naturales. Este ensayo se basa en la generación del radical catión $ABTS^{+\bullet}$, el cual presenta una coloración azul-verdosa intensa; en presencia de compuestos con actividad antioxidante, dicho radical es reducido, provocando una disminución en la absorbancia que puede ser cuantificada espectrofotométricamente. Una de las ventajas de este método es que permite evaluar antioxidantes tanto hidrofílicos como lipofílicos, lo que lo convierte en una herramienta ampliamente aplicada en el análisis de extractos vegetales y matrices alimentarias (Re et al., 1999).

Materiales y métodos

Extracción de moléculas hidrosolubles de la cáscara de nuez pecanera

Experimento 1

Se tomaron 50 g de los residuos de la cáscara de nuez molidos (fueron secados en estufa a 70 °C por 48 horas y molidos en licuadora) y se agregó 1 litro de agua caliente en microondas x 3 min. Posteriormente se dejó en agitación en plancha Lab Net a 600 rpm durante 6 horas a 55 °C para que los compuestos se liberen en el agua. Al término de este periodo la mezcla se coló con colador casero para

eliminar los residuos sólidos y finalmente se filtró con papel Whatman 1 (Dunford et al., 2022)

Experimento 2

Se tomaron 50 g de los residuos de la cáscara de nuez molidos (fueron secados en estufa a 70 °C por 48 horas y molidos en licuadora) y agregó 1 litro de etanol 50% y se dejó en agitación en plancha Lab Net a 600 rpm durante 6 horas a temperatura ambiente. Al término de este periodo se coló la mezcla para eliminar los residuos sólidos. Posteriormente se filtró con papel Whatman 1 (Dunford et al., 2022)

Experimento 3

Se tomaron 50 g de los residuos de la cáscara de nuez molidos (fueron secados en estufa a 70 °C por 48 horas y molidos en licuadora) y agregó 1 litro de metanol 50% y se dejó en agitación en plancha Lab Net a 600 rpm durante 6 horas a temperatura ambiente. Al término de este periodo se coló la mezcla para eliminar los residuos sólidos. Posteriormente se filtró con papel Whatman 1 (Dunford et al., 2022)

Caracterización química de los extractos

Cromatografía de gases apropiado a masas (GC-MS)

La identificación de los compuestos presentes en los extractos se realizó siguiendo el método propuesto por Zhang & Zuo, (2004). Alícuotas de 100 µL de cada extracto se sometió a un secado total, posteriormente se adicionó 50 µL de BSTFA+TMCS y se incubó a 80°C durante 4 horas. 2 µL de cada muestra se inyectaron en un equipo de GC-MS Varian Serie 01049 en modo EI (Impacto electrónico) con la energía del electrón fijada en 70 eV y el rango de masas a m/z 25-800. Una columna capilar FactorFour VF-1ms (60 m 0.25 mm, 0.25µm). El inyector se fijó en 280°C y el detector a 290°C. Se realizó GC con 1 min de tiempo splitless. El programa de temperatura fue el siguiente: la temperatura inicial de la columna se mantuvo en 80°C durante 1 min, luego la temperatura se elevó a 220°C a un rango de 10°C por minuto, de 220 a 310°C a un rango de 20°C por minuto y se mantuvo por 6 minutos. El tiempo total de la corrida fue de 27.5 minutos. Se mantuvo el caudal de gas portador (helio) a 0.9 mL/min. La identificación de compuestos se realizó comparando los tiempos de retención con los datos espectrales y de masas obtenidos de las bibliotecas del Software del equipo. Cada determinación se realizó por duplicado (Zhang & Zuo, 2004)

Fenoles totales

Preparación de la curva de calibración. Se utilizó como estándar de ácido gálico de la cual se preparó una solución madre a 400 ppm, para lo cual se pesaron 40 mg de ácido gálico en la balanza analítica y se disolvieron en una solución agua: acetona 1:1. Posteriormente se realizaron los cálculos para obtener concentraciones de 5, 10, 15, 15, 50, 100, 200 y 400 ppm de ácido gálico,

Extracción: se pesaron 100 mg de tejido vegetal en una balanza analítica y se colocó en tubos Eppendorf de 2 ml, posteriormente con una micropipeta se agregaron 2.0 mL de la mezcla agua: acetona 1:1, se colocó en un vortex por 30 s, posteriormente la muestra se sonico durante 5 minutos, se centrifugó a 12 000 rpm durante 10 minutos a 4 °C y finalmente, obtener el sobrenadante y se filtra.

Procedimiento. A cada una de las muestras y al blanco previamente preparados se le adicionaron 200 µL de reactivo de Folin-Ciocalteu 2N y posteriormente se adicionaron 500 µL de Na₂CO₃ al 20%, como se muestra en el Cuadro 1. Se dejó reposar por 30 minutos a baño maría. La absorbancia fue medida a 750 nm. Los resultados fueron expresados en mg de ácido gálico por g de extracto (mg GA/g extracto).

Cuadro 1. Mezcla de reacción para la cuantificación de fenoles totales.

	Blanco	Muestra
Extracto Fenólico (mL)	0	0.050
Solución agua: acetona	0.050	0
Folin (mL)	0.200	0.200
Na ₂ CO ₃ (mL)	0.5	0.5
Agua destilada (mL)	5	5

Flavonoides totales

El contenido total de flavonoides se determinó diluyendo 125 µL de las muestras con 625 µL de agua bidestilada y mezclando con 75 µL de NaNO₂ al 5 % (p/v). Después de 6 minutos, se añadieron 75 µL de AlCl₃ al 10 % (p/v) y se dejó reposar durante 5 minutos. Posteriormente, se agregaron 250 µL de NaOH 1 M y 137.5 µL de agua bidestilada (Ayele et al., 2022). Las muestras se midieron a 500 nm después de una incubación de 10 minutos a 20 °C. El contenido total de

flavonoides se expresó como mg de Equivalentes de Catequina (EC)/g de peso seco, mediante una curva de calibración.

Analizar potencial antioxidante

Se cuantificará el potencial antioxidante de los extractos mediante la técnica del DPPH y del ABTS como se indica a continuación:

DPPH

Extracción

Se pesaron 100 mg de tejido macerado en tubos eppendorf y se agregó 2 mL del extractante (metanol puro). Se agitaron en vórtex por 20 s, posteriormente se sonicaron por 10 minutos para extraer los antioxidantes y se centrifugaron a 12 000 rpm a 4 °C por 15 minutos. El sobrenadante se extrajo con jeringas y se filtró en filtros pirinola de poro de 0.45 micras. De ser necesario se hicieron hacer diluciones 1:15.

Preparación de la curva de calibración

Se utilizó como estándar trolox a una concentración de 2.5 mM. Para prepararlo se pesó 31.28 mg de trolox que se diluyó en un matraz de aforación de 50 mL con metanol puro. De esa solución madre se tomó para realizar los puntos para la curva de calibración que son 0, 0.015, 0.045, 0.105, 0.210, 0.420 mM.

Cuantificación

Las lecturas de las muestras para DPPH, una vez obtenido el filtrado, se procede a preparar las muestras para las lecturas en el espectrofotómetro uv-vis. Se toman 750 µL de cada muestra y se colocan en tubos de ensayo, posteriormente se agregan 750 µL del DPPH a concentración de 0.1 mM y se dejan reposar por 15 minutos y se realiza la lectura a 530 nm. Para la curva se agregan 750 µL de cada punto de trolox y 750 µL del DPPH a concentración de 0.1 mM y se dejan reposar por 15 minutos y se realiza la lectura a 530 nm. Para el blanco se agregan 750 µL de metanol y 750 µL del DPPH a concentración de

0.1 mM y se dejaron reposar por 15 minutos y se realizó la lectura a 530 nm (Kotíková et al., 2011).

ABTS

Preparación de reactivos:

ABTS. Concentración 7 mM (192 mg), este se agregó a un matraz de 50 mL y fue aforado con buffer (poner en agitación ya que sin esto no es posible disolver el reactivo), posteriormente se preparó la solución con **Persulfato de potasio** la cual fue preparada a una concentración 2.45 mM (33.11mg), éste se agregó a un matraz de 50 mL aforado con agua de Milli-Q, por último, se hizo una solución de estos dos en una relación 1:1 quedando (100 mL en total)

Extracción:

Las muestras liofilizadas fueron colocadas en morteros y se maceraron por completo, posteriormente se pesaron 100 mg del tejido y se le agregaron 2 mL del buffer de fosfatos pH 7-7.2. Fueron agitadas en vórtex por 20 segundos, luego se sonicaron por 10 min y centrifugaron a 12000 rpm, se obtuvo el sobrenadante y por último se filtró con pirinolas.

Cuantificación

Se tomaron 500 µl de cada muestra sin dilución, se colocaron en un tubo eppendorf y se agregaron 500 µl de la solución de ABTS, se dejó reposar 15 min y se realizó su lectura en espectrofotómetro uv vis a 405 nm (Mareček et al., 2017).

Prueba del crecimiento y desarrollo de las plántulas de maíz tras aplicación de bioestimulante

Siembra

Las semillas de maíz (variedad AN-447), fueron desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio al 1% por 5 minutos y enjuagadas con agua destilada estéril. Posteriormente, se sembraron (9 de enero del 2026) en una charola, agregando una semilla por cavidad contarlas, con un sustrato compuesto por una mezcla de peat most y perlita 1:1, colocándolas en una cámara bioclimática a una temperatura de 28 °C.

Fertilización y Riego

Para la nutrición del cultivo se aplicó una solución de 200 ml con una fórmula de solución Steiner 25% (Steiner, 1961); ajustada a un pH de 6.3 y una conductividad eléctrica de 2 dS/m, el riego se aplicó sistemáticamente todos los días de acuerdo con las necesidades de las plantas, 2 veces al día emitiendo un buen drenaje.

Aplicación del bioestimulante

Trasplante

El trasplante se realizó tres semanas posteriores a la siembra a macetas que contenían un litro (1:1 de perlita y peat most), se llevaron a condiciones de invernadero de mediana tecnología.

Posterior al trasplante se inició la aplicación del bioestimulante en diferentes concentraciones (1, 5, y 10%), esto fue de manera manual, aplicado por aspersión vía foliar en las hojas (has y envés) de las plantas de maíz, sin llegar a la percolación, esto se realizó por cuatro semanas con un intervalo de 8 días en cada aplicación hasta el muestreo.

Diseño experimental

El diseño experimental fue totalmente aleatorizado, contemplando un grupo control absoluto, un grupo testigo adicional a los 12 tratamientos. Se utilizaron 10 plantas por cada uno de estos, dando un total de 130 plántulas de maíz.

Muestreo

Para la medición de las variables de crecimiento se realizó un muestreo, a las siete semanas posteriores a la siembra, en donde se tomaron cinco plantas de cada uno de los tratamientos. Se determinaron las siguientes variables: la altura, el diámetro del tallo, número de hojas y el peso fresco/seco.

- Altura

Se registro la distancia entre la base del tallo hasta el meristemo apical o la inserción de la última hoja formada con la ayuda de una cinta métrica.

- Diámetro de tallo

Se determino en la base de la planta, justo por encima del cuello de la raíz, utilizando un Vernier para tomar la medida con precisión.

- Número de Hojas

Se contabilizó el número total de hojas verdaderas formadas, expandidas y funcionales.

- Biomasa fresca y seca

La biomasa fresca se tomó inmediatamente después del corte y tras eliminar el exceso de sustrato de las raíces con un lavado suave con agua, utilizando una balanza analítica Pioneer modelo PA1502 para medir del peso por separado para la parte foliar y radicular, evitando la perdida de humedad por transpiración.

Estas mismas muestras se depositaron en bolsas de papel estraza, el secado se llevó a cabo dentro de una estufa de secado a una temperatura constante de -- por un periodo de 24 horas, garantizando la eliminación total de humedad. Posterior a ello, se tomaron los datos utilizando una balanza analítica marca Pioneer modelo PA1502.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En esta sección se presentan y analizan los resultados a partir de los diferentes procedimientos realizados durante el estudio. Para ello, se consideran los cuadros, gráficos y figuras generados a lo largo del trabajo experimental, los cuales permiten interpretar el comportamiento de los compuestos presentes en las cáscaras de nuez y evaluar su posible uso como bioestimulante.

Los análisis realizados mostraron que la cáscara de nuez contiene una cantidad importante de compuestos fenólicos. Entre ellos, la quercetina y el ácido clorogénico destacaron por ser los compuestos más abundantes en los extractos evaluados. La presencia de estos metabolitos es relevante, ya que se asocian con diversas actividades biológicas, lo que podría explicar el potencial de la cáscara de nuez como bioestimulante.

Cromatografía de gases acoplado a masas

En el cuadro 2 se muestra la cuantificación de quercetina y ácido clorogénico en los diferentes extractos obtenidos a partir de las cáscaras de nuez utilizando tres sistemas de extracción: agua, metanol y etanol acuosos. Los resultados evidencian que el tipo de solvente utilizado tiene una influencia directa en la cantidad de compuestos fenólicos extraídos.

Cuadro 2. Contenido de la quercetina y el ácido clorogénico en los diferentes extractos de las cáscaras de nuez		
Extracción	Quercetina mg L⁻¹	Ácido clorogénico mg L⁻¹
Agua	180.30b	139.70c
Metanol acuoso	199.40a	176.02 b
Etanol acuoso	110.15c	346.15a

Los resultados muestran que el tipo de solvente influye de manera significativa en la extracción de los compuestos fenólicos. Las letras diferentes (a, b y c) indican que existen diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos ($p \leq 0.05$), lo que confirma que cada solvente presenta distinta eficiencia para extraer estos metabolitos.

En el caso de la quercetina, el mayor contenido se obtuvo en el extracto con metanol acuoso (199.4 mg L), seguido del extracto de agua, mientras que el extracto con etanol acuoso presentó la menor concentración. Este comportamiento puede explicarse considerando la naturaleza química de los flavonoides. Según lo descrito por Peace-Nwanneka & Happiness-Chiamaka, (2018), las mezclas de metanol y agua suelen ser altamente eficientes para la extracción de compuestos fenólicos, particularmente flavonoides, debido a que su polaridad intermedia facilita la solubilización de estos metabolitos y favorece su liberación de la matriz vegetal.

Como señalan Rupasinghe et al. (2011), la eficiencia en la extracción de flavonoides como la quercetina depende en gran medida de la polaridad del solvente utilizado. En su estudio sobre cáscaras de manzana, estos autores observaron que el metanol permitió recuperar mayores concentraciones de quercetina y sus glicósidos en comparación con otros solventes, lo que confirma la importancia de seleccionar adecuadamente el sistema de extracción. En este sentido, los resultados obtenidos en el presente estudio coinciden con lo reportado en la literatura, ya que el metanol acuoso permitió recuperar la mayor cantidad de quercetina presente en la cáscara de nuez.

Por otro lado, el comportamiento del ácido clorogénico fue distinto al observado para la quercetina. En este caso, la mayor concentración se registró en el extracto con etanol acuoso (346.15 mg L), valor considerablemente superior al observado en los otros tratamientos. El metanol acuoso presentó una concentración intermedia, mientras que el extracto de agua registró el valor más bajo.

Este resultado podría explicarse por la afinidad que presentan algunos ácidos fenólicos hacia solventes hidroalcohólicos basados en etanol. De acuerdo con Kchaou et al. (2013), las mezclas de etanol y agua poseen una polaridad adecuada para extraer tanto compuestos fenólicos relativamente polares como aquellos con regiones aromáticas menos polares. Esto favorece la solubilización de moléculas como el ácido clorogénico, que contiene tanto grupos hidroxilo como estructuras aromáticas en su composición química.

Además del tipo de solvente, otros factores pueden influir en la eficiencia de extracción de compuestos fenólicos. Entre ellos destacan la estructura del tejido vegetal, el tamaño de partícula del material vegetal, el tiempo de extracción y la interacción de los compuestos con componentes estructurales de la matriz. En este sentido, Chirinos et al. (2007), mencionan que la liberación de compuestos fenólicos puede depender también de la ruptura de estructuras celulares durante el proceso de extracción, lo que facilita la difusión de estos metabolitos hacia el solvente.

Desde una perspectiva más amplia, los resultados obtenidos también son relevantes en términos de aprovechamiento de residuos agrícolas, particularmente en el caso de la cáscara de nuez. Este subproducto suele generarse en grandes cantidades durante el procesamiento de nueces y, en muchos casos, no se aprovecha completamente. Por ejemplo, una investigación realizada en residuos de *Juglans regia* han reportado la presencia de flavonoides, ácidos fenólicos y otros compuestos con potencial biológico, lo que ha despertado interés en su aprovechamiento dentro de diferentes áreas, incluyendo la industria alimentaria, farmacéutica y agrícola. (Santos et al., 2013)

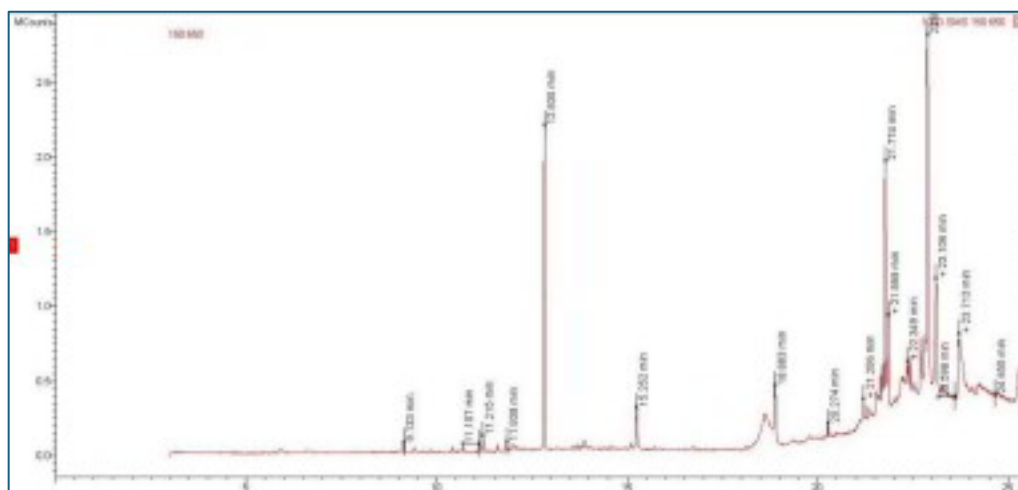
En el contexto agrícola, la presencia de quercetina y ácido clorogénico resulta particularmente interesante debido a su posible relación con efectos bioestimulantes. Algunos estudios han señalado que ciertos compuestos fenólicos pueden influir en procesos fisiológicos de las plantas, como la regulación del crecimiento radicular, la actividad antioxidante y la respuesta frente a estrés abiótico. De acuerdo con Naczki & Shahidi (2006), estos compuestos pueden actuar como moduladores del metabolismo vegetal y contribuir a mejorar la tolerancia de las plantas a condiciones ambientales adversas.

En este sentido, la presencia de estos metabolitos en los extractos de cáscara de nuez sugiere que este residuo agroindustrial podría aprovecharse como materia prima para la obtención de extractos vegetales con potencial bioestimulante. Además, el hecho de que diferentes solventes favorezcan la extracción de distintos compuestos abre la posibilidad de optimizar los procesos de extracción dependiendo del metabolito que se desee obtener.

En conjunto, los resultados obtenidos en este estudio permiten concluir que la selección del solvente es un factor determinante en la eficiencia de extracción de compuestos fenólicos, y que la cáscara de nuez representa una fuente prometedora de metabolitos bioactivos. El aprovechamiento de este tipo de residuos no solo contribuye a la valorización de subproductos agrícolas, sino que también puede favorecer el desarrollo de alternativas más sostenibles en la agricultura, particularmente en el ámbito de los bioestimulantes de origen natural.

En la Figura 3 se presenta el espectrograma obtenido del extracto de agua de cáscara de nuez analizado mediante cromatografía acoplada a espectrometría de masas. En el perfil cromatográfico se observan diversas señales distribuidas a lo largo del tiempo de retención, lo que indica la presencia de varios compuestos fenólicos en el extracto.

En el cuadro 3 se presentan los tiempos de retención y la identificación de los compuestos presentes en el extracto de agua de cáscara de nuez, realizada mediante comparación con la base de datos del GC-MS. Asimismo, se muestra el porcentaje de abundancia relativa de cada compuesto con respecto al total de moléculas identificadas, así como su desviación estándar.



.0

Cuadro 3. Tiempos de retención, identificación y porcentaje de abundancia de los compuestos presentes en el extracto de agua con cáscara de nuez, determinados mediante el método GC-MS.

Tr	Compuesto	% de abundancia	DESV STD
12.023	4-hidroxibenzoico	0	0
12.869	Derivado hidroxibenzoico	16.3368631	0.74213048
15.298	Derivado hidroxibenzoico	3.34179049	0.02493737
18.942	Derivado benzoico	3.69611543	0.04767636
20.215	Ácido sinápico	1.01912831	0.00437919
21.826	Epicatequina	17.576243	0.14566401
22.217	Epicatequina	0.93928012	0.04104074
22.746	Catequina	4.42938307	0.20107152
22.93	Quercetina	38.9624315	0.11014038
23.206	Ácido clorogénico	13.6607206	0.76436424
23.501	Ácido clorogénico derivado	0	0
24.038	Miricetina	0.03804437	0.02690143

En la parte inicial del cromatograma las señales son de baja intensidad; sin embargo, a partir de los 12.86 minutos se observa una de las primeras señales relevantes, correspondiente a un derivado hidroxibenzoico, con un porcentaje promedio de 15.81 %, lo que sugiere que este tipo de compuesto representa una fracción importante dentro del extracto. Posteriormente, alrededor de los 15.29 minutos, se identifica otra señal asociada a un derivado hidroxibenzoico, aunque con menor abundancia relativa (3.32 %).

En la zona media del cromatograma se observa una señal atribuida a un derivado benzoico a los 18.94 minutos, con un promedio de 3.73 %, seguida por la presencia de ácido sinápico a los 20.21 minutos, el cual se detectó en una proporción menor (1.01 %).

La mayor concentración de señales se presenta entre 21 y 24 minutos, región donde se identifican varios compuestos fenólicos de interés. En este intervalo destaca la presencia de epicatequina, detectada en dos tiempos de retención (21.83 y 22.21 min), con porcentajes promedio de 17.47 % y 0.97 %, respectivamente. Asimismo, se identificó catequina a los 22.74 minutos, con un contenido promedio de 4.57 %.

La señal de mayor intensidad en el cromatograma corresponde a quercetina, detectada alrededor de los 22.93 minutos, con un porcentaje promedio de 38.88 %, lo que indica que este flavonoide es el compuesto predominante en el extracto analizado. De igual forma, se identificó ácido clorogénico a los 23.20 minutos,

con un promedio de 14.20 %, posicionándose como uno de los compuestos más abundantes.

Finalmente, hacia el final del cromatograma se detectó miricetina a los 24.03 minutos, aunque en una concentración muy baja (0.019 %). Por otra parte, compuestos como 4-hidroxibenzoico y un derivado de ácido clorogénico no presentaron valores detectables en las repeticiones analizadas.

La Figura 4 muestra el espectograma correspondiente al extracto obtenido con metanol acuoso a partir de cáscara de nuez, analizado mediante cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (GC-MS). En el cromatograma se observa la presencia de diversas señales distribuidas a lo largo del tiempo de retención, lo que indica la presencia de distintos compuestos fenólicos en el extracto.

En el cuadro 4 se presentan los tiempos de retención y la identificación de los compuestos presentes en el extracto de metanol de cáscara de nuez, realizada mediante comparación con la base de datos del GC-MS. Asimismo, se muestra el porcentaje de abundancia relativa de cada compuesto con respecto al total de moléculas identificadas, así como su desviación estándar.

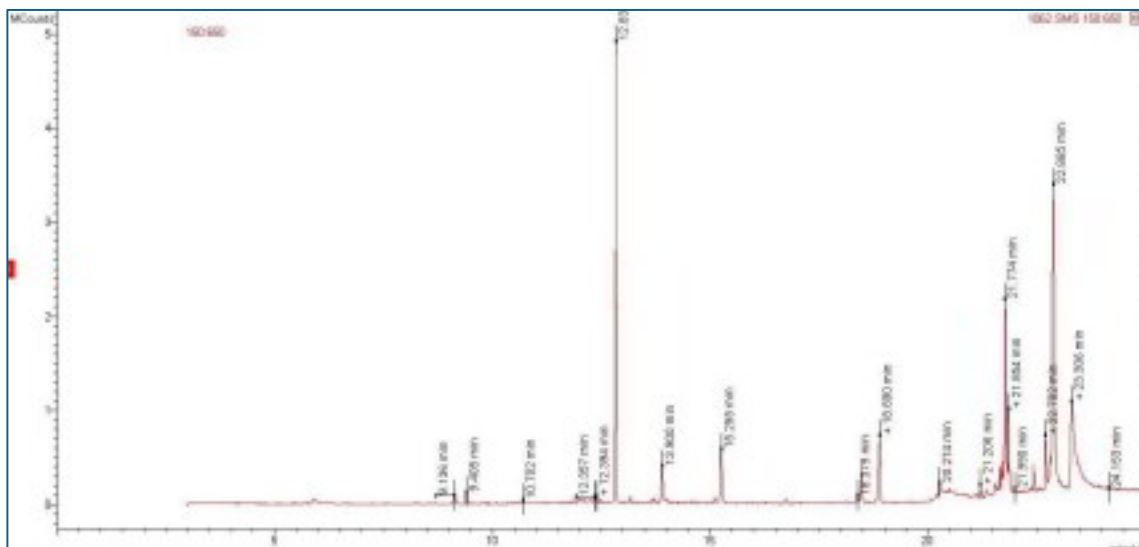


Figura 3. Cromatograma obtenido del extracto de metanol acuoso y cáscara de nuez.

En conjunto, el perfil cromatográfico del extracto de agua muestra una diversidad de flavonoides y ácidos fenólicos, metabolitos secundarios comúnmente presentes en matrices vegetales. La predominancia de quercetina, epicatequina

y ácido clorogénico sugiere que estos compuestos podrían contribuir de manera importante a las propiedades bioactivas del extracto de cáscara de nuez.

Cuadro 4. Tiempos de retención, identificación y porcentaje de abundancia de los compuestos presentes en el extracto de metanol con cáscara de nuez, determinados mediante cromatografía de gases-espectrometría de masas (GC-MS).

Tr	Compuesto	% de abundancia	DESV STD
10.475	Ácido cafeico	0.18868104	0.01539464
12.023	4-hidroxibenzoico	0	0
12.869	Derivado hidroxibenzoico	26.3566407	1.31759562
15.298	Derivado hidroxibenzoico	5.08460169	0.52619008
18.942	Derivado benzoico	6.83432262	0.63420108
20.215	Ácido sinápico	0.88565097	0.06780083
21.826	Epicatequina	4.99728357	0.47190835
22.217	Epicatequina	1.37871964	0.0196173
22.746	Catequina	4.34911439	0.15783932
22.93	Quercetina	33.2111137	0.38058061
23.206	Ácido clorogénico	15.3243313	0.63357227
23.501	Ácido clorogénico derivado	0.39019112	0.00362611
24.038	Miricetina	0.1921301	0.00151978

En la parte inicial del análisis se detectan señales de baja intensidad. Alrededor de los 10.47 minutos se identifica la presencia de ácido cafeico, aunque en una proporción baja, con un porcentaje promedio de 0.19 %. Posteriormente, cerca de los 12.86 minutos, se observa una de las señales más notorias en esta zona del cromatograma, correspondiente a un derivado hidroxibenzoico, con un porcentaje promedio de 27.29 %, lo que indica una presencia importante de este tipo de compuestos en el extracto. Asimismo, a los 15.29 minutos se detecta otro derivado hidroxibenzoico, aunque con menor abundancia relativa (4.71 %).

En la zona intermedia del cromatograma se observa una señal asociada a un derivado benzoico alrededor de los 18.94 minutos, con un promedio de 7.28 %, seguida por la presencia de ácido sinápico a los 20.21 minutos, el cual se detectó en menor proporción (0.83 %).

Al igual que en otros extractos vegetales, la mayor concentración de señales se presenta entre 21 y 24 minutos, región donde se identifican varios compuestos fenólicos relevantes. En este intervalo se detecta epicatequina en dos tiempos de retención (21.82 y 22.21 minutos), con porcentajes promedio de 4.66 % y 1.39

%, respectivamente. También se identificó catequina a los 22.74 minutos, con un contenido promedio de 4.23 %.

La señal de mayor intensidad corresponde a quercetina, detectada alrededor de los 22.93 minutos, con un porcentaje promedio de 33.48 %, lo que indica que este flavonoide es el compuesto predominante en el extracto obtenido con metanol acuoso. De igual manera, se identificó ácido clorogénico a los 23.20 minutos, con un promedio de 14.88 %, posicionándose como el segundo compuesto más abundante. En esta misma región también se detectó un derivado de ácido clorogénico (0.39 %) y miricetina hacia los 24.03 minutos, aunque en concentraciones relativamente bajas (0.19 %).

En general, el cromatograma del extracto de metanol acuoso muestra un perfil químico caracterizado por la presencia de flavonoides y ácidos fenólicos, metabolitos secundarios comunes en matrices vegetales. La predominancia de quercetina, derivados hidroxibenzoicos y ácido clorogénico sugiere que el uso de metanol acuoso favorece la extracción de compuestos fenólicos, lo cual coincide con lo reportado para solventes polares que facilitan la solubilización de este tipo de metabolitos presentes en tejidos vegetales como la cáscara de nuez.

La Figura 5 muestra el espectrograma correspondiente al extracto obtenido con etanol acuoso a partir de cáscara de nuez, analizado mediante cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (GC-MS). En el cromatograma se observan diversas señales distribuidas a lo largo del tiempo de retención, lo que indica la presencia de diferentes compuestos fenólicos en el extracto.

En el cuadro 5 se presentan los tiempos de retención y la identificación de los compuestos presentes en el extracto de etanol de cáscara de nuez, realizada mediante comparación con la base de datos del GC-MS. Asimismo, se muestra el porcentaje de abundancia relativa de cada compuesto con respecto al total de moléculas identificadas, así como su desviación estándar.

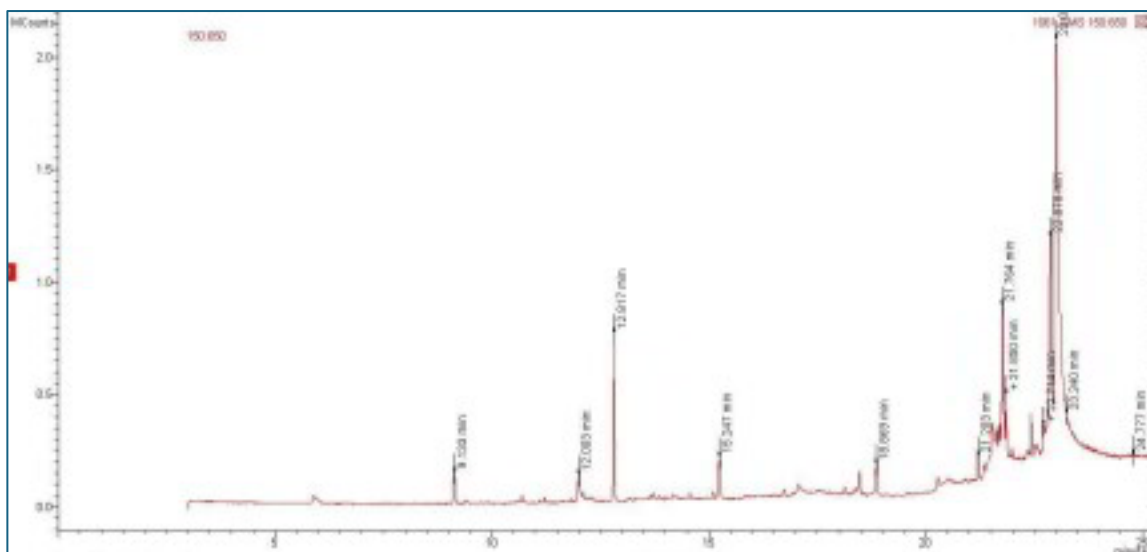


Figura 4. Cromatograma obtenido del extracto de etanol acuoso y cáscara de nuez.

Cuadro 5. Tiempos de retención, identificación y porcentaje de abundancia de los compuestos presentes en el extracto de etanol con cáscara de nuez, determinados mediante el método GC-MS.

Tr	Compuesto	% de abundancia	DESV STD
12.869	Derivado hidroxibenzoico	1.85368358	0.06370439
15.298	Derivado hidroxibenzoico	6.55820873	0.01168916
18.942	Derivado benzoico	2.60512806	0.1532827
20.215	Ácido sinápico	1.87726318	0.10481555
21.826	Epicatequina	0	0
22.217	Epicatequina	9.48961035	0.03660092
22.746	Catequina	0	0
22.93	Quercetina	2.62048582	0.18475562
23.206	Ácido clorogénico	16.4757609	0.1730972
23.501	Ácido clorogénico derivado	55.9533958	
24.038	Miricetina	0	

Una de las primeras señales relevantes se observa alrededor de los 12.86 minutos, correspondiente a un derivado hidroxibenzoico, con un porcentaje promedio de 1.89 %. Posteriormente, cerca de los 15.29 minutos, se identifica otra señal asociada también a un derivado hidroxibenzoico, aunque con mayor abundancia relativa, alcanzando un promedio de 6.56 %.

En la región intermedia del cromatograma se detecta un derivado benzoico alrededor de los 18.94 minutos, con un contenido promedio de 2.49 %, seguido por la presencia de ácido sinápico a los 20.21 minutos, con un promedio de 1.80 %.

Hacia la parte final del cromatograma, entre 21 y 24 minutos, se concentra un mayor número de señales correspondientes a compuestos fenólicos de interés. En esta región se identificó epicatequina a los 22.21 minutos, con un porcentaje promedio de 9.46 %, mientras que compuestos como catequina y miricetina no presentaron valores detectables en las repeticiones analizadas.

Entre los compuestos más abundantes se encuentra ácido clorogénico, detectado alrededor de los 23.20 minutos, con un porcentaje promedio de 16.59 %, seguido por un derivado de ácido clorogénico, el cual presentó la mayor proporción dentro del extracto, superando el 50 % del total relativo. Asimismo, se detectó quercetina a los 22.93 minutos, aunque en una concentración menor (2.48 %) en comparación con los otros extractos evaluados.

En general, el cromatograma del extracto de etanol acuoso muestra un perfil químico caracterizado por la presencia de ácidos fenólicos y flavonoides, destacando particularmente los derivados del ácido clorogénico, los cuales constituyen la fracción predominante en este extracto.

En conjunto, los cromatogramas obtenidos para los extractos de agua, metanol acuoso y etanol acuoso permitieron evidenciar que la cáscara de nuez presenta una composición química diversa, caracterizada principalmente por la presencia de ácidos fenólicos y flavonoides. Entre los compuestos identificados destacan quercetina, ácido clorogénico, epicatequina, catequina y diversos derivados hidroxibenzoicos, los cuales se distribuyen a lo largo del tiempo de retención y presentan diferentes proporciones dependiendo del solvente de extracción empleado.

Las diferencias observadas entre los perfiles cromatográficos reflejan la influencia de la polaridad del solvente en la eficiencia de extracción de los metabolitos presentes en la matriz vegetal. En este sentido, los sistemas hidroalcohólicos (metanol acuoso y etanol acuoso) mostraron una mayor diversidad y definición de señales en comparación con el extracto de agua, lo que sugiere una mayor capacidad para solubilizar compuestos fenólicos presentes en la cáscara de nuez.

Particularmente, el extracto de metanol acuoso presentó altas proporciones de quercetina y ácido clorogénico, mientras que en el extracto de etanol acuoso predominó un derivado de ácido clorogénico, indicando que cada sistema de

extracción favorece la recuperación de ciertos metabolitos específicos. Por su parte, el extracto de agua mostró también una presencia importante de quercetina, aunque con menor diversidad de compuestos en comparación con los sistemas hidroalcohólicos.

En conjunto, estos resultados confirman que la cáscara de nuez constituye una fuente relevante de compuestos fenólicos, los cuales se encuentran asociados con propiedades antioxidantes y actividades biológicas. Además, los resultados resaltan la importancia de seleccionar adecuadamente el solvente de extracción, ya que este factor influye directamente en el perfil químico obtenido y en la recuperación de metabolitos de interés. Esta información resulta valiosa para futuros estudios orientados al aprovechamiento de residuos agrícolas y al desarrollo de productos naturales con potencial aplicación como bioestimulantes en la agricultura.

Compuestos fenólicos totales

En el cuadro 6 se puede observar a los compuestos fenólicos totales obtenidos a partir de la cáscara de nuez, estos se expresaron como equivalentes de ácido gálico (g L^{-1}). De acuerdo con los resultados, el extracto metanólico presentó el mayor contenido de compuestos fenólicos con 4.2 g L^{-1} , seguido muy de cerca por el extracto de agua con 4.07 g L^{-1} , mientras que el extracto etanólico mostró el valor más bajo con 3 g L^{-1} .

Cuadro 6. Contenido de compuestos fenólicos totales en extractos de cáscara de nuez obtenidos con diferentes solventes	
Extracto	g L^{-1}
Agua	4.07
Metanol	4.2
Etanol	3

Estos resultados sugieren que el tipo de solvente utilizado influye directamente en la eficiencia de extracción de compuestos fenólicos. Sin embargo, diversos estudios han demostrado que las cáscaras de nuez contienen concentraciones que oscilan en un rango entre 4.4-16% (m/v) de compuestos fenólicos con propiedades antioxidantes y bioactivas (De La Rosa et al., 2011; Do Prado et al., 2009; Villarreal-Lozoya et al., 2007; Ying Huang et al., 2020).

En este caso, el metanol 50% permitió recuperar una mayor cantidad de estos compuestos, lo cual puede explicarse por su alta polaridad, que favorece la solubilización de moléculas fenólicas presentes en los tejidos vegetales.

Por otra parte, aunque el agua también mostró un contenido relativamente alto, la diferencia observada con el metanol podría deberse a que algunos compuestos fenólicos presentan estructuras químicas que se disuelven con mayor facilidad en solventes orgánicos polares. En contraste, el etanol presentó la menor concentración, lo que podría indicar una menor eficiencia para solubilizar ciertos fenoles presentes en la cáscara de nuez bajo las condiciones de extracción empleadas.

El contenido de compuestos fenólicos totales obtenido en este estudio fue menor en comparación con lo reportado por otros autores, quienes han registrado valores entre 4.4-16%, mientras que en este trabajo se obtuvieron aproximadamente 0.3-0.42%. Esta diferencia puede atribuirse a que el método de extracción empleado fue menos agresivo, utilizando una mezcla agua: acetona (1:1), agitación, sonicación por 5 minutos y centrifugación, seguido de la cuantificación mediante el método de Folin-Ciocalteu. A diferencia de otros estudios que emplean tiempos de extracción más prolongados, temperaturas elevadas o solventes más concentrados, el procedimiento utilizado reduce costos operativos, aunque puede limitar la extracción total de compuestos fenólicos.

Flavonoides totales

En la Figura 6 se presenta el contenido de flavonoides totales obtenido a partir de extractos de cáscara de nuez utilizando diferentes solventes. El agua mostró la mayor concentración, con 303.72 mg L^{-1} , siendo estadísticamente similar al metanol, que presentó 250.13 mg L^{-1} . En contraste, el etanol registró el menor contenido, con 207.56 mg L^{-1} .

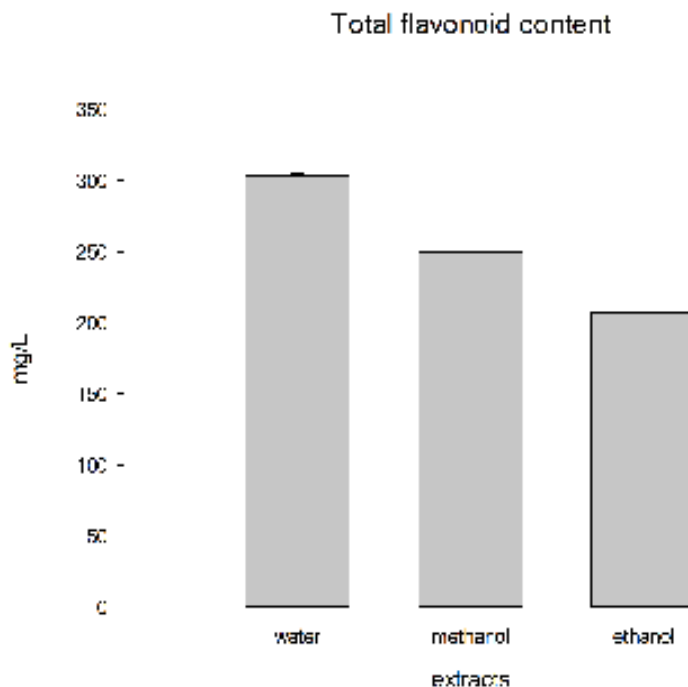


Figura 5. Contenido total de flavonoides en los diferentes extractos (agua, metanol, etanol).

Estos resultados indican que los solventes de mayor polaridad favorecen la extracción de flavonoides presentes en la cáscara de nuez. En este caso, el agua permitió recuperar una mayor cantidad de estos compuestos, lo que sugiere que una proporción importante de los flavonoides presentes en este residuo vegetal tiene afinidad por solventes altamente polares.

Además, este resultado es particularmente relevante desde el punto de vista práctico, ya que el uso de agua como solvente podría representar una ventaja para el desarrollo de bioestimulantes, debido a que reduce significativamente los costos de producción y evita el uso de solventes orgánicos. Esto facilitaría su aplicación a mayor escala en sistemas agrícolas, manteniendo al mismo tiempo una adecuada recuperación de compuestos bioactivos.

Resultados similares han sido reportados en la literatura. Por ejemplo, Xiao et al. (2013) evaluaron extractos de cáscara de nuez obtenidos con distintos solventes y encontraron que el contenido de flavonoides varía en función del solvente utilizado, registrando valores de aproximadamente 6.37 mg RE g⁻¹ en extracto de agua, 12.54 mg RE g⁻¹ en metanol y 10.87 mg RE g⁻¹ en etanol. Estos autores

señalan que la polaridad del solvente influye directamente en la eficiencia de extracción de compuestos fenólicos y flavonoides, lo cual coincide con la tendencia observada en el presente estudio. Aunque en dicho estudio los resultados se expresan como miligramos equivalentes de rutina por gramo de extracto (mg RE g^{-1}) y en el presente trabajo se reportan como miligramos por litro (mg L^{-1}), ambas unidades reflejan la cantidad de compuestos flavonoides extraídos bajo diferentes formas de expresión.

En este sentido, mg RE g^{-1} describe el contenido de flavonoides con respecto a la masa del extracto seco, mientras que mg L^{-1} indica la concentración de estos compuestos en el extracto líquido. A pesar de esta diferencia en la forma de reporte, ambos estudios coinciden en que el tipo de solvente y su polaridad influyen significativamente en la eficiencia de extracción de compuestos flavonoides presentes en la cáscara de nuez.

Potencial antioxidante y comparación con el contenido molecular

En el cuadro 7 se presenta el potencial antioxidante de los extractos de cáscara de nuez obtenidos con agua, metanol y etanol, así como su relación con el contenido de compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y dos compuestos específicos: quercetina y ácido clorogénico.

Cuadro 7. Potencial antioxidante en comparación con el contenido molecular.					
Extracto	Capacidad antioxidante (eq. AsA)	Fenoles totales (g.L)	Flavonoides totales (mg L)	Quercetina (mg L)	Ácido clorogénico (mg L)
W	0.213 a	4.07 a	303.72 a	180.3 b	139.7 c
M	0.17 b	4.2 a	250.13 a	199.4 a	176.02 b
E	0.16 b	3 b	207.56 b	110.15 c	346.15 a

De acuerdo con los resultados, el extracto de agua presentó la mayor capacidad antioxidante, con un valor de 0.213 eq. AsA, siendo estadísticamente superior a los extractos de metanol (0.17) y etanol (0.16), los cuales no mostraron diferencias significativas entre sí. Este comportamiento coincide con el alto

contenido de flavonoides totales y compuestos fenólicos observado en el extracto de agua, con 303.72 mg L de flavonoides y 4.07 g L de fenoles, lo que sugiere que estos metabolitos contribuyen de manera importante a la actividad antioxidante.

En el caso del extracto de metanol, aunque presentó el mayor contenido de fenoles totales (4.2 g L) y la mayor concentración de quercetina (199.4 mg L), su capacidad antioxidante fue menor que la del extracto de agua. Esta discrepancia sugiere que la eficacia biológica de un extracto no depende solo del rendimiento cuantitativo. Según (Rayess et al., 2023), la actividad antioxidante está ligada a la capacidad del solvente para extraer moléculas con configuraciones estructurales óptimas, como la disposición de grupos hidroxilo. Además, el metanol puede extraer sustancias reductoras no fenólicas que interfieren en el ensayo de Folin-Ciocalteu, explicando por qué un mayor contenido de fenoles no siempre asegura una capacidad antioxidante superior.

Por otro lado, el extracto del etanol mostró la menor capacidad antioxidante, a pesar de presentar la mayor concentración de ácido clorogénico (346.15 mg L). Este resultado sugiere que la presencia de un compuesto individual en mayor concentración no necesariamente se traduce en una mayor actividad antioxidante, ya que esta propiedad suele estar asociada al efecto combinado o sinérgico de diferentes compuestos fenólicos y flavonoides (Djeridane et al., 2006).

Estos hallazgos demuestran que la eficacia de la cáscara de nuez no depende de la abundancia de un solo metabolito, sino de la selectividad del solvente y la sinergia entre sus componentes. La superioridad del extracto acuoso confirma que las interacciones moleculares y la estructura de los fenoles prevalecen sobre la concentración individual de compuestos como la quercetina o el ácido clorogénico. Por lo tanto, la valorización de este subproducto debe considerar tanto la cantidad como la calidad química de los extractos obtenidos.

Crecimiento y desarrollo de las plántulas de maíz tras aplicación de bioestimulante

En el cuadro 8 se muestra los efectos de los diferentes extractos de cáscara de nuez (agua, etanol y metanol) aplicados a distintas dosis sobre variables de crecimiento en plántulas de maíz, tales como altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas, biomasa fresca y seca de hojas y tallo.

Cuadro 8. Efecto de los diferentes extractos sobre el crecimiento vegetativo y acumulación de materia fresca y seca en plántula de maíz

TRATAMIENTO	ALTURA (cm)	DT (mm)	# HOJAS	BF HOJAS (gr)	BF TALLO (gr)	BS HOJAS (gr)	BS TALLO (gr)
TESTIGO	24.38 AB	6.10 ABC	5.20 B	2.81 AB	1.23 AB	0.48 A	0.17 A
A1	22.50 ABC	5.06 D	5.20 B	2.73 AB	1.12 AB	0.45 AB	0.15 A
A5	20.86 BC	5.34 CD	5.60 AB	2.50 AB	1.03 AB	0.42 AB	0.14 A
A10	21.78 ABC	5.28 CD	5.60 AB	2.27 AB	0.94 B	0.40 AB	0.30 A
E1	20.54 C	6.62 BC	5.60 AB	2.21 B	1.01 AB	0.35 B	0.13 A
E5	23.42 ABC	7.14 AB	6.00 A	2.58 AB	1.39 A	0.44 AB	0.2 A
E10	24.20 ABC	8.22 A	5.80 AB	2.72 AB	1.41 A	0.46 A	0.2 A
M1	23.68 ABC	5.70 CD	5.40 AB	2.58 AB	1.13 AB	0.43 AB	0.32 A
M5	25.50 A	6.36 ABC	5.80 AB	2.56 AB	1.29 AB	0.39 AB	0.19 A
M10	23.80 ABC	6.64 BC	5.60 AB	2.87 A	1.20 AB	0.45 AB	0.17 A
DMS	3.73	1.41	0.73	0.62	0.42	0.1	0.2

DT: diámetro del tallo, BF HOJAS: biomasa fresca de hojas BF TALLO: base fresca del tallo, BS HOJAS: biomasa seca de hojas, BS TALLO: biomasa seca del tallo, A1: agua 1%, A5: agua 5%, A10: agua 10%, E1: etanol 1%, E5: etanol al 5%, E10%: etanol 10%, M1: metanol 1%, M5: metanol 5%, M10: metanol 10%, DMS: diferencia mínima significativa

En cuanto a la altura de la planta, el tratamiento M5 (extracto de metanol 5%) presentó el valor más alto con 25.50 cm, aunque en general varios tratamientos se mantuvieron dentro del mismo grupo estadístico que el testigo. Esto sugiere que, en determinadas dosis, este extracto puede favorecer el crecimiento en altura de las plántulas.

Respecto al diámetro del tallo, los tratamientos con extracto de etanol mostraron los valores más altos, destacando E10 con 8.22 mm, seguido de E5 con 7.14 mm, lo que indica que este tipo de extracto podría tener un efecto positivo en el engrosamiento del tallo, una característica importante para la resistencia estructural de la planta.

En el número de hojas, el tratamiento E5 registró el valor más alto con 6 hojas, diferenciándose del testigo y de algunos tratamientos con agua. Este resultado

sugiere que ciertas concentraciones del extracto de etanol pueden favorecer la formación de estructuras foliares, lo cual podría relacionarse con un mayor potencial fotosintético.

En relación con la biomasa fresca, el tratamiento M10 presentó el mayor peso fresco de hojas (2.87 g), mientras que los valores más altos de biomasa fresca de tallo se observaron en E10 y E5, con 1.41 y 1.39 g, respectivamente. Estos resultados indican que algunos extractos pueden estimular la acumulación de biomasa en diferentes órganos de la planta.

Para la biomasa seca, los valores más altos en hojas se observaron en el testigo y en E10, mientras que en tallo los tratamientos no mostraron diferencias estadísticas marcadas, lo que sugiere que el efecto del bioestimulante sobre esta variable fue limitado bajo las condiciones del experimento.

Al relacionar estos resultados con los análisis químicos realizados previamente, es posible observar que los extractos que contenían mayores concentraciones de compuestos fenólicos, flavonoides y antioxidantes generaron algunos efectos positivos en variables de crecimiento. Estos compuestos bioactivos pueden actuar como moléculas señalizadoras o promotores del metabolismo vegetal, favoreciendo procesos fisiológicos como la división celular, el crecimiento y la acumulación de biomasa.

En conjunto, los resultados indican que la respuesta de las plántulas depende tanto del tipo de extracto como de la dosis aplicada, observándose que dosis intermedias o altas de algunos extractos, particularmente etanol y metanol, mostraron efectos favorables en ciertas variables de crecimiento. Además, considerando que el extracto de agua presentó una alta capacidad antioxidante y un elevado contenido de flavonoides, su uso también representa una alternativa interesante desde el punto de vista económico y práctico para el desarrollo de bioestimulantes agrícolas, ya que permitiría reducir costos al emplear agua como solvente de extracción.

CONCLUSIÓN

A partir de los resultados obtenidos en esta investigación, se puede concluir que la cáscara de nuez representa una fuente importante de compuestos fenólicos con potencial bioactivo, los cuales pueden ser extraídos mediante solventes polares y posteriormente utilizados como biestimulante en cultivos agrícolas.

Los análisis químicos mostraron que los extractos presentaron contenidos de compuestos fenólicos totales de hasta 4.2 g L^{-1} en el extracto metanólico y 4.07 g L^{-1} en el agua, mientras que el extracto etanólico registró 3 g L^{-1} . En cuanto a flavonoides, el extracto de agua presentó el mayor contenido con 303.72 mg L^{-1} , seguido del metanol con 250.13 mg L^{-1} y el etanol con 207.56 mg L^{-1} . Además, se identificaron compuestos específicos como quercetina, alcanzando 199.4 mg L^{-1} en el extracto de metanol, y ácido clorogénico, con un máximo de 346.15 mg L^{-1} en el extracto de etanol. Asimismo, el extracto acuoso destacó por presentar la mayor capacidad antioxidante con un valor de 0.213 equivalentes de ácido ascórbico. Estos resultados confirman el valor de este residuo agroindustrial como una fuente viable para la obtención de compuestos funcionales con aplicación potencial en la agricultura.

El tipo de solvente utilizado durante la extracción influyó en la cantidad y tipo de compuestos recuperados. Mientras que el extracto de metanol favoreció la obtención de compuestos fenólicos totales y quercetina, el extracto de etanol permitió una mayor extracción de ácido clorogénico. Por su parte, el extracto de agua destacó por presentar la mayor capacidad antioxidante y un alto contenido de flavonoides, lo que sugiere que el agua puede ser un solvente eficiente para recuperar compuestos con actividad biológica.

La aplicación de los extractos en plántulas de maíz evidenció que algunas dosis generaron efectos positivos en variables de crecimiento, como altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas y acumulación de biomasa. Estos resultados indican que los compuestos presentes en los extractos pueden influir en procesos fisiológicos de la planta, favoreciendo su desarrollo durante las primeras etapas de crecimiento.

Finalmente, los resultados obtenidos permiten considerar que los extractos de cáscara de nuez tienen potencial para ser utilizados como bioestimulantes agrícolas, especialmente el extracto de agua, ya que además de mostrar actividad antioxidante y presencia de compuestos fenólicos, su obtención implica menores costos y evita el uso de solventes orgánicos. Esto representa una alternativa viable para el aprovechamiento de residuos agroindustriales y para el desarrollo de insumos más sostenibles dentro de la producción agrícola.

Literatura citada

- Ayele, D. T., Akele, M. L. & Melese, A. T. (2022). Analysis of total phenolic contents, flavonoids, antioxidant and antibacterial activities of *Croton macrostachyus* root extracts. *BMC Chemistry*, 16(1). <https://doi.org/10.1186/s13065-022-00822-0>
- Boyer, J. S. & Westgate, M. E. (2004). Grain yields with limited water. *Journal of Experimental Botany*, 55(407), 2385–2394. <https://doi.org/10.1093/jxb/erh219>
- Canbek, M., Bayramoglu, G., Senturk, H., Oztopcu Vatan, A. P., Uyanoglu, M., Ceyhan, E., Ozen, A., Durmus, B., Kartkaya, K. & Kanbak, G. (2014). The examination of protective effects of gallic acid against damage of oxidative stress during induced-experimental renal ischemia-reperfusion in experiment. *Bratislava Medical Journal*, 115(9), 557–562. https://doi.org/10.4149/BLL_2014_108
- Cerón-Rodríguez, G., Díaz-Elizondo, J. A., Enríquez-Medrano, F. J., Saade-Caballero, H., Benavides-Mendoza, A. & Medrano-Macías, J. (2025). Lignin extracted from pecan shells and its use as a biostimulant in plants. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 16(30). <https://doi.org/10.29312/remexca.v16i30.4055>
- Cervantes-Juan, M. M., Olalde-Portugal, V., Martinez-Franco, M. B., Notario-Zacarías, M. I. & Valdes-Rodriguez, S. E. (2020). *La cistatina de amaranto previene y controla el tizón temprano en tomate*.
- CESAVEG- Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato. (n.d.). *MANUAL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES DEL MAIZ*.
- Chacaguasay-Apugllon, E. N., Sánchez-Quiñonez, D. F., Gaviláñez-Buñay, T. C. & Rivera-Toapanta, E. A. (2025). Concentración de fenoles totales y flavonoides en fabáceas forrajeras y arbustivas y uso como bioestimulante. *Revista Científica Zambos*, 4(1), 30–44. <https://doi.org/10.69484/rcz/v4/n1/74>
- Chirinos, R., Rogez, H., Campos, D., Pedreschi, R. & Larondelle, Y. (2007). Optimization of extraction conditions of antioxidant phenolic compounds from mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón) tubers. *Separation and Purification Technology*, 55(2), 217–225. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2006.12.005>
- Cruz-González, A., Arteaga-Ramírez, R., Sánchez-Cohen, I., Soria-Ruiz, J. & Monterroso-Rivas, A. I. (2024). Impacts of climate change on corn production

- in Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 15(1).
<https://doi.org/10.29312/remexca.v15i1.3327>
- De La Rosa, L. A., Alvarez-Parrilla, E. & Shahidi, F. (2011). Phenolic compounds and antioxidant activity of kernels and shells of Mexican pecan (*Carya illinoensis*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(1), 152–162.
<https://doi.org/10.1021/jf1034306>
- del Sol Cuellar-Espejel, M., Esmeralda Quiñones-Aguilar, E., Hernández-Gutiérrez, R., Carlos Mateos-Díaz, J., David Valerio-Landa, S., Rincón-Enríquez, G., México, J. & León, N. (n.d.). *Elicitors para mejorar la producción vegetal: vacunas vegetales*. <https://doi.org/10.5281/zenodo.12773668>
- Djeridane, A., Yousfi, M., Nadjemi, B., Boutassouna, D., Stocker, P. & Vidal, N. (2006). Antioxidant activity of some algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*, 97(4), 654–660.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.04.028>
- Do Prado, A. C. P., Aragão, A. M., Fett, R. & Block, J. M. (2009). Antioxidant properties of Pecan nut [*Carya illinoensis* (Wangenh.) C. Koch] shell infusion. *Grasas y Aceites*, 60(4), 330–335. <https://doi.org/10.3989/gya.107708>
- Drobek, M., Frąc, M. & Cybulska, J. (2019). Plant biostimulants: Importance of the quality and yield of horticultural crops and the improvement of plant tolerance to abiotic stress-a review. *Agronomy*, 9(6).
<https://doi.org/10.3390/agronomy9060335>
- du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. In *Scientia Horticulturae* (Vol. 196, pp. 3–14). Elsevier.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>
- Dunford, N. T., Gumus, Z. P. & Gur, C. S. (2022). Chemical Composition and Antioxidant Properties of Pecan Shell Water Extracts. *Antioxidants*, 11(6), 1–13.
<https://doi.org/10.3390/antiox11061127>
- Flores Cordova, M. A. & Sanchez Chavez, E. (2016). *fitoquímicos_y_nutrientes_en_almendra_y_cscara_de_nuez_pecanera_v4*.
- Fordos, S., Abid, N., Gulzar, M., Pasha, I., Oz, F., Shahid, A., Khan, M. K. I., Mousavi Khaneghah, A. & Aadil, R. M. (2023). Recent development in the application of walnut processing by-products (walnut shell and walnut husk). In *Biomass Conversion and Biorefinery* (Vol. 13, Issue 16, pp. 14389–14411). Springer

Science and Business Media Deutschland GmbH.

<https://doi.org/10.1007/s13399-023-04778-6>

Garcia-Larez, F. L., Tapia-Hernández, J. A., Quintana, D. S. Z., Moreno-Vásquez, M. J., Rodríguez-Félix, F. & Del-Toro-Sánchez, C. L. (2022). *Valorization of three pecan nutshell cultivars by ultrasound assisted extraction of polyphenolic compounds and its potential free radical inhibition.*

<https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-2019613/v1>

Gautam, D., Rana, V., Sharma, S., Kumar Walia, Y., Kumar, K., Umar, A., Ibrahim, A. A. & Baskoutas, S. (2025). Hemicelluloses: A Review on Extraction and Modification for Various Applications. In *ChemistrySelect* (Vol. 10, Issue 24). John Wiley and Sons Inc. <https://doi.org/10.1002/slct.202406050>

Hamedani, S. R., Roupahel, Y., Colla, G., Colantoni, A. & Cardarelli, M. (2020). Biostimulants as a tool for improving environmental sustainability of greenhouse vegetable crops. *Sustainability (Switzerland)*, 12(12).

<https://doi.org/10.3390/su12125101>

Hernández-Trejo, A., Estrada Drouaillet, B., Rodríguez-Herrera, R., García Giron, J. M., Patiño-Arellano, S. A. A. & Osorio-Hernández, E. (2019). Importancia del control biológico de plagas en maíz (*Zea mays* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 10(4), 803–813.

<https://doi.org/10.29312/remexca.v10i4.1665>

Huang Chiao, Riskowski Gerald & Chang Jennifer. (2020). *Pecan shell by-products—phenolic compound contents and antimicrobial properties.*

Jorge Matos, L., Académico, D., Díaz Varela Director Académico, J. & Carrillo Barral, N. (2023). *Estudio del potencial de los residuos de cáscara de nuez para.*

Kchaou, W., Abbès, F., Blecker, C., Attia, H. & Besbes, S. (2013). Effects of extraction solvents on phenolic contents and antioxidant activities of Tunisian date varieties (*Phoenix dactylifera* L.). *Industrial Crops and Products*, 45, 262–269. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.12.028>

Kisiriko, M., Anastasiadi, M., Terry, L. A., Yasri, A., Beale, M. H. & Ward, J. L. (2021). Phenolics from medicinal and aromatic plants: Characterisation and potential as biostimulants and bioprotectants. In *Molecules* (Vol. 26, Issue 21). MDPI. <https://doi.org/10.3390/molecules26216343>

Kotíková, Z., Lachman, J., Hejtmánková, A. & Hejtmánková, K. (2011). Determination of antioxidant activity and antioxidant content in tomato

- varieties and evaluation of mutual interactions between antioxidants. *Lwt*, 44(8), 1703–1710. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2011.03.015>
- Lewis, N. G. & Yamamoto, E. (1990). Lignin: Occurrence, biogenesis and biodegradation. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 41(1), 455–496.
<https://doi.org/10.1146/annurev.pp.41.060190.002323>
- Maceda, A., Soto-Hernández, M., Peña-Valdivia, C. B., Trejo, C. & Terrazas, T. (2021). Lignin: composition, synthesis and evolution. *Madera y Bosques*, 27(2).
<https://doi.org/10.21829/myb.2021.2722137>
- Mareček, V., Mikyška, A., Hampel, D., Čejka, P., Neuwirthová, J., Malachová, A. & Cerkal, R. (2017). ABTS and DPPH methods as a tool for studying antioxidant capacity of spring barley and malt. *Journal of Cereal Science*, 73, 40–45.
<https://doi.org/10.1016/J.JCS.2016.11.004>
- Martí, J. (2021). *Toda la gloria del mundo cabe en un grano de maíz...*
www.gob.mx/semarnat
- Morales Landa, L. J. & Reyes Vazquez, N. D. C. (2019). *Agronomía sustentable y aprovechamiento alternativo de la nuez*.
- Muñoz-Ibarra, C. L., López-Domínguez & J., C.-C. C. A. (2023). *Bioestimulanteselfuturodeunaagriculturasostenible (1)*.
- Nacional Autónoma de México México Laynez-Garsaball, U., Rafael, J. & Efecto La Salinidad Y Del Tamaño De La Semilla Sobre La Germinación Y Crecimiento De Plántulas De Maíz Bajo Condiciones De Laboratorio, J. DE. (2008). Tip Revista Especializada en Ciencias. In *Tip Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas* (Vol. 11, Issue 1).
<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43211943002>
- Nacz, M. & Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. In *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis* (Vol. 41, Issue 5, pp. 1523–1542). Elsevier.
<https://doi.org/10.1016/j.jpba.2006.04.002>
- Paez-Bernal, L. E. (2025). Taninos y Flavonoides en Avicultura_ Dos Alternativas Fitobióticas para la salud Intestinal y el mejor desempeño zootécnico _ Engormix. *Engormix*.

- Pavón Moreno, M. Á., González Alonso, I., Martín de Santos, R. & García Lacarra, T. (2012). Importancia del género *Alternaria* como productor de micotoxinas y agente causal de enfermedades humanas. In *Nutricion Hospitalaria* (Vol. 27, Issue 6, pp. 1772–1781). <https://doi.org/10.3305/nh.2012.27.6.6017>
- Peace-Nwanneka, A. & Happiness-Chiamaka, A. (2018). Nutrient, phytochemical, and antinutrient composition of *Citrus maxima* fruit juice and peel extract. *Food Science and Nutrition*, 6(3), 653–658. <https://doi.org/10.1002/fsn3.604>
- Pérez Soto Rosa María García Núñez Lucila Godínez Montoya Esther Figueroa Hernández Carlos Ernesto Lúquez Gaitán Rebeca Alejandra Pérez Figueroa Graciela Huerta Miranda, F. (2025). *LA BIOESTIMULACIÓN AGRÍCOLA EN MÉXICO*.
- Rayess, Y. El, Nehme, L., Ghanem, C., Beyrouthy, M. El, Sadaka, C., Azzi-Achkouty, S., Nehme, N., Güre, E. S. & Sharifi-Rad, J. (2023). Phenolic content, antioxidant and antimicrobial activities evaluation and relationship of commercial spices in the lebanese market. *BMC Chemistry*, 17(1). <https://doi.org/10.1186/s13065-023-01074-2>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M. & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9–10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
- Renault, H., Werck-Reichhart, D. & Weng, J. K. (2019). Harnessing lignin evolution for biotechnological applications. In *Current Opinion in Biotechnology* (Vol. 56, pp. 105–111). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2018.10.011>
- Rupasinghe, H. P. V., Kathirvel, P. & Huber, G. M. (2011). Ultrasonication-assisted solvent extraction of quercetin glycosides from “Idared” apple peels. *Molecules*, 16(12), 9783–9791. <https://doi.org/10.3390/molecules16129783>
- SAGARPA. (2017a). *MAÍZ GRANO BLANCO Y AMARILLO MEXICANO*.
- SAGARPA. (2017b). *NUEZ PECANERA Mexicana planeación agrícola nacional*.
- Sánchez-Ramírez, F. J. (2024). Situación actual de la producción de maíz nativo en Saltillo, Coahuila, México. *Agro-Divulgación*, 4(6). <https://doi.org/10.54767/ad.v4i6.323>
- Sánchez-Rangel, J. C., Benavides, J. & Jacobo-Velázquez, D. A. (2002). Revista mexicana de ingeniería química. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*,

13(1), 49–61.

http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1665-27382014000100004&lng=es&nrm=iso&tlng=en

Santos, A., Barros, L., Calhella, R. C., Dueñas, M., Carvalho, A. M., Santos-Buelga, C. & Ferreira, I. C. F. R. (2013). Leaves and decoction of *Juglans regia* L.: Different performances regarding bioactive compounds and in vitro antioxidant and antitumor effects. *Industrial Crops and Products*, 51, 430–436. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.10.003>

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2024). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola*.

Sirivibulkovit, K., Nouanthavong, S. & Sameenoi, Y. (2018). Paper-based DPPH assay for antioxidant activity analysis. *Analytical Sciences*, 34(7), 795–800. <https://doi.org/10.2116/analsci.18P014>

Steiner, A. A. (1961). A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant and Soil*, 15(2), 134–154. <https://doi.org/10.1007/BF01347224>

Tang, H., Zhang, L., Xie, X., Wang, Y., Wang, T. & Liu, C. (2025). Resilience of Maize to Environmental Stress: Insights into Drought and Heat Tolerance. In *International Journal of Molecular Sciences* (Vol. 26, Issue 11). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/ijms26115274>

TOLEDO MERMA, P. R. (2023). *UNIVERSIDAD DE CHILE RECUPERACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS SOLUBLES E INSOLUBLES A PARTIR DE RESIDUOS DEL PROCESAMIENTO DE LA NUEZ: PERFIL FENÓLICO Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE*.

Torres-Rodriguez, J. A., Herrada, M. R., Reyes-Pérez, J. J., Marín Cuevas, C. V., Rivero, E. G. & Rueda-Puente, E. O. (2025). Organic biostimulants as an ecological alternative on the development and yield of rice cultivation (*Oryza sativa* L.). *Bioagro*, 37(2), 189–198. <https://doi.org/10.51372/bioagro372.5>

Veobides-Amador, H., Guridi_Izquierdo, F. & Vázquez-Padrón, V. (2018). *Las sustancias húmicas como bioestimulantes de plantas bajo condiciones de estrés ambiental*.

Villarreal-Lozoya, J. E., Lombardini, L. & Cisneros-Zevallos, L. (2007). Phytochemical constituents and antioxidant capacity of different pecan

[*Carya illinoensis* (Wangenh.) K. Koch] cultivars. *Food Chemistry*, 102(4), 1241–1249. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.07.024>

Ying Huang, C., Riskowski, G. L., Chang, J., Hsuan Lin, C., Tsy Lai, J. & Chingzu Chang, A. (2020). Pecan shell by-products-phenolic compound contents and antimicrobial properties. *AIMS Agriculture and Food*, 5(2), 218–232. <https://doi.org/10.3934/agrfood.2020.2.218>

Zhang, K. & Zuo, Y. (2004). GC-MS Determination of Flavonoids and Phenolic and Benzoic Acids in Human Plasma after Consumption of Cranberry Juice. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(2), 222–227. <https://doi.org/10.1021/jf035073r>