



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
MAESTRÍA EN CIENCIA DE LOS ALIMENTOS

TESIS

**COMPOSICIÓN MOLECULAR, PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS
Y ACTIVIDAD BIOLÓGICA DE POLISACÁRIDOS PÉCTICOS DE
FRUTOS DE XOCONOSTLE (*Opuntia* spp.)**

Para obtener el grado de
Maestra en Ciencia de los Alimentos

Presenta

Ing. Ana Cristina Morales Vargas

Directora

Dra. Adriana Inés Rodríguez Hernández

Comité tutorial

Dr. Norberto Chavarría Hernández

Dra. Ma. Del Rocio López Cuellar

Tulancingo de Bravo, Hidalgo., México



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo

Instituto de Ciencias Agropecuarias

Institute of Agricultural Sciences

Área Académica de Ingeniería Agroindustrial e Ingeniería en Alimentos

Academic Area of Agroindustrial engineering and Food Engineering

Asunto: Autorización de impresión de tesis

El Comité Tutorial de la Tesis titulada “**Composición molecular, propiedades fisicoquímicas y actividad biológica de polisacáridos pécticos de frutos de xoconostle (*Opuntia spp.*)**”, realizada por la sustentante **Ana Cristina Morales Vargas** con número de cuenta **391817** perteneciente al programa de **Maestría en Ciencia de los Alimentos**, una vez que ha revisado, analizado y evaluado el documento recepcional, y de acuerdo con lo estipulado en el Artículo 110 del Reglamento de Estudios de Posgrado, tiene a bien extender la presente:

AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN

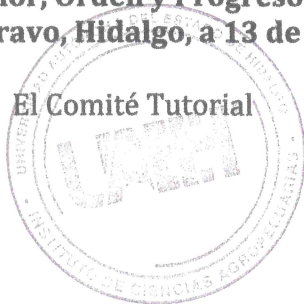
Por lo que la sustentante deberá cumplir los requisitos establecidos en el Reglamento de Estudios de Posgrado para la defensa oral en el examen de grado correspondiente.

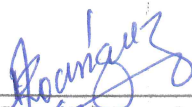
Atentamente

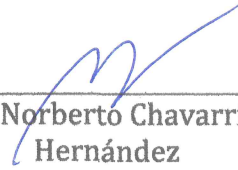
“Amor, Orden y Progreso”

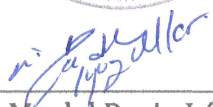
Tulancingo de Bravo, Hidalgo, a 13 de abril de 2026

El Comité Tutorial




Dra. Adriana Inés
Rodríguez Hernández
Directora


Dr. Norberto Chavarría
Hernández
Miembro del comité


Dra. Ma del Rocio López
Cuellar
Miembro del comité

“Amor, Orden y Progreso”



Avenida Universidad #133, Col. San Miguel Huatengo.
C.P. 43775. Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo.
México
Teléfono 771 71 72000 Ext. 42068
maestria_alimentos@uaeh.edu.mx

uaeh.edu.mx

Dedicatoria

A mi hermano Erubiel por ser mi fuerza, motivación e inspiración en cada paso de mi vida.

A mis padres, Eugenio e Isabel, quienes con su amor y fortaleza han sido mi mayor inspiración y pilar en este camino. A Eric, Héctor, Victoria y Aquiles, cuya distancia física no ha hecho más que fortalecer los lazos que nos unen, siempre presentes en mi corazón.

A la Dra. Adriana, mi directora, por su invaluable guía, paciencia y compromiso; por creer en mí incluso cuando yo dudaba, y por haberme acompañado con dedicación, entrega y sabiduría en cada etapa de este proyecto. Su ejemplo de excelencia y humanidad ha dejado una huella imborrable en mi formación profesional y personal.

A Brix, por su cariño, comprensión y apoyo constante a lo largo de este proceso, siendo una fuente importante de motivación y fortaleza, y por estar presente con palabras de aliento en los momentos más difíciles.

A Caro, por su apoyo incondicional, por enseñarme con infinita paciencia y por estar a mi lado en los momentos más necesarios; tu presencia y generosidad han sido un pilar invaluable en este camino

A mis amigos, David y Luis por su apoyo incondicional, ánimo constante y por acompañarme en los momentos más desafiantes.

Agradecimientos

Agradezco a la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por el otorgamiento de la beca de maestría, la cual fue un apoyo fundamental para el desarrollo y culminación de mis estudios de posgrado. Este respaldo contribuyó de manera significativa a mi formación académica y profesional.

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento al Cuerpo Académico de Biotecnología Agroalimentaria por su apoyo y contribución en mi formación académica, así como por el entorno enriquecedor que han proporcionado durante todo mi desarrollo en esta disciplina.

A la Dra. Adriana, mi directora de tesis, por su valiosa guía, apoyo incondicional y por ser una fuente constante de motivación durante todo este proceso. Gracias por confiar en mí y ayudarme a alcanzar este logro.

Agradezco especialmente al Dr. Norberto Chavarría Hernández, quien con su sabiduría y experiencia me brindó valiosos consejos y orientación en diversas etapas de mi investigación. Su apoyo fue fundamental para la realización de este trabajo.

Agradezco también al Sr. Miguel Méndez, por brindarme el fruto necesario para esta investigación, sin el cual este trabajo no habría sido posible. Su generosidad y apoyo han sido fundamentales para el desarrollo de mi tesis.

Mi reconocimiento también a la Maestra Carolina Burgos González, por su disposición y orientación en los aspectos técnicos y académicos. Sus sugerencias y recomendaciones siempre fueron de gran ayuda para el avance de mi tesis.

A Bárbara Jael Vargas Zagal y Brisa Jiménez Miranda, mi más profundo agradecimiento por su ayuda y por ser un apoyo en este proceso. Su disposición, alegría y apoyo fueron clave para superar algunos de los desafíos que enfrenté durante esta investigación.

Contenido

Resumen	9
Abstract.....	10
Introducción.....	11
Marco teórico.....	12
Pectinas	12
Estructura de las pectinas	12
Fuentes de extracción de pectinas.....	14
Fuentes convencionales.....	14
Fuentes no convencionales.....	14
Aplicaciones de las pectinas	16
Aplicación de la pectina en la industria alimentaria	16
Aplicación de pectina en la industria cosmética	17
Aplicación de pectina en la agricultura.....	18
Aplicación de pectina en la industria farmacéutica, biomédica y biomateriales	18
Actividad biológica de la pectina.....	20
Actividad Antioxidante de la pectina.....	20
Actividad antimicrobiana de la pectina.....	22
Actividad prebiótica de la pectina.....	27
<i>Opuntia</i> spp.....	27
Xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	29
Compuestos bioactivos del xoconostle	30
Polisacáridos pécticos de frutos de <i>Opuntia</i>	31
Justificación	33
Hipótesis	34
Objetivos.....	34
Objetivo General.....	34
Objetivos específicos	34
Materiales y métodos.....	35
Extracción de polisacáridos pécticos de frutos de xoconostle	36
Purificación de polisacáridos pécticos de frutos de xoconostle.....	37
Identificación de grupos funcionales por espectroscopía de infrarrojo con transformada de Fourier (FT-IR).	38

Determinación de ácido galacturónico.....	39
Determinación de ácido ferúlico.....	40
Determinación de fenoles totales.....	40
Determinación de pK _a	41
Determinación de monosacáridos.....	41
Determinación de masa molecular.....	42
Determinación de la actividad antioxidante mediante los ensayos DPPH y ABTS ⁺	43
Propiedades reológicas.....	44
Actividad antimicrobiana.....	44
Evaluación de la permeabilidad de la membrana bacteriana mediante captación de cristal violeta.....	46
Resultados y discusiones.....	47
Caracterización morfológica del fruto.....	47
Extracción de polisacáridos pécticos.....	48
Purificación de polisacáridos pécticos.....	49
Identificación de grupos funcionales por espectroscopia de infrarrojo con transformada de Fourier (FT-IR).	51
Determinación del grado de esterificación.....	53
Caracterización química parcial.....	54
Masa molecular.....	56
Determinación de monosacáridos.....	57
Caracterización reológica.....	60
Actividad antioxidante.....	62
Actividad antimicrobiana.....	63
Concentraciones mínimas inhibitorias (CMI).....	72
Determinación de porcentaje de permeación de membrana.....	73
Conclusiones.....	76
Referencias.....	77
Anexos.....	85

Tabla 1 Principales aplicaciones de las pectinas en la industria cosmética.....	17
Tabla 2 Aplicaciones de las pectinas en diversas industrias de importancia en el ámbito de salud humana.....	18
Tabla 3. Actividad antioxidante reportada para pectinas de diferentes fuentes vegetales ...	21
Tabla 4 Actividad antimicrobiana de polisacáridos pécticos de diversas fuentes, características y principales hallazgos.....	24
Tabla 5 Actividad biológica representativa de frutos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	31
Tabla 6 cantidad de suspensión bacteriana empleada en cada pozo para evaluación de actividad antimicrobiana	45
Tabla 7 Parámetros físicos y morfológicos del xoconostle (<i>Opuntia matudae</i>) analizado...	48
Tabla 8 Asignación de bandas principales del espectro FTIR a enlaces o grupos funcionales	52
Tabla 9 Composición química de pectina extraída de xoconostle (PX).....	54
Tabla 10 Parámetros del modelo de Ostwald- de Waele obtenidos del ajuste a las curvas de flujo de soluciones de pectina	61
Tabla 11 Valores de captación de radicales libres ABTS y DPPH en soluciones de pectinas de frutos de <i>Opuntia</i>	62
Tabla 12 Concentración mínima inhibitoria (CMI) de pectinas de xoconostle (<i>Opuntia matudae</i>) y pectina de tuna (<i>O. albicarpa</i>)	72
Tabla 13 Porcentaje de captación de cristal violeta (CCV) en patógenos en presencia de pectina de xoconostle	74
Figura 1. Clasificación de las principales fuentes de extracción de pectinas en convencionales y no convencionales, así como sus principales propiedades funcionales y biológicas. Fuente: elaboración propia.....	15

Figura 2 Distribución geográfica de las principales regiones productoras de tuna (<i>Opuntia spp.</i>) en México. Elaboración propia con base en información obtenida de la DGSIAP.	28
Figura 3 Xoconostle (<i>Opuntia spp.</i>): planta, frutos enteros, corte transversal del fruto y ubicación del sitio de recolección en el ejido de San Sebastián, Estado de México.....	35
Figura 4 Proceso experimental de extracción de polisacáridos pécticos de xoconostle (<i>Opuntia spp.</i>).....	36
Figura 5 Proceso experimental de la purificación de polisacáridos pécticos de xoconostle (<i>Opuntia spp.</i>).....	37
Figura 6 Proceso de diálisis de polisacáridos pécticos de xoconostle.....	38
Figura 7 Proceso de determinación de ácido galacturónico	40
Figura 8 Características físicas y morfológicas de fruto de xoconostle usado en esta investigación.....	47
Figura 9 Espectros FT-IR comparativos de pectinas durante proceso de clarificación y diálisis.....	50
Figura 10 . Espectros FTIR comparativos de pectina grado reactivo (Sigma-Aldrich) y pectina extraída de xoconostle.	51
Figura 11 Espectro FT-IR empleado para la obtención del grado de esterificación	53
Figura 12 Curva de titulación potenciométrica de la pectina de xoconostle con NaOH y sus derivadas primera y segunda empleadas para la determinación del punto de equivalencia y la estimación del pKa.	56
Figura 13 Cromatogramas de monosacáridos estándar en comparación con cromatograma de pectina de xoconostle	59
Figura 14 Gráfica de comportamiento de la viscosidad de soluciones acuosas de pectinas de xoconostle (PXC), pectina cítrica grado alimentario (PCG) y pectina cítrica grado reactivo (PCS)	61

Figura 15 Grafico 3D de comportamiento de <i>E. coli</i> en función del tiempo y concentración de pectina.....	64
Figura 16 Grafico 3D de comportamiento de <i>Shigella flexneri</i> en función del tiempo y concentración de pectina.	65
Figura 17 Grafico 3D de comportamiento de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> en función del tiempo y concentración de pectina.	66
Figura 18 Grafico 3D de comportamiento de <i>Salmonella sp.</i> en función del tiempo y concentración de pectina.	67
Figura 19 Grafico 3D de comportamiento de <i>Staphylococcus aureus</i> en función del tiempo y concentración de pectina.	68
Figura 20 Grafico 3D de comportamiento de <i>Listeria monocytogenes</i> en función del tiempo y concentración de pectina.	69
Figura 21 Grafico 3D de comportamiento de <i>Candida albicans</i> en función del tiempo y concentración de pectina.	70
Figura 22 Grafico 3D de comportamiento de <i>Candida parapsilosis</i> en función del tiempo y concentración de pectina.	71

Resumen

Los xoconostles (*Opuntia* spp.) son tunas ácidas utilizadas en la gastronomía y la medicina tradicional mexicana, ricos en compuestos funcionales, como antioxidantes y fibra dietética, lo que los convierte en fuentes prometedoras de polisacáridos bioactivos. El objetivo de este estudio fue caracterizar las propiedades fisicoquímicas, macromoleculares y biológicas de los polisacáridos pécticos (PP) extraídos del fruto de xoconostle (*Opuntia* spp.), con el fin de analizar su potencial actividad biológica y establecer la relación existente entre dicha actividad y su estructura molecular. Se utilizó un método ecológico para extraer PP del xoconostle (*O. matudae*), mediante el cual se obtuvo un rendimiento de $0.105 \text{ g}_{\text{PP}}/\text{g}_{\text{xoconostle}}$. Se evaluaron las propiedades fisicoquímicas y la actividad antimicrobiana del PP contra ocho patógenos. La espectroscopía infrarroja y los análisis químicos confirmaron que PP es una pectina (XP) con alto contenido de ácido galacturónico ($78.9 \pm 0.002 \text{ mg}/\text{g}_{\text{XP}}$), bajo grado de esterificación ($32.84 \pm 0.02\%$), valor de pK_a de 5.3 ± 0.06 , con ácido ferúlico ($9.35 \pm 0.01 \text{ mg}/\text{g}_{\text{XP}}$) y compuestos fenólicos ($2.37 \text{ mgequivalentes ácido gálico}/\text{g}_{\text{XP}} \pm 0.001$) dentro de su estructura. A través de cromatografía de exclusión por tamaño se determinó una masa molecular promedio en peso de $M_w = 230.3 \pm 12.88 \text{ kDa}$ y un índice de polidispersidad de 3.5. Las dispersiones acuosas de XP (0.5-1%) mostraron un comportamiento reológico del tipo pseudoplástico; con índices de consistencia y de flujo entre 0.04 y 17.7 Pas^n y 0.8 a 0.32, respectivamente. La actividad antioxidante fue evaluada en los radicales DPPH y ABTS, obteniendo un porcentaje de captación de los radicales de $23.89 \pm 0.05\%$ y $65.11 \pm 0.04\%$, respectivamente, en soluciones de XP de 0.5 a 3 mg/mL . La actividad antimicrobiana se evaluó mediante la concentración mínima inhibitoria (CMI). XP inhibió el crecimiento de *Escherichia coli*, *Shigella flexneri*, *Salmonella* spp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Listeria monocytogenes*, *Staphylococcus aureus*, *Candida albicans* y *Candida parapsilosis*. La CMI osciló entre 1 y 3 $\text{mg}_{\text{XP}}/\text{mL}$. Nuestros resultados demuestran que XP es un biopolímero sostenible con valiosas propiedades antimicrobianas y antioxidantes.

Abstract

Xoconostles (*Opuntia* spp.) are acid-prickly pears used in gastronomy and traditional medicine in Mexico. They are rich in functional compounds, including antioxidants and dietary fibre, which make them promising sources of bioactive polysaccharides. The purpose of this research was to evaluate the physicochemical, macromolecular, and biological properties of pectic polysaccharides (PP) obtained from xoconostle fruit (*Opuntia* spp.), to assess their potential biological activities and elucidate correlations between these activities and their molecular structures. This study used a green method to extract a pectic polysaccharide (PP) from xoconostle (*O. matudae*), yielding 0.105 g_{PP}/g. The physicochemical properties and antimicrobial activity against eight pathogens were evaluated to provide insights into the development of natural antimicrobial compounds. Infrared spectroscopy and chemical analyses confirmed that PP is xoconostle-derived pectin (XP) with high galacturonic acid content (78.9 ± 0.002 mg/g_{XP}), low degree of esterification ($32.84 \pm 0.02\%$), pK_a value of 5.3 ± 0.06 , with ferulic acid (9.35 ± 0.01 mg/g_{XP}) and phenolic compounds (2.37 mg_{galic acid equivalents}/g_{XP} ± 0.001) within its structure. Size-exclusion chromatography revealed a high weight-average molecular mass ($M_w=230.3 \pm 12.88$ kDa) and a polydispersity index of 3.5. Aqueous XP dispersions (0.5-1%) showed shear thinning flow behaviour; the consistency and flow indexes ranged from 0.04 to 17.7 Pa sⁿ and 0.8 to 0.32, respectively. The antioxidant activity was evaluated using DPPH and ABTS radicals, obtaining radical scavenging percentages of $23.89 \pm 0.05\%$ y $65.11 \pm 0.04\%$, respectively. Antimicrobial activity was evaluated through the minimum inhibitory concentration (MIC). XP inhibited the growth of *Escherichia coli*, *Shigella flexneri*, *Salmonella* spp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Listeria monocytogenes*, *Staphylococcus aureus*, *Candida albicans* and *Candida parapsilosis*. MIC ranged from 1 to 3 mg_{XP}/mL. Our results show that XP is a sustainable biopolymer with valuable antimicrobial properties.

Introducción

El género *Opuntia* se destaca por su diversidad de especies y su significativa contribución a la alimentación y medicina tradicional en varias regiones del mundo. Los frutos de xoconostle (*Opuntia* spp.) son especialmente valorados por su sabor distintivo y sus posibles beneficios para la salud (i.e. hipoglucemiante, efecto antioxidante, potencial nutricional general) (Arias-Rico et al., 2020). En México, el xoconostle tiene una importancia económica y cultural arraigada, contribuyendo no solo a la seguridad alimentaria y los ingresos económicos locales, sino también a la preservación de la rica herencia culinaria y cultural del país (Morales et al., 2015).

Los polisacáridos pécticos son componentes esenciales de la pared celular de las plantas y han demostrado tener una amplia gama de aplicaciones en industrias como la alimentaria, farmacéutica y biomédica (Cruz-Rubio et al., 2021). A pesar de su potencial, los estudios acerca de los polisacáridos pécticos de frutos de *Opuntia* han sido limitados hasta la fecha. Aunque se reconoce su presencia en frutos como la tuna y el xoconostle, la caracterización de estos polisacáridos, incluyendo su estructura química, composición monomérica, masa molar y propiedades fisicoquímicas aún representa un reto. Además, la investigación sobre sus posibles efectos biológicos y aplicaciones prácticas en campos como la salud humana y la industria alimentaria es incipiente. En este contexto, el presente estudio busca contribuir al conocimiento de los polisacáridos pécticos del xoconostle, caracterizando sus propiedades fisicoquímicas, macromoleculares y evaluando su actividad biológica, particularmente su capacidad antioxidante y antimicrobiana. Con ello, se pretende aportar información que favorezca la exploración de nuevos compuestos de origen natural con potencial uso en el desarrollo de productos alimenticios y farmacéuticos con beneficios para la salud humana.

Marco teórico

Pectinas

Las pectinas son polisacáridos complejos no tóxicos que se encuentran de manera natural en las paredes celulares de las plantas. Tienen un papel crucial en la textura y consistencia de frutas y vegetales, representando entre el 0.5% y el 4.0% del peso fresco total de las plantas. La pectina está presente en la pared primaria y la capa intracelular de las plantas, destacándose su presencia en algunas frutas como las naranjas, manzanas y limones (Roman-Benn et al., 2023). La pectina está principalmente compuesta por ácido galacturónico, el cual se considera la base estructural de este polisacárido, además de cadenas laterales de azúcares neutros. A través de distintos procesos de extracción y reacciones químicas, las pectinas pueden adquirir diversas características estructurales, incluyendo variaciones en la composición de monosacáridos, enlaces glicosídicos, así como niveles de metilación y acetilación diferentes (Roman-Benn et al., 2023).

Estructura de las pectinas

La pectina está compuesta principalmente por unidades de ácido galacturónico y presenta diversos grupos hidroxilo, así como grupos funcionales libres como metilos, amidas y carboxilos, lo que le confiere regiones tanto polares como no polares (Singh et al., 2023). Aproximadamente el 70% de su estructura corresponde al ácido galacturónico (Mohnen, 2008).

Estas macromoléculas presentan una estructura compleja que puede variar dependiendo de la fuente vegetal de extracción y de las condiciones del proceso. Los polisacáridos ricos en ácido galacturónico pueden clasificarse de acuerdo con sus propiedades estructurales y funcionales de la siguiente manera:

Homogalacturonano (HG)

El homogalacturonano (HG) es el componente predominante de la pectina y corresponde a un polímero lineal formado exclusivamente por unidades de ácido galacturónico unidas mediante enlaces α -1,4, representando cerca del 65%, esta fracción puede encontrarse

parcialmente metilesterificada en el grupo carboxilo del carbono seis, así como acetilada en las posiciones O-2 u O-3 y puede presentar otros tipos de ésteres, además se ha observado que el HG se organiza en secuencias relativamente largas, de alrededor de 100 residuos de ácido galacturónico, aunque también existen fragmentos más cortos (Mohnen, 2008).

Ramnogalacturonano I (RG-I)

El ramnogalacturonano I (RG-I) constituye aproximadamente entre el 20 y 35% de la estructura de las pectinas y se caracteriza por una cadena principal formada por unidades repetidas de ácido galacturónico y ramnosa. A diferencia de otros componentes, el RG-I presenta una elevada variabilidad estructural, la cual depende del tipo celular y del estado de desarrollo de la planta, además una proporción de los residuos de ramnosa se encuentra sustituida con cadenas laterales compuestas por arabinanos, galactanos y arabinogalactanos, que pueden presentarse de forma lineal o ramificada y estas aportan diversidad funcional y estructural al RG-I, e incluyen diferentes configuraciones de enlaces y longitudes de cadena, también pueden incorporarse otros azúcares como fucosa y glucosa (Mohnen, 2008).

Ramnogalacturonano II (RG-II)

El ramnogalacturonano II (RG-II) es considerado el componente péctico de mayor complejidad estructural y representa cerca del 10% de la estructura de las pectinas, está formado por una cadena principal de homogalacturonano compuesta por al menos ocho, y probablemente más, residuos de α -D-ácido galacturónico unidos mediante enlaces 1,4 y la región central se encuentra sustituida por diversas cadenas laterales, las cuales incluyen aproximadamente doce tipos distintos de azúcares y más de veinte configuraciones diferentes de enlaces glucosídicos (Mohnen, 2008).

Xilogalacturonano (XGA)

El Xilogalacturonano (XGA) es una forma de polisacárido péctico que combina unidades de xilosa y ácido galacturónico. Generalmente, presenta una columna vertebral de ácido poli galacturónico en la cual se incorporan unidades de xilosa. Esta unión puede tener diversas configuraciones, como (1 \rightarrow 4)- β -xilosa. La estructura específica del XGA varía según la fuente y las condiciones de extracción (Yapo, 2011).

Fuentes de extracción de pectinas

Las pectinas son polisacáridos de origen vegetal cuyas propiedades dependen de la fuente y del método de extracción empleado. Industrialmente, se obtienen principalmente a partir de subproductos de cítricos y manzana, debido a su alto contenido de pectina y disponibilidad. No obstante, el aprovechamiento de residuos agroindustriales ha impulsado la exploración de fuentes alternativas, ampliando las opciones de obtención de este biopolímero (Roman-Benn et al., 2023; Salazar Ripoll & Hincapié-Llanos, 2023).

Fuentes convencionales

Las fuentes tradicionales de pectina incluyen cáscaras de naranja, limón y toronja, así como pulpa y orujo de manzana. Estas materias primas se han consolidado como las principales fuentes comerciales debido a la eficiencia de extracción y viabilidad económica de sus procesos a escala industrial.

Fuentes no convencionales

En los últimos años, se ha incrementado el interés por la obtención de pectinas a partir de fuentes no convencionales como una alternativa al uso exclusivo de materias primas tradicionales. Estas fuentes incluyen principalmente residuos agrícolas y agroindustriales, tales como cáscaras y pulpas de frutas no aprovechadas comercialmente, así como plantas no tradicionales naturalmente ricas en pectina, entre ellas diversas especies de cactus y algunas algas marinas (de Araújo et al., 2021; Roman-Benn et al., 2023).

El aprovechamiento de estos materiales representa una estrategia sostenible, ya que contribuye a la reducción de residuos, al uso eficiente de subproductos y a la diversificación de las fuentes de extracción. Además, permite el desarrollo de procesos alternativos de obtención de pectina con menor impacto ambiental y potencial aplicación en las industrias alimentaria y farmacéutica (Herrera-Rodríguez et al., 2022).

Fuentes de extracción de pectinas



Figura 1. Clasificación de las principales fuentes de extracción de pectinas en convencionales y no convencionales, así como sus principales propiedades funcionales y biológicas. Fuente: elaboración propia.

Por otra parte, la composición química y las propiedades fisicoquímicas de las pectinas obtenidas a partir de estas fuentes pueden variar significativamente según el origen vegetal y los métodos de extracción empleados. Estas variaciones influyen directamente en parámetros como el rendimiento, el grado de esterificación, la masa molecular y el comportamiento funcional de la pectina, lo que resalta la importancia de evaluar cada nueva fuente propuesta.

Aplicaciones de las pectinas

Aplicación de la pectina en la industria alimentaria

Al ser un componente natural extraído de fuentes vegetales, las pectinas son consideradas seguras en todos los países y reconocidas por la FAO/OMS como aditivo seguro, sin ningún límite establecido para su ingesta diaria. Las principales aplicaciones alimentarias de las pectinas incluyen su uso como espesante, modificador de textura, gelificante, emulsionante y agente de recubrimiento alimentario. Aunque su uso inicial fue en el procesamiento de mermeladas y jaleas, su versatilidad ha llevado a su aplicación en una variedad de productos alimenticios, en la actualidad las pectinas son consideradas relevantes también en productos tales como bebidas, rellenos horneables para la industria panadera, confitería, conservas, productos lácteos, glaseados entre otros (Singhal & Swami Hulle, 2022).

Las tendencias actuales se centran en la modificación de pectinas para emplearlas para producir alimentos bajos en azúcar y en calorías, para lograr satisfacer las necesidades de consumidores con diversas patologías tales como la diabetes, obesidad y niveles altos de lípidos en sangre. Además de su uso como aditivo en diversos alimentos, las pectinas también son usadas en la preparación de películas y recubrimientos comestibles debido a su buena biodegradabilidad y biocompatibilidad (Yue et al., 2023). La pectina se ha vuelto esencial en una amplia gama de usos en la industria alimentaria, desempeñando roles clave como agente gelificante, espesante, encapsulante en escalas micro y nano, así como recubrimiento para frutas y verduras frescas (Roman-Benn et al., 2023).

Las pectinas con alto contenido de grupos acetilo tienen capacidad emulgente, es decir, pueden interactuar con las moléculas de agua y grasa en sistemas alimentarios, facilitando la estabilización de emulsiones aceite en agua. Además, la presencia de restos de ácido ferúlico y proteínas unidas covalentemente a su estructura también contribuye a su capacidad para formar y estabilizar emulsiones en diversos productos alimenticios. Los recubrimientos o películas elaborados a partir de pectina ofrecen una excelente barrera para preservar la calidad de los alimentos y prolongar su vida útil (Mohamed et al., 2020). En la industria alimentaria, la pectina se destaca como un excelente sustituto de grasas. Esta característica es especialmente valiosa para aquellos que buscan reducir la ingesta de calorías o grasas en

su dieta sin comprometer el sabor o la calidad de los alimentos. Al agregar pectina a una formulación, los fabricantes pueden lograr una consistencia cremosa y satisfactoria en una variedad de productos alimenticios, como productos lácteos, salsas, aderezos y postres, sin la necesidad de utilizar grandes cantidades de grasa (Chen et al., 2021). Otra aplicación en la industria alimentaria es la encapsulación de ciertas sustancias activas, como alfa-tocoferol, aceite de pescado y D-limoneno. La encapsulación consiste en recubrir estas sustancias con una capa polimérica, en este caso pectina, con el propósito de proteger el material activo de factores externos que podrían degradarlo, prolongar su vida útil y controlar su liberación (Roman-Benn et al., 2023).

Aplicación de pectina en la industria cosmética

En el campo de la industria cosmética, la pectina desempeña un papel relevante y diverso debido a sus características únicas y beneficios potenciales para la piel (Tabla 1).

Tabla 1 Principales aplicaciones de las pectinas en la industria cosmética

Aplicación de la pectina en la industria cosmética			
Aplicación	Atributo de la pectina	Producto	Referencia
Estabilizante	Capacidad para formar geles y emulsiones estables además de proporcionar una textura agradable y consistente para su aplicación en la piel.	Hidrogeles, cremas y lociones	(Ro et al., 2013; Roman-Benn et al., 2023)
Ingrediente activo	Propiedades hidratantes y humectantes, lo que ayuda a retener la humedad en la piel y mantenerla suave, flexible y con un aspecto saludable	Productos diseñados para tratar la piel seca o deshidratada	(Roman-Benn et al., 2023)
Estabilizador de emulsiones de agua en aceite	Mejorar significativamente la estabilidad del palmitato de retinilo	Sérums antienvjecimiento con contenido de retinol	(Ro et al., 2013)
Materia prima para cápsulas cosméticas	Propiedades hidratantes, así como su biocompatibilidad y biodegradabilidad, maximiza la estabilidad de algunas sustancias activas y mejora la permeabilidad de la piel.	Cápsulas de aceite corrector de arrugas, de suero facial y capilares	(Ro et al., 2013; Yue et al., 2023)

Aplicación de pectina en la agricultura

Los beneficios potenciales en la agricultura son diversos y abarcan desde la liberación controlada de pesticidas mediante sistemas basados en pectina para liberarlos de manera gradual y dirigida, hasta la nutrición de las plantas y el fitomejoramiento. Además, la pectina también puede ser utilizada como un vehículo para el suministro de nutrientes a las plantas y, por último, el fitomejoramiento implica el uso de la pectina para facilitar la entrega de materiales genéticos o compuestos bioactivos que promuevan el crecimiento, la resistencia a enfermedades y otros rasgos deseables en las plantas (Fan et al., 2021; Vega-Vásquez et al., 2020).

Aplicación de pectina en la industria farmacéutica, biomédica y biomateriales

Las pectinas han despertado un gran interés en las industrias farmacéutica, biomédica y de biomateriales. En estas áreas, se utilizan para una variedad de aplicaciones debido a su biocompatibilidad, capacidad para formar geles y películas, y su capacidad de interactuar con el cuerpo humano de manera segura (Mathew et al., 2023). Algunos ejemplos de usos se muestran en la Tabla 2.

Tabla 2 Aplicaciones de las pectinas en diversas industrias de importancia en el ámbito de salud humana

Aplicación de pectina en la industria farmacéutica, biomédica y biomateriales		
Aplicación	Descripción	Fuente
Apósitos para heridas	Son ampliamente utilizados en el cuidado de heridas, incorporan una variedad de componentes, entre ellos la pectina, la cual juega un papel crucial en la creación de una matriz que actúa como barrera contra la infiltración de agua, bacterias y oxígeno en las heridas	(Cai et al., 2022; Swetha Menon et al., 2024)
Sistemas de Administración de Fármacos	La pectina se emplea en la producción de fórmulas de liberación controlada mediante métodos como la gelificación ionotrópica y el recubrimiento de gel, al utilizar las pectinas como matriz para los medicamentos, se puede lograr una liberación controlada y sostenida del principio activo, lo que	(Kedir et al., 2022; Mathew et al., 2023)

	permite mantener niveles terapéuticos adecuados en el organismo durante un período de tiempo prolongado, además, las pectinas son biocompatibles y biodegradables.	
Nano partículas poliméricas	Estas nanopartículas pueden transportar diversos tipos de medicamentos o biomoléculas de manera efectiva. Para lograr esto, se utilizan diferentes interacciones, como la hidrofóbica, electrostática y covalente, para cargar los agentes terapéuticos en las nanopartículas las cuales facilitan la incorporación eficiente de los medicamentos en la estructura de las nanopartículas, lo que permite su administración dirigida y una liberación gradual en el lugar específico de acción.	(Kedir et al., 2022; Qu & Luo, 2021)
Hidrogeles de pectina	Estos hidrogeles son compatibles con el cuerpo humano y tienen la habilidad de liberar los medicamentos de manera controlada, lo cual es crucial para administrarlos por vía oral. Esto se debe a que protegen los medicamentos sensibles del ambiente ácido del estómago y permiten su liberación gradual en el intestino, y se emplean para liberar medicamentos de forma dirigida y sostenida en áreas específicas	(Kedir et al., 2022)
Ingeniería de tejidos	La pectina en sí misma no es adecuada como andamio para la ingeniería de tejidos debido a su rápida descomposición y al ser biodegradable hace que se desintegre rápidamente en entornos biológicos, sin embargo, se puede utilizar como parte de formulaciones o matrices combinadas para crear andamios más estables y duraderos.	(Koshy & Sangeetha, 2024)
Biotintas	La utilización de biotintas basadas en pectina para imprimir construcciones de tejidos duros, como andamios para la regeneración ósea los cuales se fabrican mediante la combinación de quitosano y pectina lo que resulta en una estructura con propiedades mecánicas y biológicas óptimas para la regeneración ósea, estos andamios presentan un mayor módulo de compresión en húmedo y una menor degradabilidad.	(Agarwal et al., 2021; Koshy & Sangeetha, 2024)

Actividad biológica de la pectina

Actividad Antioxidante de la pectina

Los radicales libres son sustancias químicas reactivas con electrones desapareados que pueden existir en formas oxidadas o reducidas y causar diversos problemas de salud. El sistema antioxidante neutraliza estos radicales libres, disminuyendo así su posible impacto negativo en el organismo. Las pectinas han atraído la atención científica por sus propiedades como biomaterial y su actividad biológica. Sin embargo, su alta masa molar limita su aplicación. En algunos estudios, se ha observado que la disminución de la masa molar de pectinas a través de ultrasonido, mejoran su actividad antioxidante (Yue et al., 2023). El ácido galacturónico es el principal componente de las pectinas y su aumento puede estar asociado con una mayor capacidad antioxidante debido a su capacidad para atrapar radicales libres y proteger contra el daño oxidativo. En estudios realizados para modificar pectinas, se ha determinado que el aumento del ácido galacturónico (AGal), la disminución del grado de esterificación (GE) y masa molecular, están asociados con una mejora en al menos el 95% de la actividad antioxidante de las pectinas, ya que estos cambios en la estructura molecular (despolimerización de las pectinas) generan fragmentos más pequeños con mayor capacidad antioxidante, los cuales interactúan más fácilmente con radicales libres (Koshy & Sangeetha, 2024).

Diversos estudios han demostrado que las pectinas obtenidas de diferentes fuentes vegetales presentan actividad antioxidante, la cual depende del origen botánico, el método de extracción y la presencia de compuestos fenólicos asociados. En la Tabla 3 se resumen algunos trabajos que reportan la actividad antioxidante de pectinas mediante diferentes métodos *in vitro*, lo que respalda su potencial funcional.

Tabla 3. Actividad antioxidante reportada para pectinas de diferentes fuentes vegetales

Fuente	Método	Concentraciones de pectina evaluadas (mg/mL)	Actividad antioxidante reportada	Referencia
Cáscara de nuez	DPPH y ABTS	0.5, 1.0, 3.0, 5.0, 8.0 y 10.0	IC ₅₀ = 5.08 ± 0.08 mg/mL (DPPH•) y 2.89 ± 0.023 mg/mL (ABTS•+)	(Dadhwal et al., 2026)
Girasol (cultivar Badami)	DPPH, ABTS y poder reductor	0.25 a 3.5	Actividad antioxidante moderada, inferior a la vitamina C pero superior a pectinas cítricas	(Ezzati et al., 2020)
Tuna <i>Opuntia robusta</i>	DPPH y ABTS	0.5	Inhibición de radicales DPPH• (64.43–76.92 %) y ABTS•+ (41.28–54.82 %), dependiendo del grado de metoxilación	(Mota et al., 2020)
Cladodios <i>Opuntia ficus-indica</i>	DPPH	2	95.56 % de inhibición de los radicales	(Zamboi et al., 2024)
Tuna <i>Opuntia albicarpa</i>	DPPH y ABTS	4	DPPH•: 25.79 % (CABA 01) y 22.85 % (CABA 02). ABTS•+: 50.43 % (CABA 01) y 47.83 % (CABA 02);	(Burgos González, 2023)

ABTS: ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico); DPPH: 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo; IC₅₀: concentración inhibitoria media.

Actividad antimicrobiana de la pectina

Diversos estudios han reportado que las pectinas y los oligosacáridos pécticos derivados de su hidrólisis presentan actividad antimicrobiana frente a distintos microorganismos patógenos; sin embargo, el número de investigaciones disponibles aún es limitado, por lo que se continúa explorando su potencial actividad biológica. Esta actividad ha despertado interés por su posible aplicación como alternativa natural en la conservación de alimentos y en el desarrollo de agentes antimicrobianos.

En la Tabla 4 se resumen los principales trabajos que abordan la actividad antimicrobiana de pectinas o polisacáridos pécticos. Como se observa en la Tabla 4, la pectina extraída de cáscara de nuez mostró una inhibición elevada frente a *Staphylococcus aureus* y *Pseudomonas aeruginosa*, con porcentajes de inhibición cercanos al 94–96 % a concentraciones de 200 mg/mL, evidenciando un efecto dosis-dependiente (Sindhu et al., 2024). De manera similar, los oligosacáridos de pectina obtenidos de semilla de melón presentaron concentraciones mínimas inhibitorias de 25 mg/mL para *Escherichia coli* y 50 mg/mL para *S. aureus*, además de provocar daño estructural en la membrana celular, confirmado mediante microscopía electrónica y citometría de flujo (Gao et al., 2023).

Por otro lado, los polisacáridos purificados de *Lygodium japonicum* exhibieron una actividad antimicrobiana dependiente de la concentración, siendo más efectivos contra levaduras como *Hansenula anomala* y *Candida albicans*, así como contra mohos como *Aspergillus oryzae* y *Penicillium chrysogenum*, mientras que su efecto fue menor frente a bacterias (Li et al., 2006). En el caso de los polisacáridos solubles en agua de la piel del frijol mungo, se reportó una actividad antibacteriana moderada contra bacterias Gram positivas y Gram negativas, sin observarse inhibición significativa contra hongos filamentosos (Jiang et al., 2020).

Asimismo, el polisacárido de *Tetrastigma hemsleyanum*, una planta medicinal tradicional china, caracterizado por un alto contenido de ácidos urónicos y monosacáridos como galactosa y manosa, mostró una inhibición significativa sobre *E. coli*, aunque con efecto limitado frente a *S. aureus*, lo que sugiere una selectividad dependiente de la composición estructural del polisacárido. A través de metabolómica basada en HPLC/MS se exploró el mecanismo antimicrobiano del polisacárido, evidenciando que este interfiere en la

conversión de fructosa-6-fosfato a fructosa-1,6-difosfato en la etapa inicial de la glucólisis de *E. coli* (Chen et al., 2019).

En conjunto, estos resultados indican que la actividad antimicrobiana de las pectinas y polisacáridos está estrechamente relacionada con su composición química, particularmente con el contenido de ácidos urónicos, el grado de metoxilación y la masa molecular. Diversos autores señalan que dichas características estructurales influyen en la interacción de estos biopolímeros con las membranas microbianas, favoreciendo mecanismos como la alteración de la permeabilidad celular o la interacción de pectinas (principalmente de bajo grado de esterificación) con células calciformes para potenciar la secreción de mucosidad y evitar la adhesión de microorganismos patógenos. Otros posibles mecanismos están relacionados con interferencias en la generación de ATP de las células microbianas, la activación de la respuesta inmune (la cual depende de la masa molecular, grado de esterificación y cadenas del RG-I) o la estimulación del crecimiento de bacterias probióticas las cuales producen ácidos grasos de cadena corta que disminuyen el pH del intestino e inhiben el crecimiento de bacterias como *E. coli*, *Salmonella* o *Clostridium perfringens*. (Kumar & Tingirikari, 2023).

En consecuencia, la evidencia resumida en la Tabla 4 respalda el potencial de las pectinas como agentes antimicrobianos naturales y justifica la exploración de nuevas fuentes vegetales, como el xoconostle, para su aplicación en sistemas alimentarios y biomédicos.

Tabla 4 Actividad antimicrobiana de polisacáridos pécticos de diversas fuentes, características y principales hallazgos

Pectina / polisacáridos	Características químicas de pectinas o polisacáridos	Microorganismos Evaluados	Método de evaluación	Resultados principales	Referencia
Pectina de cáscara de nuez	GE: 59.88±0.28% ácido galacturónico: 76.03 ± 0.7% Mw: 576.99 ± 7.63	<i>Staphylococcus aureus</i> (MTCC 96) <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (MTCC 424)	Microdilución en caldo (20 a 200 mg/mL)	Inhibición del 95.80 ± 0.28% del crecimiento microbiano de <i>P. aeruginosa</i> y 93.08 ± 0.18% de <i>S. aureus</i> con 200 mg/mL de pectina	(Sindhu et al., 2024)
Pectina de cáscara de tuna (<i>Opuntia albicarpa</i>)	Pectinas de bajo metoxilo; presencia de galactosa, arabinosa, ramnosa y glucosa; Mw: 241 ×10 ³ g/mol, contenido de ácido ferúlico (0.31%)	<i>Listeria monocytogenes</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Shigella flexneri</i> , <i>Salmonella</i> sp., <i>Pseudomonas aeruginosa</i> y <i>Candida parapsilosis</i>	Ensayos de inhibición con microplaca y permeación de membrana	Inhibición del crecimiento de bacterias Gram positivas, Gram negativas y levaduras, lo que sugiere potencial como agente antimicrobiano natural	(Burgos González, 2023)
Polisacárido de <i>Tetrastigma hemsleyanum</i> (TP)	Galactosa (23.87%), manosa (17.44%) y ácidos urónicos (27.73% en conjunto), glucosa (9.58%), arabinosa (10.13%), ramnosa (6.62%), xilosa (2.25%), fucosa (1.65%) y ribosa (0.10%)	<i>E. coli</i> , <i>S. aureus</i>	Ensayo in vitro / Metabolómica HPLC/MS	Inhibición significativa de <i>E. coli</i> ; efecto limitado sobre <i>S. aureus</i> ; acción no osmótica. TP limita la producción de energía en <i>E. coli</i> , lo cual se sustenta en los procesos de glucólisis y gluconeogénesis.	(Chen et al., 2019)

Polisacáridos solubles en agua de la piel del frijol mungo (PM).	Altos contenidos de azúcares neutros (56.74–63.43 %), ácidos urónicos (25.83–29.95 %). Azúcares neutros predominantes: glucosa, arabinosa, galactosa y ramnosa. Masas moleculares de 139 y 208 kDa.	<i>S. typhimurium</i> (ATCC 13311), <i>Shigella sonnei</i> (ATCC 25931), <i>E. coli</i> (O157:H7); Gram positivos: <i>S. aureus</i> (CMCC 26001), <i>B. subtilis</i> (CMCC 63501), <i>Penicillium italicum</i> (CFCC 81355) y <i>Penicillium digitatum</i> (ACCC 30389)	Ensayo <i>in vitro</i> , difusión en agar, usando discos de papel filtro estériles (diámetro, 6 mm) inyectados con soluciones de PM (2.5 y 5 mg/mL).	Actividad antibacteriana moderada contra bacterias Gram positivas (<i>B. subtilis</i> , <i>S. aureus</i>) y Gram negativas (<i>S. typhimurium</i> , <i>S. sonnei</i>) sin actividad observada contra mohos	(Jiang et al., 2020)
Oligosacáridos de pectina de semilla de melón (OPM)	Pentagosacárido compuesto de 2 unidades de ácido galacturónico, una unidad de glucosa, una arabinosa y una xilosa. Bajo grado de esterificación.	<i>E. coli</i> , <i>S. aureus</i>	Halos de inhibición, CMI, curva de crecimiento, Microscopía electrónica de barrido (MEB) y citometría de flujo (CF)	CMI de 25 g/L para <i>E. coli</i> y 50 g/L para <i>S. aureus</i> ; inhibición observada desde etapas tempranas; MEB confirmó daño estructural celular, fueron observadas membranas celulares contraídas, por lo tanto, se afectó la permeabilidad de la membrana. CF demostró apoptosis o necrosis de las bacterias en la fase tardía de su crecimiento en presencia de los OPM.	(Gao et al., 2023)
Oligosacáridos de pectina de arándano azul	Azúcares predominantes: galactosa, arabinosa, ramnosa, ácido galacturónico., con una proporción mayoritaria del	<i>E. coli</i> (ATCC 25922) <i>S. aureus</i> (ATCC 25923)	CMI / CMB, recuento en placa; tinción STYO9-PI; MEB	CMI de 2.5 a 5 mg/mL para <i>S. aureus</i> ; y 2.5 mg/mL para <i>E. coli</i> . Por el método de cuenta en placa se verificó inhibición del 25– al 40 % para <i>E. coli</i> (10^7 UFC) y 27 a 38 % para <i>S. aureus</i> (10^7 UFC). Se	(Qiao et al., 2024)

	dominio ramnogalacturonano I (67.35–93.50 %). Masas moleculares: 90 a 1223 kDa.			asume daño a membrana e incremento de su permeabilidad. Los polisacáridos con menor masa molecular presentaron mayor actividad antimicrobiana.	
Polisacárido de <i>Cordyceps cicadae</i>	Polisacárido hidrosoluble	<i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Bacillus subtilis</i> , <i>Salmonella paratyphi</i> y <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Método de copa de Oxford y halos de inhibición	Actividad antibacteriana significativa contra <i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Bacillus subtilis</i> , <i>Salmonella paratyphi</i> y <i>Pseudomonas aeruginosa</i> . La actividad bactericida se asume debida al daño en la membrana celular, incrementando la permeabilidad.	(Zhang et al., 2017)

CMI: concentración mínima inhibitoria. CMB: concentración mínima bactericida. MEB: microscopía electrónica de barrido.

Actividad prebiótica de la pectina

La pectina, al contener oligosacáridos no digeribles, se considera una fuente potencial de prebióticos. Estos oligosacáridos derivados de la pectina (POS) tienen la capacidad de resistir la digestión gástrica y la absorción intestinal, lo que les permite fermentarse por la microflora intestinal. Esta actividad prebiótica de la pectina se centra en su capacidad para estimular el crecimiento y la actividad de bacterias saludables en el intestino, al servir como sustrato preferido para su metabolismo (del Amo-Mateos et al., 2024). La pectina de bajo metoxilo (LMP) tiene propiedades prebióticas, lo que significa que puede promover el crecimiento de bacterias beneficiosas en el intestino, estas pectinas son preferiblemente digeridas por el microbioma intestinal y mejoran el crecimiento de especies de *Bifidobacterias* y *Bacteroides*. Por otra parte, las pectinas de alto metoxilo (HMP) no mejoran el crecimiento de bacterias probióticas, el aumento de bacterias probióticas en presencia de LMP se atribuye a la liberación de enzimas como pectato liasas, acetilasas y esterasas de metilo por parte de las bacterias probióticas, que hidrolizan las moléculas de LMP más rápido en comparación con HMP en condiciones *in vitro* e *in vivo*. Además, las LMP con cadenas laterales en el dominio ramnogalacturonano I (RG-I) con arabinano, galactano, oligoarabinosa y galactósidos estimulan el crecimiento de especies de *Bifidobacterias* (Kumar & Tingirikari, 2023).

***Opuntia* spp.**

México es reconocido como el centro más importante de diversidad del género *Opuntia*, con una extraordinaria riqueza de variantes de esta planta. El proceso de domesticación ha llevado al desarrollo de características mejoradas en las tunas, que son altamente apreciadas por su sabor y calidad (Rodríguez-Hernández & Chavarría-Hernández, 2021). De acuerdo con datos de la Dirección General del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (DGSIAP) en México, la cosecha de tuna es una actividad extendida que abarca dieciséis entidades (figura 2), entre las que se incluyen Aguascalientes, Baja California Sur, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz y Zacatecas. Sin embargo, para el año 2024 Estado de México y Puebla fueron los principales productores del país, destacándose con 154,331 toneladas y 105,640 toneladas, respectivamente, lo que en conjunto representa el

54% del total nacional, en la producción mexicana se encuentran al menos ocho variedades de tunas, entre las que se incluyen la alfajayucan, amarilla, blanca burrón, blanca cristalina, criolla, roja y el xoconostle (Dirección General del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (DGSIAP), 2024). Aunque el consumo fresco es predominante, se han encontrado formas de agregar valor a sus productos mediante la elaboración de mermeladas, conservas, licores, miel, almíbar, jugos y otros derivados. Actualmente existe un interés creciente por parte de los científicos y tecnólogos de alimentos en las plantas de *Opuntia* spp., ya que estas plantas son una fuente rica en nutrientes y compuestos bioactivos como fibras, vitamina C, compuestos fenólicos, vitamina E, aminoácidos, minerales y pigmentos naturales como las betalaínas. Se cree que los fitoquímicos presentes en las opuntias tienen propiedades beneficiosas para la salud, como ser anti-ateroscleróticas, antioxidantes, anticancerígenas y hepatoprotectoras. Por lo tanto, tanto el consumo de las frutas de *Opuntia* frescas como procesadas pueden ofrecer una serie de beneficios para la salud. Además, el procesamiento de estas frutas genera una gran cantidad de subproductos, como la cáscara, la pulpa y las semillas, que aún conservan una alta concentración de compuestos bioactivos (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP], 2019).



Figura 2 Distribución geográfica de las principales regiones productoras de tuna (*Opuntia* spp.) en México. Elaboración propia con base en información obtenida de la DGSIAP.

Xoconostle (*Opuntia* spp.)

El xoconostle es el fruto ácido de diversas especies del género *Opuntia*, un grupo de cactáceas que comprende alrededor de 1500 especies distribuidas principalmente en regiones áridas y semiáridas de América, África y la cuenca del Mediterráneo. El xoconostle se caracteriza por su sabor marcadamente ácido, lo que ha limitado históricamente su consumo y comercialización, a pesar de su elevado valor nutricional y funcional (Arias-Rico et al., 2020).

En México, el xoconostle crece principalmente en zonas áridas y semiáridas y forma parte de la biodiversidad vegetal nativa, para el año 2024 la producción de xoconostle en México fue de 8,217.72 toneladas (Dirección General del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (DGSIA), 2024). Tradicionalmente, su consumo se ha restringido a preparaciones culinarias específicas, como salsas y platillos regionales, debido a su acidez, a las dificultades en su manejo postcosecha y al desconocimiento de su potencial. Como consecuencia, este fruto ha sido subutilizado, a pesar de representar una fuente importante de compuestos bioactivos (Hernández-Fuentes et al., 2015).

Estudios realizados en el Valle del Mezquital, Hidalgo, han demostrado que los xoconostles silvestres presentan mejores parámetros de calidad en comparación con los cultivados, incluyendo mayor contenido de fibra, proteína, sólidos solubles y minerales esenciales como potasio, calcio y magnesio. Estas características permiten considerar al xoconostle como un alimento con potencial nutracéutico y como un ingrediente funcional para la industria alimentaria (Madriral-Santillán et al., 2022).

Diversos estudios han señalado que el consumo de xoconostle se asocia con efectos hipoglucémicos, hipocolesterolémicos y antihiperlipidémicos, lo que refuerza su interés como ingrediente funcional. No obstante, únicamente el mesocarpio del fruto, que representa aproximadamente el 70% del total, es considerado tradicionalmente como la parte comestible, mientras que la cáscara y las semillas suelen descartarse, a pesar de que estas fracciones también contienen compuestos bioactivos de interés (Arias-Rico et al., 2020).

Compuestos bioactivos del xoconostle

Desde el punto de vista nutricional, el xoconostle se caracteriza por un alto contenido de carbohidratos, principalmente en forma de fibra dietética, así como por la presencia de azúcares solubles y ácidos orgánicos, entre los cuales el ácido cítrico es uno de los componentes predominantes. La elevada proporción de fibra dietética confiere al fruto diversas propiedades funcionales, como la capacidad de retención de agua y la formación de geles, las cuales se asocian con efectos fisiológicos benéficos, incluyendo la regulación del metabolismo de lípidos y glucosa. En particular, la pulpa de xoconostle presenta un contenido apreciable de fibra dietética, destacando la fracción soluble, compuesta por polisacáridos como pectinas y mucílagos, cuyo contenido tiende a incrementarse conforme avanza el proceso de maduración del fruto (Morales et al., 2012).

Diversos estudios muestran que, además del mesocarpio comestible, los subproductos del xoconostle como la piel y el mucílago contienen importantes compuestos bioactivos. En *Opuntia joconostle*, se han reportado altos niveles de tocoferoles en el epicarpio, así como ácidos orgánicos—destacando el cítrico y linoleico en el endocarpio—y flavonoides con propiedades antioxidantes (Morales et al., 2014). El xoconostle (*Opuntia* spp.) posee abundantes compuestos fenólicos y ácido ascórbico, responsables de su elevada capacidad antioxidante, confirmada por valores altos en fenoles totales y actividad neutralizadora de radicales libres (Morales et al., 2012; Arias-Rico et al., 2020). Los polifenoles, flavonoides y fibra dietética presentes están vinculados con efectos antioxidantes y antimicrobianos, generando interés para su estudio en diversas fracciones del fruto. En la Tabla 5 se muestran algunos estudios en donde se destaca la actividad biológica del fruto o partes de este. Sin embargo, no se encontraron reportes sobre el estudio de la funcionalidad de polisacáridos pécticos de xoconostle.

Tabla 5 Actividad biológica representativa de frutos de xoconostle (*Opuntia* spp.)

Variedad	Actividad biológica	Características	Fuente
<i>Opuntia matudae</i> (Frutos)	Antimicrobiana contra <i>E. coli</i> O157:H7	La fracción líquida del fruto de xoconostle mostró efecto inhibitor significativo a concentraciones del 4, 6 y 8 % (v/v) y un efecto inhibitor completo al 10 % (v/v), después de 8 h de incubación a 37 °C en medio BHI.	(Hayek & Ibrahim, 2012)
<i>Opuntia matudae</i> Sheinvar (Fruto)	Actividad antidiabética	Reducción del pico de glucosa posprandial en un 43.1 % en ratones sanos y disminuyó la glucosa sanguínea en un 34.3 % tras 28 días de tratamiento en ratones con diabetes inducida cuando se usaron extractos acuosos de xoconostle los cuales contenían ácidos fenólicos, flavonoles y betalainas.	(González-Cortazar et al., 2022)
<i>Opuntia joconostle</i> (Cáscara)	Actividad hipolipidémica	Extractos acuosos y etanólicos crudos y extracto acuoso tostado (200 mg/kg), de la piel del xoconostle disminuyeron significativamente la dislipidemia inducida por tyloxapol (400 mg/kg) en ratas.	(Pérez-Ramírez et al., 2024)

Polisacáridos pécticos de frutos de *Opuntia*

El género *Opuntia* han sido evaluado como fuente de polisacárido, los estudios han revelado que *O. ficus-indica* es la especie más comúnmente evaluada para este propósito. Los rendimientos de extracción de pectina de los frutos de *Opuntia* generalmente oscilan entre el 0.12% y el 16.2% (Rodríguez-Hernández & Chavarría-Hernández, 2021) lo que es inferior a otros materiales como la cáscara de cítricos o el orujo de manzana. Los métodos de extracción convencionales involucran ácidos minerales u orgánicos, altas temperaturas y tiempos prolongados, pero recientemente se ha observado una tendencia hacia técnicas de procesamiento emergentes como la extracción por microondas o ultrasonido, que pueden

aumentar los rendimientos y reducir el tiempo y el consumo de energía. Sin embargo, se destaca la necesidad de optimizar y estandarizar estas técnicas de acuerdo con el material vegetal utilizado debido a la influencia de las condiciones de extracción en las propiedades funcionales de las pectinas.

Se han aislado pectinas de la cáscara de tuna *Opuntia albicarpa* Scheinvar y del xoconostle *Opuntia matudae*. Estas pectinas mostraron un alto contenido de ácido galacturónico, con valores del 65.23% y 75.72% (w/w) para la pectina de tuna (PP) y la pectina de xoconostle (XP), respectivamente, también presentaron un contenido importante de proteínas, con valores del 10.82% y 2.58% para PP y XP, respectivamente y grados de metoxilación y acetilación de 26.83% y 21.83% para PP, y 45.62% y 4.94% para XP. Las pectinas extraídas presentaron masas moleculares promedio de 204.08 kDa y 161.73 kDa para PP y XP, respectivamente (Morales-Martínez et al., 2018).

En relación con la actividad biológica, se ha reportado que las pectinas de frutos de *Opuntia* presentan propiedades antioxidantes y potenciales efectos bioactivos. Por ejemplo, algunas fracciones de pectina de *Opuntia albicarpa* han mostrado actividad antioxidante mediante la captura de radicales libres como el DPPH y ABTS, además de mostrar actividad antimicrobiana contra algunas bacterias Gram positivas y Gram negativas (Burgos González, 2023). En conjunto, estos estudios evidencian que las pectinas de frutos de *Opuntia* presentan una composición y estructura compleja que influye directamente en sus propiedades funcionales y biológicas. Sin embargo, aún existe una brecha en la literatura científica respecto a la relación entre la estructura de las pectinas extraídas específicamente de xoconostle y su actividad biológica, así como su potencial aplicación, lo que resalta la importancia de continuar investigando este recurso.

Justificación

Los polisacáridos pécticos extraídos de diversas fuentes han surgido como un área de estudio prometedora debido a su potencial en múltiples áreas, que abarcan desde la industria alimentaria hasta la medicina. Sin embargo, en el campo de la investigación sobre los polisacáridos de origen natural, los provenientes de los frutos del xoconostle han sido poco estudiados en comparación con otras fuentes vegetales. La limitada disponibilidad de investigaciones específicas sobre los polisacáridos del xoconostle constituye un obstáculo relevante para el diseño de estrategias orientadas a su aprovechamiento. La ausencia de información detallada acerca de la composición molecular, las propiedades fisicoquímicas y la actividad biológica de estos compuestos dificulta su evaluación y aplicación en productos y procesos innovadores. Los polisacáridos pécticos extraídos de frutos como el xoconostle presentan particular interés, dado que esta especie destaca por su resistencia a condiciones climáticas extremas y su adaptabilidad a suelos áridos, lo cual la convierte en una fuente sostenible y económicamente viable de polisacáridos. Además, los polisacáridos del xoconostle pueden diferir en composición y estructura con respecto a otras fuentes vegetales, lo que les confiere propiedades únicas y beneficiosas para diversas aplicaciones. Se ha sugerido que ciertos componentes del xoconostle presentes tanto en la pulpa como en la cáscara podrían tener propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, lo que los hace interesantes y dignos de atención. Esta combinación de resistencia y posibles beneficios para la salud posiciona al xoconostle como una valiosa fuente de polisacáridos funcionales.

El análisis de los polisacáridos presentes en el xoconostle presenta implicaciones científicas y de salud, además de generar repercusiones socioeconómicas relevantes. Estos compuestos pueden contribuir a la diversificación económica de las regiones dedicadas al cultivo de xoconostle. La promoción de cultivos locales y sostenibles favorece la conservación de la biodiversidad y el mantenimiento de los ecosistemas. Asimismo, la utilización de polisacáridos naturales en las industrias alimentaria y farmacéutica puede impulsar prácticas de producción más ecológicas y sostenibles. Esta investigación permitirá explorar nuevas aplicaciones de los polisacáridos del xoconostle en áreas como la biotecnología y la alimentación funcional, por lo que podría tener un impacto significativo en los ámbitos científico, socioeconómico y ecológico.

Hipótesis

Los polisacáridos pécticos extraídos y purificados a partir de los frutos de xoconostle (*Opuntia* spp.), tendrán composición química macromolecular distintiva de pectinas de bajo grado de metil esterificación. Además, esos polisacáridos presentarán actividad biológica relevante, manifestada en su capacidad antioxidante y antimicrobiana frente a bacterias y levaduras patógenas de interés en seguridad alimentaria.

Objetivos

Objetivo General

Caracterizar las propiedades fisicoquímicas, macromoleculares y biológicas de los polisacáridos pécticos extraídos del fruto de xoconostle (*Opuntia* spp.), con el fin de analizar su potencial actividad biológica y establecer la relación existente entre dicha actividad y su estructura molecular.

Objetivos específicos

- Extraer y purificar polisacáridos pécticos de frutos de xoconostle, para su evaluación química y funcional.
- Evaluar las propiedades macromoleculares (masa molar, pK_a, propiedades de flujo) de los polisacáridos pécticos extraídos de xoconostle (*Opuntia* spp.).
- Determinar la composición química de los polisacáridos pécticos extraídos de xoconostle (*Opuntia* spp.), a través de técnicas de espectroscopia UV-VIS e infrarrojo y HPLC.
- Evaluar la actividad antioxidante y antimicrobiana de polisacáridos pécticos de xoconostle, a través de técnicas clásicas.

Materiales y métodos

Se trabajó con xoconostle (*Opuntia* spp.) el cual se muestra en la figura 3 obtenido del ejido de San Sebastián, Estado de México (19.6556980, -98.8478310). El fruto se caracterizó morfológicamente y se usó para la obtención de polisacáridos pécticos.



Figura 3 Xoconostle (*Opuntia* spp.): planta, frutos enteros, corte transversal del fruto y ubicación del sitio de recolección en el ejido de San Sebastián, Estado de México.

Extracción de polisacáridos pécticos de frutos de xoconostle

Se siguió la técnica estandarizada por nuestro grupo de investigación (Rodríguez-Hernández & Chavarría-Hernández, 2021). Se utilizó una relación de 1:3 entre la cantidad de cáscara de xoconostle y el volumen de solvente. Se utilizó 1 kg de xoconostle en trozos previamente escaldado y una solución acuosa de ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) al 1% como agente quelante de calcio. El proceso se realizó en una sola etapa, colocando el xoconostle en trozos en un tanque de vidrio enchaquetado con recirculación continua a 70 °C. El tanque se usó con 3 L de solución de EDTA durante 2 horas con agitación constante de 250 rpm. Al finalizar el tiempo, se hizo la separación del material sólido y líquido mediante filtración con lienzo de organza. El material sólido se desechó, mientras que la fase líquida, una vez fría, se suspendió en etanol frío de 96° v/v con relación 1:1 durante una noche para separar los polisacáridos pécticos. Una vez separados, se recuperaron por medio de filtración y se sometieron a secado en una estufa de secado convectivo a 40°C por 12 horas. La descripción del proceso de extracción se muestra en la figura 4.



Figura 4 Proceso experimental de extracción de polisacáridos pécticos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Purificación de polisacáridos pécticos de frutos de xoconostle

La purificación de los polisacáridos pécticos se realizó con el método descrito por Lira-Ortiz y colaboradores (2014), con ligeras modificaciones (figura 5). Se preparó una solución acuosa al 0.5% de los polisacáridos pécticos, la cual se mantuvo 24 h a 45 °C en una parrilla con agitación magnética. Posteriormente, la dispersión obtenida se enfrió a temperatura ambiente para centrifugarla a 6000 rpm por 30 min a 4 °C, separando el sobrenadante por decantación y desechando el residuo (impurezas no solubles). El sobrenadante se precipitó en 2 volúmenes de etanol frío acidificado (pH 3) y se dejó en reposo durante toda la noche. Posteriormente, se recuperó por filtración y se lavó con etanol potable al 96%. La pectina se sometió a secado en horno de convección a 40 °C hasta eliminar totalmente el etanol. El polvo obtenido se trituró y tamizó (malla 60).

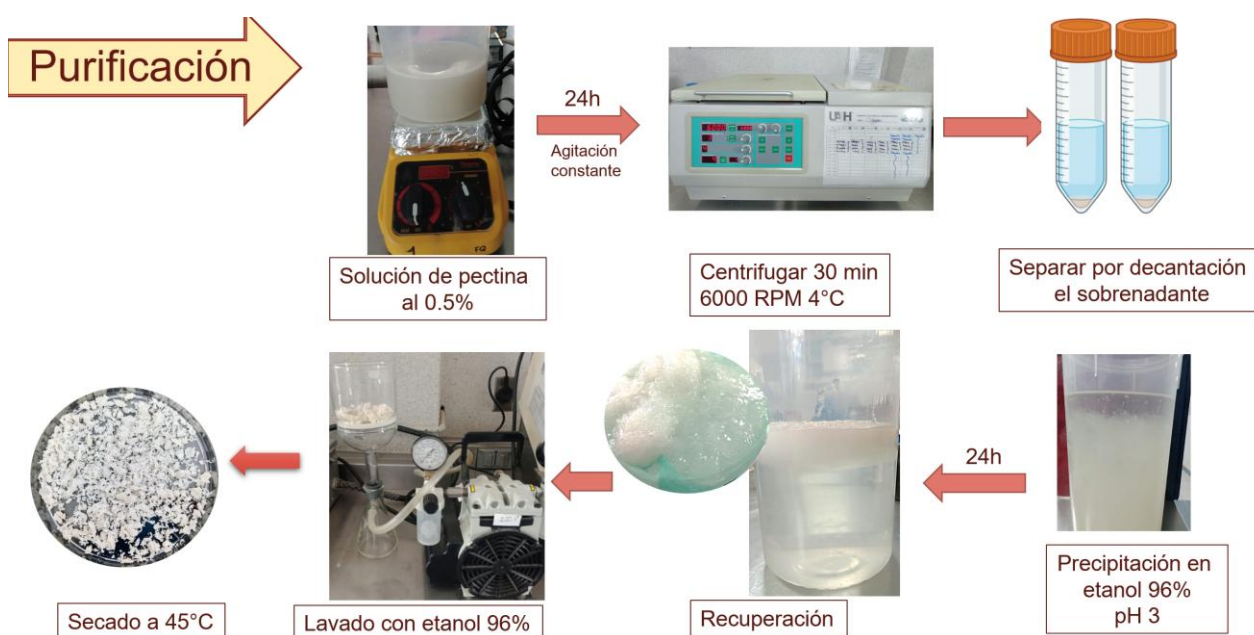


Figura 5 Proceso experimental de la purificación de polisacáridos pécticos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Posterior a la purificación se llevó a cabo el proceso de diálisis (figura 6) de los polisacáridos pécticos. Estos se disolvieron en agua desionizada (0.5% p/v). La solución se colocó en membranas de celulosa para diálisis (corte molecular 10 – 12 kDa) previamente hidratadas y estas se colocaron en recipientes con agua desionizada bajo agitación suave durante 48 h, con

recambios periódicos del medio de diálisis, con el fin de eliminar sales, compuestos de bajo peso molecular y restos de reactivos. Posteriormente, la solución dializada fue recuperada y sometida a precipitación mediante la adición de etanol al 96% a 4 °C durante 12 h. El precipitado obtenido se recuperó por decantación y se secó en estufa a 45 °C hasta peso constante, obteniéndose pectina clarificada.

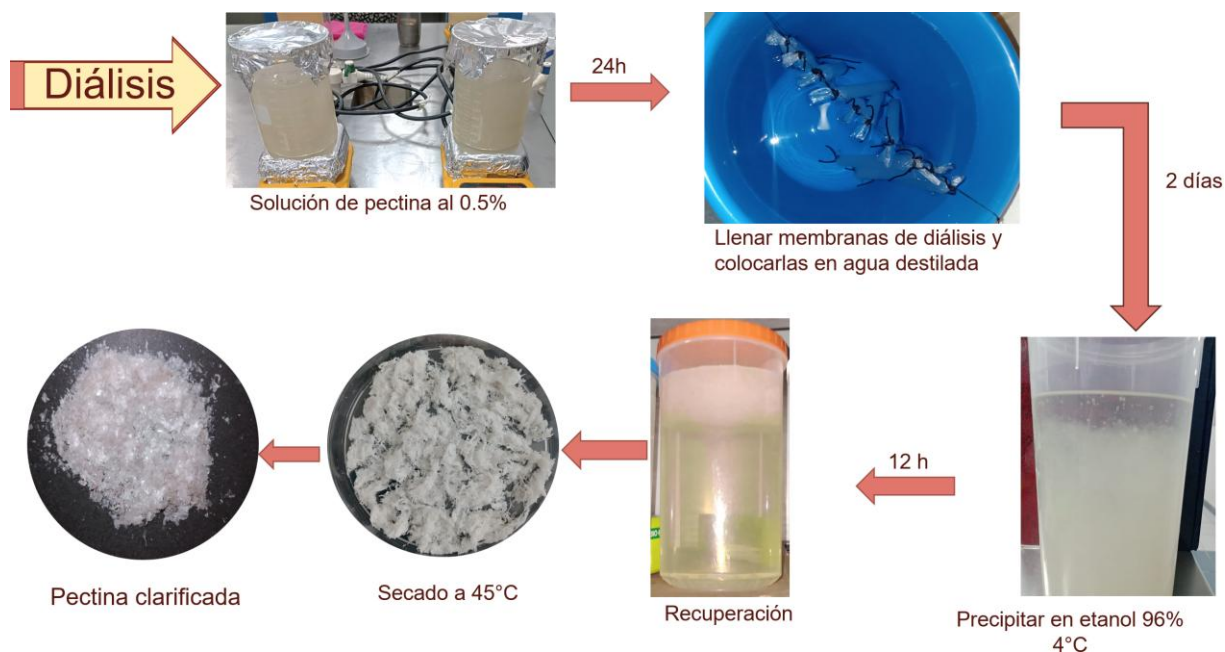


Figura 6 Proceso de diálisis de polisacáridos pécticos de xoconostle.

Identificación de grupos funcionales por espectroscopía de infrarrojo con transformada de Fourier (FT-IR).

Se llevó a cabo la identificación de grupos funcionales del polisacárido de xoconostle utilizando un espectrofotómetro de infrarrojo con transformada de Fourier (FT-IR) (Cary 630, Agilent Technologies Inc., EE. UU.) con un accesorio de reflectancia total atenuada (ATR). La muestra se examinó en un rango de números de onda de 4000 a 650 cm^{-1} con 32 escaneos y una resolución de 4 cm^{-1} . La adquisición de datos y el procesamiento de los espectros se realizó utilizando los programas Resoluciones Pro® y MicroLab® (Agilent Technologies Inc., EE. UU.). De igual manera, el grado de esterificación de los polisacáridos

pécticos se obtuvo mediante el uso de FT-IR con la técnica propuesta por (Alba et al., 2018) para obtener el porcentaje del grado de esterificación (GE), usando la ecuación 1:

$$\%GE = \frac{A_{C=O}}{A_{C=O} + A_{COO^-}} 100 \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde: GE= grado de esterificación; $A_{(C=O)}$ = área del pico en 1740 cm^{-1} correspondiente a grupos C=O; A_{COO^-} = área del pico en 1600 cm^{-1} correspondiente a grupos COO^- .

Determinación de ácido galacturónico

La identificación del ácido galacturónico en el polisacárido de xoconostle (PX) se llevó a cabo utilizando el procedimiento descrito por Filisetti-Cozzi & Carpita (1991) como se indica en la figura 7. Se prepararon soluciones acuosas de PX con una concentración de 0.04 mg/mL. Se dispusieron 200 μL de estas soluciones en tubos de vidrio, a los cuales se agregaron 20 μL de ácido sulfámico-sulfamato de potasio (CAS: 5329-14-6) 4 M. Luego, se incorporaron 1.2 mL de tetraborato de sodio (CAS: 1303-96-4) 0.075 M en H_2SO_4 concentrado, y se agitó vigorosamente la mezcla durante 30 s. Cada tubo se sumergió en un baño de hielo durante 1.5 minutos y, posteriormente, todos los tubos con las muestras y los reactivos se calentaron en un baño María a ebullición por 20 min. Al concluir, se enfriaron en un baño de hielo durante 30 s y luego a temperatura ambiente. Una vez enfriados, se añadieron 40 μL de metahidroxidifenil (CAS: 580-51-8) al 0.15% en 0.5% de NaOH a cada tubo y se agitaron vigorosamente durante 30 s. La absorbancia de cada muestra se midió en un espectro Uv-Vis (Thermo Sci) a una longitud de onda de 525 nm, exactamente 4 minutos después de la adición del reactivo metahidroxidifenilo. Se preparó un blanco de reactivos que se sometió al mismo tratamiento y se llevó a cabo en paralelo con los tubos de muestra. Además, se construyó una curva de calibración utilizando ácido galacturónico (CAS: 25990-10-7) en concentraciones que oscilaron entre 0 y 100 mg/L y todas las determinaciones se realizaron por triplicado.



Figura 7 Proceso de determinación de ácido galacturónico

Determinación de ácido ferúlico

El contenido de ácido ferúlico se determinó siguiendo la metodología propuesta por Karnik et al. (2016), utilizando un espectro UV-Vis (Thermo Sci). Se prepararon 5 mL de solución de pectina al 0.3% y se midió su absorbancia a 310 nm. Se realizó una curva estándar de ácido ferúlico con concentraciones de 3, 6, 9, 12 y 15 µg/mL, empleando ácido transferúlico estándar (CAS: 537-98-4).

Determinación de fenoles totales

La determinación de fenoles totales se llevó a cabo con el método de Folin Ciocalteu, siguiendo la metodología descrita por Atak et al. (2024) con ligeras modificaciones. Se

tomaron 50 μL de pectina a una concentración de 4 mg/mL y se mezclaron con 250 μL del reactivo de Folin-Ciocalteu (CAS 12111-13-6.) al 0.2 N. Posteriormente, la mezcla se aforó a 2.5 mL con agua destilada y se añadieron 750 μL de Na_2CO_3 al 7 %. Las muestras se incubaron durante 2 h a temperatura ambiente, y la absorbancia se midió a 725 nm utilizando un espectro UV-Vis (Thermo Sci). El ácido gálico (CAS: 149-91-7) se utilizó como patrón de referencia, y los resultados se expresaron como miligramos de equivalentes de ácido gálico por gramo de polisacárido péctico de xoconostle ($\text{mg}_{\text{GAE}}/\text{g}_{\text{PX}}$). Todas las determinaciones se realizaron por triplicado.

Determinación de pK_a

La determinación del pK_a del polisacárido péctico de xoconostle (PX) se llevó a cabo mediante un método potenciométrico, siguiendo la metodología propuesta por Rivera-Hernández et al. (2023). Se emplearon 10 mL de soluciones de PX a una concentración de 0.5 mg/mL, las cuales fueron agitadas previamente durante 24 h. A cada muestra se le adicionaron incrementos de 10 μL de NaOH 0.1 N y, tras cada adición, se registró el pH hasta alcanzar un valor de 10, utilizando un potenciómetro digital de la marca Hanna Instruments.

Los datos de pH obtenidos se graficaron en función del volumen de NaOH añadido. Asimismo, se calcularon y representaron las funciones $\Delta\text{pH}/\Delta\text{V} = f(\text{V})$ y $\Delta(\Delta\text{pH}/\Delta\text{V}) = f(\text{V})$, correspondientes a la primera y segunda derivada de la curva de valoración, respectivamente. Estas aproximaciones permitieron una determinación más precisa del pK_a de PX. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado.

Determinación de monosacáridos

La composición de monosacáridos del polisacárido péctico de xoconostle (PX) se determinó mediante cromatografía de líquidos de alto desempeño (HPLC), siguiendo la metodología descrita por Burgos González (2023). El análisis se realizó en un sistema Agilent Technologies 1260 Infinity equipado con detector de índice de refracción (RID) y una columna Aminex HPX-87P (Bio-Rad). Las condiciones cromatográficas incluyeron un

volumen de inyección de 20 μL , flujo de 0.6 mL/min, fase móvil constituida por agua ajustada a pH 5.5, temperatura de columna de 85 $^{\circ}\text{C}$ y temperatura del detector de 85 $^{\circ}\text{C}$. Para la hidrólisis ácida de PX, la muestra se trató con ácido trifluoroacético (TFA) 2 M a 121 $^{\circ}\text{C}$ durante 6 h. Posteriormente, el hidrolizado se concentró en un equipo SpeedVac y se realizaron resuspensiones sucesivas con agua desionizada para eliminar residuos de TFA. Finalmente, la muestra se filtró a través de una membrana de 0.45 μm y se transfirió a un vial ámbar para su análisis cromatográfico. La identificación y cuantificación de los monosacáridos se efectuó mediante curvas de calibración construidas con estándares de monosacáridos: arabinosa (CAS: 5328-37-0,) galactosa (CAS: 59-23-4), xilosa (CAS 58-86-6), manosa (CAS 3458-28-4), ramnosa (CAS: 10030-85-0), glucosa (CAS: 50-99-7).

Determinación de masa molecular

La masa molecular se determinó siguiendo la metodología propuesta por Burgos González (2023) mediante cromatografía de exclusión por tamaño (SEC/GPC) empleando un sistema de HPLC equipado con dos columnas PL aquagel-OH MIXED-H conectadas en serie (8 μm , 300 \times 7.5 mm) y un detector de índice de refracción.

Las muestras se prepararon a una concentración de 0.2 % p/v (2 mg/mL) y se filtraron a través de membranas de 0.45 μm antes de su inyección. La calibración del sistema se llevó a cabo utilizando estándares de dextranas en un rango de masas molares de 50 a 670 kDa, a una concentración de 2 mg/mL. Como fase móvil se empleó agua grado HPLC.

La determinación de la masa molar promedio en peso (M_w), en número (M_n) y el índice de polidispersidad (M_w/M_n) se realizó mediante el software del equipo, aplicando las constantes de Mark–Houwink–Sakurada reportadas para pectinas en solución acuosa ($K = 0.0213 \text{ cm}^3/\text{g}$ y $\alpha = 0.8129$). Las condiciones experimentales incluyeron un volumen de inyección de 200 μL , un flujo de 1 mL/min, temperatura de columna de 50 $^{\circ}\text{C}$ y una fase móvil compuesta por 0.2 M NaNO_3 y 0.01 M NaH_2PO_4 .

Determinación de la actividad antioxidante mediante los ensayos DPPH y ABTS⁺

La capacidad antioxidante de las muestras se evaluó mediante los ensayos de captura de radicales libres DPPH y ABTS⁺, siguiendo la metodología descrita por (Xiang et al., 2025), con ligeras modificaciones.

Para el ensayo de DPPH, se mezclaron 500 μL de la solución de muestra con 500 μL de una solución de DPPH (60 $\mu\text{mol/L}$ en etanol) en tubos Eppendorf. La mezcla se incubó durante 30 minutos a 30 °C en oscuridad. Posteriormente, la absorbancia se midió a 517 nm utilizando un espectro UV-Vis (Thermo Sci).

Para el ensayo de ABTS⁺, el radical catiónico ABTS⁺ se generó mediante la mezcla de volúmenes iguales de una solución acuosa de persulfato de potasio (2.45 mmol/L) y una solución de ABTS (7 mmol/L). Esta mezcla se incubó durante 12 horas a 25 °C en oscuridad. Posteriormente, la solución resultante se diluyó con etanol hasta obtener una absorbancia de 0.7 ± 0.05 a 734 nm.

Para la determinación de la actividad antioxidante mediante ABTS⁺, se añadieron 200 μL de la solución de muestra a 800 μL de la solución del radical ABTS⁺ en tubos Eppendorf. La mezcla se agitó y se incubó durante 5 minutos a 25 °C, tras lo cual se midió la absorbancia a 734 nm utilizando un espectro UV-Vis (Thermo Sci).

La capacidad de captura de radicales libres se calculó mediante las siguientes ecuaciones:

- **DPPH (%)** = $[1 - (A_1 - A_2) / A_0] \times 100$
- **ABTS⁺ (%)** = $[1 - (B_1 - B_2) / B_0] \times 100$

donde A_0 y B_0 corresponden a la absorbancia del radical DPPH/ABTS⁺ en ausencia de la muestra (control), A_1 y B_1 representan la absorbancia de la mezcla de reacción (radical + muestra), y A_2 y B_2 corresponden a la absorbancia de la muestra en presencia del radical.

Propiedades reológicas

La viscosidad de la pectina de xoconostle en solución se determinó mediante pruebas de cizalla utilizando un reómetro ARES G2 (TA Instruments), empleando una geometría de cilindros concéntricos. Se evaluó la viscosidad de la pectina de xoconostle y de dos pectinas cítricas: una de grado alimentario (Genupectin) y otra de grado reactivo (Sigma-Aldrich).

Las concentraciones analizadas fueron de 1% para ambas pectinas cítricas, mientras que la pectina de xoconostle se evaluó a concentraciones de 0.5, 0.7 y 1% (p/v), a una temperatura constante de 25 °C.

Los datos de viscosidad obtenidos en función de la tasa de cizallamiento se ajustaron al modelo de Ostwald-de Waele, con el fin de describir el comportamiento reológico de las soluciones. A partir de este modelo, se determinaron los parámetros reológicos: el índice de consistencia (K) y el índice de comportamiento al flujo (n).

$$\eta = K\dot{\gamma}^{n-1}$$

Donde:

η = viscosidad aparente

$\dot{\gamma}$ = velocidad de corte

K= Índice de consistencia

n = índice de comportamiento de flujo

Actividad antimicrobiana

La actividad antimicrobiana del polisacárido péctico de xoconostle (PX) se evaluó mediante la determinación de la concentración mínima inhibitoria (CMI), siguiendo el método descrito por Wiegand et al. (2008) y Burgos González (2023). Para ello, se emplearon suspensiones celulares de los microorganismos patógenos seleccionados (10^6 UFC/mL), incluyendo bacterias Gram positivas (*Listeria monocytogenes* [CCAYAC ATCC 33090] y

Staphylococcus aureus [CCAYAC ATCC 6538]), bacterias Gram negativas (*Escherichia coli* [CCAYAC ATCC 11229], *Salmonella* sp. [CCAYAC ATCC 14028], *Pseudomonas aeruginosa* [CCAYAC ATCC 11229] y *Shigella flexneri*), así como las levaduras *Candida albicans* y *Candida parapsilosis*. Todos los microorganismos fueron donados por el Laboratorio Estatal de Salud Pública de Hidalgo a través de la Ing. Gabriela Barberena Calva.

Los microorganismos se incubaron en presencia de diferentes concentraciones de PX (1–4 mg/mL), y el crecimiento microbiano se monitoreó mediante mediciones de densidad óptica (DO) a las 18, 20 y 24 h en un lector de placas (Star Fax-2100, Awareness Technology inc). El ensayo se realizó en microplacas ELISA de 96 pocillos, utilizando un volumen final de 220 μ L por pozo, en triplicado para cada microorganismo. Las lecturas se efectuaron en un rango de 546 a 630 nm. Como control positivo se emplearon 35 μ L de medio BHI (Infusión Cerebro Corazón o Brain Heart Infusion) para bacterias y caldo nutritivo con extracto de levadura para levaduras, junto con la suspensión microbiana correspondiente (Tabla 6) y agua destilada. Para el control negativo se utilizaron 35 μ L del medio de cultivo correspondiente y 185 μ L de agua destilada. Se generaron gráficos de Abs(t)/Abs(t=0) en función de la concentración de PX. La CMI se definió como la mínima concentración de PX en la que no se detectó crecimiento celular. Adicionalmente, los datos experimentales fueron analizados mediante un análisis de varianza (ANOVA) de dos vías utilizando el software SPSS.

Tabla 6 Cantidad de suspensión bacteriana empleada en cada pozo para evaluación de actividad antimicrobiana

Tipo	Microorganismo	Suspensión en pozo (μL)
Gram-	<i>Escherichia coli</i>	22
Gram -	<i>Shigella flexneri</i>	25
Gram -	<i>Salmonella</i> spp.	38
Gram -	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	38
Gram +	<i>Listeria monocytogenes</i>	25
Gram +	<i>Staphylococcus aureus</i>	18
Levaduras	<i>Candida albicans</i>	20
Levaduras	<i>Candida parapsilosis</i>	20

Evaluación de la permeabilidad de la membrana bacteriana mediante captación de cristal violeta

La viabilidad celular se evaluó mediante el ensayo de captación de cristal violeta, siguiendo la metodología descrita por Burgos González (2023) y Hernández-Valdepeña et al., (2021) con ligeras modificaciones.

Las bacterias indicadoras (10^6 UFC) se cultivaron en caldo BHI, en ausencia (control biótico) y en presencia de PX a la concentración mínima inhibitoria (CMI) determinada para cada cepa. En el caso de los microorganismos con CMI de 1 mg/mL, se empleó el doble de la concentración mínima inhibitoria (2 mg/mL). Las mezclas se incubaron a 37 °C durante 18 h.

Posteriormente, se tomó 1 mL de cultivo, se centrifugó a 10,000 rpm durante 15 min y las células se resuspendieron en solución salina (0.85%) conteniendo cristal violeta (previamente ajustada a una absorbancia de 0.5). Las suspensiones se incubaron durante 10 min a 37 °C, se centrifugaron nuevamente a 10,000 rpm durante 10 min y se midió la absorbancia del sobrenadante a 570 nm.

El porcentaje de captación de cristal violeta (CCV) se calculó según la ecuación:

$$\text{CCV (\%)} = \left(1 - \frac{A_x}{A_0}\right) 100$$

Donde: CCV = captación de cristal violeta en membrana bacteriana; A_x = absorbancia de la muestra; A_0 = absorbancia del blanco

Resultados y discusiones

Caracterización morfológica del fruto

La caracterización del fruto (tabla 7) se realizó en base a los parámetros descritos en el manual Gráfico para la Descripción Varietal de Nopal Tunero y Xoconostle (Gallegos-Vázquez et al., 2005). Se obtuvieron las siguientes características de una muestra de 80 xoconostles tomados al azar; entre ellas resalta principalmente el espesor de la cáscara (figura 8).



Figura 8 Características físicas y morfológicas de fruto de xoconostle usado en esta investigación

Con base en dichas características se determinó que el fruto correspondía a la especie *Opuntia matudae*, cultivar “criollo” como es conocido por el agricultor. El fruto completo se empleó para la obtención de los polisacáridos pécticos.

Tabla 7 Parámetros físicos y morfológicos del xoconostle (*Opuntia matudae*) analizado

Característica	Promedio	Descripción
Longitud (mm)	65.3±0.35	Corta
Diámetro máximo (mm)	49.27±0.21	Medio
Relación longitud/diámetro máximo	1.33±0.45	Media
Forma	-	Elíptica
Densidad de areolas	42.21±0.05	Baja
Número de glóquidas	3±0.04	Bajo
Longitud del pedúnculo (mm)	3.21±0.25	Corta
Depresión de la cicatriz del receptáculo (mm)	4.24±0.23	Moderadamente deprimida
Diámetro de la cicatriz del receptáculo (mm)	28.57±0.35	Grande
Espesor de la cáscara (mm)	11.40±0.47	muy grueso
Peso de la cáscara (g)	75.45±0.45	pesado
Peso de la pulpa (g)	22.05±0.39	ligero
Color	NA	irregular
Color de la pulpa	NA	Rosa

Extracción de polisacáridos pécticos

El rendimiento de extracción de polisacáridos pécticos del xoconostle (PX) en este estudio fue de 10.47%, equivalente a 0.104 g de PX por cada gramo de sólidos de xoconostle procesado. Este rendimiento es comparable con el reportado por Morales-Martínez et al. (2018), quienes obtuvieron un 10.5% empleando métodos similares. Por otro lado, el rendimiento en este estudio fue significativamente superior al de Reyna Jaén (2011), que reportó un 5.8%. Estos resultados indican que el método empleado es eficiente y produce un rendimiento competitivo en comparación con investigaciones previas. Diversos estudios han demostrado que el rendimiento de pectina puede variar según la materia prima, las condiciones de extracción y los métodos empleados. Por ejemplo, la extracción de pectina de cáscaras de tuna Reyna (*Opuntia albicarpa*) reportó un rendimiento de 9.8% en peso seco utilizando un protocolo similar (Lira-Ortiz et al., 2014). De acuerdo con datos reportados en la literatura, los rendimientos de pectina en especies del género *Opuntia* pueden variar ampliamente, desde valores tan bajos como 0.12% hasta superiores al 15%, dependiendo de

la especie, la parte del fruto utilizada y las condiciones de extracción (Rodríguez-Hernández & Chavarría-Hernández, 2021)

La incorporación de pretratamientos enzimáticos o el uso de tecnologías emergentes como ultrasonido o microondas podría facilitar la liberación de pectina de las paredes celulares, aumentando tanto el rendimiento como la calidad del producto final (Abou-Elseoud et al., 2021; Panwar et al., 2023). Sin embargo, es necesario evaluar el contenido de ácido galacturónico en los polisacáridos pécticos extraídos para asegurar la naturaleza pectínica del extracto.

Purificación de polisacáridos pécticos

La Figura 9 presenta los espectros FTIR de los polisacáridos pécticos que denominaremos: pectina cruda (polisacárido insoluble en etanol sin proceso de purificación), pectina clarificada (sin residuos insolubles en agua) y pectina dializada (clarificada y dializada). En general, los espectros muestran mayor definición de las bandas de absorción a medida que se incrementan los pasos de purificación. En el espectro correspondiente a la pectina cruda se aprecia una banda muy ancha en la región de 1500 a 1750 cm^{-1} que no permite identificar los picos característicos de grupo carboxilos y carbonilos; asimismo, la zona de huella dactilar (1000 a 1200 cm^{-1}) no muestra los picos característicos de polisacáridos pécticos, lo que sugiere la presencia de compuestos acompañantes derivados de la fuente vegetal original. Tras el proceso de clarificación, se observa una mejor definición de las señales en la región de grupos funcionales C=O (1500 a 2000 cm^{-1}) y una disminución del ruido espectral, indicando una reducción de impurezas.

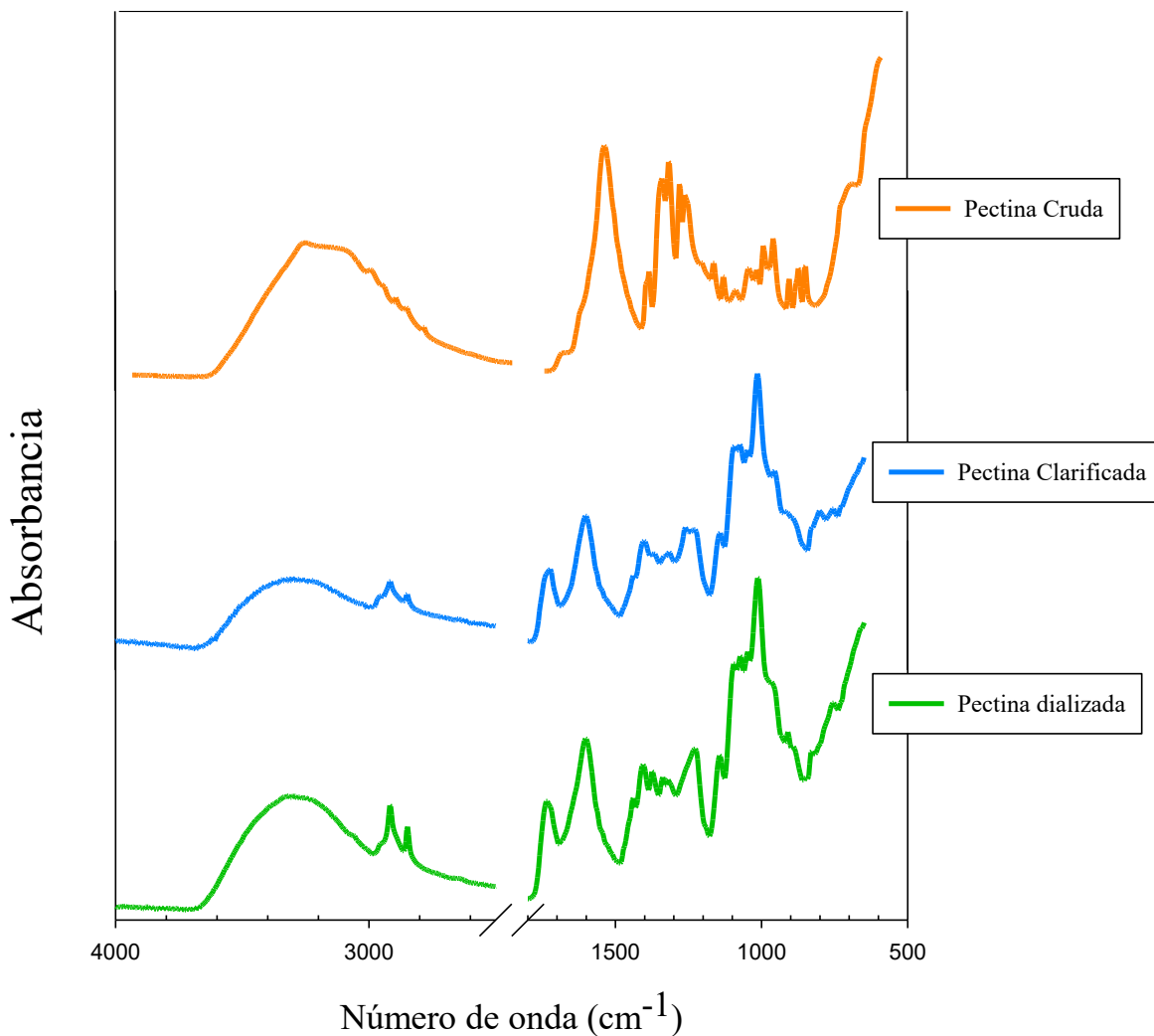


Figura 9 Espectros FT-IR comparativos de pectinas durante proceso de clarificación y diálisis

La pectina dializada presenta un espectro con bandas más definidas, particularmente en la región de huella dactilar, lo que evidencia una mayor pureza del biopolímero. Asimismo, la comparación entre los tres espectros muestra que no se presentan desplazamientos significativos en las posiciones de las bandas, lo que sugiere que los tratamientos aplicados no provocaron modificaciones estructurales apreciables en la pectina. En conjunto, los resultados obtenidos mediante FTIR confirman que los procesos de clarificación y diálisis favorecen la eliminación de compuestos no deseados, mejorando la calidad espectral de la pectina sin afectar su estructura química principal.

Identificación de grupos funcionales por espectroscopia de infrarrojo con transformada de Fourier (FT-IR).

El espectro FTIR de la pectina de xoconostle (clarificada y dializada) se registró en el intervalo de 4000 a 700 cm^{-1} y se comparó con una pectina cítrica grado reactivo (Sigma-Aldrich, P9135-100G), con el fin de evaluar la similitud estructural entre ambas muestras (figura 10).

En ambos espectros se observa una banda ancha alrededor de 3340 cm^{-1} , atribuida al estiramiento de los enlaces O–H de los grupos hidroxilo, característica de los polisacáridos.

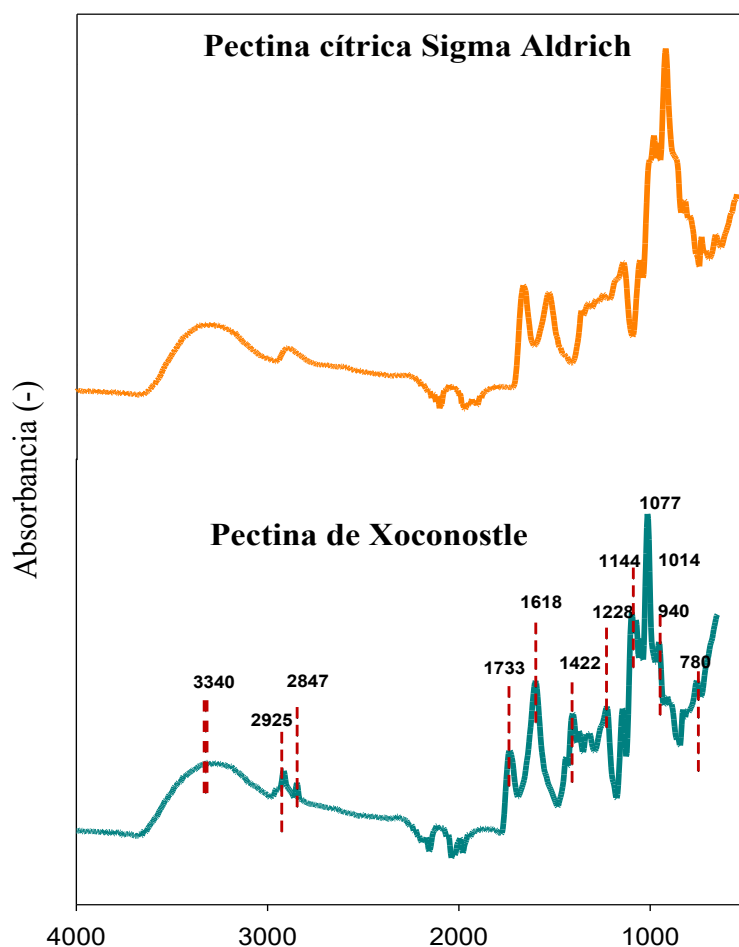


Figura 10. Espectros FTIR comparativos de pectina grado reactivo (Sigma-Aldrich) y pectina extraída de xoconostle.

Asimismo, las señales presentes en 2925 y 2847 cm^{-1} corresponden al estiramiento de enlaces C–H de grupos metileno ($-\text{CH}_2-$) (Hossain et al., 2024), presentes en los grupos carboxilos metil-esterificados o grupos acetilo en O2 u O3. Ambas pectinas muestran estas bandas, aunque es evidente que los picos muestran mejor resolución en pectina de xoconostle.

La banda localizada en 1733 cm^{-1} , asociada al estiramiento del grupo C=O de los carboxilos esterificados ($-\text{COOCH}_3$), se identifica tanto en la pectina comercial como en la pectina de xoconostle, lo que indica la presencia de grupos metoxilados (Muhammad et al., 2014). Por otro lado, las bandas observadas en 1618 y 1422 cm^{-1} , correspondientes al estiramiento asimétrico y simétrico de los grupos carboxilato libres ($-\text{COO}^-$), confirman la coexistencia de fracciones esterificadas y no esterificadas, característica de pectinas de bajo grado de esterificación.

En la región comprendida entre 1144 y 1077 cm^{-1} se observan las vibraciones características de los enlaces glucosídicos y de los estiramientos C–O–C y C–O, considerados como la región de huella dactilar de los polisacáridos. Adicionalmente, los picos detectados en 1014, 940 y 760 cm^{-1} se asocian con las vibraciones del anillo tipo pirano y con el grupo β -D-glucopiranosilo, confirmando la estructura típica de la pectina (Kpodo et al., 2023)

Las similitudes observadas entre los espectros FTIR de la pectina de xoconostle y la pectina grado reactivo indican que la pectina extraída conserva los grupos funcionales característicos de este biopolímero. Las asignaciones de las bandas principales se resumen en la Tabla 8, y concuerdan con lo reportado en la literatura para pectinas.

Tabla 8 Asignación de bandas principales del espectro FTIR a enlaces o grupos funcionales

Número de onda (cm^{-1})	Asignación
3340	Estiramiento de O–H
2925 y 2847	Estiramiento asimétrico de C–H ($-\text{CH}_2-$, $-\text{CH}_3$)
1733	Estiramiento de C=O de carboxilo esterificados ($-\text{COOCH}_3$)
1618	Estiramiento asimétrico de carboxilo libre ($-\text{COO}^-$)
1422	Estiramiento simétrico de COO^-
1228	Deformación (OH) de grupos COOH

1144–1077	Vibraciones de enlaces glucosídicos y anillos estiramientos C-O-C y C-O
1014	Vibración de C–O–C
940	Grupo β-D-glucopiranosilo
760	Vibraciones de anillo tipo pirano

Determinación del grado de esterificación

Los resultados obtenidos mediante espectroscopía FTIR indicaron un grado de esterificación de la pectina extraída de xoconostle del 33.13%. Este valor se derivó del análisis de los picos espectrales, específicamente el pico a 1733 cm^{-1} , que corresponde a los grupos carbonilo (C=O) de los ésteres metílicos. La presencia de este pico sugiere que una parte significativa de los grupos carboxilo de la pectina están esterificados. Además, la interpretación de estos datos confirma que la pectina tiene una estructura que favorece su funcionalidad como agente gelificante, lo que es relevante para sus aplicaciones en la industria alimentaria.

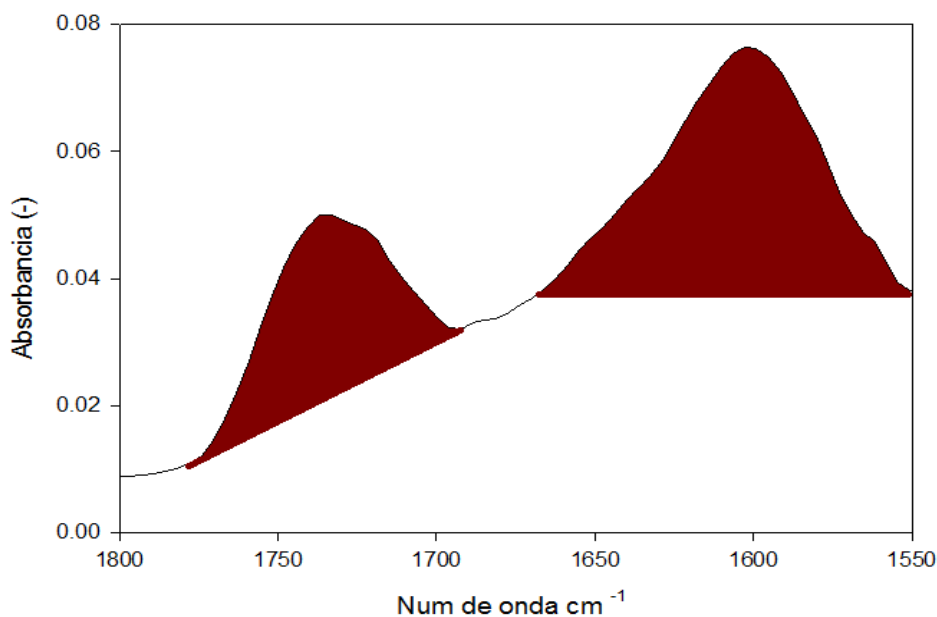


Figura 11 Espectro FT-IR empleado para la obtención del grado de esterificación

Caracterización química parcial

En la tabla 9 se presentan los resultados de la caracterización química parcial de la pectina extraída de xoconostle, incluyendo la concentración de ácido galacturónico, el grado de esterificación, la presencia de ácido ferúlico y el valor de pK_a.

Tabla 9 Composición química de pectina extraída de xoconostle (PX)

	PX
Ácido galacturónico (mg/g)	789± 0.002
Ácido ferúlico (mg/g)	9.35± 0.007
GE (%)	32.84 ± 0.023
Compuestos fenólicos totales (mg _{GAE} /g)	2.37± 0.001
pK _a (-)	5.3 ± 0.057
M _w (kDa)	230.3 ± 12.88
M _n (kDa)	66.42 ± 2.88
PDI (M _n /M _w)	3.46 ± 0.042
Arabinosa (mg/g)	204.76 ± 158.97
Ramnosa (mg/g)	6.88 ± 55.25
Galactosa (mg/g)	0.393 ± 158.70
Glucosa (mg/g)	0.034 ± 58.27
Composición relativa de azúcares (% molar)	
Ácido galacturónico	74.27
Arabinosa	24.923
Ramnosa	0.7659
Galactosa	0.0399
Glucosa	0.0034
Parámetros estructurales	
Ramnosa (mol) / Ácido galacturónico (mol)	0.010
(Galactosa (mol)+ Arabinosa (mol)) /Ramnosa (mol)	32.59
HG (% mol) (=(GalA(mol%)-Rha(mol%)))	73.30
RG-I (% mol) [=2Rha(mol%)+Ara(mol%)+Gal(mol%)]	26.50
HG/RG-I	2.77

Los datos se presentan como medias ± desviación estándar, por triplicado. HG: Homogalacturano; RG-I: Ramnogalacturano I; AGal: ácido galacturónico

La pectina de xoconostle evaluada en este estudio puede considerarse una pectina de bajo metoxilo, ya que su grado de esterificación es inferior al 50%. Además, el contenido de ácido

galacturónico, que alcanza valores de 78.9 %, es superior al reportado por otros autores para pectinas del género *Opuntia*, lo que sugiere una alta calidad y un buen potencial para aplicaciones en la industria alimentaria. Estos altos porcentajes de ácido galacturónico pueden estar asociados con un bajo grado de esterificación, lo que aumenta la capacidad de gelificación y viscosidad de la pectina, haciéndola más efectiva como agente gelificante y espesante. Por otro lado, el contenido de ácido ferúlico es considerado alto, lo que indica la posible efectividad de este polisacárido en términos de actividad biológica.

La figura 12 representa la curva de titulación potenciométrica de la pectina de xoconostle y sus correspondientes primera y segunda derivadas. El punto de equivalencia (49-50 μL) se identificó mediante el máximo de la primera derivada y el cambio de signo en la segunda derivada, mientras que el pK_a (5.2) se estimó en el punto medio del volumen de equivalencia. La pectina de xoconostle presentó un valor de pK_a de 5.3, el cual difiere del pK_a reportado de manera general para pectinas (~ 3.5) (Alba et al., 2019). No obstante, este valor se encuentra dentro del rango reportado para pectinas provenientes de cactáceas, como la pectina de tuna, para la cual se han informado valores de 5.96 y 5.97 (Burgos González, 2023), y es superior al valor reportado para pectina cítrica (4.40) (Rivera-Hernández et al., 2023).

Estas diferencias pueden atribuirse principalmente al grado de esterificación (GE) y a la composición estructural de la pectina. El pK_a está directamente relacionado con la cantidad de grupos carboxilo libres presentes en las unidades de ácido galacturónico (Mohnen, 2008; Voragen et al., 2009) a mayor proporción de grupos metoxilados (mayor GE), menor disponibilidad de grupos carboxilo ionizables, lo que se traduce en variaciones en el comportamiento ácido-base del polímero (Chandel et al., 2022). En este estudio, la pectina de xoconostle presentó un grado de esterificación de 32.84 %, lo que indica que se trata de una pectina de bajo metoxilo, con una fracción considerable de grupos carboxilo libres susceptibles de ionización.

Adicionalmente, el valor de pK_a puede verse influenciado por factores como la presencia de grupos fenólicos asociados, el peso molecular, la distribución de cargas a lo largo de la cadena y las condiciones experimentales (Gawkowska et al., 2018). En este sentido, el pK_a aparente de las pectinas no depende únicamente del contenido de ácido galacturónico y del

grado de esterificación, sino también de las interacciones con compuestos asociados presentes en la matriz vegetal. Estudios recientes han demostrado que la interacción entre pectina y compuestos fenólicos, como el ácido ferúlico, puede modificar su organización estructural y el entorno de los grupos ionizables, influyendo potencialmente en los valores de pK_a observados experimentalmente (Hu et al., 2025).

Por lo tanto, el valor de pK_a de la pectina de xoconostle indica que a un pH de 5.3, aproximadamente el 50% de los grupos carboxilo de la macromolécula permanecerán en su forma protonada (COOH) y el otro 50% estará desprotonado o ionizado (COO⁻). Esta característica influye directamente en su solubilidad, gelificación por interacción con iones calcio y en su capacidad para interactuar o atravesar membranas celulares.

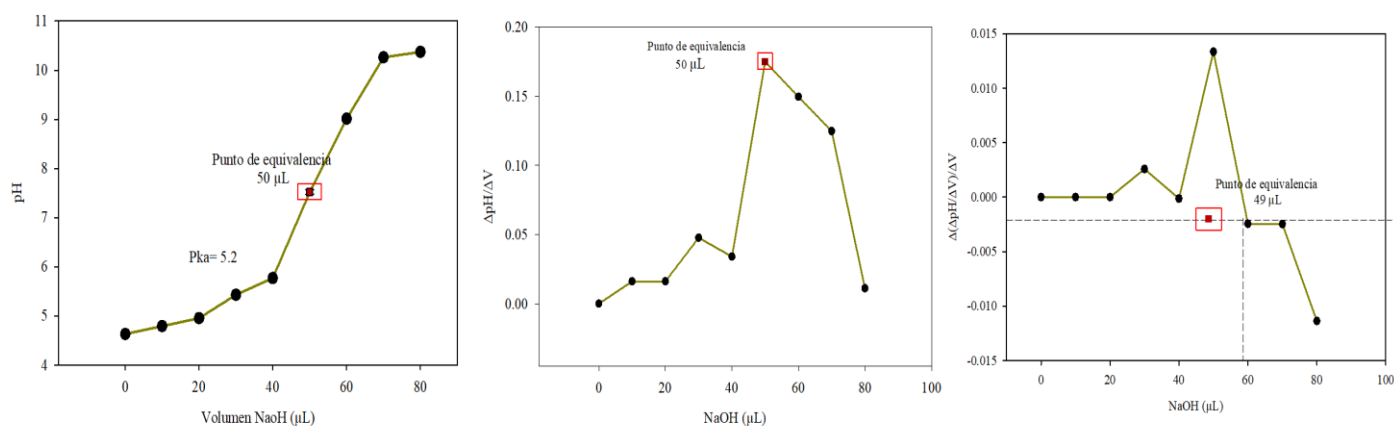


Figura 12 Curva de titulación potenciométrica de la pectina de xoconostle con NaOH y sus derivadas primera y segunda empleadas para la determinación del punto de equivalencia y la estimación del pK_a .

Masa molecular

En el presente trabajo, la pectina extraída de xoconostle presentó una masa molecular promedio en número (M_n) de 66.42 ± 2.88 kDa y una masa molecular promedio en peso (M_w) de 230.3 ± 12.88 kDa, con un índice de polidispersidad (PDI) de 3.46 ± 0.042 . Este valor de PDI confirma que la muestra es polidispersa, es decir, está constituida por cadenas de pectina con una amplia distribución de tamaños moleculares, característica frecuente en polisacáridos naturales debido a la variabilidad en su estructura y a los procesos de extracción. En contraste, un PDI cercano a 1 indicaría un sistema monodisperso, con

moléculas de tamaño más uniforme; sin embargo, los valores altos, como el obtenido, reflejan la complejidad estructural propia de pectinas de origen vegetal.

Al comparar con otras especies del género *Opuntia*, la pectina de *Opuntia albicarpa* reportada por Burgos-González (2023) presentó valores similares de masas moleculares promedio (M_n de 74.48 ± 0.064 kDa, M_w de 241.94 ± 18.99 kDa y PDI de 3.25 ± 0.23), lo que sugiere que, a pesar de diferencias botánicas, el método de extracción y condiciones experimentales para la determinación de M_w y M_n generan resultados comparables. Por su parte, para *Opuntia robusta*, Mota *et al.* (2020) reportaron únicamente un M_w de 20.34 kDa, valor considerablemente menor al observado en este estudio, lo que podría atribuirse a diferencias en el método de extracción, madurez del fruto o condiciones ambientales de crecimiento, entre otros factores. Finalmente, Kalegowda *et al.* (2017) informaron para *Opuntia dillenii* un M_w de 76.2 ± 4.8 kDa, también sin datos disponibles para M_n y PDI, evidenciando que la información sobre el grado de polidispersidad en pectinas de este género aún es limitada.

En conjunto, estos resultados indican que la pectina de xoconostle posee una alta heterogeneidad molecular, comparable a otras especies de *Opuntia*, pero con un M_w mayor que el reportado para algunas variedades. Esto podría tener implicaciones en sus propiedades funcionales y bioactivas, ya que el tamaño de las cadenas y su distribución influyen en la solubilidad, viscosidad y potencial de interacción con otros compuestos bioactivos.

Determinación de monosacáridos

En el cromatograma obtenido (figura 13) para la pectina de xoconostle se identificaron glucosa, galactosa, ramnosa y arabinosa, siendo estas dos últimas las predominantes, con concentraciones de 0.034 ± 58.27 mg/g, 0.393 ± 158.70 mg/g, 6.88 ± 55.25 mg/g y 204.76 ± 158.97 mg/g, respectivamente. La abundancia de arabinosa y ramnosa es consistente con la estructura de rhamnogalacturonano I (RG-I), descrita por Ridley, O'Neill y Mohnen (2001), en la cual la ramnosa constituye parte del esqueleto principal alternando con residuos de ácido galacturónico, mientras que la arabinosa se localiza comúnmente en las cadenas laterales como arabinanos o arabinogalactanos. La glucosa (0.0034 % molar) y la galactosa (0.0399 % molar) se encontraron en bajas proporciones, mientras que xilosa y manosa no

fueron detectadas. Cabe destacar que en el cromatograma completo se observó una región que no se hidrolizó totalmente, lo que sugiere la posible presencia de otros azúcares o fragmentos de oligosacáridos con enlaces glicosídicos más resistentes a las condiciones de hidrólisis aplicadas. Respecto a los parámetros estructurales, la pectina de xoconostle presenta un predominio del dominio homogalacturonano (HG, 73.30%) sobre el ramnogalacturonano I (RG-I, 26.50%), con una relación HG/RG-I de 2.77. La baja relación ramnosa/ácido galacturónico (0.010) confirma un esqueleto mayoritariamente lineal; sin embargo, el elevado índice de ramificación (32.59), calculado a partir de la suma de arabinosa y galactosa respecto a la ramnosa, sugiere que las regiones de RG-I están altamente sustituidas por cadenas laterales largas de arabinanos y arabinogalactanos

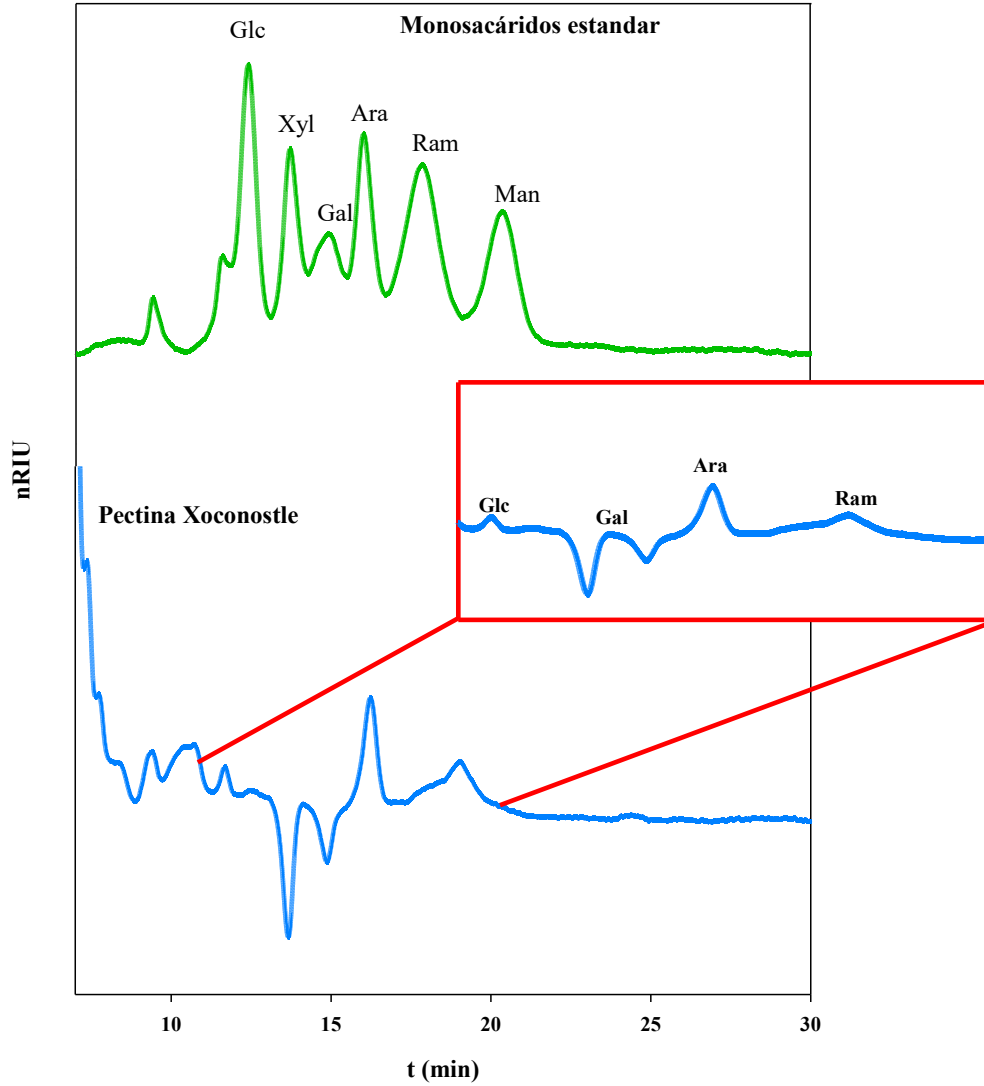


Figura 13 Cromatogramas de monosacáridos estándar en comparación con cromatograma de pectina de xoconostle

La figura 13 muestra, el cromatograma de la pectina de xoconostle, donde el pico más alto corresponde a la fracción no hidrolizada. En el lado derecho se presenta un acercamiento a la región hidrolizada, en la cual se identifican los monosacáridos presentes.

Caracterización reológica

La figura 14 muestra el comportamiento de la viscosidad en función de la velocidad de corte o cizalla para diferentes concentraciones y tipos de pectina. La viscosidad indica la resistencia del fluido a fluir, mientras más alto es el valor, más viscoso es el material. La viscosidad es más alta para las concentraciones mayores, como se ve con la pectina de xoconostle al 1%, que tiene una viscosidad mucho más elevada comparada con la pectina al 0.5%. Esto se debe a que una mayor concentración de pectina aumenta la red estructural del gel, por lo que es más resistente al flujo mientras que a concentraciones más bajas (0.5% y 0.7%), la viscosidad disminuye significativamente, lo que sugiere una menor estructura interna y una mayor fluidez.

La pectina cítrica (Sigma Aldrich y Genupectin) tiene una viscosidad más baja en comparación con la pectina de xoconostle al 1%. Esto sugiere que la pectina de xoconostle puede formar redes más densas o estructuras más fuertes a la misma concentración. Incluso a concentraciones más bajas (0.5% y 0.7%), la pectina de xoconostle presenta una viscosidad mayor que las pectinas cítricas al 1%, lo que demuestra su capacidad para formar soluciones más viscosas con una menor cantidad de pectina.

Se aplicó el modelo de Ostwald-de Waele para analizar el comportamiento reológico de la pectina de xoconostle en función de la tasa de cizallamiento, los parámetros del modelo, índice de consistencia (K) y el índice de comportamiento al flujo (n), se muestran en la tabla 10. Las soluciones de pectina de xoconostle son no newtonianas del tipo pseudoplásticas como la mayoría de las soluciones de biopolímeros.

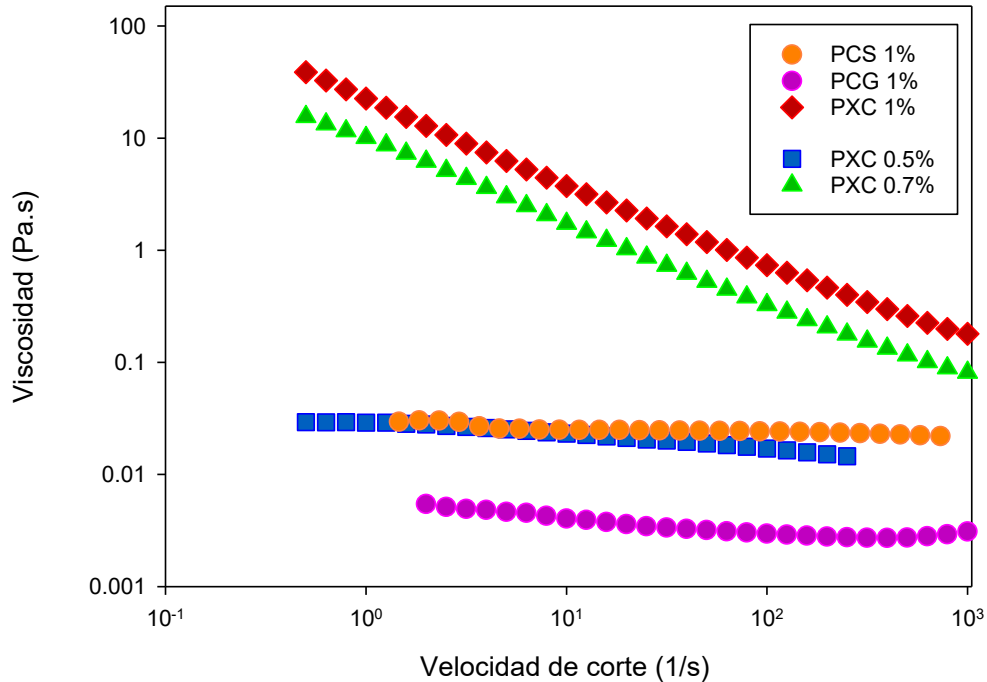


Figura 14 Gráfica de comportamiento de la viscosidad de soluciones acuosas de pectinas de xoconostle (PXC), pectina cítrica grado alimentario (PCG) y pectina cítrica grado reactivo (PCS)

Tabla 10 Parámetros del modelo de Ostwald- de Waele obtenidos del ajuste a las curvas de flujo de soluciones de pectina

Muestra	K (Pa s ⁿ)	n (-)	R ²	Error estándar
PCG (1% p/v)	0.002	1.0	0.99	0.03
PCS (1% p/v)	0.031	0.94	0.99	0.03
PXC (1% p/v)	17.69	0.32	0.99	4.45
PXC (0.7% p/v)	7.94	0.32	0.99	2.13
PXC (0.5% p/v)	0.04	0.8	0.99	0.04

De acuerdo con los valores obtenidos para el índice de flujo (n), la pectina de xoconostle en solución tiene un comportamiento pseudoplástico, mientras que la pectina cítrica presenta un comportamiento de fluido newtoniano, es decir la pectina de xoconostle muestra una disminución de viscosidad a medida que incrementa la tasa de cizallamiento, lo que puede facilitar su manejo y aplicación en la industria alimentaria como estabilizante y espesante, lo que puede contribuir a la innovación de formulación de alimentos, además de su posible aplicación en la industria farmacéutica y cosmética.

Actividad antioxidante

La pectina de xoconostle evaluada en este trabajo presentó una captación del radical DPPH del 23.89 ± 0.05 % y del radical ABTS del 65.11 ± 0.04 % a una concentración de 4 mg/mL. Estos resultados muestran que la pectina fue más eficiente en la neutralización de ABTS que de DPPH, lo que podría atribuirse a diferencias en la naturaleza de los radicales: el DPPH es lipofílico, mientras que el ABTS es hidrofílico y puede interactuar más fácilmente con grupos polares presentes en la pectina (Rumpf et al., 2023).

Tabla 11 Valores de captación de radicales libres ABTS y DPPH en soluciones de pectinas de frutos de *Opuntia*

Pectina	Concentración (mg/mL)	DPPH % de captación	ABTS % de captación	Referencia
<i>Opuntia matudae</i>	4	23.89 ± 0.05	65.11 ± 0.04	Presente trabajo
<i>Opuntia albicarpa</i>	4	22.9 ± 1.68	47.8 ± 8.0	(Burgos González, 2023)
<i>Opuntia robusta</i>	0.5	76.92 ± 0.11	54.82 ± 0.10	(Mota et al., 2020)

Los valores se expresan como media \pm desviación estándar (n = 3).

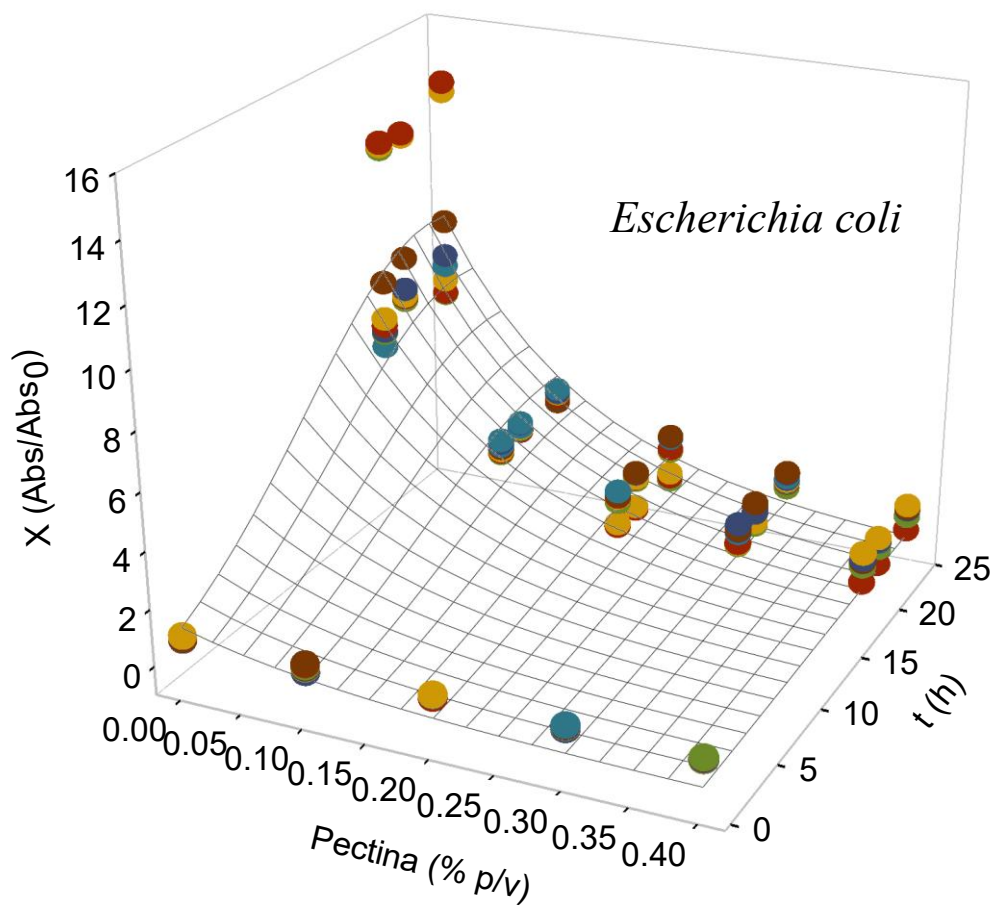
En comparación con otras especies de *Opuntia* (tabla 11), la pectina de *O. albicarpa* reportada por Burgos González (2023) mostró un porcentaje de inhibición frente a DPPH muy similar (22.9 ± 1.68 %) a la misma concentración utilizada en este estudio (4 mg/mL), pero con una menor actividad frente a ABTS (47.8 ± 8.0 %). Por otro lado, la pectina de *O. robusta* evaluada por Mota et al. (2020) presentó una inhibición de DPPH mucho más alta (76.92 ± 0.11 %) a 0.5 mg/mL, aunque su actividad frente a ABTS (54.82 ± 0.10 %) fue menor que la observada para xoconostle. Estas diferencias podrían deberse a la variabilidad en la composición estructural y química de las pectinas de distintas especies.

Los resultados fisicoquímicos de la pectina de xoconostle permiten explicar parte de su comportamiento antioxidante. El grado de esterificación (GE) de 32.84 % indica que se trata de una pectina de bajo metoxilo, con una elevada proporción de grupos carboxilo libres. Esta

característica incrementa la capacidad de formar interacciones electrostáticas con radicales hidrofílicos, lo que favorecería la alta captación observada frente a ABTS, así mismo el alto contenido de ácido galacturónico en la pectina, reflejado en un valor de 78.9 % (Agal), podría contribuir significativamente a su actividad antioxidante. Se ha reportado que las pectinas con mayor proporción de ácido galacturónico exhiben una capacidad superior para captar radicales libres (Wathoni et al., 2019). Otro factor relevante es el contenido de ácido ferúlico (0.935 mg/g) y de fenoles totales (2.37 mg_{GAE}/g), compuestos capaces de actuar como donadores de hidrógeno o electrones, reforzando el efecto antioxidante. La actividad antioxidante de la pectina ha sido relacionada con su contenido de fenoles ligados y con su estructura, especialmente la región ramnogalacturonana-I (RG-I), la cual al ser una estructura ramificada podría favorecer la interacción con radicales libres (Xiang et al., 2025). En conjunto, los datos indican que la actividad antioxidante de la pectina de xoconostle no depende únicamente de la concentración utilizada, sino de la combinación de características estructurales (bajo GE, alto Agal) y químicas (fenoles totales, ácido ferúlico) que potencian su capacidad de neutralizar radicales.

Actividad antimicrobiana

La pectina de xoconostle demostró un efecto antimicrobiano frente a los microorganismos evaluados, evidenciado mediante la obtención de concentraciones mínimas inhibitorias (CMI) y la determinación de la permeación de membrana mediante un ensayo de captación de cristal violeta (CCV). Se evaluó el efecto de la concentración de pectina de xoconostle sobre el crecimiento de bacterias Gram negativas, Gram positivas y levaduras en función del tiempo de incubación. El crecimiento microbiano se expresó como la relación Abs/Abs₀, observándose variaciones en la respuesta de los microorganismos.



La figura 15 muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento de *Escherichia coli*. Se observa que el crecimiento bacteriano aumenta con el tiempo, alcanzando valores máximos entre las 10 y 15 h en el control.

En cuanto al efecto de la pectina, se identifica una tendencia general a la disminución del crecimiento conforme incrementa su concentración, siendo más evidente en el rango de 0.20–0.40 % (p/v).

En conjunto, estos resultados sugieren que la pectina podría interferir con el desarrollo de *E. coli*, especialmente a concentraciones elevadas, lo que indica un posible efecto inhibitorio dependiente de la dosis.

Figura 15 Grafico 3D de comportamiento de *E. coli* en función del tiempo y concentración de pectina.

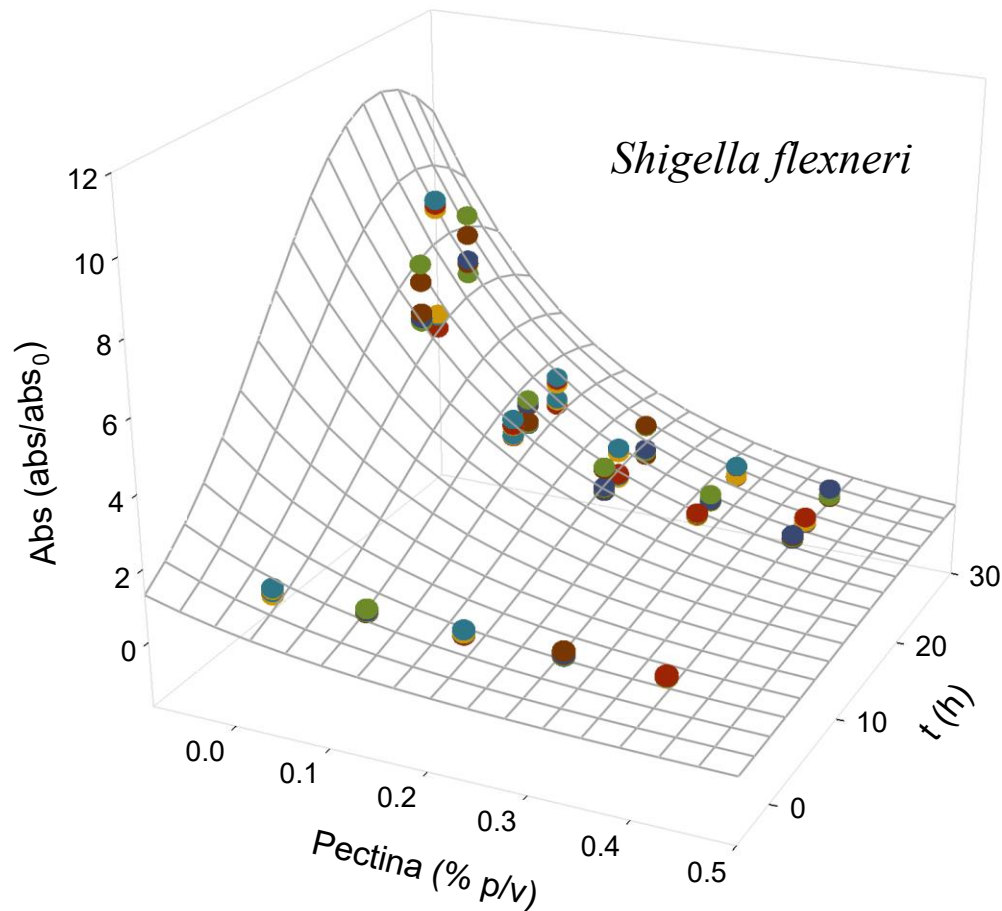


Figura 16 Grafico 3D de comportamiento de *Shigella flexneri* en función del tiempo y concentración de pectina.

La gráfica (figura 16) muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento de *Shigella flexneri*. Se observa que el crecimiento bacteriano aumenta con el tiempo, alcanzando un máximo en ausencia de pectina.

Sin embargo, conforme incrementa la concentración de pectina (0.10–0.40 % p/v), se presenta una disminución notable en el crecimiento microbiano, evidenciando un efecto inhibitorio más marcado en comparación con otras bacterias.

En conjunto, estos resultados sugieren que la pectina ejerce un efecto inhibitorio dependiente de la dosis sobre *S. flexneri*, siendo mayor a concentraciones elevadas.

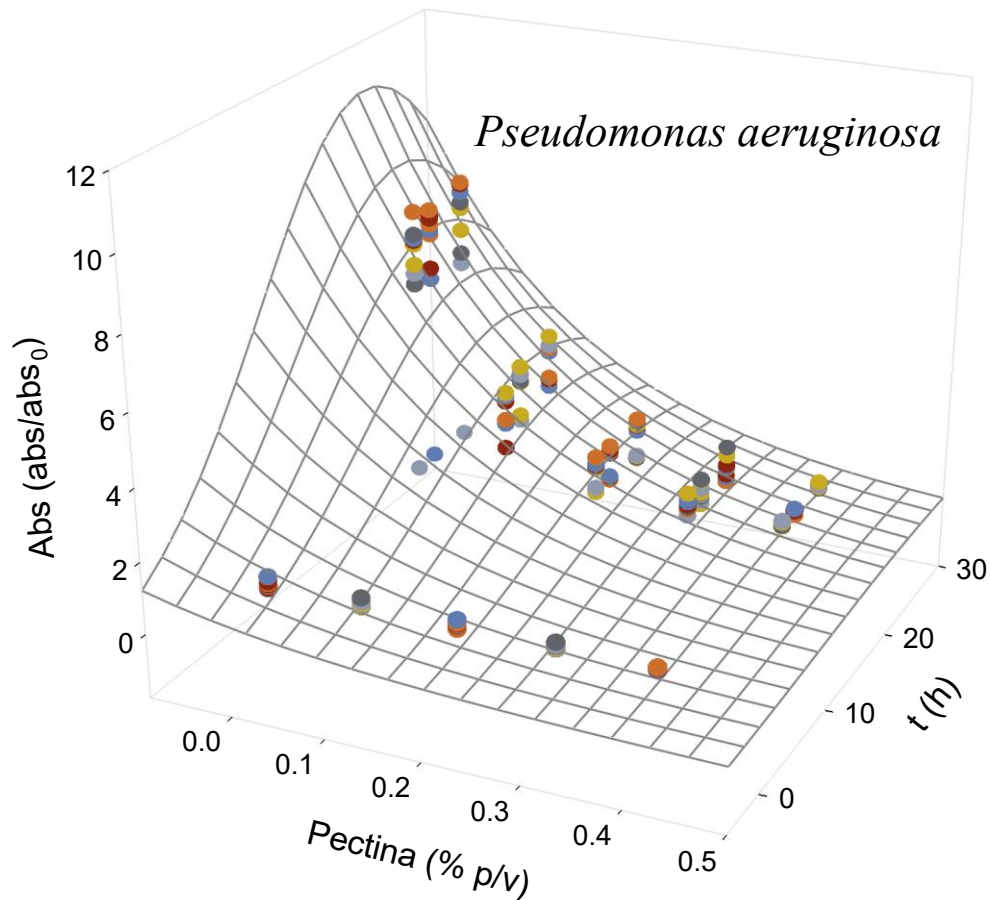


Figura 17 Grafico 3D de comportamiento de *Pseudomonas aeruginosa* en función del tiempo y concentración de pectina.

La figura 17 muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento de *Pseudomonas aeruginosa*. Se observa un incremento en el crecimiento bacteriano con el tiempo en el control (0% pectina)

En cuanto al efecto de la pectina, se identifica una tendencia a la reducción del crecimiento conforme aumenta su concentración, aunque de manera menos pronunciada en comparación con otras bacterias.

Estos resultados sugieren un efecto inhibitorio dependiente de la dosis, indicando susceptibilidad de *P. aeruginosa* frente a la pectina.

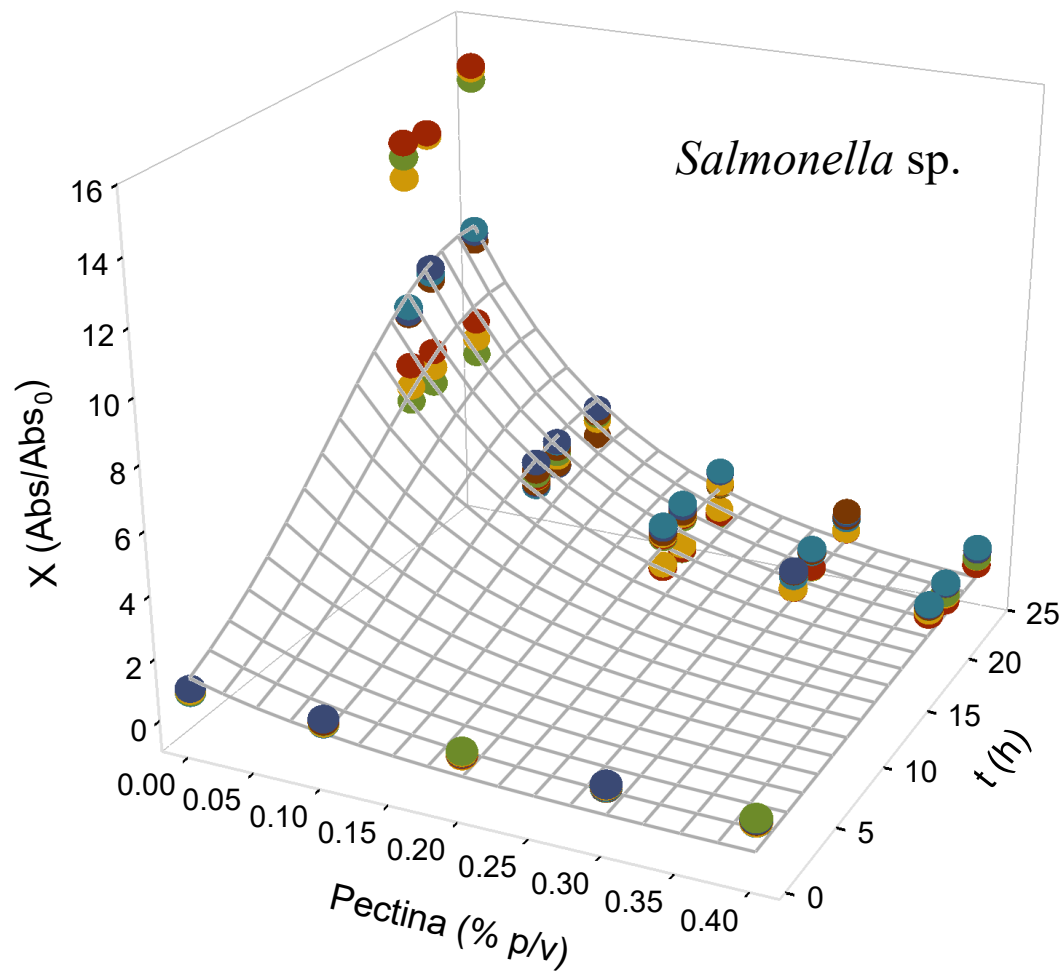


Figura 18 Grafico 3D de comportamiento de *Salmonella sp.* en función del tiempo y concentración de pectina.

La gráfica (figura 18) muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento de *Salmonella sp.* Se observa que el crecimiento bacteriano aumenta con el tiempo, alcanzando valores máximos en concentraciones bajas de pectina.

A medida que incrementa la concentración (0.20–0.40 % p/v), se presenta una disminución progresiva en la respuesta microbiana, evidenciando un efecto inhibitorio dependiente de la concentración de pectina.

Este comportamiento sugiere que *Salmonella sp.* presenta una sensibilidad moderada a la pectina, con una respuesta más uniforme en comparación con otras bacterias evaluadas.

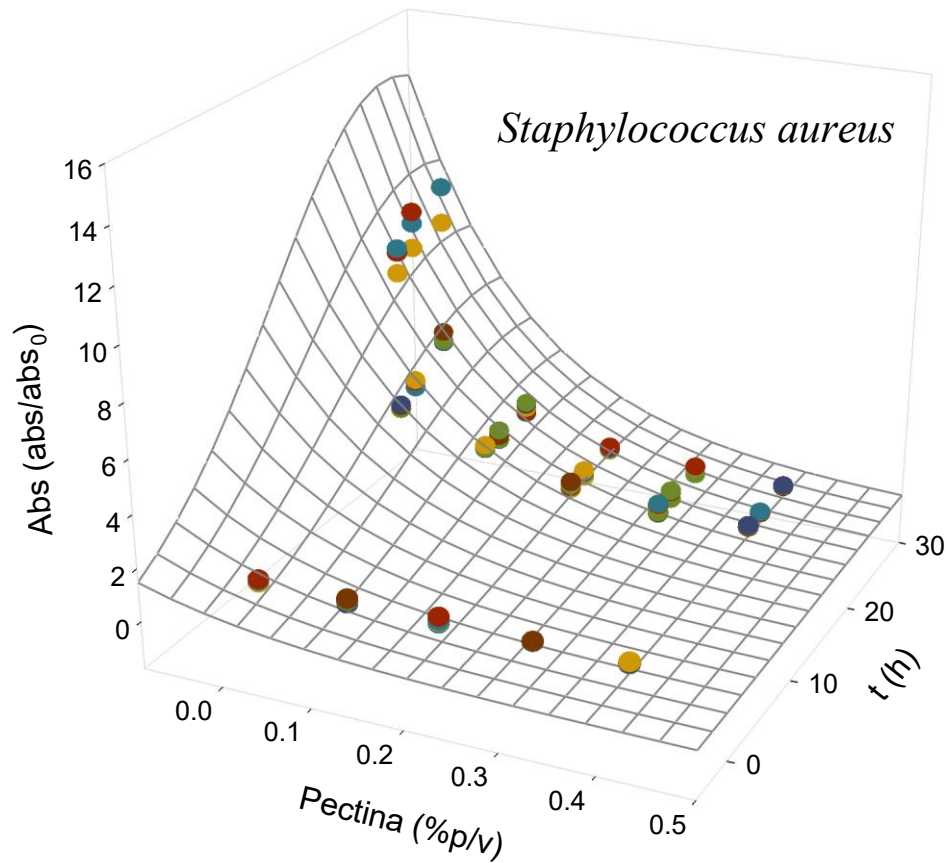


Figura 19 Grafico 3D de comportamiento de *Staphylococcus aureus* en función del tiempo y concentración de pectina.

La gráfica (figura 19) muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento de *Staphylococcus aureus*. Se observa un incremento en el crecimiento bacteriano con el tiempo concentraciones bajas o nulas de pectina.

Conforme aumenta la concentración de pectina, se presenta una disminución gradual en la respuesta microbiana, lo que sugiere un efecto inhibitorio dependiente de la concentración de pectina

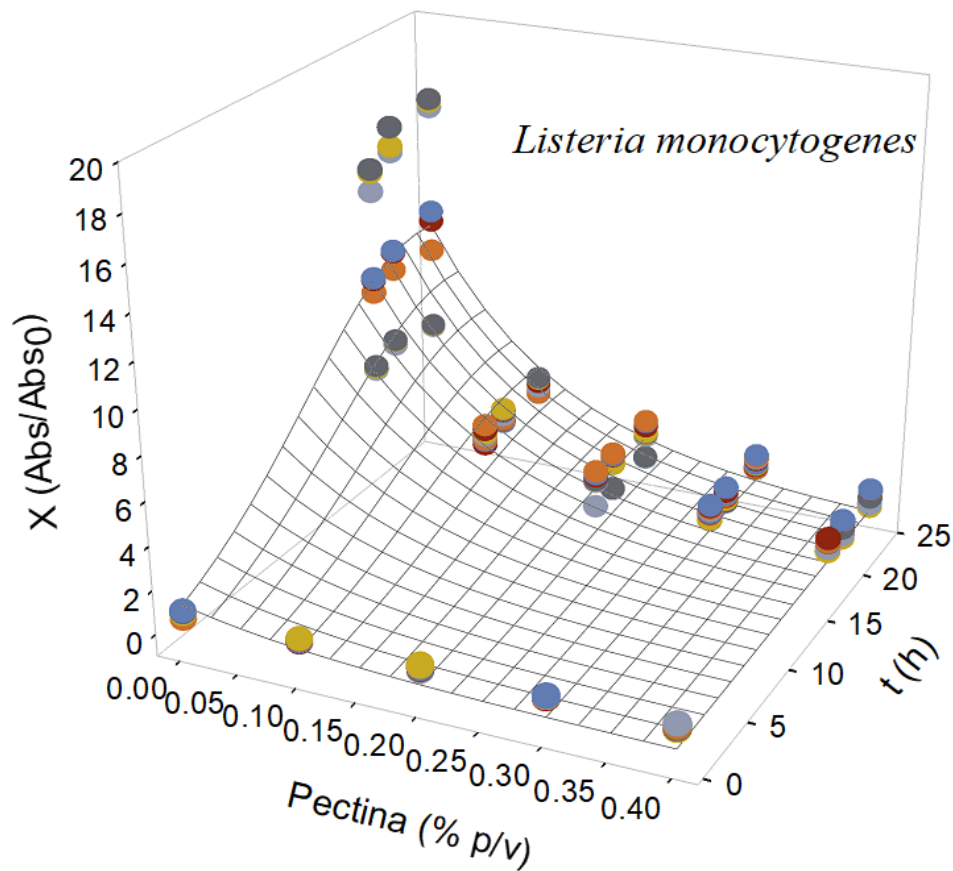


Figura 20 Grafico 3D de comportamiento de *Listeria monocytogenes* en función del tiempo y concentración de pectina.

La figura 20 muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento de *Listeria monocytogenes*. Se observa que el crecimiento bacteriano incrementa con el tiempo, alcanzando valores máximos en concentraciones bajas de pectina.

Sin embargo, a medida que la concentración de pectina aumenta (0.20–0.40 % p/v), se presenta una disminución más marcada en la respuesta microbiana, lo que indica un efecto inhibitorio dependiente de la concentración.

En comparación con otras bacterias evaluadas, *Listeria monocytogenes* parece mostrar una mayor sensibilidad a la pectina, evidenciada por una reducción más pronunciada en su crecimiento a concentraciones elevadas.

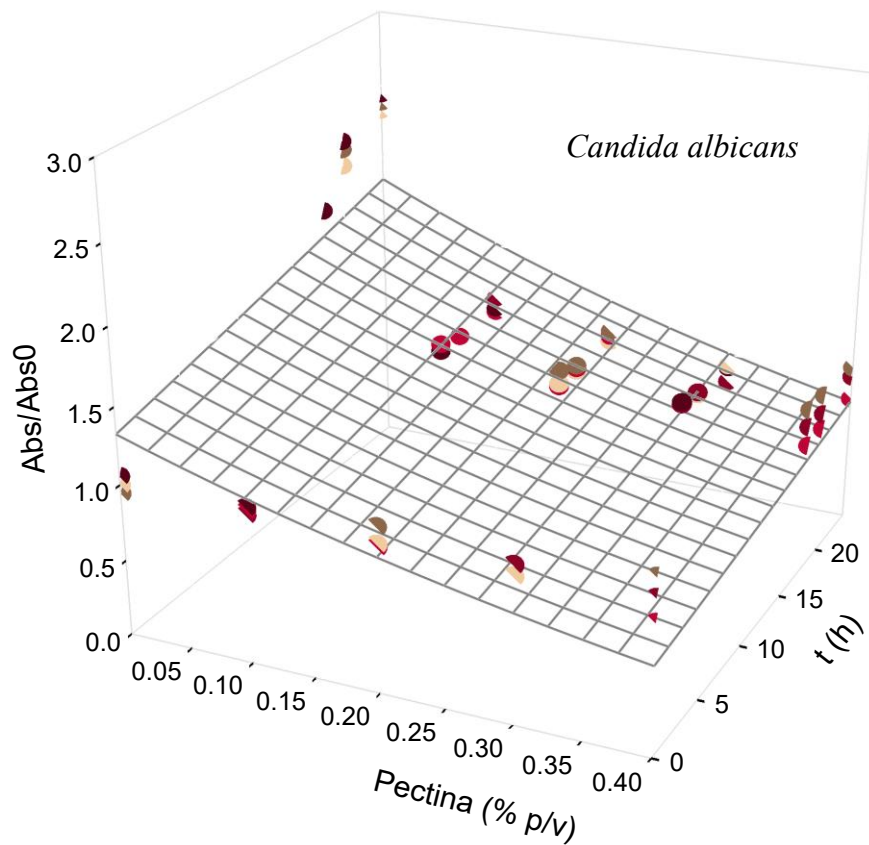


Figura 21 Grafico 3D de comportamiento de *Candida albicans* en función del tiempo y concentración de pectina.

La figura 21 muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento de *Candida albicans*. Se observa que el crecimiento presenta una tendencia moderada a incrementarse con el tiempo; sin embargo, los valores registrados se mantienen relativamente bajos en comparación con otros microorganismos evaluados.

En cuanto a la concentración de pectina, no se aprecia un efecto inhibitorio claramente definido en el rango evaluado (0.10–0.40 % p/v), ya que el crecimiento se mantiene variable y sin una tendencia decreciente consistente.

Este comportamiento sugiere que *Candida albicans* presenta una menor sensibilidad a la pectina en comparación con las bacterias analizadas, lo que podría estar relacionado con diferencias estructurales en la pared celular y mecanismos de adaptación propios de las levaduras.

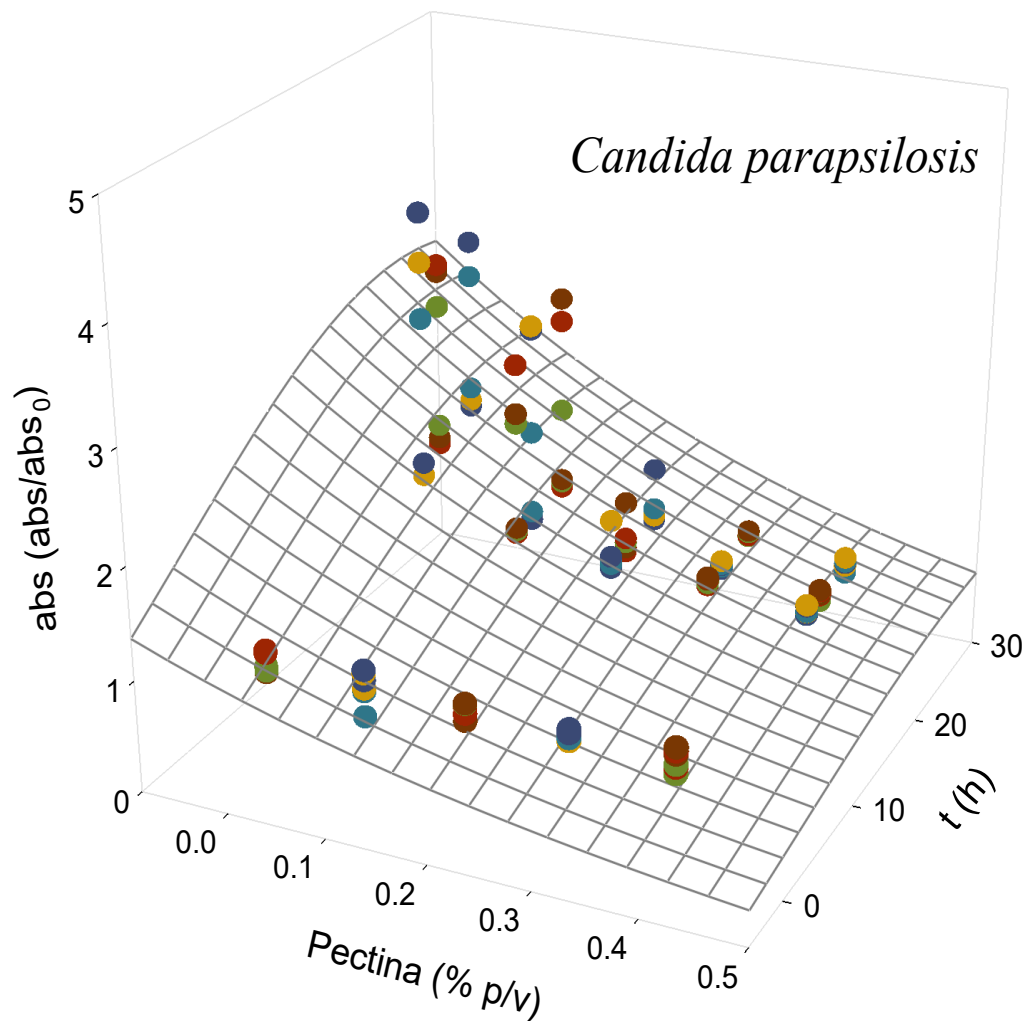


Figura 22 Grafico 3D de comportamiento de *Candida parapsilosis* en función del tiempo y concentración de pectina.

La gráfica (figura 22) muestra el efecto de la concentración de pectina y el tiempo de incubación sobre el crecimiento microbiano. Se observa que, en general, el crecimiento aumenta ligeramente con el tiempo; sin embargo, los valores alcanzados son considerablemente bajos.

Asimismo, el incremento en la concentración de pectina (0.10–0.40% p/v) genera cambios moderados en la respuesta de la levadura, manteniéndose niveles de crecimiento reducidos incluso a mayores concentraciones. Este comportamiento sugiere una sensibilidad de *Candida parapsilosis* a la pectina.

Concentraciones mínimas inhibitorias (CMI)

Las CMI obtenidas confirmaron la eficacia de la pectina de xoconostle frente a todos los microorganismos evaluados (Tabla 12), siendo notablemente menores que las reportadas para pectina de tuna de *Opuntia albicarpa* (Burgos González, 2023). Por ejemplo, para *E. coli* la CMI fue 2 mg/ml comparado con 8 mg/mL de pectina de tuna. Esto sugiere que la pectina de xoconostle posee un potencial antimicrobiano superior, probablemente debido a su alto contenido de ácido galacturónico (78.9%), bajo grado de esterificación (32.84%) y presencia de compuestos fenólicos (2.37 mg GAE/g) características que posiblemente potencian su actividad antimicrobiana.

Tabla 12 Concentración mínima inhibitoria (CMI) de pectinas de xoconostle (*Opuntia matudae*) y pectina de tuna (*O. albicarpa*)

Microorganismo	CMI (mg/mL)	
	<i>Opuntia matudae</i>	<i>Opuntia albicarpa</i> (Burgos González, 2023)
<i>Escherichia coli</i>	2	8
<i>Shigella flexneri</i>	1	6
<i>Salmonella</i> spp.	3	8
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	3	12
<i>Listeria monocytogenes</i>	1	8
<i>Staphylococcus aureus</i>	3	8
<i>Candida albicans</i>	2	NR
<i>Candida parapsilosis</i>	1	6

De acuerdo con otros autores (Sindhu et al., 2024), la pectina ejerce su efecto antimicrobiano dañando la estructura celular, impidiendo la reproducción bacteriana y llevando a la muerte de las bacterias, probablemente a través del daño a la pared celular. Este daño puede deberse a las interacciones del ácido galacturónico y de los compuestos fenólicos presentes con los componentes de la pared celular. Sin embargo, el mecanismo de acción aún no está esclarecido.

Determinación de porcentaje de permeación de membrana

Con el propósito de analizar si la pectina de xoconostle ocasiona alteraciones estructurales en la membrana celular de los microorganismos usados en este estudio, se llevó a cabo el ensayo de captación de cristal violeta (CCV), el cual permite evidenciar cambios en la permeabilidad, ya que el ingreso del colorante refleja la pérdida de integridad de la membrana celular microbiana.

La captación de cristal violeta mostró variaciones significativas entre los microorganismos (Tabla 13). Los valores más altos se observaron en *Shigella flexneri* (41%, 2 mg/mL), *Candida parapsilosis* (39%, 2 mg/mL), *Staphylococcus aureus* (39%, 2 mg/mL), *Candida albicans* (38%, 2 mg/mL), *Listeria monocytogenes* (37%, 2 mg/mL) y *Salmonella* sp. (37%, 3 mg/mL), reflejando alteración de la membrana celular. Por el contrario, *E. coli* (25%, 2 mg/mL) y *Pseudomonas aeruginosa* (26%, 3 mg/mL) mostraron menor captación, indicando menor susceptibilidad.

Tabla 13 Porcentaje de captación de cristal violeta (CCV) en patógenos en presencia de pectina de xoconostle

Microorganismo	Blanco CCV (%)	CCV (%)	Pectina de xoconostle (mg/mL)
<i>Escherichia coli</i>	3	25	2
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	17	26	3
<i>Salmonella</i> sp.	19	37	3
<i>Shigella flexneri</i>	20	41	2
<i>Candida albicans</i>	23	38	2
<i>Candida parapsilosis</i>	31	39	2
<i>Listeria monocytogenes</i>	19	37	2
<i>Staphylococcus aureus</i>	22	39	2

Los resultados evidenciaron que algunas bacterias Gram negativas (*E. coli*, *P. aeruginosa*) fueron menos susceptibles a la pectina de *O. matudae* en comparación con las Gram positivas (*S. aureus*, *L. monocytogenes*). Esta diferencia se explica principalmente por la presencia de una membrana externa en las Gram negativas, rica en lipopolisacáridos, que actúa como una barrera frente a compuestos hidrofílicos y de mayor peso molecular como las pectinas (Vollmer, 2024). En cambio, las Gram positivas carecen de esta membrana externa y dependen de un grueso peptidoglicano, lo que facilita posiblemente la interacción de la pectina con la membrana plasmática y la pared celular, favoreciendo la permeabilización. Por otro lado, las levaduras (*C. albicans*, *C. parapsilosis*) mostraron también susceptibilidad a la pectina, probablemente debido a la alteración de la pared celular compuesta por glucanos y quitina, lo que genera una disrupción de la integridad de la membrana plasmática (Lenardon et al., 2020). Este efecto podría potenciarse por la presencia de compuestos fenólicos asociados a la pectina, capaces de interactuar con proteínas y lípidos de la membrana. Finalmente, *Shigella flexneri* destacó por su permeabilización a bajas concentraciones de pectina, mientras que *P. aeruginosa* fue la más resistente, lo que concuerda con su reconocida capacidad para combinar la barrera del LPS con sistemas de expulsión activa de antimicrobianos (Paracini et al., 2022).

Los resultados respaldan que el mecanismo antimicrobiano de la pectina de xoconostle incluye la alteración de la permeabilidad de la membrana celular, provocando fuga de componentes intracelulares. Estudios recientes han demostrado que las pectinas modificadas con ácidos fenólicos como el ácido ferúlico, el cual está presente en la pectina de xoconostle (9.35 mg/g), exhiben una actividad antimicrobiana mejorada, principalmente mediante la reducción de la integridad de la membrana en bacterias como *E. coli* y *S. aureus* (Liu et al., 2021).

En este estudio, la pectina de xoconostle presentó un bajo grado de esterificación (32.84%), lo que la clasifica como una pectina de bajo metoxilo. Este tipo de pectinas se caracterizan por tener una mayor cantidad de grupos carboxilo libres, lo cual favorece interacciones electrostáticas con las membranas bacterianas y puede potenciar su actividad antimicrobiana (Gao et al., 2023). El alto contenido de ácido galacturónico (78.9%) también puede considerarse un factor determinante, ya que se ha reportado que la fracción rica en este monosacárido es la responsable de gran parte de la actividad biológica de la pectina, incluyendo sus propiedades antibacterianas (Gao et al., 2023). Asimismo, la presencia de compuestos fenólicos (2.37 mg GAE/g) y de ácido ferúlico (0.935 mg/g de pectina) podría generar un efecto sinérgico con la fracción de polisacárido. Se ha demostrado que la incorporación de ácido ferúlico en la estructura de la pectina modifica sus propiedades funcionales, aportando mayor estabilidad y potencial bioactividad (Liu et al., 2021). Estos resultados sugieren que tanto la estructura del polisacárido como los compuestos asociados juegan un papel clave en la actividad biológica de la pectina de xoconostle.

Conclusiones

El rendimiento de pectina obtenido (10.47%) demuestra que el método de extracción utilizado es eficiente, comparable con estudios previos, lo que garantiza un proceso rentable y sostenible para futuras extracciones de pectina de xoconostle. La pectina obtenida, con un alto contenido de ácido galacturónico (789 mg/g), se clasifica como pectina de bajo metoxilo (32.84% de esterificación), lo que refuerza su potencial bioactivo y su pureza como biopolímero funcional. La presencia de ácido ferúlico (9.35mg/g) y compuestos fenólicos totales (2.37 mg GAE/g) contribuye a su actividad antioxidante y antimicrobiana, mientras que su peso molecular promedio (230.3 kDa) y alta polidispersidad (3.46) indican una mezcla de fracciones que puede influir en sus propiedades funcionales y reológicas. La pectina de xoconostle mostró viscosidad superior a la de pectinas cítricas comerciales y un comportamiento pseudoplástico, lo que facilita su procesamiento industrial y amplía su tecnología funcionalidad como espesante o estabilizante.

En términos de bioactividad, la pectina presentó actividad antioxidante significativa y efecto antimicrobiano diferencial, siendo más eficaz frente a bacterias Gram positivas y levaduras, mientras que algunas Gram negativas mostraron resistencia parcial. Estos hallazgos sugieren que la combinación de la estructura química de la pectina y la presencia de grupos fenólicos contribuye a su efecto funcional. En conjunto, los resultados indican que la pectina de xoconostle es un biopolímero multifuncional con aplicaciones potenciales en las industrias alimentaria, farmacéutica y cosmética, aportando valor como agente funcional y natural con propiedades antioxidantes y antimicrobianas.

Bajo esta perspectiva, se sugiere que futuras investigaciones se enfoquen en la obtención de oligosacáridos pécticos (POS) mediante la despolimerización controlada de la pectina de xoconostle, con el objetivo de potenciar su actividad antimicrobiana. En particular, será relevante evaluar cómo la reducción del peso molecular y la generación de fragmentos de ácido galacturónico influyen en su interacción con microorganismos específicos. Asimismo, resulta fundamental investigar el posible efecto sinérgico entre estos oligómeros y los compuestos fenólicos asociados a la pectina. De igual manera, es necesario profundizar en el esclarecimiento del mecanismo de acción antimicrobiano involucrado, así como en la relación entre la estructura química de los oligosacáridos y su actividad biológica.

Referencias

- Abou-Elseoud, W. S., Hassan, E. A., & Hassan, M. L. (2021). Extraction of pectin from sugar beet pulp by enzymatic and ultrasound-assisted treatments. *Carbohydrate Polymer Technologies and Applications*, 2, 100042. <https://doi.org/10.1016/J.CARPTA.2021.100042>
- Agarwal, T., Fortunato, G. M., Hann, S. Y., Ayan, B., Vajanthri, K. Y., Presutti, D., Cui, H., Chan, A. H. P., Costantini, M., Onesto, V., Di Natale, C., Huang, N. F., Makvandi, P., Shabani, M., Maiti, T. K., Zhang, L. G., & De Maria, C. (2021). Recent advances in bioprinting technologies for engineering cardiac tissue. *Materials Science and Engineering: C*, 124, 112057. <https://doi.org/10.1016/J.MSEC.2021.112057>
- Alba, K., Bingham, R. J., Gunning, P. A., Wilde, P. J., & Kontogiorgos, V. (2019). Rheological characterization of a pectin extracted from ponkan (*Citrus reticulata* blanco cv. ponkan) peel. *Food Hydrocolloids*, 94(29), 326–332. <https://doi.org/10.1021/acs.jpcc.8b04790>
- Alba, K., MacNaughtan, W., Laws, A. P., Foster, T. J., Campbell, G. M., & Kontogiorgos, V. (2018). Fractionation and characterisation of dietary fibre from blackcurrant pomace. *Food Hydrocolloids*, 81, 398–408. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.03.023>
- Arias-Rico, J., Del Socorro Cruz-Cansino, N., Cámara-Hurtado, M., López-Froilán, R., Pérez-Rodríguez, M. L., De Cortes Sánchez-Mata, M., Jaramillo-Morales, O. A., Barrera-Gálvez, R., & Ramírez-Moreno, E. (2020). Study of xoconostle (*Opuntia* spp.) powder as source of dietary fiber and antioxidants. *Foods*, 9(4). <https://doi.org/10.3390/foods9040403>
- Atak, M., Yılmaz Kutlu, E., Çavuş, D., & Çomoğlu, M. (2024). Handmade green tea: Antioxidant content and activity. *Applied Food Research*, 4(2). <https://doi.org/10.1016/j.afres.2024.100626>
- Boletines UAM. (n.d.).
- Burgos González. (2023). Evaluación de la actividad antioxidante y antimicrobiana de pectinas de tuna (*Opuntia albicarpa*). Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.
- Cai, R., Pan, S., Li, R., Xu, X., Pan, S., & Liu, F. (2022). Curcumin loading and colon release of pectin gel beads: Effect of different de-esterification method. *Food Chemistry*, 389. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.133130>
- Chandel, V., Biswas, D., Roy, S., Vaidya, D., Verma, A., & Gupta, A. (2022). Current Advancements in Pectin: Extraction, Properties and Multifunctional Applications. In *Foods* (Vol. 11, Number 17). MDPI. <https://doi.org/10.3390/foods11172683>

- Chen, T. T., Zhang, Z. H., Wang, Z. W., Chen, Z. L., Ma, H., & Yan, J. K. (2021). Effects of ultrasound modification at different frequency modes on physicochemical, structural, functional, and biological properties of citrus pectin. *Food Hydrocolloids*, *113*, 106484. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2020.106484>
- Chen, X., Tao, L., Ru, Y., Weng, S., Chen, Z., Wang, J., Guo, L., Lin, Z., Pan, W., & Qiu, B. (2019). Antibacterial mechanism of *Tetrastigma hemsleyanum* Diels et Gilg's polysaccharides by metabolomics based on HPLC/MS. *International Journal of Biological Macromolecules*, *140*, 206–215. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2019.08.097>
- Cruz-Rubio, J. M., Mueller, M., Viernstein, H., Loeppert, R., & Praznik, W. (2021). Prebiotic potential and chemical characterization of the poly and oligosaccharides present in the mucilage of *Opuntia ficus-indica* and *Opuntia joconostle*. *Food Chemistry*, *362*. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.130167>
- Dadhwal, J., Choudhary, I., Kumar, S., & Bhagawan, D. (2026). Optimization and characterization of pectin extraction from lemon peels using heating and ultrasound assisted methods: A sustainable approach to fruit waste valorization. *International Journal of Biological Macromolecules*, *339*, 149950. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2025.149950>
- de Araújo, F. F., de Paulo Farias, D., Neri-Numa, I. A., & Pastore, G. M. (2021). Underutilized plants of the Cactaceae family: Nutritional aspects and technological applications. *Food Chemistry*, *362*, 130196. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2021.130196>
- del Amo-Mateos, E., Cáceres, B., Coca, M., Teresa García-Cubero, M., & Lucas, S. (2024). Recovering rhamnogalacturonan-I pectin from sugar beet pulp using a sequential ultrasound and microwave-assisted extraction: Study on extraction optimization and membrane purification. *Bioresource Technology*, *394*, 130263. <https://doi.org/10.1016/J.BIORTECH.2023.130263>
- Dirección General del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (DGSIAP). (2024). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola 2024*.
- Ezzati, S., Ayaseh, A., Ghanbarzadeh, B., & Heshmati, M. K. (2020). Pectin from sunflower by-product: Optimization of ultrasound-assisted extraction, characterization, and functional analysis. *International Journal of Biological Macromolecules*, *165*, 776–786. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2020.09.205>
- Fan, F., Saha, S., & Hanjaya-Putra, D. (2021). Biomimetic Hydrogels to Promote Wound Healing. In *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology* (Vol. 9). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2021.718377>

- Filisetti-Cozzi, T. M. C. C., & Carpita, N. C. (1991). Measurement of uronic acids without interference from neutral sugars. *Analytical Biochemistry*, *197*(1), 157–162. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(91\)90372-Z](https://doi.org/10.1016/0003-2697(91)90372-Z)
- Gallegos-Vázquez, Cervantes-Herrera Joel, & Barrientos-Priego Alejandro F. (2005). *Manual Gráfico para la Descripción Varietal del Nopal Tunero y Xoconostle (Opuntia spp.)* (G. D. R. P. y A. (SNICS-S. Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas - Secretaria de Agricultura & Universidad Autónoma Chapingo (UACh), Eds.).
- Gao, M., Wang, X., Lin, J., Liu, X. Y., Qi, D., Luo, Y., Aheyeli-kai, Y., & Ma, H. (2023a). Separation, structural identification and antibacterial activity of pectin oligosaccharides derived from seed melon. *Food Bioscience*, *53*, 102616. <https://doi.org/10.1016/J.FBIO.2023.102616>
- Gao, M., Wang, X., Lin, J., Liu, X. Y., Qi, D., Luo, Y., Aheyeli-kai, Y., & Ma, H. (2023b). Separation, structural identification and antibacterial activity of pectin oligosaccharides derived from seed melon. *Food Bioscience*, *53*, 102616. <https://doi.org/10.1016/J.FBIO.2023.102616>
- Gawkowska, D., Cybulska, J., & Zdunek, A. (2018). Structure-related gelling of pectins and linking with other natural compounds: A review. In *Polymers* (Vol. 10, Number 7). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/polym10070762>
- González-Cortazar, M., Gutiérrez-Román, A. S., Vargas-Ruiz, R., Montiel-Ruiz, R. M., Ble-González, E. A., Pérez-Terán, Y. Y., Tortoriello, J., & Jiménez-Ferrer, E. (2022). Antidiabetic Activity of Xoconostle Fruit from *Opuntia matudae* Scheivar in Mice. *Journal of Medicinal Food*, *25*(1), 70–78. <https://doi.org/10.1089/jmf.2021.0041>
- Hayek, S. A., & Ibrahim, S. A. (2012). Antimicrobial activity of xoconostle pears (*Opuntia matudae*) against *Escherichia coli* O157:H7 in laboratory medium. *International Journal of Microbiology*. <https://doi.org/10.1155/2012/368472>
- Hernández-Fuentes, A. D., Trapala-Islas, A., Gallegos-Vásquez, C., Campos-Montiel, R. G., Pinedo-Espinoza, J. M., & Guzmán-Maldonado, S. H. (2015). Variabilité physico-chimique et caractéristiques nutritionnelles et fonctionnelles de variétés de “xoconostle” (*Opuntia spp.*) du Mexique. Introduction. *Fruits*, *70*(2), 109–116. <https://doi.org/10.1051/fruits/2015002>
- Hernández-Valdepeña, M. A., Hernández-Valencia, C. G., Labra-Vázquez, P., Wachter, C., Díaz-Ruiz, G., Vázquez, A., Pedraza-Chaverri, J., Shirai, K., Rosas-Aburto, A., Vivaldo-Lima, E., Bárzana, E., Rodríguez-Sonoja, R., & Gimeno, M. (2021). Antioxidant and antimicrobial material by grafting of L-arginine onto enzymatic poly(gallic acid). *Materials Science and Engineering: C*, *121*, 111650. <https://doi.org/10.1016/j.msec.2020.111650>

- Herrera-Rodríguez, S. E., Pacheco, N., Ayora-Talavera, T., Pech-Cohuo, S., & Cuevas-Bernardino, J. C. (2022). Advances in the green extraction methods and pharmaceutical applications of bioactive pectins from unconventional sources: a review. *Studies in Natural Products Chemistry*, *73*, 221–264. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-91097-2.00015-7>
- Hossain, M. M., Ara, R., Yasmin, F., Suchi, M., & Zzaman, W. (2024). Microwave and ultrasound assisted extraction techniques with citric acid of pectin from Pomelo (*Citrus maxima*) peel. *Measurement: Food*, *13*(2), 100135. <https://doi.org/10.1016/j.meafao.2024.100135>
- Hu, L., Wang, C., Bai, Y., Khalifa, I., Liang, X., Zhang, H., & Jia, Y. (2025). Pectin–polyphenol interactions: a system with enhanced functionalities and bioavailabilities. *Food Chemistry*, *495*(1), 146634. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2025.146634>
- Jiang, L., Wang, W., Wen, P., Shen, M., Li, H., Ren, Y., Xiao, Y., Song, Q., Chen, Y., Yu, Q., & Xie, J. (2020). Two water-soluble polysaccharides from mung bean skin: Physicochemical characterization, antioxidant and antibacterial activities. *Food Hydrocolloids*, *100*, 105412. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2019.105412>
- Karnik, D., Jung, J., Hawking, S., & Wicker, L. (2016). Sugar beet pectin fractionated using isopropanol differs in galacturonic acid, protein, ferulic acid and surface hydrophobicity. *Food Hydrocolloids*, *60*, 179–185. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.03.037>
- Kedir, W. M., Deresa, E. M., & Diriba, T. F. (2022). Pharmaceutical and drug delivery applications of pectin and its modified nanocomposites. *Heliyon*, *8*(9), e10654. <https://doi.org/10.1016/J.HELIYON.2022.E10654>
- Koshy, J., & Sangeetha, D. (2024). Recent progress and treatment strategy of pectin polysaccharide based tissue engineering scaffolds in cancer therapy, wound healing and cartilage regeneration. *International Journal of Biological Macromolecules*, *257*, 128594. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.128594>
- Kpodo, F. M., Jato, J., Adjei, C. N. A., Walter, A., Agbenorhevi, J. K., Duah, J., & Nuro-Ameyaw, P. (2023). Physicochemical and functional properties of pulp and pectin from agro-waste of three Cucurbitaceae species. *Food Chemistry Advances*, *3*(S2), 100530. <https://doi.org/10.1016/j.focha.2023.100530>
- Kumar, V., & Tingirikari, J. M. R. (2023). Degree of methylation: A key to the functional properties of low methylated pectin derived from pectin rich agrowaste. *Food Bioscience*, *56*, 103386. <https://doi.org/10.1016/J.FBIO.2023.103386>
- Lenardon, M. D., Sood, P., Dorfmüller, H. C., Brown, A. J. P., & Gow, N. A. R. (2020). Scalar nanostructure of the *Candida albicans* cell wall; a molecular, cellular and ultrastructural analysis and interpretation. *The Cell Surface*, *6*, 100047. <https://doi.org/10.1016/J.TCSW.2020.100047>

- Lira-Ortiz, A. L., Reséndiz-Vega, F., Ríos-Leal, E., Contreras-Esquivel, J. C., Chavarría-Hernández, N., Vargas-Torres, A., & Rodríguez-Hernández, A. I. (2014). Pectins from waste of prickly pear fruits (*Opuntia albicarpa* Scheinvar 'Reyna'): Chemical and rheological properties. *Food Hydrocolloids*, *37*, 93–99. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2013.10.018>
- Liu, J., Wang, T., Huang, B., Zhuang, Y., Hu, Y., & Fei, P. (2021). Pectin modified with phenolic acids: Evaluation of their emulsification properties, antioxidation activities, and antibacterial activities. *International Journal of Biological Macromolecules*, *174*, 485–493. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2021.01.190>
- Madrigal-Santillán, E., Portillo-Reyes, J., Madrigal-Bujaidar, E., Sánchez-Gutiérrez, M., Izquierdo-Vega, J. A., Izquierdo-Vega, J., Delgado-Olivares, L., Vargas-Mendoza, N., Álvarez-González, I., Morales-González, Á., & Morales-González, J. A. (2022). *Opuntia* spp. in Human Health: A Comprehensive Summary on Its Pharmacological, Therapeutic and Preventive Properties. Part 2. In *Plants* (Vol. 11, Number 18). MDPI. <https://doi.org/10.3390/plants11182333>
- Mathew, A. A., Mohapathra, S., & Panonnummal, R. (2023). Pectin-based drug delivery systems for biomedical applications. *Natural Biopolymers in Drug Delivery and Tissue Engineering*, 301–346. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-98827-8.00018-7>
- Mohamed, S. A. A., El-Sakhawy, M., & El-Sakhawy, M. A. M. (2020). Polysaccharides, Protein and Lipid -Based Natural Edible Films in Food Packaging: A Review. *Carbohydrate Polymers*, *238*, 116178. <https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2020.116178>
- Mohnen, D. (2008). Pectin structure and biosynthesis. *Current Opinion in Plant Biology*, *11*(3), 266–277. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2008.03.006>
- Morales, P., Barros, L., Ramírez-Moreno, E., Santos-Buelga, C., & Ferreira, I. C. F. R. (2015). Xoconostle fruit (*Opuntia matudae* Scheinvar cv. rosa) by-products as potential functional ingredients. *Food Chemistry*, *185*, 289–297. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.04.012>
- Morales, P., Ramírez-Moreno, E., Sanchez-Mata, M. de C., Carvalho, A. M., & Ferreira, I. C. F. R. (2012). Nutritional and antioxidant properties of pulp and seeds of two xoconostle cultivars (*Opuntia joconostle* F.A.C. Weber ex Diguët and *Opuntia matudae* Scheinvar) of high consumption in Mexico. *Food Research International*, *46*(1), 279–285. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.12.031>
- Morales-Martínez, Y., López-Cuellar, M. del R., Chavarría-Hernández, N., & Rodríguez-Hernández, A. I. (2018). Rheological behaviour of acetylated pectins from cactus pear fruits (*Opuntia albicarpa* and *O. matudae*). *Food Hydrocolloids*, *85*, 110–119. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.07.009>

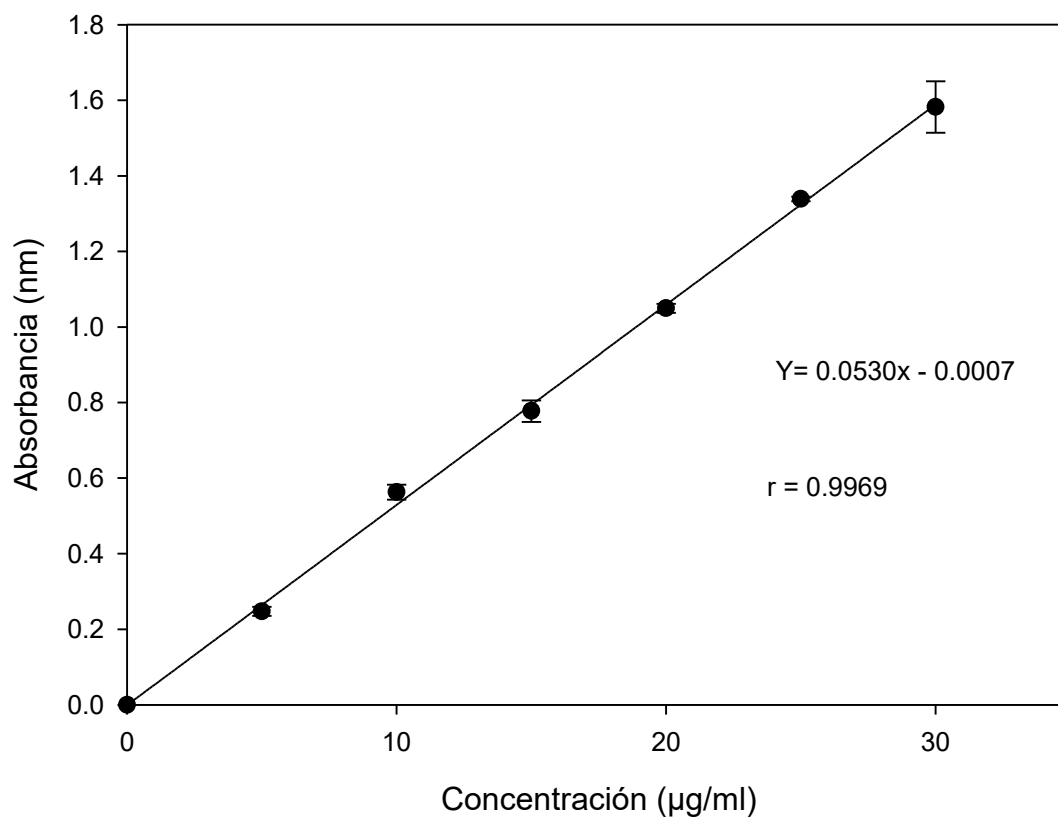
- Mota, J., Muro, C., Illescas, J., Hernández, O. A., Tecante, A., & Rivera, E. (2020). Extraction and Characterization of Pectin from the Fruit Peel of *Opuntia robusta*. *ChemistrySelect*, 5(37), 11446–11452. <https://doi.org/10.1002/slct.202002181>
- Muhammad, K., Nur, N. I., Gannasin, S. P., Mohd. Adzahan, N., & Bakar, J. (2014). High methoxyl pectin from dragon fruit (*Hylocereus polyrhizus*) peel. *Food Hydrocolloids*, 42(P2), 289–297. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2014.03.021>
- Panwar, D., Panesar, P. S., & Chopra, H. K. (2023). Ultrasound-assisted extraction of pectin from Citrus limetta peels: Optimization, characterization, and its comparison with commercial pectin. *Food Bioscience*, 51, 102231. <https://doi.org/10.1016/J.FBIO.2022.102231>
- Paracini, N., Schneck, E., Imberty, A., & Micciulla, S. (2022). Lipopolysaccharides at Solid and Liquid Interfaces: Models for Biophysical Studies of the Gram-negative Bacterial Outer Membrane. *Advances in Colloid and Interface Science*, 301, 102603. <https://doi.org/10.1016/J.CIS.2022.102603>
- Pérez-Ramírez, B. Y., Garduño-Siciliano, L., Álvarez-González, I., Vargas-Díaz, M. E., Lara-Villalazo, J. de J., Cardador-Martínez, M. A., Márquez-Flores, Y. K., Martínez-Galero, E., & Rebolledo, G. A. G. (2024). Dyslipidemic effect of aqueous and ethanolic extracts of raw and roasted xoconostle (*Opuntia joconostle*) peel. *Boletín Latinoamericano y Del Caribe de Plantas Medicinales y Aromaticas*, 23(2), 273–290. <https://doi.org/10.37360/blacpma.24.23.2.19>
- Qiao, Y., Shen, Y., Jiang, H., Li, D., & Li, B. (2024). Structural characterization, antioxidant and antibacterial activity of three pectin polysaccharides from blueberry. *International Journal of Biological Macromolecules*, 262, 129707. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2024.129707>
- Qu, B., & Luo, Y. (2021). A review on the preparation and characterization of chitosan-clay nanocomposite films and coatings for food packaging applications. *Carbohydrate Polymer Technologies and Applications*, 2, 100102. <https://doi.org/10.1016/J.CARPTA.2021.100102>
- Reyna Jaen Nancy. (2011). Caracterización reológica de polisacáridos pécticos extraídos de cáscara de xoconostle (*Opuntia sp.*) [Universidad Autónoma del estado de Hidalgo]. <http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/handle/231104/4750>
- Ridley, B. L., O'neill, M. A., & Mohnen, D. (n.d.). *Pectins: structure, biosynthesis, and oligogalacturonide-related signaling*. Retrieved www.elsevier.com/locate/phytochem
- Rivera-Hernández, L., Chavarría-Hernández, N., Tecante, A., López-Ortega, M. A., López Cuellar, M. del R., & Rodríguez-Hernández, A. I. (2023). Mixed gels based on low acyl gellan and citrus pectin: A linear viscoelastic analysis. *Food Hydrocolloids*, 137, 108353. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2022.108353>

- Ro, J., Kim, Y., Kim, H., Jang, S. B., Lee, H. J., Chakma, S., Jeong, J. H., & Lee, J. (2013). Anti-oxidative activity of pectin and its stabilizing effect on retinyl palmitate. *Korean Journal of Physiology and Pharmacology*, 17(3), 197–201. <https://doi.org/10.4196/kjpp.2013.17.3.197>
- Rodríguez-Hernández, A. I., & Chavarría-Hernández, N. (2021). Novel Pectins from Prickly Pear (*Opuntia albicarpa*) Fruits: Structural Features and Rheological Properties. In M. F. Ramadan, T. E. M. Ayoub, & S. Rohn (Eds.), *Opuntia spp.: Chemistry, Bioactivity and Industrial Applications* (pp. 525–540). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-78444-7_26
- Roman-Benn, A., Contador, C. A., Li, M. W., Lam, H. M., Ah-Hen, K., Ulloa, P. E., & Ravanal, M. C. (2023). Pectin: An overview of sources, extraction and applications in food products, biomedical, pharmaceutical and environmental issues. In *Food Chemistry Advances* (Vol. 2). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.focha.2023.100192>
- Rumpf, J., Burger, R., & Schulze, M. (2023). Statistical evaluation of DPPH, ABTS, FRAP, and Folin-Ciocalteu assays to assess the antioxidant capacity of lignins. *International Journal of Biological Macromolecules*, 233, 123470. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.123470>
- Salazar Ripoll, C. S., & Hincapié-Llanos, G. A. (2023). Evaluation of sources and methods of pectin extraction from fruit and Vegetable wastes: A Systematic Literature Review (SLR). *Food Bioscience*, 51, 102278. <https://doi.org/10.1016/J.FBIO.2022.102278>
- Sindhu, O., Chandraprabha, M. N., Divyashri, G., & Krishna Murthy, T. P. (2024). Optimization of microwave-assisted pectin extraction from walnut shells and evaluation of its physicochemical and biological attributes. *Sustainable Chemistry and Pharmacy*, 42. <https://doi.org/10.1016/j.scp.2024.101795>
- Singh, H., Singh, R., Dan, A., Vithalani, H., Das, S. S., Fernando, A. V., Vankayala, R., Bhatia, D., & Dhanka, M. (2023). Bioconjugated materials as potential vehicles for delivery of antibiotics/drugs. *Comprehensive Analytical Chemistry*, 103(45), 29–58. <https://doi.org/10.1016/bs.coac.2023.03.003>
- Singhal, S., & Swami Hulle, N. R. (2022). Citrus pectins: Structural properties, extraction methods, modifications and applications in food systems – A review. In *Applied Food Research* (Vol. 2, Number 2). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.afres.2022.100215>
- Swetha Menon, N. P., Kamaraj, M., Anish Sharmila, M., & Govarthan, M. (2024). Recent progress in polysaccharide and polypeptide based modern moisture-retentive wound dressings. *International Journal of Biological Macromolecules*, 256, 128499. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.128499>

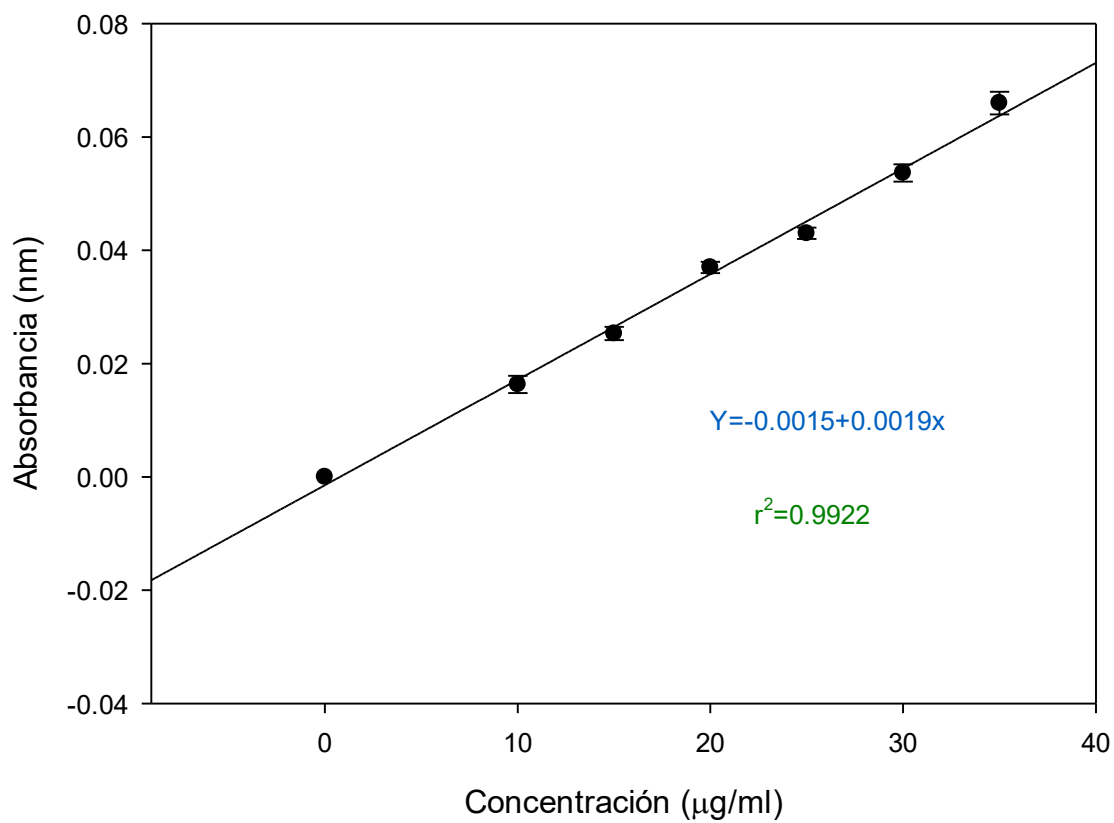
- Vega-Vásquez, P., Mosier, N. S., & Irudayaraj, J. (2020). Nanoscale Drug Delivery Systems: From Medicine to Agriculture. In *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology* (Vol. 8). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2020.00079>
- Vollmer, W. (2024). Bacterial cell walls: peptidoglycan. *Molecular Medical Microbiology, Third Edition*, 45–67. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818619-0.00015-0>
- Voragen, A. G. J., Coenen, G.-J., Verhoef, R. P., & Schols, H. A. (2009). Pectin, a versatile polysaccharide present in plant cell walls. *Structural Chemistry*, 20(2), 263–275. <https://doi.org/10.1007/s11224-009-9442-z>
- Wathoni, N., Yuan Shan, C., Yi Shan, W., Rostinawati, T., Indradi, R. B., Pratiwi, R., & Muchtaridi, M. (2019). Characterization and antioxidant activity of pectin from Indonesian mangosteen (*Garcinia mangostana* L.) rind. *Heliyon*, 5(8), e02299. <https://doi.org/10.1016/J.HELIYON.2019.E02299>
- Xiang, C., Teng, H., Sheng, Z., Zhao, C., Deng, J., Zhao, C., He, B., Chen, L., & Ai, C. (2025a). Structural characterization and antioxidant activity mechanism of the ferulic acid-rich subfraction from sugar beet pectin. *Carbohydrate Polymers*, 347, 122691. <https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2024.122691>
- Xiang, C., Teng, H., Sheng, Z., Zhao, C., Deng, J., Zhao, C., He, B., Chen, L., & Ai, C. (2025b). Structural characterization and antioxidant activity mechanism of the ferulic acid-rich subfraction from sugar beet pectin. *Carbohydrate Polymers*, 347, 122691. <https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2024.122691>
- Yapo, B. M. (2011). Pectic substances: From simple pectic polysaccharides to complex pectins—A new hypothetical model. *Carbohydrate Polymers*, 86(2), 373–385. <https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2011.05.065>
- Yue, Y., Wang, B., Xi, W., Liu, X., Tang, S., Tan, X., Li, G., Huang, L., Liu, Y., & Bai, J. (2023). Modification methods, biological activities and applications of pectin: A review. In *International Journal of Biological Macromolecules* (Vol. 253). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.127523>
- Zamboi, A., Fraterrigo Garofalo, S., Tommasi, T., & Fino, D. (2024). Optimization of ultrasounds assisted extraction of polysaccharides from cladodes of *Opuntia ficus-indica* using response surface methodology. *Sustainable Chemistry and Pharmacy*, 37, 101348. <https://doi.org/10.1016/J.SCP.2023.101348>
- Zhang, Y., Wu, Y. T., Zheng, W., Han, X. X., Jiang, Y. H., Hu, P. L., Tang, Z. X., & Shi, L. E. (2017). The antibacterial activity and antibacterial mechanism of a polysaccharide from *Cordyceps cicadae*. *Journal of Functional Foods*, 38, 273–279. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2017.09.047>

Anexos

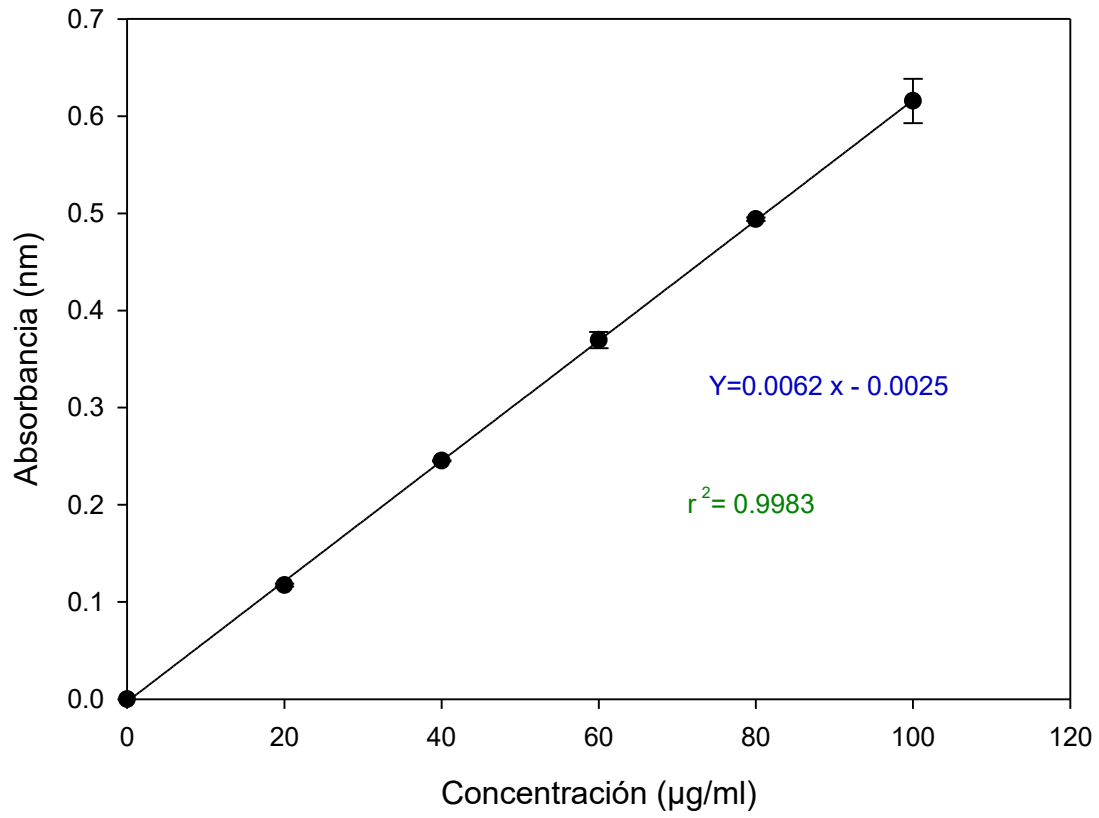
Curva estándar ácido ferúlico



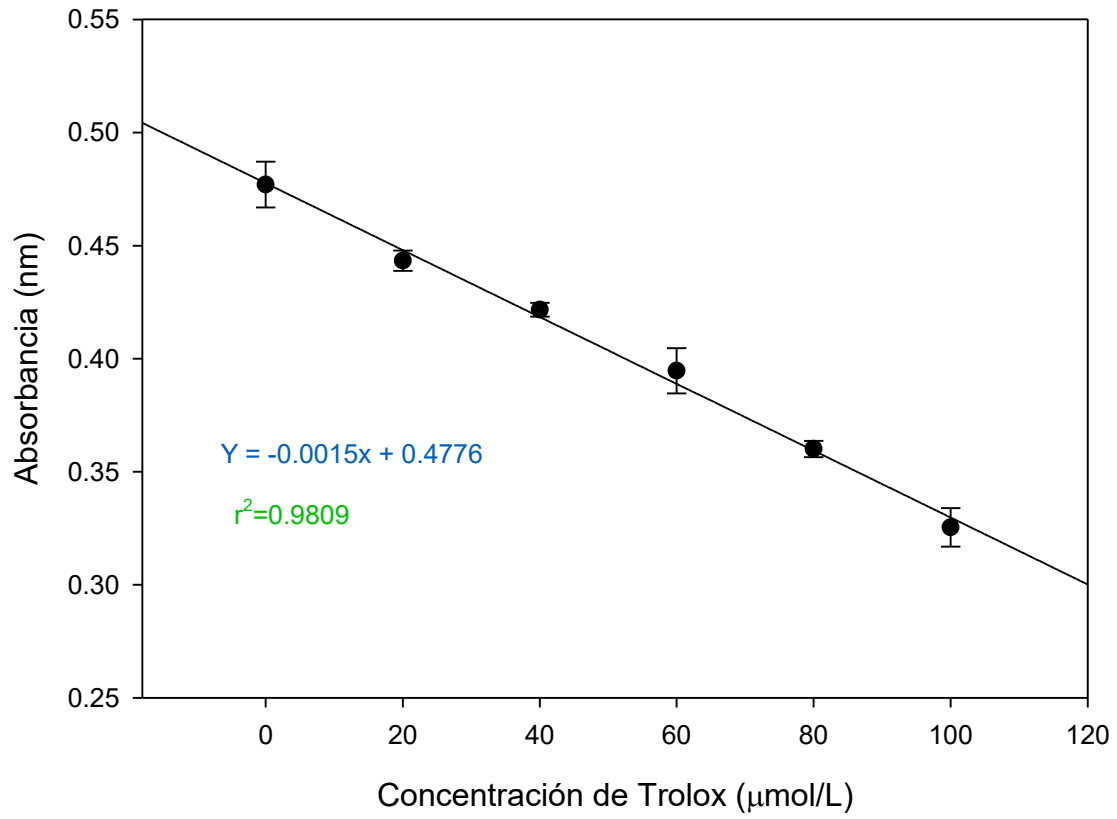
Curva estándar fenoles totales

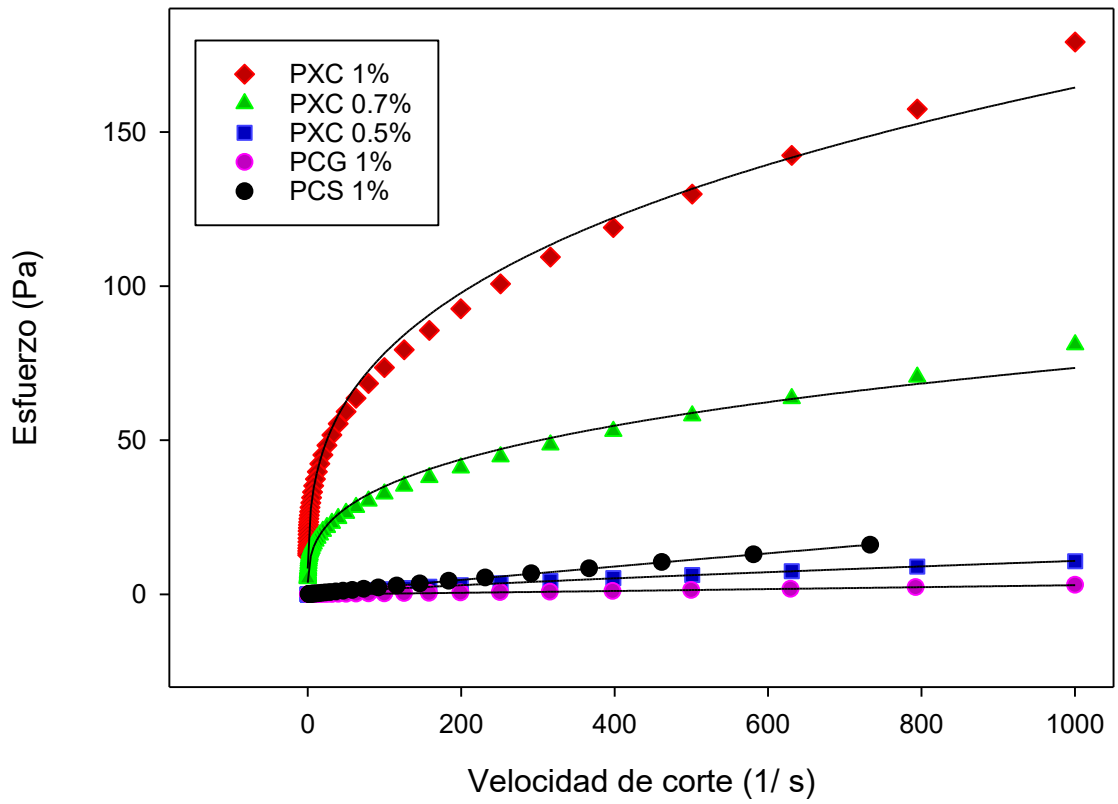


Curva estándar ácido galacturónico



Curva estandar de trolox con ABTS







UANL

CA

UNIVERSIDAD DE
GUANAJUATO



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN (FCB)
UNIVERSIDAD DE GUANAJUATO (DICIVA)
OTORGAN LA PRESENTE

CONSTANCIA

A: Ana Cristina Morales Vargas, Carolina Burgos González, Norberto Chavarría Hernández, Ma del Rocio López Cuellar, Adriana Inés Rodríguez Hernández

Constancia No. CA2025PC019

Por su participación como **PONENTE** en modalidad **CARTEL (CA-27)**, cuyo título es "**Pectin from xoconostle 'criollo' (*Opuntia matudae*): physicochemical analysis and antimicrobial activity**" en el

**XXVI CONGRESO NACIONAL DE CIENCIA Y
TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

**XI CONGRESO INTERNACIONAL SOBRE INNOVACIÓN Y
TENDENCIAS EN PROCESAMIENTO DE ALIMENTOS**

evento llevado a cabo los días **21 al 23** de Mayo en la Facultad de Ciencias Biológicas (UANL).

San Nicolás de los Garza, Nuevo León, México a, 23 de Mayo de 2025

M.C. Karla Gpe. García Alanis
Jefe de la Licenciatura en
Ciencia de Alimentos y
Coordinadora del evento
Facultad de Ciencias Biológicas
Universidad Autónoma de Nuevo
León.

Dr. Juan Gabriel Baez González
Jefe del Departamento de
Alimentos
y Coordinador del evento
Facultad de Ciencias Biológicas
Universidad Autónoma de Nuevo
León

Dra. Ma. Del Rosario Abraham
Juárez
Coordinadora del evento
División de Ciencias de la Vida
Campus Irapuato Salamanca
Universidad de Guanajuato

2025



SMBB SOCIEDAD MEXICANA
DE BIOTECNOLOGÍA Y
BIOINGENIERÍA



Congreso Nacional
de Biotecnología y
Bioingeniería
Del 28 de Septiembre al 3 de Octubre 2025
OAXACA 2025

Sociedad Mexicana de Biotecnología y Bioingeniería
Otorga la presente

CONSTANCIA

Ana Cristina Morales Vargas, Burgos González Carolina, Chavarría Hernández Norberto, López Cuellar Ma Del Rocio, Rodríguez Hernández Adriana Inés,

Por la presentación del **TRABAJO LIBRE EN CARTEL** en el área
III. Biotecnología alimentaria, titulado:

PECTINA DE XOCONOSTLE (OPUNTIA MATUDAE): ANÁLISIS FISICOQUÍMICO Y ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA

en el **XXI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería**

del 28 de Septiembre al 03 de Octubre del 2025, Oaxaca, Oaxaca, México.

Dr. Francisco José Fernández Perrino
Presidente del Comité Organizador

Dr. Luis Bernardo Flores Cotera
Presidente de la SMBB

Dr. Manuel Alejandro Lizardi Jiménez
Presidente del Comité Científico