

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN



Uso de Extractos de *Rhus microphylla* Engelm como Bioestimulante para Mejorar
la Calidad de Plántula de *Cucumis melo* var. *cantaloupe*

Por:

JOSELIN MONTALVO DOMÍNGUEZ

TESIS

Presentado como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Saltillo, Coahuila, México

Febrero, 2026

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Uso de Extractos de *Rhus microphylla* Engelm como Bioestimulante para Mejorar la
Calidad de Plántula de *Cucumis melo* var. *cantaloupe*

Por:

JOSELIN MONTALVO DOMÍNGUEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dra. Ana Verónica Charles Rodriguez

Asesor Principal



M.C. Ana Laura Puga Jiménez

Asesor Principal Externo



Dra. Ana Luisa Gómez Espejo

Coasesor



Dra. Sarahí Del Carmen Rangel Ortega

Coasesor

Dr. Alberto Sandoval Rangel

Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.

Febrero, 2026

Declaración de no plagio

El autor quien es el responsable directo, jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por lo anterior, me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo es original.

Pasante



Joselin Montalvo Domínguez

Agradecimientos

En primer lugar, a *Dios* y a mi *Virgen de Guadalupe* que me dieron fuerza, sabiduría y perseverancia. Pusieron en mis labios las palabras correctas y me iluminaron para tomar cada una de las decisiones que me llevaron a culminar esta etapa. Agradecida con ellos porque me cuidaron en todo este tiempo estando lejos de casa y de mi familia, y siempre me llevaron con bien de vuelta. Gracias porque en los momentos difíciles me enviaban ángeles haciéndome saber que escuchan mis oraciones.

A mis progenitores, por su sostén anímico, afectivo y pecuniario dispensado a lo largo de mi travesía académica; por su afecto irrestricto, respaldo inquebrantable ante toda vicisitud y por los sacrificios discretos y silentes que obraron en mi favor. Mi gratitud por depositar su fe en mí incluso en los tramos más ásperos, por infundirme aliento y enseñarme mediante la praxis el significado del ahínco y la constancia. Por transmitirme principios éticos, rigor formativo y sentido del deber, así como por acompañarme en cada peldaño de este itinerario.

Expreso asimismo mi reconocimiento a mi Alma Mater “UAAAN”, por conferir los cimientos gnoseológicos que constituyeron el umbral de mi andamiaje profesional, a través de una carrera con enfoque en la agricultura, donde con sus enseñanzas comprendí la importancia, el valor y la nobleza de esta actividad fundamental; actividad que mi padre y abuelos realizan y ahora más que nunca valoro su esfuerzo y dedicación, así mismo agradezco que la Narro me brindara profesores llenos de sabiduría y con el don de transmitir su conocimiento que han sido clave para mi crecimiento académico y profesional, gracias *Lic. Sara Minerva García Escudé, M.C. Martha Elena Ochoa Balderas, Dr. Víctor Manuel Reyes Salas, Ing. Raúl Gándara Huitrón*. Gracias a la institución que me permitió conocer personas que me dejaron todo tipo de enseñanzas y por regalarme amistades que espero conservar, por forjarme con retos que me impulsaban a sacar lo mejor de mí y sobre todo por ser mi nido y preparar mis alas para volar.

MC. Ana Laura Puga Jiménez, Dra. Ana Verónica Charles Rodríguez, Dra. Ana Luisa Gómez Espejo, quienes fueron mis asesoras y me siento orgullosa de haber estado rodeada de mujeres llenas de conocimiento, con vocación y amabilidad. Gracias por su tiempo, orientación, paciencia y compromiso, los cuales fueron elementales para esta indagación.

Al Departamento de Ciencia y Tecnología de Alimentos por darme un espacio y un entorno propicio para la investigación.

A mi deporte y entrenadores de Box: Joel Vásquez Mendoza, Ismael Torres y Jahaziel Vásquez Álvarez. Especial agradecimiento que, aunque lo practiqué por poco tiempo sé que llegué en el momento justo que Dios y la vida así lo tenían preparado para mí, fue un deporte que no solo fortaleció mi cuerpo, sino que forjó mi carácter y mi mente dentro y fuera del ring. En cada entrenamiento y en cada oportunidad de sparring aprendí que la verdadera lucha no siempre es contra el rival que está enfrente, sino contra las dudas internas que buscan detenernos. Mi más profundo agradecimiento a mis entrenadores, quienes creyeron en mí incluso cuando yo misma no lo hacía. Gracias por recordarme constantemente mi potencial, por exigirme más de lo que pensaba que podía dar y por enseñarme que la disciplina mental es tan importante como la fuerza física. Cada palabra de aliento y cada corrección fueron lecciones de vida que llevaré siempre conmigo. Guardo con especial cariño el apodo con el que me llamaba el coach Joel, “Laila Ali”, no solo como un nombre, sino como un recordatorio de la confianza que depositaba en mí. Vivir el boxeo en la narro fue de las experiencias más enriquecedoras que por siempre recordaré con especial afecto, reviviendo mediante recuerdos el entusiasmo con el que esperaba con ansias la hora de ir a entrenar después de clases. Gracias a este deporte que me regaló una bonita amistad, *Nereida*, una persona que me llevo en el corazón, siempre estuvo para mí demostrando su apoyo, mil gracias por tus palabras de aliento.

Lic. Yazmín Dávila López y Dra. Sarahí del Carmen Rangel Ortega, por hablarme y enamorarme de mi Narrito, por creer en mi potencial y ser mujeres importantes parte esencial para animarme a darme la oportunidad de aventurarme e irme a seguir mis sueños lejos de casa.

A Juana Reyes Díaz, mi abuela, porque siempre me tuvo presente en sus oraciones, recibía su apoyo a la distancia y siempre que volvía a casa me consentía.

A mi tía Lizbeth Domínguez Reyes, por ser mi inspiración desde pequeña, por demostrarme su apoyo y confianza en mí, quiero que sepa que la quiero y crecer a su lado fue de lo más bonito.

A mi tío Carlos Iván Ramón Domínguez, por sus consejos y por alegrarse y celebrar mis logros.

A mi tío Gustavo Domínguez Reyes, por su apoyo y por ser ejemplo de esfuerzo, trabajo y amor al campo.

A mi abuelo Alsíbiades Montalvo Pérez, le agradezco a la vida por tenerlo conmigo y tener la dicha de que me veas realizada profesionalmente y recordando todas las veces que esperabas junto a mí, el autobús para volver a la universidad cada semestre.

A Guadalupe Hernández Solís le agradezco por regalarme su amistad, compañía y por permanecer en todas las etapas de este camino desde primer semestre, quién en momentos difíciles hizo la vida más llevadera y con quien compartí risas y llantos, iniciamos juntas y nos vamos juntas.

Gratitud infinita.

Dedicatorias

A mi madre, Viridiana Domínguez Reyes:

Por ser la mujer que más profundamente amo en este orbe y por encarnar mi impulso vital más significativo. Agradezco tu sostén irrestricto, tu lúcida comprensión y tu aliento incesante; por confiar en mí y erigirte como manantial de inspiración en la consecución de mis aspiraciones. Quien, mediante su afecto, empeño y renuncia, ha constituido el cimiento axial de mi existencia y de mi desarrollo formativo. Gracias por tus exhortaciones, por cada vigilia compartida, cada vocablo alentador, por incitarme a perseguir mis quimeras y por revelarme que con tesón inquebrantable todo horizonte es alcanzable. Este hito representa la cristalización de todo cuanto me has legado.

A mi padre, Gustavo Montalvo Rodríguez:

Dedicado a él y a todo su esfuerzo y sacrificios, valoro cada una de tus noches y días de desvelo para darle a tu hija estudios universitarios, gracias por cada mensaje de buenas noches y estar presente aun a la distancia, a quién amo y le agradeceré por siempre su apoyo y me seguiré esforzando para que siempre se sienta orgulloso de mí. Gracias por enseñarme el valor del trabajo papá.

A mi hermano, Cristian Emanuel Montalvo Domínguez:

Le dedico este logro por darme su amor y cariño incondicional, quién me impulsa a ser mejor persona y un buen ejemplo, a quien admiro profundamente y amo con todo mi corazón. Hoy dedico este logro a quién siempre será mi hermanito pequeño.

A Mí:

Finalmente me agradezco y dedico esta tesis, como reconocimiento a mi perseverancia y resiliencia. Por demostrarme que soy capaz, por la disciplina, el esfuerzo, dedicación, constancia y el compromiso que hicieron posible este logro. Por mis noches de desvelo, el cansancio mental y por todas las veces que tuve que sacar fuerzas para continuar, por seguir adelante aún con lágrimas en mis ojos y el corazón roto. Por no darme por vencida, por haber sido responsable y firme en mi camino, aún en partes complejas, estando lejos de mis seres queridos, sufrir pérdidas y por continuar a pesar de las situaciones difíciles que se presentaron. Muestra de que todo lo que me propongo, lo consigo tarde o temprano.

En honor y en memoria de mi abuelo Miguel Domínguez Aguilar †:

Dedico este logro a mi querido **abuelito Miky**, quien se convirtió en mi ángel más hermoso. A quien siempre me echó porras, doy gracias por sus consejos, a quien me enseñó a dar amor y a compartir, doy gracias porque me enseñó que puedo lograr todo lo que me proponga y a tener fe. Este logro va principalmente para ti abuelo, que me enseñaste que con dedicación, trabajo y amor todo se puede lograr y aunque la vida no nos permitió estar juntos en este momento sé que desde el cielo estás celebrando conmigo, te amaré hasta la eternidad.

Honrando mi promesa más personal que hice frente a ti, hoy te dedico este logro hasta el cielo.

Tabla de contenido

Índice de Figuras	viii
Índice de cuadros	ix
Resumen	x
I. Introducción	1
II. Justificación	3
III. Objetivos.....	3
Objetivo general.....	3
Objetivos Particulares.....	3
IV. Hipótesis.....	3
V. Revisión de literatura.....	4
Distribución del melón	4
Importancia del melón	4
Clasificación taxonómica.....	4
Morfología.....	5
Importancia del género <i>Rhus</i>	5
Distribución de <i>Rhus microphylla</i>	6
Clasificación taxonómica.....	7
Morfología.....	7
Bioestimulantes.....	9
VI. Materiales y Métodos	12
Recolecta de hojas de <i>Rhus microphylla</i>	12
Extractos	12
Análisis proximal.....	12
Materia Seca.....	12
Cenizas.....	13
Grasa	13
Fibra	13
Proteína.....	14
Nitrógeno Total.....	14
Actividad antioxidante	15
Fenoles totales	¡Error! Marcador no definido.

Ensayo ABTS	¡Error! Marcador no definido.
Ensayo DPPH.....	¡Error! Marcador no definido.
Metabolitos Secundarios	¡Error! Marcador no definido.
Alcaloides.....	¡Error! Marcador no definido.
Flavonoides.....	¡Error! Marcador no definido.
Quinonas	¡Error! Marcador no definido.
Saponinas	¡Error! Marcador no definido.
pH y conductividad eléctrica	¡Error! Marcador no definido.
Evaluación de germinación y efecto bioestimulante.....	17
Análisis estadístico.....	20
VII. Resultados y Discusión	21
Evaluación de la germinación	25
VIII. Conclusión.....	31
IX. Literatura citada.....	¡Error! Marcador no definido.

Índice de Figuras

Figura 1. Distribución Geográfica de <i>Rhus microphylla</i> . Fuente: naturalista.mx.....	7
Figura 2. Estructuras de <i>R. microphylla</i> a) arbusto, b) hojas, ramas, y frutos, c) flores. Fuente: Elaboración propia, 2024	8
Figura 3. Análisis proximal de <i>R. microphylla</i> . a) extracto pulverizado, b) muestras incineradas, c) determinación de grasas por el método Soxhlet, d) determinación de fibra mediante digestión, e) prueba de determinación de proteína mediante el método Kjeldahl y f) titulación de nitrógeno total. Fuente: Elaboración propia, 2024.	15
Figura 4. Semillas tratadas previamente con los tratamientos. Fuente: Elaboración propia, 2025.	17
Figura 5. Aplicación de tratamientos a semillas de melón. Fuente: Elaboración propia, 2025.	19
Figura 6. Pruebas de colorimetría para determinar presencia de metabolitos secundarios: a) alcaloides, b) flavonoides, c) quinonas y d) saponinas. Fuente: Elaboración propia, 2025.	23
Figura 7. Número de semillas germinadas cada 12 h, extracto acuoso T1 (10^{-4}), T1 (10^{-6}), T1 (10^{-8}) y extracto etanólico T2 (10^{-4}), T2 (10^{-6}), T2 (10^{-8}).	26
Figura 8. Comparación de la longitud de la radícula y la plúmula	28

Índice de cuadros

Cuadro 1. Taxonomía de <i>Rhus microphylla</i>	7
Cuadro 2. Estudios sobre el efecto bioestimulante de extractos botánicos en la germinación de semillas.	10
Cuadro 3. Media y desviación estándar de muestras de <i>R. microphylla</i> en análisis proximal.	22
Cuadro 4. Contenido de Fenoles Totales (CFT) y antioxidantes ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)) y DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo)...	23
Cuadro 5. Metabolitos secundarios.....	24
Cuadro 6. pH y CE de extracto etanólico y acuoso <i>R. microphylla</i>	25
Cuadro 7. Índice de velocidad de germinación (IVG) y tiempo medio de germinación en h (TMG).	27
Cuadro 8. Porcentaje de emergencia (PEM) por concentración	30

Resumen

Frente a las secuelas del trastorno climático global y la apremiante demanda de una praxis agrícola más perdurable, los fitobioestimulantes emergen como una vía de considerable potencial. La presente indagación se propuso diseñar y perfilar un bioestimulante derivado de extractos de *Rhus microphylla*, así como examinar su repercusión sobre la germinación de plántulas de *Cucumis melo* var. *cantaloupe*.

Las frondas de *R. microphylla* fueron recolectadas, deshidratadas y pulverizadas hasta obtener una harina fina, a partir de la cual se elaboraron dos extractos uno hidrofiliado y otro etanólico. Ambos fueron sometidos a análisis para dilucidar su perfil nutricional (contenido de cenizas, lípidos, fibra, proteínas y nitrógeno), el tenor de compuestos fenólicos totales y su capacidad antioxidante mediante los ensayos ABTS y DPPH. Adicionalmente, se identificaron metabolitos secundarios mediante técnicas colorimétricas. Las disoluciones aplicadas presentaron concentraciones de 10^{-8} , 10^{-6} y 10^{-4} , además de un tratamiento testigo, siendo administradas sobre semillas de melón y evaluadas mediante las variables longitud de plúmula (LP), longitud de radícula (LR), índice de velocidad de germinación (IVG), tiempo medio de germinación (TMG) y porcentaje de emergencia (PEM). Los hallazgos revelaron que el extracto etanólico exhibió una mayor capacidad antioxidante en el análisis ABTS (0.17 ± 0.03) respecto al extracto acuoso (0.096 ± 0.02). Sin embargo, el extracto acuoso favoreció significativamente la germinación de las semillas de *C. melo*, alcanzando el 100 % en 72 h en concentraciones de 10^{-4} y 10^{-6} . En contraste, el extracto etanólico inhibió completamente la germinación. Se identificaron flavonoides y alcaloides en ambos extractos, pero no se detectaron quinonas ni saponinas. En conclusión, el extracto acuoso de *R. microphylla* demostró propiedades bioestimulantes efectivas para la germinación de *C. melo*, lo que resalta su potencial uso en prácticas agrícolas sostenibles.

Palabras clave: Bioestimulante vegetal, Metabolitos secundarios, Actividad antioxidante, germinación.

I. Introducción

En 2019, México alcanzó una producción de 627,135 toneladas de melón (*Cucumis melo*), un cultivo de gran relevancia tanto económica como social. Particularmente, la Comarca Lagunera ha brindado condiciones agroclimáticas idóneas para el afianzamiento de esta cucurbitácea, lo que ha posicionado a Coahuila como entidad preeminente en su producción, superando las 154,000 toneladas, lo cual representa cerca de una cuarta fracción del volumen nacional (SADER/SIAP, 2021). Las variantes más prevalentes en territorio mexicano son *cantaloupe* o melón chino y *Honey Dew*.

Actualmente, el quehacer agrícola se ve menoscabado por la degradación edáfica, frecuentemente inducida por las propias labores agroproductivas. Esta problemática merma la eficiencia productiva, compromete la seguridad alimentaria y ocasiona detrimento ecológico (FAO, 2018).

Una vía auspiciosa para amortiguar las secuelas del cambio climático y transitar hacia una agricultura resiliente radica en la reconfiguración de las prácticas agronómicas desde las fases germinales del cultivo. En tal contexto, el uso de bioestimulantes botánicos se perfila como una opción vanguardista. Estos insumos han cobrado protagonismo por su aptitud para fomentar el crecimiento y ontogenia vegetal, optimizar la calidad nutricional y la inocuidad alimentaria, así como activar mecanismos fisiológicos específicos, lo que a su vez propicia una menor dependencia de insumos agroquímicos (Benavides, 2021).

Los bioestimulantes pueden derivarse de fitohormonas, extractos de macroalgas, aminoácidos, enzimas, vitaminas o ácidos húmicos, entre otros compuestos de raigambre natural (INTAGRI, 2015).

Diversas indagaciones han corroborado que metabolitos bioactivos de procedencia natural pueden fungir como moduladores del desarrollo vegetal. Entre estos destacan los extractos de semilla de *Vitis vinífera*, ricos en polifenoles como proantocianidinas, flavonoides y ácidos fenólicos. En este tenor, Ignat et al. (2011)

exploraron la funcionalidad biológica de múltiples polifenoles naturales, incluyendo los presentes en la semilla de uva, reportando una notable capacidad antioxidante y actividad bactericida, además de potenciar el crecimiento radicular y la acumulación de biomasa en *Avena sativa* y *Zea mays*.

Por su parte, Jasso et al. (2020) examinaron el impacto de extractos de especies del género *Rhus*, endémicas del semidesierto, sobre el desarrollo de *Solanum lycopersicum* L. Los datos obtenidos revelaron incrementos significativos en el vigor vegetativo —manifestado en mayor altura, expansión foliar y biomasa acumulada— en comparación con los tratamientos testigo. Dichos efectos fueron atribuidos a la presencia de compuestos bioactivos como polifenoles y otros metabolitos secundarios que estimulan procesos fisiológicos fundamentales, como la elongación celular y la morfogénesis radicular, facilitando así un establecimiento más robusto de las plantas. Además, los extractos de *Rhus* mostraron efectos análogos a los de reguladores de crecimiento sintéticos, subrayando su potencial como bioestimulantes ecológicos y viables para una agricultura sustentable.

En una indagación ulterior realizada por Jasso et al. (2024), se evidenció que los extractos obtenidos de especies pertenecientes al género *Rhus* ejercieron un efecto bioestimulante notable sobre *Cucumis sativus*, al inducir un crecimiento vegetativo más acentuado y una mayor acumulación de biomasa en comparación con el testigo. Paralelamente, su aplicación promovió un aumento en el rendimiento, expresado en un número y masa de frutos superiores, así como en la mejora de atributos cualitativos como la dimensión y la homogeneidad de los mismos. Dichas respuestas fueron vinculadas a la presencia de compuestos fitoactivos, primordialmente polifenoles y metabolitos secundarios característicos de las especies del semidesierto, implicados en procesos fisiológicos cardinales del crecimiento y la morfogénesis vegetal. Los extractos fueron obtenidos mediante extracción acuosa, lo cual facilitó la recuperación de compuestos hidrosolubles responsables de los efectos bioestimulantes observados. (Jasso et al., 2024).

II. Justificación

La alteración climática constituye una manifestación planetaria que incide de forma adversa sobre cultivos de relevancia económica, particularmente en zonas áridas y semiáridas. En tales entornos, la insuficiencia pluviométrica y los regímenes térmicos extremos configuran un obstáculo de significativa envergadura. Por ello, es crucial implementar estrategias que permitan a las plantas adaptarse y desarrollarse eficientemente bajo estas condiciones adversas. Una alternativa prometedora es el uso de bioestimulantes a base de extractos botánicos. Estos productos, de origen natural y accesibles para el productor, favorecen el desarrollo sostenible al integrarse en un manejo adecuado que no genera residuos perjudiciales para el suelo, subsuelo y la microbiota local.

III. Objetivos

Objetivo general

Desarrollar y caracterizar un bioestimulante a base de extractos de plantas de zonas áridas y evaluar su efecto en plántulas de *Cucumis melo var cantaloupe*.

Objetivos Particulares

- Producir y caracterizar extractos acuosos y etanólicos de *Rhus microphylla* por método convencional
- Seleccionar extractos de hojas de *Rhus microphylla* por su efecto bioestimulante en la germinación de semillas de *Cucumis melo var. cantaloupe*.
- Evaluar el efecto bioestimulante de extractos bioactivos en plántulas de *Cucumis melo var. cantaloupe* bajo condiciones controladas.

IV. Hipótesis

Los extractos botánicos a base de plantas de zonas áridas presentarán resultados bioestimulantes en la mejora de variables agronómicas como crecimiento y desarrollo en la germinación de semillas de melón.

V. Revisión de literatura

Distribución del melón

El continente africano ha sido tradicionalmente considerado como el epicentro de domesticación de *Cucumis melo*; no obstante, diversas fuentes plantean su procedencia en el occidente asiático, sustentadas en hallazgos arqueobotánicos de semillas en el valle de Harapan, India, con una datación estimada entre los años 2000 y 2500 a.C. (Kerje y Grum, 2000).

El ingreso del melón al continente americano coincidió con la colonización hispánica. En territorio mexicano, su aclimatación tuvo lugar en la Comarca Lagunera, al septentrión del país, específicamente en el estado de Coahuila, cuya aptitud agroambiental propició su establecimiento y proliferación, posicionando a dicha entidad como el máximo productor nacional (SADER, 2021)

Importancia del melón

Esta hortaliza ostenta una significación económica y sociocultural destacada en México, sustentada en su extensa superficie de cultivo (19,501 hectáreas), el volumen productivo, la generación de empleos e ingresos dentro del sector agropecuario, así como su contribución a la obtención de divisas. Las entidades federativas con mayor representatividad productiva son Coahuila, Guerrero, Sonora, Michoacán y Durango. Para el año 2023, México se ubicó en la duodécima posición a escala global, aportando el 1.9 % de la producción melonar mundial (SADER, 2024).

Clasificación taxonómica

Según el Sistema de información de organismos vivos modificado (CONABIO, 2011), la clasificación taxonómica de *Cucumis melo* se encuentra presente en el cuadro 1:

Cuadro 1. Taxonomía de *Cucumis melo*.L.

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Violales
Familia	Cucurbitaceae
Género	<i>Cucumis</i> L., 1753
Especie	<i>melo</i> L., 1753

Morfología

El melón es una fanerógama de ciclo anual, predominantemente monoica, caracterizada por presentar inflorescencias unisexuales masculinas y femeninas coexistiendo en un mismo individuo vegetal. Su tallo crece a ras de suelo y alcanza hasta 2 metros de largo; es anguloso y está cubierto de pelo. Sus hojas tienen un largo soporte (pecíolo) y su forma es arriñonada, con hendiduras de bordes dentados y pilosas. El fruto es elipsoidal y notablemente grande, alcanza hasta 10 Kg. Finalmente, sus semillas también tienen forma elipsoidal (IECTBA, 2022).

Importancia del género *Rhus*

Rhus es un género con distribución cosmopolita que habita principalmente en zonas templadas y subtropicales. En México se han registrado diversas especies, principalmente pertenecientes al subgénero *Lobadium* (Hernández *et al.*, 2006). Dentro de este grupo existen aproximadamente 25 especies, entre ellas *R. microphylla*. Las especies de este género forman parte importante de matorrales de estructura arbustiva, contribuyendo a la configuración del paisaje; además, proveen alimento en forma de frutos y néctar para aves e insectos, y participan en la estabilización de suelos en ambientes áridos y montanos (Tingshuang *et al.*, 2004).

En zonas del Mediterráneo y Asia Occidental, múltiples especies pertenecientes al género *Rhus* han sido empleadas ancestralmente como condimentos, pigmentos y coadyuvantes alimentarios. En el contexto mexicano, diversas especies se utilizan en la medicina tradicional para el alivio de afecciones

dolorosas, disfunciones digestivas y cuadros diabéticos, entre otras dolencias. En comunidades septentrionales del país, se ha documentado el uso etnomédico de *R. virens* en el tratamiento empírico de la diabetes; a escala global, especies como *R. chinensis*, *R. coriaria* y *R. verniciflua* figuran recurrentemente en repertorios etnofarmacológicos locales (Vargas-Ruiz et al., 2023).

Desde una perspectiva fitoquímica, Abu-Reidah et al. (2014) reportaron que *R. coriaria* y *R. typhina* constituyen reservorios significativos de metabolitos bioactivos, especialmente polifenoles, flavonoides y taninos, compuestos responsables de su elevada capacidad antioxidante. Tales metabolitos secundarios otorgan al género una variedad de propiedades farmacológicas, entre las que sobresalen acciones antimicrobianas, antiinflamatorias, antidiabéticas y antineoplásicas, comprobadas mediante estudios *in vitro* e *in vivo*. Los autores enfatizan que estas propiedades respaldan el potencial de dichas especies como insumos para las industrias farmacéutica, alimentaria y cosmética, situando particularmente a *R. coriaria* como un biorecurso de elevado valor terapéutico e industrial.

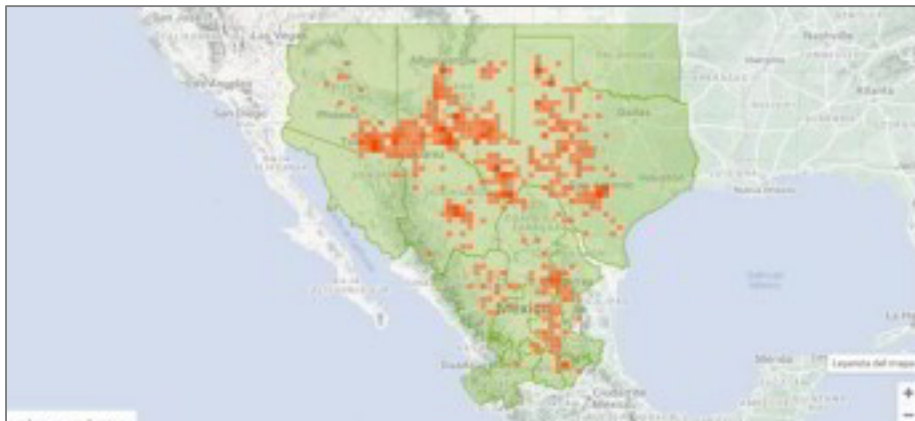
Paralelamente, ciertos estudios indican que los extractos derivados de frutos de *R. microphylla* poseen una notable carga fenólica, integrada principalmente por flavonoides y otros polifenoles. Estos extractos han evidenciado una marcada actividad antioxidante y antimicrobiana, atribuible a la acción sinérgica de dichos compuestos bioactivos, lo que posiciona a esta especie del ecosistema semidesértico como una fuente emergente de interés para aplicaciones en el ámbito agrícola y biotecnológico. (Guía-García et al., 2021)

Distribución de *Rhus microphylla*

Esta especie es nativa de Norteamérica, con origen en el sureste de Estados Unidos y en las regiones centro y norte de México. Su distribución natural abarca principalmente zonas áridas y semiáridas, desde el suroeste de Oklahoma

y el oeste de Texas, hasta el sur de Arizona y el norte de México (Harris y Holly, 1990)

(Figura



1).

Figura 1. Distribución Geográfica de *Rhus microphylla*. Fuente: naturalista.mx

Clasificación taxonómica

El cuadro 2 precisa un rango taxonómico de *Rhus microphylla* (Harris y Holly, 1990).

Cuadro 1. Taxonomía de *Rhus microphylla*

Reino	Plantae
Filo	Tracheophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Sapindales
Familia	Anacardiaceae
Género	<i>Rhus</i>

Morfología

Rhus microphylla integrante de la familia Anacardiaceae, se distingue por ser un arbusto perenne de follaje caducifolio, que puede alcanzar una altitud de hasta 4.5 metros. Exhibe ramas rígidas, tortuosas, densamente ramificadas y armadas con espinas. Su ritidoma oscila cromáticamente entre gris sombrío y negro. El follaje, de tonalidad verde opaca, presenta una textura suave en estadios juveniles, tornándose escamoso con la madurez. Las hojas, de entre 1 y 4 cm de largo, están compuestas por un número impar de folíolos, generalmente entre cinco y nueve. La

inflorescencia adopta la forma de espigas densas y compuestas, mientras que el fruto corresponde a una drupa de tonalidad rojo anaranjado. (Harris y Holly, 1990) (Figura 2).



Figura 2. Estructuras de *R. microphylla* a) arbusto, b) hojas, ramas, y frutos, c) flores. Fuente: Elaboración propia, 2024

Bioestimulantes

Los bioestimulantes constituyen insumos fitotécnicos aplicados con el propósito de potenciar la productividad agrícola y optimizar la calidad de los productos vegetales. Suelen tener origen biogénico y se formulan a partir de extractos de algas, hidrolizados proteicos, ácidos húmicos y otras sustancias naturales, ejerciendo una acción directa sobre los procesos fisiológicos vegetales. A diferencia de los fertilizantes convencionales, estos compuestos no suministran nutrientes de manera directa ni operan como agentes fitosanitarios, sino que inciden sobre mecanismos fisiológicos vinculados a la nutrición, la resiliencia frente a estrés abiótico y la expresión cualitativa del cultivo (Du Jardin, 2019).

En este marco, la regulación de la Unión Europea clasifica a los bioestimulantes como una "categoría funcional de producto". Conforme a Du Jardin (2019), un bioestimulante vegetal es aquel cuya función primordial es la activación de procesos nutricionales en la planta, al margen de su composición mineral. Su aplicación se orienta a perfeccionar aspectos específicos del desarrollo vegetal o de la rizosfera, tales como la eficiencia en la asimilación de nutrientes, la tolerancia a condiciones abióticas adversas, la expresión de parámetros cualitativos y la biodisponibilidad de elementos en el suelo o entorno rizosférico.

Según Yakhin et al. (2017), un bioestimulante es definido como “un producto formulado de origen biológico que incrementa la productividad vegetal como resultado de propiedades novedosas o emergentes derivadas del conjunto de sus componentes, y no exclusivamente por el suministro de nutrientes esenciales, fitohormonas o agentes protectores”. En síntesis, estos productos promueven el desarrollo vegetal y son particularmente efectivos en mejorar la respuesta de las plantas frente al estrés (véase cuadro 3). A diferencia de los esquemas nutricionales convencionales, los bioestimulantes refuerzan los mecanismos intrínsecos de defensa de las plantas, capacitándolas para anticipar o resistir situaciones críticas como sequía, salinidad o extremos térmicos (Peleato, 2015).

Jindo et al. (2022), citando datos de la EFSA (2021), advierten sobre el incremento sostenido de residuos plaguicidas en productos alimenticios desde 2016. En este escenario, los bioestimulantes emergen como herramientas estratégicas para adaptar cultivos como el melón a condiciones climáticas severas, dada su acción desde la zona radicular.

Asimismo, estos insumos han demostrado mejorar la morfología radicular en cultivos como la vid, operando como promotores de crecimiento de raíces. Al intensificar la absorción de nutrientes, las plantas desarrollan sistemas radicales más robustos, lo que incrementa su resistencia frente a patógenos (INTAGRI, 2015). Un estudio reciente sobre la técnica de priming utilizando emulsión de *Allium sativum* reveló que dicho tratamiento mejora la germinación y el vigor de semillas de melón con cinco años de envejecimiento, ya que las semillas imbibidas en la emulsión mostraron mayor expansión cotiledonar y elongación radicular respecto al testigo. (Sahidah et al. 2025).

Cuadro 2. Estudios sobre el efecto bioestimulante de extractos botánicos en la germinación de semillas.

Semilla/cultivo	Planta usada (extracto)	Solvente (s)	Efecto	Referencia
<i>Cucumis melo</i> (Melón)	<i>Allium sativum</i> (Ajo)	Aceite	Mejora germinación de semillas envejecidas	(Sahidah, et al, 2025)
<i>Solanum melongena L</i> (Berenjena)	<i>Allium sativum</i> (Ajo)	Agua	Altera las enzimas antioxidantes, modula las ROS y mejora el crecimiento temprano de las plántulas	(Muhammad et al, 2019)

<i>Cucumis melo</i> <i>var. Sanctum</i> (Melón)	<i>Moringa</i> <i>Oleifera</i>	Etanol/Dilución en agua	Bioestimulación	(Mashamaite <i>et al</i> , 2022)
<i>Cucurbita pepo</i> L. (Calabaza)	<i>Moringa</i> <i>Oleifera</i>	Agua	Mejor rendimiento y crecimiento de semillas.	(Hegazi <i>et al</i> , 2015)
<i>Moringa Oleifera</i>	<i>Moringa</i> <i>Oleifera</i>	Agua	Mejorar germinación y vigor de semillas	(Nouman <i>et</i> <i>al</i> , 2012)

La actividad antioxidante de las plantas consiste en la capacidad que tienen para producir compuestos que neutralizan los radicales libres, evitando así posibles daños a las células. Dentro de este repertorio de compuestos se incluyen polifenoles, flavonoides, carotenoides y vitaminas, los cuales desempeñan un papel protector frente a condiciones de estrés abiótico (Shahidi y Ambigaipalan, 2015). Su acción ha sido señalada como esencial en los mecanismos de defensa vegetal ante agentes patógenos, radiación ultravioleta y contaminantes ambientales (Gill y Tuteja, 2010). Estos metabolitos secundarios contribuyen de manera significativa a la salvaguarda de los vegetales bajo condiciones adversas, como la exposición a radiación UV, la invasión de fitopatógenos o el daño oxidativo. Su elevada capacidad antioxidante los posiciona como compuestos de interés no solo en el contexto del desarrollo y defensa fisiológica vegetal, sino también en aplicaciones de carácter alimentario, farmacológico y cosmético. (Alsamri *et al.*, 2021).

VI. Materiales y Métodos

La presente indagación fue llevada a cabo en el Laboratorio de Fermentaciones y Biomoléculas, adscrito al Departamento de Ciencia y Tecnología de Alimentos de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, ubicado en la localidad de Buenavista, Saltillo, Coahuila.

Recolección de hojas de *Rhus microphylla*

La recolección de hojas de *R. microphylla* se realizó en la zona conocida como Bajío, en las coordenadas 25°21'27" N y 101°02'14" W dentro de las instalaciones de la universidad. El muestreo se realizó en agosto de 2024, durante la etapa de fructificación del arbusto. Se seleccionaron individuos visiblemente sanos y la colecta se realizó mediante el corte de ramas con tijeras de poda. Posteriormente, el material vegetal fue trasladado al laboratorio, donde se separaron únicamente las hojas y se colocaron en charolas. Finalmente, las muestras se deshidrataron en una estufa de secado durante 48 h a 40 °C.

Extractos

Una vez deshidratada la muestra, se trituraron las hojas y se cribaron (tamiz #20) para obtener partículas de tamaño homogéneo (Figura 3a). Para la elaboración de los extractos, se midieron 11.5 g del material y se combinaron con 125 ml de disolvente (agua/etanol) (Charles-Rodríguez et al., 2021).

La obtención del extracto se efectuó mediante agitación mecánica tradicional, llevada a cabo a 50 °C durante 2 horas a una velocidad de 150 rpm utilizando un agitador orbital (Innova 44 Incubator, New Brunswick Scientific Co., Inc., Edison, NJ, EUA) (Guía-García et al., 2021). Los extractos crudos se depuraron usando una bomba de vacío. Se analizó su composición físico-química conforme a las directrices del Método Oficial de Análisis (AOAC, 1990).

Análisis proximal

Materia Seca

La evaluación de la materia seca resulta esencial para cuantificar la proporción de sólidos en materiales biológicos (Ávalos et al., 2024). Para ello, se utilizaron seis crisoles previamente estabilizados en peso. En cada uno se

depositaron 2 g de muestra, los cuales fueron colocados en una estufa de secado marca Biobase a 30 °C durante 12 horas. Posteriormente, se registró el peso final de las muestras para calcular el porcentaje de materia seca según el protocolo de la AOAC(1999).

Cenizas

Este procedimiento permite cuantificar la fracción inorgánica o contenido mineral total del material mediante incineración controlada en horno mufla (Figura 3b). Inicialmente se realizó una precombustión del material seco en crisol, que luego se introdujo en una mufla marca Taisite durante 2 horas. Una vez transcurrido el tiempo, los crisoles fueron retirados con pinzas, trasladados al desecador por 18 minutos y, finalmente, pesados (AOAC, 1999).

Grasa

Para medir el contenido lipídico, los matraces de fondo redondo fueron previamente deshidratados en una estufa Biobase durante 12 horas hasta alcanzar masa constante. Posteriormente, se colocaron 4 g de muestra en papel de filtración dentro de un cartucho de extracción. A cada matraz se añadieron 250 ml de hexano, ensamblando el sistema Soxhlet junto con un condensador. Se activó la fuente de calor y el flujo de refrigeración, permitiendo el ciclo continuo de extracción durante 6 horas (Figura 3c). Al concluir, se retiraron los cartuchos, se recuperó el disolvente y el matraz con el extracto graso se reintrodujo en la estufa por 12 horas. Luego se enfrió en desecador y se pesó, conforme al método AOAC (1999).

Fibra

La cuantificación de fibra se realizó con 2 g de muestra previamente deslipidada, depositada en un vaso de Berzelius con 100 ml de ácido sulfúrico 0.255 N. La mezcla se calentó a ebullición en un digestor Labconco, contabilizando 30 minutos de digestión desde el punto de ebullición. Posteriormente, se filtró con papel de filtro y embudo, enjuagando con agua caliente para eliminar residuos ácidos. El residuo fue recuperado con espátula, trasladado nuevamente al vaso y tratado con 100 ml de hidróxido de sodio 0.313 N, repitiendo el proceso de digestión por otros 30 minutos. Tras enfriarse, se lavó con agua caliente, el residuo se recuperó y se

transfirió a un crisol previamente pesado (Figura 3d). Este se colocó en mufla durante 2 horas y luego fue enfriado en desecador por 10 minutos antes del pesaje final (AOAC, 1999).

Proteína

Para la determinación del contenido proteico, se pesó 1 g de muestra y se introdujo en un matraz Kjeldahl, añadiendo una cucharada de selenio y 30 ml de ácido sulfúrico concentrado. El matraz se ubicó en el digestor con la fuente de calor encendida por 4 minutos, hasta observar un cambio de tonalidad de marrón oscuro a verde claro. Luego se dejó enfriar, se agregaron 300 ml de agua destilada (Figura 3e). En un matraz Erlenmeyer se vertieron 50 ml de ácido bórico y 5 gotas de indicador mixto; posteriormente, se adicionaron cuidadosamente 110 ml de hidróxido de sodio al 45% y 7 g de zinc (AOAC, 1999).

Nitrógeno Total

El porcentaje de nitrógeno total fue estimado indirectamente mediante la diferencia entre el 100% y la suma de los porcentajes obtenidos de cenizas, grasa, proteína y fibra cruda, resultando en el valor correspondiente al extracto libre de nitrógeno (ELN) (Figura 3f) (AOAC, 1999).

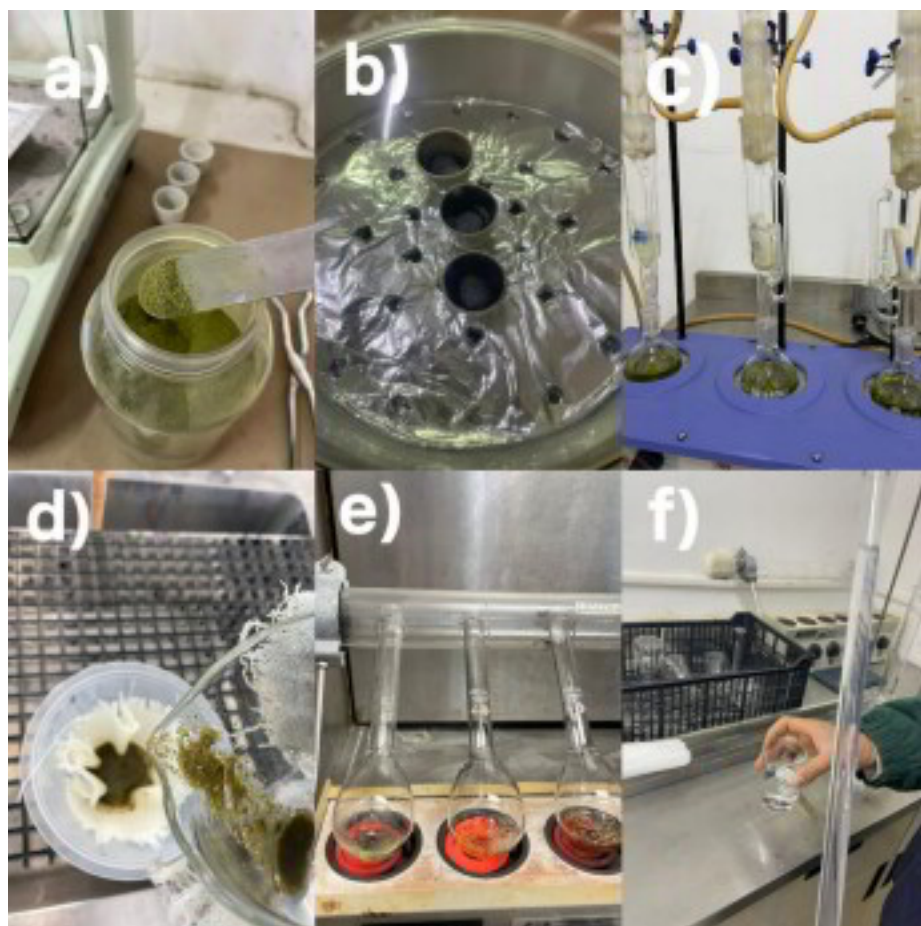


Figura 3. Análisis proximal de *R. microphylla*. a) extracto pulverizado, b) muestras incineradas, c) determinación de grasas por el método Soxhlet, d) determinación de fibra mediante digestión, e) prueba de determinación de proteína mediante el método Kjeldahl y f) titulación de nitrógeno total. Fuente: Elaboración propia, 2024.

Actividad antioxidante

El perfil fitoquímico de cada extracto fue examinado mediante métodos espectrofotométricos empleando un lector de microplacas acoplado a un espectrofotómetro UV-VIS marca Biobase. En particular, se cuantificó el contenido de compuestos fenólicos totales, pertenecientes al grupo de metabolitos secundarios del metabolismo vegetal, incluyendo flavonoides, taninos, ligninas y ácidos fenólicos.

Fenoles Totales

La cuantificación de los compuestos fenólicos totales se realizó utilizando el ensayo colorimétrico de Folin-Ciocalteu, de acuerdo con la metodología descrita por Turturică et al. (2015), con adaptaciones específicas. Las lecturas fueron tomadas a una longitud de onda de 750 nm en el espectrofotómetro de microplacas.

Ensayo ABTS

El procedimiento basado en el radical ABTS [ácido 2,2'-azinobis-(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)] fue ejecutado conforme a Re et al. (1999). Se preparó una solución de ABTS a una concentración de 7 mM y se utilizó Trolox (15 μ M) como patrón de referencia. Los resultados se expresaron como micromoles de capacidad antioxidante equivalente de Trolox por gramo de muestra desgrasada (μ mol TEAC g⁻¹ PS). Las mediciones se realizaron a 750 nm.

Ensayo DPPH

Para la evaluación mediante el radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo), se siguió la técnica descrita por Brand-Williams et al. (1995), con modificaciones de Prado et al. (2009) y Mensor et al. (2001). Se utilizó una alícuota de 2.9 ml de una solución de DPPH al 0.1 mM (0.03943 g disueltos en 10 ml de etanol al 80%). Se empleó Trolox (150 mg/L) como estándar y los resultados se expresaron en mg TEAC g⁻¹ PS. Las lecturas se efectuaron a una longitud de onda de 517 nm.

Metabolitos Secundarios

Para detectar la presencia de metabolitos secundarios se aplicaron ensayos colorimétricos específicos:

- **Alcaloides:** Se preparó el reactivo de Wagner disolviendo 1.27 g de yoduro resublimado y 2 g de yoduro de potasio en 20 ml de agua, aforando posteriormente a 100 ml. Se añadieron 5 gotas de este reactivo a las muestras (Godlewska et al., 2022).
- **Flavonoides:** Se utilizó la prueba alcalina, añadiendo 2 gotas de cloruro férrico a los extractos acuosos (etanólico y metanólico). La aparición de una

tonalidad verde oscura indicó la presencia de estos compuestos (Kancherla et al., 2019).

- **Quinonas:** Se disolvieron 500 mg de cada extracto en una mezcla 1:1 de agua destilada estéril y metanol, añadiendo 1 ml de ácido sulfúrico concentrado. La manifestación de una coloración rojiza evidenció la presencia de quinonas (García-Granados et al., 2019).
- **Saponinas:** Se empleó la prueba de formación de espuma. Se mezcló 1 ml de extracto con 9 ml de agua destilada, agitando durante 30 segundos y dejando en reposo por 15 minutos. La aparición de una espuma superior a 5 mm confirmó su presencia (Godlewska et al., 2022).

pH y Conductividad Eléctrica

Las evaluaciones de pH y conductividad eléctrica se llevaron a cabo en los extractos acuosos y etanólicos mediante un potenciómetro y un conductímetro portátil. Los electrodos se calibraron previamente con soluciones tampón, enjuagándose posteriormente con agua destilada antes de realizar las mediciones. Cada determinación se efectuó por triplicado.

Evaluación de germinación y efecto bioestimulante

Antes de realizar el experimento de germinación, las semillas fueron escogidas manualmente y enjuagadas con agua destilada con el fin de remover posibles remanentes derivados del almacenamiento. Posteriormente, se sometieron a un proceso de imbibición durante 2 horas en tubos de ensayo que contenían las



Figura 4. Semillas tratadas previamente con los tratamientos. Fuente: Elaboración propia, 2025.

soluciones correspondientes a cada tratamiento, conforme a lo indicado por Galbán-Méndez et al. (2021). (Figura 4).

Para evaluar la germinación y el posible efecto bioestimulante de los tratamientos, se acondicionaron cajas Petri con papel filtro recortado a su tamaño. En cada caja se distribuyeron uniformemente 10 semillas de *Cucumis melo* var. *cantaloupe*, utilizando pinzas estériles y procurando una separación adecuada entre ellas para evitar interferencias en el crecimiento inicial. El papel filtro se humedeció con 2 ml de agua destilada estéril, asegurando condiciones de humedad homogéneas. Posteriormente, las cajas se etiquetaron y se mantuvieron en condiciones controladas durante 14 días, a una temperatura de 25–30 °C.

Se estableció un testigo y siete tratamientos: extractos al 5 % de concentración y diluciones a 10^{-8} , 10^{-6} y 10^{-4} .

Las placas Petri se acondicionaron con papel de filtro y se dispusieron nuevamente 10 semillas por unidad. Los tratamientos fueron administrados directamente sobre las semillas en una dosis uniforme de 2 ml. Las observaciones se efectuaron bajo condiciones ambientales reguladas: un fotoperiodo de 10 horas de luz y 14 horas de oscuridad, con una temperatura constante de 25 °C durante un periodo de siete días. La irrigación fue diferenciada según el tratamiento: para el extracto etanólico, se aplicaron 2 ml cada ocho horas; para los tratamientos restantes, se suministraron 2 ml cada 12 horas utilizando exclusivamente agua destilada estéril (Figura 5).

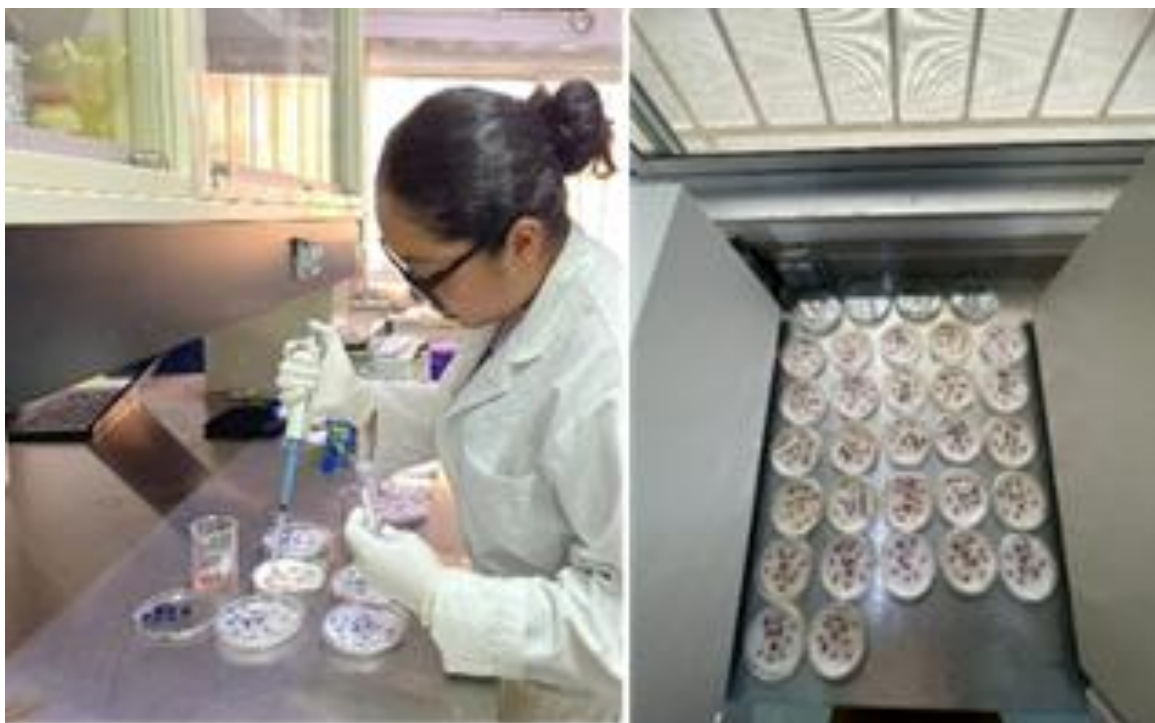


Figura 5. Aplicación de tratamientos a semillas de melón. Fuente: Elaboración propia, 2025.

El efecto bioestimulante de los extractos se evaluó mediante las siguientes variables: germinación estándar, la cual se midió mediante las pruebas de germinación, largo de plúmula (LP), largo de radícula (LR), ambas variables se midieron usando un vernier manual. El IVG, TMG y el PEM fueron evaluados por h durante una semana.

El IVG se computo por la ecu. 1 precisada por Maguire (1962).

$$IVG = \sum \frac{T_i}{G_i} \dots\dots\dots \text{Ecuación 1}$$

Donde:

- G_i = número de semillas germinadas en el día iii
- T_i = tiempo transcurrido desde el inicio del ensayo (días)
- $\sum$ = suma de todas las observaciones diarias

La ecuación 2, fue empleada para calcular el Tiempo Medio de Germinación (TMG), propuesta por Ellis y Roberts (1981).

$$TMG = \frac{\sum(n_i \cdot t_i)}{\sum n_i} \dots\dots\dots \text{Ecuación 2}$$

Donde:

- n_i = número de semillas germinadas en el tiempo t_i
- t_i = tiempo transcurrido desde el inicio del ensayo (días)
- $\sum n_i$ = número total de semillas germinadas

El porcentaje de emergencia (PEM) se obtuvo con la siguiente formula:

$$PEM = \frac{\text{No. de plántulas emergidas en último conteo}}{\text{No. de semillas sembradas}} * 100$$

Análisis estadístico

Se implementó un análisis estadístico no paramétrico para examinar las variables consideradas en el estudio. El Índice de Velocidad de Germinación (IVG) y el Tiempo Medio de Germinación (TMG) fueron analizados mediante un análisis de varianza (ANOVA). La asociación entre la longitud de la plúmula y la radícula se evaluó utilizando la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk. Para determinar la relación entre los tratamientos aplicados, se utilizó la correlación de Spearman. Adicionalmente, las diferencias entre tratamientos fueron analizadas mediante la prueba de rangos con signo de Wilcoxon, adoptando un umbral de significancia estadística de $p < 0.0001$.

El procesamiento estadístico se efectuó con el software GraphPad Prism, versión 10.6.1. Todas las evaluaciones se realizaron en tres repeticiones bajo un esquema de diseño completamente aleatorizado.

VII. Resultados y Discusión

El análisis proximal permitió caracterizar los principales metabolitos primarios del material vegetal analizado (Cuadro 3); cuando el contenido de cenizas es relativamente alto, sugiere presencia de minerales esenciales; lo que puede relacionarse con la capacidad de las especies de la familia Anacardiaceae para crecer en suelos con alto o bajo contenido de minerales. El bajo contenido lipídico es común en tejidos foliares de plantas no oleaginosas. La proteína cruda está relacionada con metabolitos secundarios como fenoles y taninos. El contenido de fibra se caracteriza por estar presente en las estructuras vegetales de la familia Anacardiaceae, ya que son ricas en celulosa, hemicelulosa y lignina (Nwosu *et al.*, 2023, Palma y Román, 2003).

Los valores obtenidos de cenizas, proteína, grasa y fibra son consistentes con lo reportado para especies del género *Rhus* y la familia Anacardiaceae, las cuales se caracterizan por una elevada fracción mineral y estructural, así como un bajo contenido lipídico, rasgos típicos de plantas adaptadas a ambientes áridos y semidesérticos (Cuadro 3). En este sentido, Guía-García *et al.* (2021) reportaron en *Rhus microphylla* altos contenidos de cenizas y fibra, asociados a una fracción mineral elevada y a paredes celulares ricas en celulosa y lignina, además de bajo contenido de lípidos, lo cual coincide con los resultados (ceniza 6.60 %, grasa 3.18 %). El contenido proteico moderado también concuerda con especies del semidesierto, así como una estructura fibrosa importante, lo que explica el valor de fibra (10.28 %) que reporta Flores-López *et al.* (2024).

En otro estudio sobre *Anacardium occidentale*, se reportó el contenido moderado de proteína, bajo nivel de lípidos y alta fracción fibrosa, características estructurales comunes dentro de la familia Anacardiaceae (Nwosu *et al.*, 2023).

Cuadro 3. Media y desviación estándar de muestras de *R. microphylla* en análisis proximal.

Componente	Porcentaje (%)
Ceniza	6.60 ± 0.11
Proteína	12.703 ± 0.25
Grasas	3.18 ± 0.008
Fibra	10.28 ± 0.32

De acuerdo con la literatura y los resultados obtenidos del presente estudio, el análisis bromatológico y químico de *Rhus microphylla* muestra una composición dominada por carbohidratos y minerales, con bajo contenido de lípidos y proteínas, así como valores elevados de sólidos solubles y cenizas, lo que refleja una importante fracción mineral y metabolitos hidrosolubles. Estas características son consistentes con plantas del semidesierto y contribuyen a la estabilidad y bioactividad de sus extractos (Guía-García *et al.*, 2021; Flores-López *et al.*, 2024).

Los resultados mostraron que, en el ensayo para determinar el contenido de fenoles totales, el extracto acuoso posee mayor actividad (0.68mg±0.01) en comparación con el extracto etanólico (0.33mg± 0.01). Por el contrario, el extracto etanólico tuvo mayor actividad antioxidante en el ensayo ABTS (0.17mg±0.03) en comparación con el acuoso (0.096mg ±0.02), de igual manera en DPPH, donde el extracto etanólico tiene mayor actividad (0.5mg±0.01) a diferencia del extracto acuoso (0.34mg ±0.00) (Cuadro 4). Lo que concuerda con estudios previos que demuestran que el solvente afecta tanto la cantidad como la naturaleza de los compuestos extraídos (Xu y Chang, 2007), donde se observó que solventes más polares como el agua tienden a extraer una mayor cantidad de compuestos fenólicos totales, mientras que solventes orgánicos como el etanol favorecen la extracción de compuestos menos polares con mayor reactividad ante radicales libres. De manera similar, Dapkevicius *et al.* (1998) y Kim *et al.* (2003) mostraron que perfiles de extracción diferentes conducen a variaciones en la actividad antioxidante medida por métodos basados en radicales libres, enfatizando que

fenoles totales altos no siempre implican mayor capacidad antioxidante en todos los ensayos.

Cuadro 4. Contenido de Fenoles Totales (CFT) y antioxidantes ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)) y DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo).

Extracto	Muestra	CFT (mg/GAE g)	ABTS (mg trolox/g)	DPPH (mg trolox/g)
Etanólico	<i>R. microphylla</i>	0.33± 0.01	0.17±0.03	0.5±0.01
Acuoso	<i>R. microphylla</i>	0.68±0.01	0.096±0.02	0.34±0.00

Media ± desviación estándar.

Diversos estudios fitoquímicos de *Rhus microphylla* han mostrado su alta concentración de compuestos fenólicos totales, los cuales se han correlacionado positivamente con su capacidad antioxidante en ensayos de DPPH y ABTS. En análisis de frutos, se ha identificado un elevado contenido de ácido gálico y otros polifenoles, los cuales se correlacionan con actividades antioxidantes y biológicas significativas como la captación de radicales libres (Guía-García *et al.*, 2021).

En el análisis de metabolitos secundarios, se identificaron flavonoides y alcaloides en ambos extractos, pero no se detectaron quinonas ni saponinas (Figura 6 y Cuadro 5). Lo que sugiere la presencia de compuestos antioxidantes, pero no de componentes antimicrobianos (Cushnie y Lamb, 2005).

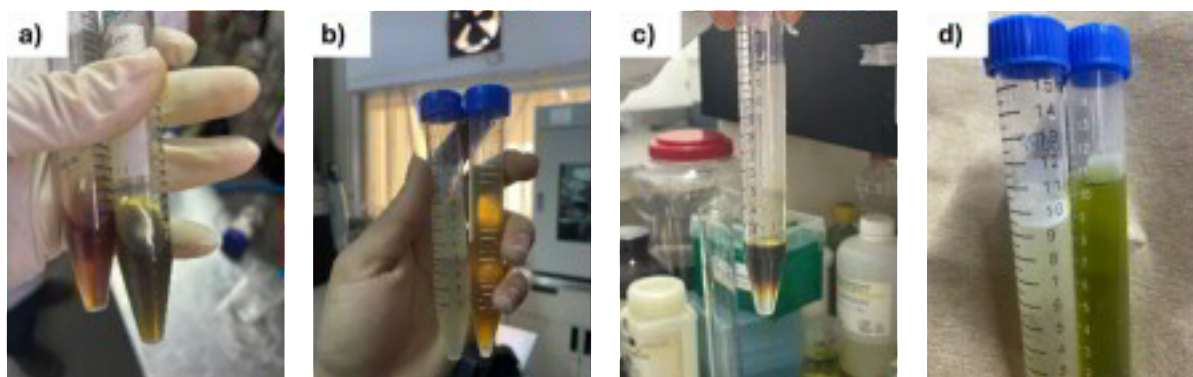


Figura 6. Pruebas de colorimetría para determinar presencia de metabolitos secundarios: a) alcaloides, b) flavonoides, c) quinonas y d) saponinas. Fuente: Elaboración propia, 2025.

Cuadro 5. Metabolitos secundarios

Metabolito	Extracto	Técnica	Indicador	Presencia
Alcaloides	Acuoso	Reactivo de Wagner	Color rojizo	**
	Etanólico			***
Saponinas	Acuoso	Prueba de espuma	Espuma > 5mm	No presente
	Etanólico			No presente
Flavonoides	Acuoso	Prueba alcalina	Color amarillo y decoloración	**
	Etanólico			***
Quinonas	Acuoso	Prueba de quinonas	Color rojizo	No presente
	Etanólico			No presente

Presencia moderada, *Presencia alta.

De manera complementaria, en extractos de hojas obtenidos mediante calentamiento óhmico también se han descrito compuestos como catequina y epicatequina galato, los cuales contribuyen a la capacidad funcional del extracto (Flores *et al.*, 2024). Estos metabolitos secundarios son consistentes con el potencial farmacológico y nutracéutico atribuido a esta especie y refuerzan su consideración como fuente de bioactivos para aplicaciones agrícolas y de salud.

Los resultados obtenidos muestran diferencias significativas en el pH y la conductividad eléctrica (CE) entre los extractos etanólico y acuoso de *Rhus microphylla* (Cuadro 6), lo cual puede atribuirse al efecto del solvente de extracción sobre el perfil químico obtenido. El extracto etanólico presentó un pH cercano a la neutralidad (6.85 ± 0.06) y una CE promedio de $34.67 \pm 3.06 \mu\text{S/cm}$, mientras que el extracto acuoso mostró un pH más ácido (5.66 ± 0.53) y conductividad eléctrica nula ($0 \mu\text{S/cm}$).

Por otra parte, se ha documentado que extractos ricos en polifenoles presentan mayor estabilidad química en rangos de pH ligeramente ácidos, mientras

que los extractos etanólicos muestran menor variabilidad, como se observa en el extracto etanólico evaluado (± 0.06) (Ignat *et al.*, 2011). La ausencia de conductividad eléctrica en el extracto acuoso sugiere una baja concentración de sales inorgánicas libres, indicando que la acidez registrada se debe principalmente a la presencia de metabolitos secundarios orgánicos y no a minerales disueltos, comportamiento previamente descrito en extractos vegetales obtenidos en agua destilada (Dapkevicius *et al.*, 1998).

Estudios demuestran que, en ecosistemas áridos y semidesérticos, los suelos donde domina la vegetación tolerante a la salinidad presentan altos valores de conductividad eléctrica, reflejo de mayor concentración de sales disueltas en el edáfico, lo que obliga a las plantas a desarrollar adaptaciones fisiológicas específicas para tolerar estrés osmótico, como la acumulación de solutos. En suelos dominados por especies tolerantes, se han registrado valores CE de hasta ~ 10.70 dS m⁻¹ (Muzdalfa *et al.*, 2008).

Cuadro 6. pH y CE de extracto etanólico y acuoso *R. microphylla*

Diluciones	Extracto etanólico de <i>R. microphylla</i>		Extracto acuoso de <i>R. microphylla</i>	
	pH	CE (μ S/cm)	pH	CE (μ S/cm)
10⁻⁴	6.80	0038	6.06	0000
10⁻⁶	6.91	0032	5.85	0000
10⁻⁸	6.85	0034	5.06	0000
DE	6.85 $\pm$ 0.06	34.67 $\pm$ 3.06	5.66 $\pm$ 0.53	0000

Media $\pm$ desviación estándar.

Evaluación de la germinación

La germinación mostró un incremento progresivo a lo largo del tiempo en todos los tratamientos, con inicio entre las 36 y 60 h y estabilización entre las 120 y 168 h (Figura 7).

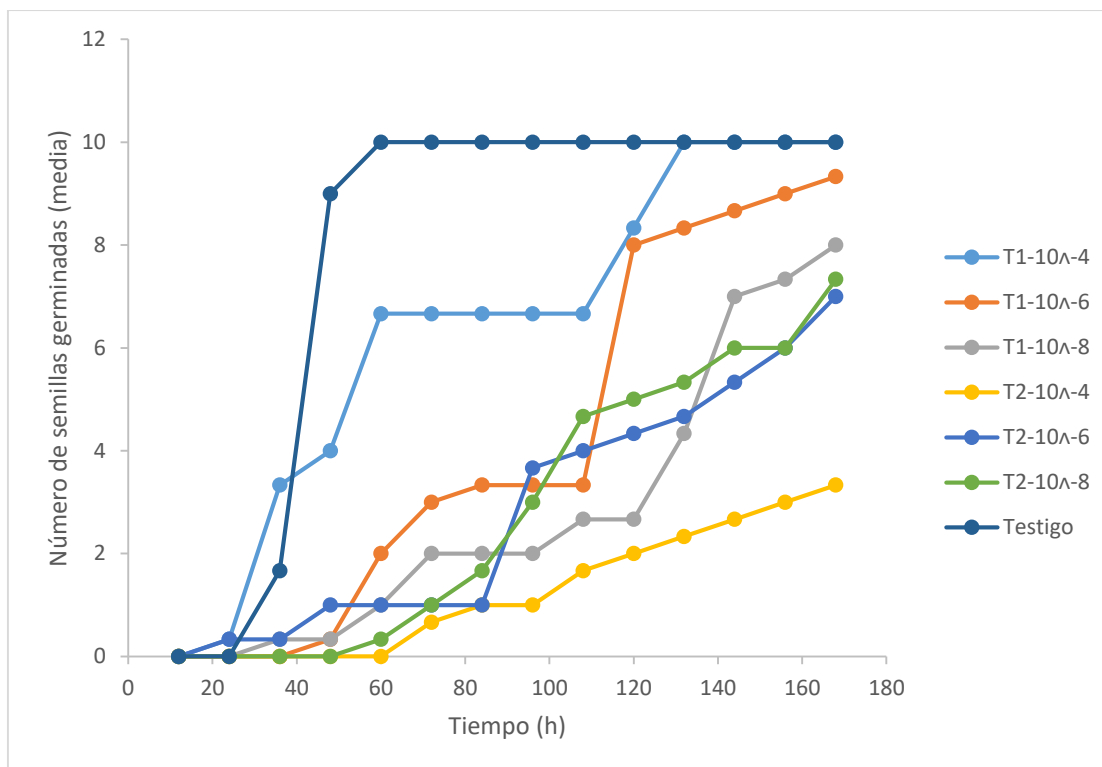


Figura 7. Número de semillas germinadas cada 12 h, extracto acuoso T1 (10^{-4}), T1 (10^{-6}), T1 (10^{-8}) y extracto etanólico T2 (10^{-4}), T2 (10^{-6}), T2 (10^{-8}).

El índice de velocidad de germinación (IVG) y el tiempo medio de germinación (TMG) se analizaron mediante un análisis de varianza de una vía (ANOVA), considerando como factor el tratamiento. Se detectaron diferencias significativas entre los grupos evaluados ($F = 3.8$; $p = 0.0185$). El testigo presentó los valores más altos de IVG y el menor TMG, mientras que el tratamiento T2 mostró el mayor efecto inhibitorio sobre la germinación (Cuadro 7).

Cuadro 7. Índice de velocidad de germinación (IVG) y tiempo medio de germinación en h (TMG).

Tratamiento	Concentraciones	IVG	TMG (h)
Testigo	0	10.0	47.2
T1	10^{-4}	10.0	72.8
T1	10^{-6}	8.33	106.3
T1	10^{-8}	8.00	128.2
T2	10^{-4}	2.67	120.13
T2	10^{-6}	6.33	110.8
T2	10^{-8}	6.67	113.08

La longitud de la radícula fue significativamente mayor que la longitud de la plúmula (Figura 8). El análisis se realizó mediante la prueba no paramétrica de Wilcoxon para muestras pareadas, debido a la naturaleza emparejada de los datos. Los resultados mostraron diferencias estadísticamente significativas entre ambas estructuras ($p = 0.0013$; $p < 0.05$). El valor de la suma de rangos con signo (W) fue de -116.0, con una mayor contribución de rangos negativos (-126.0) frente a los positivos (10.0). La mediana de las diferencias (plúmula-radícula) fue de -0.75, lo que indica que, en promedio, la radícula presentó mayores valores de longitud que la plúmula.

Esta superioridad significativa en la longitud de la radícula respecto a la plúmula ($p = 0.0013$) representa un indicador favorable de vigor vegetativo. Este comportamiento sugiere que el extracto acuoso promueve una asignación de biomasa orientada al fortalecimiento del sistema radicular. Al respecto, Yakhin et al. (2017) mencionan que los bioestimulantes vegetales pueden optimizar el desarrollo de las raíces al mejorar la absorción de nutrientes y la respuesta al estrés. Por otro lado, la asimetría funcional observada, donde la raíz domina sobre la plúmula en las primeras 72 h, coincide con lo expuesto por Macías et al. (2007), quienes indican que ciertos metabolitos secundarios pueden estimular la división celular en tejidos

meristemáticos específicos, garantizando un establecimiento exitoso del cultivo bajo condiciones ambientales variables.

Adicionalmente, se evaluó la efectividad del emparejamiento mediante el coeficiente de correlación de Spearman, obteniéndose un valor elevado ($r_s = 0.8805$), estadísticamente significativo ($p < 0.00001$, una cola) lo que indica una fuerte asociación entre ambas variables dentro de cada individuo. Esto permitió aumentar la potencia estadística de la prueba y reducir la variabilidad atribuible a diferencias individuales.

Se empleó la prueba de Wilcoxon para muestras relacionadas al no cumplirse el supuesto de normalidad de los datos y tratarse de mediciones emparejadas correspondientes al mismo individuo. Esta prueba permitió evaluar diferencias en la tendencia central entre la longitud de la plúmula y la radícula de manera robusta.

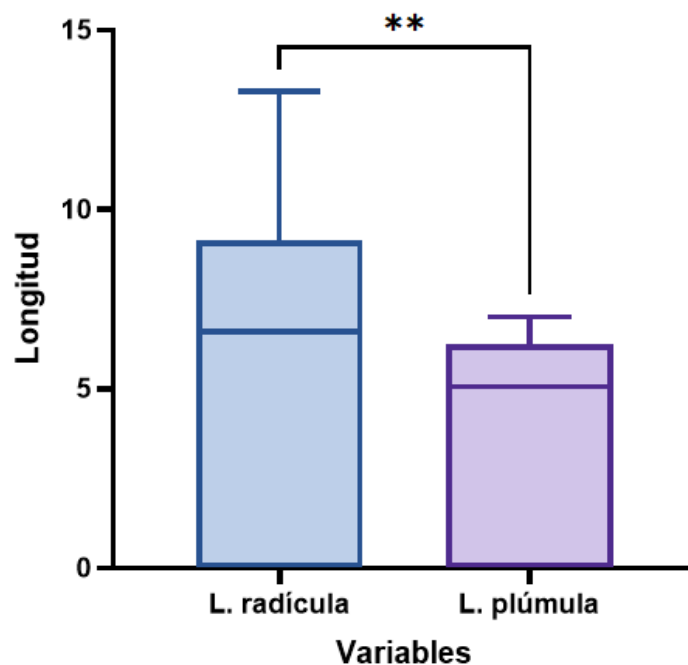


Figura 8. Comparación de la longitud de la radícula y la plúmula

Se observó que la radícula presentó una longitud significativamente mayor que la plúmula ($**p < 0.01$), de acuerdo con la prueba de Wilcoxon para muestras

pareadas. Las cajas representan el rango intercuartílico, la línea central la mediana y los bigotes el rango.

El testigo tuvo el menor TMG y el mayor IVG. El tratamiento acuoso T1 con la concentración 10^{-4} logró buena germinación. Además, se observó que a mayor dilución en el extracto acuoso T1 a las concentraciones 10^{-6} y 10^{-8} , el TMG aumentó y el IVG bajó ligeramente. El tratamiento T2, extracto etanólico, fue menos efectivo en general, menor IVG y mayor TMG en todos los niveles. El hecho de que el tratamiento testigo presentara el menor tiempo medio de germinación (TMG) y el mayor índice de velocidad de germinación (IVG) se debe a la ausencia de solutos que pudieran retrasar la fase de imbibición. En agua pura, el potencial hídrico es máximo, lo que permite una entrada rápida de agua a la semilla para activar el metabolismo basal sin resistencia osmótica. Según Xu y Chang (2007), los extractos acuosos son generalmente más compatibles con la fisiología inicial de la semilla, ya que no generan estrés osmótico ni toxicidad que interfiera con la emergencia de la radícula.

García *et al.* (2025) evaluaron el efecto de extractos de brócoli (*Brassica oleracea*) en semillas de melón (*Cucumis melo*), aplicados mediante imbibición. Los autores reportaron un incremento significativo en el porcentaje de germinación y en el vigor de las plántulas, evidenciado por una mayor longitud radicular y de la plúmula, así como por una mayor acumulación de biomasa fresca y seca en comparación con el tratamiento control. Para la obtención de los extractos vegetales emplearon etanol como solvente de extracción; no obstante, dichos extractos fueron posteriormente diluidos en agua destilada para su aplicación a las semillas.

El 100 % de emergencia observado con el extracto acuoso con una concentración de 10^{-4} y los valores aún altos a concentraciones de 10^{-6} y 10^{-8} indican que los compuestos hidrosolubles presentes actúan como bioestimulantes, favoreciendo procesos fisiológicos tempranos como la activación enzimática y la elongación celular. Diversos estudios señalan que los extractos acuosos suelen ser más compatibles con la imbibición de semillas, ya que no generan estrés osmótico ni toxicidad inicial (Xu y Chang, 2007; Yakhin *et al.*, 2017).

En contraste, el bajo porcentaje de emergencia (33.33 %) con el extracto etanólico a una concentración de 10^{-4} puede atribuirse a un efecto fitotóxico dependiente de la concentración, ya que el etanol extrae compuestos fenólicos menos polares y en mayor concentración, los cuales pueden inhibir la germinación al interferir con la permeabilidad de membranas y el metabolismo respiratorio de la semilla (Dapkevicius *et al.*, 1998; Macías *et al.*, 2007). La mejora observada en las concentraciones 10^{-6} , 10^{-8} (70–73 %) respalda que la dilución reduce la toxicidad, permitiendo que los metabolitos ejerzan un efecto estimulante moderado (Cuadro 8).

Este comportamiento ha sido ampliamente documentado en estudios de alelopatía y bioestimulación, donde dosis bajas de extractos vegetales promueven la germinación, mientras que concentraciones altas generan inhibición (Calabrese y Baldwin, 2003; Macías *et al.*, 2007).

Cuadro 8. Porcentaje de emergencia (PEM) por concentración

Tratamiento	Concentración	% semillas germinadas
Acuoso	N1 (10^{-4})	100
	N2 (10^{-6})	93
	N3 (10^{-8})	93
Etanólico	N1 (10^{-4})	33.33
	N2 (10^{-6})	70
	N3 (10^{-8})	73

VIII. Conclusión

En el presente estudio se logró desarrollar y caracterizar un biostimulante a partir de extractos de una planta del semidesierto. El extracto acuoso de *R. microphylla* demostró propiedades bioestimulantes efectivas para la germinación de *C. melo*, lo que resalta su potencial uso en prácticas agrícolas sostenibles. Por el contrario, el extracto etanólico mostró efectos inhibidores, evidenciando la importancia del tipo de extracción en la funcionalidad del bioestimulante.

El uso de extractos de especies del género *Rhus* representa una alternativa prometedora para el desarrollo de bioestimulantes de origen vegetal, particularmente por su alta concentración de compuestos fenólicos, flavonoides y otros metabolitos secundarios asociados a la regulación del crecimiento vegetal. Al tratarse de una planta adaptada a condiciones áridas y semidesérticas, *Rhus microphylla* sintetiza metabolitos con funciones protectoras que pueden ser aprovechados para mejorar la germinación y el establecimiento inicial de los cultivos, contribuyendo a sistemas agrícolas más sostenibles y con menor dependencia de insumos sintéticos. Para futuro seguimiento de este estudio, se sugiere profundizar en la identificación y cuantificación específica de los compuestos bioactivos responsables del efecto bioestimulante observado, así como evaluar a diferentes concentraciones y métodos de aplicación en etapas posteriores al desarrollo vegetal.

Literatura Citada

1. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2021). Panorama agroalimentario 2021. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). https://nube.agricultura.gob.mx/panorama_siap/2021.pdf
2. Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2018, 5 diciembre). El aumento de la contaminación del suelo amenaza la inocuidad y la seguridad alimentaria. <https://www.fao.org/global-soil-partnership/resources/highlights/detail/es/c/1173664/>
3. Benavides-Mendoza, A. (2021). Bioestimulantes agrícolas: importancia y definición. DOI: <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.21104.58889>
4. Instituto para la Innovación Tecnológica en la Agricultura (INTAGRI). (2015). Bioestimulantes: definición, tipos y beneficios en la agricultura. INTAGRI. <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/bioestimulantes-definicion-tipos-y-beneficios>
5. Ignat, I., Stingu, A., Volf, I., Popa, V. I. (2011). Characterization of grape seeds aqueous extract and possible application in biological systems. *Cellulose Chemistry and Technology*, 45, 205–209.
6. Jasso, D. (2020). Extractos de plantas del semidesierto en la inducción del crecimiento de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. DOI: <https://doi.org/10.19136/era.a7nl.2342>
7. Jasso, D. (2024). Extractos de plantas del semidesierto en la inducción del crecimiento, rendimiento y calidad de pepino (*Cucumis sativus* L.). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. DOI: <https://doi.org/10.19136/era.a11n3.4186>
8. Sahidah, L., and Wahyudi, N. S. A. (2025). Improving germination of aged melon seed using garlic oil emulsion. *Indonesian Journal of Agronomy (Jurnal Agronomi Indonesia)*, 53(1), 54–63. DOI: <https://dx.doi.org/10.24831/jai.v53i1.61729>
9. Guía-García, J. L., Charles-Rodríguez, A. V., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Genisheva, Z., Robledo-Olivo, A., Reyes-Valdés, M. H., Ramírez-Godina, F., García-Osuna, H. T., and Flores-López, M. L. (2021). Phenolic composition and biological properties of *Rhus microphylla* and *Myrtillocactus geometrizans* fruit extracts. *Plants*, 10(10), Article 2010. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10102010>

10. Muhammad, I., Ashraf, M., Shahzad, S. M., and Akram, N. A. (2019). Garlic (*Allium sativum* L.) extract modulates antioxidant enzymes, reactive oxygen species and improves early seedling growth of eggplant (*Solanum melongena* L.). *Scientia Horticulturae*, 250, 94–101. DOI: <https://doi.org/10.3390/app9112203>
11. Mashamaite, C. V., Ngcobo, B. L., Manyevere, A., Bertling, I., and Fawole, O. A. (2022). Evaluación de la utilidad del extracto de hoja de *Moringa oleifera* como bioestimulante para complementar fertilizantes sintéticos: Una revisión. *Plants*, 11(17), 2214. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants11172214>
12. Hegazi, A. Z., Ismaiel, A. Y., and Anany, T. G. (2015). Improving growth and seed yield of squash by foliar applications with moringa leaves extract, ascorbic acid or benzyladenine. *Egyptian Journal of Horticulture*, 42(1), 579–590.
13. Nouman, W., Basra, S. M. A., Yasmeen, A., and Gull, T. (2014). Seed priming improves the emergence potential, growth and antioxidant system of *Moringa oleifera* under saline conditions. *Plant Growth Regulation*, 73, 267–278. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10725-014-9887-y>
14. Kerje, T., and Grum, M. (2000). The origin of melon, *Cucumis melo*: A review of the literature. *Acta Horticulturae*, 510, 37–44. DOI: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2000.510.5>
15. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). (2021). Panorama agroalimentario 2021. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), Gobierno de México. https://nube.agricultura.gob.mx/panorama_siap/2021.pdf
16. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). (2024). Panorama agroalimentario 2024. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), Gobierno de México. https://nube.agricultura.gob.mx/panorama_siap/2024.pdf
17. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). (2011). Sistema de Información de Organismos Vivos Modificados (SIOM). Gobierno de México. <https://www.conabio.gob.mx/siom/>
18. Instituto de Estudios Científicos y Tecnológicos en Biología Agrícola (IECTBA). (2022). Descripción botánica y características morfológicas del melón (*Cucumis melo* L.). IECTBA.
19. Andrés Hernández, A.R.; Morrone, J.J.; Terrazas, T.; López Mata, L. Análisis de Trazos de Las Especies Mexicanas de *Rhus* Subgénero *Lobadium* (angiospermae: Anacardiaceae). *Interciencia* 2006, 31.

20. Yi, T.; Miller, A.J.; Wen, J. Phylogenetic and Biogeographic Diversification of *Rhus* (Anacardiaceae) in the Northern Hemisphere. *Mol Phylogenet Evol* 2004, 33, 861–879, DOI: 10.1016/J.YMPEV.2004.07.006.
21. Vargas-Ruiz, R.; Montiel-Ruiz, R.M.; Zamilpa, A.; Gonzalez-Cortazar, M.; Herrera-Ruiz, M.L.; Molina-Cabrera, J.; Juárez-Aragón, M.C.; Flores-Murrieta, F.J. Bio-Guided Study of the Antinociceptive, Anti-Inflammatory, and Free-Radical Scavenging Capacity of the Leaves of *Rhus Virens* Lindh. Ex A. Gray and Its Possible Mechanism of Antinociception. *J Ethnopharmacol* 2023, 300, 115756, DOI: 10.1016/J.JEP.2022.115756.
22. Abu-Reidah, I. M., Jamous, R. M., and Ali-Shtayeh, M. S. (2014). Phytochemistry, pharmacological properties and industrial applications of *Rhus coriaria* L. (Sumac): A review. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 7(4), 233–244. DOI: 10.12816/0008245
23. Guía-García, J.L., Charles-Rodríguez, A.V., López-Romero, J.C. , Torres-Moreno, H. , Genisheva, Z., Robledo-Olivo, A., Reyes-Valdés, M.H., Ramírez-Godina, F., García-Osuna, H.T., and Flores-López, M.L. (2021). "Composición fenólica y propiedades biológicas de los extractos de frutos de *rhus microphylla* y *myrtillocactus geometrizans*" *Plantas*, 10(10), Artículo 2010. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10102010>
24. Harris, H. T. (1990). *Rhus microphylla* Engelm. (Littleleaf sumac). In R. M. Burns and B. H. Honkala (Eds.), *Silvics of North America: Vol. 2. Hardwoods* (pp. 637–640). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
25. Du Jardin, P. (2019). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 196, 3–14. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>
26. Yakhin, O. I., Lubyantsev, A. A., Yakhin, I. A., and Brown, P. H. (2017). Biostimulants in plant science: A global perspective. *Frontiers in Plant Science*, 7, 2049. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.02049>
27. Peleato, P. (2015). Por qué los bioestimulantes son necesarios para la agricultura. *Terralia*, (101), 1–12. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=5811172>
28. European Food Safety Authority (EFSA). (2023). The 2021 European Union report on pesticide residues in food. *EFSA Journal*, 21(4), 7939. DOI: <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2023.7939>
29. Instituto para la Innovación Tecnológica en Agricultura (INTAGRI). (2015). Bioestimulantes: definición, tipos y beneficios en la agricultura. INTAGRI. <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/bioestimulantes-definicion-tipos-y-beneficios>

30. Sahidah, A., Nurhidayati, T., and Pratama, R. A. (2025). Seed priming with garlic (*Allium sativum* L.) emulsion improves germination and vigor of aged melon (*Cucumis melo* L.) seeds. *Journal of Seed Science*, 47(1), 1–10. DOI: <https://dx.doi.org/10.24831/jai.v53i1.61729>
31. Guía-García, J. L., Charles-Rodríguez, A. V., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Genisheva, Z., Robledo-Olivo, A., Reyes-Valdés, M. H., Ramírez-Godina, F., García-Osuna, H. T., and Flores-López, M. L. (2021). Phenolic composition and biological properties of *Rhus microphylla* and *Myrtillocactus geometrizans* fruit extracts. *Plants*, 10(10), Article 2010. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10102010>
32. Association of Official Analytical Chemists (AOAC). (1990). *Official methods of analysis* (15th ed.). AOAC International.
33. Ávalos, J. A., Hernández, L. M., García, R. E., and López, S. P. (2024). Determinación de materia seca como indicador del contenido sólido en materiales biológicos y vegetales. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 15(2), 245–254.
34. Association of Official Analytical Chemists (AOAC). (1999). *Official methods of analysis* (16th ed.). AOAC International.
35. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (1993). *Manual of food quality control. 7: Food analysis—General techniques, additives, contaminants, and composition*. FAO Food and Nutrition Paper No. 14/7. FAO.
36. Association of Official Analytical Chemists (AOAC). (1999). *Official methods of analysis* (16th ed.). AOAC International.
37. Shahidi, F., and Ambigaipalan, P. (2015). Phenolics and polyphenolics in foods, beverages and spices: Antioxidant activity and health effects—A review. *Journal of Functional Foods*, 18, 820–897. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.06.018>
38. Gill, S. S., and Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(12), 909–930. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>
39. Alsamri, H., Athamneh, K., Pintus, G., Eid, A. H., and Iratni, R. (2021). Pharmacological and antioxidant activities of *Rhus coriaria* L. (sumac). *Antioxidants*, 10(1), 73. DOI: <https://doi.org/10.3390/antiox10010073>
40. Turturică, M., Stănciuc, N., Bahrim, G., and Râpeanu, G. (2015). Effect of thermal treatment on phenolic compounds from plum (*Prunus domestica*)

extracts—A kinetic study. *Journal of Food Engineering*, 171, 200–207. URL: <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S026087741530025X>

41. Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., and Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9–10), 1231–1237. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
42. Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., and Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT – Food Science and Technology*, 28(1), 25–30. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
43. Prado, F. C., Oliveira, A. M., and Godoy, H. T. (2009). Evaluation of antioxidant activity of plant extracts using DPPH radical scavenging method. *Food Science and Technology (Campinas)*, 29(2), 356–361.
44. Mensor, L. L., Menezes, F. S., Leitão, G. G., Reis, A. S., dos Santos, T. C., Coube, C. S., and Leitão, S. G. (2001). Screening of Brazilian plant extracts for antioxidant activity by the use of DPPH free radical method. *Phytotherapy Research*, 15(2), 127–130. DOI: <https://doi.org/10.1002/ptr.687>
45. Godlewska, K., Pacyga, P., Szumny, A., Szymczycha-Madeja, A., Welna, M., Michalak, I., Godlewska, K., Pacyga, P., Szumny, A., Szymczycha-Madeja, A., Welna, M., and Michalak, I. (2022). Methods for Rapid Screening of Biologically Active Compounds Present in Plant-Based Extracts. *Molecules* 2022, Vol. 27, 27(20). DOI: <https://doi.org/10.3390/MOLECULES27207094>
46. Kancherla, N., Dhakshinamoothi, A., Chitra, K., and Komaram, R. B. (2019). Preliminary Analysis of Phytoconstituents and Evaluation of Anthelmintic Property of *Cayratia auriculata* (In Vitro). *Mædica*, 14(4), 350. DOI: <https://doi.org/10.26574/MAEDICA.2019.14.4.350>
47. García-Granados, R. U., Cruz-Sosa, F., Alarcón-Aguilar, F. J., Nieto-Trujillo, A., Gallegos-Martínez, M. E., García-Granados, R. U., Cruz-Sosa, F., Alarcón-Aguilar, F. J., Nieto-Trujillo, A., and Gallegos-Martínez, M. E. (2019). Análisis fitoquímico cualitativo de los extractos acuosos de *Thalassia testudinum* Banks ex Kőning et Sims de la localidad de Champotón, Campeche, México, durante el ciclo anual 2016-2017. *Polibotánica*, 0(48), 151–168. DOI: <https://doi.org/10.18387/POLIBOTANICA.48.12>
48. Galbán-Méndez, J. M., Martínez-Balmori, D., and González-Viera, D. (2021). Response of germination and early seedling growth of rice (*Oryza sativa* L.) seeds to humic substances extracts and their dilutions. *Ciencias Agrícolas*, 12(7), 1421–1436.

49. Maguire, J. D. (1962). Speed of germination—Aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. *Crop Science*, 2(2), 176–177. DOI: 10.2135/cropsci1962.0011183X000200020033x
50. Ellis, R. H. (2022). Envejecimiento, supervivencia y la ecuación de viabilidad mejorada de las semillas: cuarenta años después. *Seed Science and Technology*, 50(Supl. 1), 1–20. DOI: <https://doi.org/10.15258/sst.2022.50.1.s.01>
51. GraphPad Prism. (2025). GraphPad Prism: Software Estadístico (Versión 10.6.1) [Software]. <https://www.graphpad.com/updates>
52. Nwosu, N. B., Okoronkwo, N. E., Onwuka, O. M., and Osuchukwu, T. U. (2023). Phytochemical and nutritional compositions of two varieties of *Anacardium occidentale* L. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 19(2), 966–977. DOI: <https://doi.org/10.30574/wjarr.2023.19.2.1629>
53. Palma, M., and Román, J. (2003). Proximate composition and functional properties of selected plant species from arid regions. *Revista de Biología Tropical*, 51(2), 315–320.
54. Guía-García, J. L., Charles-Rodríguez, A. V., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Genisheva, Z., Robledo-Olivo, A., Reyes-Valdés, M. H., Ramírez-Godina, F., García-Osuna, H. T., and Flores-López, M. L. (2021). Phenolic composition and biological properties of *Rhus microphylla* and *Myrtillocactus geometrizans* fruit extracts. *Plants*, 10(10), 2010. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10102010>
55. Flores-López, M. L., Guía-García, J. L., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Moo-Huchin, V. M., García-Munguía, A. M., and Charles-Rodríguez, A. V. (2024). *Rhus microphylla* leaves extracts obtained by ohmic heating: Physicochemical composition and bioactive properties. *Industrial Crops and Products*, 213, 118417. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2024.118417>
56. Nwosu, N. B., Okoronkwo, N. E., Onwuka, O. M., and Osuchukwu, T. U. (2023). Phytochemical and nutritional compositions of two varieties of *Anacardium occidentale* L. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 19(2), 966–977. DOI: <https://doi.org/10.30574/wjarr.2023.19.2.1629>
57. Guía-García, J. L., Charles-Rodríguez, A. V., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Genisheva, Z., Robledo-Olivo, A., Reyes-Valdés, M. H., Ramírez-Godina, F., García-Osuna, H. T., and Flores-López, M. L. (2021). Phenolic composition and biological properties of *Rhus microphylla* and *Myrtillocactus geometrizans* fruit extracts. *Plants*, 10(10), Article 2010. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10102010>

58. Flores-López, M. L., Guía-García, J. L., López-Romero, J. C., and Torres-Moreno, H. (2024). *Rhus microphylla* leaves extracts obtained by ohmic heating: Physicochemical composition and bioactive properties. *Industrial Crops and Products*, 213, 118417. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2024.118417>
59. Xu, B. J., and Chang, S. K. C. (2007). A comparative study on phenolic profiles and antioxidant activities of legumes as affected by extraction solvents. *Journal of Food Science*, 72(2), S159–S166. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00260.x>
60. Dapkevičius, A., Venskutonis, R., van Beek, T. A., and Linssen, J. P. H. (1998). Antioxidant activity of extracts obtained by different isolation procedures from some aromatic herbs grown in Lithuania. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 77(1), 140–146. DOI: [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-0010\(199805\)77:1](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199805)77:1)
61. Kim, D.-O., Chun, O. K., Kim, Y. J., Moon, H.-Y., and Lee, C. Y. (2003). Quantification of polyphenolics and their antioxidant capacity in fresh plums. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(22), 6509–6515. DOI: <https://doi.org/10.1021/jf0343074>
62. Guía-García, J. L., Charles-Rodríguez, A. V., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Genisheva, Z., Robledo-Olivo, A., Reyes-Valdés, M. H., Ramírez-Godina, F., García-Osuna, H. T., and Flores-López, M. L. (2021). Phenolic composition and biological properties of *Rhus microphylla* and *Myrtillocactus geometrizans* fruit extracts. *Plants*, 10(10), Article 2010. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10102010>
63. Cushnie, T. P. T., and Lamb, A. J. (2005). Antimicrobial activity of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 26(5), 343–356. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ijantimicag.2005.09.002>
64. Flores-López, M. L., Guía-García, J. L., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Moo-Huchin, V. M., García-Munguía, A. M., and Charles-Rodríguez, A. V. (2024). Extracts of leaves of *Rhus microphylla* obtained by ohmic heating: Physicochemical composition and bioactive properties. *Industrial Crops and Products*, 213, 118417. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2024.118417>
65. Xu, B. J., and Chang, S. K. C. (2007). A comparative study on phenolic profiles and antioxidant activities of legumes as affected by extraction solvents. *Journal of Food Science*, 72(2), S159–S166. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00260.x>
66. Guía-García, J. L., Charles-Rodríguez, A. V., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Genisheva, Z., Robledo-Olivo, A., Reyes-Valdés, M. H., Ramírez-Godina, F., García-Osuna, H. T., and Flores-López, M. L. (2021).

- Phenolic composition and biological properties of *Rhus microphylla* and *Myrtillocactus geometrizans* fruit extracts. *Plants*, 10(10), 2010. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10102010>
67. Ignat, I., Stingu, A., Volf, I., and Popa, V. I. (2011). Characterization of grape seeds aqueous extract and possible application in biological systems. *Cellulose Chemistry and Technology*, 45, 205–209.
 68. Dapkevicius, A., Venskutonis, R., van Beek, T. A., and Linssen, J. P. H. (1998). Antioxidant activity of extracts obtained by different isolation procedures from some aromatic herbs grown in Lithuania. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 77(1), 140–146 DOI: [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-0010\(199805\)77:1<140::AID-JSFA18>3.0.CO;2-K](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199805)77:1<140::AID-JSFA18>3.0.CO;2-K)
 69. Arshad, M., Anwar-ul-Hussan, M. Y. Ashraf, S. Noureen and M. Moazzam (2008). Edaphic factors and distribution of vegetation in the Cholistan Desert, Pakistan. *Pakistan Journal of Botany*, 40(5), 1923–1931.
 70. Yakhin, O. I., Lubyantov, A. A., Yakhin, I. A., & Brown, P. H. (2017). Biostimulants in plant science: a global perspective. *Frontiers in Plant Science*, 7, 2049. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.02049>
 71. Macías, F. A., Galindo, J. C., & Galindo, J. L. (2007). Allelopathy: a natural alternative for weed control. *Pest Management Science*, 63(4), 327–348. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.1342>
 72. Xu, B. J., and Chang, S. K. C. (2007). A comparative study on phenolic profiles and antioxidant activities of legumes as affected by extraction solvents. *Journal of Food Science*, 72(2), S159–S166. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00260.x>
 73. García Gallegos, C. (2025). Efecto bioestimulante de los extractos de crucíferas en semillas y plántulas de maíz y melón. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.
 74. Xu, B. J., and Chang, S. K. C. (2007). A comparative study on phenolic profiles and antioxidant activities of legumes as affected by extraction solvents. *Journal of Food Science*, 72(2), S159–S166. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00260.x>
 75. Yakhin, O. I., Lubyantov, A. A., Yakhin, I. A., and Brown, P. H. (2017). Biostimulants in plant science: A global perspective. *Frontiers in Plant Science*, 7, 2049. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.02049>
 76. Dapkevicius, A., Venskutonis, R., van Beek, T. A., and Linssen, J. P. H. (1998). Antioxidant activity of extracts obtained by different isolation procedures from some aromatic herbs grown in Lithuania. *Journal of the*

- Science of Food and Agriculture, 77(1), 140–146. DOI: [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-0010\(199805\)77:1<140::AID-JSFA18>3.0.CO;2-K](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199805)77:1<140::AID-JSFA18>3.0.CO;2-K)
77. Macías, F. A., Molinillo, J. M. G., Varela, R. M., and Galindo, J. C. G. (2007). Allelopathy—A natural alternative for weed control. *Pest Management Science*, 63(4), 327–348. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.1342>
 78. Calabrese, E. J., and Baldwin, I. A. (2003). Hormesis: The dose-response revolution. *Annual Review of Pharmacology and Toxicology*, 43, 175–197. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.pharmtox.43.100901.140223>
 79. Yakhin, O. I., Lubyantsev, A. A., Yakhin, I. A., and Brown, P. H. (2017). Biostimulants in plant science: A global perspective. *Frontiers in Plant Science*, 7, 2049. DOI: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.02049>
 80. García-López, J. I., Ruiz-Torres, N. A., Lira-Saldivar, R. H., Vera-Reyes, I., and Méndez-Argüello, B. (2016). Técnicas para evaluar germinación, vigor y calidad fisiológica de semillas sometidas a dosis de nanopartículas. In *Agronano Tecnología* (pp. 129–140). Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA). DOI: <http://ciqa.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1025/334>