

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



POTENCIAL BIOACTIVO DE EXTRACTOS DE *Eysenhardtia texana* Y SU
EFECTO EN LA CALIDAD POSCOSECHA DE ZARZAMORA

Tesis

Que presenta LORENA SANTIAGO GÓMEZ

Como requisito parcial para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN DESARROLLO E INNOVACIÓN DE PROCESOS
BIOTECNOLÓGICOS

Saltillo, Coahuila.

Diciembre, 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



POTENCIAL BIOACTIVO DE EXTRACTOS DE *Eysenhardtia texana* Y SU
EFECTO EN LA CALIDAD POSCOSECHA DE ZARZAMORA

Tesis

Que presenta LORENA SANTIAGO GÓMEZ

Como requisito parcial para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN DESARROLLO E INNOVACIÓN DE PROCESOS
BIOTECNOLÓGICOS

Dra. Ana Verónica Charles Rodríguez

Director

Dra. María Liliana Flores López

Co-Director

Dr. Antonio Flores Naveda

Subdirector de Postgrado
UAAAN

Saltillo, Coahuila

Diciembre 2024

POTENCIAL BIOACTIVO DE EXTRACTOS DE *Eysenhardtia texana* Y SU EFECTO
EN LA CALIDAD POSCOSECHA DE ZARZAMORA

Tesis

Elaborada por LORENA SANTIAGO GÓMEZ como requisito parcial para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN DESARROLLO E INNOVACIÓN DE PROCESOS
BIOTECNOLÓGICOS con la supervisión y aprobación del Comité de Asesoría



Dra. Ana Verónica Charles Rodríguez

Director de tesis



Dra. María Liliana Flores López

Asesor externo



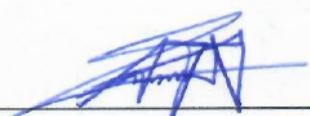
Dra. María Hernandez González

Asesor



Dra. Dolores Gabriela Martínez Vázquez

Asesor



Dr. Antonio Flores Naveda

Subdirector de Postgrado

UAAAN

Saltillo, Coahuila

Diciembre 2024

AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por concederme el don de la vida, por ser mi guía y mi refugio en los momentos difíciles. Por brindarme la fortaleza para alcanzar este sueño e iluminar mi camino.

A **mi compañero de vida**, por su amor inquebrantable, su paciencia y por enseñarme el verdadero significado del amor incondicional. Gracias por estar a mi lado en cada momento, y creer siempre en mí. Te estaré eternamente agradecida.

A **mi familia**, por su amor incondicional y por su apoyo constante a lo largo de este camino. Gracias por creer en mí, por animarme en los momentos de duda y por celebrar conmigo cada logro alcanzado.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro** y al programa de Maestría en Ciencias en Desarrollo e Innovación de Procesos Biotecnológicos, por abrirme sus puertas y brindarme la oportunidad de crecer profesional y académicamente.

Al **Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT)**, por su invaluable apoyo a través de la beca otorgada, que hizo posible la realización de mis estudios de maestría.

A la **Fundación Telmex-Telcel**, por su generoso apoyo económico y por su firme compromiso con la educación.

A la **Dra. Ana Verónica Charles Rodríguez**, por su orientación, apoyo y confianza durante la realización de este trabajo. Gracias por su disposición y compromiso.

A la **Dra. María Liliana Flores López**, por su disposición, por su acompañamiento y por brindarme las herramientas necesarias para abordar los retos de esta investigación.

A la **Dra. Beatriz Gullón Estévez** y a la **Dra. Aloia Romaní Pérez**, por su valiosa contribución y por brindarme la oportunidad de realizar una estancia académica.

A mis asesoras la **Dra. Dolores Gabriela Martínez Vázquez** y la **Dra. María Hernández González**, por el apoyo, asesoría y conocimientos compartidos.

Al **Dr. Armando Robledo Olivo** por el apoyo y disposición durante este proceso.

Al personal académico y administrativo del **DCTA**, por las facilidades brindadas y el tiempo dedicado.

A mis compañeros y amigos de laboratorio, **Ana, José Ángel y Vero**, por su amistad, compañerismo y por brindarme ánimos. Me siento afortunada de haber contado con ustedes.

DEDICATORIA

Con amor y afecto:

A mi compañero de vida **Gerardo García Rodríguez**, por ser mi refugio en los días difíciles y mi alegría en los momentos de triunfo. Tu amor incondicional, paciencia y fe en mí han sido la fuerza que me ha impulsado a llegar hasta aquí. Gracias por caminar a mi lado, por tus palabras de aliento, y por recordarme siempre que no hay sueños imposibles. ¡Te amo muchísimo!

A mis padres, **Agustín Santiago García y María Concepción Gómez García**, quienes han sido mi mayor inspiración y son la raíz y el impulso de cada uno de mis sueños, por su amor infinito que sostiene y guía mi camino. Su ejemplo, su apoyo incondicional y su sacrificio son los cimientos sobre los que he construido cada logro.

A mis hermanos, **Aline Concepción Santiago Gómez y Agustín Santiago Gómez**, quienes son parte esencial de mi vida y mi razón para seguir soñando. Quienes me han acompañado en cada paso de mi camino, demostrando que el amor de una familia es uno de los lazos más puros y genuinos que existen.

Para toda mi familia por ser parte de mi vida que han estado cerca de mí. Todos mis logros son gracias a ustedes.

¡Los amo por siempre!

Lorena

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	iv
DEDICATORIA	v
ÍNDICE GENERAL.....	vi
LISTA DE CUADROS	ix
LISTA DE FIGURAS	x
RESUMEN.....	xii
ABSTRACT	xiii
INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVO GENERAL	3
Objetivos específicos.....	3
HIPÓTESIS.....	3
REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
Calidad poscosecha de bayas.....	4
Factores que influyen en las pérdidas poscosecha	5
Control de calidad poscosecha típico de las bayas	7
Nuevas técnicas para prolongar la vida útil de las bayas	10
Plantas como fuente de compuestos bioactivos.....	15
Importancia de los compuestos bioactivos	17
Propiedades bioactivas de extractos de plantas	19
MATERIALES Y MÉTODOS	22
Ubicación y establecimiento del experimento.....	22
Etapa I. Obtención de extractos de <i>E. texana</i> mediante dos métodos uno convencional y uno no convencional.....	22
Reactivos.....	22

Obtención y preparación de la materia prima	22
Caracterización fisicoquímica de materia prima	23
Preparación de disolventes eutécticos profundos (DEP)	24
Extracción de compuestos bioactivos de hojas de <i>E. texana</i>	24
Optimización de las condiciones y validación del modelo.....	27
 Etapa II. Caracterización de los extractos en términos de su bioactividad	27
Reactivos.....	27
Caracterización de los extractos de <i>E. texana</i>	28
Contenido de polifenoles y flavonoides por análisis HPLC-MS/MS	31
Actividad antifúngica.....	32
 III) Evaluación del efecto de los extractos obtenidos en la extensión de vida de anaquel de zarzamora.....	34
Reactivos.....	34
Materia prima.....	34
Preparación y aplicación del recubrimiento sobre zarzamora	35
Análisis fisicoquímicos.....	35
Análisis microbiológico	39
Análisis estadístico	39
 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	40
Caracterización química de materias primas	40
Selección del disolvente para la extracción de compuestos bioactivos.....	41
Optimización de la recuperación de compuestos bioactivos mediante la extracción de DEP asistida por microondas.....	42
Cuantificación de polifenoles y flavonoides por análisis HPLC-MS/MS	47
Actividad antifúngica del extracto de hojas de <i>E. texana</i>	49
Efecto del extracto optimizado de <i>E. texana</i> en la calidad poscosecha de zarzamora .	51
Pérdida de peso y ácido ascórbico (AA).....	51
Acidez titulable (AT), pH, contenido de sólidos solubles (CSS)	53

Color y firmeza	55
Análisis microbiológicos	57
CONCLUSIONES	60
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	61

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Concentraciones recomendadas de CO ₂ y O ₂ , rango óptimo de temperatura, humedad relativa y vida útil estimada en el almacenamiento en atmósfera controlada para bayas.....	9
Cuadro 2. Algunas aplicaciones de recubrimientos comestibles antimicrobianos en bayas.	13
Cuadro 3. Actividad de compuestos bioactivos presentes de diversas plantas.....	17
Cuadro 4. Variables experimentales implicadas en el estudio.....	27
Cuadro 5. Contenido polifenólico total (CPT), contenido total de flavonoides (CTF), actividad antioxidante (DPPH, ABTS y FRAP) obtenidos por extracción convencional de hojas de <i>E. texana</i> realizadas con DEP y etanol/agua al 50% (temperatura de extracción = 50 °C, tiempo de extracción = 120 min, velocidad = 150 rpm).	42
Cuadro 6. Condiciones operacionales ensayadas (expresadas en términos de variables independientes dimensionales y adimensionales) y resultados experimentales obtenidos para las variables dependientes y ₁ a y ₅	44
Cuadro 7. Coeficientes de regresión y parámetros estadísticos que miden la correlación y significación de los modelos.	45
Cuadro 8. Valores predichos y experimentales en las condiciones óptimas basados en la optimización simultánea de todas las respuestas evaluadas CPT, CTF, DPPH, ABTS y FRAP (temperatura de extracción = 194 °C, tiempo de extracción = 25 min).	47
Cuadro 9. Identificación de compuestos fenólicos y flavonoides por HPLC-MS/MS en el extracto optimizado de hojas de <i>E. texana</i>	48
Cuadro 10. Propiedades fisicoquímicas del fruto de zarzamora durante el almacenamiento a 4 ± 1 °C/85% HR durante 15 días.	54

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación geográfica del punto de recolección de hojas de <i>E. texana</i>	23
Figura 2. Obtención y preparación de la materia prima: A) Recolección de hojas de <i>E. texana</i> ; B) Proceso de trituración; C) Tamizado.....	23
Figura 3. Determinación fisicoquímica: A) Determinación de proteína; B) Proceso de digestión; C) Determinación de grasas; D) Determinación de Cenizas; E) Determinación de Humedad; F) Determinación de Fibra.....	24
Figura 4. Extracción de compuestos bioactivos de hojas de <i>E. texana</i> : A) Preparación de los DEP; B) Proceso de extracción por agitación convencional; C) Filtración de extractos obtenidos.	25
Figura 5. Extracción asistida por microondas de hojas de <i>E. texana</i> : A) Microondas Monowave 450 (Anton Paar GmbH, Austria); B) Extracto de <i>E. texana</i> con DEP 4; C) Recuperación de mezclas mediante filtración al vacío.	26
Figura 6. Contenido polifenólico total (CPT): A) Dilución de las muestras; B) Reacción en microplaca de CPT; C) Medición de absorbancia mediante espectrofotometría.	28
Figura 7. Contenido total de flavonoides (CTF): A) Preparación de las muestras; B) Reacción en microplaca de CTF; C) Lectura en microplaca y registro de absorbancias.	29
Figura 8. Actividad antioxidante por método DPPH: A) Reacción en microplaca de DPPH; B) Medición de absorbancia mediante espectrofotometría.....	30
Figura 9. Actividad antioxidante por método ABTS: A) Preparación de muestras; B) Reacción en microplaca de ABTS; C) Medición de absorbancia por espectrofotometría.	30
Figura 10. Actividad antioxidante mediante el FRAP: A) Preparación de muestras de extractos; B) Reacción de muestras en microplaca; C) Lectura de absorbancias por espectrofotómetro.....	31
Figura 11. Prueba de actividad antifúngica: A) Siembra de hongo en medio de cultivo PDA; B) Hongo <i>R. stolonifer</i> ; C) Hongo <i>F. oxysporum</i> ; C) Conteo de esporas de <i>F. oxysporum</i> y <i>R. stolonifer</i>	33
Figura 12. Actividad antifúngica mediante microdilución: A) Preparación de extractos a diferentes concentraciones; B) Adición de muestras en microplaca estéril de 96 pocillos; C) Lectura de absorbancias a diferentes tiempos en <i>R. stolonifer</i> y <i>F. oxysporum</i>	34

Figura 13. Montaje de la prueba: A) Formulación del recubrimiento funcionalizado con extractos de <i>E. texana</i> ; B) Aplicación del recubrimiento sobre zarzamora; C) Proceso secado de los frutos; D) Almacenamiento de los frutos.....	35
Figura 14. Pérdida de peso: A) y B) Determinación de pérdida de peso en los frutos. ..	36
Figura 15. A) Determinación de acidez titulable; B) Determinación de pH; C) Determinación de contenido sólidos solubles.....	37
Figura 16. A) y B) Determinación de ácido ascórbico (AA).	37
Figura 17. A) y B) Medición de color con ayuda de un Colorímetro Konica Minolta (CR 400; Minolta, Japón).	38
Figura 18. A) y B) Determinación de firmeza en zarzamora con el penetrómetro digital (Fruit Hardness Tester, FHT 200, Extech Co., EE. UU.).	38
Figura 19. Análisis microbiológico: A) Preparación de diluciones de los diferentes tratamientos; B) y C) Inoculación de las diferentes muestras.....	39
Figura 20. Efecto inhibidor medio (%) de los extractos de <i>E. texana</i> a diferentes concentraciones frente a <i>R. stolonifer</i> (a) y <i>F. oxysporum</i> (b). Los valores se expresan como media ± desviación estándar (barras de error).	50
Figura 21. a) Pérdida de peso (%) y (b) contenido de ácido ascórbico (AA) (mg/100 mL) en el fruto de zarzamora durante el almacenamiento a 4 ± 1 °C/85% HR durante 15 días. Para la pérdida de peso, diferentes letras mayúsculas indican diferencias estadísticas entre días para para cada tratamiento ($p < 0.05$).	52
Figura 22. Cambios en los parámetros de color y firmeza del fruto de zarzamora durante el almacenamiento a 4 ± 1 °C y 85% HR durante 15 días. Los valores son la media ± DE. En cuanto a la firmeza, diferentes letras en el mismo día indican diferencias estadísticas ($p < 0.05$). a) L*, b) a*, c) b*, d) firmeza.....	56
Figura 23. (a) Recuento microbiológico de microorganismos aerobios mesófilos y (b) mohos y levaduras durante todo el tiempo de almacenamiento a 4 ± 1 °C/85% HR. Los valores son la media ± DE.	58
Figura 24. Cambio gradual de los frutos de zarzamora a lo largo de un período de almacenamiento de 15 días a 4 ± 1 °C/85% HR.	59

RESUMEN

Este estudio evaluó y optimizó la extracción de compuestos bioactivos, principalmente compuestos fenólicos y flavonoides, de hojas de *Eysenhardtia texana* mediante extracción asistida por microondas (EAM) con disolventes eutécticos profundos (DEP). Mediante el empleo de una mezcla de cloruro de colina:ácido acético:agua (1:1:10) en condiciones optimizadas (194 °C durante 25 min), se obtuvo un extracto con las siguientes características: 76.2 mg de equivalentes de ácido gálico (EAG)/g de contenido polifenólico total (CPT), 38.1 mg de equivalentes de rutina (ER)/g de contenido total de flavonoides (CTF) y actividad antioxidante de 54.8 mg de equivalentes de trolox (ET)/g (ABTS), 306.1 mg ET/g (DPPH) y 118.6 mg ET/g (FRAP). Además, los principales compuestos fenólicos identificados por HPLC-MS/MS fueron el *p*-hidroxibenzaldehído, el ácido 3,4-dihidroxibenzoico y la vainillina. El extracto optimizado exhibió actividad antifúngica contra *Fusarium oxysporum* y *Rhizopus stolonifer*. La funcionalidad del extracto optimizado fue evaluada en recubrimientos comestibles, los cuales preservaron eficazmente la calidad de la mora, reduciendo la pérdida de peso y la contaminación microbiana durante el almacenamiento poscosecha a 4 ± 1 °C y 85% de humedad relativa (HR) durante 15 días. Este comportamiento se puede atribuir a la presencia de los compuestos bioactivos detectados en el extracto, conocidos por sus propiedades antioxidantes y antimicrobianas. Estos compuestos podrían contribuir a prolongar la vida útil al mitigar el estrés oxidativo y controlar los microorganismos de deterioro. En general, este estudio representa el primer uso de hojas de *E. texana* procesadas con tecnologías verdes, proporcionando una nueva vía de valorización para desarrollar recubrimientos comestibles innovadores para mitigar las pérdidas poscosecha en zarzamoras.

ABSTRACT

This study evaluated and optimized the extraction of bioactive compounds, mainly phenolic and flavonoids compounds, from *Eysenhardtia texana* leaves using microwave-assisted extraction (MAE) with deep eutectic solvents (DES). By employing a choline chloride:acetic acid:water mixture (1:1:10) under optimized conditions (194 °C for 25 min), an extract with the following characteristics was obtained: 76.2 mg gallic acid equivalents (GAE)/g of total phenolic content (TPC), 38.1 mg rutin equivalents (RE)/g of total flavonoid content (TFC), and antioxidant activity of 54.8 mg Trolox equivalents (TE)/g (ABTS), 306.1 mg TE/g (DPPH), and 118.6 mg TE/g (FRAP). Additionally, the main identified phenolic compounds by HPLC–MS/MS were *p*-hydroxybenzaldehyde, 3,4-dihydroxybenzoic acid, and vanillin. The optimized extract exhibited antifungal activity against *Fusarium oxysporum* and *Rhizopus stolonifer*. Its functionality was assessed in edible coatings, which effectively preserved blackberry quality by reducing weight loss and microbial contamination during postharvest storage at 4 ± 1°C and 85% relative humidity (RH) for 15 d. This behavior can be attributed to the presence of the bioactive compounds detected in the extract, which are known for their antioxidant and antimicrobial properties. These compounds could contribute to extending the shelf life by mitigating oxidative stress and controlling spoilage microorganisms. Overall, this study represents the first use of *E. texana* leaves processed with green technologies, providing a novel valorization pathway for developing innovative edible coatings to mitigate postharvest losses in blackberries.

INTRODUCCIÓN

Los compuestos bioactivos de fuentes vegetales se han vuelto cada vez más importantes para la conservación de alimentos y sus beneficios medicinales (Putnik *et al.*, 2018). Las plantas pueden sintetizar varios compuestos bioactivos, incluidos CTF y flavonoides, que tienen propiedades antioxidantes, antiinflamatorias, anticancerígenas y antimicrobianas (Avinash & Nandan, 2022). México cuenta con una amplia diversidad de especies vegetales, lo que le otorga un gran potencial para la producción de compuestos bioactivos (Dávila-Rangel *et al.*, 2024). *Eysenhardtia texana*, comúnmente conocida como riñón de Texas, es una planta con aplicaciones prometedoras en la industria farmacéutica, cosmética y agroalimentaria, debido a sus propiedades diuréticas, antidiabéticas, antioxidantes, antiinflamatorias y antimicrobianas (Bustos-Salgado *et al.*, 2021). Si bien se utiliza principalmente en la medicina tradicional, la investigación científica sobre esta especie es limitada, lo que subraya la necesidad de seguir explorando su potencial. En la actualidad, algunos investigadores han realizado estudios fitoquímicos y farmacológicos sobre el género *Eysenhardtia*, y sólo se ha reportado la composición de un extracto de metanol-diclorometano obtenido de las partes aéreas de la planta (Wächter *et al.*, 1999).

Para liberar todo el potencial de esta especie, se necesitan métodos de extracción más eficientes y sostenibles. Las técnicas de extracción convencionales para la obtención de compuestos bioactivos a menudo implican el uso de solventes orgánicos, largos tiempos de extracción y altos costos operativos (Ivanović *et al.*, 2020). Por el contrario, las técnicas de extracción no convencionales, como la extracción asistida por microondas (EAM), combinada con disolventes eutécticos profundos (DEP), ofrecen ventajas significativas. Las técnicas proporcionan un tiempo de extracción más rápido, reducen el consumo de disolventes y minimizan el impacto ambiental (Boli *et al.*, 2022). La EAM utiliza energía electromagnética para calentar disolventes y materias primas, mientras que los DEP, formados por la mezcla de aceptores y donantes de enlaces de hidrógeno, reducen su punto de fusión y son menos tóxicos que las alternativas convencionales (Şen *et al.*, 2024). Estas innovadoras técnicas de extracción son muy prometedoras para seguir avanzando en el potencial bioactivo de diversas fuentes vegetales.

Además, la integración de estas estrategias de extracción en un marco de biorrefinería alineado con los principios de la economía circular representa un enfoque prometedor para la utilización integral de la biomasa vegetal (Awad *et al.*, 2021). En este contexto, la extracción de compuestos bioactivos sirve como un paso inicial para la recuperación de sustancias de alto valor, seguido de etapas posteriores diseñadas para generar subproductos adicionales o bioenergía (Jauregi *et al.*, 2024). Por ejemplo, los DEP se han empleado con éxito para recuperar compuestos polifenólicos de residuos vegetales, como la cáscara de naranja, dentro de un modelo de biorrefinería verde integrada (Panić *et al.*, 2021). Además, los DEP se han utilizado para extraer ácidos fenólicos y flavonoides de saúco (*Sambucus nigra L.*) y romero (*Rosmarinus officinalis*), demostrando su eficacia en la recuperación de compuestos bioactivos (Vladimir-Knežević *et al.*, 2022). Sin embargo, aún no se ha explorado el uso de DEP combinado con EAM para la recuperación de compuestos fenólicos y antioxidantes de *E. texana*. Así, este estudio tiene como objetivo caracterizar y optimizar la extracción de compuestos bioactivos de hojas de *E. texana* a través de EAM utilizando DEP, al tiempo que se evalúa su potencial antioxidante y antimicrobiano, así como su impacto en la calidad poscosecha de las zarzamoras. Cabe destacar que este es el primer estudio que investiga la extracción de compuestos bioactivos de *E. texana* y su aplicación en recubrimientos comestibles para extender la calidad poscosecha de zarzamoras, ofreciendo un aporte novedoso al sector agroalimentario.

OBJETIVO GENERAL

Comparar métodos de extracción convencional y no convencional para la obtención de extractos bioactivos de *Eysenhardtia texana*, determinar su potencial antioxidante y antimicrobiano, y evaluar su efecto en la extensión de la vida de anaquel del fruto de zarzamora.

Objetivos específicos

- Obtener extractos de *E. texana* mediante dos métodos uno convencional y uno no convencional.
- Caracterizar los extractos obtenidos en términos de su bioactividad.
- Evaluar su efecto en la extensión de la vida de anaquel de zarzamora.

HIPÓTESIS

- Al menos uno de los extractos obtenidos de *E. texana* por una técnica convencional y una no convencional presentarán actividad antimicrobiana y antioxidante.
- Al menos uno de los extractos de *E. texana* será efectivo en la extensión de vida de anaquel del fruto de zarzamora.

REVISIÓN DE LITERATURA

Calidad poscosecha de bayas

La demanda mundial de bayas ha crecido significativamente debido a su alto contenido nutricional y los beneficios para la salud asociados, lo que las convierte en frutas importantes en la industria agrícola y alimentaria (González-Ramírez *et al.*, 2020). Su perfil único de vitaminas, antioxidantes y fibra dietética las ha posicionado como componentes clave en alimentos funcionales y suplementos dietéticos. Sin embargo, la naturaleza delicada de estas frutas no climáticas presenta desafíos para mantener su calidad poscosecha. La cosecha generalmente se realiza en plena madurez para garantizar un valor comercial óptimo, lo que requiere un manejo meticuloso y el cumplimiento de estrictos estándares de calidad en toda la cadena de suministro para satisfacer las expectativas del consumidor (Horvitz, 2017). Preservar la calidad poscosecha de las bayas implica mantener sus propiedades fisicoquímicas, sensoriales y organolépticas, ya que estos atributos son muy susceptibles a una rápida degradación. Los parámetros clave como la firmeza, el color, el aroma y el sabor están directamente relacionados con la preferencia del consumidor y la comercialización (Cockerton *et al.*, 2021).

Dada su fina piel protectora, su alta tasa de respiración y su contenido de agua (que varía entre el 85% y el 90%) las bayas son propensas a una rápida pérdida de peso y a cambios fisiológicos durante el almacenamiento y el transporte (Ishkeh *et al.*, 2021; Laaksonen *et al.*, 2016). Entre algunas características físicas presentes en las bayas se encuentran el color y el tamaño del fruto dependiendo de la especie de baya, las cuales son consideradas como rasgos apreciados por los consumidores. Las bayas son conocidas por su color brillante y sabor característico (Liguori *et al.*, 2021). Este tipo de frutos son susceptibles a daños mecánicos debido a su textura sensible, acelerando su proceso de maduración y dando lugar a la senescencia, por lo que reducir su deterioro es una necesidad para la seguridad alimentaria (Pinzon *et al.*, 2020). Para abordar estos desafíos, se requieren soluciones innovadoras que integren avances en la tecnología poscosecha para preservar las cualidades nutricionales y sensoriales de las bayas, asegurando su disponibilidad para los consumidores sin comprometer su calidad.

Factores que influyen en las pérdidas poscosecha

La vida útil de las bayas requiere estrategias eficientes para prolongar su período de almacenamiento, asegurando que permanezcan disponibles para el consumo más allá de su etapa de producción, manteniendo al mismo tiempo su calidad y aceptabilidad (Saito *et al.*, 2020). Dada su naturaleza perecedera, las bayas son propensas a deteriorarse rápidamente, lo que plantea desafíos importantes para su conservación en la cadena de suministro.

Los principales factores que contribuyen al deterioro de la fruta incluyen condiciones de almacenamiento inadecuadas, humedad relativa (HR) inapropiada y tecnologías de procesamiento insuficientemente avanzadas. Estos factores a menudo conducen a un aumento de la transpiración y respiración de la fruta, acelerando el deterioro y comprometiendo la calidad (Mujuka *et al.*, 2020). Estas pérdidas poscosecha no solo se reflejan en una menor disponibilidad del producto, sino que también se traducen en importantes impactos económicos y desperdicio de recursos, particularmente en los casos en que los productos hortícolas, incluidas las bayas, están destinados a la exportación a los mercados internacionales (Onwude *et al.*, 2022). Las bayas son particularmente vulnerables al deterioro después de la cosecha debido a su delicada estructura y sensibilidad a factores externos. Los trastornos fisiológicos como la deshidratación y el daño mecánico son comunes, a menudo causados por prácticas de manipulación inadecuadas. Además, estas frutas son muy susceptibles a infecciones microbianas y enfermedades, especialmente cuando se exponen a temperaturas o condiciones de almacenamiento subóptimas, lo que puede resultar en daños por frío, podredumbre y pérdida de comercialización (Umagiliyage *et al.*, 2017).

Durante el almacenamiento poscosecha, las bayas sufren una serie de modificaciones bioquímicas complejas que afectan significativamente su estabilidad. Estos cambios involucran la síntesis y degradación de metabolitos específicos, alteraciones en la capacidad antioxidante y fluctuaciones en los niveles de compuestos bioactivos (Horvitz *et al.*, 2021). Un aspecto bioquímico clave en las bayas es la interacción dinámica entre metabolitos secundarios, como antocianinas, flavonoides y otros compuestos fenólicos.

Estos compuestos contribuyen a la pigmentación distintiva y las propiedades promotoras de la salud de las bayas. Sin embargo, el estrés poscosecha, incluido el estrés oxidativo y las variaciones en las condiciones de almacenamiento, pueden degradar estos compuestos, alterando tanto las cualidades estéticas como nutricionales de la fruta (Neves *et al.*, 2022). Además, las bayas presentan cambios en los compuestos orgánicos volátiles (COV), que son responsables de su perfil aromático. Estos compuestos son muy sensibles a los factores ambientales y su degradación o modificación puede afectar significativamente los atributos sensoriales de las bayas. Preservar la integridad de éstos es fundamental para la satisfacción del consumidor y la comercialización (Shah *et al.*, 2023). La interacción de las vías metabólicas durante el almacenamiento poscosecha también influye en la acumulación o el agotamiento de ciertas sustancias bioactivas, como las vitaminas y los fitonutrientes. Por ejemplo, los niveles de ácido ascórbico pueden disminuir con el tiempo debido a la oxidación enzimática, lo que afecta negativamente el valor nutricional de las bayas (Haider *et al.*, 2022).

Los cambios bioquímicos también se ven influenciados por las interacciones microbianas en la superficie de la fruta. Ciertas especies microbianas pueden inducir cambios metabólicos en los tejidos de las bayas, acelerando el deterioro de la calidad. La investigación sobre las transformaciones bioquímicas en las bayas proporciona información fundamental sobre su comportamiento poscosecha, presentando posibles vías para optimizar las condiciones de almacenamiento, desarrollar técnicas de conservación específicas y mejorar la calidad general y el atractivo para el consumidor de estas frutas tan valoradas (Rienth *et al.*, 2021).

Estudios recientes han indicado que las bayas, por su alto contenido de humedad, bajo pH y rica composición nutricional, representan un sustrato ideal para el crecimiento microbiano (Martínez *et al.*, 2018). En este sentido, los agentes fitopatógenos juegan un papel importante en las pérdidas poscosecha de las bayas, provocando cambios en su calidad, textura y rendimiento (Armghan Khalid *et al.*, 2022). Entre los microorganismos comúnmente asociados a las bayas se encuentran *Botrytis spp.*, *Fusarium spp.*, *Rhizopus spp.*, *Penicillium spp.*, *Alternaria spp.*, *Mucor spp.*, entre otros (Pobiega *et al.*, 2021). Estos

patógenos afectan la vida útil y la comercialización de las bayas, lo que resalta la necesidad de estrategias efectivas de manejo poscosecha.

Control de calidad poscosecha típico de las bayas

En la actualidad, la demanda de los consumidores por adquirir productos seguros y naturales ha llevado al sector agroalimentario a incorporar tecnologías innovadoras orientadas a minimizar de forma segura el desarrollo de hongos patógenos, protegerlos de factores externos y mantener la calidad comercial de las bayas (Vilaplana *et al.*, 2020). Por ello, es importante considerar técnicas adecuadas, junto con el cuidado ambiental, para el control poscosecha de los frutos para aumentar su vida útil hasta llegar al consumidor final (Oregel-Zamudio *et al.*, 2017).

Existen métodos utilizados para prolongar la vida útil de las bayas, algunos de los cuales han presentado restricciones como el uso de fungicidas químicos, lo que ha disminuido su aplicación debido a que hoy en día el mercado demanda productos naturales y mínimamente procesados, motivando a los investigadores a buscar alternativas que ayuden en la conservación de la fruta sin causar daños a la salud (Sánchez-Hernández *et al.*, 2022). Entre las técnicas comúnmente utilizadas para el control de patógenos en bayas se encuentra el almacenamiento a bajas temperaturas, que es uno de los sistemas más eficientes y ampliamente utilizados. Este método implica bajar la temperatura de la fruta, a menudo cerca pero no por debajo de su punto de congelación, para reducir el deterioro (Romero *et al.*, 2022). Sin embargo, en el caso de las bayas, es crucial controlar cuidadosamente la HR y evitar las temperaturas de congelación, ya que estas frutas son particularmente susceptibles al daño físico, generalmente conocido como daño por frío, que puede manifestarse como decoloración, ablandamiento o pérdida de sabor (Zhou *et al.*, 2014). Además, el almacenamiento prolongado a baja temperatura en las bayas puede resultar en pérdida de humedad y cambios en su delicada textura, afectando su comercialización y calidad sensorial (Zhang *et al.*, 2020). Por lo tanto, combinar el almacenamiento a baja temperatura con otras tecnologías de conservación es esencial para prolongar de manera eficiente la vida útil de las bayas frescas (Álvarez-Hernández *et al.*, 2019).

El uso de atmósferas controladas ha demostrado ser eficaz para retrasar la senescencia y mantener la calidad de las bayas regulando los niveles de oxígeno (O_2) y dióxido de carbono (CO_2) para crear condiciones óptimas de almacenamiento y transporte (Liu *et al.*, 2023). Sin embargo, la exposición de las bayas a concentraciones relativamente altas de CO_2 puede provocar ablandamiento y decoloración de la fruta (Forney *et al.*, 2022). Por otro lado, establecer niveles bajos de O_2 puede conducir al desarrollo de sabores desagradables o incluso inducir la fermentación, lo que puede afectar significativamente los atributos sensoriales de las bayas (Smrke *et al.*, 2021). Además, los sistemas de atmósfera controlada requieren un monitoreo y una regulación precisos, lo que puede requerir muchos recursos y ser costoso, particularmente para los productores de pequeña escala (Gouda & Duarte-Sierra, 2024). González-Orozco *et al.* (2020) enfatizan que la efectividad de estos sistemas depende no solo de las condiciones de almacenamiento sino también del metabolismo específico de cada tipo de baya, la duración del almacenamiento y el potencial de fluctuaciones de temperatura durante la manipulación y el transporte. A pesar de estas limitaciones, estudios como Popa *et al.* (2019) demostraron que someter a las fresas orgánicas a atmósferas controladas extendió su vida útil, lo que resultó en una mejor apariencia y el mantenimiento de parámetros de calidad adecuados. El estudio identificó que las condiciones óptimas de almacenamiento para las fresas orgánicas en una atmósfera controlada eran 5% de O_2 y 15% de CO_2 , lo que mejora las prácticas de almacenamiento para frutas orgánicas. El Cuadro 1 muestra los parámetros óptimos para el almacenamiento en atmósfera controlada de bayas.

Cuadro 1. Concentraciones recomendadas de CO₂ y O₂, rango óptimo de temperatura, humedad relativa y vida útil estimada en el almacenamiento en atmósfera controlada para bayas.

Parámetros óptimos	Fresa	Frambuesa	Arándano
CO₂	15 – 20%	15 – 20%	10 – 13 %
O₂	5 – 10%	5 – 10%	8 – 10%
Temperatura	0 °C	-0.5 – 0 °C	0 – 5 °C
Húmeda Relativa	90 – 95%	90 – 95%	90 – 95%
Vida útil estimada	5 – 7 días	25 días	10 – 18 días

Adaptado de Błaszczyk *et al.* (2022)

Otro método comúnmente utilizado para la conservación de bayas es la conservación mediante atmósferas modificadas, que implica la creación de condiciones específicas de envasado con una composición de gas controlada, que consiste principalmente en O₂, CO₂ y nitrógeno (N₂). Esta técnica tiene como objetivo minimizar la pérdida de peso, la deshidratación o el marchitamiento, prolongando así la vida útil de las frutas (Maksimović *et al.*, 2022). Sin embargo, los altos niveles de CO₂ pueden provocar la pérdida de color e impactar negativamente en el sabor, como se ve en el caso de las frambuesas (Gimeno *et al.*, 2022). Las atmósferas modificadas inhiben el crecimiento microbiano al reducir el oxígeno disponible en el entorno de almacenamiento, limitando así la proliferación de microorganismos responsables de la descomposición de la fruta (Kahramanoğlu, 2019). Es importante señalar que el éxito del envasado en atmósfera modificada depende de varios factores, como la composición del gas, la temperatura de almacenamiento, el material de envasado y las condiciones específicas de las bayas (Zhang *et al.*, 2016). Por lo tanto, si bien este método ofrece beneficios significativos, su aplicación requiere una optimización cuidadosa para evitar inconvenientes relacionados con la composición del gas y el control microbiano.

El uso de la irradiación UV en bayas ha sido tema de estudio ya que se ha convertido en una alternativa no térmica que ejerce un efecto nocivo sobre el ADN de muchos microorganismos (Xu & Liu, 2017). En concreto, la irradiación UV es el proceso mediante

el cual se exponen los frutos a longitudes de onda con el fin de obtener efectos beneficiosos sobre la calidad del fruto. Gracias a sus propiedades antimicrobianas, ha demostrado ser una herramienta potencial para reducir la capacidad de proliferación de agentes patógenos en frutos como fresas, zarzamoras y arándanos (Jaramillo Sánchez *et al.*, 2021). Sin embargo, aunque la irradiación UV puede reducir el crecimiento microbiano, no siempre resulta en una extensión de la vida útil, como lo demuestra el estudio de Forges *et al.* (2020), donde no se observó una extensión de la vida útil en fresas tratadas con UV. Por otro lado, Idzwana *et al.* (2020) evaluaron el efecto de la radiación UV en fresas con un estado de madurez de >80 -85% que fueron expuestas a diferentes dosis de radiación y reportaron que las fresas con altos niveles de UV (1.0 kJ/m²) tuvieron mayor firmeza, nulo crecimiento microbiano y mejor calidad de la fresa. Además, la exposición inadecuada a la radiación UV puede provocar efectos indeseables, como cambios en la textura o alteraciones en el perfil de sabor de las bayas, que podrían afectar la aceptación del consumidor.

Ante las limitaciones de las técnicas existentes, resulta imprescindible la búsqueda de alternativas más eficientes y menos invasivas. En este sentido, los recubrimientos comestibles han surgido como una solución prometedora para la conservación de las bayas (Iñiguez-Moreno *et al.*, 2024). El uso de recubrimientos comestibles ofrece una alternativa ecológica y segura para los alimentos, complementando las estrategias de conservación actuales y proporcionando un enfoque más sostenible para mantener la calidad de las bayas.

Nuevas técnicas para prolongar la vida útil de las bayas

La industria de las bayas ha experimentado un importante crecimiento en los últimos años tanto en producción como en consumo debido a su alta demanda y aporte a la salud (Kahramanoğlu, 2019). Sin embargo, uno de los retos que enfrenta esta industria es la corta vida útil de las bayas, lo que limita su disponibilidad y conlleva importantes pérdidas económicas (Shahbazi *et al.*, 2021). Durante la poscosecha se han desarrollado diversos métodos para mejorar la calidad poscosecha y reducir el deterioro causado por patógenos, incluyendo el uso de alternativas naturales como extractos de plantas en recubrimientos

comestibles, películas, emulsiones, encapsulación, entre otros (Taheri *et al.*, 2020).

Un gran número de estudios han demostrado que, la aplicación de películas y recubrimientos comestibles es una alternativa muy prometedora que no altera las propiedades fisicoquímicas de las frutas, aumentando así su conservación (Khodaei *et al.*, 2021). El término película comestible se refiere a una barrera física delgada y flexible diseñada para cubrir la superficie de un alimento (Nandane & Jain, 2015). En cuanto a la definición de recubrimiento comestible, se utiliza para indicar una cubierta delgada que se aplica directamente sobre el alimento; sin embargo, para garantizar la inocuidad de los recubrimientos comestibles para el consumo humano, es fundamental que los elementos utilizados en su formulación cuenten con clasificación como generalmente reconocidas como seguros (GRAS, por sus siglas en inglés) (Ribeiro *et al.*, 2020). Los recubrimientos comestibles pueden tener composiciones variadas, típicamente constituidas por polisacáridos, proteínas, lípidos o su combinación (da Silva *et al.*, 2019). Adicionalmente, los recubrimientos comestibles deben seleccionarse para que se adapten mejor a las necesidades de cada alimento y proporcionen una protección eficaz, una vida útil más prolongada y, sobre todo, una apariencia atractiva del producto (Paul *et al.*, 2018).

La principal diferencia entre las películas y los recubrimientos comestibles radica en su aplicación, donde las películas comestibles primero se moldean y luego se aplican, mientras que los recubrimientos comestibles se forman en una solución líquida (Maan *et al.*, 2021). Esta técnica actúa como una barrera semipermeable, reduciendo el intercambio de gases (p. ej., O₂, CO₂), disminuyendo significativamente la respiración, la oxidación y la pérdida de humedad en la fruta (Bersaneti *et al.*, 2021). Entre las cualidades de los recubrimientos comestibles, sirven como vehículos para transportar componentes activos que aportan efectos antioxidantes, nutracéuticos, antimicrobianos, colorantes e incluso saborizantes a las frutas u otros alimentos (Hernández-Carrillo *et al.*, 2021). Algunos de los agentes antimicrobianos incorporados en la matriz polimérica de películas comestibles y recubrimientos comestibles incluyen ácidos orgánicos (p. ej., ácidos acético, cítrico, málico, tartárico, sórbico y láctico), polipéptidos (p. ej., peroxidasa, lisozima, lactoferrina, nisin) (Adhikary *et al.*, 2020), sales minerales (p. ej., bicarbonato de sodio, sorbato de

potasio y bicarbonato de amonio), aceites esenciales (p. ej., albahaca, naranja, limón y tomillo) (Mohammadi *et al.*, 2021) y, en particular, el uso de extractos de plantas (p. ej., moringa, cáscara de granada, hojas de olivo, romero y orégano) (Tesfay *et al.*, 2017). La incorporación de extractos de plantas en recubrimientos comestibles representa una alternativa prometedora debido a sus notables propiedades nutracéuticas (Bajaj *et al.*, 2023). Estos extractos proporcionan beneficios antioxidantes y antimicrobianos y han demostrado ser eficaces para retrasar el proceso de maduración y senescencia de las bayas, posicionándolos como un sustituto potencial y más sostenible.

Los agentes antimicrobianos contienen sustancias capaces de inhibir el crecimiento y proliferación de patógenos en las bayas. Pueden ser de origen natural ya que se han estudiado como una alternativa sustituible a los sintéticos (Arshad & Batool, 2017). Al incorporarlos en recubrimientos comestibles, proporcionan protección adicional, extienden la vida útil de las frutas y mantienen su calidad sensorial al evitar cambios indeseables en su apariencia, color, textura y sabor de los productos (Yang *et al.*, 2022). El uso creciente de estos agentes antimicrobianos de fuentes naturales como los extractos de plantas demuestra que es una estrategia eficaz para conservar y proteger frutas como las bayas, cumpliendo con las expectativas de los consumidores en términos de alimentos seguros, frescos y de alta calidad (Tomadoni *et al.*, 2018). El Cuadro 2 presenta algunas aplicaciones de recubrimientos comestibles antimicrobianos que muestran efectos inhibidores contra microorganismos en varias bayas.

Cuadro 2. Algunas aplicaciones de recubrimientos comestibles antimicrobianos en bayas.

Matriz	Agente antimicrobiano	Microorganismo objetivo	Bayas	Referencias
Hidroxietilcelulosa y alginato de sodio	Extracto de desecho de espárragos (<i>Asparagus officinalis</i> L.)	<i>Penicillium italicum</i>	Fresa (<i>Fragaria × ananassa</i>)	(Liu <i>et al.</i> , 2021)
Quitosano	Aceite esencial de canela y extracto de cálices de Roselle (<i>Hibiscus sabdariffa</i>)	<i>Colletotrichum fragariae</i>	Fresa (<i>Fragaria ananassa</i> Duch.)	(Ventura-Aguilar <i>et al.</i> , 2018)
Goma arábiga	Extractos de rosella roja/blanca (<i>Hibiscus sabdariffa</i>)	Levaduras y bacterias aerobias mesófilas	Arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i>)	(Joshi <i>et al.</i> , 2021)
Gelatina	Extracto de propóleo	<i>P. digitatum</i> , <i>P. expansum</i> , <i>P. italicum</i> , <i>A. alternata</i> , <i>A. carbonarius</i> y <i>B. cinerea</i>	Frambuesa (<i>Rubus idaeus</i> L.)	(Moreno <i>et al.</i> , 2020)
Quitosano	Extracto de <i>Aloe Vera</i>	<i>B. cinerea</i>	Arándano (<i>Vaccinium corymbosum</i>)	(Vieira <i>et al.</i> , 2016)
Almidón y gelatina	Aceite esencial de corteza de canela (<i>Cinnamomum verum</i>)	Levaduras y mohos	Arándano de arbusto alto (<i>Vaccinium corymbosum</i> L. cv. Bluecrop)	(Piechowiak <i>et al.</i> , 2022)
Envase tereftalato de polietileno	Sorbato de potasio	Moho gris, causada por <i>B. cinerea</i>	Frambuesas, zarzamoras y arándanos	(Junqueira-Gonçalves <i>et al.</i> , 2016)
Quitosano	Aceite esencial de limón (<i>Citrus lemon</i>)	<i>B. cinerea</i>	Fresa (<i>Fragaria × ananassa</i> cv. Camarosa)	(Perdones <i>et al.</i> , 2012)

Varios estudios han destacado el potencial de incorporar extractos de plantas en recubrimientos comestibles para prolongar la vida útil de las bayas. Saleh & Abu-Dieyeh.

(2022) aplicaron un extracto etanólico de hojas de *Prosopis juliflora* como recubrimiento para prolongar la vida útil poscosecha de fresas. El estudio demostró que el recubrimiento aumentó la vida útil en 2.32 veces a 4 °C, mejorando las características sensoriales, la firmeza, los sólidos solubles totales, reduciendo los recuentos microbianos, la pérdida de peso y aumentando los niveles de antioxidantes. Además, Yang *et al.* (2014) informaron el uso de un recubrimiento comestible a base de quitosano con extracto de hoja de arándano para preservar la calidad poscosecha de arándanos. El recubrimiento redujo eficazmente la descomposición de la fruta y preservó el valor nutricional de los arándanos frescos durante el almacenamiento poscosecha.

Además, la aplicación de extractos vegetales a través de emulsiones ha demostrado ser otra opción efectiva para mejorar la estabilidad y liberación controlada de compuestos bioactivos. Las emulsiones actúan como vehículos para la encapsulación y protección de fitoquímicos naturales, permitiendo la liberación gradual de estos compuestos durante el almacenamiento de la fruta y logrando una vida útil prolongada en las bayas. Actualmente, se utilizan nanoemulsiones de aceites esenciales de *Thymus vulgaris*, *Matricaria chamomilla*, *Pistacia atlántica* y *Mentha longifolia*. Estas nanoemulsiones demuestran una mayor capacidad inhibitoria contra *Botrytis cinerea* en fresas en comparación con los aceites esenciales solos. La eficacia inhibitoria y la preservación de la calidad de la fruta de estos aceites se atribuyeron a su aplicación a través de nanoemulsiones (Javanmardi *et al.*, 2023).

El uso de compuestos bioactivos en la industria alimentaria presenta algunas desventajas debido a que son altamente susceptibles a la degradación al ser expuestos a diferentes factores ambientales, tienen alta volatilidad y son insolubles en agua (Panagiotopoulou *et al.*, 2022). Para superar estas limitaciones, una estrategia es encapsularlos para brindar protección a los compuestos contra condiciones adversas, permitiendo la estabilidad y eficacia de los compuestos (Popescu *et al.*, 2023). La encapsulación es una técnica innovadora que cubre al agente activo en una matriz protectora y controla su liberación en el momento adecuado (Muñoz-Shugulí *et al.*, 2021). Arabpoor *et al.* (2021) demostraron que el recubrimiento con aceite esencial de *Eryngium campestre* L. encapsulado en

nanopartículas de quitosano es eficiente para minimizar el crecimiento microbiano en cerezas y puede aplicarse a frutas similares para garantizar la calidad.

Plantas como fuente de compuestos bioactivos

Las plantas producen compuestos bioactivos como parte de su metabolismo secundario, los cuales, a diferencia de sus metabolitos primarios, son esenciales para el desarrollo de funciones vitales de la planta y son indispensables para la síntesis de moléculas más complejas. Los metabolitos secundarios no son esenciales para la supervivencia y el sustento de la planta (Jabeur *et al.*, 2017), pero juegan papeles importantes en su interacción con el medio ambiente, como la defensa contra el ataque de microorganismos y depredadores, la protección contra el estrés ambiental (p. ej., temperatura, sequía, salinidad y radiación UV) y la atracción de polinizadores (Lopez-Romero *et al.*, 2015). Sadh *et al.* (2018) definen a los compuestos bioactivos como aquellas sustancias químicas que pueden ejercer efectos farmacológicos y toxicológicos beneficiosos para la salud.

Los metabolitos secundarios producidos por las plantas no juegan papeles esenciales en su crecimiento y desarrollo, pero sí tienen funciones específicas dentro de la planta (Nandagoapalan *et al.*, 2016). Entre ellos se encuentran principalmente los compuestos fenólicos (aproximadamente 8.000 tipos), que están ampliamente distribuidos en el reino vegetal y se caracterizan por tener al menos un anillo fenólico y uno o más grupos hidroxilo (-OH). Se clasifican en subgrupos como los ácidos fenólicos (p. ej., ácido gálico, ácido elágico y ácido ferúlico) y los polifenólicos, que a su vez se subdividen en otros grupos como los flavonoides (p. ej., antocianinas, flavonas, flavonoles e isoflavonas) y los taninos (p. ej., ácido clorogénico y ácido protocatecuico) (Zeljković *et al.*, 2021). Otro grupo comprende los compuestos que contienen nitrógeno, también conocidos como alcaloides (aproximadamente 12.000 tipos), que se caracterizan por el nitrógeno en su estructura química y son prevalentes en varias partes de las plantas como flores, raíces, hojas y cortezas de árboles (p. ej., cafeína, nicotina, morfina y quinina) (Farzaei & Sayyari, 2023). Mientras tanto, los terpenos y terpenoides (aproximadamente 25.000 tipos) constituyen el grupo más diverso de metabolitos secundarios en las plantas. Dentro de esta categoría se encuentran los carotenoides, que se dividen a su vez en carotenos y xantofilas

(p. ej., limoneno, β -caroteno, licopeno y luteína). Su diversidad estructural se deriva de las unidades de isopreno de cinco carbonos y la forma en que se unen para formar estructuras lineales, cíclicas o ramificadas (Chen *et al.*, 2021). Algunas actividades de estos metabolitos secundarios presentes en varias plantas se presentan en el Cuadro 3.

En general, estos fitoquímicos realizan funciones diversas y de gran importancia en las plantas, además de aportar múltiples beneficios a la salud gracias a sus propiedades medicinales, antioxidantes, antifúngicas, entre otras (Khan & Javaid, 2019). Algunas plantas son especialmente conocidas por su contenido de compuestos bioactivos y por su aplicación en la medicina tradicional, industria farmacéutica y agroalimentaria, principalmente (Jurić *et al.*, 2020). Sin embargo, estudios recientes han contribuido en la búsqueda de nuevos beneficios y aplicaciones en diferentes campos ya que representan una fuente natural muy valiosa (El-Saber Batiha *et al.*, 2021).

Cuadro 3. Actividad de compuestos bioactivos presentes de diversas plantas.

Fuente	Principales metabolitos secundarios	Efecto o aplicación	Referencias
Hojasén (<i>Flourensia cernua</i>)	Flavonoides y compuestos polifenólicos	Uso en la medicina tradicional, en la industria alimentaria y farmacéutica.	(Aranda-Ledesma <i>et al.</i> , 2022)
Moringa (<i>Moringa pterygosperma Gaertn</i>)	Alcaloides, flavonoides, terpenoides, glucósidos, esteroides y CTF	Uso farmacológico como antioxidante, antifúngico, antimicrobiano, antiinflamatorias, antiulcerosas y diuréticas	(Kumar Bargah, 2015)
Achicoria (<i>Cichorium intybus L.</i>)	Flavonoides totales, ácidos fenólicos totales, taninos, saponinas	Principal aplicación farmacéutica	(Abbas <i>et al.</i> , 2014)
Papaya (<i>Carica papaya</i>)	Alcaloides, flavonoides, saponinas y taninos	Possible desarrollo de fármacos por sus propiedades antioxidantes y antimicrobianas	(Dwivedi <i>et al.</i> , 2020)
Alfalfa (<i>Medicago sativa L.</i>)	Polifenoles y flavonoides	Agente antimicrobiano en el área médica e industrial	(Król <i>et al.</i> , 2019)
Frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i>)	Taninos, flavonoides, glucósidos, antocianinas, terpenoides, carotenoides y ácido ascórbico.	Farmacéutica	(Nawaz <i>et al.</i> , 2020)
Sésamo (<i>Sesamum indicum L.</i>)	Fenoles y flavonoides	Actividad antioxidante y uso medicinal para tratar diversas enfermedades	(Dravie <i>et al.</i> , 2020)
Nopal (<i>Opuntia ficusindica</i>)	Fenoles totales, flavonoides, taninos y alcaloides.	Poseen actividad antioxidante y antimicrobiana y diversas enfermedades	(El-Beltagi <i>et al.</i> , 2019)
Garambullo (<i>Myrtillocactus geometrizans</i>)	Compuestos fenólicos (ácido ferúlico), betalaínas, ácido ascórbico, carotenoides y tocoferoles	Aplicación en la industria agroalimentaria y salud humana.	(Yahia <i>et al.</i> , 2023)

Importancia de los compuestos bioactivos

Recientemente, la industria agroalimentaria se ha interesado en el uso y aprovechamiento de compuestos bioactivos naturales gracias a sus beneficios, a su capacidad para mejorar la calidad de los alimentos y a su potencial para desarrollar productos innovadores (Bhalla

et al., 2021; Wang *et al.*, 2017). El uso de los metabolitos secundarios en la industria agroalimentaria influye en su capacidad para prolongar la vida útil de diversas frutas y hortalizas, estos compuestos aportan perfiles sensoriales únicos en los alimentos y mejoran algunas de sus características organolépticas como el aroma y color, además de poseer propiedades saludables, lo que representa una oportunidad valiosa para su aprovechamiento (Haider *et al.*, 2022). Por ejemplo, Buzón-Durán *et al.* (2023) investigaron los compuestos bioactivos en extractos hidrometanólicos de *Silene uniflora* y evaluaron su actividad antimicrobiana en *B. cinerea* (moho gris) y *Colletotrichum nymphaeae* (podredumbre de la fruta por antracnosis) para protección poscosecha en fresa, los resultados indicaron que el extracto de *S. uniflora* mostró inhibición ante los fitopatógenos evaluados y puede ser considerado un método alternativo para el almacenamiento poscosecha en fresa.

Por otro lado, la necesidad del consumidor por adquirir alimentos naturales, seguros y con gran aporte nutricional ha dirigido al sector agroalimentario y farmacéutico a la búsqueda de nuevas alternativas como la formulación de nuevos productos que responda a las necesidades del mercado (Yu *et al.*, 2021). Los metabolitos secundarios son un papel importante y de mayor valor para aquellos consumidores preocupados por su bienestar (Fabra *et al.*, 2018); asimismo, muchos metabolitos se encuentran de manera natural y no requieren la adición de productos químicos sintéticos que muchos de ellos pueden ser nocivos para la salud, convirtiendo a los compuestos bioactivos naturales en una opción sostenible y respetuosa con el medio ambiente (Sridhar *et al.*, 2023).

Los compuestos bioactivos ofrecen una amplia gama de aplicaciones en el área agroalimentaria tales como saborizantes naturales, conservantes, pigmentos, aromas e incluso fertilizantes (Chiocchio *et al.*, 2023). Recientemente, la composición fenólica de semillas de melón (*Cucumis melo* L.) mostraron tener un mayor porcentaje de naringenina-7-O-glucósido y el ácido gálico que puede ser utilizado como ingrediente funcional en la industria alimentaria (Mallek-Ayadi *et al.*, 2019). El Abdali *et al.* (2022) llevaron a cabo un estudio similar, donde se evaluó el análisis fitoquímico del aceite esencial de lavanda marroquí (*Lavandula dentata* L.) y obtuvieron mayormente

componentes terpénicos como linalool, alcanfor, borneol y mostraron actividad antioxidante e inhibitoria ante *Alternaria alternata*, *B. cinerea* y *F. oxysporum*, demostrando su posible uso antifúngico y bioinsecticida en la producción agrícola y almacenamiento de leguminosas. Mientras tanto, Hematian Sourki *et al.* (2021) informaron las propiedades fitoquímicas de verbena de limón (*Lippia citriodora* H.B.K.) y su aplicación en el enriquecimiento de galleas. En el perfil fitoquímico se identificaron geranal, neral y limoneno, así como compuestos fenólicos como el ácido trans-ferúlico, hesperidina y ácido cumárico, las evaluaciones mostraron efectos positivos sobre el aroma y el sabor de las galletas durante su almacenamiento, lo que representa una alternativa para prolongar la vida útil y mantener la integridad de los productos de panadería con alto contenido de grasa.

Propiedades bioactivas de extractos de plantas

Los extractos de plantas son valorados por sus numerosas propiedades únicas, las cuales se atribuyen a los compuestos bioactivos presentes en ellos y que han despertado un gran interés y beneficios a las industrias debido a sus potenciales cualidades y aplicaciones en diversos campos (Azman *et al.*, 2016). Estudios han reportado diversas propiedades, siendo la actividad antioxidante la de mayor interés y que regularmente está asociada a la presencia de compuestos fenólicos como polifenoles, ácidos fenólicos, flavonoides y taninos, que ayudan a proteger a las células del estrés oxidativo causado por los radicales libres (Merghem & Dahamna, 2020). Sin embargo, en los extractos de plantas se pueden producir dos tipos de antioxidante, polares (fenólicos) y no polares (vitamina E) y para realizar su determinación es recomendable realizar al menos dos métodos para identificarlos (Ruto *et al.*, 2018). En este contexto, el uso de antioxidantes de extractos de plantas ha ido en aumento, especialmente dentro de la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica por ser considerados como seguros para consumo y provienen de fuentes naturales y surgen como reemplazo de algunos antioxidantes sintéticos por posibles efectos adversos para la salud (Messina *et al.*, 2019). Shahid *et al.* (2018) mencionan que el extracto de canela tiene una fuerte actividad antioxidante y demostró ser efectivo para reducir la oxidación de lípidos de aceite de palma y puede ser utilizado para futuros productos alimenticios.

Las propiedades antimicrobianas son otra de las propiedades presentes en los extractos de plantas, lo que significa que pueden inhibir el crecimiento de microorganismos patógenos tanto Grampositivas como Gramnegativas (Gonelimali *et al.*, 2018). Su capacidad antimicrobiana ha llevado su aplicación en la conservación de alimentos, seguridad alimentaria, en la agricultura como alternativa a los pesticidas químicos y en la medicina tradicional como tratamiento de enfermedades (Gedikoğlu *et al.*, 2019). Charles-Rodríguez *et al.* (2020) desarrollaron y caracterizaron películas funcionales a base de mucilago de semilla de chía negra (*Salvia hispanica L.*) funcionalizado con extracto fenólico del fruto de *Rhus microphylla* como agente antioxidante y antifúngico frente a hongos fitopatógenos como *F. oxysporum* y *Corynespora cassiicola*, logrando buena actividad antioxidante y efecto inhibitorio ante los hongos evaluados representando una alternativa para mejorar la calidad de los productos alimenticios. En un estudio similar, Hafsa *et al.* (2016) estudiaron la capacidad antioxidante e inhibitoria de películas activas de quitosano con aceite esencial de *Eucalyptus globulus* contra algunas cepas bacterianas como *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Candida albicans* y *Candida parapsilosis*, obtuvieron gran actividad antioxidante en aceite esencial de mayor concentración y confirmaron su eficacia antimicrobiana en las cepas analizadas, siendo un opción importante en la aplicación de envasados de alimentos, mejorando la seguridad alimentaria y vida útil de los alimentos.

Desde hace algún tiempo, las plantas han sido reconocidas por sus compuestos terapéuticos sobre todo en la medicina tradicional por su forma de tratar enfermedades gracias a sus propiedades antiinflamatorias (Schink *et al.*, 2018). La búsqueda de métodos efectivos para tratar enfermedades inflamatorias ha impulsado el estudio, identificación y caracterización de diversos compuestos con propiedades antiinflamatorias (Parameswari *et al.*, 2019). Alkhalaif *et al.* (2019) realizaron estudios sobre la actividades antioxidantes, antiinflamatorias y anticancerígenas del extracto de fruto y semilla de aguacate (*Persea americana*) donde los extractos tanto de la semilla como del fruto exhibieron actividades antiinflamatorias y anticancerígenas, los cuales pueden ayudar al desarrollo de nuevos fármacos.

Se tiene conocimiento que alrededor del 80% de la población a nivel mundial aun depende de compuestos derivados de plantas para tratar una amplia variedad de enfermedades y que cerca de 20, 000 especies han sido utilizadas en la medicina tradicional con fines terapéuticos (Valsalam *et al.*, 2019). La inducción de metabolitos secundarios de plantas ha sido objeto de estudio debido a fitoquímicos como polifenoles, flavonoides y taninos y a su aporte para tratar o prevenir enfermedades cancerígenas ya que es la segunda causa de muerte en el mundo (Noumi *et al.*, 2020). Por lo tanto, investigaciones se han centrado en identificar plantas con actividades anticancerígenas. Nelson *et al.* (2020) analizaron el potencial anticancerígeno de extracto metanólico de *Eclipta alba* en varios tipos de células cancerosas HCT-116, PC-3, RCC-45 y MCF-7 y evaluaron la toxicidad general donde incluyeron células normales WI-38 en los ensayos, el cual demostró que el extracto estudiado tiene una potente actividad contra células cancerosas HCT-116 y mostraron características ideales hacia células normales WI-38 siendo una opción para el tratamiento de personas con cáncer de colon. Esto confirma que los extractos de plantas son un método factible que puede ejercer una amplia gama de aplicaciones, vinculadas a sus diferentes propiedades (Yu *et al.*, 2021). Por lo tanto, los estudios sobre la integración de estos compuestos en diferentes sistemas de envasado y recubrimiento son cruciales para mejorar la vida útil y la calidad de las bayas, proporcionando alternativas más sostenibles y saludables en la industria agroalimentaria.

MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación y establecimiento del experimento

La presente investigación se realizó en el Laboratorio de Fermentaciones y Biomoléculas del Departamento de Ciencia y Tecnología de Alimentos (DCTA) de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAAN), en Saltillo, Coahuila y el laboratorio del Departamento de Ingeniería Química de la Facultad de Ciencias de la Universidad de Vigo Campus Ourense, España. La experimentación de este trabajo consta de tres etapas: I) Obtención de extractos de *E. texana* mediante dos métodos uno convencional y uno no convencional; II) Caracterización de extractos obtenidos en términos de su bioactividad; y III) Evaluación del efecto de los extractos obtenidos en la extensión de vida de anaquel de Zarzamora.

Etapa I. Obtención de extractos de *E. texana* mediante dos métodos uno convencional y uno no convencional.

Reactivos

Todos los reactivos utilizados en esta investigación son de grado analítico. La base en la disolución de los reactivos fue agua destilada, y metanol en algunas pruebas. En la Etapa I, la determinación de proteínas se realizó utilizando una mezcla digestora, ácido bórico e indicador mixto, los cuales fueron adquiridos de Fermont (México) y ácido sulfúrico obtenido de Jalmek (Méjico). Para la determinación de grasas, se empleó éter de petróleo adquirido de Jalmek (Méjico). En la determinación de fibra cruda, se emplearon acetona concentrada, ácido sulfúrico e hidróxido de sodio, adquiridos de Jalmek (Méjico). En la preparación de los solventes, se utilizaron ácido acético glacial, glicerol 30°Bé, acetato de sodio y etanol, adquiridos de Carlo Erba Reagents (Francia). El cloruro de colina se adquirió de Thermo scientific (China), mientras que el ácido cítrico fue suministrado por Scharlau (España).

Obtención y preparación de la materia prima

Las hojas de *E. texana* se recolectaron en abril de 2023, ubicado a 25°34'34.7"N 101°04'47.3"W en la Presa Palo Blanco, Ramos Arizpe, Coahuila, México (Figura. 1).



Figura 1. Ubicación geográfica del punto de recolección de hojas de *E. texana*.

Las muestras fueron recolectadas y transportadas en bolsas de plástico al Laboratorio de Fermentaciones y Biomoléculas de la UAAAN. Las hojas recolectadas se lavaron con agua destilada y secaron en un horno (Biobase Biodustry Shandong Co., Ltd., Jinan, SHG, China) a 60 °C durante 48 h (Jasso de Rodríguez *et al.*, 2019). Posteriormente, las hojas se molieron a baja velocidad en una licuadora (Osterizer, USA) hasta alcanzar un tamaño de partícula equivalente a la malla No. 20. Luego, se empacaron en bolsas de plástico selladas y se almacenaron hasta su uso (Figura 2).



Figura 2. Obtención y preparación de la materia prima: A) Recolección de hojas de *E. texana*; B) Proceso de trituración; C) Tamizado.

Caracterización fisicoquímica de materia prima

Todas las metodologías se llevaron a cabo utilizando los métodos reportados por el Método Oficial de Análisis (AOAC, 1997). Se analizaron muestras de hojas de *E. texana* para determinar humedad, cenizas, proteína bruta, grasa y contenido de fibra (Figura 3); los resultados se expresaron como porcentaje del peso seco (PS). Todas las mediciones se realizaron por triplicado.

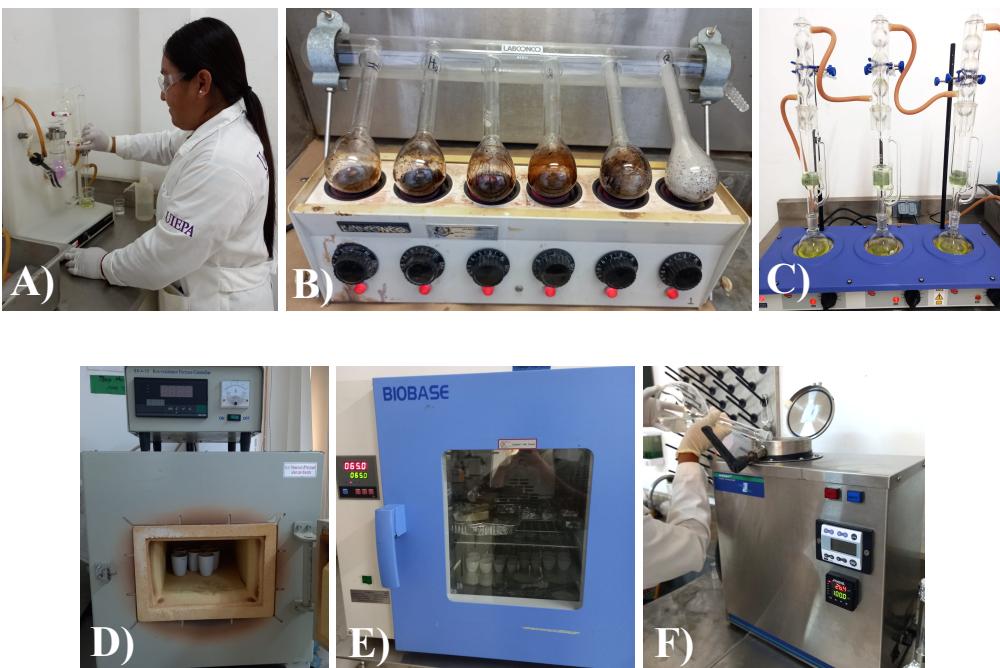


Figura 3. Determinación fisicoquímica: A) Determinación de proteína; B) Proceso de digestión; C) Determinación de grasas; D) Determinación de Cenizas; E) Determinación de Humedad; F) Determinación de Fibra.

Preparación de disolventes eutécticos profundos (DEP)

Los DEP empleados en este estudio se elaboraron según el método descrito por García *et al.* (2016), con algunas modificaciones. Los diferentes componentes se mezclaron mediante agitación magnética y se calentaron a una temperatura aproximada de 80 °C durante 120 min hasta conseguir un líquido homogéneo e incoloro. Además, se agregó un 30% en volumen de agua destilada a la composición para disminuir la viscosidad (El Kantar *et al.*, 2019). Una vez preparados, se almacenaban hasta su uso posterior.

Extracción de compuestos bioactivos de hojas de *E. texana*

Los ensayos preliminares mediante extracción convencional se llevaron a cabo en un agitador orbital (Adolf Kühner AG, Birsfelden, Suiza) en condiciones previamente optimizadas (50% de etanol acuoso v/v a 50 °C durante 120 min a 150 rpm) (Tan Mei Chin *et al.*, 2021). Además, se realizaron 4 mezclas eutécticas diferentes utilizando las mismas condiciones de extracción convencional para seleccionar una mezcla adecuada. Las mezclas estudiadas incluyeron DEP 1, compuesto por glicerol:ácido cítrico en una

proporción molar de 4:1 (Houasni *et al.*, 2022); DEP 2, formulado con acetato de glicerol:sodio en una proporción molar de 4:1 (Bozinou *et al.*, 2022); DEP 3, consistente en cloruro de glicerol:colina en una proporción molar de 2:1 (Gómez-Urios *et al.*, 2023); y DEP 4, preparado con cloruro de colina:ácido acético:agua en una proporción molar de 1:1:10 (Hernández-Corroto *et al.*, 2020). Después de los experimentos de extracción convencional, los extractos obtenidos se filtraron a través de papel filtro Whatman Ashless Grado 42 y se almacenaron a oscuridad a 5 °C hasta su análisis (Figura 4).



Figura 4. Extracción de compuestos bioactivos de hojas de *E. texana*: A) Preparación de los DEP; B) Proceso de extracción por agitación convencional; C) Filtración de extractos obtenidos.

Por otro lado, se empleó la tecnología de microondas combinada con el DEP seleccionado para optimizar la recuperación de compuestos bioactivos. Para ello, se empleó un microondas Monowave 450 (Anton Paar GmbH, Austria) equipado con un compresor de aire para controlar la temperatura de la muestra. El equipo proporciona un control preciso de variables como la temperatura y el tiempo de tratamiento y ajusta automáticamente el consumo de energía para lograr la temperatura deseada. Fue necesario un período de precalentamiento de 5 min antes de comenzar los ensayos de extracción por microondas. Durante el proceso de extracción, se mantuvo una agitación continua a 600 rpm. Para estos experimentos, se colocaron 1.38 g de muestra en un recipiente de Pyrex (G30) de 30 mL que contenía 15 mL de disolvente, y la mezcla se calentó a la temperatura y el tiempo requeridos. Una vez completado el proceso de extracción, las mezclas resultantes se recuperaron mediante filtración al vacío utilizando papel filtro (Whatman Ashless, Grado 42) y se almacenaron para su posterior análisis, como se ha descrito anteriormente (Figura 4).

5). Los efectos de la temperatura y el tiempo se evaluaron utilizando un diseño experimental ($2^2 +$ puntos estrella) con un cuadruplicado en el punto central, dando como resultado un total de 12 experimentos. En el Cuadro 4 se muestran las condiciones experimentales, incluyendo las variables independientes: temperatura (X₁, °C) y tiempo (X₂, min), y sus rangos de variación, las cuales se determinaron a partir de experimentos preliminares de una sola variable (datos no mostrados). Los datos experimentales se ajustaron utilizando un polinomial de segundo orden, como se describe en la siguiente ecuación:

$$Y = \beta_0 + \sum_{i=1}^k \beta_i X_i + \sum_{i=1}^k \beta_{ii} X_i^2 + \sum_{i=1}^k \sum_{j=i+1}^{k-1} \beta_{ij} X_i X_j \quad (1)$$

donde Y es la variable de respuesta; β_0 es coeficiente constante; β_i , β_{ii} y β_{ij} son los coeficientes de regresión lineal, cuadrática y de interacción, respectivamente; X_i y X_j corresponden a variables independientes y k representa el número de variables. Para modelar los datos, se utilizó el complemento de análisis de datos de Microsoft Excel, EE. UU., para realizar el análisis de regresión. La calidad del modelo se demostró mediante la evaluación de la falta de ajuste, el coeficiente de determinación (R^2) y la significancia estadística mediante la prueba F para análisis de variables.

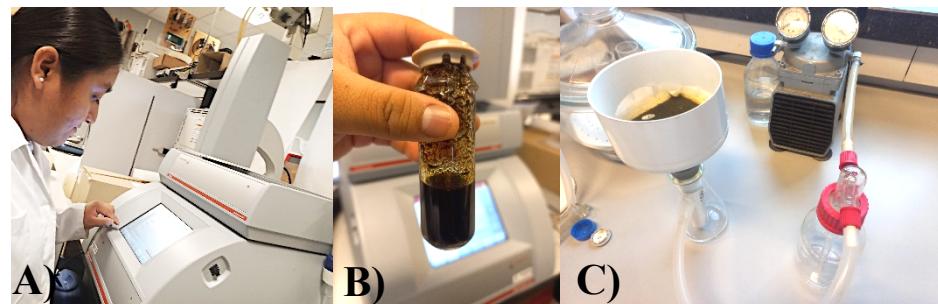


Figura 5. Extracción asistida por microondas de hojas de *E. texana*: A) Microondas Monowave 450 (Anton Paar GmbH, Austria); B) Extracto de *E. texana* con DEP 4; C) Recuperación de mezclas mediante filtración al vacío.

Cuadro 4. Variables experimentales implicadas en el estudio.

Variable	Definición y unidades	Nomenclatura	Valor o rango
Fijo	Relación de extracción líquido a sólido (v/w)	LSR	10.87 mL/g
	Velocidad de agitación (rpm)		120
Independiente	Extraction temperature (°C)	T _E	140-200 °C
	Extraction time (min)		20-45 min
Dependiente	Contenido polifenólico total (mg EAG/g PS)	CPT o y1	
	Contenido total de flavonoides (mg ER/g PS)		CTF o y1
	Actividad de eliminación de radicales DPPH* (mg ET/g PS)	DPPH o y3	
	Actividad de eliminación de radicales catiónicos ABTS (mg ET/g PS)		ABTS o y4
	Poder antioxidante reductor férrico (mg ET/g PS)		FRAP o y5

Optimización de las condiciones y validación del modelo

Para lograr la máxima recuperación de compuestos polifenólicos, flavonoides y actividad antioxidante en los extractos, se empleó una Metodología de Superficie de Respuesta (RSM, por sus siglas en inglés). La optimización se realizó utilizando la función de deseabilidad en Statgraphics Centurion versión XVI (Statpoint Technologies Inc., Warrenton, VA, EE. UU.). La validación del modelo se verificó mediante la realización de cuatro ensayos experimentales en condiciones óptimas.

Etapa II. Caracterización de los extractos en términos de su bioactividad

Reactivos

Todos los reactivos utilizados en la Etapa II fueron grado analítico. La base en la disolución de los reactivos fue agua destilada, y metanol en algunas pruebas. El metanol, pellets de hidróxido de sodio, nitrito de sodio, persulfato de potasio fueron adquiridos de Carlo Erba Reagents (Francia). El ácido gálico (AG), el reactivo Folin-Ciocalteu (FC), el cloruro de hierro (III) hexahidratado y la rutina se obtuvieron de Sigma-Aldrich (Barcelona, España). Trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromán-2-carboxílico) se obtuvo de Acros Organics (Eslovaquia). El ácido 2,2'-azino-di(3-etil-benzo-tia-zolina-6-

sulfónico (ABTS), el 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) y el TPTZ (2,4,6-tri(2-piridil)-S-triazina) fueron suministrados por Alfa Aesar (EE.UU.). El carbonato de sodio y cloruro de aluminio suministrado por Scharlau (España). El colorante 2,6-diclorofenol-indofenol (DCPIP) se obtuvo de Sigma-Aldrich (EE. UU.). El agar papa dextrosa (PDA) y el caldo de papa dextrosa (PDB) se compraron a TM MEDIA (Titan Biotech Ltd., Delhi, India). El cloruro de calcio fue comprado a Merck (J.T. Baker, Japón).

Caracterización de los extractos de *E. texana*

Contenido polifenólico total (CPT)

El CPT de cada extracto se evaluó utilizando el método FC adoptado de Singleton & Rossi. (1965), con algunas modificaciones. Se mezcló una alícuota de la muestra diluida (0.3 mL) con 2.5 mL de reactivo de FC (1:10, v/v). Posteriormente, se agregaron 3.0 mL de carbonato de sodio (7.5% p/v) y luego se agitó. Finalmente, se dejó reaccionar la mezcla en oscuridad durante 1 h. Luego, se transfirieron 0.2 mL de cada muestra a una microplaca de 96 pocillos para medir la absorbancia a 760 nm utilizando un espectrofotómetro Multiskan SkyHigh (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, EE. UU.). El CPT se calculó basándose en la curva de calibración utilizando una solución estándar de AG (0.02, 0.04, 0.06, 0.09, 0.11, 0.13, 0.15, 0.18 y 0.20 g/L, $R^2 = 0.9959$) y se expresó como miligramos de equivalentes de AG (EAG)/g PS. Todas las mediciones se realizaron por triplicado (Figura 6).

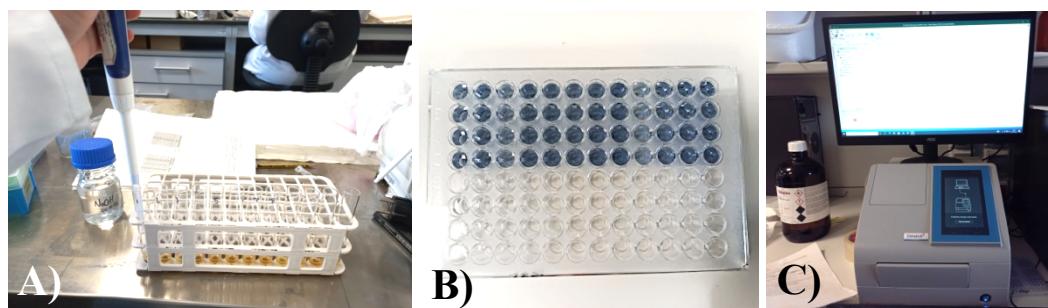


Figura 6. Contenido polifenólico total (CPT): A) Dilución de las muestras; B) Reacción en microplaca de CPT; C) Medición de absorbancia mediante espectrofotometría.

Contenido total de flavonoides (CTF)

El CTF en los extractos se determinó mediante el ensayo colorimétrico según el método

descrito por Blasa *et al.* (2006). Inicialmente, se mezcló 1 mL del extracto diluido con 0.3 mL de NaNO₂ (5%, p/v) y se dejó reposar durante 5 min. Posteriormente, se agregaron 0.3 mL de AlCl₃ (10%, p/v) y se incubaron durante 2 min, seguido de la adición de 2 mL de NaOH (1 N). Las muestras se mezclaron usando un vórtex y luego se conservaron en condiciones de oscuridad a temperatura ambiente durante 30 min. La absorbancia se determinó colocando 0.2 mL de cada muestra en una microplaca de 96 pocillos y se midió a 510 nm empleando un espectrofotómetro Multiskan SkyHigh (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, EE. UU.). Se utilizó rutina como estándar (0.05, 0.10, 0.15, 0.20, 0.25, 0.30, 0.35, 0.40 y 0.45 g/L, $R^2 = 0.9969$) para construir la curva de calibración y los resultados se expresaron en miligramos de equivalentes de rutina (ER)/g PS. Todos los análisis se realizaron por triplicado (Figura 7).

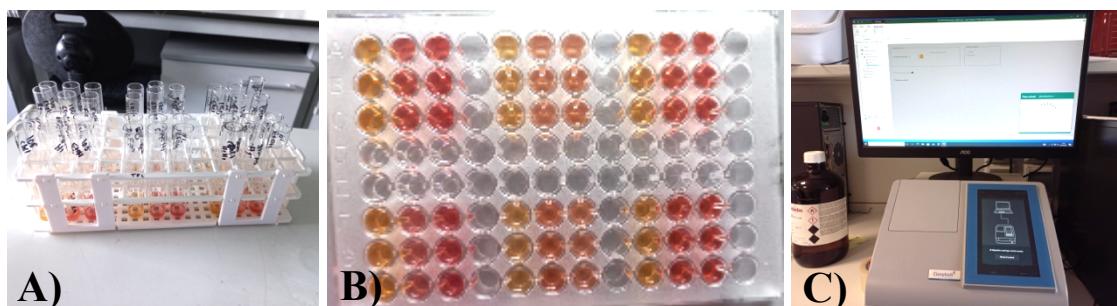


Figura 7. Contenido total de flavonoides (CTF): A) Preparación de las muestras; B) Reacción en microplaca de CTF; C) Lectura en microplaca y registro de absorbancias.

Actividad antioxidante por método DPPH

El método de eliminación de radicales DPPH se llevó a cabo siguiendo el método de Brand-Williams *et al.* (1995), con modificaciones menores. Brevemente, se mezclaron 0.2 mL del extracto disuelto con 2 mL de DPPH (6×10^{-5} M en metanol). Luego, la mezcla se agitó y se dejó reaccionar en condiciones de oscuridad durante 15 min. La disminución de la absorbancia se midió a 515 nm con la ayuda de un espectrofotómetro Multiskan SkyHigh (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, EE. UU.). Se utilizó Trolox como patrón de referencia y los resultados se expresaron en miligramos de equivalentes de Trolox (ET)/g PS. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado (Figura 8).

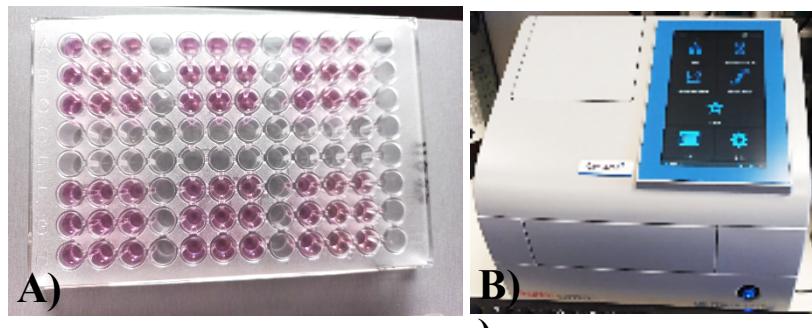


Figura 8. Actividad antioxidante por método DPPH: A) Reacción en microplaca de DPPH; B) Medición de absorbancia mediante espectrofotometría.

Actividad antioxidante por método ABTS

La actividad eliminadora de radicales ABTS de los extractos se determinó según lo descrito por Rodríguez-Rebelo *et al.* (2024). El radical ABTS^{•+} se formó mezclando una solución de ABTS 7 mM con persulfato de potasio 2.4 mM durante 16 h en completa oscuridad y agitación constante. Antes del análisis, la solución de ABTS se diluyó en agua destilada hasta alcanzar una absorbancia de 0.70 a 734 nm. Posteriormente, se agregaron 0.03 mL de cada muestra diluida a 3 mL de solución ABTS diluida y se midió la disminución de la absorbancia después de 6 min a 734 nm con un espectrofotómetro Multiskan SkyHigh (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, EE. UU.). Se empleó el Trolox como estándar de referencia, y los resultados se expresaron en miligramos de equivalentes de Trolox (ET)/g PS. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado (Figura 9).

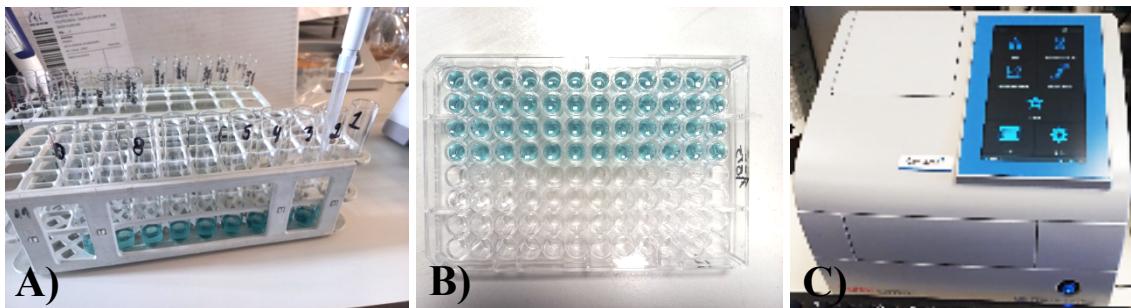


Figura 9. Actividad antioxidante por método ABTS: A) Preparación de muestras; B) Reacción en microplaca de ABTS; C) Medición de absorbancia por espectrofotometría.

Actividad antioxidante mediante el método del poder antioxidante reductor férrico (FRAP)

Se llevó a cabo el método FRAP según lo informado por Gullón *et al.* (2017), con ligeras modificaciones. El reactivo FRAP se preparó diariamente mezclando tampón acetato 300 mM (pH 3.63), solución 10 mM de TPTZ (2,4,6-tripiridil-s-triazina) en HCl 40 mM y solución 20 mM de FeCl₃.6H₂O en una proporción final de 10:1:1 (v/v/v). Para este análisis, se agregaron 0.1 mL de extracto diluido a 3 mL de la solución de trabajo de FRAP. La absorbancia de la reacción se registró a 595 nm después de un período de incubación de 6 min en un espectrofotómetro Multiskan SkyHigh (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, EE. UU.). Los valores se determinaron con una curva de calibración como miligramos de equivalentes de Trolox (ET)/g de PS. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado (Figura 10).

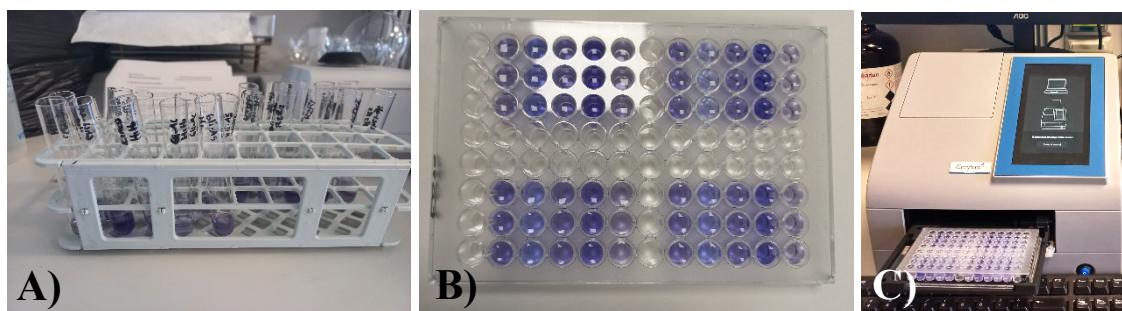


Figura 10. Actividad antioxidante mediante el FRAP: A) Preparación de muestras de extractos; B) Reacción de muestras en microplaca; C) Lectura de absorbancias por espectrofotómetro.

Contenido de polifenoles y flavonoides por análisis HPLC-MS/MS

La cuantificación e identificación de compuestos polifenólicos y flavonoides en extractos obtenidos en condiciones óptimas de extracción se realizaron mediante HPLC-MS/MS (cromatografía líquida de alta resolución acoplada a espectrometría de masas en tandem). Los análisis se realizaron utilizando un sistema de cromatografía líquida Agilent Technologies 1200 Infinity acoplado a un espectrómetro de masas en tandem de triple cuadrupolo (MS/MS AB SCIEX Triple Quad 3500) equipado con una fuente de ionización por electrospray (ESI), que funciona en modo de iones negativos. Las muestras filtradas (membranas de 0.45 µm) se inyectaron en un volumen de 5 µL en una columna Luna C18

(Phenomenex). Las fases móviles utilizadas fueron ácido fórmico al 0.1% en agua (disolvente A) y ácido fórmico al 0,1% en acetonitrilo (disolvente B), con un caudal de 0.4 mL/min. El programa de gradiente lineal fue el siguiente: 2.0 % de disolvente B durante 2 min, 2.0 % a 30 % de disolvente B durante 13 min, 30 % a 100 % de disolvente B durante 2 min, 100 % de disolvente B durante 4 min, volviendo al 2 % disolvente B durante 1 min, seguido de una retención isocrática al 2% de disolvente B durante 2 min. La generación de iones se logró con una fuente ESI en las siguientes condiciones: voltaje capilar de 3000 V, compensación de la placa terminal de 500 V, flujo de gas seco a 8.0 L/min, presión del nebulizador a 2 bar y temperatura del calentador seco a 220 °C. La adquisición de datos se realizó en modo de monitoreo de reacciones múltiples (MRM), con transiciones específicas monitoreadas para cada compuesto en función de la masa del ion original y los fragmentos característicos.

Actividad antifúngica

Se probaron dos cepas, *Rhizopus stolonifer* (no. de acceso 1384) fue adquirida por el CINVESTAV (Centro de Investigación y Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional, CDMX, México), mientras que *Fusarium oxysporum* (no. de acceso MT001892) se obtuvo del CICY (Centro de Investigación Científica de Yucatán, Yucatán, México). Las cepas de fúngicas se cultivaron en medio PDA en placas Petri (9 cm de diámetro) a 25 °C durante 5 a 7 días. Las esporas se recolectaron utilizando una solución de Tween 80 (0.1%, v/v) y cuantificadas mediante una cámara de Neubauer. Posteriormente, las suspensiones de esporas se diluyeron en caldo estéril hasta obtener una concentración de 10^4 esporas/mL (Figura 11).

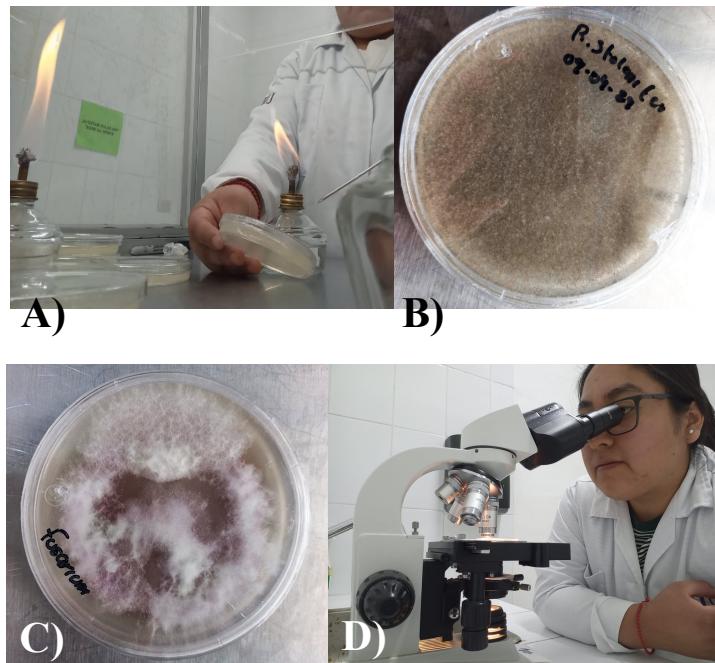


Figura 11. Prueba de actividad antifúngica: A) Siembra de hongo en medio de cultivo PDA; B) Hongo *R. stolonifer*; C) Hongo *F. oxysporum*; C) Conteo de esporas de *F. oxysporum* y *R. stolonifer*.

El método de actividad antifúngica se evaluó mediante el método de microdilución, según lo reportado por Flores-López *et al.* (2016), con ligeras modificaciones. Los extractos de *E. texana* se prepararon a diferentes concentraciones (0.1, 0.5, 1.0, 5 y 20%, v/v) en PDB estéril. Luego, se agregaron 100 µL de cada concentración y 100 µL de suspensión de esporas en una microplaca estéril de 96 pocillos, obteniendo un volumen final de 200 µL y se evaluó la densidad óptica (DO) a 600 nm durante un periodo de 48 h (intervalos de 12 horas) en *R. stolonifer* y 96 h (intervalos de 24 h) en *F. oxysporum* a 25 ± 2 °C utilizando un lector de automático de microplacas (BIOBASE-EL 10A, Jinan, SHG, China) (Figura 12). El porcentaje de inhibición del crecimiento (%) se evaluó mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Inhibición (\%)} = \frac{\text{OD}_{\text{control}} - \text{OD}_{\text{muestra}}}{\text{OD}_{\text{control}}} \times 100 \quad (2)$$

donde, OD_{muestra} corresponde a la densidad óptica de cada tratamiento y OD_{control} se refiere a la densidad óptica del control. Todos los tratamientos se realizaron por triplicado.

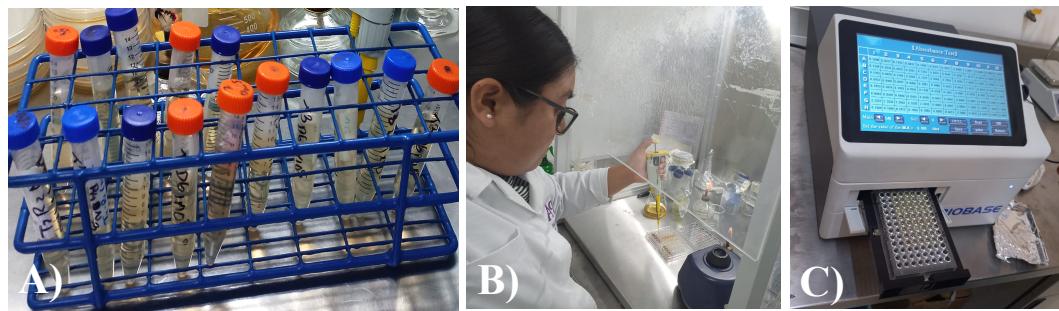


Figura 12. Actividad antifúngica mediante microdilución: A) Preparación de extractos a diferentes concentraciones; B) Adición de muestras en microplaca estéril de 96 pocillos; C) Lectura de absorbancias a diferentes tiempos en *R. stolonifer* y *F. oxysporum*.

III) Evaluación del efecto de los extractos obtenidos en la extensión de vida de anaquel de zarzamora

Reactivos

Todos los reactivos utilizados en la Etapa III son de grado analítico. Para la prueba de vida de anaquel se utilizaron hidróxido de sodio y glicerol adquiridos de Jalmek (Méjico), fenolftaleína obtenida de ACS (Méjico), el colorante 2,6-diclorofenol-indofenol (DCPIP) se obtuvo de Sigma-Aldrich (EE. UU.). El agar papa dextrosa (PDA) y el agar cuenta en placa (PCA) se obtuvieron de TM MEDIA (Titan Biotech Ltd., Delhi, India). El cloruro de calcio fue obtenido de Merck (J.T. Baker, Japón). La peptona de caseína obtenido de Solbiosa (Méjico) y el ácido ascórbico adquirido de Analytyka (Méjico).

Materia prima

Para la preparación del recubrimiento comestible se utilizaron semillas de chía negra (*Salvia hispanica* L.) de la variedad negra de Huaquechula, Puebla, México. Las zarzamoras (*Rubus fruticosus* var. Tupy) se adquirieron en un mercado local en Saltillo, Coahuila, México. Los frutos se seleccionaron visualmente en función del color, tamaño y la ausencia de daños físicos o infecciones fúngicas.

Preparación y aplicación del recubrimiento sobre zarzamora

Para determinar el efecto del extracto optimizado de *E. texana* en la vida útil de los frutos de zarzamora, se incorporó a una formulación de recubrimiento previamente optimizada por Guía-García *et al.* (2023), con modificaciones menores. Este consistió 0.24% (p/v) de mucílago de chía liofilizado, 0.15% (p/v) de cloruro de calcio (CaCl_2) y 0.05% (p/v) de glicerol. Se consideraron tres tratamientos: sin recubrimiento (control) y recubrimientos comestibles que contenían 0.5% y 1.0% (v/v) de extracto, concentraciones seleccionadas por su significativa actividad antifúngica *in vitro*. Los tratamientos se aplicaron a los frutos mediante aspersión, seguido de secado en estufa (Biobase Biodustry Shandong Co., Ltd., Jinan, SHG, China) a 25°C durante 25 min. Cada tratamiento se replicó tres veces, con 10 frutos por réplica ($n = 30$ por tratamiento). Los frutos se almacenaron en bandejas de polipropileno a $4 \pm 1^\circ\text{C}$ y 85% HR durante 15 días. Las evaluaciones fisicoquímicas y microbiológicas se realizaron a intervalos regulares (0, 3, 6, 9, 12 y 15 días) (Figura 13).



Figura 13. Montaje de la prueba: A) Formulación del recubrimiento funcionalizado con extractos de *E. texana*; B) Aplicación del recubrimiento sobre zarzamora; C) Proceso secado de los frutos; D) Almacenamiento de los frutos.

Análisis fisicoquímicos

Pérdida de peso

Las zarzamoras se pesaron individualmente ($n = 30$ por tratamiento) cada tres días durante el período de almacenamiento utilizando una balanza analítica (Ohaus, Nueva Jersey, EE. UU.) (Figura 14). La reducción de masa del fruto (expresada como porcentaje de pérdida de peso) se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Pérdida de peso (\%)} = \frac{W_i - W_f}{W_i} \times 100 \quad (3)$$

donde W_i representa el peso inicial de la muestra y W_f es el peso final de la muestra.



Figura 14. Pérdida de peso: A) y B) Determinación de pérdida de peso en los frutos.

Acidez titulable (AT), pH y contenido de sólidos solubles (CSS)

Para determinar la AT, pH y CSS se seleccionaron aleatoriamente 50 g de fruto de cada tratamiento. Las muestras se molieron hasta obtener una mezcla homogénea, luego se filtraron al vacío a través de papel de filtro Whatman No. 1. La AT se determinó utilizando el método de titulación descrito por AOAC (1997). Específicamente, 10 mL del jugo de zarzamora previamente extraído se titularon con una solución de hidróxido de sodio (NaOH) de 0.1 mol/L. Se utilizó fenolftaleína como indicador y los resultados se expresaron como porcentaje (%) de ácido cítrico. El valor de pH de los frutos de zarzamora para cada tratamiento se midió utilizando un medidor de pH (Ohaus ST 20; Parsippany, NJ, EE. UU.) insertando el electrodo en la muestra, de acuerdo con Vieira *et al.* (2016). El CSS del jugo de zarzamora se determinó colocando una gota de la muestra en un refractómetro digital (PAL-1 Pocket, Atago, EE. UU.), como lo describe AOAC (1997). Los resultados se expresaron como porcentaje (%). Para cada tiempo de muestreo, se analizaron diez muestras por tratamiento para todas las pruebas fisicoquímicas (Figura 15). Todos los experimentos se llevaron a cabo por triplicado.

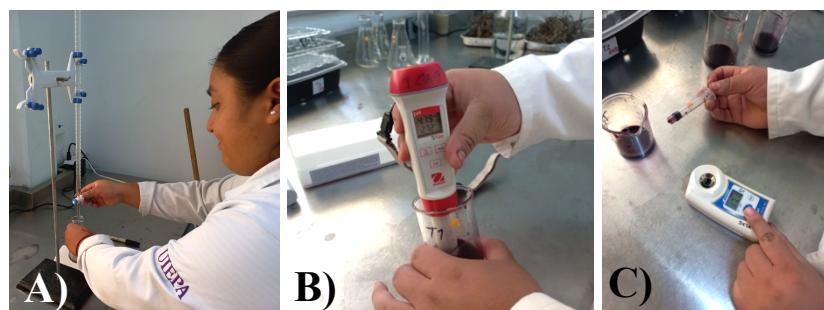


Figura 15. A) Determinación de acidez titulable; B) Determinación de pH; C) Determinación de contenido sólidos solubles.

Determinación del ácido ascórbico (AA)

El contenido de AA se midió utilizando el método de titulación DCPIP, siguiendo el procedimiento descrito por Ranganna (1977), con modificaciones menores. Brevemente, se mezclaron 2 mL de jugo centrifugado, 5 mL de ácido oxálico (4.0 % p/v) y 2 mL de agua destilada hasta que se observó un ligero cambio de color en la solución de DCPIP (24,0 g/L en agua destilada). Se utilizó ácido ascórbico como solución estándar, preparado a una concentración de 20 g/L en agua destilada. Los resultados se expresaron como mg/100 mL de AA por peso fresco (PF) (Figura 16). Todas las determinaciones se realizaron por triplicado.

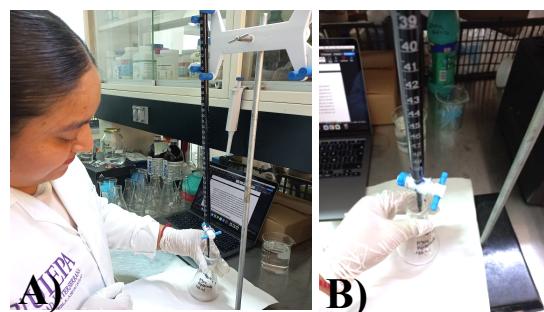


Figura 16. A) y B) Determinación de ácido ascórbico (AA).

Color

Los cambios de color en las zarzamoras se midieron utilizando un colorímetro Konica Minolta (CR 400; Minolta, Japón) con el sistema CIE L*a*b* (Commission Internationale de L'Eclairage). El color se determinó tomando dos medidas de la superficie del fruto, consistentemente en la misma zona, y utilizando diez frutos por tratamiento (Franco *et al.*,

2017). Para cada medición, el colorímetro se calibró utilizando una placa blanca estándar proporcionada por el instrumento ($Y = 93.41$, $x = 0.3139$, $y = 0.3206$). Por lo tanto, el color se expresó con tres valores: L^* para la luminosidad, que va de oscuro a blanco, a^* para el rango de verde a rojo y b^* para el rango de azul a amarillo (Figura 17).

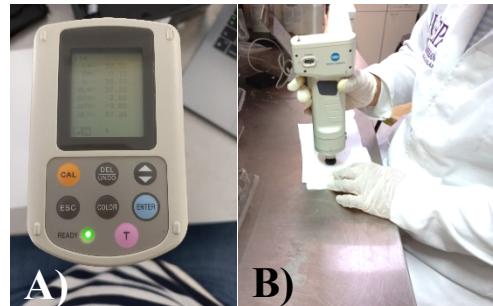


Figura 17. A) y B) Medición de color con ayuda de un Colorímetro Konica Minolta (CR 400; Minolta, Japón).

Firmeza

La firmeza de las zarzamoras se evaluó utilizando un penetrómetro digital (Fruit Hardness Tester, FHT 200, Extech Co., EE. UU.), empleando una sonda de 3 mm de diámetro. Se realizaron dos mediciones en lados opuestos de la zona central de diez frutos para cada tratamiento (Guía-García *et al.*, 2023). Los resultados se reportaron en términos de fuerza (N) (Figura 18).

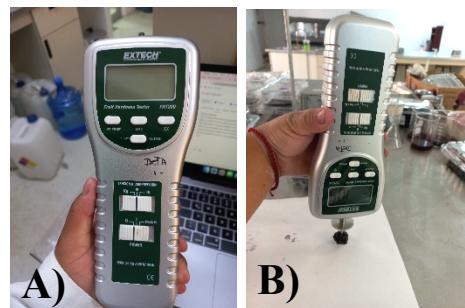


Figura 18. A) y B) Determinación de firmeza en zarzamora con el penetrómetro digital (Fruit Hardness Tester, FHT 200, Extech Co., EE. UU.).

Análisis microbiológico

Se evaluaron los recuentos de bacterias mesófilas aerobias totales, así como el conteo de mohos y levaduras, durante el período de almacenamiento de cada tratamiento, siguiendo el método de Olivas *et al.* (2007). Para ello, se homogeneizaron asépticamente 10 g de zarzamoras con 90 mL de agua peptonada en bolsas Nasco Whirl-Pak (Wisconsin, EE. UU.). Para la determinación de microorganismos mesófilos aeróbicos totales, se prepararon diluciones seriadas en agua de peptona al 0.1% y se sembraron en agar PCA y se incubaron a 37 °C durante 2 días. Se utilizaron las mismas diluciones para la cuantificación de mohos y levaduras, las cuales se cultivaron en agar PDA e incubaron a 25 °C durante 5 días (Figura 19). Después de la incubación, los recuentos microbianos se informaron como el logaritmo de unidades formadoras de colonias por gramo (log UFC/g). Todos los análisis se llevaron a cabo con dos réplicas.

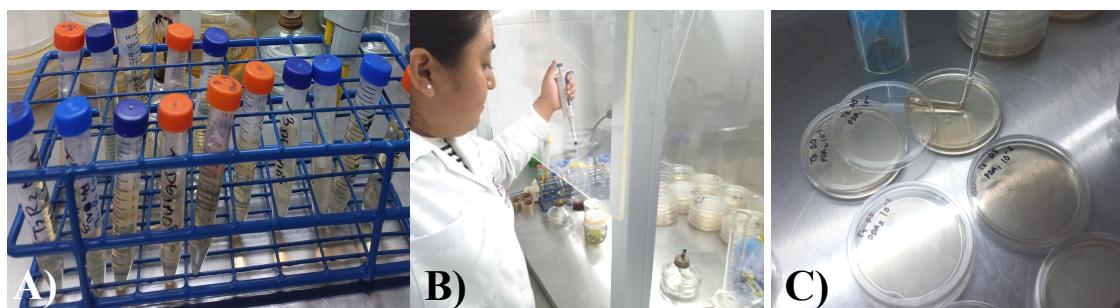


Figura 19. Análisis microbiológico: A) Preparación de diluciones de los diferentes tratamientos; B) y C) Inoculación de las diferentes muestras.

Análisis estadístico

Los datos experimentales fueron evaluados estadísticamente mediante la realización de un análisis de varianza (ANOVA) para determinar diferencias significativas y la prueba de comparación de medias utilizando el método de Tukey ($p < 0.05$) con el software Minitab versión 17.0 (State College, PA, EE. UU.).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Caracterización química de materias primas

Para la valorización de las hojas de *E. texana*, la caracterización química es fundamental para determinar los potenciales bioproductos que se pueden derivar de su procesamiento, incluyendo compuestos bioactivos y aplicaciones de polisacáridos. La composición química de las hojas de *E. texana* reveló la presencia de proteína cruda ($6.5 \pm 0.4\%$ PS), lípidos ($10.6 \pm 0.3\%$ PS), cenizas ($5.4 \pm 0.4\%$ PS), humedad ($2.6 \pm 0.7\%$), fibra cruda ($16.7 \pm 0.4\%$) y carbohidratos totales ($59.3 \pm 0.4\%$). El contenido de proteína y lípidos fue superior al de otras especies del mismo hábitat, como las hojas de *R. microphylla*, que oscilan entre 0.8% y 8.9% PS, respectivamente (Flores-López *et al.*, 2024). Estas diferencias sugieren que las plantas poseen capacidades metabólicas para almacenamiento de nutrientes, particularmente en lípidos, que son esenciales para la conservación de energía y el mantenimiento de la estabilidad de la membrana celular en condiciones adversas (Reszczyńska & Hanaka, 2020).

El contenido de cenizas en las hojas de *E. texana* fue similar al de las hojas de *Prosopis laevigata*, otra especie de la misma familia (Fabaceae), que contiene 6.7% de cenizas (Zapata-Campos *et al.*, 2020). Esto refleja la composición mineral de las hojas, esencial para mantener la estructura celular y apoyar el transporte de nutrientes dentro de la planta. También es destacable el contenido de humedad relativamente bajo, ya que favorece el almacenamiento y reduce el riesgo de deterioro microbiano. Pérez-Olivera *et al.* (2022) estudiaron cuatro especies de la familia Fabaceae: *Bauhinia* sp., *Albizia* sp., *Leucaena* sp., y *E. polystachya*, las cuales exhibieron contenidos de fibra cruda de 20.8%, 17.5%, 13.9% y 19.7% PS, respectivamente, comparables con los observados en este estudio. Según Timm *et al.* (2023), la fibra se encuentra principalmente en la pared celular de las plantas, donde desempeña funciones estructurales y protectoras, contribuyendo a la retención de agua en los tejidos y mejorando la resistencia de las plantas a la sequía y temperaturas extremas. Los carbohidratos totales constituyeron el componente principal de las hojas, sirviendo como reserva de energía y contribuyen a la integridad morfológica de la planta, lo cual es crítico para su adaptación (Krasavina *et al.*, 2014). Este análisis químico de las hojas de *E. texana* proporciona la primera caracterización completa de este material

vegetal, ofreciendo información valiosa sobre sus propiedades químicas. Estos resultados establecen una base sólida para explorar sus posibles aplicaciones en diversas industrias, particularmente en los sectores agroalimentario y farmacéutico.

Selección del disolvente para la extracción de compuestos bioactivos

Los ensayos preliminares se llevaron a cabo utilizando el método de extracción convencional para evaluar el solvente más adecuado. Los resultados, resumidos en el Cuadro 5, presentan el contenido de CPT, CTF y actividad antioxidante determinada a través de los métodos DPPH, ABTS y FRAP. Entre los solventes evaluados, el DEP compuesto por cloruro de colina:ácido acético:agua en una proporción 1:1:10 (DEP 4) mostró los valores más altos ($p < 0.05$) de CPT (31.5 ± 1.6 mg EAG/g PS), CTF (26.1 ± 0.5 mg ER/g PS), y capacidad antioxidante con el método FRAP (83.2 ± 0.7 mg ET/g PS), superando a las demás mezclas eutécticas. El CPT del DEP 4 fue 1.6 veces mayor que el obtenido con el solvente etanol/agua. Estos hallazgos pueden compararse con estudios realizados por otros autores. Por ejemplo, Barbieri *et al.* (2020) informaron que cuatro formulaciones de DEP (glicerol:cloruro de colina (1:2 v/p), ácido láctico:cloruro de colina (1:3 v/p), 1,2-propanodiol: cloruro de colina (1:2 v/p), y ácido oxálico: cloruro de colina (1:1 v/p), todas con un 10% de agua (p/p) –extrajeron eficazmente CTF y FRAP de *Rosmarinus officinalis* L., superando en eficiencia al etanol puro. Del mismo modo, Pontes *et al.* (2022) informaron que los extractos de orujo de olivo obtenidos con un DEP a base de cloruro de colina:ácido malónico (27.61 mg EAG/g) eran comparables a los del etanol (25.32 mg EAG/g) en condiciones óptimas de extracción (50 °C, 800 rpm y 3 h). Por otro lado, el solvente etanol-agua al 50% utilizado en este estudio mostró los valores más altos de actividad antioxidante para los métodos DPPH y ABTS (14.0 ± 0.2 y 111.4 ± 1.2 mg ET/g PS, respectivamente). Este resultado puede atribuirse a la capacidad de los cationes de radicales libres para detectar compuestos tanto solubles en agua como solubles en grasa, debido a su alta solubilidad en disolventes acuosos y de base alcohólica (Ren *et al.*, 2023). Además, Nićiforović *et al.* (2010) enfatizaron que el contenido de antioxidantes en los materiales vegetales se correlaciona con la concentración de compuestos fenólicos, que desempeñan un papel importante en la reducción del estrés oxidativo al neutralizar los radicales libres (Chou *et al.*, 2024). En general, los resultados demuestran que el DEP 4 es el disolvente más adecuado para la extracción de compuestos bioactivos de *E. texana*,

ofreciendo una mayor recuperación de fenólicos y flavonoides, a la vez que exhibe fuertes propiedades antioxidantes. Como resultado, se seleccionó este solvente para optimizar las condiciones operativas para recuperar compuestos bioactivos utilizando EAM y evaluar su efecto en la calidad poscosecha de zarzamoras.

Cuadro 5. Contenido polifenólico total (CPT), contenido total de flavonoides (CTF), actividad antioxidante (DPPH, ABTS y FRAP) obtenidos por extracción convencional de hojas de *E. texana* realizadas con DEP y etanol/agua al 50% (temperatura de extracción = 50 °C, tiempo de extracción = 120 min, velocidad = 150 rpm).

Solventes	CPT	CTF	Actividad antioxidante (mg ET/g PS)		
	(mg EAG/g PS)	(mg ER/g PS)	DPPH	ABTS	FRAP
50% etanol/agua	19.8 ± 2.6 ^c	23.6 ± 0.3 ^b	14.0 ± 0.2 ^a	111.4 ± 1.2 ^a	39.7 ± 0.6 ^c
DEP 1	23.2 ± 0.3 ^b	18.8 ± 2.1 ^d	6.9 ± 2.7 ^c	16.3 ± 1.5 ^d	77.3 ± 1.0 ^b
DEP 2	14.4 ± 1.4 ^d	21.7 ± 0.7 ^c	11.8 ± 0.2 ^{ab}	100.2 ± 3.7 ^b	35.1 ± 0.8 ^d
DEP 3	10.3 ± 1.2 ^e	10.0 ± 0.9 ^e	10.9 ± 2.0 ^b	72.5 ± 2.3 ^c	17.1 ± 0.9 ^e
DEP 4	31.5 ± 1.6 ^a	26.1 ± 0.5 ^a	12.8 ± 0.3 ^{ab}	74.9 ± 1.5 ^c	83.2 ± 0.7 ^a

Los datos son la ± desviación estándar media (n=3). Letras diferentes indican una diferencia estadística ($p < 0.005$).

Optimización de la recuperación de compuestos bioactivos mediante la extracción de DEP asistida por microondas

El diseño experimental realizado en este estudio permitió identificar las variables más influyentes en la recuperación de compuestos fenólicos con actividad antioxidante. Los resultados del Cuadro 6 se correlacionaron con las variables independientes (Temperatura y tiempo) utilizando la Ecuación 1. En el Cuadro 7 se presentan los resultados de este análisis, incluyendo los coeficientes de regresión, su significación estadística (basada en la prueba t de Student), los parámetros que miden la correlación (R^2) y la significancia

estadística de los modelos (basada en el parámetro F de Fisher). Los valores del coeficiente de determinación (R^2) oscilaron entre 0.820 y 0.953, lo que indica una fuerte correlación entre los datos predichos y los experimentales. Además, los altos valores de F para todas las respuestas evaluadas (4.572–20.277) confirmaron la significancia estadística de los modelos. En general, el análisis estadístico demostró que los modelos desarrollados representan de manera precisa y confiable la relación entre las variables independientes y las respuestas evaluadas. Los modelos predichos (excluyendo los términos no significativos) para CPT (y_1), CTF (y_2), y actividad antioxidante DPPH (y_3), ABTS (y_4) y FRAP (y_5) como funciones de las variables del proceso se expresan mediante las siguientes ecuaciones:

$$\text{CPT} = 71.76 + 9.14x_1 - 7.24x_1^2 \quad (4)$$

$$\text{CTF} = 46.47 + 5.76x_1 - 5.08x_1^2 \quad (5)$$

$$\text{DPPH} = 292.25 + 8.53x_1 - 5.87x_1^2 \quad (6)$$

$$\text{ABTS} = 46.01 + 3.70x_1 - 2.11x_2 \quad (7)$$

$$\text{FRAP} = 140.03 + 8.69x_1 - 9.69x_1^2 - 4.77x_2^2 \quad (8)$$

Como tendencia general, los resultados mostrados en el Cuadro 6 demuestran que la temperatura de extracción influye positivamente en la recuperación de compuestos fenólicos y antioxidantes. Interesantemente, a temperaturas de 170 °C durante 50.2 min (experimento 10), se logró la máxima recuperación de CPT (73.5 ± 0.7 mg EAG/g PS). El análisis de los coeficientes del modelo indicó que el CPT se vio significativamente afectado por el término lineal de la temperatura (x_1) y su término cuadrático (Cuadro 7), lo que indica un impacto pronunciado de la temperatura en la recuperación de compuestos fenólicos. Para CTF, el valor máximo (53.7 ± 0.3 mg ER/g PS) se obtuvo a 127.6 °C durante 32.5 min (experimento 9). Los coeficientes de regresión del Cuadro 7 indican que el término cuadrático para la temperatura(x_1) sugiere que las temperaturas elevadas reducen la recuperación de flavonoides. Por otro lado, el efecto lineal del tiempo (x_2) mostró que los tiempos de extracción prolongados mejoran el CTF, lo que indica que tanto la temperatura como el tiempo fueron factores críticos. Sin embargo, las temperaturas excesivamente altas pueden afectar negativamente a la recuperación de flavonoides.

Cuadro 6. Condiciones operacionales ensayadas (expresadas en términos de variables independientes dimensionales y adimensionales) y resultados experimentales obtenidos para las variables dependientes y_1 a y_5 .

Exp.	Variables independientes		Variables dependientes				
	Temperatura (°C) o x_1	Tiempo (min) o x_2	CPT o y_1 (mg EAG/g PS)	CTF o y_2 (mg ER/g PS)	DPPH o y_3 (mg ET/g PS)	ABTS o y_4 (mg ET/g PS)	FRAP o y_5 (mg ET/g PS)
1	140 (-1)	20 (-1)	49.3	29.4	283.5	41.0	120.2
2	200 (1)	20 (-1)	70.0	49.2	296.3	48.7	138.4
3	140 (-1)	45 (1)	50.2	35.3	274.1	43.0	113.5
4	200 (1)	45 (1)	65.8	43.7	303.5	51.1	127.6
5	170 (0)	32.5 (0)	71.9	46.1	291.9	46.4	140.3
6	170 (0)	32.5 (0)	71.7	46.9	292.3	45.8	139.5
7	170 (0)	32.5 (0)	71.7	46.4	292.5	45.9	140.3
8	170 (0)	32.5 (0)	47.4	31.3	268.5	36.3	108.1
9	127.6 (-1.41)	32.5 (0)	71.8	53.7	289.0	48.0	132.1
10	170 (0)	50.2 (1.4)	73.5	43.9	287.0	46.0	134.5
11	212.4 (1.4)	32.5 (0)	67.9	39.1	291.0	39.2	130.2
12	170 (1.41)	14.8 (1.4)	49.3	29.4	283.5	41.0	120.2

En cuanto a la actividad antioxidante, los valores experimentales más altos de DPPH y ABTS se obtuvieron a 200 °C durante 45 min (experimento 4), con 303.5 ± 2.6 mg ET/g PS y 51.1 ± 0.7 mg ET/g PS, respectivamente. Con base en los coeficientes de regresión presentados del Cuadro 7, la temperatura (x_1) ejerció un efecto positivo sobre la actividad antioxidante medida por los ensayos DPPH y ABTS. Sin embargo, el tiempo (x_2) no tuvo un impacto significativo, lo que indica que la temperatura fue el principal determinante de estas respuestas.

En el ensayo FRAP, el valor máximo (140.3 ± 0.5 mg ET/g PS) se obtuvo en el punto central del diseño experimental (170 °C durante 32.5 min, experimento 7). El análisis estadístico indicó que la temperatura fue la variable clave que influyó en los valores de FRAP. Sin embargo, el término cuadrático negativo para la temperatura (x_1) sugiere que las temperaturas excesivamente altas condujeron a una disminución de los valores de

FRAP. Estudios previos han reportado que temperaturas entre 110 y 130 °C mejoran la viscosidad y tensión superficial de los DEP, facilitando así su penetración en la matriz vegetal (Pavlić *et al.*, 2022; Serna-Vázquez *et al.*, 2021). El potencial antioxidante observado apoya el uso de temperaturas elevadas junto con DEP, particularmente aquellos que contienen cloruro de colina, que posee una temperatura de descomposición de oscila entre 250 y 300 °C (Chen *et al.*, 2018). Además, las propiedades únicas de los DEP, derivadas de los enlaces de hidrógeno y las interacciones de Van der Waals, mejoran aún más la eficiencia de los procesos de extracción (de Almeida Pontes *et al.*, 2021).

Cuadro 7. Coeficientes de regresión y parámetros estadísticos que miden la correlación y significación de los modelos.

Coeficiente	y ₁	y ₂	y ₃	y ₄	y ₅
Interceptar (b_0)	71.76	46.47	292.25	46.01	140.03
b_1	9.14a	5.76a	8.53a	3.70a	8.69a
b_2	0.29	2.64	-0.64	2.11c	-1.85
b_{12}	-1.31	-2.82	4.16	0.11	-1.00
b_{11}	-7.24a	-5.08b	-5.87b	-1.54	-9.69a
b_{22}	-2.54	-0.69	0.24	-0.31	-4.77b
R^2	0.915	0.864	0.904	0.820	0.953
F-exp	10.843	6.388	9.477	4.572	20.277
Nivel de significancia (%)	98.975	96.856	98.624	93.961	99.753

^a Coeficientes significativos con un nivel de confianza del 99%.

^b Coeficientes significativos con un nivel de confianza del 95%.

^c Coeficientes significativos con un nivel de confianza del 90%.

La optimización de las condiciones de extracción se realizó para obtener un extracto enriquecido en fitoquímicos y con alta capacidad antioxidante. Las condiciones óptimas para las variables independientes fueron 194 °C y 25 min. Los valores predichos y experimentales para todas las respuestas se resumen en el Cuadro 8. Los datos experimentales mostraron concordancia variable con los valores de respuesta predichos, con tasas de error que oscilaron entre 2.8 % y 26.1 %. Esto sugiere que, si bien el diseño

experimental fue efectivo para optimizar la recuperación de compuestos fenólicos y antioxidantes de *E. texana*, ciertos parámetros podrían requerir ajustes adicionales para mejorar la precisión de las predicciones. En estas condiciones óptimas, los valores experimentales fueron de 76.2 ± 0.6 mg EAG/g PS para CPT, 38.1 ± 0.7 mg ER/g PS para CTF, y capacidades antioxidantes de 54.8 ± 1.4 (ABTS), 306.1 ± 3.8 (DPPH) y 118.6 ± 2.0 mg ET/g PS (FRAP). A modo de comparación, se han estudiado hojas de otras especies de plantas para la extracción de compuestos fenólicos utilizando EAM a temperaturas elevadas. Por ejemplo, Ciulu *et al.* (2017) informaron el CPT de 38.0 mg EAG/g PS después de extraer hojas de *Stevia rebaudiana* Bertoni con etanol al 75% a 150°C , 15 min. De manera similar, Tsubaki *et al.* (2010) informaron que durante la extracción fenólica de diferentes tipos de té (verde, oolong y negro) utilizando EAM, el CPT aumentó con la temperatura, oscilando entre el 25.3 % a 110°C y 74.4 % a 230°C . En cuanto a la actividad antioxidante, Torres *et al.* (2022) investigaron las hojas de ora-pro-nobis y encontraron que los extractos de etanol exhibieron el mayor potencial antioxidante a 110°C (métodos DPPH y FRAP), mientras que los extractos acuosos a 150°C exhibieron resultados superiores de ABTS. En este contexto, los extractos obtenidos de *E. texana* en condiciones óptimas representan una fuente relevante de compuestos fenólicos y antioxidantes. Estos resultados ponen en manifiesto su potencial como alternativa viable para el desarrollo de productos de valor agregado, con aplicaciones prometedoras en las industrias agroalimentaria y farmacéutica.

Cuadro 8. Valores predichos y experimentales en las condiciones óptimas basados en la optimización simultánea de todas las respuestas evaluadas CPT, CTF, DPPH, ABTS y FRAP (temperatura de extracción = 194 °C, tiempo de extracción = 25 min).

	CPT (mg EAG/g PS)	CTF (mg ER /g PS)	DPPH (mg ET /g PS)	ABTS (mg ET /g PS)	FRAP (mg ET /g PS)
Valor pronosticado	71.90	48.04	297.48	48.33	140.34
Valor experimental ^a	76.2 ± 0.6	38.1 ± 0.7	306.1 ± 3.8	54.8 ± 1.4	118.6 ± 2.0

^aMedia ± desviación estándar (DE) de tres determinaciones (n=3) a partir de tres réplicas de extractos.

Cuantificación de polifenoles y flavonoides por análisis HPLC-MS/MS

El género *Eysenhardtia* es una fuente notable de metabolitos secundarios, en particular compuestos fenólicos y flavonoides, que han sido explorados y estudiados por su amplia variedad de actividades biológicas, incluidos efectos antimicrobianos, antidiabéticos, antiinflamatorios, antidiarreicos y citotóxicos. En este estudio, se empleó un enfoque de HPLC-MS/MS para cuantificar e identificar la composición fenólica y flavonoides del extracto optimizado de hojas de *E. texana* (Cuadro 9). Se identificaron un total de quince compuestos, incluidos ácidos fenólicos, flavonoides y un alcaloide. Los compuestos predominantes fueron el *p*-hidroxibenzaldehído, el ácido 3,4-dihidroxibenzoico y la vainillina. Estos compuestos poseen propiedades bioactivas y son ampliamente utilizados como aditivos en alimentos, fragancias, cosméticos, pinturas, productos farmacéuticos, polímeros y plásticos (Kaufmann *et al.*, 2024; Olatunde *et al.*, 2022). También se detectaron cantidades notables de ácido 4-hidroxibenzoico, siringaldehído y ácido gálico. Los flavonoides como la hesperetina, catequina y quercetina se detectaron en concentraciones más bajas. Además, se identificó cafeína, un compuesto de gran interés por sus propiedades antimicrobianas, fungicidas, antiherbívoras y alelopáticas (Emanuil *et al.*, 2022). Este hallazgo sugiere que *E. texana* podría poseer efectos estimulantes (Ósz *et al.*, 2022).

Algunos de estos metabolitos también han sido identificados previamente en otros extractos de la familia Fabaceae. Por ejemplo, Abdelhady & Abdallah. (2016) informaron de compuestos fenólicos, en particular ácido gálico y quercetina, en especies del género *Leucaena*. De manera similar, Kumar *et al.* (2018) identificaron CTF, flavonoides, glucósidos, alcaloides, terpenoides, cumarinas y otros compuestos fenólicos en *Astragalus membranaceus*. Krakowska-Sieprawska *et al.* (2020) emplearon HPLC-MS/MS para detectar ácido salicílico, ácido cumárico, ácido 4-hidroxibenzoico y flavonoides como quercetina y catequina en extractos de lupino amarillo (*Lupinus luteus* L.) obtenidos mediante maceración, extracción con fluidos supercríticos (EFS) y extracción enzimática asistida por fluidos supercríticos (EE-EFS). Si bien los métodos EFS y EE-EFS son altamente eficientes, su alto costo pone de manifiesto la importancia de desarrollar técnicas de extracción más accesibles, como las investigadas en este trabajo.

Cuadro 9. Identificación de compuestos fenólicos y flavonoides por HPLC-MS/MS en el extracto optimizado de hojas de *E. texana*.

Compuesto	Fórmula molecular	Contenido (μg/L)
Ácido 3,4-dihidroxibenzoico	C ₇ H ₆ O ₄	257.9 ± 19.46
Ácido 4-OH-benzoico	C ₇ H ₆ O ₃	54.9 ± 4.14
Ácido <i>p</i> -cumárico	C ₉ H ₈ O ₃	21.2 ± 1.60
Ácido gálico	C ₇ H ₆ O ₅	36.5 ± 2.75
Ácido salicílico	C ₇ H ₆ O ₃	6.8 ± 0.6
<i>p</i> -hidroxibenzaldehído	C ₇ H ₆ O ₂	968.4 ± 72.32
Ácido vainílico	C ₈ H ₈ O ₄	14.82 ± 1.12
Vainillina	C ₈ H ₈ O ₃	123.6 ± 9.33
Ácido ftálico	C ₈ H ₆ O ₄	19.4 ± 5.0
Ácido siríngico	C ₉ H ₁₀ O ₅	11.9 ± 0.90
Siringaldehído	C ₉ H ₁₀ O ₄	49.8 ± 3.76
Hesperetina	C ₁₆ H ₁₄ O ₆	4.2 ± 0.1
Quercetina	C ₁₅ H ₁₀ O ₇	2.6 ± 0.26
Catequina	C ₁₅ H ₁₄ O ₆	2.9 ± 0.22
Cafeína	C ₈ H ₁₀ N ₄ O ₂	4.25 ± 0.32

Actividad antifúngica del extracto de hojas de *E. texana*

La Figura 20 muestra los efectos inhibitorios del extracto optimizado de *E. texana* sobre *R. stolonifer* y *F. oxysporum* a diferentes concentraciones. Estos hongos se asocian comúnmente con el deterioro poscosecha en las bayas, lo que destaca la aplicación potencial del extracto para extender la vida útil de estas frutas. Para *R. stolonifer*, las concentraciones más altas (5.0% y 20%) lograron tasas de inhibición superiores al 80% después de 24 h, alcanzando 100% de inhibición dentro de las 48 horas de incubación. A concentraciones más bajas (0.1%, 0.5% y 1.0%), la inhibición fue inicialmente menor, pero aumentó con el tiempo, logrando valores entre el 80% y 93% a las 48 h de incubación. Estos resultados superan los reportados por Valero-Galván *et al.* (2014), quienes evaluaron extractos acuosos al 20% de *Larrea tridentata* y *F. cernua* frente a *Rhizopus* sp. durante un período de incubación de 48 h, obteniendo valores de inhibición de 60.3% y 55.8%, respectivamente. Además, se ha reportado que el efecto inhibitorio en extractos de *Dalea carthagrenensis* (Fabaceae) se ha relacionado con la presencia de compuestos como ácido gálico y vainillina (Calderón-Santoyo *et al.*, 2024), los cuales se encontraron en el extracto optimizado de *E. texana*. Asimismo, López-Anchondo *et al.* (2021) demostraron que la actividad antifúngica está directamente relacionada con el aumento en la concentración del extracto, observando un índice de inhibición fúngica del 54.8% en *R. stolonifer* al emplear extractos de *P. glandulosa*.

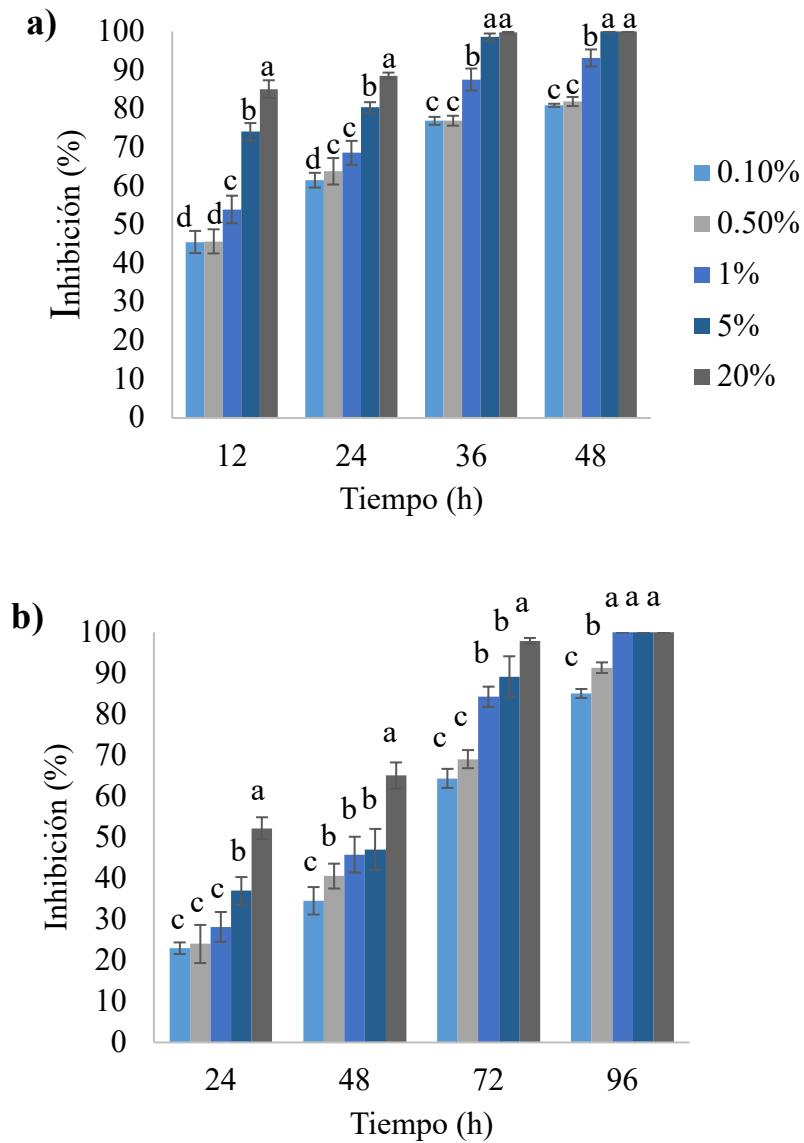


Figura 20. Efecto inhibidor medio (%) de los extractos de *E. texana* a diferentes concentraciones frente a *R. stolonifer* (a) y *F. oxysporum* (b). Los valores se expresan como media ± desviación estándar (barras de error).

En cuanto a *F. oxysporum*, las concentraciones a partir del 1.0% lograron una inhibición del 100% después de 96 h de incubación. Además, las concentraciones más bajas (0.1% y 0.5%) exhibieron buenos efectos inhibidores, aunque no superaron el 90% en el mismo periodo. Los resultados obtenidos en este estudio son superiores a los reportados en la literatura, donde se observó un 53.9% de inhibición contra *F. oxysporum* a las 72 h de incubación utilizando extractos acuosos de *F. cernua* (Alvarez-Pérez *et al.*, 2020).

Además, se reportó una inhibición del 59.2% de *F. oxysporum* utilizando extractos etanólicos de hojas de *P. juliflora* en dimetilsulfóxido (DMSO) al 4% (Saleh & Abu-Dieyeh, 2021). Estos resultados indican que la actividad antifúngica observada puede estar relacionada con la presencia de compuestos fenólicos en el extracto optimizado de *E. texana*, como ácido gálico, ácido *p*-cumárico, siringaldehído y quer cetina, que han demostrado importantes efectos inhibidores contra *F. oxysporum* (Al-Huqail *et al.*, 2019; Salem *et al.*, 2021). Esto sugiere que los compuestos bioactivos presentes en *E. texana* desempeñan un papel clave en la inhibición de *R. stolonifer* y *F. oxysporum*. Además, el efecto antifúngico parece resultar no solo de los compuestos individuales, sino también de las características estructurales y las interacciones sinérgicas entre los componentes de la matriz del extracto (Charles-Rodríguez *et al.*, 2020).

Efecto del extracto optimizado de *E. texana* en la calidad poscosecha de zarzamora

Pérdida de peso y ácido ascórbico (AA)

La pérdida de peso es un parámetro crítico para evaluar la calidad poscosecha de la fruta, ya que refleja los procesos de transpiración y respiración de la fruta (Agapito-Ocampo *et al.*, 2021). En este estudio, se evaluó el efecto de un recubrimiento comestible que contenía el extracto optimizado de *E. texana* en la pérdida de peso en zarzamora y se comparó con un control sin recubrimiento (Figura 21a). Las zarzamoras recubiertas (0.5% y 1.0%) mostraron una menor pérdida de peso significativamente reducida en comparación con el control. El tratamiento con 1.0% de extracto (T3) presentó consistentemente la menor pérdida de peso ($17.1 \pm 0.7\%$) en el día 15, en comparación con el $26.1 \pm 0.3\%$ en el control, destacando la eficacia del recubrimiento para minimizar la deshidratación. Esta reducción se atribuye a la barrera semipermeable formada por el recubrimiento, que limita el intercambio de gases y humedad, preservando así la calidad de la fruta (Cajamarca *et al.*, 2023; Kaynarca *et al.*, 2023). Estudios previos han demostrado que los recubrimientos comestibles son portadores efectivos de compuestos derivados de las plantas. En este sentido, los resultados son consistentes con los reportados por Saleh & Abu-Dieyeh (2022), quienes observaron una reducción en la pérdida de peso en fresas recubiertas con quitosano y extracto etanólico de hojas de *P. juliflora*. De manera similar, De Bruno *et al.* (2023) evaluaron un recubrimiento comestible que contenía 1.0%,

2.5% y 5.0% de extracto antioxidante natural de bergamota (*Citrus bergamia* Risso), observando valores de pérdida de peso en fresas de 19.8%, 12.3% y 16.4%, respectivamente, después de 14 d de almacenamiento a 4 ± 1 °C. Estos hallazgos subrayan el potencial de los extractos de origen vegetal, como *E. texana*, en la conservación poscosecha, ofreciendo una alternativa sostenible a los aditivos sintéticos.

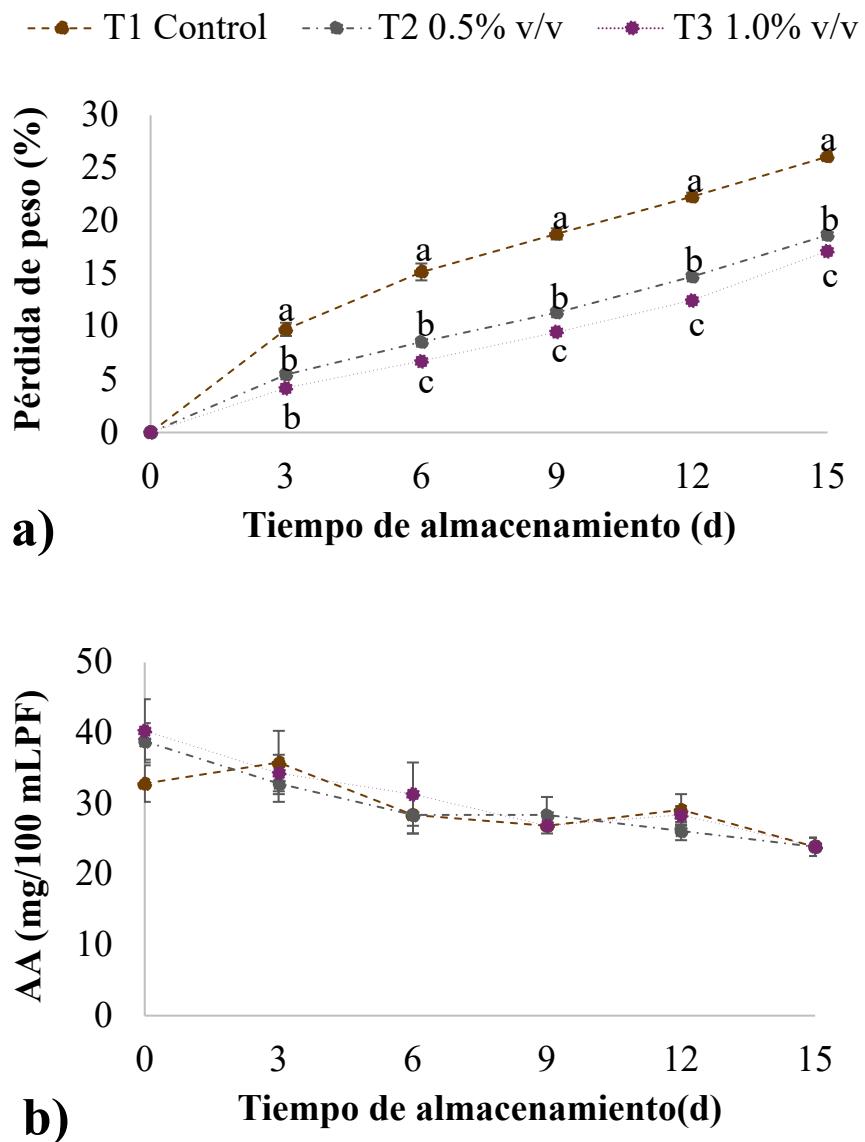


Figura 21. a) Pérdida de peso (%) y (b) contenido de ácido ascórbico (AA) (mg/100 mL) en el fruto de zarzamora durante el almacenamiento a 4 ± 1 °C/85% HR durante 15 días. Para la pérdida de peso, diferentes letras mayúsculas indican diferencias estadísticas entre días para cada tratamiento ($p < 0.05$).

La concentración de AA en los frutos de zarzamora recubiertos y no recubiertos se presenta en la Figura 21b. Durante el período de almacenamiento, los niveles de AA disminuyeron en todos los tratamientos. Inicialmente, los frutos recubiertos (T2 y T3) retuvieron niveles más altos de AA (38.8 ± 2.6 y 40.3 ± 4.5 mg/100 mL, respectivamente) en comparación con los frutos no recubiertos (32.9 ± 2.6 mg/100 mL). Sin embargo, al día 15, todos los tratamientos mostraron valores similares de AA (23.9 ± 1.3 mg/100 mL), sin que se observaran diferencias. Estos resultados son consistentes con los reportados por Gol *et al.* (2015), quienes evaluaron los efectos de diferentes polisacáridos en la calidad poscosecha de zarzamora india (*Syzygium cumini* L.) y reportaron valores de ácido ascórbico de 20.4, 18.8 y 18.1 mg/100 mL para los tratamientos de quitosano (1.5% y 1.0%) y carboximetilcelulosa (1.5%), respectivamente, después de 16 días de almacenamiento. Otros estudios también han informado una disminución del contenido de AA en los frutos de zarzamora durante 10 días de almacenamiento tras la aplicación de inmersión en ácido salicílico y CaCl₂, lo que subraya la dificultad de conservar este antioxidante durante periodos de almacenamiento prolongados (Sabir *et al.*, 2019). Los resultados sugieren que, si bien el extracto de *E. texana* contribuyó a una mayor retención inicial de AA, su efecto fue insuficiente para mantener esta ventaja a lo largo del tiempo. La disminución de los niveles de AA puede atribuirse al proceso natural de maduración y a la degradación de compuestos bioactivos, como compuestos fenólicos y antocianinas (Barman *et al.*, 2014; Lee & Kader, 2000).

Acidez titulable (AT), pH, contenido de sólidos solubles (CSS)

Los parámetros de AT, pH y CSS de los frutos de zarzamora almacenados a 4 ± 1 °C con 85% de HR se detallan en el Cuadro 10. En cuanto a la AT, los valores se mantuvieron relativamente estables durante el almacenamiento, con ligeras variaciones entre tratamientos. Bersaneti *et al.* (2021) reportaron valores consistentes de AT durante un período de almacenamiento de 15 días a 4 °C en zarzamoras recubiertas con almidón-nistosa. Shigematsu *et al.* (2018) observaron que los cambios en la AT son impulsados por los procesos metabólicos dentro de las frutas y la actividad de los microorganismos, lo que lleva a un aumento de los ácidos orgánicos.

Cuadro 10. Propiedades fisicoquímicas del fruto de zarzamora durante el almacenamiento a 4 ± 1 °C/85% HR durante 15 días.

Tiempo de almacenamiento (d)		0	3	6	9	12	15
T1 Control	TA	1.8 ± 0.2 ^{B,ab}	1.7 ± 0.4 ^{B,a}	2.8 ± 0.2 ^{A,a}	2.8 ± 0.2 ^{A,a}	2.6 ± 0.3 ^{A,a}	2.7 ± 0.2 ^{A,a}
	pH	3.1 ± 0.1 ^{E,c}	3.4 ± 0.0 ^{D,c}	3.6 ± 0.0 ^{BC,b}	3.5 ± 0.0 ^{C,b}	3.7 ± 0.0 ^{A,c}	3.6 ± 0.0 ^{AB,c}
	CSS	15.2 ± 0.3 ^{C,a}	15.1 ± 0.3 ^{C,a}	15.4 ± 0.1 ^{CB,a}	15.5 ± 0.3 ^{CB,a}	15.3 ± 0.2 ^{B,b}	17.3 ± 0.2 ^{A,a}
	TA	2.6 ± 0.6 ^{AB,a}	2.0 ± 0.5 ^{ABC,a}	2.1 ± 0.2 ^{ABC,b}	2.8 ± 0.2 ^{A,a}	1.7 ± 0.2 ^{BC,b}	1.4 ± 0.2 ^{C,c}
	pH	3.5 ± 0.1 ^{C,b}	3.8 ± 0.1 ^{B,a}	3.9 ± 0.1 ^{B,a}	3.9 ± 0.1 ^{B,a}	4.1 ± 0.1 ^{A,a}	4.1 ± 0.0 ^{A,a}
	CSS	13.0 ± 0.5 ^{C,c}	14.5 ± 0.1 ^{D,b}	14.4 ± 0.4 ^{D,b}	15.2 ± 0.1 ^{C,b}	19.4 ± 0.1 ^{A,a}	16.8 ± 0.0 ^{B,b}
T2 0.5% v/v	TA	1.7 ± 0.2 ^{C,b}	1.9 ± 0.3 ^{BC,a}	1.8 ± 0.2 ^{BC,b}	2.7 ± 0.2 ^{A,a}	2.0 ± 0.2 ^{BC,ab}	2.2 ± 0.0 ^{AB,b}
	pH	3.8 ± 0.0 ^{B,a}	3.6 ± 0.0 ^{C,b}	3.9 ± 0.0 ^{A,a}	3.6 ± 0.0 ^{C,b}	3.9 ± 0.0 ^{A,b}	3.9 ± 0.1 ^{A,a}
	CSS	16.5 ± 0.1 ^{C,b}	16.1 ± 0.5 ^{CB,b}	15.4 ± 0.2 ^{D,a}	16.4 ± 0.2 ^{C,b}	19.6 ± 0.5 ^{A,a}	17.4 ± 0.0 ^{B,a}
T3 1% v/v	TA	1.7 ± 0.2 ^{C,b}	1.9 ± 0.3 ^{BC,a}	1.8 ± 0.2 ^{BC,b}	2.7 ± 0.2 ^{A,a}	2.0 ± 0.2 ^{BC,ab}	2.2 ± 0.0 ^{AB,b}
	pH	3.8 ± 0.0 ^{B,a}	3.6 ± 0.0 ^{C,b}	3.9 ± 0.0 ^{A,a}	3.6 ± 0.0 ^{C,b}	3.9 ± 0.0 ^{A,b}	3.9 ± 0.1 ^{A,a}

TA = acidez titulable (% de ácido cítrico); CSS = contenido de sólidos solubles (%). Las medias seguidas de las mismas letras mayúsculas en las columnas y minúsculas en las filas no mostraron diferencia estadísticamente significativa según la prueba de Tukey ($p < 0,05$).

Los valores de pH se mantuvieron constantes durante todo el período de almacenamiento, observándose un ligero aumento en los frutos recubiertos al día 15. Sin embargo, el comportamiento del pH en todos los tratamientos fue muy similar. Estos resultados son consistentes con los de Ascencio-Arteaga *et al.* (2022), quienes reportaron valores de pH de 2.6 y 3.6 en los primeros días de almacenamiento para frutos de zarzamora con recubrimientos comestibles a base de cera de candelilla y goma guar. Los valores de pH más bajos generalmente se asocian con una mejor conservación de la calidad de la fruta, ya que indican una menor actividad microbiana y una degradación metabólica más lenta (Silva *et al.*, 2019).

Los valores de CSS en los frutos tratados variaron de $13.0 \pm 0.5\%$ a $19.6 \pm 0.5\%$, permaneciendo estables en todos los tratamientos, sin observarse diferencias entre los frutos recubiertos (T2 y T3) y el control. Los valores de CSS obtenidos coincidieron con los reportados por Tumbarski *et al.* (2020) en frutos de zarzamora recubiertos con pectina, que oscilaron entre 14.1% y 15.2% durante un período de almacenamiento de 16 d. Según Vieira *et al.* (2016), un aumento en el contenido de azúcar generalmente se debe a la

pérdida de agua en los frutos.

Color y firmeza

El color es un criterio fundamental de calidad que influye en las preferencias del consumidor, y sirve como indicador para evaluar la efectividad de los tratamientos poscosecha en frutas (McGuire, 2019; Toscano Ávila *et al.*, 2020). La aplicación de recubrimientos con extracto de *E. texana* influyó positivamente en la calidad poscosecha de los frutos de zarzamora (Figura 22 a-c). Si bien se observaron algunos cambios de color durante el almacenamiento, como una reducción en los valores de a^* (enrojecimiento) y b^* (tono amarillo), estos cambios fueron consistentes con los procesos naturales de maduración, atribuidos principalmente a la acumulación de antocianinas y la transformación de pigmentos (Samaniego *et al.*, 2020). Este comportamiento se alinea con Pérez *et al.* (2021), quienes reportaron cambios de color en zarzamoras envasadas en atmósfera modificada y recubiertas con goma guar, con valores de L^* que oscilaron entre 20.1 a 21.0, valores de a^* de 6.5 a 7.6 y valores de b^* de 1.9 a 1.9 después de 13 d de almacenamiento. A pesar de los cambios de color observados, la aplicación del extracto de *E. texana* no indujo alteraciones drásticas, preservando la calidad visual de los frutos, lo cual es esencial para la aceptación de los consumidores.

■ T1 Control ■ T2 0.5% v/v ■ T3 1.0% v/v

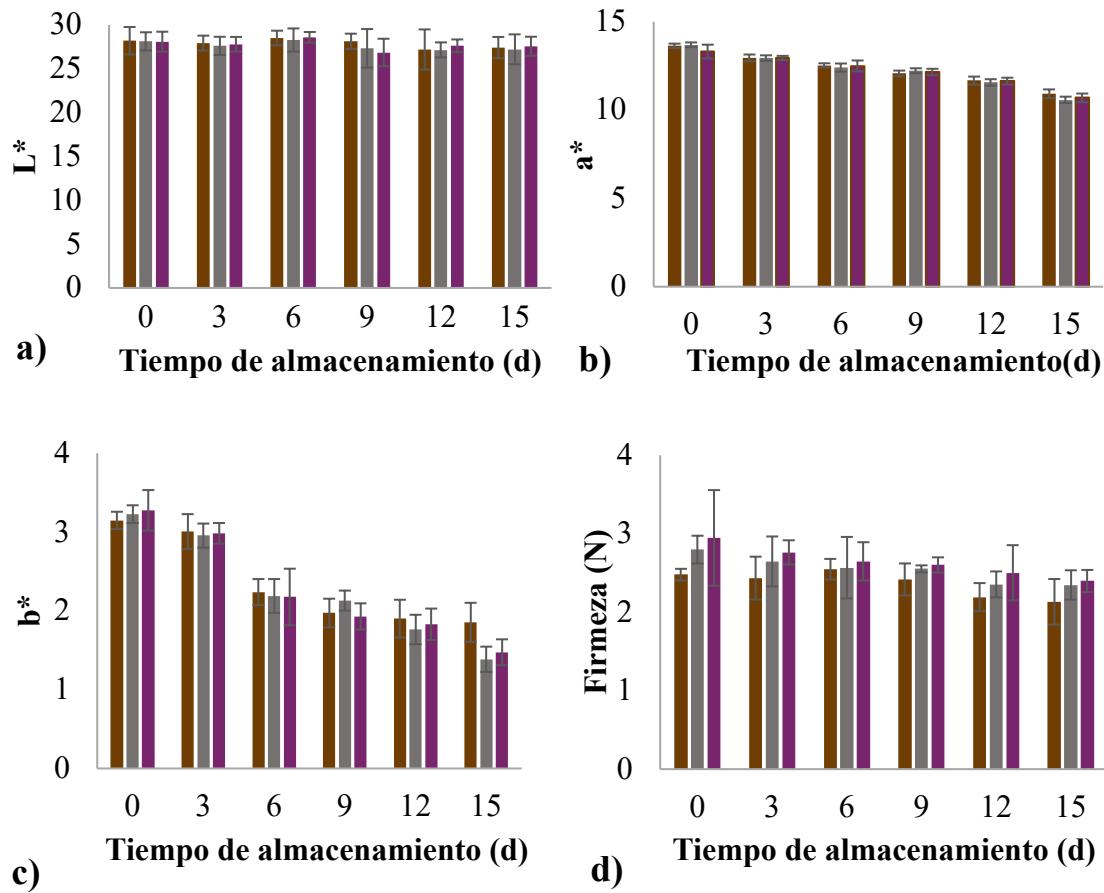


Figura 22. Cambios en los parámetros de color y firmeza del fruto de zarzamora durante el almacenamiento a $4 \pm 1^\circ\text{C}$ y 85% HR durante 15 días. Los valores son la media \pm DE. En cuanto a la firmeza, diferentes letras en el mismo día indican diferencias estadísticas ($p < 0.05$). a) L^* , b) a^* , c) b^* , d) firmeza.

En cuanto a la firmeza de la fruta, la aplicación de extracto de *E. texana* en un recubrimiento a base de mucílago de chía ayudó a preservar la firmeza durante todo el almacenamiento (Figura 22 d). Si bien se observó una disminución de la firmeza en todos los tratamientos, la tasa de ablandamiento fue más lenta de lo que normalmente se observa durante la maduración (Bersaneti *et al.*, 2021). Pérez *et al.* (2021) reportaron una tendencia similar, observando valores de firmeza ligeramente más altos en zarzamoras recubiertas con goma guar bajo almacenamiento en atmósfera modificada. Por su parte,

Cortés Rodríguez *et al.* (2020) observaron una pérdida de firmeza en zarzamora andina (*R. glaucus* Benth) tratada con un recubrimiento a base de almidón de yuca durante el almacenamiento a 4 °C. Este ablandamiento se atribuye a la conversión del almidón en azúcares, la biosíntesis de compuestos volátiles que contribuyen al aroma y la degradación de los polisacáridos de la pared celular como la pectina, la celulosa y la hemicelulosa (Horvitz, 2017; Oliveira *et al.*, 2014). Los resultados indican que los recubrimientos que contienen extracto de *E. texana* no influyeron significativamente en el TA, pH, CSS, color y firmeza, lo que sugiere un impacto limitado en estos parámetros de calidad. Sin embargo, la reducción observada en la pérdida de peso pone de manifiesto la necesidad de realizar más investigaciones sobre su eficacia general para prolongar la vida útil.

Análisis microbiológicos

Los recuentos de microorganismos mesófilos aeróbicos, mohos y levaduras en los tratamientos evaluados durante el período de almacenamiento se muestran en la Figura 23. El uso de extractos de *E. texana* mejoró la calidad poscosecha de las zarzamoras al reducir el crecimiento microbiano y preservar la integridad de los frutos durante los 15 días de almacenamiento. Los tratamientos T2 y T3 exhibieron menores recuentos de microorganismos mesófilos aeróbicos (11.5 ± 0.5 y 11.1 ± 0.2 log UFC/g, respectivamente) en comparación con el control (12.7 ± 0.0 log UFC/g), lo que indica un efecto antimicrobiano significativo. La actividad antimicrobiana observada puede atribuirse a la presencia de varios fitoquímicos en *E. texana*, como *p*-hidroxibenzoaldehído, ácido 3,4-dihidroxi-benzoico y vainillina, entre otros, conocidos por sus propiedades antimicrobianas (Kakkar & Bais, 2014; Latreche & Rahmania, 2011). En un estudio, Kaynarca *et al.* (2023) aplicaron una capa de extracto de orujo de uva combinado con alcohol polivinílico a fresas y observaron un aumento en los recuentos de microorganismos mesófilos aeróbicos de 6.7 a 9.8 log UFC/g después de 16 días de almacenamiento. La alta susceptibilidad de las zarzamoras al ataque microbiano puede deberse a factores como la sobremaduración, alta tasa de respiración, rápido ablandamiento y susceptibilidad al daño mecánico, los cuales facilitan la descomposición y el crecimiento de patógenos (Horvitz *et al.*, 2021; Pellegrino *et al.*, 2024).

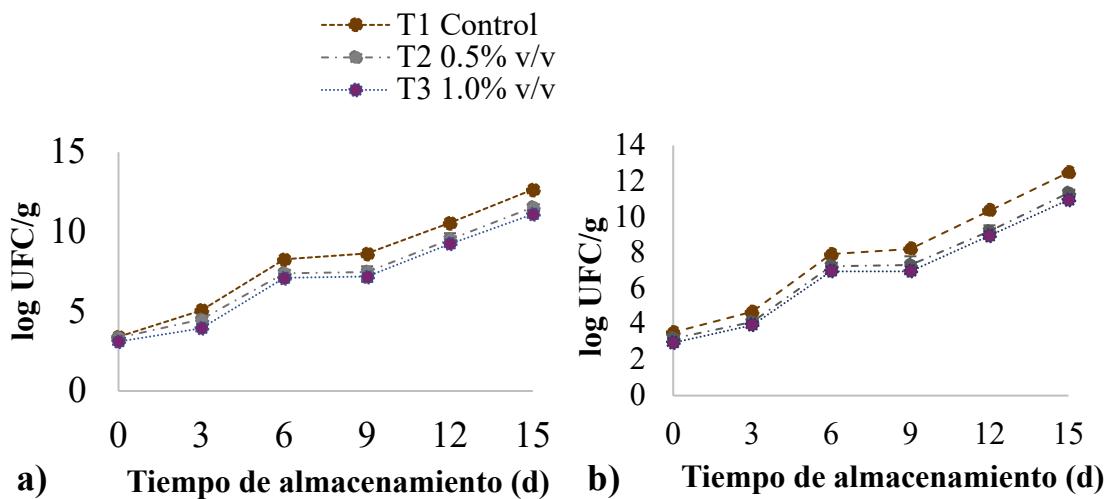


Figura 23. (a) Recuento microbiológico de microorganismos aerobios mesófilos y (b) mohos y levaduras durante todo el tiempo de almacenamiento a $4 \pm 1^\circ\text{C}/85\%$ HR. Los valores son la media \pm DE.

En cuanto al recuento microbiológico de mohos y levaduras, se observó un aumento sus poblaciones durante el período de almacenamiento de 15 días. Sin embargo, el tratamiento T3 exhibió un recuento menor (11.0 ± 0.0 log UFC/g) en comparación con el control (12.5 ± 0.0 log UFC/g) al final del almacenamiento, siendo los mohos y levaduras contribuyentes clave al deterioro de las frutas debido al bajo pH que se encuentra en las bayas (Alvarez *et al.*, 2018). Esta actividad antifúngica probablemente se atribuye a los compuestos fenólicos de los extractos, como ácido gálico, *p*-hidroxi-benzaldehído y vainillina, conocidos por sus propiedades antifúngicas (Huang *et al.*, 2024; Jabeen *et al.*, 2023). Joshi *et al.* (2021) informaron de un efecto comparable en zarzamoras recubiertas con alginato y liposomas de limoneno almacenados a 4°C durante 20 d. Por su parte, Prajapati & Jadeja. (2024) optimizaron la extracción de betanina utilizando DEP en pitaya (cloruro de colina-etilenglicol) y evaluaron su aplicación en biopelículas a base de quitosano.

La Figura 24 presenta la evaluación visual de los frutos de mora a lo largo del período de almacenamiento, mostrando un mayor deterioro superficial en el tratamiento control en comparación con los tratamientos recubiertos. Del mismo modo, los resultados de este estudio destacan el uso potencial de los extractos de *E. texana* como una barrera eficaz contra el ataque microbiano, mejorando la vida útil poscosecha de zarzamoras. Este enfoque ofrece una alternativa prometedora para prolongar la frescura de la fruta al tiempo que se reduce el deterioro y se mantiene la calidad durante el almacenamiento.



Figura 24. Cambio gradual de los frutos de zarzamora a lo largo de un período de almacenamiento de 15 días a 4 ± 1 °C/85% HR.

CONCLUSIONES

Las condiciones y técnicas de extracción juegan un papel crucial en la determinación de la composición y la bioactividad de los compuestos en los extractos de plantas. En este estudio, el extracto de *E. texana* se caracterizó por su alto contenido fenólico y notable actividad antioxidante. Utilizando un diseño compuesto central, se optimizaron las condiciones de la EAM, identificando el DEP 4 (una proporción de 1:1:10 de cloruro de colina, ácido acético y agua) como el más eficaz para mejorar el CPT, CTF y actividad antioxidante (DPPH, ABTS y FRAP). Las condiciones óptimas de extracción fueron 194 °C y 25 min. El extracto resultante exhibió una fuerte actividad antifúngica contra *R. stolonifer* y *F. oxysporum*. Además, este extracto incorporado en un recubrimiento comestible conservó eficazmente los atributos poscosecha de las zarzamoras al reducir la pérdida de peso y controlar el crecimiento microbiano en condiciones de almacenamiento a 4 ± 1 °C y 85% HR durante 15 días. Este enfoque no solo alarga la vida útil de las frutas, sino que también se alinea con la creciente demanda de soluciones sostenibles y respetuosas con el medio ambiente en el sector agroalimentario. Este estudio subraya el potencial del extracto de *E. texana* como una estrategia innovadora para extender la vida útil de frutas perecederas, enfatizando la importancia de seleccionar métodos de extracción apropiados para preservar las propiedades bioactivas para su aplicación en las industrias agroalimentaria y farmacéutica.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abbas, Z. K., Saggou, S., Sakeran, M. I., Zidan, N., Rehman, H., & Ansari, A. A. (2014). Phytochemical, antioxidant and mineral composition of hydroalcoholic extract of chicory (*Cichorium intybus* L.) leaves. Saudi Journal of Biological Sciences, 22(3), 322–326. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2014.11.015>
- Abdelhady, N., & Abdallah, G. (2016). HPLC/MS/MS Study of Phenolic Compounds of Leucaena leucocephala Legumes Monitored with Their in vitro Antihyperglycemic Activity. European Journal of Medicinal Plants, 17(4), 1–9. <https://doi.org/10.9734/ejmp/2016/31403>
- Adhikary, T., Singh, S., Sinha, A., & Gill, P. P. S. (2020). Recent Advances in Packaging and Edible Coating for Shelf-Life Enhancement in Fruit Crops. Current Journal of Applied Science and Technology, 39(16), 116–133. <https://doi.org/10.9734/cjast/2020/v39i1630744>
- Agapito-Ocampo, A. R., Amaro-Guadarrama, B., Díaz-Godínez, G., Acosta-Urdapilleta, M. de L., Aguilar-Marcelino, L., García-Hernández, E., & Téllez-Téllez, M. (2021). Edible Coatings for Strawberry Based on Extracellular Compounds of *Humphreya coffeata*. BioResources, 16(3), 5556–5573. <https://doi.org/10.15376/biores.16.3.5556-5573>
- Al-Huqail, A. A., Behiry, S. I., Salem, M. Z. M., Ali, H. M., Siddiqui, M. H., & Salem, A. Z. M. (2019). Antifungal, antibacterial, and antioxidant activities of *Acacia saligna* (Labill.) H. L. Wendl. Flower extract: HPLC analysis of phenolic and flavonoid compounds. Molecules, 24(4). <https://doi.org/10.3390/molecules24040700>
- Alkhalfaf, M. I., Alansari, W. S., Ibrahim, E. A., & ELhalwagy, M. E. A. (2019). Antioxidant, anti-inflammatory and anti-cancer activities of avocado (*Persea americana*) fruit and seed extract. Journal of King Saud University - Science, 31(4), 1358–1362.

<https://doi.org/10.1016/j.jksus.2018.10.010>

Alvarez, M. V., Ponce, A. G., & Moreira, M. R. (2018). Influence of polysaccharide-based edible coatings as carriers of prebiotic fibers on quality attributes of ready-to-eat fresh blueberries. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(7), 2587–2597. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8751>

Álvarez-Hernández, M. H., Martínez-Hernández, G. B., Avalos-Belmontes, F., Rodríguez-Hernández, A. M., Castillo-Campohermoso, M. A., & Artés-Hernández, F. (2019). An Innovative Ethylene Scrubber Made of Potassium Permanganate Loaded on a Protonated Montmorillonite: a Case Study on Blueberries. *Food and Bioprocess Technology*, 12(3), 524–538. <https://doi.org/10.1007/s11947-018-2224-0>

Alvarez-Pérez, O. B., Ventura-Sobrevilla, J. M., Ascacio-Valdés, J. A., Rojas, R., Verma, D. K., & Aguilar, C. N. (2020). Valorization of *Flourensia cernua* DC as source of antioxidants and antifungal bioactives. *Industrial Crops and Products*, 152(March), 112422. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2020.112422>

AOAC. (1997). Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists (AOAC) International. In AOAC International (16th ed.).

Arabpoor, B., Yousefi, S., Weisany, W., & Ghasemlou, M. (2021). Multifunctional coating composed of *Eryngium campestre* L. essential oil encapsulated in nano-chitosan to prolong the shelf-life of fresh cherry fruits. *Food Hydrocolloids*, 111(October 2020), 106394. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.106394>

Aranda-Ledesma, N. E., González-Hernández, M. D., Rojas, R., Paz-González, A. D., Rivera, G., Luna-Sosa, B., & Martínez-Ávila, G. C. G. (2022). Essential Oil and Polyphenolic Compounds of *Flourensia cernua* Leaves: Chemical Profiling and Functional Properties. *Agronomy*, 12(10). <https://doi.org/10.3390/agronomy12102274>

Armghan Khalid, M., Niaz, B., Saeed, F., Afzaal, M., Islam, F., Hussain, M., Mahwish, Muhammad Salman Khalid, H., Siddeeg, A., & Al-Farga, A. (2022). Edible coatings for enhancing safety and quality attributes of fresh produce: A comprehensive review. International Journal of Food Properties, 25(1), 1817–1847.
<https://doi.org/10.1080/10942912.2022.2107005>

Arshad, M. S., & Batool, S. A. (2017). Natural Antimicrobials, their Sources and Food Safety. Food Additives. <https://doi.org/10.5772/intechopen.70197>

Ascencio-Arteaga, A., Luna-Suárez, S., Cárdenas-Valdovinos, J. G., Oregel-Zamudio, E., Oyoque-Salcedo, G., Ceja-Díaz, J. A., Angoa-Pérez, M. V., & Mena-Violante, H. G. (2022). Shelf Life of Blackberry Fruits (*Rubus fruticosus*) with Edible Coatings Based on Candelilla Wax and Guar Gum. Horticulturae, 8(7), 1–16.
<https://doi.org/10.3390/horticulturae8070574>

Avinash, J., & Nandan, S. (2022). Extraction of bioactive compounds from plant materials using combination of various novel methods: A review, Trends in Food Science & Technology. Trends in Food Science & Technology, 119.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.11.019>.

Awad, A. M., Kumar, P., Ismail-Fitry, M. R., Jusoh, S., Ab Aziz, M. F., & Sazili, A. Q. (2021). Green extraction of bioactive compounds from plant biomass and their application in meat as natural antioxidant. Antioxidants, 10(9), 1–39.
<https://doi.org/10.3390/antiox10091465>

Azman, N. A. M., Gallego, M. G., Segovia, F., Abdullah, S., Shaarani, S. M., & Almajano Pablos, M. P. (2016). Study of the properties of bearberry leaf extract as a natural antioxidant in model foods. Antioxidants, 5(2). <https://doi.org/10.3390/antiox5020011>

Bajaj, K., Adhikary, T., Gill, P. P. S., & Kumar, A. (2023). Edible coatings enriched with plant-based extracts preserve postharvest quality of fruits: A review. Progress in Organic

Coatings, 182, 107669. <https://doi.org/10.1016/J.PORGCOAT.2023.107669>

Barbieri, J. B., Goltz, C., Batistão Cavalheiro, F., Theodoro Toci, A., Igarashi-Mafra, L., & Mafra, M. R. (2020). Deep eutectic solvents applied in the extraction and stabilization of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) phenolic compounds. Industrial Crops and Products, 144(December 2018), 112049. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.112049>

Barman, K., Asrey, R., Pal, R. K., Kaur, C., & Jha, S. K. (2014). Influence of putrescine and carnauba wax on functional and sensory quality of pomegranate (*Punica granatum* L.) fruits during storage. Journal of Food Science and Technology, 51(1), 111–117. <https://doi.org/10.1007/s13197-011-0483-0>

Bersaneti, G. T., Prudencio, S. H., Mali, S., & Pedrine Colabone Celligoi, M. A. (2021a). Assessment of a new edible film biodegradable based on starch-nystose to increase quality and the shelf life of blackberries. Food Bioscience, 42(February), 101173. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2021.101173>

Bersaneti, G. T., Prudencio, S. H., Mali, S., & Pedrine Colabone Celligoi, M. A. (2021b). Assessment of a new edible film biodegradable based on starch-nystose to increase quality and the shelf life of blackberries. Food Bioscience, 42(February), 101173. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2021.101173>

Bhalla, N., Ingle, N., Patri, S. V., & Haranath, D. (2021). Phytochemical analysis of *Moringa Oleifera* leaves extracts by GC-MS and free radical scavenging potency for industrial applications. Saudi Journal of Biological Sciences, 28(12), 6915–6928. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.07.075>

Blasa, M., Candiracci, M., Accorsi, A., Piacentini, M. P., Albertini, M. C., & Piatti, E. (2006). Raw Millefiori honey is packed full of antioxidants. Food Chemistry, 97(2), 217–222. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.03.039>

Błaszczyk, J., Nawrocki, J., & Łysiak, G. P. (2022). The Effect of the Method of Plant Protection on the Quality of Remontant Strawberry Cultivars Grown in a Gutter System under Covers. *Agriculture* (Switzerland), 12(12).
<https://doi.org/10.3390/agriculture12122041>

Boli, E., Prinos, N., Louli, V., Pappa, G., Stamatis, H., Magoulas, K., & Voutsas, E. (2022). Recovery of Bioactive Extracts from Olive Leaves Using Conventional and Microwave-Assisted Extraction with Classical and Deep Eutectic Solvents. *Separations*, 9(9). <https://doi.org/10.3390/separations9090255>

Bozinou, E., Palaiogiannis, D., Athanasiadis, V., Chatzilazarou, A., Lalas, S. I., & Makris, D. P. (2022). Glycerol-Based Deep Eutectic Solvents for Simultaneous Organosolv Treatment/Extraction: High-Performance Recovery of Antioxidant Polyphenols from Onion Solid Wastes. *Sustainability* (Switzerland), 14(23).
<https://doi.org/10.3390/su142315715>

Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25–30.
[https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)

Bustos-Salgado, P., Andrade-Carrera, B., Domínguez-Villegas, V., Díaz-Garrido, N., Rodríguez-Lagunas, M. J., Badía, J., Baldomà, L., Mallardrich, M., Calpena-Campmany, A., & Garduño-Ramírez, M. L. (2021). Screening anti-inflammatory effects of flavanones solutions. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(16).
<https://doi.org/10.3390/ijms22168878>

Buzón-Durán, L., Sánchez-Hernández, E., Martín-Ramos, P., Navas-Gracia, L. M., García-González, M. C., Oliveira, R., & Martín-Gil, J. (2023). *Silene uniflora* Extracts for Strawberry Postharvest Protection. *Plants*, 12(9), 1–14.
<https://doi.org/10.3390/plants12091846>

Cajamarca, D., Fernández, D., Briones, J., Haro, C., Ivan, D., Carrazco, C., & Management, I. (2023). Effect of Edible Organic Coatings on the Physicochemical Characteristics of Fruit and Vegetable Products in Their Commercial Maturation and Its Impact on the Marketing Price. 21(2), 531–547. <https://doi.org/10.48047/NQ.2023.21.2.NQ23055>

Calderón-Santoyo, M., González-Gutiérrez, K. N., Vilchis-Gómez, D. S., Dominguez-Ruvalcaba, J. E., & Ragazzo-Sánchez, J. A. (2024). Evaluación y potencial antifúngico de los compuestos polifenólicos de *Dalea carthagrenensis* para el control de *Rhizopus stolonifer* en yaca. Revista Bio Ciencias.

Chander, M. (2018). Anticancer Efficacy of Some Plant Phenolics - A Recent Scenario. International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences, 7(10), 1746–1768. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.710.200>

Charles-Rodríguez, A. V., Rivera-Solís, L. L., Martins, J. T., Genisheva, Z., Robledo-Olivo, Armando., González-Morales, Susana., López-Guarin, Gustavo., Martínez-Vázquez, D. G., Vicente, A. A., & Flores-López, M. L. (2020). Edible Films Based on Black Chia (*Salvia hispanica* L.) Seed Mucilage Containing *Rhus microphylla* Fruit Phenolic Extract. Coatings, 1–15. <https://doi:10.3390/coatings10040326>

Chen, Q., Song, Q., Yang, X., Han, H., Zhang, X., Liao, Y., Zhang, W., Ye, J., Cheng, S., & Xu, F. (2021). Characterization of a novel levopimaradiene synthase gene responsible for the biosynthesis of terpene trilactones in *Ginkgo biloba*. Plant Signaling and Behavior, 16(4). <https://doi.org/10.1080/15592324.2021.1885906>

Chen, W., Xue, Z., Wang, J., Jiang, J., Zhao, X., & Mu, T. (2018). Investigation on the thermal stability of deep eutectic solvents. Wuli Huaxue Xuebao/ Acta Physico-Chimica Sinica, 34(8), 904–911. <https://doi.org/10.3866/PKU.WHXB201712281>

Chiocchio, I., Mandrone, M., Tacchini, M., Guerrini, A., & Poli, F. (2023). Phytochemical

Profile and In Vitro Bioactivities of Plant-Based By-Products in View of a Potential Reuse and Valorization. *Plants*, 12(4). <https://doi.org/10.3390/plants12040795>

Chou, Y., Lin, H., Wang, C., Hsieh, C., & Santoso, S. P. (2024). Enhancing Antioxidant Benefits of Kombucha Through Optimized Glucuronic Acid by Selected Symbiotic Fermentation Culture. 1–17.

Ciulu, M., Quirantes-Piné, R., Spano, N., Sanna, G., Borrás-Linares, I., & Segura-Carretero, A. (2017). Evaluation of new extraction approaches to obtain phenolic compound-rich extracts from *Stevia rebaudiana* Bertoni leaves. *Industrial Crops and Products*, 108(June), 106–112. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.06.024>

Cockerton, H., Unzueta, M. B., Johnson, A. W., Dieguez, A. V., & Fernández, F. F. (2021). Pathway Analysis to Determine Factors Contributing to Overall Quality Scores in Four Berry Crops. *Journal of Horticultural Research*, 28(2), 35–42. <https://doi.org/10.2478/johr-2020-0025>

Cortés Rodríguez, M., Villegas Yépez, C., Gil González, J. H., & Ortega-Toro, R. (2020). Effect of a multifunctional edible coating based on cassava starch on the shelf life of Andean blackberry. *Heliyon*, 6(5). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2020.e03974>

da Silva, I. S. V., Prado, N. S., de Melo, P. G., Arantes, D. C., Andrade, M. Z., Otaguro, H., & Pasquini, D. (2019). Edible coatings based on apple pectin, cellulose nanocrystals, and essential oil of lemongrass: Improving the quality and shelf life of strawberries (*fragaria* × *ananassa*). *Journal of Renewable Materials*, 7(1), 73–87. <https://doi.org/10.32604/jrm.2019.00042>

Dávila-Rangel, I. E., Charles-Rodríguez, A. V., López-Romero, J. C., & Flores-López, M. L. (2024). Plants from Arid and Semi-Arid Zones of Mexico Used to Treat Respiratory Diseases: A Review. *Plants*, 13(6). <https://doi.org/10.3390/plants13060792>

de Almeida Pontes, P. V., Ayumi Shiwaku, I., Maximo, G. J., & Caldas Batista, E. A. (2021). Choline chloride-based deep eutectic solvents as potential solvent for extraction of phenolic compounds from olive leaves: Extraction optimization and solvent characterization. *Food Chemistry*, 352(October 2020).
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129346>

De Bruno, A., Gattuso, A., Ritorto, D., Piscopo, A., & Poiana, M. (2023). Effect of Edible Coating Enriched with Natural Antioxidant Extract and Bergamot Essential Oil on the Shelf Life of Strawberries. *Foods*, 12(3). <https://doi.org/10.3390/foods12030488>

Dravie, E. E., Kortei, N. K., Essuman, E. K., Tettey, C. O., Boakye, A. A., & Hunkpe, G. (2020). Antioxidant, phytochemical and physicochemical properties of sesame seed (*Sesamum indicum* L.). *Scientific African*, 8, e00349.
<https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2020.e00349>

Dwivedi, M. K., Sonter, S., Mishra, S., Patel, D. K., & Singh, P. K. (2020). Antioxidant, antibacterial activity, and phytochemical characterization of *Carica papaya* flowers. *Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences*, 9(1).
<https://doi.org/10.1186/s43088-020-00048-w>

El Abdali, Y., Agour, A., Allali, A., Bourhia, M., El Moussaoui, A., Eloutassi, N., Mohammed Salamatullah, A., Alzahrani, A., Ouahmane, L., Aboul-Soud, M. A. M., Giesy, J. P., & Bouia, A. (2022). *Lavandula dentata* L.: Phytochemical Analysis, Antioxidant, Antifungal and Insecticidal Activities of Its Essential Oil. *Plants*, 11(3).
<https://doi.org/10.3390/plants11030311>

El Kantar, S., Rajha, H. N., Boussetta, N., Vorobiev, E., Maroun, R. G., & Louka, N. (2019). Green extraction of polyphenols from grapefruit peels using high voltage electrical discharges, deep eutectic solvents and aqueous glycerol. *Food Chemistry*, 295(January 2019), 165–171. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.05.111>

El-Beltagi, H., Mohamed, H., Elmelegy, A., & Safwat, G. (2019). Phytochemical screening, antimicrobial, antiaxidant, anticancer activities and nutritional values of cactus (*opuntia ficus indica*) pulp and peel Development of the Diagnostic tools for Potato Viruses in Saudi Arabia View project MsC Thesis View project. Fresenius Environmental Bulletin, 28(February), 1534–1551.

El-Saber Batiha, G., Hussein, D. E., Algammal, A. M., George, T. T., Jeandet, P., Al-Snafi, A. E., Tiwari, A., Pagnossa, J. P., Lima, C. M., Thorat, N. D., Zahoor, M., El-Esawi, M., Dey, A., Alghamdi, S., Hetta, H. F., & Cruz-Martins, N. (2021). Application of natural antimicrobials in food preservation: Recent views. Food Control, 126(January). <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2021.108066>

Emanuil, N., Akram, M. S., Ali, S., Majrashi, A., Iqbal, M., El-Esawi, M. A., Ditta, A., & Alharby, H. F. (2022). Exogenous Caffeine (1,3,7-Trimethylxanthine) Application Diminishes Cadmium Toxicity by Modulating Physio-Biochemical Attributes and Improving the Growth of Spinach (*Spinacia oleracea L.*). Sustainability (Switzerland), 14(5). <https://doi.org/10.3390/su14052806>

Fabra, M. J., Falcó, I., Randazzo, W., Sánchez, G., & López-Rubio, A. (2018). Antiviral and antioxidant properties of active alginate edible films containing phenolic extracts. Food Hydrocolloids, 81, 96–103. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.02.026>

Farzaei, L., & Sayyari, M. (2023). Trichoderma and sodium nitroprusside elicitation improves vinblastine and vincristine yield by increasing TIA pathway genes expression in cell suspension of *Catharanthus roseus*. 1–15. <https://doi.org/https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-2884766/v1>

Flores-López, M. L., Guía-García, J. L., López-Romero, J. C., Torres-Moreno, H., Moo-Huchin, V. M., García-Munguía, A. M., & Charles-Rodríguez, A. V. (2024). *Rhus microphylla* leaves extracts obtained by ohmic heating: Physicochemical composition and bioactive properties. Industrial Crops and Products, 213(February), 1–8.

<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2024.118417>

Flores-López, M. L., Romaní, A., Cerqueira, M. A., Rodríguez-García, R., Jasso de Rodríguez, D., & Vicente, A. A. (2016). Compositional features and bioactive properties of whole fraction from *Aloe vera* processing. Industrial Crops and Products, 91, 179–185. <https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2016.07.011>

Forney, C. F., Jordan, M., & Munro Pennell, Kathleen Fillmore, S. (2022). Controlled atmosphere storage impacts fruit quality and flavor chemistry of five cultivars of highbush blueberry (*Vaccinium corymbosum*). Postharvest Biology and Technology, 194(112073). <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2022.112073>

Franco, M. J., Martin, A. A., Bonfim, L. F., Caetano, J., Linde, G. A., & Dragunski, D. C. (2017). Effect of Plasticizer and Modified Starch on Biodegradable Films for Strawberry Protection. Journal of Food Processing and Preservation, 41(4), 1–9. <https://doi.org/10.1111/jfpp.13063>

García, A., Rodríguez-Juan, E., Rodríguez-Gutiérrez, G., Rios, J. J., & Fernández-Bolaños, J. (2016). Extraction of phenolic compounds from virgin olive oil by deep eutectic solvents (DESSs). Food Chemistry, 197, 554–561. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.10.131>

Gedikoğlu, A., Sökmen, M., & Çivit, A. (2019). Evaluation of *Thymus vulgaris* and *Thymbra spicata* essential oils and plant extracts for chemical composition, antioxidant, and antimicrobial properties. Food Science and Nutrition, 7(5), 1704–1714. <https://doi.org/10.1002/fsn3.1007>

Gimeno, D., Gonzalez-Buesa, J., Oria, R., Venturini, M. E., & Arias, E. (2022). Effect of Modified Atmosphere Packaging (MAP) and UV-C Irradiation on Postharvest Quality of Red Raspberries. Agriculture (Switzerland), 12(1). <https://doi.org/10.3390/agriculture12010029>

Gómez-Urios, C., Viñas-Ospino, A., Puchades-Colera, P., Blesa, J., López-Malo, D., Frígola, A., & Esteve, M. J. (2023). Choline chloride-based natural deep eutectic solvents for the extraction and stability of phenolic compounds, ascorbic acid, and antioxidant capacity from *Citrus sinensis* peel. *Lwt*, 177(November 2022). <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2023.114595>

Gonelimali, F. D., Lin, J., Miao, W., Xuan, J., Charles, F., Chen, M., & Hatab, S. R. (2018). Antimicrobial properties and mechanism of action of some plant extracts against food pathogens and spoilage microorganisms. *Frontiers in Microbiology*, 9(JUL), 1–9. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.01639>

González-Orozco, B. D., Mercado-Silva, E. M., Castaño-Tostado, E., Vázquez-Barrios, M. E., & Rivera-Pastrana, D. M. (2020). Effect of short-term controlled atmospheres on the postharvest quality and sensory shelf life of red raspberry (*Rubus idaeus* L.). *CYTA - Journal of Food*, 18(1), 352–358. <https://doi.org/10.1080/19476337.2020.1758216>

González-Ramírez, M. G., Santoyo-Cortés, V. H., Arana-Coronado, J. J., & Muñoz-Rodríguez, M. (2020). The insertion of Mexico into the global value chain of berries. *World Development Perspectives*, 20(July), 100240. <https://doi.org/10.1016/j.wdp.2020.100240>

Gouda, M. H. B., & Duarte-Sierra, A. (2024). An Overview of Low-Cost Approaches for the Postharvest Storage of Fruits and Vegetables for Smallholders, Retailers, and Consumers. *Horticulturae*, 10(8). <https://doi.org/10.3390/horticulturae10080803>

Guía-García, J. L., Charles-rodríguez, A. V, Silva, P., Robledo-olivo, A., Cerqueira, M. A., & Flores-l, M. L. (2023). Electrosprayed hydroxypropyl methylcellulose microcapsules containing *Rhus microphylla* fruit extracts and their application in strawberry (*Fragaria × ananassa*) preservation. *Lwt*, 184(January). <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2023.115048>

Gullón, B., Gullón, P., Lú-Chau, T. A., Moreira, M. T., Lema, J. M., & Eibes, G. (2017). Optimization of solvent extraction of antioxidants from *Eucalyptus globulus* leaves by response surface methodology: Characterization and assessment of their bioactive properties. *Industrial Crops and Products*, 108(July), 649–659. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.07.014>

Hafsa, J., Smach, M. ali, Ben Khedher, M. R., Charfeddine, B., Limem, K., Majdoub, H., & Rouatbi, S. (2016). Physical, antioxidant and antimicrobial properties of chitosan films containing *Eucalyptus globulus* essential oil. *Lwt*, 68, 356–364. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.12.050>

Haider, M. W., Nafees, M., Valipour, M., Iqbal, R., Ali, S., Asad, H. U., Faried, H. N., Aslam, M., Iqbal, J., & Shahzad, M. A. (2022). Postharvest *Eucalyptus* Leaf Extract Application Extends the Sustainable Supply of Strawberries by Retaining Physicochemical Quality during Cold Storage. *Sustainability* (Switzerland), 14(22). <https://doi.org/10.3390/su142214822>

Hematian Sourki, A., Ghani, A., Kiani, F., & Alipour, A. (2021). Phytochemical profiles of lemon verbena (*Lippia citriodora* H.B.K.) and its potential application to cookie enrichment. *Food Science and Nutrition*, 9(6), 3100–3113. <https://doi.org/10.1002/fsn3.2268>

Hernández-Carrillo, J., Orta-Zavalza, E., González-Rodríguez, S., Montoya-Torres, C., Sepúlveda-Ahumada, D., & Ortiz-Rivera, Y. (2021). Evaluation of the effectivity of reuterin in pectin edible coatings to extend the shelf-life of strawberries during cold storage. *Food Packaging and Shelf Life*, 30(100760). <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2021.100760>

Hernández-Corroto, E., Plaza, M., Marina, M. L., & García, M. C. (2020). Sustainable extraction of proteins and bioactive substances from pomegranate peel (*Punica granatum*

L.) using pressurized liquids and deep eutectic solvents. Innovative Food Science and Emerging Technologies, 60 (December 2019), 102314. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2020.102314>

Horvitz, S. (2017). Postharvest Handling of Berries. Postharvest Handling. <https://doi.org/10.5772/intechopen.69073>

Horvitz, S., Arancibia, M., Arroqui, C., Chonata, E., & Vírseda, P. (2021). Effects of gaseous ozone on microbiological quality of andean blackberries (*Rubus glaucus* benth). Foods, 10(9), 1–13. <https://doi.org/10.3390/foods10092039>

Houasni, A., Grigorakis, S., Kellil, A., & Makris, D. P. (2022). Organosolv Treatment/Polyphenol Extraction from Olive Leaves (*Olea europaea* L.) Using Glycerol and Glycerol-Based Deep Eutectic Solvents: Effect on Metabolite Stability. Biomass (Switzerland), 2(1), 46–61. <https://doi.org/10.3390/biomass2010004>

Huang, Y., Yang, Y., Xue, J., Liao, Y., Fu, X., Zhu, C., Li, J., Zeng, L., & Yang, Z. (2024). Biosynthetic Pathway and Bioactivity of Vanillin, a Highly Abundant Metabolite Distributed in the Root Cortex of Tea Plants (*Camellia sinensis*). Journal of Agricultural and Food Chemistry, 72(3), 1660–1673. https://doi.org/10.1021/ACS.JAFC.3C07206/SUPPL_FILE/JF3C07206_SI_001.PDF

Idzwana, M. I. N., Chou, K. Sen, Shah, R. M., & Soh, N. C. (2020). The Effect Of Ultraviolet Light Treatment In Extend Shelf Life And Preserve The Quality of Strawberry (*Fragaria x ananassa*) cv. Festival. International Journal on Food, Agriculture and Natural Resources, 1(1), 15–18. <https://doi.org/10.46676/ij-fanres.v1i1.4>

Iñiguez-Moreno, M., Santiesteban-Romero, B., Flores-Contreras, E. A., Scott-Ayala, S., Araújo, R. G., Iqbal, H. M. N., Melchor-Martínez, E. M., & Parra-Saldívar, R. (2024). Sustainable Solutions for Postharvest Berry Protection: Natural Edible Coatings. Food and Bioprocess Technology, 17(11), 3483–3505. <https://doi.org/10.1007/S11947-023-03301->

Z/METRICS

Ishkeh, S. R., Shirzad, H., Asghari, M. R., Alirezalu, A., Pateiro, M., & Lorenzo, J. M. (2021). Effect of chitosan nanoemulsion on enhancing the phytochemical contents, health-promoting components, and shelf life of raspberry (*Rubus sanctus* Schreber). *Applied Sciences (Switzerland)*, 11(5), 1–16. <https://doi.org/10.3390/app11052224>

Ivanović, M., Razboršek, M. I., & Kolar, M. (2020). Innovative extraction techniques using deep eutectic solvents and analytical methods for the isolation and characterization of natural bioactive compounds from plant material. *Plants*, 9(11), 1–29. <https://doi.org/10.3390/plants9111428>

Jabeen, Z., Riaz, A., Naz, F., Ahmed, M. S., & Raheel, A. (2023). Evaluation of Antifungal Potential of Indigenous Plant Extracts Against Grey Mould and Hplc and Lc-Ms Based Identification of Phytochemical Compounds in *Polygonum Amplexicaule* D. Don Extracts. *International Journal of Phytopathology*, 11(3), 287–299. <https://doi.org/10.33687/phytopath.011.03.4331>

Jabeur, I., Pereira, E., Barros, L., Calhelha, R. C., Soković, M., Oliveira, M. B. P. P., & Ferreira, I. C. F. R. (2017). *Hibiscus sabdariffa* L. as a source of nutrients, bioactive compounds and colouring agents. *Food Research International*, 100, 717–723. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.07.073>

Jaramillo Sánchez, G., Contigiani, E. V., Coronel, M. B., Alzamora, S. M., García-Loredo, A., & Nieto, A. B. (2021). Study of UV-C treatments on postharvest life of blueberries ‘O’Neal’ and correlation between structure and quality parameters. *Heliyon*, 7(6). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e07190>

Jauregi, P., Esnal-Yeregi, L., & Labidi, J. (2024). Natural deep eutectic solvents (NADES) for the extraction of bioactives: emerging opportunities in biorefinery applications. *PeerJ Analytical Chemistry*, 6, e32. <https://doi.org/10.7717/peerj-achem.32>

Javanmardi, Z., Saba, M. K., Nourbakhsh, H., & Amini, J. (2023). Efficiency of nanoemulsion of essential oils to control *botrytis cinerea* on strawberry surface and prolong fruit shelf life. Food Microbiology, 384(209979).
<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2022.109979>

Joshi, P., Becerra-Mora, N., Vargas-Lizarazo, A. Y., Kohli, P., Fisher, D. J., & Choudhary, R. (2021). Use of edible alginate and limonene-liposome coatings for shelf-life improvement of blackberries. Future Foods, 4(October), 100091.
<https://doi.org/10.1016/j.fufo.2021.100091>

Junqueira-Gonçalves, M. P., Alarcón, E., & Niranjan, K. (2016). The efficacy of potassium sorbate-coated packaging to control postharvest gray mold in raspberries, blackberries and blueberries. Postharvest Biology and Technology, 111, 205–208.
<https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.09.014>

Jurić, S., Sopko Stracenski, K., Król-Kilińska, Ż., Žutić, I., Uher, S. F., Đermić, E., Topolovec-Pintarić, S., & Vinceković, M. (2020). The enhancement of plant secondary metabolites content in *Lactuca sativa* L. by encapsulated bioactive agents. Scientific Reports, 10(1), 1–12. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-60690-3>

Kahramanoğlu, İ. (2019). Effects of lemongrass oil application and modified atmosphere packaging on the postharvest life and quality of strawberry fruits. Scientia Horticulturae, 256 (February). <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.05.054>

Kakkar, S., & Bais, S. (2014). A Review on Protocatechuic Acid and Its Pharmacological Potential. ISRN Pharmacology, 2014, 1–9. <https://doi.org/10.1155/2014/952943>

Kaufmann, A., Maier, L., & Kienberger, M. (2024). Solvent screening for the extraction of aromatic aldehydes. Separation and Purification Technology, 340(February 2024), 126780. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2024.126780>

- Kaynarca, G. B., Kamer, D. D. A., Yücel, E., & Gümüş, T. (2023). Proposed Use of a Polyvinyl Alcohol with Grape Pomace Extract as an Edible Coating for Strawberries. Polish Journal of Food and Nutrition Sciences, 73(2), 151–162. <https://doi.org/10.31883/pjfns.163554>
- Khan, I. H., & Javaid, A. (2019). Antifungal, antibacterial and antioxidant components of ethyl acetate extract of quinoa stem. Plant Protection, 03(03), 125–130. <https://doi.org/10.33804/pp.003.03.0150>
- Khodaei, D., Hamidi-Esfahani, Z., & Rahmati, E. (2021). Effect of edible coatings on the shelf-life of fresh strawberries: A comparative study using TOPSIS-Shannon entropy method. NFS Journal, 23(March), 17–23. <https://doi.org/10.1016/j.nfs.2021.02.003>
- Krakowska-Sieprawska, A., Rafinska, K., Walczak-Skierska, J., & Buszewski, B. (2020). The influence of plant material enzymatic hydrolysis and extraction conditions on the polyphenolic profiles and antioxidant activity of extracts: A green and efficient approach. Molecules, 25(9), 1–17. <https://doi.org/10.3390/molecules25092074>
- Krasavina, M. S., Burmistrova, N. A., & Raldugina, G. N. (2014). The Role of Carbohydrates in Plant Resistance to Abiotic Stresses. Emerging Technologies and Management of Crop Stress Tolerance: Biological Techniques, 1, 229–270. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800876-8.00011-4>
- Król, A., Railean-Plugaru, V., Pomastowski, P., & Buszewski, B. (2019). Phytochemical investigation of *Medicago sativa* L. extract and its potential as a safe source for the synthesis of ZnO nanoparticles: The proposed mechanism of formation and antimicrobial activity. Phytochemistry Letters, 31(December 2018), 170–180. <https://doi.org/10.1016/j.phytol.2019.04.009>
- Kumar Bargah, R. (2015). Preliminary test of phytochemical screening of crude ethanolic

and aqueous extract of *Moringa pterygosperma* Gaertn. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry, 4(1), 7–9.

Kumar, S., Sephuhle, N., Bouic, P. J., & Rosenkranz, B. (2018). HPLC/LC-MS guided phytochemical and in vitro screening of *Astragalus membranaceus* (Fabaceae), and prediction of possible interactions with CYP2B6. Journal of Herbal Medicine, 14, 35–47. <https://doi.org/10.1016/j.hermed.2018.10.008>

Laaksonen, O., Knaapila, A., Niva, T., Deegan, K. C., & Sandell, M. (2016). Sensory properties and consumer characteristics contributing to liking of berries. Food Quality and Preference, 53, 117–126. <https://doi.org/10.1016/j.foodqual.2016.06.004>

Latreche, K., & Rahmania, F. (2011). High extracellular accumulation of *p*-hydroxybenzoic acid, *p*-hydroxycinnamic acid and *p*-hydroxybenzaldehyde in leaves of *Phoenix dactylifera* L. Affected by the brittle leaf disease. Physiological and Molecular Plant Pathology, 76(2), 144–151. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2011.08.001>

Lee, S. K., & Kader, A. A. (2000). Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. Postharvest Biology and Technology, 20(3), 207–220. [https://doi.org/10.1016/S0925-5214\(00\)00133-2](https://doi.org/10.1016/S0925-5214(00)00133-2)

Liguori, G., Gaglio, R., Settanni, L., Inglese, P., D'Anna, F., & Miceli, A. (2021). Effect of *Opuntia ficus-indica* Mucilage Edible Coating in Combination with Ascorbic Acid, on Strawberry Fruit Quality during Cold Storage. Journal of Food Quality, 2021. <https://doi.org/10.1155/2021/9976052>

Liu, C., Ding, J., Huang, P., Li, H., Liu, Y., Zhang, Y., Hu, X., Deng, S., Liu, Y., & Qin, W. (2023). Use of Heat-Shock and Edible Coating to Improve the Postharvest Preservation of Blueberries. Foods, 12(4). <https://doi.org/10.3390/foods12040789>

López-Anchondo, A. N., López-de la Cruz, D., Gutiérrez-Reyes, E., Castañeda-Ramírez,

J. C., & De la Fuente-Salcido, N. M. (2021). Antifungal Activity In Vitro and In Vivo of Mesquite Extract (*Prosopis glandulosa*) Against Phytopathogenic Fungi. Indian Journal of Microbiology, 61(1), 85–90. <https://doi.org/10.1007/s12088-020-00906-2>

Lopez-Romero, J. C., González-Ríos, H., Borges, A., & Simões, M. (2015). Antibacterial Effects and Mode of Action of Selected Essential Oils Components against *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*. Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine, 2015. <https://doi.org/10.1155/2015/795435>

Maan, A. A., Reiad Ahmed, Z. F., Iqbal Khan, M. K., Riaz, A., & Nazir, A. (2021). *Aloe vera* gel, an excellent base material for edible films and coatings. Trends in Food Science and Technology, 116(February), 329–341. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.07.035>

Maksimović, J., Milivojević, J., Djekić, I., Radivojević, D., Veberić, R., & Petkovšek, M. (2022). Changes in quality characteristics of fresh blueberries: Combined effect of cultivar and storage conditions. Food Composition and Analysis, 111(104597). <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jfca.2022.104597>

Mallek-Ayadi, S., Bahloul, N., & Kechaou, N. (2019). Phytochemical profile, nutraceutical potential and functional properties of *Cucumis melo* L. seeds. Journal of the Science of Food and Agriculture, 99(3), 1294–1301. <https://doi.org/10.1002/jsfa.9304>

Martínez, K., Ortiz, M., Albis, A., Castañeda, C. G. G., Valencia, M. E., & Tovar, C. D. G. (2018). The effect of edible chitosan coatings incorporated with *Thymus capitatus* essential oil on the shelf-life of strawberry (*Fragaria x ananassa*) during cold storage. Biomolecules, 8(4). <https://doi.org/10.3390/biom8040155>

McGuire, R. G. (2019). Reporting of Objective Color Measurements. HortScience, 27(12), 1254–1255. <https://doi.org/10.21273/hortsci.27.12.1254>

Merghem, M., & Dahamna, S. (2020). In-Vitro Antioxidant Activity and Total Phenolic

Content of *Ruta montana* L. Extracts. Journal of Drug Delivery and Therapeutics, 10(2), 69–75. <https://doi.org/10.22270/jddt.v10i2.3919>

Messina, C. M., Troia, A., Arena, R., Manuguerra, S., Ioannou, T., Curcuraci, E., Renda, G., Hellio, C., & Santulli, A. (2019). Species-specific antioxidant power and bioactive properties of the extracts obtained from wild mediterranean *Calendula* Spp. (Asteraceae). Applied Sciences (Switzerland), 9(21), 1–13. <https://doi.org/10.3390/app9214627>

Mohammadi, L., Ramezanian, A., Tanaka, F., & Tanaka, F. (2021). Impact of Aloe vera gel coating enriched with basil (*Ocimum basilicum* L.) essential oil on postharvest quality of strawberry fruit. Journal of Food Measurement and Characterization, 15(1), 353–362. <https://doi.org/10.1007/s11694-020-00634-7>

Moradi, F., Emamifar, A., & Ghaderi, N. (2019). Effect of basil seed gum based edible coating enriched with echinacea extract on the postharvest shelf life of fresh strawberries. Journal of Food Measurement and Characterization, 13(3), 1852–1863. <https://doi.org/10.1007/s11694-019-00104-9>

Moreno, M. A., Vallejo, A. M., Ballester, A. R., Zampini, C., Isla, M. I., López-Rubio, A., & Fabra, M. J. (2020). Antifungal edible coatings containing Argentinian propolis extract and their application in raspberries. Food Hydrocolloids, 107, 105973. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2020.105973>

Mujuka, E., Mburu, J., Ongutu, A., & Ambuko, J. (2020). Returns to investment in postharvest loss reduction technologies among mango farmers in Embu County, Kenya. Food and Energy Security, 9(1), 1–9. <https://doi.org/10.1002/fes3.195>

Muñoz-Shugulí, C., Vidal, C. P., Cantero-López, P., & Lopez-Polo, J. (2021). Encapsulation of plant extract compounds using cyclodextrin inclusion complexes, liposomes, electrospinning and their combinations for food purposes. Trends in Food Science and Technology, 108(November 2020), 177–186.

<https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.12.020>

Nandagoapalan, V., Doss, A., & Marimuthu, C. (2016). Phytochemical Analysis of Some Traditional Medicinal Plants. *Bioscience Discovery*, 1(7).

Nandane, A. S., & Jain, R. (2015). Study of mechanical properties of soy protein based edible film as affected by its composition and process parameters by using RSM. *Journal of Food Science and Technology*, 52(6), 3645–3650. <https://doi.org/10.1007/s13197-014-1417-4>

Nawaz, H., Shad, M. A., Rehman, N., Andaleeb, H., & Ullah, N. (2020). Effect of solvent polarity on extraction yield and antioxidant properties of phytochemicals from bean (*Phaseolus vulgaris*) seeds. *Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences*, 56. <https://doi.org/10.1590/s2175-97902019000417129>

Nelson, V. kumar, Sahoo, N. K., Sahu, M., Sudhan, H. hara, Pullaiah, C. P., & Muralikrishna, K. S. (2020). In vitro anticancer activity of *Eclipta alba* whole plant extract on colon cancer cell HCT-116. *BMC Complementary Medicine and Therapies*, 20(1), 1–8. <https://doi.org/10.1186/s12906-020-03118-9>

Neves, D., Andrade, P. B., Videira, R. A., de Freitas, V., & Cruz, L. (2022). Berry anthocyanin-based films in smart food packaging: A mini-review. *Food Hydrocolloids*, 133, 107885. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2022.107885>

Nićiforović, N., Mihailović, V., Mašković, P., Solujić, S., Stojković, A., & Muratspahić, D. P. (2010). Antioxidant activity of selected plant species; potential new sources of natural antioxidants. *Food and Chemical Toxicology*, 48(11), 3125–3130. <https://doi.org/10.1016/J.FCT.2010.08.007>

Noumi, E., Snoussi, M., Anouar, E. H., Alreshidi, M., Veetttil, V. N., Elkahoui, S., Adnan, M., Patel, M., Kadri, A., Aouadi, K., De Feo, V., & Badraoui, R. (2020). Hr-lcms-based

metabolite profiling, antioxidant, and anticancer properties of *teucrium polium* l. Methanolic extract: Computational and in vitro study. *Antioxidants*, 9(11), 1–23. <https://doi.org/10.3390/antiox9111089>

Olatunde, A., Mohammed, A., Ibrahim, M. A., Tajuddeen, N., & Shuaibu, M. N. (2022). Vanillin: A food additive with multiple biological activities. *European Journal of Medicinal Chemistry Reports*, 5(May). <https://doi.org/10.1016/j.ejmer.2022.100055>

Olivas, G. I., Mattinson, D. S., & Barbosa-Cánovas, G. V. (2007). Alginate coatings for preservation of minimally processed ‘Gala’ apples. *Postharvest Biology and Technology*, 45(1), 89–96. <https://doi.org/10.1016/J.POSTHARVBIO.2006.11.018>

Oliveira, D. M., Kwiatkowski, A., Rosa, C. I. L. F., & Clemente, E. (2014). Refrigeration and edible coatings in blackberry (*Rubus* spp.) conservation. *Journal of Food Science and Technology*, 51(9), 2120–2126. <https://doi.org/10.1007/s13197-012-0702-3>

Onwude, D., Bahrami, F., Shrivastava, C., Berry, T., Cronje, P., North, J., Kirsten, N., Schudel, S., Crenna, E., Shoji, K., & Defraeye, T. (2022). Physics-driven digital twins to quantify the impact of pre- and postharvest variability on the end quality evolution of orange fruit. *Resources, Conservation and Recycling*, 186, 106585. <https://doi.org/10.1016/J.RESCONREC.2022.106585>

Oregel-Zamudio, E., Angoa-Pérez, M. V., Oyoque-Salcedo, G., Aguilar-González, C. N., & Mena-Violante, H. G. (2017). Effect of candelilla wax edible coatings combined with biocontrol bacteria on strawberry quality during the shelf-life. *Scientia Horticulturae*, 214, 273–279. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.11.038>

Ősz, B. E., Jîtcă, G., Ștefănescu, R. E., Pușcaș, A., Tero-Vescan, A., & Vari, C. E. (2022). Caffeine and Its Antioxidant Properties—It Is All about Dose and Source. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(21). <https://doi.org/10.3390/ijms232113074>

Panagiotopoulou, M., Papadaki, S., & Krokida, M. (2022). Formation and characterization of zein electrosprayed nanoparticles containing bioactive compounds. *South African Journal of Chemical Engineering*, 40(October 2021), 32–47. <https://doi.org/10.1016/j.sajce.2022.01.004>

Panić, M., Andlar, M., Tišma, M., Rezić, T., Šibalić, D., Cvjetko Bubalo, M., & Radojčić Redovniković, I. (2021). Natural deep eutectic solvent as a unique solvent for valorisation of orange peel waste by the integrated biorefinery approach. *Waste Management*, 120, 340–350. <https://doi.org/10.1016/J.WASMAN.2020.11.052>

Parameswari, P., Devika, R., & Vijayaraghavan, P. (2019). In vitro anti-inflammatory and antimicrobial potential of leaf extract from *Artemisia nilagirica* (Clarke) Pamp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(3), 460–463. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2018.09.005>

Paul, S. K., Sarkar, S., Sethi, L. N., & Ghosh, S. K. (2018). Development of chitosan based optimized edible coating for tomato (*Solanum lycopersicum*) and its characterization. *Journal of Food Science and Technology*, 55(7), 2446–2456. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3162-6>

Pavlić, B., Mrkonjić, Ž., Teslić, N., Kljakić, A. C., Pojić, M., Mandić, A., Stupar, A., Santos, F., Duarte, A. R. C., & Mišan, A. (2022). Natural Deep Eutectic Solvent (NADES) Extraction Improves Polyphenol Yield and Antioxidant Activity of Wild Thyme (*Thymus serpyllum* L.) Extracts. *Molecules*, 27(5). <https://doi.org/10.3390/molecules27051508>

Pellegrino, M., Elechi, J. O. G., Plastina, P., & Loizzo, M. R. (2024). Application of Natural Edible Coating to Enhance the Shelf Life of Red Fruits and Their Bioactive Content. *Applied Sciences (Switzerland)*, 14(11). <https://doi.org/10.3390/app14114552>

Perdones, A., Sánchez-González, L., Chiralt, A., & Vargas, M. (2012). Effect of chitosan-lemon essential oil coatings on storage-keeping quality of strawberry. *Postharvest Biology*

and Technology, 70, 32–41. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2012.04.002>

Pérez, D. A., Gómez, J. M., & Castellanos, D. A. (2021). Combined modified atmosphere packaging and guar gum edible coatings to preserve blackberry (*Rubus glaucus* Benth). Food Science and Technology International, 27(4), 353–365. <https://doi.org/10.1177/1082013220959511>

Pérez-Olivera, A. F., Gómez-Ramos, B., Salinas-Melgoza, V., Pérez-Negrón, J. L., Nuncio-Ochoa, M. G. J., & García-Guzmá, J. M. (2022). SUPERVIVENCIA DE LEGUMINOSAS ARBÓREAS FORRAJERAS BAJO DIFERENTES DENSIDADES DE PLANTACIÓN, EN CLIMA TEMPLADO SUBHÚMEDO. Revista Mexicana de Agroecosistemas, 9, 46–51.

Piechowiak, T., Grzelak-Błaszczyk, K., Sójka, M., Skóra, B., & Balawejder, M. (2022). Quality and antioxidant activity of highbush blueberry fruit coated with starch-based and gelatine-based film enriched with cinnamon oil. Food Control, 138(March). <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2022.109015>

Pinzon, M. I., Sanchez, L. T., Garcia, O. R., Gutierrez, R., Luna, J. C., & Villa, C. C. (2020). Increasing shelf life of strawberries (*Fragaria* ssp) by using a banana starch-chitosan-*Aloe vera* gel composite edible coating. International Journal of Food Science and Technology, 55(1), 92–98. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14254>

Pobiega, K., Igielska, M., Włodarczyk, P., & Gniewosz, M. (2021). The use of pullulan coatings with propolis extract to extend the shelf life of blueberry (*Vaccinium corymbosum*) fruit. International Journal of Food Science and Technology, 56(2), 1013–1020. <https://doi.org/10.1111/ijfs.14753>

Pontes, P. V. de A., Czaikoski, A., Almeida, N. A., Fraga, S., Rocha, L. de O., Cunha, R. L., Maximo, G. J., & Batista, E. A. C. (2022). Extraction optimization, biological activities, and application in O/W emulsion of deep eutectic solvents-based phenolic

extracts from olive pomace. *Food Research International*, 161(July).
<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111753>

Popa, M. E., Stan, A., Popa, V., Tanase, E. E., Mitelut, A. C., & Badulescu, L. (2019). Postharvest quality changes of organic strawberry regina cultivar during controlled atmosphere storage. *Quality Assurance and Safety of Crops and Foods*, 11(7), 631–638.
<https://doi.org/10.3920/QAS2018.1514>

Popescu, L., Cojocari, D., Ghendov-Mosanu, A., Lung, I., Soran, M. L., Opriș, O., Kacso, I., Ciorîță, A., Balan, G., Pintea, A., & Sturza, R. (2023). The Effect of Aromatic Plant Extracts Encapsulated in Alginate on the Bioactivity, Textural Characteristics and Shelf Life of Yogurt. *Antioxidants*, 12(4). <https://doi.org/10.3390/antiox12040893>

Prajapati, R. A., & Jadeja, G. C. (2024). Optimization of ultrasound-assisted deep eutectic solvent extraction of betanin and its application in chitosan-based biofilm. *Biomass Conversion and Biorefinery*, 14(14), 15405–15417. <https://doi.org/10.1007/S13399-023-03808-7/METRICS>

Putnik, P., Lorenzo, J. M., Barba, F. J., Roohinejad, S., Jambrak, A. R., Granato, D., Montesano, D., & Kovačević, D. B. (2018). Novel food processing and extraction technologies of high-added value compounds from plant materials. *Foods*, 7(7), 1–16.
<https://doi.org/10.3390/foods7070106>

Ranganna, S. (1977). *Manual of analysis of fruit and vegetable products* (Tata McGra).

Ren, S. tian, Fu, J. jing, He, F. yu, Chai, T. ting, Yu-ting, L., Jin, D. li, & Chen, Y. wen. (2023). Characteristics and antioxidant properties of *Harpodon nehereus* protein hydrolysate-xylose conjugates obtained from the Maillard reaction by ultrasound-assisted wet heating in a natural deep eutectic solvents system. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 103(5), 2273–2282. <https://doi.org/10.1002/jsfa.12436>

Reszczyńska, E., & Hanaka, A. (2020). Lipids Composition in Plant Membranes. *Cell*

Biochemistry and Biophysics, 78(4), 401–414. <https://doi.org/10.1007/s12013-020-00947-w>

Ribeiro, A. M., Estevinho, B. N., & Rocha, F. (2020). Edible Films Prepared with Different Biopolymers, Containing Polyphenols Extracted from Elderberry (*Sambucus Nigra* L.), to Protect Food Products and to Improve Food Functionality. *Food and Bioprocess Technology*, 13(10), 1742–1754. <https://doi.org/10.1007/s11947-020-02516-8>

Rienth, M., Vigneron, N., Walker, R. P., Castellarin, S. D., Sweetman, C., Burbidge, C. A., Bonghi, C., Famiani, F., & Darriet, P. (2021). Modifications of Grapevine Berry Composition Induced by Main Viral and Fungal Pathogens in a Climate Change Scenario. *Frontiers in Plant Science*, 12(December). <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.717223>

Rodríguez-Rebelo, F., Rodríguez-Martínez, B., Del-Río, P. G., Collins, M. N., Garrote, G., & Gullón, B. (2024). Assessment of deep eutectic solvents (DES) to fractionate Paulownia wood within a biorefinery scheme: Cellulosic bioethanol production and lignin isolation. *Industrial Crops and Products*, 216(May). <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2024.118761>

Romero, I., Escribano, M. I., Merodio, C., & Sanchez-Ballesta, M. T. (2022). Postharvest High-CO₂Treatments on the Quality of Soft Fruit Berries: An Integrated Transcriptomic, Proteomic, and Metabolomic Approach. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70(28), 8593–8597. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.2c01305>

Rosa, L. S., Silva, N. J. A., Soares, N. C. P., Monteiro, M. C., & Teodoro, A. J. (2016). Anticancer Properties of Phenolic Acids in Colon Cancer – A Review. *Journal of Nutrition & Food Sciences*, 06(02). <https://doi.org/10.4172/2155-9600.1000468>

Ruto, M. C., Ngugi, C. M., Kareru, P. G., Cheruiyot, K., Rechab, S. O., Madivoli, E. S., Mutembei, J. K., Kairigo, P. K., & Maina, E. G. (2018). Antioxidant activity and

antimicrobial properties of *Entada leptostachya* and *Prosopis juliflora* extracts. Medicinal Plants for Economic Development, 2(1), 1–8. <https://doi.org/https://doi.org/10.4102/jomped.v2i1.31>

Sabir, F., Sabir, A., Ozcelik, S., & Kucukbasmaci, A. (2019). Maintenance of postharvest quality of blackberry (*Rubus fructicosus* L.) fruits through salicylic acid and CaCl₂ immersions. Acta Scientiarum Polonorum, Hortorum Cultus, 18(4), 121–128. <https://doi.org/10.24326/asphc.2019.4.11>

Sadh, P. K., Kumar, S., Chawla, P., & Duhan, J. S. (2018). Fermentation: A boon for production of bioactive compounds by processing of food industries wastes (By-Products). In Molecules (Vol. 23, Issue 10). <https://doi.org/10.3390/molecules23102560>

Saito, S., Obenland, D., & Xiao, C. L. (2020). Influence of sulfur dioxide-emitting polyethylene packaging on blueberry decay and quality during extended storage. Postharvest Biology and Technology, 160(October 2019), 111045. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2019.111045>

Saleh, I., & Abu-Dieyeh, M. (2022). Novel *Prosopis juliflora* leaf ethanolic extract coating for extending postharvest shelf-life of strawberries. Food Control, 133(PB), 108641. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2021.108641>

Saleh, I., & Abu-Dieyeh, M. H. (2021). Novel *Prosopis juliflora* leaf ethanolic extract as natural antimicrobial agent against food spoiling microorganisms. Scientific Reports, 11(1), 1–17. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-86509-3>

Salem, M. Z. M., Mohamed, A. A., Ali, H. M., & Al Farraj, D. A. (2021). Characterization of phytoconstituents from alcoholic extracts of four woody species and their potential uses for management of six *Fusarium oxysporum* isolates identified from some plant hosts. Plants, 10(7), 1–17. <https://doi.org/10.3390/plants10071325>

Samaniego, I., Brito, B., Viera, W., Cabrera, A., Llerena, W., Kannangara, T., Vilcacundo, Ru., Angós, I., & Carrillo, W. (2020). Influence of the Maturity Stage on the Phytochemical Composition and the Antioxidant Activity of Four from Ecuador. Plants, 1–15.

Sánchez-Hernández, E., Martín-Ramos, P., Martín-Gil, J., Santiago-Aliste, A., Hernández-Navarro, S., Oliveira, R., & González-García, V. (2022). Bark Extract of *Uncaria tomentosa* L. for the Control of Strawberry Phytopathogens †. Horticulturae, 8(8). <https://doi.org/10.3390/horticulturae8080672>

Schink, A., Naumoska, K., Kitanovski, Z., Kampf, C. J., Fröhlich-Nowoisky, J., Thines, E., Pöschl, U., Schuppan, D., & Lucas, K. (2018). Anti-inflammatory effects of cinnamon extract and identification of active compounds influencing the TLR2 and TLR4 signaling pathways. Food and Function, 9(11), 5950–5964. <https://doi.org/10.1039/c8fo01286e>

Şen, F. B., Nemli, E., Bekdeşer, B., Çelik, S. E., Lalikoglu, M., Aşçı, Y. S., Capanoglu, E., Bener, M., & Apak, R. (2024). Microwave-assisted extraction of valuable phenolics from sunflower pomace with natural deep eutectic solvents and food applications of the extracts. Biomass Conversion and Biorefinery, 0123456789. <https://doi.org/10.1007/s13399-024-05942-2>

Serna-Vázquez, J., Ahmad, M. Z., Boczkaj, G., & Castro-Muñoz, R. (2021). Latest insights on novel deep eutectic solvents (DES) for sustainable extraction of phenolic compounds from natural sources. Molecules, 26(16). <https://doi.org/10.3390/molecules26165037>

Shah, H. M. S., Singh, Z., Kaur, J., Hasan, M. U., Woodward, A., & Afrifa-Yamoah, E. (2023). Trends in maintaining postharvest freshness and quality of *Rubus* berries. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, 22(6), 4600–4643. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.13235>

Shahbazi, Y., Shavisi, N., & Karami, N. (2021). Development of edible bioactive coating based on mucilages for increasing the shelf life of strawberries. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 15(1), 394–405. <https://doi.org/10.1007/s11694-020-00638-3>

Shahid, M. Z., Saima, H., Yasmin, A., Nadeem, M. T., Imran, M., & Afzaal, M. (2018). Antioxidant capacity of cinnamon extract for palm oil stability. *Lipids in Health and Disease*, 17(1), 1–8. <https://doi.org/10.1186/s12944-018-0756-y>

Shigematsu, E., Dorta, C., Rodrigues, F. J., Cedran, M. F., Giannoni, J. A., Oshiiwa, M., & Mauro, M. A. (2018). Edible coating with probiotic as a quality factor for minimally processed carrots. *Journal of Food Science and Technology*, 55(9), 3712–3720. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3301-0>

Silva, E. L. P. da, Carvalho, T. C. de, Ayub, R. A., & Almeida, M. C. M. de. (2019). Nanocellulose Coating Associated with Lemongrass Essential Oil at Postharvest of Blackberry Fruits. *Preprints*, October, 2019100131. <https://doi.org/10.20944/preprints201910.0131.v1>

Singleton, V. L., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry to total phenolics with phosphomolybdic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144–158. <https://doi.org/10.5344/ajev.1965.16.3.144>

Smrke, T., Weber, N. C., Veberic, R., Hudina, M., & Jakopic, J. (2021). Modified atmospheric CO₂ levels for maintenance of fruit weight and nutritional quality upon long-term storage in blueberry (*Vaccinium corymbosum* L.) ‘liberty.’ *Horticulturae*, 7(11). <https://doi.org/10.3390/horticulturae7110478>

Sridhar, K., Usmani, Z., & Sharma, M. (2023). Bioactive Formulations in Agri-Food-Pharma: Source and Applications. *Bioengineering*, 10(2), 10–13. <https://doi.org/10.3390/bioengineering10020191>

Taheri, A., Behnamian, M., Dezhsetan, S., & Karimirad, R. (2020). Shelf-life extension of bell pepper by application of chitosan nanoparticles containing *Heracleum persicum* fruit essential oil. Postharvest Biology and Technology, 170(July), 111313. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2020.111313>

Tan Mei Chin, B., Ali, A., Kamal, H., Mustafa, M. A., Khaliq, G., & Siddiqui, Y. (2021). Optimizing parameters on the antioxidant capacity of watermelon pulp using conventional orbital shaker and ultrasound-assisted extraction methods. Journal of Food Processing and Preservation, 45(2), 0–3. <https://doi.org/10.1111/jfpp.15123>

Tesfay, S. Z., Magwaza, L. S., Mbili, N., & Mditshwa, A. (2017). Carboxyl methylcellulose (CMC) containing moringa plant extracts as new postharvest organic edible coating for Avocado (*Persea americana* Mill.) fruit. Scientia Horticulturae, 226(August), 201–207. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.08.047>

Timm, M., Offringa, L. C., Van Klinken, B. J. W., & Slavin, J. (2023). Beyond Insoluble Dietary Fiber: Bioactive Compounds in Plant Foods. Nutrients, 15(19). <https://doi.org/10.3390/nu15194138>

Tomadoni, B., Moreira, M. R., Pereda, M., & Ponce, A. G. (2018). Gellan-based coatings incorporated with natural antimicrobials in fresh-cut strawberries: Microbiological and sensory evaluation through refrigerated storage. Lwt, 97, 384–389. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.07.029>

Torres, T. M. S., Mazzutti, S., Castiani, M. A., Saddique, I., Vitali, L., & Ferreira, S. R. S. (2022). Phenolic compounds recovered from ora-pro-nobis leaves by microwave assisted extraction. Biocatalysis and Agricultural Biotechnology, 39, 102238. <https://doi.org/10.1016/J.BCAB.2021.102238>

Toscano Ávila, J. A., Terán, D. A., Debut, A., Vizuete, K., Martínez, J., & Cerda-Mejía,

L. A. (2020). Shelf-life estimation of Blackberry (*Rubus glaucus* Benth) with bacterial cellulose film coating from *Komagataeibacter xylinus*. *Food Science and Nutrition*, 8(4), 2173–2179. <https://doi.org/10.1002/fsn3.1525>

Tsubaki, S., Sakamoto, M., & Azuma, J. ichi. (2010). Microwave-assisted extraction of phenolic compounds from tea residues under autohydrolytic conditions. *Food Chemistry*, 123(4), 1255–1258. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2010.05.088>

Tumbarski, Y., Petkova, X., Todorova, M., Ivanov, I., Deseva, I., Mihaylova, D., & Ibrahim, S. A. (2020). Effects of pectin-based edible coatings containing a bacteriocin of *Bacillus methylotrophicus* BM47 on the quality and storage life of fresh blackberries. *Italian Journal of Food Science*, 32(2), 420–427. <https://doi.org/10.14674/IJFS-1663>

Umagiliyage, A. L., Becerra-Mora, N., Kohli, P., Fisher, D. J., & Choudhary, R. (2017). Antimicrobial efficacy of liposomes containing D-limonene and its effect on the storage life of blueberries. *Postharvest Biology and Technology*, 128(2016), 130–137. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2017.02.007>

Valero-Galván, J., González-Díaz, C. A., & González-Fernández, R. (2014). Efecto de los extractos acuosos de hojas de plantas de gobernadora (*Larrea tridentata*), hojas en (*Flourensia cernua*) y encino (*Quercus pungens*), sobre el crecimiento micelial in vitro de hongos fitopatógenos. *Acta Universitaria*, 24(5), 13–19.

Valsalam, S., Agastian, P., Arasu, M. V., Al-Dhabi, N. A., Ghilan, A. K. M., Kaviyarasu, K., Ravindran, B., Chang, S. W., & Arokiyaraj, S. (2019). Rapid biosynthesis and characterization of silver nanoparticles from the leaf extract of *Tropaeolum majus* L. and its enhanced in-vitro antibacterial, antifungal, antioxidant and anticancer properties. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 191, 65–74. <https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2018.12.010>

Ventura-Aguilar, R. I., Bautista-Baños, S., Flores-García, G., & Zavaleta-Avejar, L.

(2018). Impact of chitosan based edible coatings functionalized with natural compounds on *Colletotrichum fragariae* development and the quality of strawberries. *Food Chemistry*, 262, 142–149. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.04.063>

Vieira, J. M., Flores-López, M. L., de Rodríguez, D. J., Sousa, M. C., Vicente, A. A., & Martins, J. T. (2016). Effect of chitosan-Aloe vera coating on postharvest quality of blueberry (*Vaccinium corymbosum*) fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 116, 88–97. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2016.01.011>

Vilaplana, R., Guerrero, K., Guevara, J., & Valencia-Chamorro, S. (2020). Chitosan coatings to control soft mold on fresh blackberries (*Rubus glaucus* Benth.) during postharvest period. *Scientia Horticulturae*, 262(November 2019), 109049. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.109049>

Vladimir-Knežević, S., Perković, M., Zagajski Kučan, K., Mervić, M., & Rogošić, M. (2022). Green extraction of flavonoids and phenolic acids from elderberry (*Sambucus nigra* L.) and rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) using deep eutectic solvents. *Chemical Papers*, 76(1), 341–349. <https://doi.org/10.1007/S11696-021-01862-X/METRICS>

Wächter, G. A., Hoffmann, J. J., Furbacher, T., Blake, M. E., & Timmermann, B. N. (1999). Antibacterial and antifungal flavanones from *Eysenhardtia texana*. *Phytochemistry*, 52(8), 1469–1471. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(99\)00221-6](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(99)00221-6)

Wang, M., Wang, J., Zhou, Y., Zhang, M., Xia, Q., Bi, W., & Chen, D. D. Y. (2017). Ecofriendly Mechanochemical Extraction of Bioactive Compounds from Plants with Deep Eutectic Solvents. *ACS Sustainable Chemistry and Engineering*, 5(7), 6297–6303. <https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.7b01378>

Xu, F., & Liu, S. (2017). Control of Postharvest Quality in Blueberry Fruit by Combined 1-Methylcyclopropene (1-MCP) and UV-C Irradiation. *Food and Bioprocess Technology*, 10(9), 1695–1703. <https://doi.org/10.1007/s11947-017-1935-y>

Yahia, E. M., Victoria-Campos, C. I., & Gonzalez-Nava, C. (2023). Bioactive compounds and antioxidant activity in garambullo fruit (*Myrtillocactus geometrizans*) at different ripening stages. *Food Bioscience*. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/1750-3841.16663>

Yang, C., Lu, J. H., Xu, M. T., Shi, X. C., Song, Z. W., Chen, T. M., Herrera-Balandrano, D. D., Zhang, Y. J., Laborda, P., Shahriar, M., & Wang, S. Y. (2022). Evaluation of chitosan coatings enriched with turmeric and green tea extracts on postharvest preservation of strawberries. *Lwt*, 163(May), 113551. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2022.113551>

Yang, G., Yue, J., Gong, X., Qian, B., Wang, H., Deng, Y., & Zhao, Y. (2014). Blueberry leaf extracts incorporated chitosan coatings for preserving postharvest quality of fresh blueberries. *Postharvest Biology and Technology*, 92, 46–53. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2014.01.018>

Yu, M., Gouvinhas, I., Rocha, J., & Barros, A. I. R. N. A. (2021). Phytochemical and antioxidant analysis of medicinal and food plants towards bioactive food and pharmaceutical resources. *Scientific Reports*, 11(1), 1–14. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-89437-4>

Zapata-Campos, C. C., García-Martínez, J. E., Salinas-Chavira, J., Ascacio-Valdés, J. A., Medina-Morales, M. A., & Mellado, M. (2020). Chemical composition and nutritional value of leaves and pods of *Leucaena leucocephala*, *Prosopis laevigata* and *Acacia farnesiana* in a xerophilous shrubland. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 32(10), 723–730. <https://doi.org/10.9755/ejfa.2020.v32.i10.2148>

Zeljković, S. Ć., Šišková, J., Komzáková, K., De Diego, N., Kaffková, K., & Tarkowski, P. (2021). Phenolic compounds and biological activity of selected *mentha* species. *Plants*, 10(3), 1–18. <https://doi.org/10.3390/plants10030550>

Zhang, F., Ji, S., Wei, B., Cheng, S., Wang, Y., Hao, J., Wang, S., & Zhou, Q. (2020). Transcriptome analysis of postharvest blueberries (*Vaccinium corymbosum* 'Duke') in response to cold stress. *BMC Plant Biology*, 20(1), 1–20. <https://doi.org/10.1186/s12870-020-2281-1>

Zhang, M., Meng, X., Bhandari, B., & Fang, Z. (2016). Recent Developments in Film and Gas Research in Modified Atmosphere Packaging of Fresh Foods. In *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* (Vol. 56, Issue 13). <https://doi.org/10.1080/10408398.2013.819794>

Zhou, Q., Zhang, C., Cheng, S., Wei, B., Liu, X., & Ji, S. (2014). Changes in energy metabolism accompanying pitting in blueberries stored at low temperature. *Food Chemistry*, 164, 493–501. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.05.063>