PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES ESCUELA DE CIENCIAS QUÍMICAS

MONOGRAFÍA

Jimmy Fabricio Ordóñez Núñez

Tutor de Monografía: Amanda Cevallos M.Sc.

Comparación de métodos de obtención de biogeles de origen vegetal acarreadores de fármacos soportados en agua

Área de Investigación: Química Orgánica

Quito, 2026

Certifico que la monografía de Química del Sr. Jimmy Fabricio Ordóñez Núñez ha sido concluida con conformidad con las normas establecidas, por lo tanto, puede ser presentada para la calificación correspondiente.



Amanda Cevallos M.Sc.

Tutora de Monografía

Quito, 19 de junio de 2026

Tabla de contenido

1. RESUMEN 7

2. ABSTRACT 7

3. INTRODUCCIÓN 8

4. OBJETIVOS 12

4.1 OBJETIVO GENERAL 12

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS 12

5 DESARROLLO TEÓRICO 13

5.1 BIOMATERIALES Y BIOGELES SOPORTADOS EN AGUA 13

5.1.1 Biomateriales Naturales 13

5.1.2 Relación con los Biogeles 13

5.1.3 Hidrogeles 15

5.1.4 Uso de Biopolímeros y Biomoléculas de Origen Natural en Hidrogeles 17

5.1.5 Biogeles como Acarreadores de Fármacos 17

5.2 POLISACÁRIDOS DE ORIGEN VEGETAL COMO PRECURSORES DE BIOGELES 18

5.2.1 Fuentes Naturales de Polisacáridos 18

5.2.2 Propiedades de enlace en las estructuras de los polisacáridos 20

5.2.3 Grupos funcionales de polisacáridos vegetales empleados en biogeles 22

5.3 MÉTODOS DE EXTRACCIÓN Y PURIFICACIÓN DE POLISACÁRIDOS 25

5.3.1 Sistemas de extracción de polisacáridos: enfoques químicos, enzimáticos y físicos 26

5.3.2 Procesos de Recuperación y Filtrado de Polisacáridos 29

5.3.3 Consideraciones Finales 31

5.4 SÍNTESIS DE BIOGELES SOPORTADOS EN AGUA 32

5.4.1 Formación de redes poliméricas: Entrecruzamiento físico vs químico 32

5.4.2 Métodos químicos de síntesis 37

5.4.3 Métodos físicos de síntesis 45

6 CONCLUSIONES 50

7 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 52

8 FIGURAS 62

9. TABLAS 73

ÍNDICE DE TABLAS

Página

Tabla 1	Agrupación de datos de residuos agroindustriales: clasificación química, polisacáridos, tipo de enlace principal, grupos funcionales y referencias.....	73
Tabla 2	Conjunto de enzimas empleadas en procesos de extracción de polisacáridos: enzimas principales, condiciones óptimas y rendimientos reportados	76
Tabla 3	Parámetros optimizados según la estructura química del polisacárido y estrategia extractiva (pectina, celulosa, hemicelulosa, almidón y levan).....	78
Tabla 4	Productos sintetizados a partir de almidón mediante el mecanismo de reacción de injertos: parámetros de pH, temperatura, iniciador, concentración de monómero y tiempo de reacción	81
Tabla 5	Resumen de parámetros de reacción para síntesis de biogeles: producto, pH, temperatura, iniciador/entrecruzante, concentraciones y tiempos de reacción.....	82

ÍNDICE DE FIGURAS

Página

Figura 1	Representación esquemática de las estructuras principales de la pectina	62
Figura 2	Estructura química de la cadena de celulosa y distribución de sus grupos funcionales.	63
Figura 3	Estructura representativa de la hemicelulosa y mapeo de sus sitios activos.....	63
Figura 4	Comparación estructural de los componentes del almidón: amilosa y amilopectina.....	64
Figura 5	Estructura molecular del levan y distribución de sus enlaces glucosídicos y sitios activos.....	64
Figura 6	Diagrama que resume los pasos y objetivos clave en el proceso de extracción de diferentes polisacáridos	65

Figura 7	Mecanismos de reacción de injertos.....	66
Figura 8	Imagen SEM del hidrogel de microfibras de celulosa.....	66
Figura 9	Mecanismo de Reticulación por Radiación Gamma en Hidrogeles IPN de Almidón/PVP/Acrilamida.....	67
Figura 10	Mecanismo de entrecruzamiento por radiación UV con benzoato de sodio en carboximetil celulosa (CMC).....	67
Figura 11	Comparación de películas de CMC sin tratamiento y CMC/SB/UV.....	68
Figura 12	Esquemas de reacción de síntesis de mono y diésteres a partir de ácido cítrico o SHP.....	68
Figura 13	Fotografías de películas obtenidas con diferentes concentraciones de ácido cítrico.....	69
Figura 14	Mecanismo de entrecruzamiento mediante dialdehído de almidón (DAS) por base de Schiff.....	69
Figura 15	Apariencia visual de películas de colágeno preparadas a diferentes concentraciones de colágeno.	70
Figura 16	Mecanismo de entrecruzamiento del almidón con epiclorhidrina (ECH).....	71
Figura 17	Esquema del entrecruzamiento iónico de carboximetilcelulosa (CMC) con iones calcio (Ca^{2+}).....	71

1. RESUMEN

Los biogeles soportados en agua basados en polisacáridos de origen vegetal representan una alternativa prometedora para aplicaciones biomédicas, particularmente en sistemas de liberación controlada de fármacos. Este trabajo presenta una revisión comparativa de los métodos de obtención de biogeles a partir de polisacáridos extraídos de residuos agroindustriales (cacao, café, plátano, mango, piña y coco), enfatizando el análisis de técnicas de extracción (químicas, enzimáticas y físicas) y métodos de síntesis química. Se evalúan estrategias de entrecruzamiento covalente incluyendo polimerización radical, entrecruzamiento con ácido cítrico, epiclorhidrina, radiación ionizante y fotoquímica, comparando cómo cada metodología modula la estructura polimérica y las propiedades funcionales del material resultante. Se demuestra que la selección del método de extracción y síntesis determina directamente parámetros críticos como el grado de entrecruzamiento, capacidad de hinchamiento, permeabilidad y cinética de liberación de fármacos. Esta revisión destaca el potencial de valorizar residuos agroindustriales ricos en biopolímeros para generar biomateriales funcionales, combinando principios de sostenibilidad con innovación biomédica y economía circular.

2. ABSTRACT

Water-supported biogels based on plant-derived polysaccharides represent a promising alternative for biomedical applications, particularly in controlled drug delivery systems. This work presents a comparative review of biogel preparation methods from polysaccharides extracted from agroindustrial residues (cocoa, coffee, banana, mango, pineapple, and coconut), emphasizing the analysis of extraction techniques (chemical, enzymatic, and physical) and chemical synthesis methods. Covalent crosslinking strategies are evaluated, including radical polymerization, citric acid crosslinking, epichlorohydrin, ionizing radiation, and photochemical approaches, comparing how each methodology modulates polymer structure and functional properties of the resulting material. It is

demonstrated that the selection of extraction and synthesis methods directly determines critical parameters such as crosslinking degree, swelling capacity, permeability, and drug release kinetics. This review highlights the potential of valorizing agroindustrial residues rich in biopolymers to generate functional biomaterials, combining sustainability principles with biomedical innovation and circular economy.

3. INTRODUCCIÓN

El creciente interés por el desarrollo de materiales sostenibles ha impulsado la investigación en biomateriales de origen natural, especialmente aquellos derivados de fibras y biopolímeros. En este contexto, los biogeles soportados en agua han emergido como una alternativa prometedora para diversas aplicaciones biomédicas, particularmente en sistemas de liberación controlada de fármacos. Este auge responde tanto a la necesidad de reducir la dependencia de materiales sintéticos derivados del petróleo como al avance hacia modelos de economía circular (Ghalme et al., 2025). Dentro de estos materiales, los polisacáridos de origen vegetal destacan por su abundancia, diversidad estructural y versatilidad funcional, lo que ha favorecido su incorporación en matrices gelificadas. Asimismo, los biogeles basados en polímeros naturales han ganado relevancia debido a su biocompatibilidad, biodegradabilidad y capacidad de interactuar favorablemente con entornos acuosos, características que los posicionan como alternativas viables frente a polímeros sintéticos convencionales (Souza & Pereira, 2024).

Es importante diferenciar conceptualmente entre biogeles e hidrogeles, términos que, aunque relacionados, no son equivalentes. Un hidrogel se define como una red polimérica tridimensional con alta capacidad de retención de agua, donde el líquido constituye la fracción predominante de su estructura. Por otro lado, un biogel hace referencia a un sistema gelificado cuya matriz está compuesta por materiales de origen biológico, ya sea vegetal o animal, como polisacáridos

o proteínas (Rahim et al., 2025). A partir de esta distinción, el presente trabajo se centra en biogeles soportados en agua, entendidos como sistemas en los que una red polimérica de origen natural retiene agua en su estructura sin que esta sea necesariamente el componente mayoritario. Esta característica permite que el agua quede atrapada dentro de la red tridimensional, favoreciendo la difusión de moléculas, mejorando la biocompatibilidad y facilitando su desempeño en medios fisiológicos predominantemente acuosos (Chichande-Proaño & Bustamante-Torres, 2024). Estos sistemas adquieren especial relevancia como plataformas funcionales en aplicaciones biomédicas, particularmente cuando actúan como sistemas acarreadores de fármacos, al permitir la encapsulación, protección frente a la degradación y liberación controlada de compuestos bioactivos (Rimmer, 2011).

Dentro de los biogeles soportados en agua, los polisacáridos de origen vegetal constituyen una de las principales fuentes de materia prima debido a su capacidad intrínseca para formar redes tridimensionales estables. Compuestos como la celulosa, el almidón, las pectinas y diversas gomas vegetales presentan estructuras químicas ricas en grupos hidroxilo que favorecen la formación de enlaces intermoleculares, permitiendo la gelificación y la retención de agua en su matriz (R. Zhang et al., 2025). Estas redes poliméricas no solo facilitan la encapsulación de compuestos bioactivos, sino que también permiten su liberación controlada en función de variables como el pH, la temperatura o la interacción con el medio circundante. Sin embargo, el desempeño funcional de estos biogeles está fuertemente condicionado por las características del polisacárido de partida, las cuales dependen en gran medida del método de extracción y purificación empleado. Factores como el peso molecular, el grado de ramificación, la cristalinidad y la presencia de impurezas pueden verse alterados durante estos procesos, influyendo directamente en las propiedades fisicoquímicas, mecánicas y de transporte del material final (Qin et al., 2024). Por tanto, comprender la relación entre las técnicas de obtención

de los polisacáridos y el comportamiento de los biogeles resultantes es fundamental para optimizar su aplicación en sistemas de liberación de fármacos.

La producción de biogeles constituye un campo amplio que abarca diversas estrategias de síntesis, las cuales pueden clasificarse de manera general en métodos físicos y químicos. Los métodos físicos, como el freeze–thaw, electrospinning, sol–gel o la impresión 3D, se basan principalmente en interacciones no covalentes, tales como enlaces de hidrógeno, fuerzas electrostáticas o asociaciones hidrofóbicas, permitiendo la formación de redes reversibles sin modificar significativamente la estructura química del polímero. No obstante, estos métodos suelen presentar limitaciones en términos de estabilidad mecánica y control estructural a largo plazo. Por otro lado, los métodos químicos implican la formación de enlaces covalentes entre las cadenas poliméricas, lo que da lugar a redes más estables, resistentes y con propiedades más controlables. Entre estos destacan la polimerización radicalaria (Rimmer, 2011), la química click (Irmukhametova et al., 2025), la reticulación inducida por radiación (Călina et al., 2025) y los procesos de suspensión–gelación (Sato et al., 2015). En este sentido, la presente revisión se centra exclusivamente en métodos químicos de obtención de biogeles soportados en agua, considerando que estos permiten un mayor control sobre la arquitectura de la red polimérica y, por ende, sobre las propiedades finales del material, lo cual resulta clave en aplicaciones biomédicas como la liberación controlada de fármacos.

A pesar del potencial de los polisacáridos naturales como precursores de biogeles, una problemática relevante en la actualidad es la gran cantidad de residuos generados por la agroindustria, muchos de los cuales contienen compuestos valiosos que no son aprovechados eficientemente. En el caso del cacao, aproximadamente entre el 70 % y el 80 % del peso total del fruto se descarta como biomasa residual, incluyendo principalmente la cáscara o mazorca y, en menor proporción, la cascarilla del grano (Anoraga et al., 2024; Mounya & Chowdary, 2024; Rahmat Yuneri

& Syarifuddin, 2024). De manera similar, en la producción de café se desecha entre el 30 % y el 50 % del peso total en forma de pulpa o cáscara (Oliveira & Franca, 2015), mientras que en el plátano cerca del 60 % de la planta, incluyendo pseudotallos, hojas y cáscaras, no es utilizado (Alzate Acevedo et al., 2021). Otros cultivos como el mango y la piña generan entre un 26 % y un 67 % de residuos durante su procesamiento, y el coco aporta aproximadamente un 15 % de su peso como desecho sólido (Espina et al., 2022; Hikal et al., 2022; Tacias-Pascacio et al., 2022). Estos subproductos, frecuentemente considerados desechos de bajo valor, suelen ser destinados a prácticas como la quema o su uso directo como fertilizante sin tratamiento previo, lo que limita su aprovechamiento y puede generar impactos ambientales negativos (Vásquez et al., 2019). Sin embargo, muchos de estos residuos son ricos en polisacáridos, fibras, azúcares y otros compuestos bioactivos, lo que los convierte en una fuente potencialmente viable para la obtención de materiales funcionales como biogeles.

El presente trabajo tiene como objetivo analizar los métodos químicos de obtención de biogeles soportados en agua a partir de polisacáridos de origen natural, con énfasis en su potencial aplicación como sistemas de liberación controlada de fármacos. La elección de este enfoque responde a la necesidad de comprender cómo las estrategias de síntesis química permiten modular la estructura y funcionalidad de las redes poliméricas, optimizando propiedades clave como la estabilidad, la capacidad de carga y los perfiles de liberación. Asimismo, esta revisión se justifica en el creciente interés por valorizar residuos agroindustriales ricos en polisacáridos, los cuales pueden ser transformados en materiales de alto valor agregado mediante procesos adecuados. Dado que la mayoría de los sistemas biológicos operan en medios acuosos, la capacidad de estos biogeles para interactuar y mantenerse estables en presencia de agua resulta fundamental para su aplicación en entornos fisiológicos. En este sentido, el desarrollo de biogeles soportados en agua no solo representa una alternativa sostenible frente a materiales sintéticos convencionales, sino también una estrategia prometedora para integrar principios de economía circular con innovaciones en el campo biomédico.

4. OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Analizar las principales fuentes vegetales de polisacáridos empleadas en la síntesis de biogeles soportados en agua, mediante la revisión y comparación de los métodos de obtención y características fisicoquímicas reportadas en la literatura científica, con el propósito de establecer la relación entre dichas propiedades y la funcionalidad de los biogeles como sistemas acarreadores de fármacos.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

4.2.1 Identificar las principales fuentes vegetales de polisacáridos reportadas en la literatura científica, considerando su composición química, estructura y aplicaciones en la síntesis de biogeles.

4.2.2 Comparar los métodos de extracción y purificación de polisacáridos empleados en la obtención de biogeles acuosos, analizando los parámetros que influyen en su rendimiento y pureza.

4.2.3 Evaluar los mecanismos de síntesis que definen las propiedades fisicoquímicas de los polisacáridos (como viscosidad, capacidad de hinchamiento, grado de entrecruzamiento), biocompatibilidad y funcionalidad de los biogeles como sistemas acarreadores de fármacos.

5. DESARROLLO TEÓRICO

5.1 BIOMATERIALES Y BIOGELES SOPORTADOS EN AGUA

5.1.1 Biomateriales Naturales

Son materiales que pueden obtenerse principalmente de tres fuentes naturales: vegetales, animales y minerales. Las fuentes vegetales incluyen fibras, tallos, hojas, frutos y gramíneas; las fuentes animales comprenden fibras compuestas mayoritariamente por proteínas, como la lana y la seda; mientras que las fuentes minerales tienen como principal representante al asbesto, cuyo uso se encuentra actualmente restringido debido a sus efectos adversos sobre la salud (Ghalme et al., 2025).

En este documento, vamos a optar por las fibras vegetales, se describen como estructuras complejas conformadas por polímeros naturales como celulosa, hemicelulosa, lignina, ceras y pectinas, que cumplen con propiedades de resistencia, protección y adherencia con la planta.

Cuando se deciden usar uno o una combinación de estas fibras en el desarrollo del polímero, se los denomina Biocompuestos, y consta de dos fases: una matriz que funciona como base y un refuerzo, cuyo papel es cumplido por las fibras.

5.1.2 Relación con los Biogeles

El resultado final de un biocompuesto lleva a un Biomaterial, definido como un recurso de base biológica que se utiliza para el desarrollo de tecnologías y productos sostenibles (Souza & Pereira, 2024).

Para formular un gel, se requiere combinar una fase líquida con un agente estructurante (gelificante) adecuado para crear una red tridimensional que atrape el líquido, de forma que ambos

se encuentren en un equilibrio exacto entre solubilidad e insolubilidad del gelificante en el solvente (Souza & Pereira, 2024). Esto forma una red de cadenas de polímeros conectaos entre sí mediante enlaces o puentes de entrecruzamiento (cross-linking) (Irmukhametova et al., 2025).

Dependiendo del tipo de gel que se desee obtener, podemos obtener tres tipos de geles distintos (Souza & Pereira, 2024):

5.1.2.1 Los hidrogeles emplean agua como fase continua y se estructuran mediante polímeros hidrofílicos naturales o sintéticos, capaces de formar redes tridimensionales a través de enlaces covalentes o interacciones físicas.

5.1.2.2 Los organogeles u oleogeles utilizan aceites o solventes orgánicos como medio dispersante. Su estabilidad depende de agentes estructurantes de bajo o alto peso molecular, cuya combinación permite modular propiedades fisicoquímicas como textura, rigidez y comportamiento térmico.

5.1.2.3 Los bigeles corresponden a sistemas híbridos constituidos por la integración de hidrogeles y organogeles en distintas arquitecturas bifásicas o bicontinuas. Su diseño requiere un control preciso de las proporciones entre fases para garantizar estabilidad y homogeneidad estructural.

Asimismo, el biomaterial que surge de la búsqueda de geles utilizando materiales que pueden consistir en compuestos bioactivos o polímeros naturales que actúan como agentes estructurantes, se los denomina Biogeles. Estos biomateriales se cracterizan por ser biocompatibles, biodegradables y no tóxicos, lo que permite su aplicación en áreas como alimentación, cosmética, farmacia y medicina.

Bajo esta perspectiva, los biogeles soportados en agua constituyen sistemas híbridos que integran la capacidad de hidratación característica de los hidrogeles con la biocompatibilidad y funcionalidad propias de los biogeles, generando matrices con propiedades fisicoquímicas y

tecnológicas de interés para diversas aplicaciones industriales y biomédicas similares a los de los hidrogeles.

5.1.3 Hidrogeles

Un hidrogel es un material intermedio entre un sólido y un líquido con una capacidad de hinchamiento debido a la presencia de grupos funcionales hidrofílicos en sus cadenas. Posee una elasticidad sólida, pero permite la difusión de moléculas pequeñas a través de su estructura líquida interna (Irmukhametova et al., 2025).

Existen tres tipos principales de hidrogeles que se usan como sistemas acarreadores de fármacos (Irmukhametova et al., 2025):

5.1.3.1 Naturales: Derivados de fuentes biológicas como quitosano, alginato, colágeno o ácido hialurónico.

5.1.3.2 Sintéticos: Fabricados químicamente (como el polietilenglicol o PEG). Son más resistentes mecánicamente y sus propiedades son más fáciles de controlar en laboratorio.

5.1.3.3 Híbridos: Combinan polímeros naturales y sintéticos para obtener lo mejor de ambos mundos (biocompatibilidad y resistencia).

Debido a la capacidad de absorción de agua que tienen los hidrogeles, estos poseen un proceso físico denominado Hinchazón o Sweellig, que se observa cuando su volumen se expande. Este fenómeno tiene relación directamente proporcional con la presión osmótica del sistema (Qin et al., 2024) y con el efecto electrostático entre los iones y el agua, lo que hace que las moléculas de agua permanezcan de forma más estable dentro del hidrogel (Qin et al., 2024).

La retención de agua es otro de los factores a controlar, siendo la dinámica del agua dentro del hidrogel y su capacidad para no perderla fácilmente (Qin et al., 2024), lo cual es importante para usos agrícolas y las interacciones de los grupos hidrofílicos (grupos hidroxilo, amino y carboxilo) de la red del gel con las moléculas de agua (Qin et al., 2024), lo que define su comportamiento en medios húmedos.

La forma en que se agrupan las cadenas poliméricas del hidrogel para formar la red tridimensional que le da soporte se le conoce como Reticulación, es una de las propiedades a considerar al momento de determinar las propiedades del hidrogel (Decante et al., 2023). Existen 3 formas de reticulación de hidrogeles (Călina et al., 2025):

5.1.3.4 Reticulación Física (Physical Cross – Linking): Se forman mediante interacciones no covalentes, como enlaces de hidrógeno, interacciones hidrofóbicas, fuerzas electrostáticas o entrelazamiento de cadenas poliméricas (Călina et al., 2025). Son de naturaleza reversible y exhiben una resistencia mecánica muy baja (Călina et al., 2025).

5.1.3.5 Reticulación Química (Chemical Cross – Linking): Consiste en una reticulación donde las redes forman enlaces covalentes entre las cadenas de los polímeros, lo que lleva a redes permanentes e irreversibles (Călina et al., 2025).

5.1.3.6 Reticulación por Radiación Ionizante: Considerado una alternativa a la reticulación química, este método induce radiación ionizante como rayos gamma y haces de electrones, que permite la síntesis de redes tridimensionales homogéneas en un solo paso sin la necesidad de iniciadores químicos o catalizadores. El proceso se da mediante radiólisis del agua, que genera radicales libres que atacan las cadenas poliméricas y creando macroradicales que se combinan para formar enlaces covalentes estables (Călina et al., 2025).

5.1.4 Uso de Biopolímeros y Biomoléculas de Origen Natural en Hidrogeles

En la formulación de los hidrogeles, la relación con biomateriales está en agentes gelificantes o estructurantes. Entre los gelificantes de fuentes naturales estudiados están las proteínas, polisacáridos, carreginina, alginatos y almidones (Souza & Pereira, 2024). Asimismo, otros biomateriales usados en la formación de hidrogeles resaltan la gelatina, agar, quitosano, alginato de sodio, celulosa, ácido hialurónico, pectina, dextrosa y sus derivados (Souza & Pereira, 2024).

5.1.5 Biogeles como Acarreadores de Fármacos

Controlar el perfil de liberación del fármaco en el tiempo y espacio es el objetivo principal de un acarreador de fármacos (Irmukhametova et al., 2025), de forma que se pueda evitar fluctuaciones drásticas de concentraciones del fármaco en la sangre que ocurren con las formas de administración tradicionales de fármacos como pastillas o inyecciones (Waresindo et al., 2023).

Esto lleva a que las matrices donde se diseñan estos biogeles soportados en agua sean matrices poliméricas funcionales, clasificándose en dos familias: polímeros sintéticos hidrófilos y polímeros naturales o biopolímeros (Călina et al., 2025).

5.1.5.1 Polímeros Sintéticos Hidrófilos: Son polímeros cuyo método de obtención se da por monómeros sintéticos con alta afinidad al agua (Călina et al., 2025). Entre estas resaltan polímeros como el Polietilenglicol (PEG), Poliácido Acrílico (PAAc), Metacrilato de Hidroxietilo (pHEMA), N – isopropilacrilamida (NIPAAM) y el Polivinilpirrolidona (PVP) (Călina et al., 2025).

5.1.5.2 Polímeros Naturales y sus Derivados: Son polímeros cuyas fuentes de extracción provienen de biomateriales (K. Zhang et al., 2025). En este caso, los polímeros que forman estos hidrogeles suelen ser Alginato (K. Zhang et al., 2025), Quitosano y

celulosa naofibrilar (Tamo et al., 2021), Carboximetil quitosano (CM – CHT), Fibroína de Seda (SF) o Ácido Hialurónico (Călina et al., 2025).

5.2 POLISACÁRIDOS DE ORIGEN VEGETAL COMO PRECURSORES DE BIOGELES

5.2.1 Fuentes Naturales de Polisacáridos

Los geles basados en polisacáridos están constituidos por unidades repetitivas de azúcares (monosacáridos) que emulan el microambiente extracelular natural (Ruggeri et al., 2025; Vora et al., 2025).

Debido a su origen natural, estas se pueden obtener de plantas usadas en la industria que, al ser consideradas como desechos, no se los toma enserio como fuentes de materia prima para geles. Restos de frutos como la cáscara de cacao, la presencia de pectina de bajo metoxilo en concentraciones comprendidas entre 6,0 % y 12,6 %, celulosa en proporciones de 19,7 % a 35,0 % y hemicelulosa entre 8,7 % y 12,8 %, lo que la convierte en una fuente potencial de materia prima para biopolímeros estructurales (Anoraga et al., 2024). Asimismo, la cáscara de café contiene una elevada proporción de polisacáridos de pared celular. La celulosa representa entre 22,4 % y 29,5 % de la biomasa, mientras que la hemicelulosa se encuentra en rangos de 13,5 % a 20,3 %. Además, se identificaron arabinogalactanos de tipo II y galactomananos, reportados principalmente la composición de sus unidades monoméricas, donde destacan la galactosa en un 3,6 % – 4,8 %, la arabinosa entre 1,3 % – 1,9 % y la manosa en un 0,7 % aproximadamente (Cangussu et al., 2021). Complementariamente, la presencia de diferentes especies pécticas, como pectinas de alto y bajo metoxilo, así como las regiones estructurales homogalacturonano y ramnogalacturonano I se presentan como moléculas complementarias en la estructura del residuo (Li et al., 2023).

La cáscara de plátano se caracteriza por una composición rica en polisacáridos estructurales y de reserva. La presencia de pectina, celulosa y hemicelulosa se presentan como componentes mayoritarios de la pared celular (Pereira et al., 2021). Además, el almidón es otra de las moléculas que

forman parte de la composición de la cáscara (Aryani et al., 2024), lo que amplía el potencial de valorización de este subproducto. Adicionalmente, la presencia de glucuronoarabinoxilanos, hemicelulosas complejas contribuyen a la arquitectura y funcionalidad de la matriz vegetal (Marenda et al., 2019).

En el caso de la cáscara de mango, destacaron la presencia de pectina de alto metoxilo como uno de los principales polisacáridos recuperables (Sayed et al., 2022). Por otro lado, la existencia de levan, un fructano de interés biotecnológico debido a sus propiedades funcionales y aplicaciones potenciales en la industria alimentaria, farmacéutica y de biomateriales, también existen como posibles medios de extracción (Saeed et al., 2024). Sin embargo, este último presenta un inconveniente debido a su extracción común mediante biosíntesis microbiana (Haddar et al., 2025), lo que podría ser una limitante en caso de una extracción que tenga que ver netamente por un proceso químico.

La cáscara de piña constituye una fuente importante de polisacáridos estructurales. Se reportaron que en este residuo agroindustrial existen compuestos como celulosa y hemicelulosa, dos biopolímeros responsables de proporcionar rigidez y soporte mecánico al tejido vegetal (Khedkar et al., 2017). Adicionalmente, se observó la presencia de glucuronoarabinoxilanos, hemicelulosas que desempeñan un papel importante en la organización de la matriz lignocelulósica y presentan potencial para aplicaciones en biomateriales y sistemas funcionales (Simas-Tosin et al., 2013).

Por último, la cáscara de coco presenta una composición rica en polisacáridos de naturaleza lignocelulósica. Se describieron la presencia de glucanos y xilanos como componentes predominantes de la biomasa (Arisht et al., 2019). Complementariamente, se reportaron un elevado contenido de celulosa (Abdullah et al., 2021), destacando el potencial de la cáscara de coco como materia prima para la obtención de fibras, materiales compuestos y otros productos de base biopolimérica.

5.2.2 Propiedades de enlace en las estructuras de los polisacáridos

Es necesario estudiar como la forma del enlace de cada polisacárido influye en la estructura final de un biogel y como podría afectar su funcionamiento.

Por un lado, la celulosa es un polisacárido constituido por unidades de glucosa unidas mediante enlaces glucosídicos β -(1 → 4). Este tipo de enlace conecta el carbono 1 (C_1) de una molécula de glucosa con el carbono 4 (C_4) de la siguiente a través de un átomo de oxígeno (Bakri & Rahman, 2022).

La pectina de alto metoxilo (HMP) está compuesta principalmente por residuos de ácido D-galacturónico unidos mediante enlaces glucosídicos α-(1 → 4) (Peng et al., 2025). De manera similar, la pectina de bajo metoxilo (LMP) presenta una cadena principal formada por unidades de ácido D-galacturónico enlazadas mediante enlaces α-(1 → 4), aunque estas se encuentran parcialmente esterificadas con grupos metoxilo (Thuy et al., 2020). El ramnogalacturonano I (RG-I) posee una estructura constituida por unidades disacáridas repetitivas de α-L-ramnosa y α-D- ácido galacturónico, enlazadas alternadamente mediante enlaces glucosídicos α - (1 → 2) y α - (1 → 4) (Yapo, 2011). Los galactomananos son heteropolisacáridos naturales compuestos principalmente por unidades de manosa y galactosa. Su estructura se caracteriza por una cadena principal lineal de residuos de manosa unidos mediante enlaces β - (1 → 4), a la cual se unen cadenas laterales de galactosa mediante enlaces α - (1 → 6) (Sharma et al., 2025).

Los glucuronoarabinoxilanos (GAX) son polisacáridos complejos que presentan una cadena principal de xilano formada por enlaces β - (1 → 4), sobre la cual se disponen diversas sustituciones estructurales (Simas-Tosin et al., 2014).

Los xilanos constituyen uno de los principales componentes hemicelulósicos de las paredes celulares vegetales y están formados por una cadena lineal de unidades de D-xilopiranosa unidas mediante enlaces β - (1 → 4) (Sarangi et al., 2025).

La hemicelulosa comprende un conjunto de polisacáridos cuyas cadenas principales pueden estar constituidas por diferentes tipos de enlaces glucosídicos, incluyendo xilanos β - (1 → 4), mananos y β-glucanos de enlace mixto (Méndez-Líter et al., 2021). El almidón está compuesto por dos fracciones principales: amilosa y amilopectina. La amilosa corresponde a un polímero lineal formado por unidades de glucosa unidas mediante enlaces α - (1 → 4), mientras que la amilopectina presenta una estructura altamente ramificada con una cadena principal de enlaces α - (1 → 4) y puntos de ramificación mediante enlaces α - (1 → 6) (Kong, 2020).

El levan es un homopolisacárido constituido principalmente por unidades de fructosa enlazadas mediante enlaces β - (2 → 6), con algunas ramificaciones formadas por enlaces β - (2 → 1). La presencia predominante de enlaces β - (2 → 6) da lugar a una estructura flexible y compacta (Hundschell et al., 2020). Los glucanos incluyen estructuras formadas por unidades de glucosa unidas mediante enlaces β - (1 → 4), como ocurre en los glucanos de enlace mixto presentes en avena y cebada (Naseem et al., 2025). Finalmente, el homogalacturonano (HG) es un polisacárido lineal compuesto por residuos de ácido D-galacturónico unidos mediante enlaces α - (1 → 4) (Ropartz & Ralet, 2020).

Una vez reconocidos los tipos de enlace, describir las propiedades de cada uno de estos es necesario para diferenciar entre polisacáridos que sirven para dar estructura y otras que funcionan como moléculas de almacenamiento de energía para la célula. Los polisacáridos con enlaces β-(1 → 4), como la celulosa o hemicelulosa, tienden a formar estructuras lineales no ramificadas que se

empaquetan estrechamente, confiriéndoles rigidez estructural y estabilidad, lo que los convierte en componentes estructurales importantes en las paredes celulares de las plantas. En contraste, los enlaces α (como en el almidón) producen hélices de enrollamiento que favorecen el almacenamiento compacto y la digestibilidad enzimática (Jain et al., 2020). Por lo que los enlaces del tipo β van a ser los predilectos para este tipo de sistemas estructurales, pero no necesariamente los únicos.

El enlace β-(1 → 4) también está presente en el xilano, que tiene un esqueleto lineal de residuos β-1,4-xilosa que puede estar sustituido con ácido glucurónico α–1,2-enlazado y arabinofuranosa α-1,3– enlazada (Tryfona et al., 2023), dándole roles estructurales fundamentales en las paredes celulares de las gramíneas. Asimismo, los galactomananos comparten una estructura general caracterizada por un esqueleto de β-(1 → 4)-D-manosa al cual se une una sola rama de D-galactosa mediante un enlace α- (1 → 6). Esto hace que la función estructural recae sobre el eje β - (1 → 4) y la rama α - (1 → 6) no entra como soporte (Wang et al., 2025).

A pesar de que los enlaces α suelen estar presentes en estructuras que se usan como reservas de energía, el enlace α – (1 → 4) presente en las pectinas es una clara excepción a este patrón, ya que se caracterizan por el ácido D-galacturónico α-1,4-enlazado, presentes en moléculas como la Homogalacturonano y RG-I, que forman redes de polisacáridos con diferentes forman de reticulación en distintos puntos de la cadena polimérica (L. Zhang et al., 2025). Asimismo, enlaces mixtos de la forma α-1,2 / α-1,4 en RG-I ancla cadenas laterales de arabinano, galactano y arabinogalactano lo que da mayor refuerzo en las estructuras celulares (L. Zhang et al., 2025).

5.2.3 Grupos funcionales de polisacáridos vegetales empleados en biogeles

Los polisacáridos identificados en los residuos agroindustriales presentan diversos grupos funcionales que determinan sus propiedades fisicoquímicas, capacidad de interacción molecular y potencial de aplicación en biogeles.

Las pectinas, que comprenden las pectinas de alto metoxilo, bajo metoxilo, homogalacturonano (HG) y ramnogalacturonano I (RG-I), poseen como grupo funcional más importante el grupo carboxilo (–COOH) o carboxilato ($–COO^-$), derivado de los residuos de ácido D-galacturónico presentes en su estructura. Asimismo, una fracción significativa de estos grupos carboxilo que puede esterificarse con metanol para formar grupos metoxilo o metil éster ($–COOCH_3$) como se observa en la **Figura 1**, cuya proporción determina el grado de metoxilación o esterificación de la pectina (Ropartz & Ralet, 2020). Los grupos carboxilo libres pueden desprotonarse y generar cargas negativas que favorecen la interacción con cationes divalentes, especialmente calcio, permitiendo la formación de geles mediante el modelo de "caja de huevos" (egg-box model) (Ropartz & Ralet, 2020). Además, la estructura contiene numerosos grupos hidroxilo (–OH), responsables de la formación de enlaces de hidrógeno e interacciones con el agua. Algunas veces, estos grupos hidroxilo pueden encontrarse acetilados, formando grupos acetilo ($–OCOCH_3$), modificación que influye en la capacidad gelificante del polímero (Ropartz & Ralet, 2020). Como consecuencia de estas modificaciones también aparecen grupos éster (–COOR), tanto metil ésteres como acetil ésteres. Finalmente, los extremos reductores de las cadenas conservan carbonos anoméricos asociados a grupos hemiacetales (Ropartz & Ralet, 2020).

La celulosa presenta como grupo funcional predominante los grupos hidroxilo (–OH), localizados en cada unidad repetitiva de anhidroglucosa. Estos se distribuyen en un hidroxilo primario ubicado en el carbono C-6 y dos hidroxilos secundarios localizados en los carbonos C-2 y C-3 (Bakri & Rahman, 2022) como se observa en la **Figura 2**. La presencia de estos grupos permite realizar modificaciones químicas como esterificación, acetilación y eterificación, alterando las propiedades

superficiales del material. Asimismo, la oxidación selectiva del grupo hidroxilo primario puede generar grupos aldehído (–CHO) y posteriormente grupos carboxilo (–COOH), incrementando la carga superficial de la celulosa (Bakri & Rahman, 2022).

Las hemicelulosas contienen principalmente grupos hidroxilo (–OH) distribuidos en los diferentes monosacáridos que conforman su estructura, tales como xilosa, arabinosa y galactosa (Simas-Tosin et al., 2014). Estos grupos participan en la formación de puentes de hidrógeno y constituyen los sitios donde se desarrollan las ramificaciones laterales del polímero. En hemicelulosas ácidas, como los glucuronoarabinoxilanos, también están presentes grupos carboxilo (–COOH) y carboxilato ($–COO^-$) procedentes de residuos de ácido glucurónico, los cuales aportan carga negativa a la macromolécula y favorecen interacciones electrostáticas con agua y cationes (Simas-Tosin et al., 2014). Además, una parte de estos grupos puede encontrarse modificada formando grupos metil éster. La estructura se mantiene unida mediante enlaces glucosídicos de tipo éter (–C–O–C–), mientras que los extremos terminales conservan grupos hemiacetales con capacidad reductora (Simas-Tosin et al., 2014). Todas estas propiedades se pueden observar en la **Figura 3**.

El almidón, compuesto por amilosa y amilopectina, presenta como principal grupo funcional los grupos hidroxilo (–OH) presentes en las unidades de glucosa que constituyen ambos polímeros (Kong, 2020). Estos grupos son responsables de la formación de enlaces de hidrógeno, la adsorción de agua y los fenómenos de recristalización.

Es importante recalcar que, para el caso de la amilopectina, los puntos de ramificación generados por enlaces α-(1→6) constituyen una característica estructural fundamental que influye sobre sus propiedades funcionales, incluyendo gelatinización, retrogradación y capacidad de hinchamiento (Kong, 2020). La **Figura 4** describe estas propiedades de cada especie por separado

Los fructanos, como el levan, contienen una elevada densidad de grupos hidroxilo (–OH) asociados a las unidades de fructofuranosa que forman el polímero, los cuales son responsables de su elevada afinidad por el agua y de la formación de puentes de hidrógeno (Miranda-Molina et al., 2026). La unión entre los monómeros ocurre mediante enlaces glucosídicos de tipo éter (–C–O–C–), predominando las uniones β - (2 → 6) en la cadena principal y β - (2 → 1) en los puntos de ramificación (Miranda-Molina et al., 2026). Asimismo, los extremos terminales pueden presentar grupos hemiacetales asociados a carbonos anoméricos libres, los cuales conservan propiedades reductoras latentes (Miranda-Molina et al., 2026). La **Figura 5** describe estos grupos funcionales en la estructura del Levan.

La **Tabla 1** es un breve resumen de todos los grupos funcionales presentes en los polisacáridos descritos independientemente de su reactividad, así como de los tipos de enlaces principales que los conforman, fuentes agroindustriales y clasificación química.

5.3 MÉTODOS DE EXTRACCIÓN Y PURIFICACIÓN DE POLISACÁRIDOS

Una vez determinado los tipos de polisacáridos que se pueden usar, los tipos de enlace que los conforman y que dan estructura, así como los grupos funcionales principales que pueden participar en reacciones químicas para la formación del biogel, es necesario describir los métodos de extracción y purificación que existen para estos polisacáridos.

Debido a la naturaleza de cada molécula, podemos resumir los métodos de extracción y purificación en función del polisacárido existente. Por un lado, el mecanismo predominante en la pectina es la liberación de la protopectina y precipitación alcohólica; para la celulosa se busca la delignificación y conservación de la cristalinidad. En la hemicelulosa se prioriza la solubilización selectiva de heteropolisacáridos amorfos. Para el almidón, liberar gránulos sin gelatinización de las partículas es la meta final. Asimismo, para el Levan se busca la solubilización de fructanos y

purificación por membranas o por alcohol. En la **Figura 6** se muestra un esquema general de extracciones de polisacáridos que se debe seguir.

5.3.1 Sistemas de extracción de polisacáridos: enfoques químicos, enzimáticos y físicos

Independientemente del polisacárido a extraer o del método posterior a utilizar, el acondicionamiento inicial de la materia prima vegetal sigue un protocolo estandarizado que garantiza la homogeneidad de la muestra y facilita el acceso del agente extractivo a los polímeros objetivo.

El proceso comienza con un lavado profundo del material vegetal con agua potable para eliminar tierra, polvo e impurezas superficiales (Sayed et al., 2022). Posteriormente, el material se somete a una molienda mecánica (en seco o húmedo según el caso) (Sayed et al., 2022) y se tamiza mediante mallas de geometría estandarizada (típicamente 250 µm o 75 µm) (Rahman, 2018) para homogeneizar el tamaño de partícula. Este paso es crítico porque incrementa el área superficial disponible para la reacción química o enzimática, garantizando una penetración uniforme de los agentes extractivos de los próximos pasos.

La extracción química constituye el enfoque más directo para liberar polisacáridos de la matriz vegetal. El principio fundamental consiste en romper selectivamente los enlaces covalentes débiles e interacciones electrostáticas que anclan estos biopolímeros a otras estructuras mediante modificación del pH del medio acuoso.

Existen dos estrategias químicas principales: la acidificación (para liberar polisacáridos como pectina) (Sayed et al., 2022). y la alcalinización (para solubilizar polisacáridos como celulosa y hemicelulosa) (Bakri & Rahman, 2022). Ambas se basan en la protonación de grupos funcionales

presentes en la matriz vegetal, rompiendo puentes de hidrógeno y fuerzas intermoleculares que retienen físicamente al polisacárido objetivo dentro de la arquitectura de la pared celular.

El protocolo general incluye: suspender el polvo vegetal preparado en una solución acuosa con el agente químico (ácido o base según corresponda) a una concentración controlada, aumentar la temperatura para acelerar la reacción (Bakri & Rahman, 2022), mantener agitación constante (Bakri & Rahman, 2022), y finalizar mediante filtración mecánica para separar la fase sólida residual de la fase líquida que contiene el polímero disuelto (Bakri & Rahman, 2022).

Los métodos enzimáticos representan una alternativa más selectiva que los métodos químicos. Utilizan complejos multienzimáticos (Méndez-Líter et al., 2021) que rompen específicamente los enlaces glucosídicos que mantienen al polisacárido objetivo retenido en la matriz celular (Méndez-Líter et al., 2021), sin degradar la estructura del polímero de interés. El protocolo general es estandarizado para todas las aplicaciones: El material pulverizado se suspende en una solución amortiguadora (buffer) de pH controlado, se añade el cóctel enzimático comercial o purificado (Méndez-Líter et al., 2021), y la mezcla se incuba a temperatura moderada bajo agitación constante. La duración de la incubación varía según la aplicación, pero típicamente oscila entre 4 y 24 horas. Una vez alcanzado el tiempo óptimo, la reacción se detiene y se somete inmediatamente a un choque térmico de entre 90°C a 100°C durante 10 a 15 minutos que desnaturaliza e inactiva irreversiblemente las enzimas (Rahman, 2018), previniendo que continúen degradando el polisacárido liberado. Finalmente, se realiza una separación física (centrifugación o filtración) (Bakri & Rahman, 2022) para dividir el residuo sólido del sobrenadante líquido rico en polímero solubilizado. En la **Tabla 2** se mencionan las enzimas más comunes usadas durante este proceso para las diferentes clasificaciones químicas mencionadas en este texto.

Complementando los enfoques químicos y enzimáticos, existen técnicas que explotan fenómenos físicos para acelerar la disrupción de la estructura celular y facilitar la extracción sin emplear reactivos químicos agresivos (Sayed et al., 2022).

El ultrasonido de alta potencia (20-40 kHz) induce cavitación acústica: la formación y colapso violento de microburbujas que generan microchorros a altísima velocidad (Bakri & Rahman, 2022). Estos producen fuerzas de cizallamiento brutales que rompen instantáneamente las membranas celulares y redes de proteínas, liberando el polisacárido sin dañar su estructura polimérica interna. El ultrasonido genera interferencia constructiva que estimula presiones físicas poderosas, como ondas sísmicas y corrientes sónicas que rompen las membranas celulares vegetales, reducen el tamaño de partícula y mejoran la interacción entre los azúcares objetivo y los solventes (Anoraga et al., 2024). Esta técnica es más eficiente que los métodos convencionales de calentamiento, requiere menos energía y disolvente, y produce rendimientos superiores en tiempos de extracción acelerados (Anoraga et al., 2024).

Los tratamientos hidrotérmicos (explosión de vapor o autohidrólisis) someten la biomasa a temperaturas elevadas (160-240°C) bajo presión, seguido de una descompresión instantánea. El agua sobrecalentada dentro de los poros celulares se evapora y expande violentamente, desgarrando los haces de fibra y exponiendo los polisacáridos a la acción posterior de otros agentes. Durante la autohidrólisis, ácidos acético y otros ácidos orgánicos se producen a partir de las hemicelulosas, mejorando la hidrólisis de la hemicelulosa amorfa en oligómeros solubles y finalmente en azúcares monoméricos (Arisht et al., 2019).

La irradiación por microondas interactúa con moléculas polares (especialmente agua) dentro de las células mediante un proceso llamado calentamiento dieléctrico (Anoraga et al., 2024). La radiación no ionizante causa transporte iónico y rotación de dipolos, siendo la combinación de estos dos mecanismos la que produce calentamiento intenso (Anoraga et al., 2024). El agua, como solvente polar, absorbe la radiación de microondas de manera eficiente (Anoraga et al., 2024). La irradiación

por microondas acelera la ruptura celular mediante un aumento abrupto de la temperatura e incremento de presión interna dentro de las células vegetales, promoviendo la degradación de la superficie de la muestra y la exudación de polisacáridos hacia los solventes circundantes (Anoraga et al., 2024). Este método incrementa el rendimiento de extracción al mejorar la penetración del disolvente en la matriz vegetal, permitiendo la transferencia rápida de energía a través del campo electromagnético (Anoraga et al., 2024).

5.3.2 Procesos de Recuperación y Filtrado de Polisacáridos

Tras la extracción química, enzimática o asistida, el medio reaccional contiene tanto el polisacárido objetivo disuelto como residuos sólidos insolubles que deben ser removidos. La filtración mecánica constituye el primer paso de purificación, empleando sistemas de diferentes especificaciones según la aplicación: mallas finas de nailon, gasa de laboratorio o sistemas de filtración al vacío para separar eficientemente la fase sólida de la fase líquida que contiene el polímero solubilizado (Sayed et al., 2022).

Cuando el extracto líquido aún contiene micropartículas suspendidas o proteínas coloidales finas, se somete a centrifugación a velocidades moderadas o altas (típicamente entre 3000 y 10000 rpm durante períodos de 10-20 minutos) (Abdullah et al., 2021). Debido a las diferencias de densidad, los sólidos residuales sedimentan en forma de un pellet compacto en el fondo del tubo, mientras que el líquido clarificado se decanta hacia un nuevo contenedor (Abdullah et al., 2021). Este paso es especialmente crítico para métodos biológicos y enzimáticos donde quedan células bacterianas o fragmentos proteicos (Abdullah et al., 2021).

La mayoría de los polisacáridos son altamente hidrofílicos pero insolubles en solventes orgánicos polares como el etanol o isopropanol (Anoraga et al., 2024). Esta propiedad se aprovecha

para inducir su precipitación mediante la adición controlada de estos alcoholes al extracto acuoso. Generalmente consiste en añadir etanol concentrado (95 % o absoluto) al extracto clarificado en relaciones volumétricas que varían según la molécula (típicamente entre 1:1 y 1:4) (Sayed et al., 2022). El alcohol desplaza competitivamente las moléculas de agua que hidratan el polisacárido, provocando que las macromoléculas colapsen y se agreguen entre sí, formando un precipitado denso, gelatinoso o fibroso que es visualmente evidente (Sayed et al., 2022). Para garantizar la precipitación cuantitativa completa de todas las fracciones de peso molecular, la mezcla se refrigera a 4°C durante 12 a 24 horas en reposo (Sayed et al., 2022). El precipitado se recupera posteriormente mediante centrifugación a alta velocidad o filtración de eficiencia, seguido de lavados adicionales con etanol al 95 % para remover monosacáridos y disacáridos contaminantes (Sayed et al., 2022).

El coágulo recuperado retiene trazas de ácidos residuales, pigmentos, azúcares monosacáridos libres y sales disueltas atrapadas en su matriz. Para eliminarlos, el precipitado se somete a lavados sucesivos resuspendiendo en soluciones de alcohol a concentraciones decrecientes (usualmente etanol al 70 % seguido de etanol absoluto), centrifugando y descartando el sobrenadante en cada ciclo (Sayed et al., 2022). Típicamente se realizan entre 2 y 4 ciclos de lavado hasta obtener un producto de máxima pureza química, separando exitosamente los monosacáridos y disacáridos del polisacárido objetivo (Sayed et al., 2022).

Para aplicaciones que requieren pureza excepcional o para eliminar oligosacáridos y sales de forma más eficiente que los lavados alcohólicos, se emplean técnicas de separación por membranas basadas en tamaño molecular (Marenda et al., 2019). La microfiltración tangencial utiliza membranas con poros de 0,22-0,45 μm para retener células bacterianas enteras y fragmentos celulares grandes, mientras que el polisacárido disuelto atraviesa libremente (Marenda et al., 2019). El flujo se mantiene paralelo a la superficie de la membrana a altas velocidades, barriendo continuamente los residuos y evitando la saturación del filtro.

La ultrafiltración emplea membranas con límites de corte de peso molecular específicos (típicamente 50-100 kDa) que retienen selectivamente el polisacárido de alto peso molecular mientras permiten el paso de azúcares libres, sales y moléculas pequeñas hacia el permeado. El método estándar utiliza membranas de 10-12 kDa durante 48 horas para asegurar la separación completa (Marenda et al., 2019).

La diafiltración combina ultrafiltración con inyección continua de agua destilada, realizando un "lavado molecular" en estado líquido que elimina las últimas trazas de contaminantes sin emplear alcoholes. Esta técnica es especialmente valiosa para moléculas sensibles a solventes orgánicos (Marenda et al., 2019).

Cuando se requiere una purificación aún más exhaustiva (particularmente para eliminar iones y oligosacáridos de muy bajo peso molecular), se utiliza diálisis introduciendo el extracto concentrado en tubos de membrana semipermeable sumergidos en agua destilada en constante renovación durante períodos de 24 a 48 horas. Las moléculas pequeñas atraviesan por difusión mientras el polisacárido macromolecular queda retenido (Haddar et al., 2025).

5.3.3 Consideraciones Finales

El polisacárido purificado y húmedo requiere ser deshidratado para obtener un producto sólido estable. Existen dos enfoques principales:

El secado en estufa somete al material en bandejas a una estufa de circulación de aire forzado a temperaturas moderadas entre 35 - 60°C hasta alcanzar peso constante (Sayed et al., 2022). Este método es económico, pero implica cierto riesgo de degradación térmica en moléculas sensibles.

La liofilización es un proceso más delicado que congela instantáneamente el agua a temperaturas criogénicas (-40°C a -80°C) y luego la elimina exclusivamente mediante sublimación sin pasar por el estado líquido (Bakri & Rahman, 2022). Este método preserva óptimamente la estructura macromolecular y es mandatorio para polisacáridos con baja temperatura de transición vítrea (como fructanos) que se tornarían gomosos o plastificados con calor (Rahman, 2018). Finalmente, el material seco se pulveriza mecánicamente en un mortero o molino de laboratorio para obtener el polvo fino comercializable (Rahman, 2018).

En la **Tabla 3** describe una serie de parámetros de extracción optimizados para polisacáridos seleccionados con mayor detalle.

5.4 SÍNTESIS DE BIOGELES SOPORTADOS EN AGUA

5.4.1 Formación de redes poliméricas: Entrecruzamiento físico vs químico

La comprensión fundamental de los mecanismos de entrecruzamiento, tanto físico como químico, es esencial para el diseño racional de biogeles a base de polisacáridos. El entrecruzamiento físico, basado en interacciones débiles y reversibles como enlaces de hidrógeno, fuerzas electrostáticas e iónicas (Wang et al., 2025) permite generar estructuras dinámicas con mayor flexibilidad, permeabilidad y capacidad de respuesta a cambios ambientales, lo que resulta ventajoso para aplicaciones biomédicas donde se requiere biocompatibilidad y biodegradabilidad (Haddar et al., 2025). El entrecruzamiento químico mediante enlaces covalentes permanentes genera redes mecanicamente más robustas, resistentes y estables bajo diversas condiciones ideales para aplicaciones que demanden durabilidad estructural (Bakri & Rahman, 2022). Conocer las diferencias entre ambos mecanismos no solo permite seleccionar la estrategia más adecuada según la aplicación final, sino que también proporciona las bases conceptuales para optimizar parámetros de síntesis

(concentración, pH, temperatura, tiempo de reacción) que controlan la densidad de entrecruzamiento y, consecuentemente, las propiedades mecánicas, reológicas y funcionales del hidrogel resultante (Haddar et al., 2025).

5.4.1.1 Entrecruzamiento Físico

Las interacciones de polisacáridos frecuentemente ocurren a través de fuerzas electrostáticas y enlaces de hidrógeno como fuerzas de Van der Waals entre grupos hidroxilo de compuestos fenólicos y diferentes funcionalidades (Li et al., 2023). De manera similar, las interacciones intramoleculares atractivas se basan probablemente en enlaces de hidrógeno, considerando la estructura de la molécula de fructosa (Hundschell et al., 2020). A nivel intermolecular, se establecen interacciones débiles que no requieren energía química adicional para su formación, permitiendo que el sistema polimérico adopte conformaciones dinámicas.

5.4.1.1.1 Ejemplos de Interacciones Físicas en el desarrollo de Biogeles

El primer ejemplo clásico sobre estas interacciones consiste en el Entrecruzamiento Físico por Congelación-Descongelación para hidrogeles de Polivinil Alcohol (PVA), que consiste en soluciones acuosas de PVA que generalmente al almacenarse a temperatura ambiente, forman un gel de baja resistencia mecánica. Sin embargo, una vez que estas soluciones acuosas se someten a un proceso de congelación-descongelación, se forma un gel fuerte y altamente elástico (Hennink & Van Nostrum, 2002). Esto se a la formación de cristalitos de PVA que actúan como sitios de entrecruzamiento físico en la red (Hennink & Van Nostrum, 2002). Durante el ciclo de congelación, la temperatura baja favorece la cristalización selectiva de segmentos de PVA altamente ordenados. Cuando el agua se congela, actúa como un disolvente pobre para el PVA, promoviendo la asociación de cadenas poliméricas e induciendo la formación de microestructuras cristalinas que funcionan como soporte de

las moléculas de PVA una vez que el hidrogel se descongele (Hennink & Van Nostrum, 2002). Este método ofrece varias ventajas, como la ausencia de reactivos tóxicos que sean iniciadores, agentes reticulantes, ni catalizadores químicos, eliminando por completo la preocupación por residuos tóxicos en el hidrogel final (Hennink & Van Nostrum, 2002). Asimismo, los cristalitos que actúan como nodos de entrecruzamiento pueden reorganizarse bajo cambios de temperatura, proporcionando propiedades estimulables por temperatura (Ghanem et al., 2025). Y una ventaja principal es que la ausencia de reacciones químicas permite la incorporación de proteínas, enzimas y factores de crecimiento sin riesgo de inactivación (Hennink & Van Nostrum, 2002). Sin embargo, este método presenta limitaciones inherentes. Los geles obtienen propiedades mecánicas relativamente modestas comparadas con hidrogeles entrecruzados covalentemente, y la cinética de gelación es lenta para obtener geles con propiedades óptimas (Hennink & Van Nostrum, 2002).

La formación de geles mediante entrecruzamiento físico por entrelazamiento se da, en primer lugar, por el flujo, siendo el movimiento de la solución de microfibras de celulosa con agua cuando se lo hace pasar a través de espacios estrechos bajo presión (Perazzo et al., 2017). Cuando concentraciones altas de microfibras altamente flexibles se someten a esfuerzos generados por flujo, las fibras se deforman e incurvan, creando entrelazamientos topológicos (Perazzo et al., 2017). Las fibras se vuelven entrelazadas y se separan del agua, creando una única red grande entrelazada llena de agua con nodos mecánicamente bloqueados (Perazzo et al., 2017). La flexibilidad de las fibras puede cuantificarse mediante la rigidez efectiva (S_{eff}), que compara la rigidez elástica de la fibra con el torque hidrodinámico inducido por el flujo (Perazzo et al., 2017). Para $S_{eff} << 1$, las fibras se clasifican como flexibles, mientras que para valores de $S_{eff} >> 1$, las fibras son rígidas (Perazzo et al., 2017).

La formación del hidrogel está controlada por varios parámetros interconectados:

1. **Rango de Aspecto (L/D):** El rango de aspecto es la relación entre largo de la fibra y el diámetro de la fibra, conforme un rango de aspecto más grande, más larga y delgada es la fibra (Perazzo et al., 2017).
2. **Esfuerzo por Flujo:** Debido a que el flujo sucede en una jeringa, durante el paso a través de una aguja, la suspensión de microfibras experimenta dos tipos de flujo: flujo de Poiseuille en la jeringa y flujo extensional cuando la suspensión pasa de la sección grande de la jeringa a la aguja (Perazzo et al., 2017). El flujo extensional induce un esfuerzo que cambia la velocidad del fluido, lo que es crítico para inducir las deformaciones y dobleces de las fibras que generan los entrelazamientos (Perazzo et al., 2017).
3. **Fracción de Volumen de Fibra (ϕ):** La concentración de fibras controla directamente la porosidad del hidrogel resultante y el grado de entrelazamiento. Para una suspensión con $\phi = 0.2$, el porcentaje de volumen de poro del hidrogel extruido es aproximadamente 24 ± 4 %, mientras que para $\phi = 0.4$, el porcentaje de volumen de poro es aproximadamente 10 ± 5 % (Perazzo et al., 2017).

El hidrogel resultante es una red densa de microfibras con una red microporosa aleatoria como se observa en la **Figura 8** (Perazzo et al., 2017). El hidrogel es un material viscoelástico blando con propiedades de esfuerzo de fluencia (yield-stress), siendo potencialmente útil para propiedades mecánicas en ingeniería de tejidos y aplicaciones biomédicas (Perazzo et al., 2017).

Este método ofrece ventajas como la ausencia completa de reactivos tóxicos debido a que no se usa iniciadores químicos, compatibilidad con moléculas sensibles, Tiempo de Formación de Gel Instantáneo, propiedades mecánicas controlables debido al control del rango de aspecto y reversibilidad parcial (Perazzo et al., 2017). Sin embargo, se requieren modelos teóricos mejorados para predecir mejor las características de estas microestructuras entrelazadas, ya que los modelos existentes para suspensiones de fibras rígidas no pueden ser aplicados directamente a suspensiones de fibras altamente flexibles de alta fracción de volumen (Perazzo et al., 2017).

5.4.1.2 Entrecruzamiento Químico

El entrecruzamiento químico se define como la unión covalente permanente entre cadenas poliméricas mediante enlaces químicos que se forman entre grupos funcionales específicos. Estos enlaces son irreversibles bajo condiciones normales y resultan en redes poliméricas estructuralmente más rígidas que no se ven afectadas por cambios en pH, temperatura o concentración iónica, lo que confiere a la red una estabilidad permanente (Lodge & Hiemenz, 2021; Ropartz & Ralet, 2020; Shahbazi et al., 2016).

El ejemplo más común es el glutaraldehído como agente reticulante químico más comúnmente utilizado en la síntesis de hidrogeles de quitosano (Shahbazi et al., 2016), debido a que forma enlaces covalentes entre grupos amino del quitosano y aldehídos del glutaraldehído, creando una red polimérica altamente entrecruzada que exhibe propiedades mecánicas mejoradas, incluyendo hidrofobicidad de superficie, resistencia al agua y propiedades mecánicas superiores (Shahbazi et al., 2016). Por lo que se esperaría que se compartan semejanzas en la reactividad cuando se maneje un polisacárido con grupos funcionales similares al quitosano.

El entrecruzamiento fotoquímico es un método alternativo donde la activación de moléculas reactivas ocurre mediante exposición a luz (típicamente luz UV). Este método permite un control espacial y temporal preciso de la reacción de entrecruzamiento (Shahbazi et al., 2016).

En polisacáridos como los xilanos y pectinas, el ácido ferúlico esterificado a grupos arabinósido puede someterse a reacciones de acoplamiento oxidativo in vivo para formar dímeros de ácido ferúlico, lo que genera entrecruzamientos covalentes entre las moléculas de polisacárido que lo contienen (Ropartz & Ralet, 2020). Tales entrecruzamientos han sido identificados en pectinas de

remolacha azucarera (Ropartz & Ralet, 2020). Este mecanismo representa un entrecruzamiento verde, ya que ocurre mediante procesos biológicos sin necesidad de agentes químicos sintéticos adicionales (Ropartz & Ralet, 2020).

Por otro lado, existen otros métodos de entrecruzamiento que no han se han descrito pero que sí se van a mencionar posteriormente, sin embargo, con el conocimiento de los métodos principales de entrecruzamiento, forma las bases necesarias para una investigación más profunda en caso de necesitarlo.

5.4.2 Métodos químicos de síntesis

Los métodos químicos de síntesis de hidrogeles se centran en la formación de enlaces covalentes e interacciones químicas controladas entre cadenas poliméricas (Lodge & Hiemenz, 2021).

5.4.2.1 Interacción con grupos hidroxilo (-OH) en polisacáridos

Estas interacciones son válidas para celulosa, hemicelulosa, almidón y levan.

5.4.2.1.1 Polimerización radicalaria con monómeros vinílicos

Los grupos hidroxilo en polisacáridos funcionan como sitios reactivos nucleofílicos. La reactividad de estos grupos se debe a la presencia de electrones solitarios en el oxígeno, que pueden ser abstraídos o participar en reacciones con especies electrofílicas como radicales libres (Lodge & Hiemenz, 2021).

Las interacciones de polimerización radicalaria se dan generalmente con monómeros vinílicos (tales como ácido acrílico, metacrilato, acrilamida, entre otros) en presencia de polisacáridos. Esto da paso a un fenómeno conocido como injerto, donde las cadenas de polivinilo en crecimiento se acoplan covalentemente a los grupos -OH del polisacárido (Hennink & Van Nostrum, 2002). El mecanismo ocurre en dos vías principales descritas en la **Figura 7**.

Esto resulta en un gel con una gran capacidad de absorción de agua hasta un 97 % de su estructura final (Hennink & Van Nostrum, 2002), con relaciones desde 100 a 1000 g de agua por gramos de polímero seco (Berradi et al., 2023). Además, es necesario encontrar un balance sobre la cantidad de agente reticulante, ya que mucha cantidad de este lo vuelve más rígido y absorbe menos agua (Berradi et al., 2023). Asimismo, el tamaño de poro del gel depende de la densidad de entrecruzamiento de su estructura y del solvente usado, lo que afecta directamente a la permeabilidad y a la cinética de liberación del fármaco (Ghanem et al., 2025). Por último, este tipo de hidrogel radicalario responden a pH y temperatura. Por ejemplo, un poli(ácido acrílico) va a comportarse diferente en pH ácido vs básico por la ionización de los grupos carboxilo (Hennink & Van Nostrum, 2002).

5.4.2.1.2 Reticulación por radiación UV/ionizante

Se usa radiación (gamma, haz de electrones o UV) para generar radicales libres que van a hacer el trabajo de entrecruzamiento.

Primero, por radiación gamma ocurre de dos formas: por escisión homolítica directa de enlaces C-H en la cadena polimérica (Hennink & Van Nostrum, 2002), y por radiolisis del agua, donde se forman radicales hidróxilo que atacan las cadenas (Shahbazi et al., 2016). Este método se resalta en un hidrogel de red polimérica interpenetrada (IPN) sintetizado mediante entrecruzamiento por radiación gamma (a 30 kGy). Está compuesto por almidón, polivinilpirrolidona (PVP) y acrilamida en

diferentes ratios (Berradi et al., 2023). La polimerización radical fue inducida por radiación gamma (Berradi et al., 2023). El gel fue diseñado para usarse como acondicionador de suelo. Lo interesante es que el contenido de almidón *disminuye* la hinchazón del gel debido a puentes de hidrógeno inter e intramoleculares en la red (Berradi et al., 2023). La **Figura 9** describe el mecanismo de forma gráfica.

Para radiación UV, es necesario de un fotosensibilizador o fotoiniciador (tipo benzoato de sodio). Este compuesto se descompone bajo UV generando radicales libres mediante un mecanismo radical, típicamente por abstracción de hidrógeno (Shahbazi et al., 2016). Aquí se resalta una película de carboximetil celulosa (CMC) entrecruzadas mediante radiación UV usando benzoato de sodio como fotosensibilizador. El sistema se diseñó para aplicaciones de liberación controlada de fármacos en terapia del cáncer y consistía en CMC y gelatinas reforzadas con nanoarcilla de sepiolita en diferentes proporciones (0; 0,3; 0,5; 0,7; 0,9 y 1,5 %) (Shahbazi et al., 2016). El entrecruzamiento fotoquímico ocurrió bajo irradiación UV a 180 minutos de exposición con 20 % de benzoato de sodio, lo que resultó en un grado de entrecruzamiento más eficiente comparado con métodos químicos tradicionales (Shahbazi et al., 2016). El gel mostró mayor capacidad de hinchazón con buena sensibilidad al pH, donde el aumento de pH llevaba a un incremento en el porcentaje de liberación del fármaco, haciéndolo adecuado para sistemas de liberación controlada (Shahbazi et al., 2016). El mecanismo a detalle se representa en la **Figura 10**, así como una imagen correspondiente a una micrografía FE – SEM sobre el material en la **Figura 11**.

Generalmente no se necesita de agentes entrecruzadores químicos como en otros métodos (Hennink & Van Nostrum, 2002). Sin embargo, los radicales formados durante la irradiación pueden dañar moléculas biológicamente activas, así que, si quieres incorporar fármacos u otras moléculas sensibles, tienes que hacerlo después de hacer el gel (Hennink & Van Nostrum, 2002).

5.4.2.1.3 Entrecruzamiento con Ácido Cítrico

El ácido cítrico es un agente entrecruzador natural, no tóxico y económico que reacciona con los grupos hidroxilo (-OH) presentes en polisacáridos como pectina, celulosa, almidón, hemicelulosa y levan (Sapuła et al., 2023). Esto se da mediante enlaces éster entre el ácido cítrico y los grupos -OH del polisacárido (Sapuła et al., 2023). Esta reacción se da mediante calor (típicamente 90-105 °C) para activar la reacción, y mayor temperatura, mayor grado de entrecruzamiento (Sapuła et al., 2023).

Un biogel hecho a partir de este mecanismo es una película hecha con 90 g Almidón de yuca (cassava starch) y 10 g de Goma de xantano (xanthan gum), usando ácido cítrico como agente entrecruzante a concentraciones de 0; 0,75; 1,50 y 2,25 g/100 g de polímero e hipofosfito de sodio (SHP) como catalizador, usando 30,8 g de glicerina como plastificante (Simões et al., 2020). El mecanismo de reacción de este proceso se describe en la **Figura 12.**

El proceso de síntesis se da en 3 etapas: la primera donde el ácido cítrico y el SHP se disuelven en glicerol, se mezclan manualmente con almidón/xantano, y todo se procesa en un extrusor monorosca a temperaturas de 90–130 °C hasta obtiener pellets que se reprocesaron en el extrusor con un dado plano a 100–130 °C, generando láminas parcialmente homogéneas. Finalmente, las láminas de aproximadamente 18 g se prensaron a 120 °C, 5 MPa durante 10 minutos, obteniéndose el hidrogel final entrecruzado como se ve en la **Figura 13** (Simões et al., 2020).

El material resultante presenta ventajas como una alta hidrofilicidad del material final, mejores propiedades mecánicas, aumento de la rugosidad superficial (importante para adhesión celular y principalmente que es seguro biológicamente (Simões et al., 2020).

Los parámetros registrados para el funcionamiento del mecanismo de cada ejemplo mencionado se describen en la **Tabla 4**.

5.4.2.1.4 Entrecruzamiento mediante Epiclorhidrina (ECH)

La epiclorhidrina (ECH, 1-cloro-2,3-epoxipropano) es un agente entrecruzante utilizado para la modificación química de polisacáridos con grupos hidroxilo (–OH) (Tesfay et al., 2020). Su estructura contiene dos grupos reactivos: un anillo epóxido altamente tensionado y un átomo de cloro, que le confieren la capacidad de formar enlaces éter covalentes con los grupos –OH de las cadenas polisacáridas bajo condiciones alcalinas, sin necesidad de catalizadores adicionales. La reacción genera únicamente NaCl y ECH no reaccionado como subproductos, ambos fácilmente removibles por lavado, lo que la convierte en una alternativa relativamente limpia frente a otros agentes entrecruzantes sintéticos (Tesfay et al., 2020). Usando un polisacárido como el almidón, se reduce la solubilidad y el grado de hinchamiento, aumenta la estabilidad térmica y la resistencia a la degradación enzimática, y permite controlar la tasa de liberación de moléculas encapsuladas mediante el ajuste de la densidad de la red entrecruzada (Tesfay et al., 2020), lo que lo vuelve un material de interés como acarreador de fármacos o remediación ambiental (Tesfay et al., 2020).

El entrecruzamiento con epiclorhidrina transcurre en dos pasos secuenciales bajo condiciones alcalinas. Primero, el medio básico de pH 10 aproximadamente con NaOH, desprotona los grupos –OH del almidón, generando alcóxidos ($–O^-$) altamente nucleofílicos (Tesfay et al., 2020). Este alcóxido ataca el carbono del anillo epóxido de la ECH mediante una sustitución nucleofílica (SN_2), abriendo el anillo y formando un enlace éter covalente (almidón–O–CH_2–CHOH–CH_2Cl) (Tesfay et al., 2020). El cloro permanece en el extremo opuesto de la molécula como grupo saliente disponible para la segunda reacción (Tesfay et al., 2020). Posteriormente, el medio alcalino convierte el grupo –CH_2Cl restante en un nuevo epóxido transitorio mediante una ciclización intramolecular. Este segundo

epóxido es atacado por un alcóxido ($–O^-$) de una segunda cadena de almidón adyacente, formando un segundo enlace éter y completando el puente covalente entre las dos cadenas polisacáridas. El resultado es un entrecruzamiento simétrico del tipo almidón–O–CH_2–CH(OH)–CH_2–O–almidón, donde la ECH actúa como puente de tres carbonos entre dos cadenas (Tesfay et al., 2020). El mecanismo se describe en la **Figura 16**.

Un ejemplo de este mecanismo es la película a base de almidón entrecruzado con epiclorhidrina (ECH) como excipiente farmacéutico de liberación sostenida en microesferas. La reacción de entrecruzamiento se llevó a cabo suspendiendo 100 g de almidón seco en 150 mL de agua destilada con 3 g de NaCl bajo agitación constante a 25 °C. Tras ajustar el pH a 10.0 con NaOH 1M, se añadió ECH en concentraciones variables de 3 a 16 g por 100 g de almidón seco, y la reacción procedió a temperaturas de 25–54 °C durante 1–10 horas. Al finalizar, el pH fue neutralizado a 6,0–6,5 con HCl 0,2 M, y el almidón entrecruzado fue aislado por centrifugación (3000 rpm a 15 min), lavado con agua destilada y secado a 45 °C durante 48 horas en horno de vacío (Tesfay et al., 2020).

Las condiciones óptimas se obtuvieron a una concentración de ECH de 13,70 % (w/w) y un tiempo de reacción de 3,82 horas, bajo las cuales el modelo predijo un DC de 74,70 %. La confirmación del entrecruzamiento se realizó por FTIR, donde el almidón entrecruzado mostró nuevas bandas de absorción entre 1750–1500 cm^{-1} correspondientes al grupo carbonilo de los enlaces éter formados, y bandas adicionales entre 1250–1000 cm^{-1} atribuibles a las nuevas vibraciones de estiramiento C–O–C producto del puente de ECH (Tesfay et al., 2020).

En la **Tabla 5,** se describen los parámetros de síntesis para cada uno de los ejemplos que se mencionan en los métodos químicos de síntesis.

5.1.1.1 Interacción con grupos Carboxilo (-COOH) en polisacáridos

Debido a que únicamente la pectina tiene grupos carboxilo de forma natural en su estructura, estos métodos de síntesis aplicarían sólo a este polisacárido, sin embargo, una vez añadido este grupo funcional en los otros polisacáridos mencionados anteriormente mediante procesos previos, los mecanismos mencionados en esta sección pueden ser aplicados a ese medio.

5.4.2.1.5 Entrecruzamiento con Ácido Cítrico

El mecanismo general es similar que al caso anterior del biogel hecho de almidón/xantán (Simões et al., 2020), pero dirigido a carboxilos en lugar de hidroxilos. Similarmente, el ácido cítrico, bajo calor (90-105 °C), pierde agua formando anhídridos cíclicos (igual que con almidón) (Simões et al., 2020). El anhídrido generado ataca los grupos -COOH de la pectina, formando un complejo intermedio. Este ataque es más directo aquí porque los -COOH ya están presentes en la pectina, no necesitan activación previa (Sapuła et al., 2023). Se forma un enlace covalente entre el ácido cítrico y la pectina (a través del -COOH de pectina), que se repite múltiples veces formando una red tridimensional entrecruzada (Sapuła et al., 2023).

Un ejemplo de este proceso consiste en la producción de un biogel conformado por una mezcla de pectina, en específico homogalacturonanos de alto metoxilo (70 % esterificados) y alcohol polivinílico (PVOH) 99 % hidrolizado a una concentración de 5-20 % (m/m) y ácido cítrico al 10 % del peso total de los biopolímeros (Jaski et al., 2025). El proceso consiste en una primera etapa donde se preparan dispersiones de PVOH al 85°C bajo agitación durante 3h. Las pectinas se dispersan en agua ultrapura bajo agitación magnética por 12h. En la segunda etapa se mezclan volúmenes iguales de dispersiones de PVOH y pectina bajo agitación magnética por 30 minutos. El ácido cítrico se agrega a

concentración de 10 % del peso total de polímeros. Por último, la mezcla se calienta en horno a 60°C durante 14 horas, formando una estructura entrecruzada covalente (Jaski et al., 2025).

5.1.1.2 Interacción con otros grupos funcionales

5.1.1.2.1 Entrecruzamiento mediante base de Schiff por almidón oxidado

El almidón oxidado, también denominado dialdehído de almidón (DAS), se obtiene mediante la oxidación selectiva del almidón nativo con ácido periódico o periodato de sodio ($NaIO_4$), lo que rompe el enlace C2–C3 de las unidades de anhidroglucosa y genera dos grupos aldehído (–CHO) por unidad oxidada (Sapuła et al., 2023). Estos grupos aldehído altamente reactivos permiten que el DAS actúe como agente entrecruzante, formando bases de Schiff mediante reacción con grupos amino ($–NH_2$) presentes en proteínas u otros polímeros amino-funcionales bajo condiciones suaves, sin necesidad de iniciadores externos ni temperaturas elevadas (Sapuła et al., 2023). La red tridimensional resultante presenta buena biocompatibilidad, baja toxicidad y resistencia aumentada a la degradación enzimática respecto al almidón nativo, lo que lo convierte en una alternativa natural al glutaraldehído (Sapuła et al., 2023). Este método es interesante porque usa un derivado del almidón, sin embargo, es necesario de un polímero adicional que tenga grupos amina en sus grupos funcionales para que sirva, sin embargo, el almidón es el precursor principal de la reacción.

La producción del DAS, se da mediante periodato de sodio ($NaIO_4$) actúa como agente oxidante selectivo sobre las unidades de anhidroglucosa del almidón (Hennink & Van Nostrum, 2002). El IO_4^- forma un éster cíclico intermedio con los grupos –OH del C2 y C3 adyacentes, lo que debilita y finalmente rompe el enlace C2–C3 (Sapuła et al., 2023). Esto genera dos grupos aldehído libres (–CHO) por unidad oxidada, transformando el almidón en dialdehído de almidón (DAS) (Sapuła et al., 2023). El grado de oxidación es controlable variando la concentración de $NaIO_4$ y el tiempo de reacción

(Sapuła et al., 2023). Posteriormente, los grupos –CHO del DAS reaccionan con los grupos amino (–NH_2) de un polímero amino - funcional adyacente como gelatina o quitosano (Sapuła et al., 2023). El nitrógeno nucleofílico del –NH_2 ataca el carbono carbonílico del –CHO, formando un intermediario carbinolamina (–NH–CH(OH)–), que pierde una molécula de agua para generar el enlace imina covalente (–N=CH–), denominado base de Schiff (Sapuła et al., 2023). Dado que cada unidad oxidada del DAS tiene dos –CHO, cada unidad puede puentes dos cadenas simultáneamente, formando la red tridimensional (Hennink & Van Nostrum, 2002; Sapuła et al., 2023). Esto se ve en la **Figura 14** que describe el mecanismo de forma general.

Debido a la necesidad de la presencia de grupos amina en la estructura, es necesario usar un derivado de los polisacáridos estudiados, o un agente extra que añada estas estructuras reactivas, para ello, se prepararon films biopoliméricos de colágeno extraído de piel de carpa plateada (*Cyprinus carpio*) entrecruzados con dialdehído de almidón (DAS) como agente de entrecruzamiento (Brudzyńska et al., 2024). La elección del DAS se da al reemplazo del glutaraldehído, que ampliamente usado pero altamente citotóxico (Brudzyńska et al., 2024). El DAS fue preparado en soluciones de 3 mg/mL y 6 mg/mL a temperatura ambiente. Las soluciones de colágeno se prepararon en ácido acético 0.1 M a concentraciones de 1 % y 2 % (w/w), y el DAS fue adicionado en cantidades equivalentes al 1 %, 2 % y 5 % del contenido de biopolímero en la muestra, obteniéndose seis formulaciones. Las mezclas fueron agitadas durante 5 minutos a 500 rpm y depositadas en placas de poliestireno (10×10 cm) para secado a temperatura ambiente, obteniéndose films de 0,02 mm (1 % colágeno) y 0,04 mm (2 % colágeno) de espesor (Brudzyńska et al., 2024), como se observan en la **Figura 15**.

5.4.3 Métodos físicos de síntesis

5.4.3.1 Método mediante suspensión - gelación

El siguiente método se divide en 3 métodos principales: Gelación Térmica, Congelación – Descongelación (Freeze – thaw) y Gelación por cambio de concentración/suspensión coloidal como métodos mediante suspensión – gelación (Chen et al., 2024; Rodhiyah et al., 2025; Ulbrich et al., 2023).

El primer método, la gelación térmica, es un método físico mediante el cual la transición de fase sol-gel ocurre en respuesta a cambios de temperatura (Chen et al., 2024). En este proceso, la solución inicial (sol) se convierte en un gel tridimensional al alcanzar una temperatura específica, conocida como punto sol - gel, sin requerir entrecruzantes químicos adicionales (Chen et al., 2024). Esta técnica es particularmente versátil en sistemas híbridos que combinan polisacáridos con proteínas, como almidón oxidado y gelatina, donde la estructura supramolecular del polímero es sensible a cambios térmicos (Chen et al., 2024). El hidrogel resultante exhibe propiedades inyectables a temperatura ambiente y forma una matriz sólida a temperatura corporal, facilitando su aplicación en ingeniería de tejidos óseos y sistemas de administración de fármacos (Chen et al., 2024). La gelación ocurre rápidamente (en tiempos del orden de minutos), permitiendo formación de estructuras tridimensionales complejas sin pasos de procesamiento prolongados (Chen et al., 2024).

Este método permite la preparación de un hidrogel termosensible de almidón oxidado/gelatina (I-OG) en dos etapas. Primero, se sintetiza el almidón oxidado (OS) dispersando 5 g de almidón soluble en 50 mL de agua destilada a 75 °C durante 30 minutos hasta completa disolución (Chen et al., 2024). Después del enfriamiento a temperatura ambiente, se adiciona periodate de sodio (2.15 g) y la reacción se mantiene en baño de hielo bajo oscuridad por 4 horas. La reacción se termina con la adición de glicol de etileno (2 mL), seguida de diálisis contra agua destilada durante 48 horas para eliminar completamente el periodate. Finalmente, el OS se precipita con etanol y se liofiliza (Chen et al., 2024). En la segunda etapa, se disuelve irisin (proteína recombinante) en agua destilada (0,5 µg/mL), y se agregan por separado porciones de OS y gelatina a esta solución, calentando a 80 °C

durante 20 minutos para asegurar la disolución completa. Las soluciones de gelatina y OS se mezclan y se calientan a 75 °C durante 15 minutos, logrando gelación completa en aproximadamente 5 minutos a temperatura ambiente, con un punto sol-gel ubicado a ~37,1°C (Chen et al., 2024).

El segundo método, el método de freeze-thaw es una técnica que induce gelación mediante ciclos repetidos de congelación y descongelación de una solución polimérica (Rodhiyah et al., 2025). Durante la congelación, el agua se cristaliza y las cadenas poliméricas se concentran localmente, promoviendo asociaciones moleculares no covalentes y reorganización estructural. En la fase de descongelación, estas estructuras parcialmente cristalizadas se estabilizan, formando una red tridimensional (Rodhiyah et al., 2025). Este método es especialmente atractivo para polisacáridos como la celulosa, ya que no requiere aditivos químicos tóxicos ni equipamiento especializado, lo que lo hace económicamente viable y amigable con el ambiente (Rodhiyah et al., 2025). La matriz resultante exhibe propiedades mecánicas mejoradas con cada ciclo adicional, permitiendo control fino de las propiedades del hidrogel mediante ajuste de parámetros como temperatura de congelación, duración de ciclos y número de repeticiones (Rodhiyah et al., 2025).

La preparación del hidrogel de celulosa mediante freeze-thaw comienza con la extracción de celulosa pura a partir de mazorca de maíz (Rodhiyah et al., 2025). Para la formación del hidrogel, se prepara una solución precursora mezclando 5 % w/w de celulosa en polvo con solución de NaOH (concentraciones de 2–7 % w/w, siendo 3 % w/w la óptima), homogeneizando a temperatura ambiente durante 24 horas (Rodhiyah et al., 2025). La solución se transfiere a recipientes y se somete a 6 ciclos de congelación - descongelación: congelación a -25 °C durante 20 horas y descongelación a 37 °C durante 4 horas (Rodhiyah et al., 2025). El resultado es un hidrogel con estructura porosa uniforme e interconectada, cambio de cristalinidad de semicristalino a predominantemente amorfo, y propiedades mecánicas mejoradas (Rodhiyah et al., 2025).

La gelación por concentración es un método físico que induce la formación de hidrogeles mediante el aumento de la concentración polimérica en solución acuosa (Ulbrich et al., 2023). En este proceso, la elevada concentración local de polímero favorece interacciones moleculares entre cadenas, incluyendo asociaciones no covalentes y formación de dobles hélices intermoleculares (Ulbrich et al., 2023). Este mecanismo es particularmente efectivo en almidones de alta amilosa, donde la amilosa (componente lineal) forma una red tridimensional con unidades de entrecruzamiento físico, mientras que la amilopectina (componente ramificado) permanece embebida dentro de la matriz, proporcionando refuerzo estructural (Ulbrich et al., 2023). El proceso es reversible en cierta medida y las propiedades mecánicas del gel evolucionan durante el almacenamiento debido a fenómenos de retrogradación, donde la reorganización y cristalización parcial de las cadenas de amilosa incrementa la resistencia y rigidez de la matriz.

La preparación del hidrogel de almidón de alta amilosa por concentración comienza con la preparación de pastas acuosas concentradas disolviendo los almidones a concentraciones de 6 % y 9 % w/w mediante cocción a presión seguida de tratamiento de alto corte, lo que asegura la gelatinización completa y disintegración uniforme de los gránulos (Ulbrich et al., 2023). Las pastas se vierten en placas de Petri, se cubren y se almacenan a 5,5 ± 1,5°C durante períodos controlados de 1 y 14 días, permitiendo que ocurra la gelación progresiva mediante retrogradación (Ulbrich et al., 2023). Durante el almacenamiento, las cadenas de amilosa interactúan de forma cooperativa, formando dobles hélices intermoleculares y estructuras cristalinas de tipo β que actúan como puntos de entrecruzamiento físico. Después del almacenamiento, los geles se congelan a -18 ± 1,5 °C durante 24 horas y se liofiliza el material seco (Ulbrich et al., 2023).

5.4.3.2 Método de Entrecruzamiento Iónico por Iones divalentes

El entrecruzamiento iónico constituye uno de los métodos físicos más sencillos para la formación de hidrogeles a partir de polisacáridos con grupos ionizables en su estructura (Berradi et al., 2023). Este método funciona mediante interacciones electrostáticas reversibles entre los grupos cargados negativamente del polisacárido como el carboxilato ($–COO^-$) y cationes divalentes como Ca^{2+}, Ba^{2+} o Zn^{2+} (Berradi et al., 2023). La reversibilidad de estos enlaces permite que las propiedades del hidrogel puedan modularse mediante cambios de pH, temperatura o adición de agentes quelantes (Berradi et al., 2023).

La pectina de bajo metoxilo es el único con grupos $–COO^-$ nativos suficientemente abundantes para formar geles iónicos estables sin modificación química previa, gracias a su alto contenido de ácido galacturónico (≥74 %) con carboxilatos libres disponibles para la coordinación (Berradi et al., 2023). Sin embargo, es posible usar polisacáridos modificados como CMC, y en agitación con una solución acuosa de $CaCl_2$, es depositada en placas Petri y dejada gelificar a temperatura ambiente (Tuan Mohamood et al., 2021). Esto se analiza con cuatro parámetros sobre el contenido de gel y el grado de hinchamiento: concentración de CMC (10–30 % w/v), concentración de $CaCl_2$ (1–5 % m/v), tiempo de reacción (24–96 h) y temperatura (27–60 °C) (Tuan Mohamood et al., 2021). Este proceso se representa en la **Figura 14.**

6. CONCLUSIONES

La presente revisión ha demostrado que los biogeles soportados en agua derivados de polisacáridos vegetales constituyen una solución viable y multifacética para aplicaciones biomédicas, específicamente en sistemas de liberación controlada de fármacos. Se ha establecido que la funcionalidad de estos materiales no depende únicamente de la estructura química intrínseca del polisacárido precursor, sino también de manera crítica de las metodologías empleadas en su extracción y posterior síntesis.

Los métodos de extracción evaluados: químicos, enzimáticos y físicos, presentan ventajas y limitaciones diferenciadas. Mientras que los enfoques químicos ofrecen rendimientos elevados, pero pueden comprometer la integridad estructural del polímero, los métodos enzimáticos proporcionan selectividad superior a costa de tiempos de reacción prolongados. Las técnicas físicas emergentes, particularmente ultrasonido de alta potencia y tratamientos hidrotérmicos, emergen como alternativas sostenibles que concilian eficiencia con preservación de propiedades macromoleculares.

En cuanto a la síntesis de biogeles, el entrecruzamiento químico mediante enlaces covalentes permanentes se posiciona como la estrategia preferente para aplicaciones farmacéuticas, generando redes mecanicamente robustas con control preciso sobre parámetros de transporte molecular. La selección del agente reticulante permite modular propiedades finales como densidad de entrecruzamiento, permeabilidad y cinética de liberación, facilitando la optimización para fármacos específicos.

Finalmente, la valorización de residuos agroindustriales ricos en polisacáridos no solo representa una oportunidad técnica, sino una necesidad ambiental y económica. Este enfoque de economía circular transforma desechos de bajo valor en biomateriales funcionales de alto impacto,

alineándose con los objetivos globales de sostenibilidad y reducción de dependencia de materiales sintéticos derivados del petróleo. Se recomienda profundizar en la caracterización in vitro e in vivo de estos biogeles en modelos farmacológicos específicos para validar su potencial clínico.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abdullah, N. A., Sainorudin, M. H., Rani, M. S. A., Mohammad, M., Kadir, N. H. A., & Asim, N. (2021). Structure and thermal properties of microcrystalline cellulose extracted from coconut husk fiber. *Polimery/Polymers*, *66*(3), 187–192. https://doi.org/10.14314/POLIMERY.2021.3.4

Alzate Acevedo, S., Díaz Carrillo, Á. J., Flórez-López, E., & Grande-Tovar, C. D. (2021). Recovery of banana waste-loss from production and processing: A contribution to a circular economy. *Molecules*, *26*(17). https://doi.org/10.3390/molecules26175282

Anoraga, S. B., Shamsudin, R., Hamzah, M. H., Sharif, S., & Saputro, A. D. (2024). Cocoa by-products: A comprehensive review on potential uses, waste management, and emerging green technologies for cocoa pod husk utilization. *Heliyon*, *10*(16). https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e35537

Arisht, S. N., Abdul, P. M., Liu, C. M., Lin, S. K., Maaroff, R. M., Wu, S. Y., & Jahim, J. M. (2019). Biotoxicity assessment and lignocellulosic structural changes of phosphoric acid pre-treated young coconut husk hydrolysate for biohydrogen production. *International Journal of Hydrogen Energy*, *44*(12), 5830–5843. https://doi.org/10.1016/j.ijhydene.2019.01.116

Aryani, R., Yuniarni, U., & Rusdi, B. (2024). Characterization of starch from Ambon banana peel (Musa acuminata AAA) as a prebioticsource. *AIP Conference Proceedings*, *3065*(1). https://doi.org/10.1063/5.0224612

Bakri, M. K. Bin, & Rahman, M. R. (2022). Cellulose interunit linkages and model compounds. *Fundamentals and Recent Advances in Nanocomposites Based on Polymers and Nanocellulose*, 41–52. https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85771-0.00004-X

Berradi, A., Aziz, F., Achaby, M. El, Ouazzani, N., & Mandi, L. (2023). A Comprehensive Review of Polysaccharide-Based Hydrogels as Promising Biomaterials. *Polymers 2023, Vol. 15, Page 2908*, *15*(13), 2908. https://doi.org/10.3390/POLYM15132908

Brudzyńska, P., Kulka-Kamińska, K., Piwowarski, Ł., Lewandowska, K., & Sionkowska, A. (2024). Dialdehyde Starch as a Cross-Linking Agent Modifying Fish Collagen Film Properties. *Materials 2024, Vol. 17, Page 1475*, *17*(7), 1475. https://doi.org/10.3390/MA17071475

Călina, I., Demeter, M., Scărișoreanu, A., Abbas, A., & Raza, M. A. (2025). Role of Ionizing Radiation Techniques in Polymeric Hydrogel Synthesis for Tissue Engineering Applications. *Gels*, *11*(1). https://doi.org/10.3390/gels11010047

Cangussu, L. B., Melo, J. C., Franca, A. S., & Oliveira, L. S. (2021). Chemical characterization of coffee husks, a by-product of coffea arabica production. *Foods*, *10*(12). https://doi.org/10.3390/foods10123125

Chen, X., Xu, C., Geng, T., Geng, Y., Li, Z., Li, Y., Wu, P., Lei, N., Zhuang, X., & Zhao, S. (2024). Injectable Self-Healing Oxidized Starch/Gelatin Hybrid Hydrogel for Preventing Aseptic Loosening of Bone Tissue Engineering. *ACS Applied Materials & Interfaces*, *16*(5), 5368–5381. https://doi.org/10.1021/ACSAMI.3C12605

Chichande-Proaño, E., & Bustamante-Torres, M. (2024). Fabrication Techniques of Hydrogels. In *Multifunctional Hydrogels: From Basic Concepts to Advanced Applications* (pp. 88–103). CRC Press. https://doi.org/10.1201/9781003340485-5

Decante, G., Reis, R. L., Silva-Correia, J., & Oliveira, J. M. (2023). Enzymatic crosslinked hydrogels. In *Hydrogels for Tissue Engineering and Regenerative Medicine: From Fundamentals to Applications* (pp. 199–212). Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-823948-3.00046-4

Espina, R. U., Barroca, R. B., & Abundo, M. L. S. (2022). The Optimal High Heating Value of the Torrefied Coconut Shells. *Engineering, Technology and Applied Science Research*, *12*(3), 8605–8610. https://doi.org/10.48084/etasr.4931

Ghalme, S., Hayat, M., & Harne, M. (2025). A Comprehensive Review of Natural Fibers: Bio-Based Constituents for Advancing Sustainable Materials Technology. In *Journal of Renewable Materials* (Vol. 13, Number 2, pp. 273–295). Tech Science Press. https://doi.org/10.32604/jrm.2024.056275

Ghanem, A. M., Ashour, S. A., & Hussien, R. M. (2025). A REVIEW ON RECENT ADVANCES IN HYDROGELS AS DRUG DELIVERY SYSTEM. In *International Journal of Applied Pharmaceutics* (Vol. 17, Number 1, pp. 39–47). Innovare Academics Sciences Pvt. Ltd. https://doi.org/10.22159/ijap.2025v17i1.51987

Haddar, A., Sellami, E., Bouazizi, O., Sila, A., & Bougatef, A. (2025). Biodegradable Levan/Chitosan Composite Films: Development and Application in Beef Filet Packaging. *Foods 2025, Vol. 14, Page 2133*, *14*(12), 2133. https://doi.org/10.3390/FOODS14122133

Hennink, W. E., & Van Nostrum, C. F. (2002). Novel crosslinking methods to design hydrogels. *Advanced Drug Delivery Reviews*, *54*(1), 13–36. https://doi.org/10.1016/S0169-409X(01)00240-X

Hikal, W. M., Said-Al Ahl, H. A. H., Tkachenko, K. G., Bratovcic, A., Szczepanek, M., & Rodriguez, R. M. (2022). Sustainable and environmentally friendly essential oils extracted from pineapple waste. *Biointerface Research in Applied Chemistry*, *12*(5), 6833–6844. https://doi.org/10.33263/BRIAC125.68336844

Hundschell, C. S., Jakob, F., & Wagemans, A. M. (2020). Molecular weight dependent structure of the exopolysaccharide levan. *International Journal of Biological Macromolecules*, *161*, 398–405. https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.06.019

Irmukhametova, G. S., Kazybayeva, D. S., Mun, G. A., & Khutoryanskiy, V. V. (2025). Synthesis and chemistry of hydrogels. In *Hydrogels in Drug Delivery: Advances in the Manufacture, Characterization, and Application of Hydrogels to Address Current Global Healthcare Challenges* (pp. 1–37). Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-0-443-22017-3.00004-4

Jain, A., Jain, R., & Jain, S. (2020). *Basic Techniques in Biochemistry, Microbiology and Molecular Biology Principles and Techniques*. http://www.springer.com/series/8623

Jaski, A. C., Abboud, K. Y., Cordeiro, L. M. C., Riegel-Vidotti, I. C., & Simas, F. F. (2025). Poly (vinyl alcohol)/pectin hydrogels based on citrus and passion fruit peel pectins: Comparative

microstructure, rheological behavior, and gelling process. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*, *723*. https://doi.org/10.1016/j.colsurfa.2025.137343

Khedkar, M. A., Nimbalkar, P. R., Gaikwad, S. G., Chavan, P. V., & Bankar, S. B. (2017). Sustainable biobutanol production from pineapple waste by using Clostridium acetobutylicum B 527: Drying kinetics study. *Bioresource Technology*, *225*, 359–366. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.11.058

Kong, X. (2020). Fine Structure of Amylose and Amylopectin. In *Starch Structure, Functionality and Application in Foods* (pp. 29–39). Springer Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-15-0622-2_3

Li, Z., Zhou, B., Zheng, T., Zhao, C., Gao, Y., Wu, W., Fan, Y., Wang, X., Qiu, M., & Fan, J. (2023). Structural Characteristics, Rheological Properties, and Antioxidant and Anti-Glycosylation Activities of Pectin Polysaccharides from Arabica Coffee Husks. *Foods*, *12*(2). https://doi.org/10.3390/foods12020423

Lodge, T. P., & Hiemenz, P. C. (2021). *Polymer Chemistry; Third Edition* (3rd ed.). CRC Publisher.

Marenda, F. R. B., Colodel, C., Canteri, M. H. G., de Olivera Müller, C. M., Amante, E. R., de Oliveira Petkowicz, C. L., & de Mello Castanho Amboni, R. D. (2019). Investigation of cell wall polysaccharides from flour made with waste peel from unripe banana (Musa sapientum) biomass. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *99*(9), 4363–4372. https://doi.org/10.1002/jsfa.9670

Méndez-Líter, J. A., de Eugenio, L. I., Nieto-Domínguez, M., Prieto, A., & Martínez, M. J. (2021). Hemicellulases from Penicillium and Talaromyces for lignocellulosic biomass valorization: A review. *Bioresource Technology*, *324*. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2020.124623

Miranda-Molina, A., Velasco-Bejarano, B., & Alvarez, L. (2026). Levan Polymers: Biosynthesis, Structural Diversity, and Functional Applications. *Chemistry and Biodiversity*, *23*(4). https://doi.org/10.1002/cbdv.202503694

Mounya, K. S., & Chowdary, A. R. (2024). Optimization of ultrasound-assisted pectin recovery from cocoa by-products using response surface methodology. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *104*(11), 6714–6723. https://doi.org/10.1002/jsfa.13498

Naseem, Z., Mir, S. A., Sudhanshu, P., & Sudhakara Rao, J. (2025). Chemistry of Beta-Glucan. In *Beta-Glucan: Sources, Properties and Applications* (pp. 55–70). Springer Science+Business Media. https://doi.org/10.1007/978-3-031-95788-8_4

Oliveira, L. S., & Franca, A. S. (2015). An Overview of the Potential Uses for Coffee Husks. In *Coffee in Health and Disease Prevention* (pp. 283–291). Elsevier Inc. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409517-5.00031-0

Peng, A., Lin, L., & Zhao, M. (2025). Structural characterization of two poly-galacturonic acids: the important basis to elucidate spherical conformation of pectin from submicroparticles in chrysanthemum tea infusion. *Food Chemistry*, *468*. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2024.142524

Perazzo, A., Nunes, J. K., Guido, S., & Stone, H. A. (2017). Flow-induced gelation of microfiber suspensions. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, *114*(41), E8557–E8564. https://doi.org/10.1073/PNAS.1710927114;PAGE:STRING:ARTICLE/CHAPTER

Pereira, M. A. F., Cesca, K., Poletto, P., & de Oliveira, D. (2021). New perspectives for banana peel polysaccharides and their conversion to oligosaccharides. *Food Research International*, *149*. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2021.110706

Qin, C., Wang, H., Zhao, Y., Qi, Y., Wu, N., Zhang, S., & Xu, W. (2024). Recent advances of hydrogel in agriculture: Synthesis, mechanism, properties and applications. *European Polymer Journal*, *219*. https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2024.113376

Rahim, Z. A., Saqib Iqbal, M., & Bakar, N. A. (2025). Smart hydrogel for biomedical applications: TRIZ patent literature review. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*. https://doi.org/10.1002/jctb.7869

Rahman, M. R. (2018). Extraction and Isolation of Cellulose and Its Amorphous Phases. In M. R. Rahman (Ed.), *Fundamentals and Recent Advances in Nanocomposites Based on Polymers and Nanocellulose* (pp. 25–50). Elsevier / Woodhead Publishing.

Rahmat Yuneri, D., & Syarifuddin, A. (2024). Cocoa Bean Shell By-Products as Potential Ingredients for Functional Food and Beverage - A Review. *BIO Web of Conferences*, *96*. https://doi.org/10.1051/bioconf/20249601006

Rimmer, S. (2011). Synthesis of hydrogels for biomedical applications: Control of structure and properties. In *Biomedical Hydrogels: Biochemistry, Manufacture and Medical Applications* (pp. 51–62). Elsevier Inc. https://doi.org/10.1016/B978-1-84569-590-3.50003-5

Rodhiyah, M., Nafisah, N., Waresindo, W. X., Luthfianti, H. R., Syifa, N. A., Hapidin, D. A., Edikresnha, D., & Khairurrijal, K. (2025). Exploring freeze-thawed cellulose-based hydrogel from corn Cob: Physicochemical properties, antibacterial activity, and cytotoxicity assay. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, *67*, 103629. https://doi.org/10.1016/J.BCAB.2025.103629

Ropartz, D., & Ralet, M. C. (2020). Pectin structure. In *Pectin: Technological and Physiological Properties* (pp. 17–36). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-030-53421-9_2

Ruggeri, M., Vigani, B., Rossi, S., & Sandri, G. (2025). Hydrogels and their application in tissue regeneration. In A. J. Paredes, E. Larrañeta, G. Garry Laverty, & R. F. Donnelly (Eds.), *Hydrogels in Drug Delivery Advances in the Manufacture, Characterization, and Application of Hydrogels to Address Current Global Healthcare Challenges* (pp. 413–441). Elsevier.

Saeed, S., Shahid, M., Naseer, R., Ghazanfar, M., & Irfan, M. (2024). Bioconversion of fruit peels to levan by solid state fermentation and statistical optimization by response surface methodology. *Biomass Conversion and Biorefinery*, *14*(19), 23535–23544. https://doi.org/10.1007/s13399-023-04353-z

Sapuła, P., Bialik-Wąs, K., & Malarz, K. (2023). Are Natural Compounds a Promising Alternative to Synthetic Cross-Linking Agents in the Preparation of Hydrogels? In *Pharmaceutics* (Vol. 15, Number 1). MDPI. https://doi.org/10.3390/pharmaceutics15010253

Sarangi, A., Behera, S., Paul, M., Sahu, S. K., kumar, R., & Thatoi, H. (2025). Structural and functional insights from molecular modeling, docking, and MD simulations of bacterial xylanase: implications for biofuel efficiency. *Systems Microbiology and Biomanufacturing*, *5*(3), 1191–1210. https://doi.org/10.1007/s43393-025-00329-4

Sato, R., Noma, R., & Tokuyama, H. (2015). Preparation of macroporous poly(N-isopropylacrylamide) hydrogels using a suspension-gelation method. *European Polymer Journal*, *66*, 91–97. https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2015.01.051

Sayed, M. A., Kumar, J., Rahman, M. R., Noor, F., & Alam, M. A. (2022). Effect of extraction parameters on the yield and quality of pectin from mango (Mangifera indica L.) peels. *Discover Food*, *2*(1). https://doi.org/10.1007/s44187-022-00029-1

Shahbazi, M., Ahmadi, S. J., Seif, A., & Rajabzadeh, G. (2016). Carboxymethyl cellulose film modification through surface photo-crosslinking and chemical crosslinking for food packaging applications. *Food Hydrocolloids*, *61*, 378–389. https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.04.021

Sharma, N., Bashir, O., Pawase, P. A., Gaur, S. S., & Amin, T. (2025). Structural, functional characteristics and diverse applications of galactomannans: A comprehensive review. *Carbohydrate Research*, *556*. https://doi.org/10.1016/j.carres.2025.109627

Simas-Tosin, F. F., Barraza, R. R., Maria-Ferreira, D., Werner, M. F. D. P., Baggio, C. H., Wagner, R., Smiderle, F. R., Carbonero, E. R., Sassaki, G. L., Iacomini, M., & Gorin, P. A. J. (2014). Glucuronoarabinoxylan from coconut palm gum exudate: Chemical structure and gastroprotective effect. *Carbohydrate Polymers*, *107*(1), 65–71. https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2014.02.030

Simas-Tosin, F. F., De Souza, L. M., Wagner, R., Pereira, G. C. Z., Barraza, R. R., Wendel, C. F., Sassaki, G. L., Iacomini, M., & Gorin, P. A. J. (2013). Structural characterization of a glucuronoarabinoxylan from pineapple (Ananas comosus (L.) Merrill) gum exudate. *Carbohydrate Polymers*, *94*(1), 704–711. https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2012.12.059

Simões, B. M., Cagnin, C., Yamashita, F., Olivato, J. B., Garcia, P. S., de Oliveira, S. M., & Eiras Grossmann, M. V. (2020). Citric acid as crosslinking agent in starch/xanthan gum hydrogels produced by extrusion and thermopressing. *LWT*, *125*, 108950. https://doi.org/10.1016/J.LWT.2019.108950

Souza, M. E. B. C., & Pereira, C. G. (2024). Green Materials for Gel Formulation: Recent Advances, Main Features and Applications. In *Physchem* (Vol. 4, Number 1, pp. 3–24). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). https://doi.org/10.3390/physchem4010002

Tacias-Pascacio, V. G., Castañeda-Valbuena, D., Fernandez-Lafuente, R., Berenguer-Murcia, Á., Meza-Gordillo, R., Gutiérrez, L. F., Pacheco, N., Cuevas-Bernardino, J. C., & Ayora-Talavera, T. (2022). Phenolic compounds in mango fruit: a review. *Journal of Food Measurement and Characterization*, *16*(1), 619–636. https://doi.org/10.1007/s11694-021-01192-2

Tamo, A. K., Doench, I., Walter, L., Montembault, A., Sudre, G., David, L., Morales-Helguera, A., Selig, M., Rolauffs, B., Bernstein, A., Hoenders, D., Walther, A., & Osorio-Madrazo, A. (2021). Development of bioinspired functional chitosan/cellulose nanofiber 3d hydrogel constructs by 3d printing for application in the engineering of mechanically demanding tissues. *Polymers*, *13*(10). https://doi.org/10.3390/polym13101663

Tesfay, D., Abrha, S., Yilma, Z., Woldu, G., & Molla, F. (2020). Preparation, Optimization, and Evaluation of Epichlorohydrin Cross-Linked Enset (Ensete ventricosum (Welw.) Cheeseman) Starch as Drug Release Sustaining Excipient in Microsphere Formulation. *BioMed Research International*, *2020*(1), 2147971. https://doi.org/10.1155/2020/2147971

Thuy, T. T. T., Bien, D. T., Thu, Q. T. M., Xuan, D. T. T., Van Nguyen, B., Van Quang, N., & Cuong, H. D. (2020). Extraction and structural determination of pectin from pumkin Cucurbita moschata. *Vietnam Journal of Chemistry*, *58*(5), 592–596. https://doi.org/10.1002/vjch.201900181

Tryfona, T., Bourdon, M., Delgado Marques, R., Busse-Wicher, M., Vilaplana, F., Stott, K., & Dupree, P. (2023). Grass xylan structural variation suggests functional specialization and distinctive

interaction with cellulose and lignin. *The Plant Journal*, *113*(5), 1004. https://doi.org/10.1111/TPJ.16096

Tuan Mohamood, N. F. A. Z., Abdul Halim, A. H., & Zainuddin, N. (2021). Carboxymethyl cellulose hydrogel from biomass waste of oil palm empty fruit bunch using calcium chloride as crosslinking agent. *Polymers*, *13*(23). https://doi.org/10.3390/polym13234056

Ulbrich, M., Scholz, F., Braun, B., Bussert, R., & Flöter, E. (2023). High Amylose Corn Starch Gels—Investigation of the Supermolecular Structure. *Starch/Staerke*, *75*(1–2), 2200138. https://doi.org/10.1002/STAR.202200138;SUBPAGE:STRING:FULL

Vásquez, Z. S., de Carvalho Neto, D. P., Pereira, G. V. M., Vandenberghe, L. P. S., de Oliveira, P. Z., Tiburcio, P. B., Rogez, H. L. G., Góes Neto, A., & Soccol, C. R. (2019). Biotechnological approaches for cocoa waste management: A review. *Waste Management*, *90*, 72–83. https://doi.org/10.1016/j.wasman.2019.04.030

Vora, L. K., Jaswanth Gowda, B. H., Gade, S., Pandya, A. K., & Singh Thakur, R. R. (2025). Injectable depot-forming hydrogels for long-acting drug delivery. In A. J. Paredes, E. Larrañeta, G. Laverty, & R. F. Donnelly (Eds.), *Hydrogels in Drug Delivery Advances in the Manufacture, Characterization, and Application of Hydrogels to Address Current Global Healthcare Challenges* (pp. 241–272). Elsevier.

Wang, D., Ortega-Salazar, I. B., & Blanco-Ulate, B. (2025). Homogalacturonan Methylesterification and Cell Wall Regulation: Integrating Biochemistry, Mechanics, and Developmental Signaling for Crop Improvement. *Agronomy 2025, Vol. 15, Page 2641*, *15*(11), 2641. https://doi.org/10.3390/AGRONOMY15112641

Waresindo, W. X., Luthfianti, H. R., Priyanto, A., Hapidin, D. A., Edikresnha, D., Aimon, A. H., Suciati, T., & Khairurrijal, K. (2023). Freeze-thaw hydrogel fabrication method: basic principles, synthesis parameters, properties, and biomedical applications. *Materials Research Express*, *10*(2). https://doi.org/10.1088/2053-1591/acb98e

Yapo, B. M. (2011). Rhamnogalacturonan-I: A structurally puzzling and functionally versatile polysaccharide from plant cell walls and mucilages. *Polymer Reviews*, *51*(4), 391–413. https://doi.org/10.1080/15583724.2011.615962

Zhang, K., Li, Z., Chen, Y. C., Yoon, I. C., Graham, A., & Vining, K. (2025). Shear and Compressive Stiffening of Dual-Cross-Linked Alginate Hydrogels with Tunable Viscoelasticity. *ACS Applied Bio Materials*, *8*(5), 3899–3908. https://doi.org/10.1021/acsabm.5c00094

Zhang, L., Gao, C., Gao, Y., Yang, H., Jia, M., Wang, X., Zhang, B., & Zhou, Y. (2025). New insights into plant cell wall functions. *Journal of Genetics and Genomics*, *52*(11), 1308–1324. https://doi.org/10.1016/J.JGG.2025.04.013

Zhang, R., Ma, Q., Zheng, N., Wang, R., Visentin, S., He, L., & Liu, S. (2025). Plant Polyphenol-Based Injectable Hydrogels: Advances and Biomedical Applications. *Advanced Healthcare Materials*, *14*(12). https://doi.org/10.1002/adhm.202500445

8. FIGURAS

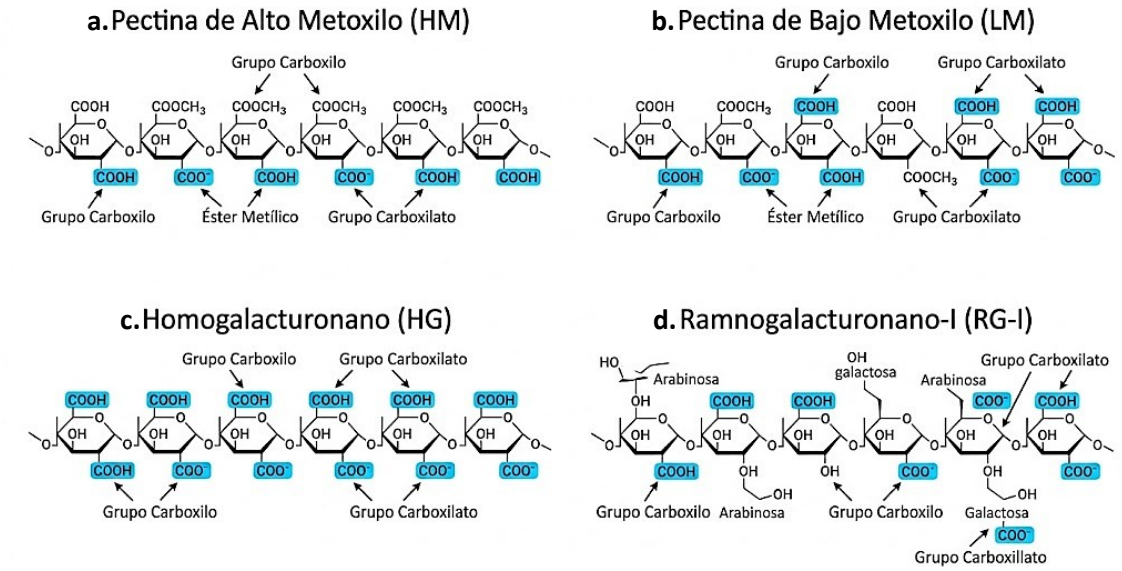


Figura 1. Representación esquemática de las estructuras principales de la pectina.

a. Pectina de Alto Metoxilo (HM) se observa un elevado grado de esterificación con abundantes grupos éster metílico (-$COOCH_3$) que reducen la carga neta del polímero. **b.** Pectina de Bajo Metoxilo (LM) presenta una cantidad reducida de estos ésteres, dejando expuestos más grupos funcionales libres. **c.** En la Homogalacturonano (HG) se exhibe como una cadena lineal y homogénea desesterificada, donde destacan de forma regular los grupos carboxilo (-COOH) y carboxilato (-COO^-) hidrofílicos (resaltados en azul). **d.** En la Ramnogalacturonano-I (RG-I) se ramifican cadenas laterales de azúcares neutros como arabinosa y galactosa, manteniendo los grupos carboxilo y carboxilato restringidos a la cadena central. Fuente: Elaborado por el autor.

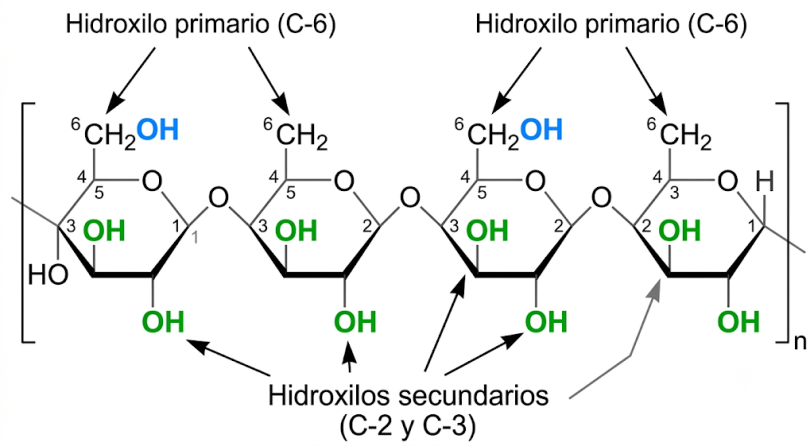


Figura 2. Estructura química de la cadena de celulosa y distribución de sus grupos funcionales.

La ilustración muestra un fragmento del polímero lineal compuesto por unidades repetitivas de anhidroglucosa. Se destacan en color azul brillante los hidroxilos primarios en la posición del carbono C-6, caracterizados por su mayor libertad estacional y reactividad, mientras que en color verde brillante se resaltan los hidroxilos secundarios en los carbonos C-2 y C-3, los cuales son fundamentales en la formación enlaces de hidrógeno intra e intermoleculares Fuente: Elaborado por el autor.

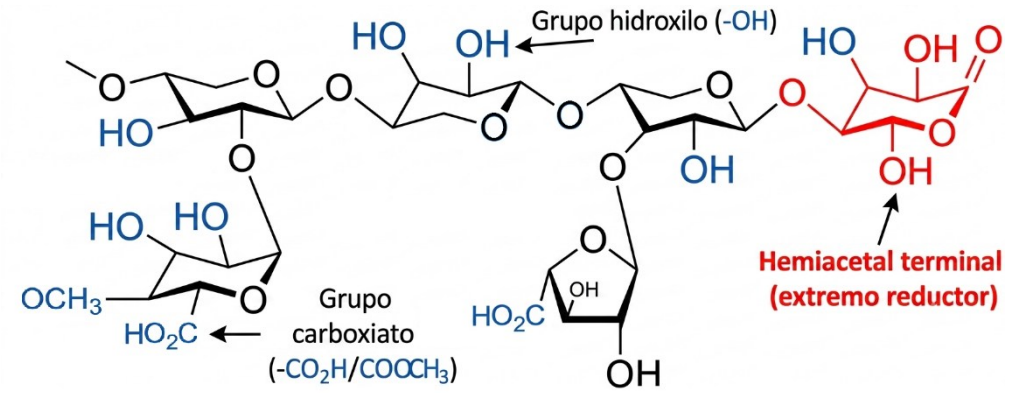


Figura 3. Estructura representativa de la hemicelulosa y mapeo de sus sitios activos.

El diagrama des los principales grupos funcionales involucrados en su reactividad química. En color azul se identifican los grupos hidroxilo (-OH) más accesibles para interacciones moleculares y los grupos carboxilo/carboxilato (-CO_2H / -$COOCH_3$) vinculados a la afinidad hidrofílica y sustituciones de la cadena. En el extremo derecho, resaltado en color rojo brillante, se señala el hemiacetal terminal

que confiere la capacidad reductora característica al extremo terminal de la macromolécula. Fuente: Elaborado por el autor.

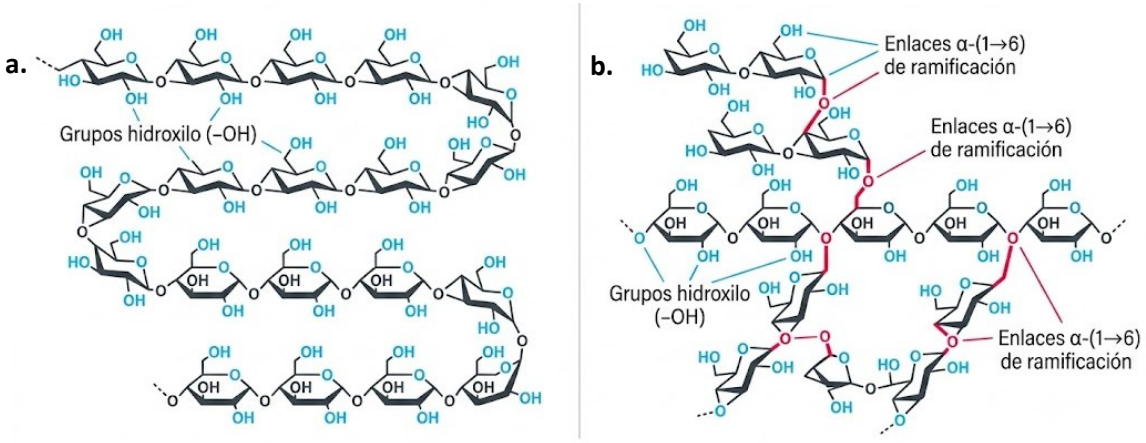


Figura 4. Comparación estructural de los componentes del almidón: amilosa y amilopectina.

a. La amilosa se presenta como una cadena lineal unida predominantemente por enlaces α-(1→4). A la derecha. **b.** La amilopectina exhibe su naturaleza ramificada, donde se resaltan exclusivamente en color rojo brillante los puntos de bifurcación correspondientes a los enlaces glicosídicos α-(1→6). En ambas estructuras se destacan en azul brillante los grupos hidroxilo (–OH). Fuente: Elaboración propia. Fuente: Elaboración por el autor.

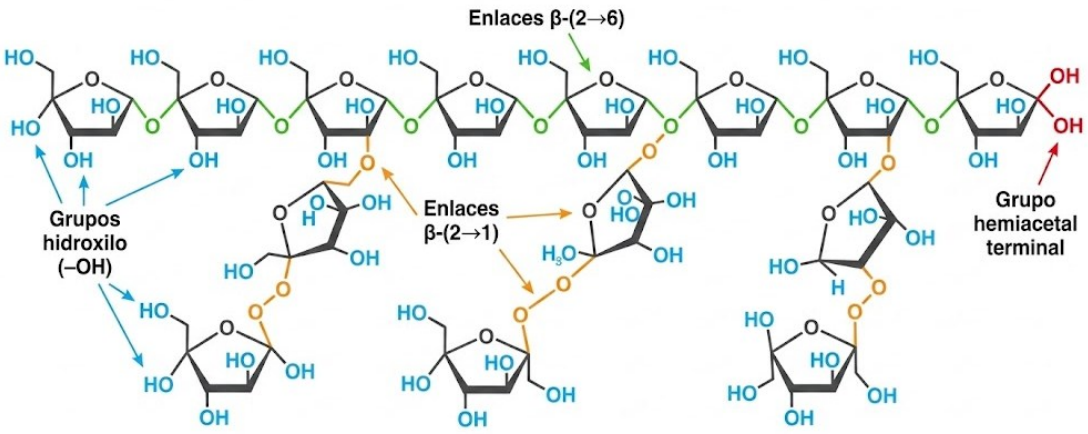


Figura 5. Estructura molecular del levan y distribución de sus enlaces glucosídicos y sitios activos.

Se detalla la organización estructural de este fructano compuesto por unidades de fructofuranosa. Se destacan en color verde brillante los enlaces glucosídicos β-(2→6) que conforman la cadena

principal lineal, mientras que los puntos de ramificación lateral mediante enlaces β–(2→1) se resaltan en color naranja brillante. Los grupos hidroxilo (–OH) se muestran en azul brillante, evidenciando la alta densidad hidrofílica del polímero responsable de su afinidad por el agua y la formación de redes de puentes de hidrógeno. En el extremo derecho se señala en rojo brillante el grupo hemiacetal terminal, representativo del extremo reductor latente de la macromolécula.

Fuente: Elaboración propia. Fuente: Elaborado por el autor.

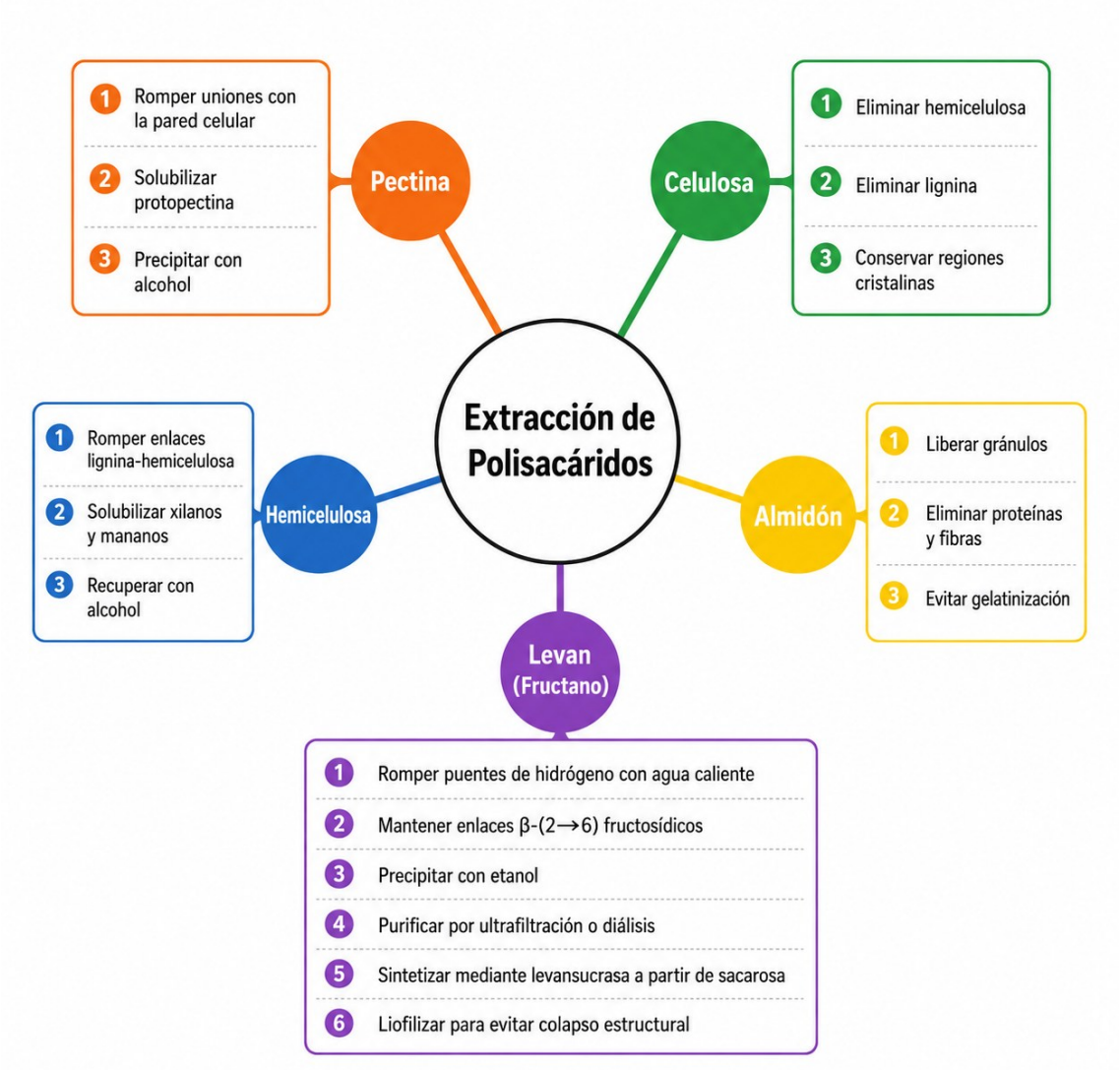


Figura 6. Diagrama que resume los pasos y objetivos clave en el proceso de extracción de diferentes polisacáridos.

Los polisacáridos mencionados son: pectina, celulosa, almidón, levan y hemicelulosa a partir de sus fuentes vegetales. Fuente: Elaborada por el autor.

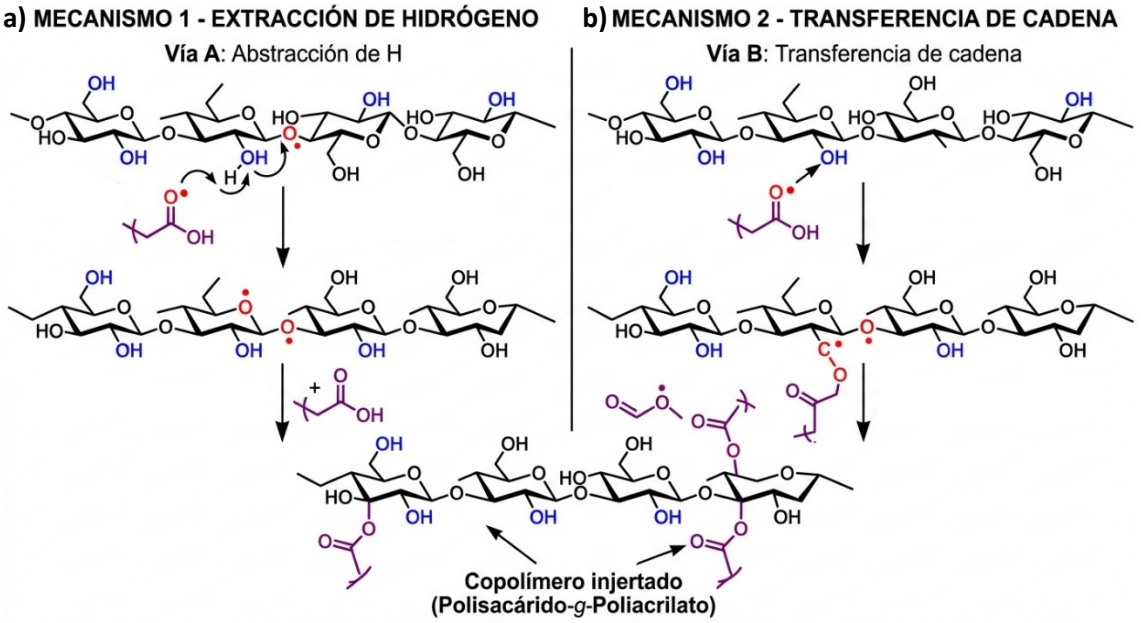


Figura 7. Mecanismos de reacción de injertos.

a. Extracción de hidrógeno**:** un radical polimérico durante su propagación puede abstraer el hidrógeno del grupo -OH del polisacárido, generando un macrorradical en el polisacárido, que posteriormente continúa la polimerización del monómero vinílico; **b.** Transferencia de cadena**:** el radical polimérico colisiona con el grupo -OH y transfiere la cadena naciente directamente al oxígeno, creando un punto de injerto (Lodge & Hiemenz, 2021). Fuente: Elaborado por el autor.

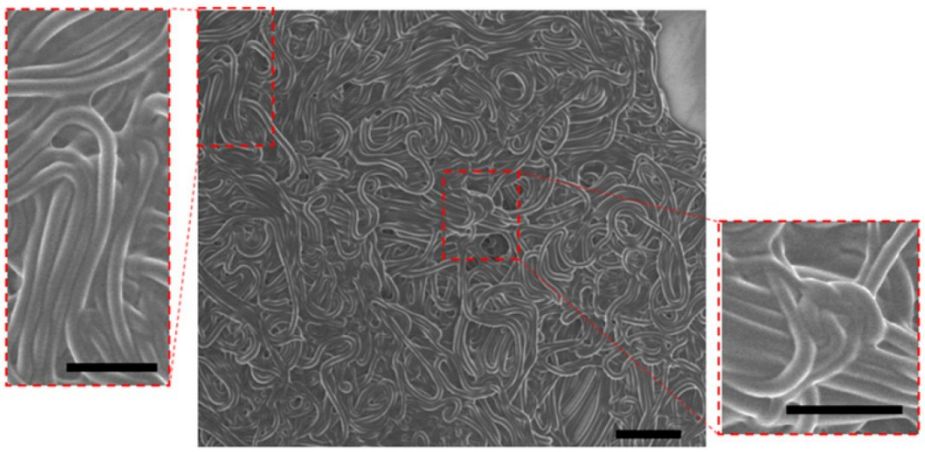


Figura 8. Imagen SEM del hidrogel de microtubos de celulosa. Fuente: Imagen adaptada de (Perazzo et al., 2017).

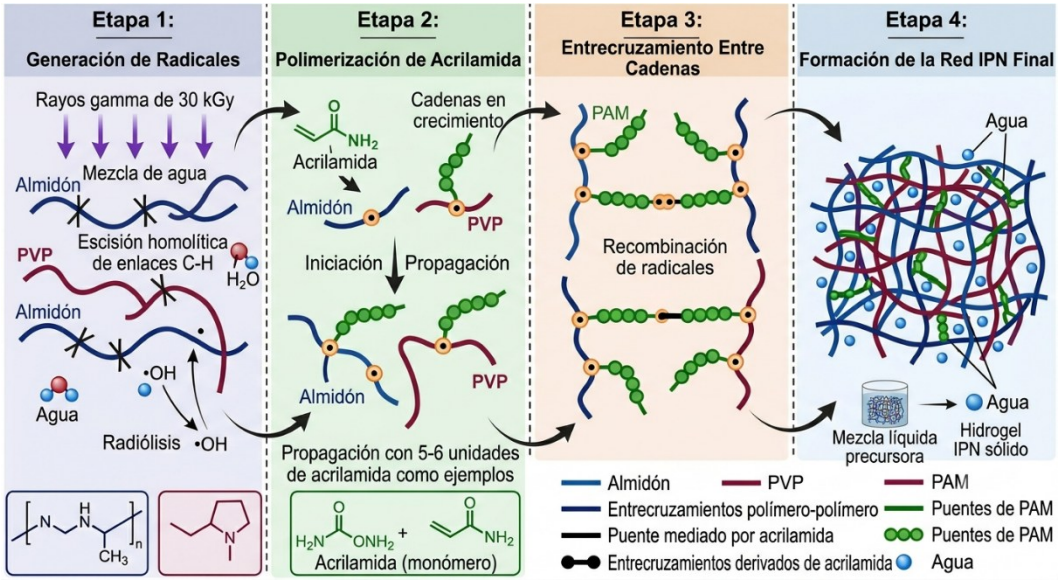


Figura 9: Mecanismo de Reticulación por Radiación Gamma en Hidrogeles IPN de Almidón/PVP/Acrilamida. Fuente: Elaborada por el autor.

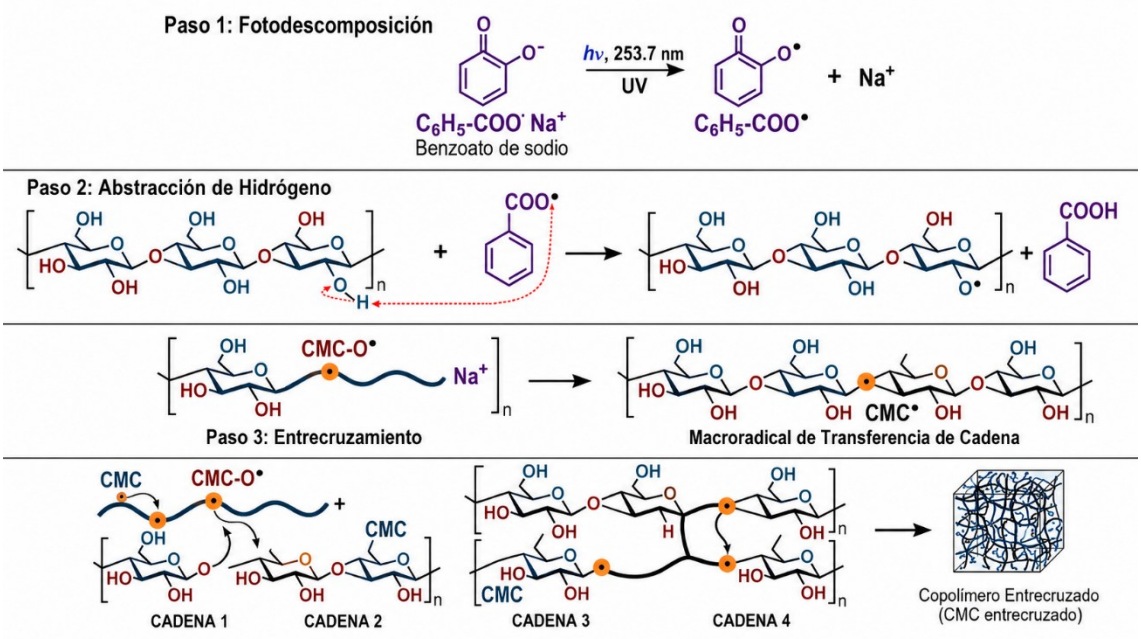


Figura 10. Mecanismo de entrecruzamiento por radiación UV con benzoato de sodio en carboximetil celulosa (CMC).

El benzoato de sodio se fotodecompone bajo radiación UV generando radicales libres que abstraen hidrógeno de los grupos hidroxilo (-OH) de la cadena CMC, formando macroradicales (CMC-O•). Dos

macroradicales de cadenas diferentes se recombinan covalentemente formando una red entrecruzada. Fuente: Elaborada por el autor

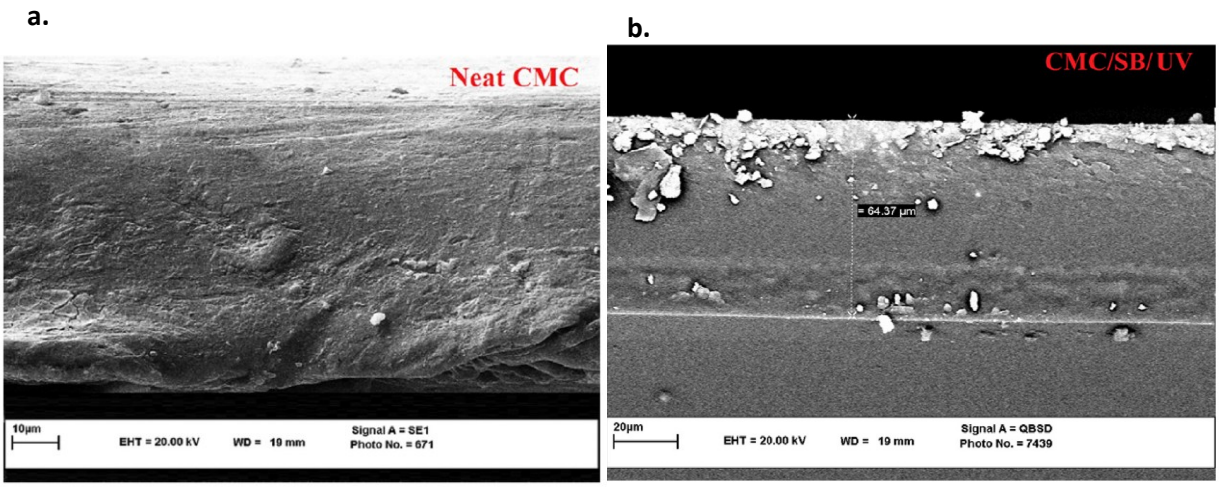


Figura 11. Comparación de películas de CMC y el Biogel resultante.

a. Neat CMC muestra una superficie arrugada y porosa. **b.** CMC/SB/UV tiene una superficie mucho más lisa y uniforme, o que demuestra la efectividad del entrecruzamiento fotoquímico. Fuente: Imagen adaptada de Shahbazi et al., 2016.

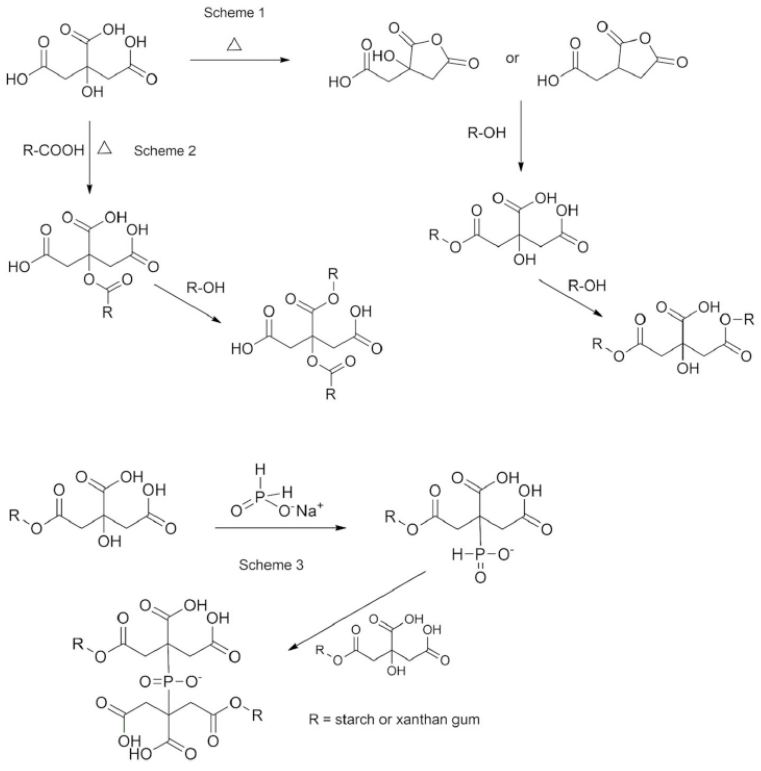


Fig. 6. Schemes of reactions between CA/SHP and starch/xanthan forming mono and diesters.

Figura 12. Esquemas de reacción que muestran la síntesis de mono y diésteres a partir de ácido cítrico (CA) o su análogo (SHP) con almidón y goma xantana.

Scheme 1: Ciclización térmica del ácido cítrico formando dos isómeros lactónicos. **Scheme 2:** Esterificación con carboxiácidos (R-COOH) seguida de reacción con alcoholes (R-OH) para introducir grupos R en el biopolímero. **Scheme 3:** Fosforilación del producto esterificado usando el reactivo H-P-H/Na^+, formando especies fosforiladas que se acoplan al polímero como mono o diésteres, donde R representa el esqueleto de almidón o goma xantana. **Fuente:** (Simões et al., 2020)

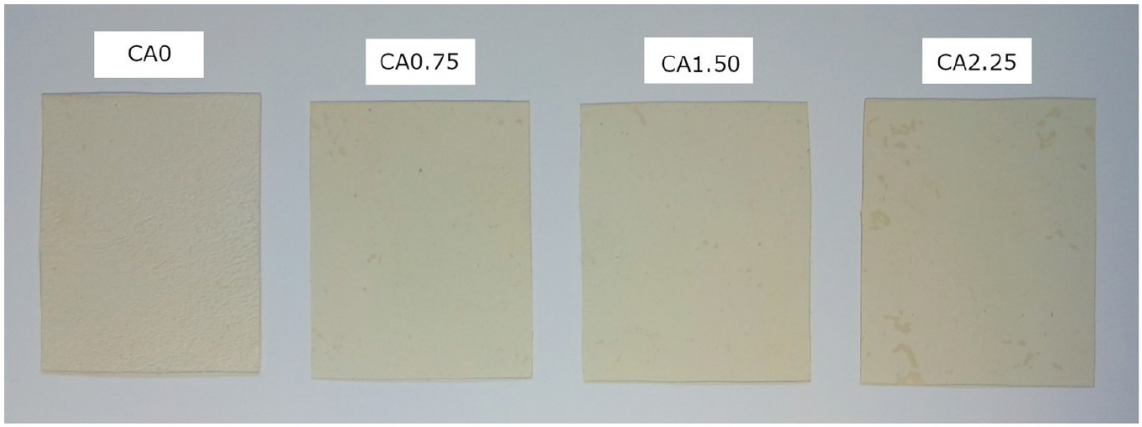


Fig. 1. Appearance of the starch/xanthan hydrogels.

Figura 13. Fotografías de hidrogeles de Simões et al., 2020, donde se aprecian las películas obtenidas con diferentes concentraciones de ácido cítrico en su estructura.

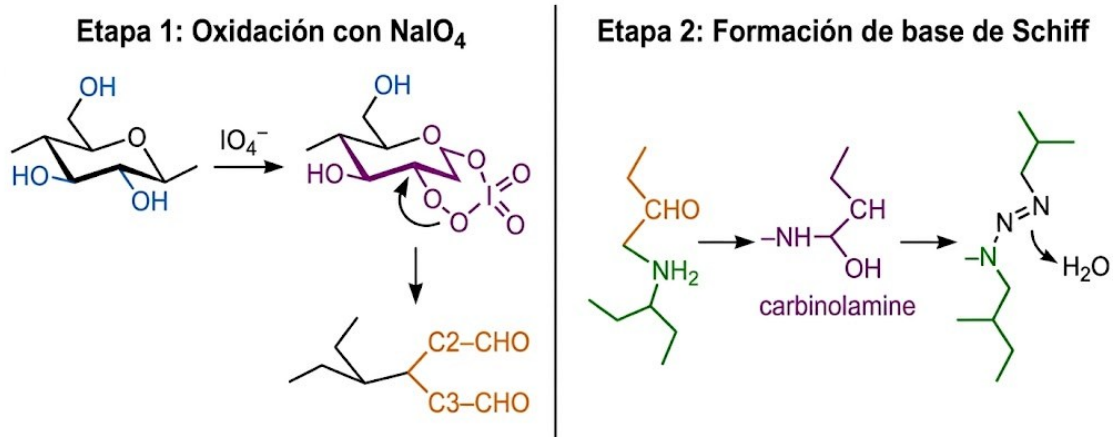


Figura 14. Mecanismo de entrecruzamiento mediante dialdehído de almidón (DAS) para la formación de un entrecruzamiento por base de Schiff. Fuente: Elaborada por el autor.

Table 1. Photos of prepared collagen films (from 1 and 2% w/w solutions) with DAS addition (1, 2 and 5%, respectively).



Figura 15. Apariencia visual de películas de colágeno preparadas a diferentes concentraciones de colágeno.

Las concentraciones fueron (1 % y 2 % p/v) modificadas con adiciones crecientes de DAS (ácido dialdehído del almidón) al 1 %, 2 % y 5 % respectivamente. Fuente: (Brudzyńska et al., 2024)

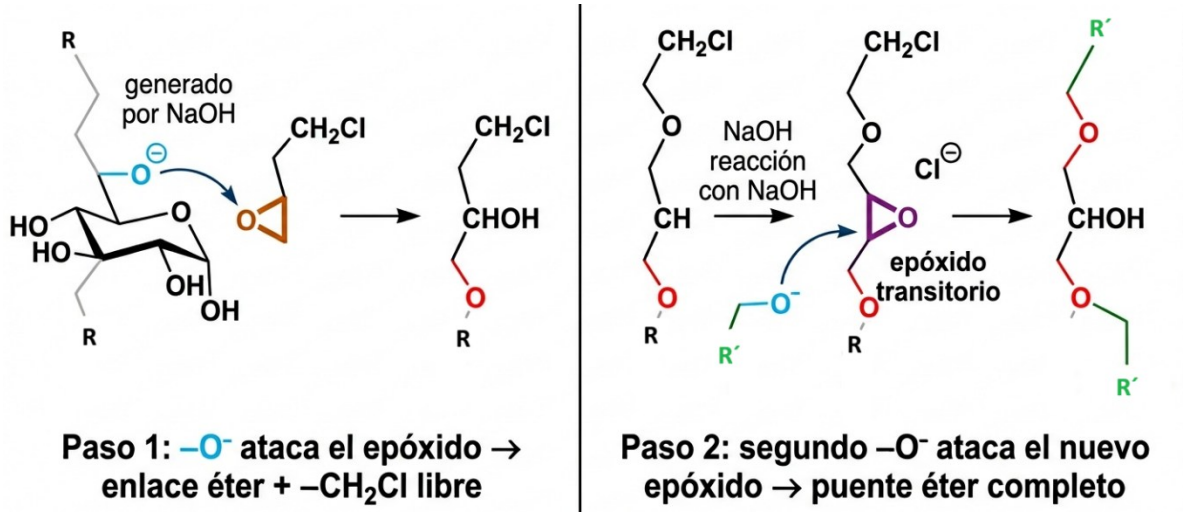


Figura 16. Mecanismo de entrecruzamiento del almidón con epiclorhidrina (ECH).

Paso 1: el alcóxido ($–O^-$) generado por NaOH sobre un grupo hidroxilo de la unidad de anhidroglucosa del almidón ataca nucleofílicamente el carbono del anillo epóxido de la ECH, abriendo el anillo y formando un primer enlace éter covalente ($cadena_1–O–CH_2–CH(OH)–CH_2Cl$), con el grupo $–CH_2Cl$ libre en el extremo opuesto. Paso 2: el medio alcalino convierte el $–CH_2Cl$ en un nuevo epóxido transitorio mediante ciclización intramolecular con liberación de Cl^-, el cual es atacado por el alcóxido de una segunda cadena polimérica adyacente, completando el puente éter simétrico ($cadena_1–O–CH_2–CH(OH)–CH_2–O–cadena_2$) de tres carbonos. Fuente: Elaborada por el autor

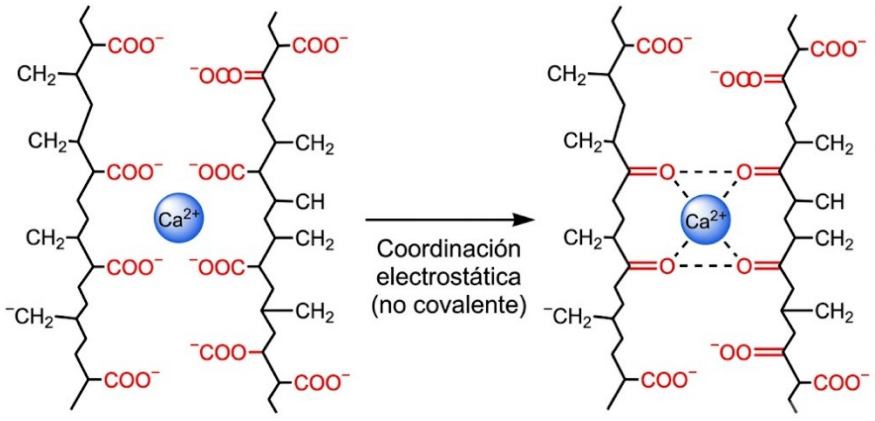


Figura 17. Esquema del entrecruzamiento iónico de carboximetilcelulosa (CMC) con iones calcio (Ca^{2+}).

El catión divalente actúa como puente electrostático entre los grupos carboxilato ($–COO^-$) de dos cadenas adyacentes de CMC, formando una red tridimensional reversible sin formación de enlaces covalentes.

9. TABLAS

Tabla 1. Agrupación de datos para la Sección 5.2. Tabla que resume los tipos de residuo agroindustrial, clasificación química, polisacárido, tipo de enlace principal, grupos funcionales que se encuentran en cada molécula y las referencias principales que describen a la clasificación química.

Residuo agroindustrial	Clasificación química	Polisacárido	Tipo de enlace principal	Grupos Funcionales Principales	Referencia
Cáscara de cacao	Pectina	Pectina de bajo metoxilo (LMP)	α-(1→4)-GalA	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Éter glucosídico (C–O–C)	Anoraga et al., 2024; Thuy et al., 2020; Ropartz & Ralet, 2020
	Celulosa	Celulosa	β-(1→4)-D-glucosa	Hidroxilo (–OH), Carboxilato ($–COO^-$)	Anoraga et al., 2024; Bakri & Rahman, 2022
	Hemicelulosa	Hemicelulosa	β-(1→4)-xilanos/mananos	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Anoraga et al., 2024; Méndez-Líter et al., 2021
Cáscara de café	Celulosa	Celulosa	β-(1→4)-D-glucosa	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Cangussu et al., 2021; Bakri & Rahman, 2022
	Hemicelulosa	Hemicelulosa	β-(1→4)-xilanos/mananos	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Cangussu et al., 2021
		Arabinogalactano tipo II	β-(1→3)-galactano y β-(1→6)	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Cangussu et al., 2021

Continúa…

		Galactomanano	β-(1→4)-manano con α-(1→6)-galactosa	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Sharma et al., 2025
	Pectina	Pectina de alto metoxilo (HMP)	α-(1→4)-GalA	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Li et al., 2023; Peng et al., 2025
		Pectina de bajo metoxilo (LMP)	α-(1→4)-GalA	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Carboxilato ($–COO^-$), Éster metílico ($–COOCH_3$)	Li et al., 2023; Thuy et al., 2020
		Homogalacturonano (HG)	α-(1→4)-GalA	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Carboxilato ($–COO^-$)	Li et al., 2023; Ropartz & Ralet, 2020
		Rhamnogalacturonano I (RG-I)	α-(1→2)-Rha y α-(1→4)-GalA	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Carboxilato ($–COO^-$), Éster metílico ($–COOCH_3$)	Li et al., 2023; Yapo, 2011
Cáscara de plátano	Pectina	Pectina	α-(1→4)-GalA	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Carboxilato ($–COO^-$), Éster metílico ($–COOCH_3$)	Pereira et al., 2021
	Celulosa	Celulosa	β-(1→4)-D-glucosa	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Carboxilato ($–COO^-$), Éster metílico ($–COOCH_3$)	Pereira et al., 2021; Bakri & Rahman, 2022
	Hemicelulosa	Hemicelulosa	β-(1→4)-xilanos/mananos	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Pereira et al., 2021
		Glucuronoarabinoxilano (GAX)	β-(1→4)-xilano	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Marenda et al., 2019; Simas-Tosin et al., 2014
	Almidón	Amilosa	α-(1→4)-D-glucosa	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Aryani et al., 2024; Kong, 2020

Continúa...

		Amilopectina	α-(1→4) y α-(1→6)	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Aryani et al., 2024; Kong, 2020
Cáscara de mango	Pectina	Pectina de alto metoxilo (HMP)	α-(1→4)-GalA	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Éter glucosídico (C–O–C)	Sayed et al., 2022
	Fructano	Levan	β-(2→6) y β-(2→1)	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Carboxilato ($–COO^-$), Éster metílico ($–COOCH_3$)	Saeed et al., 2024; Hundschell et al., 2020; Miranda-Molina et al., 2026
Cáscara de piña	Celulosa	Celulosa	β-(1→4)-D-glucosa	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Khedkar et al., 2017; Bakri & Rahman, 2022
	Hemicelulosa	Hemicelulosa	β-(1→4)-xilanos/mananos	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Khedkar et al., 2017
		Glucuronoarabinoxilano (GAX)	β-(1→4)-xilano con ramificaciones α-(1→2) y α-(1→3)	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Simas-Tosin et al., 2013
Cáscara de coco	Hemicelulosa	Glucanos	β-(1→4)-glucano	Hidroxilo (–OH), Carboxilo (–COOH), Éter glucosídico (C–O–C)	Arisht et al., 2019; Naseem et al., 2025
	Hemicelulosa	Xilanos	β-(1→4)-D-xilopiranosa	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Arisht et al., 2019; Sarangi et al., 2025
	Celulosa	Celulosa	β-(1→4)-D-glucosa	Hidroxilo (–OH), Éter glucosídico (C–O–C)	Abdullah et al., 2021; Bakri & Rahman, 2022

Continúa...

Tabla 2. **Conjunto de enzimas usadas en procesos de extracción.** Para cada molécula objetivo se detallan las principales enzimas empleadas, sus condiciones óptimas de operación (temperatura, pH y tiempo de reacción), así como los rendimientos reportados en la literatura científica.

Molécula Objetivo	Principales Enzimas	Condiciones Típicas	Rendimiento/Notas
Pectina	Celulasa, Protopectinasa, Hemicelulasa, Xilanasa, Poligalacturonasa, Proteasa, Celuclasto, Xilasa, β - glucosidasa, Pectinesterasa, Alcalasa, Endopoligalacturonasa	4 - 24 h; 35 – 60 °C; pH 3,5 - 4,5	Rendimiento variable. Mezcla Laminex C2K (celulasas + hemicelulasas + xilanasas + arabinoxilanasas) es efectiva.
			Cellulase sola produce ~7,2 % (Apple pomace, 20h). Métodos químicos más eficientes (23,3 % con ácido cítrico).
Hemicelulosa	Hemicelulasa, Xilanasa, Arabinoxilanasa, Glucuronoxilanasa (CtGH5, EcGH30), α - glucuronidasa	Variable, según aplicación; típicamente 20 – 40 °C	Enzimas hidrolizan específicamente enlaces glucosídicos de hemicelulosas. CtGH5 y EcGH30 usadas para análisis de xilano en plantas.
Levan	Levansucrasa (β-2,6-fructano: D - glucosa fructosiltransferasa, EC 2.4.1.10)	Variable según microorganismo; típicamente 20 – 40 °C; pH neutro - ligeramente ácido	Exclusivo en biosíntesis: sintetiza levan a partir de sacarosa mediante transfructosilación. Producción de moléculas con PM desde miles hasta millones de Daltons. Origen: *Bacillus, Leuconostoc, Zymomonas, Paenibacillus*
Almidón	Fosforilasa a, β-amilasa, isoamilasa, pululanasa, α-amilasa, ciclodextrina glicosiltransferasa	Variable; en análisis estructural 25 °C con fosfatasas; α - amilasa ~160 °C con ácido	Análisis estructural más que extracción. Enzimas exoactivas (fosforilasa, β-amilasa) y enzimas desramificantes (isoamilasa, pululanasa) para caracterizar cadenas de amilo - y amilopectina

Continúa…

Celulosa	Celulasa, Hemicelulasa, Xilanasa, Proteasa, Celluclast, Enzimas celulolíticas fúngicas	20 – 40 °C; varía con tratamiento previo; pH según enzima	Requiere frecuentemente pretratamiento químico (NaOH, H_2O_2) o físico (crio - trituración). Rendimiento 6,3 – 7,5 g/100 g de material para nanofibras. Combinación con hidrólisis mecánica es efectiva

Tabla 3. Parámetros optimizados según la estructura química del polisacárido y la estrategia extractiva. Las variaciones en pH, temperatura y tiempo reflejan diferencias en solubilidad, estabilidad térmica y mecanismos de ruptura de enlaces interpolisacáridos.

Parámetro	Pectina (Método Químico)	Pectina (Método Enzimático)	Celulosa (Método Químico)	Celulosa (Método Biológico)
Agente principal	HCl, HNO_3, ácido cítrico	Buffer acetato/fosfato + enzimas	NaOH 4-5 % p/v	Hemicelulasas + ligninasas
pH	1,0-3,0 (óptimo: 1,5)	4,5-5,5	Lavado a pH neutro	4,8-5,5
Temperatura	60-100 °C (óptimo: 90 °C)	40-50 °C	100 °C (reflujo)	45-50 °C
Tiempo de reacción	60-140 min (máximo: 120 min)	Máximo 120 min	Máximo 3 horas	12-24 horas
Inactivación térmica	—	90 °C 5-10 min	—	90-100 °C 10-15 min
Precipitación alcohólica	Etanol 1:1 o isopropanol 2:1	Etanol 95 % o isopropanol 1:2 v/v	—	—
Reposo en frío	4 °C 12-24 h	4 °C 12-24 h	—	—
Secado	40-60 °C	40-50 °C o liofilización	Liofilización	Liofilización
Referencias	(Sayed et al., 2022)	(Sayed et al., 2022)	(Sayed et al., 2022)	(Bakri & Rahman, 2022; Méndez-Líter et al., 2021)
Parámetro	**Hemicelulosa (Alcalino)**	**Hemicelulosa (Hidrotérmico)**	**Hemicelulosa (Oxidativo)**	**Hemicelulosa (Biológico)**
Agente principal	NaOH o KOH 4-10 % p/v	Agua subcrítica 160-220 °C	Clorito de sodio + H_2O_2	Proteasas + hemicelulasas
pH	Alcalino → neutralización a 5,0-5,5	Auto-hidrólisis	Buffer ácido pH 4,0 → pH 5,0-5,5	4,5-5,5
Temperatura	60-100 °C	160-220 °C (presión controlada)	70-80 °C	45-50 °C
Tiempo de reacción	2-5 horas	1-10 min (explosión)	2-4 horas	12-24 horas

Continúa...

Paso previo	Desengrasado: etanol/tolueno	Molienda e impregnación	Desengrasado: etanol/tolueno	Pretratamiento mecánico
Precipitación alcohólica	Etanol 95 % 1:3 o 1:4 v/v	Etanol 95 % 1:3 o 1:4 v/v	Etanol 95 % 1:3 o 1:4 v/v	Etanol 95 % 1:3 o 1:4 v/v
Reposo en frío	4 °C 12-24 h	4 °C 24 h	4 °C 12-24 h	4 °C 24 h
Secado	40-50 °C o liofilización	Liofilización	Liofilización	Liofilización
Referencias	(Bakri & Rahman, 2022)	(Abdullah et al., 2021; Bakri & Rahman, 2022)	(Bakri & Rahman, 2022)	(Méndez-Líter et al., 2021)
Parámetro	**Almidón (Vía Húmeda)**	**Almidón (Agentes Químicos)**	**Almidón (Biológico)**	**Almidón (Físico/Verde)**
Agente principal	Agua fría	NaOH 0,1-0,3 % O Na_2SO_3 0,5-1,0 %	Proteasas + hemicelulasas	Ultrasonido (20-40 kHz) ± microondas
pH	Neutro	10,5-11,5 → neutralización 6,5-7,0	4,5-5,5	Neutro
Temperatura	Máximo 50 °C (evitar gelatinización)	Ambiente a máximo 40 °C	45-50 °C	Máximo 50 °C
Tiempo de reacción	Sedimentación 6-12 h	3-5 horas agitación	4-12 horas	Ultrasonido 5-20 min
Paso previo	Maceración si es cereal: 50 °C 24-48 h	Molienda seca	Molienda húmeda gruesa	Molienda húmeda 1:10-1:20
Separación	Sedimentación o centrifugación 3000 rpm	Centrifugación 3000 rpm 15 min	Centrifugación 4000 rpm 10 min	Centrifugación 4000 rpm 10 min
Lavados	Final neutro	Sucesivos 3-4 ciclos	1-2 ciclos neutralización	1-2 ciclos agua fría
Secado	40-45 °C o liofilización	35-40 °C o liofilización	35-40 °C o liofilización	Liofilización (obligatorio)
Referencias	(Kong, 2020)	(Kong, 2020)	(Méndez-Líter et al., 2021)	(Kong, 2020; Rahman, 2018)
Parámetro	**Levan (Extracción Acuosa)**	**Levan (Fermentación)**	**Levan (Enzimático In Vitro)**	**Levan (Membranas)**
Agente principal	Agua caliente 70-85 °C	Sacarosa 150-250 g/L + *Bacillus subtilis*	Sacarosa 100-200 g/L + levansucrasa purificada	Ultrafiltración/diafiltración

Continúa...

pH	Neutro (extracción)	7,0-7,2 inicial	6,0-6,5	Neutro
Temperatura	70-85 °C	30-37 °C	30-37 °C	Ambiente
Tiempo de proceso	1-3 horas	24-48 horas fermentación	12-24 horas síntesis	Depende de volumen
Paso previo	Desengrasado: etanol o acetona	Esterilización 121 °C 15 min	Buffer fosfato/citrato	Ultrasonido 10-15 min (opcional)
Clarificación	Centrifugación 5000 rpm 15 min	Centrifugación 8000-10000 rpm 20 min (4 °C)	Ultrafiltración TFF	Microfiltración 0,22-0,45 µm
Concentración previa	Evaporador rotatorio a 1/3 volumen	—	—	—
Precipitación alcohólica	Etanol -20 °C 1:3 o 1:4	Etanol -20 °C 1:3 o 1:4	Etanol -20 °C 1:3 o 1:4	— (retenido en membrana)
Reposo/Incubación	4 °C 12-24 h	4 °C mínimo 18 h	—	Diafiltración continua
Purificación avanzada	—	Diálisis 48 h (MWCO 10-12 kDa)	Ultrafiltración TFF (MWCO 50-100 kDa) + diafiltración	Nanofiltración/ósmosis inversa
Secado	Liofilización	Liofilización	Liofilización	Liofilización -40 °C a -80 °C
Referencias	(Haddar et al., 2025)	(Haddar et al., 2025)	(Haddar et al., 2025)	(Abdullah et al., 2021)

Tabla 4. Productos sintetizados a partir de Almidón mediante el mecanismo de reacción de injertos. Fuente: Hecha por el autor.

PRODUCTO SINTETIZADO	pH	TEMPERATURA	INICIADOR	CONCENTRACIÓN MONÓMERO	CONCENTRACIÓN RETICULANTE	TIEMPO	DOCUMENTO
P-CMS-g-PAM (Phosphate-bound carboxymethyl starch-graft-polyacrylamide)	~7,0	60 °C (preparación CMS)	KPS: 0,5 mol/L	Acrilamida: 0,8 mol/L	MBA	2-6 horas	(Berradi et al., 2023)
Starch-based nanosorbent hydrogel (Starch + nanoscale spherical biochar)	~6,5	60-80 °C	Glicerol como agente reticulante	No especificado	Glicerol	2-4 horas	(Berradi et al., 2023)
IPN Hydrogels (Starch + PVP + acrylamide)	~7,0	Ambiente + irradiación	Gamma radiation: 30 kGy	Acrilamida (concentraciones variables)	Entrecruzamiento por radiación	Inmediato tras irradiación	(Berradi et al., 2023)

Tabla 5. Resumen de los parámetros de reacción para cada uno de los biogeles mencionados en la Sección 5.4.2. En esta tabla se resaltan los parámetros de síntesis necesarios de forma general como producto, pH, temperatura, iniciador, concentración del monómero y tiempo de reacción para la preparación de cada uno de los biogeles. Fuente: Hecha por el autor

PRODUCTO SINTETIZADO	pH	TEMPERATURA	INICIADOR / ENTRECRUZANTE	CONCENTRACIÓN MONÓMERO / POLÍMERO	CONCENTRACIÓN RETICULANTE	TIEMPO	DOCUMENTO
P-CMS-g-PAM (Phosphate-bound carboxymethyl starch-graft-polyacrylamide)	~7,0	60 °C (preparación CMS)	KPS: 0,5 mol/L	Acrilamida: 0,8 mol/L	MBA	2-6 horas	(Berradi et al., 2023)
Starch-based nanosorbent hydrogel (Starch + nanoscale spherical biochar)	~6,5	60-80 °C	Glicerol como agente reticulante	No especificado	Glicerol	2-4 horas	(Berradi et al., 2023)
IPN Hydrogels (Starch + PVP + acrylamide)	~7,0	Ambiente + irradiación	Gamma radiation: 30 kGy	Acrilamida (concentraciones variables)	Entrecruzamiento por radiación	Inmediato tras irradiación	(Berradi et al., 2023)
CMC entrecruzado con UV/Benzoato de sodio	7,0 (neutral)	70 °C + ambiente	Benzoato de sodio (SB)	CMC: 1 g/dL (100 g/L)	SB: 5, 10, 15, 20, 30 wt %	30-180 min (UV)	(Shahbazi et al., 2016)
CMC entrecruzado con GLA/Gelatin	~5,0 (ácido, HCl 0.1N)	70 °C + 80 °C	Glutaraldehído (GLA) vapor	CMC: 1 g/dL (100 g/L)	GLA vapor + Gelatin: 0,05-0,25 g	30-180 min + 6h precalentamiento	(Shahbazi et al., 2016)

Continúa…

Almidón/Xantano con Ácido Cítrico	N/A (neutral)	90-130 °C → 100-120 °C → 120 °C	Hipofosofito de sodio (SHP, catalizador)	Almidón: 90 g; Xantano: 10 g; Glicerol: 30,8 g	Ácido cítrico: 0,75-2,25 g/100 g polímero	14 h a 60 °C (curado final)	(Simões et al., 2020)
Almidón de enset entrecruzado con ECH (microesferas de liberación sostenida)	10,0 (NaOH 1M) → neutralizado a 6,0–6,5 (HCl 0.2M)	25–54 °C (óptimo: 25 °C)	Epiclorhidrina (ECH)	100 g almidón seco / 150 mL H_2O + 3 g NaCl	3–16 % (w/w) ECH (óptimo: 13,70 %)	1–10 h (óptimo: 3,82 h)	(Tesfay et al., 2020)
Film de colágeno de pescado entrecruzado con DAS	No reportado	Temperatura ambiente	Dialdehído de almidón (DAS)	1 % y 2 % (w/w) colágeno en AcOH 0.1 M	1 %, 2 % y 5 % DAS relativo al contenido de biopolímero (3 y 6 mg/mL)	5 min agitación (500 rpm) + secado a T. ambiente	(Brudzyńska et al., 2024)
Hidrogel de PVA/pectina cítrica (CP) entrecruzado con ácido cítrico	No reportado	60 °C	Ácido cítrico (CA)	PVOH: 5–20 % (w/w); Pectina: 1–4 % (w/w); mezcla 1:1 en masa	10 % (w/w) del total de polímeros	14 h	(Jaski et al., 2025)