



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

**“ESTUDIO DE LA INFLUENCIA DE LOS GRUPOS
FUNCIONALES DE DIVERSOS BIOPOLÍMEROS EN LAS
PROPIEDADES FÍSICOQUÍMICAS Y MECÁNICAS DE LAS
BIOPELÍCULAS”**

TESIS

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOTECNOLOGÍA**

PRESENTA

JORGE ANTONIO VELÁZQUEZ GUZMÁN

ASESORA

DRA. MA. DEL CARMEN HERNÁNDEZ JAIMES

CO-ASESOR

DR. DANIEL ARIZMENDI COTERO



FEBRERO 2024

Contenido

Resumen	5
1.- Introducción	7
2.- Marco teórico	9
2.1 Plásticos	9
2.2 Bioplásticos	11
2.3 Biopelículas	12
2.3.1 Elaboración de biopelículas.....	13
2.3.2 Métodos de elaboración de biopelículas.....	13
2.3.3 Principales materiales utilizados en la elaboración de biopelículas.....	15
2.3.3.1 Proteínas	15
2.3.3.2 Lípidos	16
2.3.3.3 Hidrocoloides.....	16
2.3.3.4 Biopolímeros.....	16
2.4 Características químicas de los biopolímeros	18
2.4.1 Celulosa.....	19
2.4.1.1 Estructura química de la celulosa	19
2.4.2 Quitosano	21
2.4.2.1 Estructura química del quitosano	21
2.4.3 Alginato de sodio	22
2.4.3.1 Estructura química del alginato de sodio	22
2.5 Agentes plastificantes.....	24
2.5.1 Glicerol	24
2.6 Propiedades de las biopelículas	25
2.6.1 Propiedades fisicoquímicas de las biopelículas.....	25
2.6.1.1 Color	25
2.6.1.2 Espesor	26
2.6.1.3 Solubilidad	26
2.6.1.4 Opacidad.....	27
2.6.1.5 Permeabilidad al vapor de agua	27
2.6.2 Propiedades mecánicas de las biopelículas	28
2.6.2.1 Tensión máxima	28

2.6.2.2 Elasticidad	28
2.6.2.3 Resistencia a la rotura	28
2.6.3 Propiedades estructurales de las biopelículas.....	29
2.6.3.1 Espectrometría de infrarrojo con transformada de Fourier.....	29
2.6.3.2 Evaluación con microscopía electrónica de barrido	29
2.7 Aplicaciones de las biopelículas en la industria	30
3.-Justificación	32
4.-Hipótesis	33
5.-Objetivos.....	33
6.-Materiales y métodos	34
6.1 Materiales.....	34
6.2 Métodos.....	34
6.2.1 Elaboración de las biopelículas	34
6.2.1.1 Películas de quitosano.....	34
6.2.1.2 Películas de Alginato de sodio	34
6.2.1.3 Películas de Celulosa	35
6.2.2 Caracterización de las propiedades fisicoquímicas de las biopelículas	35
6.2.2.1 Color.....	35
6.2.2.2 Determinación del espesor	36
6.2.2.3 Determinación de solubilidad	37
6.2.2.4 Determinación de opacidad	37
6.2.2.5 Determinación de la permeabilidad al vapor de agua	38
6.2.3 Caracterización de las propiedades mecánicas de las biopelículas	39
6.2.4 Caracterización de las propiedades estructurales de las biopelículas.....	39
6.2.4.1 Evaluación del espectro de infrarrojo con transformada de Fourier	39
6.2.4.2 Evaluación con microscopía electrónica de barrido	39
7. Resultados y Discusión	41
7.1 Caracterización de las propiedades fisicoquímicas de las biopelículas	41
7.1.1 Evaluación del color de las biopelículas.....	41
7.1.2 Determinación del espesor y solubilidad	45
7.1.3 Determinación de la permeabilidad al vapor de agua	48
7.2 Caracterización de las propiedades mecánicas de las biopelículas	51
7.3 Caracterización de las propiedades estructurales de las biopelículas	53

7.3.1 Evaluación del espectro de infrarrojo con transformada de Fourier	53
7.3.2 Evaluación con microscopía electrónica de barrido (SEM)	57
8. Conclusiones.....	61
9. Perspectivas.....	63
10. Referencias	64

Resumen

La producción masiva de materiales plásticos y la mala gestión de sus residuos han provocado un grave problema medioambiental, debido a que no son biodegradables y cuando se liberan de forma accidental por una gestión ineficaz de separación y reciclado se acumulan en el medioambiente. Los bioplásticos han surgido como una alternativa interesante debido a las múltiples ventajas que ofrecen, como el bajo impacto ambiental, el bajo consumo de energía en su producción, el estatus de recursos renovables, el potencial para agregar valor a los subproductos y residuos procedentes de la industria y su biodegradabilidad.

En el presente trabajo se utilizó quitosano, alginato de sodio y celulosa a las mismas concentraciones (1%) para la elaboración de biopelículas, agregando glicerol (1%) como plastificante. El objetivo principal fue evaluar la influencia de los distintos grupos funcionales de cada material en sus propiedades fisicoquímicas, mecánicas y estructurales.

Las propiedades fisicoquímicas estudiadas fueron color, opacidad, espesor, solubilidad y permeabilidad al vapor de agua; donde se encontraron diferencias significativas entre cada tipo de biopelícula, presuntamente influenciado por la interacción de los grupos funcionales con el plastificante y su entorno.

A continuación, se evaluaron las propiedades mecánicas de las películas obtenidas, donde se observó que, de igual manera, cada película presenta propiedades de elongación, resistencia a la rotura y tensión máxima completamente distintas debido a su estructura química y la capacidad de los grupos funcionales para formar distintos tipos de enlaces que les confieren características únicas.

Finalmente, se evaluaron las propiedades estructurales de las películas mediante Espectroscopia de infrarrojo con transformada de Fourier (FTIR) y Microscopía electrónica de barrido (SEM) con la finalidad de comprender la interacción entre el plastificante y el biopolímero.

Se comprobó que los grupos funcionales juegan un papel importante al momento de formar enlaces moleculares entre el polímero y sus correspondientes

disolventes, pero es necesario realizar estudios más profundos sobre estas interacciones moleculares.

1.- Introducción

Desde mediados del siglo veinte, con la invención de los plásticos, estos se han convertido en una parte integral de la vida moderna del ser humano. Sin embargo, los residuos generados por estos han generado preocupación debido a su abundancia y persistencia en el medio ambiente (Sarria & Gallo, 2016). La producción mundial de plásticos ha aumentado rápidamente desde el final de la Segunda Guerra Mundial (Pazienza & Lucia, 2020), pasando de 1.5 millones de toneladas en 1950 a 367 millones de toneladas en 2020 (Plastic Europe, 2019).

Es tal la acumulación de residuos plásticos en los océanos, que, en el centro del océano pacífico, entre Japón y California, existe una zona denominada “la isla de la basura” o “el parche de basura del norte” (Van Sebille, 2015). Esta zona del océano está cubierta por una gran cantidad de desechos con un alto porcentaje de plástico (Leal et. al. 2019).

La degradación de los plásticos sintéticos es muy lenta. Como ejemplo, la descomposición de productos orgánicos tarda de 3 a 4 semanas, la de telas de algodón aproximadamente 5 meses, mientras que la del plástico puede tardar hasta 500 años (Cristán-Frías et. al. 2003). Además, en buena medida la degradación de estos plásticos genera partículas de plástico más pequeñas que, a pesar de ya no ser evidentes, se acumulan en los ecosistemas (Andrady, 2017). Al respecto, estudios recientes sobre la presencia de microplásticos o fragmentos de plástico de tamaño inferior a 5 milímetros, muchos de ellos de origen desconocido pero que probablemente provienen de la fragmentación de objetos de plástico más grandes, han demostrado que éstos se están acumulando de forma considerable en los mares (Hale et al., 2020).

La problemática generada por el uso indiscriminado de plásticos sintéticos y su persistencia en el ambiente ha estimulado la investigación para el desarrollo de nuevos materiales y métodos de producción que permitan generar plásticos que presenten las mismas propiedades pero que tengan un periodo de degradación más corto (Pluas et. al. 2020).

Los bioplásticos han surgido como una alternativa interesante debido a las múltiples ventajas que ofrecen, como el bajo impacto ambiental, el bajo consumo de energía en su producción, el estatus de recursos renovables, el potencial para agregar valor a los subproductos y residuos procedentes de la industria y su biodegradabilidad.

Además, sus aplicaciones son diversas: encontrándose como parte de envoltorios, material médico, plásticos reforzados, películas comestibles, entre otros (Finkenstadt, 2005). Los polihidroxialcanoatos (PHA), el ácido poliláctico, poli-3-hidroxiбутirato, polihidroxietanos, así como biopolímeros a base de celulosa, almidón, proteínas y lípidos, son algunos de los biopolímeros más prometedores utilizados en la industria de los bioplásticos (Nanda et. al. 2022). Se ha reportado el uso de diversos polisacáridos para la elaboración de biopelículas como el alginato de sodio (Rozo et. al. 2016), la celulosa (Moya, 2023) y quitosano (Matos, 2020). Estos biopolímeros se componen por la unión de monómeros derivados del D-gliceraldehído con seis átomos de carbono. Sin embargo, poseen diferentes grupos funcionales, carboxilo, carbonilo y acetilo, respetivamente (Mencías, 2022). Por otro lado, cuando se emplean como materia prima de biopelículas estas presentan características mecánicas y físicas diferentes (Díaz, 2022). Hasta ahora, no se ha estudiado la influencia de estos grupos funcionales sobre dichas características. Por tal motivo, el presente trabajo de investigación se enfoca en la elaboración y caracterización de biopelículas elaboradas con quitosano, alginato de sodio y celulosa para comprender como influye el grupo funcional de cada biopolímero en las propiedades fisicoquímicas, mecánicas y estructurales de las biopelículas.

2.- Marco teórico

2.1 Plásticos

Se considera un plástico a un conjunto de varios compuestos orgánicos complejos producidos por polimerización, capaz de ser modelado, extruido o vaciado en diversas formas, películas o estirados en filamentos y utilizados como fibras textiles (Pathak et al., 2014).

El primer polímero artificial creado no era totalmente sintético, fue creado en la década de 1850, cuando el metalúrgico e inventor inglés Alexander Parkes trató la celulosa con ácido nítrico y creó así el termoplástico nitrocelulosa (Geyer, 2020). Los termoplásticos son una familia de plásticos que se funden cuando se calientan y se endurecen cuando se enfrían (Romero, 2014). Parkes patentó el material como Parkesine y lo presentó en la Gran Exposición Internacional de Londres de 1862, donde ganó una medalla de bronce. Sin embargo, Parkesine no tuvo éxito comercial (Morawetz, 2002).

Posteriormente, el inventor estadounidense John Wesley Hyatt experimentó con Parkesine mientras buscaba sustitutos de marfil para las bolas de billar y encontró una forma viable de producir nitrocelulosa sólida y estable que patentó en Estados Unidos en 1869 con el nombre de Celluloid, que se convirtió así en el primer polímero artificial de éxito comercial (Geyer, 2020).

A continuación, se creó el primer polímero verdaderamente sintético, que fue inventado por el químico belga-estadounidense Leo Baekeland, que combinó fenol y formaldehído para formar el primer polímero sintético termoestable (Geyer, 2020). Los plásticos termoestables son diferentes de los termoplásticos. Los primeros sufren un cambio químico cuando se calientan formando una red tridimensional que es irreversible. A diferencia de los termoplásticos, los termoestables no pueden volver a fundirse y reformarse (Romero, 2014).

Después llegó la invención del primer plástico moderno, que fue el policloruro de vinilo (PVC), descubierto accidentalmente por el químico alemán Eugen Baumann en 1872, y que todavía se produce y utiliza en grandes cantidades (Lieberzeit et. al.

2022). El PVC puro es demasiado rígido y quebradizo para ser útil, pero en la década de 1920 se añadieron plastificantes, que hicieron que el material resultante fuera más blando y flexible que el polímero puro (Mulder & Knot, 2001). Añadiendo un aditivo a un polímero puro poco atractivo se creó el primer plástico moderno. Los plastificantes más utilizados para el PVC son los ftalatos o ésteres de ftalato (Braun, 2004). Prácticamente todos los plásticos contienen cantidades significativas de aditivos químicos para modificar y mejorar sus propiedades.

Los avances en la industria del plástico se hicieron más presentes tras el final de la Segunda Guerra Mundial. Los plásticos se estaban utilizando en lugar de metal en productos como maquinaria y cascos de seguridad. Karl Ziegler, químico alemán, creó el polietileno en 1953 y, al año siguiente, Giulio Natta, químico alemán, creó el polipropileno. Estos son dos de los plásticos más utilizados en la actualidad (Busico, 2013).

Estos avances en el campo de los polímeros sintéticos los han convertido en sustitutos del vidrio, madera e incluso de metales en muchas aplicaciones industriales, domésticas y medioambientales. Estas aplicaciones no sólo se deben a sus buenas propiedades mecánicas y térmicas, sino sobre todo a su estabilidad y durabilidad (Ojumu et. al. 2004).

Por otro lado, los plásticos también desempeñan un papel importante en muchas aplicaciones a corto plazo, como los envases y envoltorios, que representan la mayor parte de los residuos plásticos generados a nivel mundial (Coba & Cucalón, 2021). Debido a su perseverancia en nuestro entorno, se ha generado más conciencia respecto al impacto del plástico desechado en el medio ambiente, incluidos efectos perjudiciales para la fauna, la vida marina y las cualidades estéticas de las ciudades y los bosques (Pérez, 2014). El aumento del coste de la eliminación de residuos sólidos, así como las posibles amenazas de la incineración de residuos, o la emanación de dioxinas del PVC convierten al plástico sintético en un problema para el manejo de residuos (Geyer et. al. 2017). Por ello, en las dos últimas décadas ha aumentado el interés público y científico por el uso y desarrollo de biopolímeros (polímeros biodegradables) como una alternativa ecológica valiosa

para combatir la contaminación por plásticos, se busca que estos biopolímeros mantengan las propiedades físicas y químicas deseadas de los plásticos sintéticos convencionales; proponiendo así una solución para el grave problema de los residuos plásticos (Rodríguez & Orrego, 2016).

2.2 Bioplásticos

La organización European Bioplastics define a los bioplásticos como plásticos que son biobasados, biodegradables, o que reúnen ambas características (European Bioplastics, 2020). Contrario a lo que generalmente se cree, los bioplásticos no son algo nuevo; fueron usados por Henry Ford en la fabricación del automóvil modelo T (SPI Bioplastics Council, 2013) y se han empleado en diversas aplicaciones médicas. Lo novedoso es el interés que han despertado como una opción de mitigación del impacto ambiental provocado por los plásticos convencionales (Reddy et. al., 2013). Actualmente el 65% de los bioplásticos se utilizan en envases y productos de vida corta, aunque ha aumentado su empleo en medicina, agricultura, fabricación de juguetes, electrónicos, herramientas y autopartes (Zakowska, 2015).

Por lo general, los bioplásticos se fabrican a partir de recursos renovables, como vegetales, azúcares, etc. (Labeaga, 2018) y son producidos por una serie de microorganismos (Valero-Valdivieso et. al., 2013). Diversos autores establecen una clasificación de cuatro tipos de plásticos degradables:

1.- Los bioplásticos fotodegradables tienen un grupo fotosensible incorporado directamente en la estructura del polímero como un aditivo. La radiación ultravioleta intensa (de varias semanas a meses) puede desintegrar su estructura polimérica, haciéndolo susceptible a la degradación bacteriana (Rimac, 2019).

2.- Los plásticos biobasados son aquellos que se fabrican a partir de la biomasa de recursos naturales renovables, generalmente plantas, algas y microorganismos. En algunos casos es posible producirlos incluso a partir de residuos (Jiang et. al. 2012). A diferencia de los biopolímeros que se generan directamente en la naturaleza,

como el almidón, las proteínas, la lignina y el quitosano, los plásticos biobasados requieren de etapas de procesamiento químico antes de su utilización (Leceta et. al. 2014).

3.- Los bioplásticos compostables se descomponen durante un proceso de compostaje a una velocidad similar a la de otros materiales compostables sin dejar residuos tóxicos visibles. Para definir a un plástico como biocompostable, su biodegradabilidad total, su grado de desintegración y la posible ecotoxicidad del material degradado deben determinarse mediante pruebas estandarizadas (Álvarez, 2014).

4.- Los bioplásticos biodegradables son totalmente degradados por microorganismos sin dejar residuos tóxicos visibles. El término biodegradable se refiere a materiales que pueden desintegrarse o descomponerse de forma natural en biogases y biomasa (principalmente dióxido de carbono y agua) como resultado de su exposición a un entorno microbiano y a la humedad, reduciendo así los residuos plásticos (Rimac, 2019).

El futuro de los plásticos biodegradables muestra un gran potencial. En los últimos años, se ha incrementado la investigación en el campo de los bioplásticos biodegradables, donde se han extraído polihidroxicanoatos extraídos de diversas fuentes vegetales (Sanabria & Sarmiento, 2017) como la caña de azúcar (Cabrera & Novoa, 2016), maíz, arroz, celulosa (Guancha et. al. 2022), aceite vegetal (Mumtaz et. al. 2010) o incluso algunas fuentes genéticamente modificadas (Somleva et. al. 2013).

2.3 Biopelículas

Las biopelículas son definidas como una capa continua y delgada de un material polimérico que puede incrementar la vida útil y mejorar los atributos sensoriales de un producto (González et. al. 2015). De acuerdo con la clasificación de los bioplásticos mencionada previamente, las biopelículas pertenecen al grupo de los bioplásticos biodegradables (Palma et. al. 2017).

Las biopelículas pueden actuar positivamente sobre la calidad y el tiempo de vida del producto mediante la formación de barreras al oxígeno, aromas o humedad, incorporando aditivos como antioxidantes, agentes antimicrobianos o mejorando la apariencia, estructura o facilidad para la manipulación vinculada a la logística de distribución comercial (Peralta, 2022); el desarrollo de aplicaciones y estudios documentados en los últimos 20 años, permiten contar con una extensa variedad de biopelículas con buenas propiedades mecánicas y de barrera (Narancic et. al. 2020).

Estas pueden ser elaboradas a partir de una gran variedad de polisacáridos, proteínas y lípidos, solos o en combinaciones que logren aprovechar las ventajas de cada grupo, dichas formulaciones pueden incluir, conjuntamente plastificantes y emulsificantes de diversa naturaleza química con la finalidad de ayudar a mejorar las propiedades finales de la película o recubrimiento (González et. al. 2015).

Los polisacáridos son los más utilizados para la elaboración de biopelículas en la industria alimenticia, ya que forman parte de la mayoría de las formulaciones que actualmente existen en el mercado (González, 2023). Sin embargo; una desventaja que presentan es que son hidrónicos y, por lo tanto, constituyen una pobre barrera a la pérdida de humedad (Narváez, 2016). Los más utilizados en la formación de recubrimientos comestibles son: las pectinas (Cortés-Limón, 2023), la celulosa y sus derivados, el alginato, el quitosano (Mencías, 2022), la dextrina, el carragenato y la goma arábiga (Vyshniauskas, 2022).

2.3.1 Elaboración de biopelículas

2.3.2 Métodos de elaboración de biopelículas

Para la elaboración de biopelículas se han descrito cuatro técnicas que tienen un amplio uso en alimentos, las cuales se describen a continuación (Wang et al. 2018):

Fundición o Casting: Es la técnica más usada para la elaboración de biopelículas, esta consiste en disolver el polímero en una solución ácida como, por ejemplo, una

solución de ácido acético. Después se adicionan materiales funcionales que mejoran sus propiedades. Seguidamente, se agita para la obtención de una solución homogénea; para la eliminación de partículas insolubles y burbujas, se filtra o centrifuga la mezcla y, se vierte en un fondo nivelado. Finalmente, se seca la mezcla a temperatura ambiente o en un horno y no queda más que despegar la biopelícula.

Recubrimiento: Usada frecuentemente con ayuda de otras herramientas, como un pincel o espátula. Existen dos tipos de recubrimiento: el recubrimiento directo, en la superficie de los alimentos, donde se limita el crecimiento de microorganismos y el recubrimiento indirecto, en la superficie de empaques, reduciendo la permeabilidad al vapor de agua del empaque, en este caso se crea una doble capa. Una ventaja de los revestimientos sobre la fundición es que reduce más la oxidación lipídica de los alimentos al disminuir en mayor medida el intercambio de oxígeno.

Inmersión: Dicha técnica crea películas uniformes sobre los alimentos, ya que consiste en sumergir los alimentos en la solución del biopolímero. Posterior a la extracción de los alimentos de la solución se forma una capa uniforme sobre estos, la cual los protegerá del ambiente externo a través de un aislamiento. Estas películas son capaces de aliviar el daño por frío, disminuir la variación de color, mantener buena calidad y retrasar la descomposición, lo que ayuda a prolongar significativamente la vida útil. Una de las ventajas de esta técnica es que no se necesitan grandes equipos para llevarla a cabo, siendo de alta eficacia para la conservación de los alimentos.

Extrusión: Provee características importantes, debido a que da como resultado una película con buenas propiedades mecánicas y actividad antimicrobiana. Esta, se realiza mediante la extrusión de gránulos del polímero, si están disponibles, o mayormente con mezcla de otros materiales, como el almidón, los cuales se hacen pasar a través de un doble tornillo, formando una matriz plana. Cuando se aumenta el polímero en esta técnica, disminuye la resistencia a la ruptura y el alargamiento, pero se mejora la permeabilidad de agua.

2.3.3 Principales materiales utilizados en la elaboración de biopelículas

Es importante tomar en cuenta que las características funcionales de las biopelículas son consecuencia de la materia prima utilizada para su fabricación, la cual debe ser obtenida a partir de fuentes naturales para asegurar su biodegradabilidad (Rimac, 2019).

2.3.3.1 Proteínas

Los polímeros naturales como las proteínas ofrecen una gran oportunidad para ser utilizados como materia prima en la elaboración de películas comestibles debido a su biodegradabilidad y a que pueden suplementar el valor nutritivo de los alimentos. Por otro lado, le confieren al polímero un amplio rango de propiedades debido al potencial que tienen para formar enlaces intermoleculares (Bourtoom, 2009).

Las proteínas pueden adquirir diversas conformaciones: estructura primaria, dependiendo de la secuencia de aminoácidos presentes; estructura secundaria, basada en atracciones electrostáticas, fuerzas de van der Waals, puentes de hidrógeno y enlaces disulfuro a lo largo de la cadena polimérica; estructura terciaria, que se refiere a cómo se pliega la estructura secundaria sobre sí misma y que utiliza los mismos tipos de enlaces y fuerzas de atracción antes mencionadas (Seguí, 2011). Con base en este tipo de estructura, se forman proteínas de tipo fibroso, que están asociadas estrechamente unas con otras en estructuras paralelas, y de tipo globular, enrolladas sobre sí mismas en estructuras esféricas (González, 2023).

Dentro de las proteínas fibrosas, el colágeno ha recibido una gran atención en la producción de películas comestibles (Villada et al., 2007); sin embargo, proteínas globulares como el gluten de trigo, la zeína de maíz, la proteína de soya y la proteína de suero de leche, también están siendo investigadas para la formación de películas (Rakotonirainy et al., 2001; Tanada-Palmu & Grosso, 2003).

2.3.3.2 Lípidos

Los lípidos se caracterizan por ser hidrofóbicos y no poliméricos, presentando excelentes propiedades de barrera frente a la humedad, sin embargo, su falta de cohesividad e integridad estructural hace que presenten malas propiedades mecánicas formando recubrimientos quebradizos; sin embargo, reducen la transpiración, la deshidratación y la abrasión en la manipulación posterior, también pueden mejorar el brillo y la apariencia de los alimentos (Fernández et. al. 2015). Dentro del grupo de lípidos aplicados a recubrimientos y películas comestibles se pueden mencionar las ceras (abejas, candelilla y carnauba), resinas, monoglicéridos, diglicéridos y los ácidos grasos tales como el ácido esteárico, palmítico, láurico y oleico (Maddelainne, 2014).

2.3.3.3 Hidrocoloides

Son polímeros hidrofílicos que contienen grupos oxhidrilos -OH, pueden ser de origen vegetal, animal o microbiano. Estos producen un elevado aumento de la viscosidad y en algunos casos tienen efectos gelificantes ya que se disuelven y dispersan fácilmente en agua (Sanz, 2003). En la industria de alimentos se utilizan como aditivos con el fin de espesar, gelificar o estabilizar (Ospina, 2016). Durante los últimos años se expandió el desarrollo de películas biodegradables utilizando hidrocoloides como materia prima, porque presentan excelentes propiedades mecánicas, así como de barrera frente al O₂, CO₂ y lípidos (Zamudio, 2014).

2.3.3.4 Biopolímeros

Los biopolímeros son polímeros sintetizados por organismos vivos (Pattanashetti et. al. 2017). Estos organismos pueden ser plantas, animales, bacterias, hongos, etc. Pueden sintetizar una gran variedad de biopolímeros como el ácido desoxirribonucleíco (DNA), ácido ribonucleico (RNA), proteínas, celulosa, quitina, etc. Estas estructuras llevan a cabo incontables funciones vitales para la supervivencia del organismo (Numata, 2015). Se han dividido en tres grandes clases de acuerdo con su abundancia:

1.-Polinucleótidos: Son polímeros compuestos por varios nucleótidos unidos entre sí. El ADN y el ARN son dos tipos de moléculas polinucleotídicas que se encuentran en la célula. Una cadena polinucleotídica tiene un esqueleto de azúcar-fosfato con bases nitrogenadas unidas a cada molécula de azúcar (Lodish et. al 2004).

2.- Polipéptidos: La unión de un bajo número de aminoácidos da lugar a un péptido; si el número de aminoácidos que forma la molécula es mayor de 10, se denomina polipéptido (Guillén, 2009).

3.- Polisacáridos: Están constituidos por un gran número de monosacáridos unidos mediante enlaces glucosídicos, formando largas cadenas. Los polisacáridos pueden ser homopolímeros, cuando la unidad repetitiva es un solo tipo de monosacárido, o heteropolímeros, cuando las unidades repetitivas están constituidas al menos por dos monómeros diferentes (Solomons, 1996).

Las propiedades únicas de los biopolímeros los hacen un material adecuado para aplicaciones médicas e industriales, por lo que han generado gran interés en el campo de la investigación académica e industrial (Hu & Catchmark, 2011). El interés y la tendencia al alza de la aplicación de los biopolímeros como materia prima se debe a su renovabilidad, biodegradabilidad y, a menudo, biocompatibilidad (Edebali, 2019).

Explotar el uso de los biopolímeros, que son abundantes y pueden obtenerse a partir de materias primas a menor coste, y ser usados como componente principal de los productos biopoliméricos puede ser una estrategia para mitigar los problemas relacionados con los costos. Para ello, los polisacáridos, biopolímeros formados por monosacáridos unidos por enlaces O-glicosídicos, son una opción obvia (Edebali, 2019). Tanto el recurso natural más abundante, la celulosa, como el segundo biopolímero más abundante, la quitina, son polisacáridos (Chen et. al. 2015). Además, los polisacáridos están ampliamente distribuidos en la naturaleza, ya que pueden proceder de plantas, animales y microorganismos. Aunado a ello,, la variación en las propiedades fisicoquímicas, como las propiedades mecánicas, la solubilidad, la viscosidad, su potencial gelificante y las propiedades superficiales e

interfaciales, proporcionan a los polisacáridos versatilidad en la preparación de materiales con diversas aplicaciones (Hu & Catchmark, 2011).

De hecho, se han desarrollado materiales a base de polisacáridos en diferentes formas, como fibras, películas, envolturas alimentarias, membranas, hidrogeles, aerogeles y esponjas, con aplicación en varias áreas comerciales importantes, como la alimentación, la industria farmacéutica, la biomedicina, la electrónica y la adsorción (Parandoush & Lin, 2017; Hu et. al. 2014). Así pues, los biopolímeros basados en polisacáridos son candidatos prometedores en la preparación de materiales que puedan satisfacer el cuidado al medio ambiente y la sostenibilidad económica.

2.4 Características químicas de los biopolímeros

A diferencia de las distribuciones estadísticas de los polímeros sintéticos, los biopolímeros suelen tener longitudes de cadena, secuencias de monómeros y estereoquímica bien definidas (Kaplan, 1998). Muchos de los polisacáridos y polipéptidos estructurales forman hélices simples, dobles o triples en agua mediante enlaces de hidrógeno o, en algunos casos, enlaces iónicos cruzados. Algunos de estos polímeros estructurales forman extensas redes jerárquicas que atrapan el agua en un gel (Schnepp, 2013). Estos geles pueden ser termorreversibles, y los polímeros vuelven a formar espirales aleatorias al calentarse (gelatina, agar) o depender del valor del pH (quitosano, alginato). Algunos polímeros tienen una solubilidad limitada en agua, pero se hinchan en agua caliente (ácido algínico y algunos almidones) (Fratzl, 2003). Como ocurre con muchos sistemas biológicos, la estructura depende de la función requerida, y las propiedades de un biopolímero concreto pueden variar considerablemente entre especies, dentro de diferentes partes de un organismo vivo o dependiendo de las condiciones de crecimiento (Schnepp, 2013).

2.4.1 Celulosa

La celulosa es el polímero natural más abundante en la biosfera, con una producción mundial de aproximadamente 1.5 toneladas al año, que es comparable a las reservas de las principales fuentes fósiles y minerales (Li et. al. 2021). Además del interés científico que despierta la celulosa, su uso como materia prima renovable y biodegradable en diversas aplicaciones es una propuesta al reciente reto industrial de afrontar con éxito los problemas medioambientales y de reciclado (Shaghaleh et. al. 2018). La modificación estructural de la celulosa mediante diversas rutas de modificación, que incluyen métodos tanto físicos como químicos, ha permitido su uso en diversas aplicaciones, por ejemplo, rellenos, materiales de construcción, papeles, textiles, películas ópticas, reguladores de la viscosidad e incluso materiales funcionales avanzados (Heinze & Liebert, 2012).

La celulosa está distribuida en plantas, animales, algas, hongos y minerales. Sin embargo, la principal fuente de celulosa es la fibra vegetal. La celulosa contribuye aproximadamente en un 40% a la fracción de carbono en las plantas, sirviendo como elemento estructurante dentro de la compleja arquitectura de sus paredes celulares (Rongpipi et. al. 2019).

2.4.1.1 Estructura química de la celulosa

Independientemente de la fuente, la celulosa está formada por anillos de D-glucopiranososa en la configuración 4C_1 en forma de silla, que presenta la conformación de menor energía (Collard & Blin, 2014). Estos anillos están unidos por enlaces β -1,4-glicosídicos que dan lugar a un giro alternativo de 180° del eje de la cadena de celulosa. La celobiosa, con una longitud de 1,3 nm, puede considerarse la unidad repetitiva de la celulosa (Cifuentes, 2019). Existen tres grupos hidroxilos reactivos en cada unidad de anhidroglucosa (AGU) dentro de la cadena de celulosa, un grupo primario en C6 y dos grupos secundarios en C2 y C3 que están posicionados en el plano del anillo (Figura 1).

Los cambios en la estructura molecular se originan a partir de reacciones que conducen a la hidrólisis u oxidación de la cadena de celulosa. Estas reacciones se

producen principalmente en la superficie de las fibrillas o en las regiones amorfas (Perez & Mazeau, 2005).

La celulosa posee varios enlaces de hidrógeno, que influyen significativamente en sus propiedades (Gañán et. al 2017). Por ejemplo, la solubilidad limitada en la mayoría de los disolventes, la reactividad de los grupos hidroxilo y la cristalinidad de las muestras de celulosa tienen su origen en fuertes enlaces de hidrógeno. La celulosa también contiene zonas hidrófobas (alrededor de los átomos de C) que tienen cierta influencia en las propiedades generales, incluida la solubilidad.

Junto con el enlace covalente β -glicosídico, los enlaces intramoleculares de hidrógeno son responsables de la rigidez del polímero de celulosa (Cifuentes, 2019). Como resultado, a partir de la celulosa se producen soluciones altamente viscosas en relación con las obtenidas a partir de polisacáridos equivalentes unidos por enlaces α -glicosídicos. Esto también conlleva una elevada tendencia a cristalizar o a formar estructuras fibrilares.

El conjunto de los enlaces de hidrógeno, los enlaces débiles C-H-O y las interacciones hidrofóbicas son responsables del ensamblaje de la celulosa en capas, tal y como se ha dilucidado mediante experimentos de difracción de neutrones y rayos X (Nishiyama et. al. 2002).

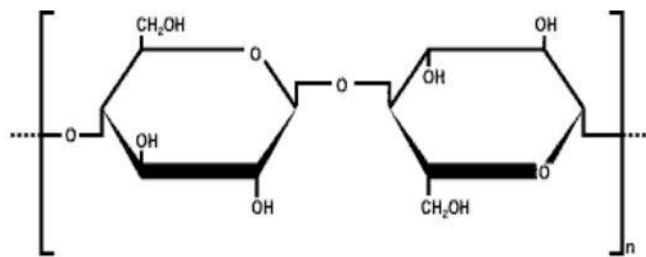


Figura 1. Estructura química de la celulosa. Se pueden observar los grupos hidroxilos libres que pueden jugar un papel importante en la formación de biopelículas comestibles. Tomado de Césare et. al. (2019).

2.4.2 Quitosano

El quitosano es un polímero lineal que sólo se encuentra de forma natural en algunos hongos (Giraldo, 2015) y está compuesto químicamente por monómeros de glucosamina y N-acetilglucosamina unidos mediante enlaces β -1-4 glicosídicos. La forma totalmente N acetilada de este polímero, denominada quitina, puede obtenerse del exoesqueleto de insectos y crustáceos, como gambas, langostas y cangrejos. La quitina puede convertirse químicamente en su forma parcialmente desacetilada denominada quitosano y es la principal fuente comercial de quitosano (Sahariah et. al. 2015).

2.4.2.1 Estructura química del quitosano

La quitina es el segundo biopolímero más abundante después de la celulosa (Sahariah et. al. 2015) y su estructura difiere de la celulosa en que un grupo hidroxilo ha sido sustituido por un grupo amino en la posición C-2. El quitosano contiene tres tipos de grupos funcionales nucleófilos: un grupo C-2 NH_2 , un grupo C-3 OH secundario y un grupo C-6 OH primario (Sahariah & Másson, 2017) (Figura 2).

El quitosano es insoluble en agua, pero soluble en soluciones ácidas diluidas acéticas, cítricas y tartáricas, pero no fosfóricas o sulfúricas a pH inferior a 6.5 (Zargar et. al 2015). En solución ácida acuosa diluida, los grupos amino libres de las unidades de glucosamina del quitosano sufren protonación y se convierten en la forma soluble ionizable R-NH_3^+ (Kritchenkov & Skorik, 2017). Lo que le confiere propiedades mucoadhesivas para la formación de películas (Ahmed & Aljaeid, 2016).

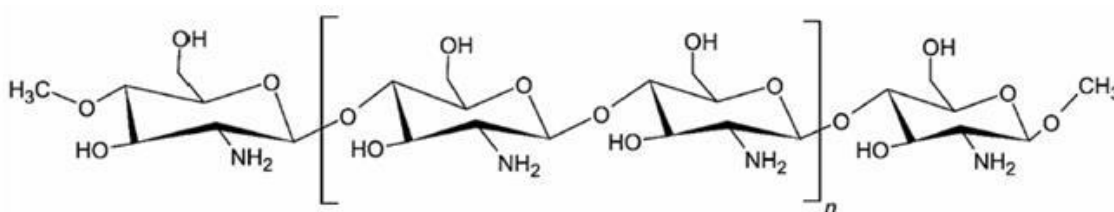


Figura 2. Estructura química del quitosano. Se pueden observar los grupos amino libres que pueden jugar un papel importante en la formación de biopelículas comestibles. Tomado de Romero & Pereira (2020).

2.4.3 Alginato de sodio

El ácido algínico en su forma salina es un polímero biodegradable y biocompatible, que forma geles con facilidad en presencia de iones calcio. Este polímero, por su gran versatilidad, ha sido utilizado como estabilizador, aglutinante, espesante, gelificante y formador de películas delgadas sobre superficies (Avendaño-Romero et. al. 2013). Se denomina alginato a algunas sales del ácido algínico, un polisacárido aniónico lineal que se encuentra mayoritariamente en las paredes celulares de algas pardas y como exopolisacárido de algunas bacterias (Nordgård & Draget, 2021).

En su estado natural, los alginatos se presentan como una mezcla de sales de los cationes que comúnmente se localizan en el agua de mar, principalmente Ca^{2+} , Mg^{2+} y Na^+ . Las proporciones en las que estos iones están unidos al alginato dependen de su composición, así como de la selectividad de enlace de los cationes alcalinotérreos por el alginato (Ayarza-León, 2014).

2.4.3.1 Estructura química del alginato de sodio

Los alginatos son una familia de polisacáridos lineales, conteniendo cantidades variables de ácido β -D-manurónico (M: 1,4- enlace ácido β -D-manopiranosilurónico 4C1) y de ácido α -L-gulurónico (G: 1,4-enlace ácido α -L-gulopiranosilurónico 1C4). Este polímero debe su carácter polianiónico a los grupos carboxilo que aparecen a lo largo de la cadena (Figura 3). La composición y extensión de las secuencias y el peso molecular determinan las propiedades físicas de los alginatos (Pasin et al. 2012).

Tanto la distribución de los monómeros en la cadena polimérica como la carga y volumen de los grupos carboxílicos confieren al gel formado características de flexibilidad o rigidez dependiendo del contenido de gulurónico. Si en la estructura polimérica hay mayor cantidad de bloques G, generalmente el gel es duro y frágil,

mientras que con la presencia de mayor proporción de bloques M, el gel formado se presenta suave y elástico (Pasin et al. 2012).

Las sales del ácido algínico están formadas por tres bloques, M, G y MG. Cuando dos cadenas de bloque G se alinean, se forman sitios de coordinación. Debido a la forma de bucles de estas cadenas, existen cavidades entre ellas que tienen el tamaño adecuado para acomodar al ion calcio y además están revestidas con grupos carboxílicos y otros átomos de oxígeno electronegativos. Después de la adición de iones de calcio, el alginato sufre cambios conformacionales, dando lugar al conocido modelo de gelificación del alginato conocido como “caja de huevo” (Fernando & Duque, 2014) (Figura 3).

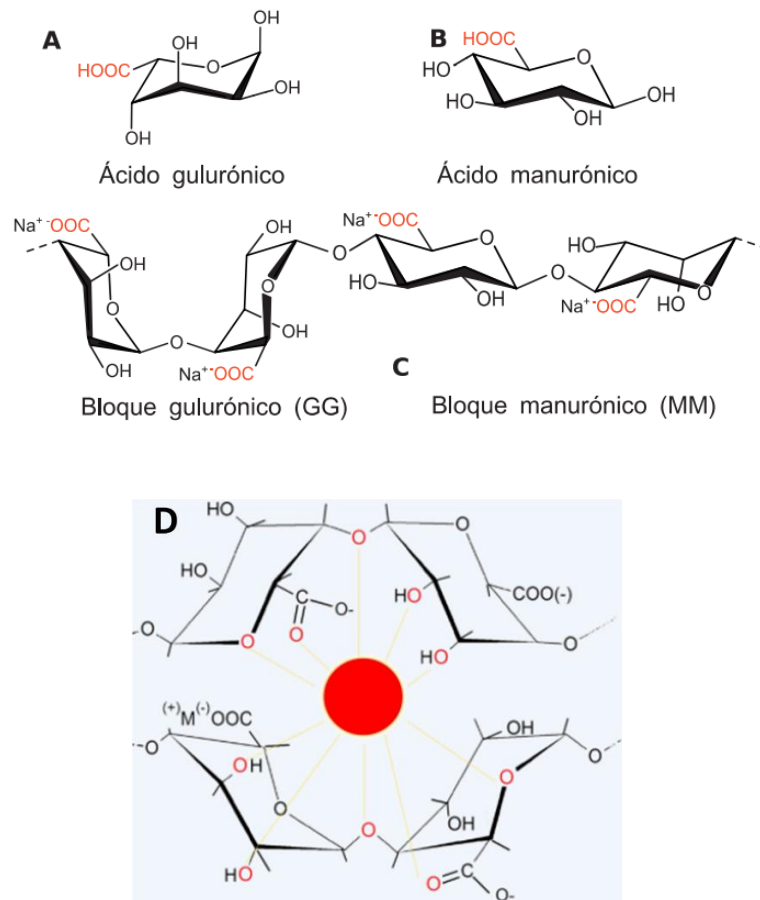


Figura 3. (A) ácido gulurónico. (B) Ácido manurónico. (C) Composición química del alginato con bloques de ácido gulurónico y manurónico. (D) modelo de “caja de huevo” de interacción entre unidades GG y un catión metálico. Obtenido de Fernández et. al. (2015) y Ore et. al. (2020).

2.5 Agentes plastificantes

Además de los componentes de origen polimérico, otro elemento significativo para la elaboración de biopelículas son los plastificantes. Estos componentes presentan moléculas pequeñas de bajo peso molecular y baja volatilidad que son empleados para mejorar la flexibilidad y la funcionalidad de la biopelícula; dentro de los agentes plastificantes más utilizados para la elaboración de biopelículas se encuentra el glicerol, polietilenglicol, sorbitol, aceites, ácidos grasos, ceras, etc., siendo el glicerol el plastificante más utilizado en las formulaciones a base de polisacáridos y proteínas (Jiménez & Tipantuña, 2018).

El uso de plastificantes para la elaboración de biopelículas es necesario, ya que aumentan la flexibilidad de los recubrimientos e incrementan el movimiento molecular en los polímeros, reduciendo así los enlaces de hidrógeno intermolecular de los polímeros y acrecentando el espacio entre ellos (Palma, 2016).

2.5.1 Glicerol

El glicerol ($C_3H_8O_3$), denominado también, 1,2,3-trihidroxiopropano o 1,2,3-propanotriol, es un polialcohol, un alcohol que posee tres grupos hidroxilos (-OH) y que es conocido comercialmente como glicerina. Se trata de un compuesto líquido a temperatura ambiente, viscoso, incoloro, inodoro y ligeramente dulce (Lafuente, 2017) (Figura 4). La presencia de los tres grupos hidroxilo le hace ser higroscópico, fácilmente soluble en agua y alcoholes, ligeramente soluble en disolventes orgánicos como éteres y dioxanos, e insoluble en hidrocarburos (Anitha et. al. 2016).

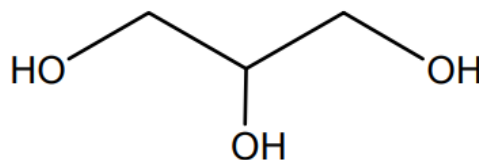


Figura 4. Fórmula estructural del glicerol. Sus grupos funcionales hidroxilo lo hacen fácilmente soluble en agua y alcoholes.

El glicerol es una molécula altamente flexible, capaz de formar enlaces de hidrógeno intra e intermoleculares. En estudios realizados, se ha considerado un muy buen plastificante debido a que reduce las fuerzas intermoleculares incrementando la movilidad de la cadena del biopolímero y por su habilidad de reducir la energía superficial en soluciones acuosas (Hu et. al. 2013).

2.6 Propiedades de las biopelículas

2.6.1 Propiedades fisicoquímicas de las biopelículas

2.6.1.1 Color

El espacio de color CIELAB, también referido como espacio $CIE L^*a^*b^*$, es actualmente uno de los espacios de color más comúnmente utilizado para evaluar el color de biopelículas comestibles (Talens, 2021). Este es un espacio de color usado por la correlación que hace de los valores numéricos de color con la percepción visual humana. Investigadores y fabricantes lo usan para evaluar los atributos de color, identificar inconsistencias, y establecer tolerancias de color en diversos empaques y productos donde la apariencia y color del producto es un aspecto de calidad a evaluar (Dussan-Sarria et. al. 2015).

La tolerancia de color puede ser definida como la máxima diferencia de color admitida de los productos de fabricación con relación a un estándar que el consumidor considera ideal. Usando las coordenadas $L^*a^*b^*$, se pueden correlacionar las diferencias de color numéricas a sus propias evaluaciones visuales. El espacio de color CIELAB, es un sistema cartesiano formado por 3 ejes, un eje vertical (L^*) y dos ejes horizontales (a^* y b^*) (Goñi & Salvadori, 2015). El eje vertical L^* , representa la medida de luminosidad de un color variando desde cero para negro hasta 100 para blanco. El eje horizontal a^* , representa una medida del contenido de rojo o de verde de un color. Si un color tiene rojo, a^* será positiva, mientras que, si un color tiene verde, a^* será negativa. El eje horizontal b^* , perpendicular al eje a^* , representa una medida del contenido de amarillo o de azul

de un color. Valores positivos de b^* indican contenido de amarillo, mientras valores negativos de b^* indican contenido de azul (Figura 5).

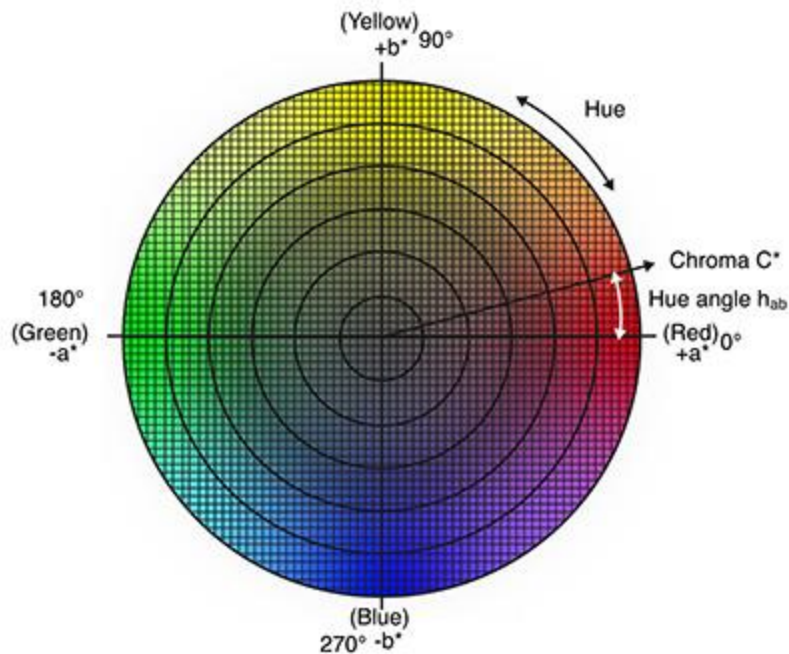


Figura 5. Espacio de color CIELab en 2D, sin el parámetro L. Konica Minolta Sensing Americas, Inc.

2.6.1.2 Espesor

El espesor es definido como la distancia perpendicular entre dos superficies, el biopolímero que compone la matriz es importante para la elaboración de biopelículas, ya que las variaciones de espesura implican problemas en el desempeño mecánico y las propiedades de barrera que pueden comprometer el desempeño del bioplástico (Paspuel, 2016).

2.6.1.3 Solubilidad

La solubilidad se define como la máxima cantidad de soluto que se puede disolver en una cantidad determinada de disolvente, a una temperatura específica. El estudio de la solubilidad de los polímeros en diferentes disolventes es importante a la hora

de especificar su resistencia a determinados ambientes, así como en aplicaciones en las que el polímero se encuentra en disolución (Chocano Peralta, 2019).

La solubilidad es diferente en cada mezcla ya que son las pequeñas moléculas de disolvente las que en una fase inicial penetran la muestra del material hinchándole y formando un gel, únicamente en el caso de polímeros no reticulados (termoplásticos), el proceso continúa hasta formar una verdadera disolución en la que se encuentran separadas las macromoléculas. Si el polímero es reticulado (entrecruzado covalentemente) el proceso se detiene en la fase de hinchamiento, la acción del disolvente no llega a separar las cadenas y en lugar de una disolución tenemos un gel (Mijangos, 2022).

2.6.1.4 Opacidad

La opacidad y transparencia son las propiedades ópticas más importantes en la apreciación del color y aspecto de un producto recubierto. Un material presenta transparencia cuando deja pasar fácilmente la luz y es opaco cuando no deja pasar apreciablemente la luz (Gutierrez-Pascual, 2020). La transparencia se cuantifica como transmitancia, es decir, el porcentaje de intensidad lumínica que atraviesa la muestra. Para esto se utiliza un colorímetro o un espectrofotómetro (Miramont, 2012).

2.6.1.5 Permeabilidad al vapor de agua

Es la propiedad que tienen las películas plásticas de permitir el paso de gases o vapores a través de su estructura molecular, la difusión de gases o vapores siempre ira del sitio de mayor concentración al de menor concentración (Huaracha, 2016).

Los mayores factores que influyen en la permeabilidad de gases y vapores son la naturaleza del polímero, temperatura y espesor del material (Arias, 2009). Para evaluar la permeabilidad se utiliza la evaluación de la velocidad de transmisión del vapor de agua, la cual se define como la constante de velocidad en la que el vapor

de agua penetra a través de una película de la muestra en condiciones específicas de temperatura y humedad relativa (Bajaña & Moreno, 2017).

2.6.2 Propiedades mecánicas de las biopelículas

Las propiedades mecánicas de las biopelículas dependen del tipo de material empleado en su elaboración y especialmente en la habilidad del polímero para formar diversos puentes moleculares entre cadenas poliméricas, los cuales impiden su separación. Es útil conocer las propiedades mecánicas, tales como la tensión máxima, la resistencia a la rotura, y la elasticidad, que pueden ser medidas por el estiramiento de una película a su punto de ruptura, por punción, o por medición de la deformación utilizando un texturómetro (Zlotnikov et. al. 2017).

2.6.2.1 Tensión máxima

La resistencia a la tensión es definida como la máxima tensión que puede soportar la película antes de desgarrarse. Esta propiedad es comúnmente expresada en Mpa o N/m^2 y se obtiene del cociente entre la máxima fuerza que es capaz de soportar la película y su sección transversal a tiempo cero (Alata & Cuadros, 2017).

2.6.2.2 Elasticidad

Se define a la elasticidad como la propiedad que hace que un objeto que ha sido deformado debido a una fuerza externa regrese a su forma original una vez que esta fuerza externa deja de actuar sobre el objeto (García et. al. 2018).

2.6.2.3 Resistencia a la rotura

El porcentaje de elongación es la relación entre el alargamiento de la muestra y su longitud inicial, esta es determinada por el estado de ruptura de la biopelícula (Sarantópoulos et. al. 2002). Esta propiedad tiene el propósito de medir la resistencia de la biopelícula a una fuerza estática o aplicada lentamente.

2.6.3 Propiedades estructurales de las biopelículas

2.6.3.1 Espectrometría de infrarrojo con transformada de Fourier

Esta técnica proporciona un espectro de transmisión de las bandas de los grupos funcionales de las sustancias inorgánicas y orgánicas, por lo cual es posible realizar una identificación de los materiales. Un espectrómetro de transformada de Fourier no describe directamente las líneas de un espectro. En lugar de ello, transporta las frecuencias espaciales que describen estas líneas a un interferograma (López & Alexandra, 2016).

La espectroscopía de infrarrojo es una de las técnicas espectroscópicas más versátiles y de mayor aplicación en la caracterización e identificación de materiales, análisis de productos farmacéuticos y de síntesis, análisis de contaminantes, ciencia forense, biomedicina, agricultura, alimentos, adhesivos y polímeros, entre otros (Orsini & Aparicio, 2021).

2.6.3.2 Evaluación con microscopía electrónica de barrido

El microscopio electrónico de barrido (SEM) es un instrumento que nos permite observar y caracterizar la superficie de materiales orgánicos e inorgánicos, proporcionando información morfológica del material a analizar; esto se logra utilizando un haz de electrones para formar una imagen ampliada de la superficie del objeto (Ocegueda, 2021).

Para su funcionamiento utiliza un haz electrónico que atraviesa una columna que llega a la muestra, un generador de barrido el cual es el responsable de producir el movimiento del haz de manera que barra la muestra entre los electrones incidentes, con los átomos que componen la muestra se generan señales, las cuales pueden ser captadas con detectores adecuados para muestra (Hernández et. al. 2019). En este tipo de microscopios las muestras no conductoras (orgánicas, biológicas, vidrios, polímeros, etc.) necesitan una cubierta conductora metálica, para evitar carga eléctrica y daño por radiación, y lograr su observación. En estos casos se

utiliza generalmente una cubierta de oro por ser buen conductor del calor y la electricidad (Kang et. al. 2013).

2.7 Aplicaciones de las biopelículas en la industria

Las biopelículas comestibles se han aplicado en diversos alimentos procesados como carne, cereales, confitería, frutos secos, frutas y verduras. Estas se utilizan para mejorar la calidad y la vida útil de los alimentos. Estas películas actúan como nuevos sistemas de envasado y controlan la liberación de compuestos activos tales como antioxidantes, saborizantes, y agentes antimicrobianos.

Actualmente, las películas elaboradas a base de colágeno se utilizan como envolturas de carne deshuesada. Además, las películas de colágeno elaboradas por el método de extrusión son tan eficaces como las bolsas de plástico comunes en el mantenimiento de la calidad de la carne durante su almacenamiento congelado. (Núñez Solis, 2014).

Por otro lado, las películas de otros tipos de proteínas como zeína de maíz, gluten de trigo, proteína de soja y albúmina de huevo, que tiene propiedades antioxidantes han demostrado ser prometedoras para la reducción de la tasa de oxidación de los lípidos en los productos cárnicos (Herald et al. 1996; Wu et al. 2000; Armitage et al. 2002).

Otra aplicación de las biopelículas se centra en la goma Shellac, que es un polímero natural obtenido del refinado de la secreción de *Kerria lacca*, un insecto parásito encontrado en árboles en el sudeste de Asia y ha sido utilizado en confitería y farmacéuticos de recubrimientos duros. Este recubrimiento sin olor y sin sabor aumenta la resistencia a la abrasión, que actúa como barrera contra la humedad y la grasa (Purificação, 2022).

Aunque existen grandes aplicaciones de las biopelículas en el sector alimentario, también se han desarrollado para otros campos. Un ejemplo de ello es el desarrollo de biopelículas de quitosano-almidón con nanopartículas de ZnO para la elaboración de empaques biomédicos (Rodríguez, 2021). El uso de recubrimientos

comestibles sobre una amplia gama de productos de corte en fresco y en una escala comercial es aún limitada por varios factores.

3.-Justificación

Los materiales plásticos se consideran actualmente importantes debido a sus propiedades y rendimiento frente a otros materiales como el metal y la madera (Alvarez-Chavez et. al. 2011). Dado que los plásticos se utilizan en una amplia gama de aplicaciones, han surgido problemas económicos y medioambientales debido a su excesivo uso en la sociedad actual. Uno de los principales problemas medioambientales es el problema de los vertederos (Philip et. al. 2013). El aumento de las cantidades de residuos plásticos ha surgido como una crisis en muchas zonas del mundo debido a la disminución de la capacidad de los vertederos de desechos, aumentando los costos y endureciendo las políticas internacionales relacionadas al manejo de desechos plásticos (Arikan, 2015). Otro problema medioambiental es la acumulación de plásticos en los océanos. Por ejemplo, en un estudio a largo plazo en el Atlántico Norte, una muestra de agua de mar contenía el equivalente a 580,000 piezas de plástico por kilómetro cuadrado (Law, 2010). Además, la incineración de plásticos genera emisiones tóxicas como dióxido de carbono y metano. En los últimos años, estos problemas económicos y sociales han desencadenado el desarrollo de materiales respetuosos con el medio ambiente, como los bioplásticos (Peelman et. al. 2013). Los bioplásticos son materiales novedosos del siglo XXI y serán de gran importancia para el mundo de los materiales (Mohanty et. al. 2002). Por ello estos materiales necesitan ser evaluados cuidadosamente para asegurar su sostenibilidad y la correcta gestión de residuos. Recientemente, las investigaciones en el campo de la elaboración de biopelículas se han enfocado en la generación de nuevos métodos de extracción de polímeros y en el estudio de sus estructuras y su relación con las propiedades que aportan a las biopelículas; por lo que un área de oportunidad es el enfoque en la composición química de las biopelículas, ayudando así a comprender a fondo las diversas interacciones moleculares y su efecto sobre las propiedades de las mismas, lo que determinaría de forma más acertada su campo de aplicación que podría ir desde productos alimentarios, cosméticos, médicos, etc. (Zamudio, 2014).

Con base en lo anterior, en el presente proyecto se propone la elaboración de películas utilizando tres polímeros distintos con una estructura básica similar y diferenciados por su grupo funcional, buscando determinar la influencia del grupo funcional de cada uno de los polímeros con las propiedades fisicoquímicas y mecánicas de las biopelículas.

4.-Hipótesis

Las películas elaboradas a base de quitosano, alginato de sodio y celulosa presentarán características fisicoquímicas y mecánicas influenciadas por el grupo funcional de cada biopolímero utilizado.

5.-Objetivos

General: Estudiar el efecto del grupo funcional de diversos biopolímeros en las propiedades fisicoquímicas y mecánicas de las biopelículas.

Particulares:

- Elaborar biopelículas a partir de celulosa, quitosano y alginato de sodio utilizando glicerol como compuesto plastificante.
- Determinar las propiedades de solubilidad con el uso de pruebas de solubilidad en agua destilada en las biopelículas.
- Determinar las propiedades de permeabilidad al vapor de agua mediante el uso del método E96-80 descrito por la norma ASTM en las biopelículas.
- Determinar las propiedades de opacidad mediante el uso de espectrofotometría en las biopelículas.
- Determinar las propiedades mecánicas (tensión máxima, elasticidad y resistencia a la rotura) con el uso de un texturómetro en las biopelículas.

6.-Materiales y métodos

6.1 Materiales

El Cloruro de potasio, nitrato de potasio y urea fueron obtenidos de Fermont Reactivos y Equipo S.A de C.V. El glicerol y el ácido acético (99%) fueron obtenidos de Botica Moderna Independencia S.A de C.V. El Quitosano de bajo peso molecular (desacetilación ≥ 75 %) fue obtenido de Sigma-Aldrich. El Alginato de sodio fue obtenido de J.T. BAKER. La Celulosa microcristalina grado alimenticio fue obtenida de JR Food. El Hidróxido de sodio fue obtenido de Química Suastes, S.A. de C.V. Para todas las pruebas se utilizó agua bidestilada.

6.2 Métodos

6.2.1 Elaboración de las biopelículas

Las biopelículas fueron elaboradas por el método de “casting” descrito por (Moya, 2023) con modificaciones para la correcta disolución del polímero empleado.

6.2.1.1 Películas de quitosano

Se preparó una solución de ácido acético al 1% (v/v) a la que se le agregó quitosano (1.5%), posteriormente se calentó a 60°C durante una hora con agitación magnética contante, después se dejó enfriar durante 30 minutos, a continuación, se añadió glicerol (1%) y se agitó a temperatura ambiente durante 15 min. Finalmente, se vaciaron 20 mL de la solución en cajas Petri y fueron llevadas al horno de secado a 45°C durante 24 horas.

6.2.1.2 Películas de Alginato de sodio

Para la correcta disolución del alginato de sodio se utilizó la metodología propuesta por (Lan et. al. 2018) donde se puso a calentar agua destilada en una parrilla durante 30 minutos a 65°C, después se retiró de la parrilla y se agregó el alginato de sodio

(1.5%), este fue agitado manualmente y a temperatura ambiente hasta su completa disolución. A continuación, fue llevado a un agitador magnético durante 15 minutos para asegurar la correcta disolución del polímero. Pasado este tiempo se agregó el glicerol (1%) y se agitó durante 15 minutos más. Finalmente se vaciaron 20 mL de la solución en cajas Petri y fueron llevadas al horno de secado a 45°C durante 24 horas.

6.2.1.3 Películas de Celulosa

Para asegurar la correcta disolución del polímero se siguió el método propuesto por (Haro, 2019), se preparó una solución de NaOH (24%) y una de urea (24%), las cuales fueron almacenadas a 0°C durante una hora. A continuación, se preparó la solución formadora de biopelícula en un baño de hielo, donde se agregó el 48.75% del volumen total de la solución formadora de biopelícula de NaOH junto con el equivalente a 1.5% del volumen total de celulosa y se agitó vigorosamente durante un minuto, una vez pasado este tiempo se agregó el 48.75% de urea y se agitó hasta obtener una mezcla totalmente homogénea. Después se retiró del baño de hielo y se dejó agitando durante 15 minutos más. Una vez transcurrido este tiempo, se agregó el glicerol (1%) y se agitó durante 15 minutos. Posteriormente se vaciaron 20 mL de la solución en cajas Petri y fueron llevadas al horno de secado a 45°C durante 24 horas.

6.2.2 Caracterización de las propiedades fisicoquímicas de las biopelículas

6.2.2.1 Color

Para la determinación de color se utilizó un fotocolorímetro (Konica Minolta). Las muestras fueron colocadas en una base de color blanca estándar; el fotocolorímetro previamente calibrado se colocó sobre la película y se realizaron tres disparos al azar en la película para registrar los valores de L, a* y b*, los cuales fueron ubicados en el espectro de color CIELab.

Asimismo, con los datos anteriores se obtuvieron los valores de saturación (chroma) y matiz (hue) utilizando las ecuaciones 1 y 2.

$$C = \sqrt{a^2 + b^2} \dots\dots\dots(1)$$

$$h = \arctan b/a \dots\dots\dots(2)$$

Donde:

C= Es la saturación del color a analizar

h= Es el matiz del color a analizar

a*= coordenadas rojo/verde (+a indica rojo, -a indica verde)

b* = coordenadas amarillo/azul (+b indica amarillo, -b indica azul)

Finalmente, el color de las películas se expresó como la diferencia de color (ΔE^*) y se calculó con la ecuación 3.

$$\Delta E = \sqrt{\Delta a^2 + \Delta b^2 + \Delta L^2} \dots\dots\dots(3)$$

Donde ΔL^* , Δa^* , Δb^* son los diferenciales entre el parámetro de color de las muestras y el parámetro de color de una superficie blanca estándar utilizada como fondo de la película.

6.2.2.2 Determinación del espesor

El espesor fue medido en mm con un micrómetro digital (Mitutoyo) de acuerdo con la metodología propuesta por (Sánchez et. al. 2019). Se realizaron 6 mediciones en

diferentes partes de cada muestra elegidas al azar y se reportó el promedio y la desviación estándar de las mediciones realizadas.

6.2.2.3 Determinación de solubilidad

Para determinar la solubilidad en agua se tomaron como referencia los métodos utilizados por Miranda, (2019) y Flores et. al. (2021) con algunas modificaciones.

Se cortó una biopelícula completa en rectángulos con dimensiones de 2 x 3 cm y se registró su peso. A continuación, se colocaron las películas en un vaso de precipitado que contenía 60 ml de agua destilada a una temperatura de 25°C durante 24 horas con agitación esporádica. Una vez pasadas las 24 h las piezas de las películas fueron filtradas y secadas en horno a 70°C y fueron pesadas hasta obtener un peso constante. El porcentaje de solubilidad se calculó con la ecuación 4.

$$\text{Solubilidad (\%)} = \frac{\text{Peso inicial seco} - \text{peso final seco}}{\text{Peso inicial seco}} \times 100 \dots\dots\dots (4)$$

6.2.2.4 Determinación de opacidad

Las mediciones de opacidad se realizaron de acuerdo con lo reportado por (Anchundia et. al 2018). Una muestra de cada película con dimensiones de 40 mm de alto y 10 mm de ancho se colocaron en la celda del espectrofotómetro (Thermo-Scientific) y se determinó la absorbancia a 600 nm. La opacidad se calculó de acuerdo con la ecuación 5.

$$\text{Opacidad} = \frac{\text{Absorbancia}}{x} \dots\dots\dots (5)$$

Donde x es el espesor de la película en mm. El resultado se expresa en mm⁻¹.

6.2.2.5 Determinación de la permeabilidad al vapor de agua

La permeabilidad al vapor de agua se determinó a 25 °C con soluciones saturadas de nitrato de potasio y cloruro de potasio, con gradientes de humedad relativa de 92 y 86% respectivamente. Este método es similar al método de la ASTM E-96-80 (Association of Standard Testing Methods, USA) reportado por (Muñoz, 2005) que se describe a continuación.

Una sección circular de la película se colocó en la parte superior de un vial y se fijó con una banda elástica. Dentro del vial se colocó una solución saturada de cloruro de potasio para generar una humedad relativa constante de 86%.

El vial se colocó en una celda con tapa hermética que contenía una solución saturada de sal de nitrato de potasio que generó una humedad relativa de 92%. Debido al gradiente de presión existente, el vapor de agua se difundió a través de la película, observándose una ganancia de peso en la sal de menor humedad relativa, durante el tiempo de la prueba. La variación en el peso de la celda de permeación fue registrada cada hora durante un periodo de 24 horas en una balanza analítica (VELAB). La velocidad de transmisión de vapor de agua (VTVA) se calculó mediante la ecuación 6.

$$VTVA = \frac{\Delta w}{\Delta t \times A} \quad g \cdot m^{-2} \cdot s^{-1} \dots\dots\dots(6)$$

Donde Δw es la ganancia en peso de la celda de permeación durante el tiempo Δt con un área constante definida en cada ensayo con cada polímero utilizado. Se obtuvo la pendiente de Δw vs Δt . El valor de VTVA se utilizó para determinar la permeabilidad P utilizándola ecuación 7.

$$P = \frac{VTVA}{\Delta p} \times L \quad g \cdot m^{-1} \cdot s^{-1} \cdot Pa^{-1} \dots\dots\dots(7)$$

Donde Δp es el gradiente de presión de vapor entre los lados de la película, este es un valor constante que equivale a 0.2945 kPa (Muñoz, 2005), mientras que L es el espesor de la película.

6.2.3 Caracterización de las propiedades mecánicas de las biopelículas

La tensión máxima, la elasticidad y la resistencia de las películas fueron medidas siguiendo la metodología descrita por Ibargüen & Pinzón, (2015) bajo el estándar D 882-09 (ASTM, 2009) en un texturómetro TA.XT plus. Las películas previamente acondicionadas a $25 \pm 2^\circ\text{C}$ por 48 h, fueron cortadas en tiras 25 mm x 50 mm y fueron sometidas a tensión con separación de 50 mm entre las mordazas.

6.2.4 Caracterización de las propiedades estructurales de las biopelículas

6.2.4.1 Evaluación del espectro de infrarrojo con transformada de Fourier

Las muestras de las películas fueron cortadas en pequeñas piezas (1 cm^2) y fueron llevadas a un espectrofotómetro Nicolet 6700 (Thermo Fisher Scientific) acoplado con el accesorio de diamante para reflexión total atenuada (ATR) Smart Orbit a temperatura y presión ambiente para investigar los grupos funcionales en las películas a evaluar. La sonda de medición tocó directamente la superficie de las películas. Se empleó una resolución espectral de 4 cm^{-1} y se adquirieron 16 barridos, cubriendo longitudes de onda desde 4000 cm^{-1} hasta 400 cm^{-1} .

6.2.4.2 Evaluación con microscopía electrónica de barrido

La microscopía electrónica de barrido se realizó con la finalidad de caracterizar de forma superficial las películas para obtener información sobre su morfología y composición química. Se cortaron muestras de 0.7 cm^2 de cada biopelícula obtenida, a continuación, y de acuerdo con la metodología descrita por Mendoza (2015) las películas fueron recubiertas con iones oro (Sigma Aldrich) por sputter en un equipo de recubrimiento JEOL JPC-1100 para asegurar la conductividad

eléctrica, a continuación, se colocaron en un microscopio de emisión de campo JSM-7600F. La escala utilizada fue de 10 y 100 μm .

7. Resultados y Discusión

7.1 Caracterización de las propiedades fisicoquímicas de las biopelículas

7.1.1 Evaluación del color de las biopelículas

La apariencia de una biopelícula se determina por la aceptación final del producto, por ello el color, brillo y translucidez son características muy importantes en las biopelículas (Villar, 2021). En el desarrollo de este proyecto se obtuvieron películas con distintas características ópticas. Visualmente, las películas presentaron características distintas: las películas de quitosano presentaron transparencia con tonalidades amarillas y textura rugosa; las películas de alginato de sodio se observaron completamente transparentes sin ninguna tonalidad perceptible a simple vista y con una textura lisa; finalmente, las películas de celulosa presentaron una tonalidad blanca con una textura irregular (Figura 6). Se han reportado apariencias similares de acuerdo con León (2020), Mencías, (2022) y Liu et. al. (2017). Los cambios en el color de las películas se pueden atribuir a la unión del biopolímero con su solvente y el plastificante, dando como resultado diversas tonalidades (Moradi et. al. 2012). Por ello fue necesario realizar un análisis cuantitativo para conocer a fondo las distintas características de color que cada una posee.

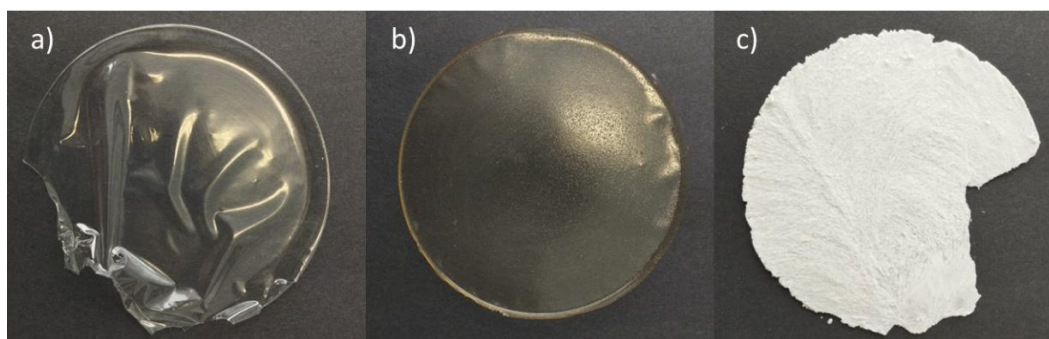


Figura 6. Biopelículas elaboradas con glicerol (1%) por el método de casting. a) Alginato de sodio (1.5%), b) Quitosano (1.5%), c) Celulosa (1.5%).

El color se midió en el espacio de color CIELab, donde el valor de la coordenada L* se refiere a la luminosidad y puede ir desde 0 (negro) a 100 (blanco). El valor de la coordenada a* va desde el rojo (+) al verde (-) y la coordenada rectangular b* varía del amarillo (+) al azul (-) (Talens, 2017) (Figura 7).

Las mediciones de color presentadas en la Tabla 1 muestran que todas las muestras tienen altos niveles de luminosidad (> 90) y que no existe una diferencia significativa entre los valores de quitosano y alginato de sodio ($p < 0.05$) mientras que para la celulosa se observan valores inferiores, esto puede deberse a la alta opacidad de la película, la cual reduce la cantidad de luz presente en la muestra al momento de realizar la medición.

Tabla 1. Propiedades de color de las distintas biopelículas elaboradas.

<i>Biopelícula</i>	L	a*	b*	C	h	ΔE	Opacidad
Quitosano	92.296 ± 0.398 a	-1.566 ± 0.167 b	4.26 ± 0.293 a	4.425 ± 0.316 a	-1.31 ± 0.228 b	2.63 ± 0.399 ab	1.081 ± 0.734 a
Alginato de sodio	93.326 ± 0.398 a	-0.100 ± 0.167 a	0.543 ± 0.293 b	0.506 ± 0.316 b	-1.20 ± 0.228 b	1.71 ± 0.399 b	1.196 ± 0.734 a
Celulosa	90.310 ± 0.398 b	-0.413 ± 0.167 a	0.733 ± 0.293 b	0.421 ± 0.316 b	-1.70 ± 0.228 a	3.31 ± 0.399 a	1.909 ± 0.734 b

Las letras en las columnas hacen referencia a diferencia significativa con un nivel del 95% de confianza. Los datos son expresados como la media ± desviación estándar, n=3

Con respecto a la coordenada cromática a*, se observa que no hay diferencias significativas entre las películas de alginato y celulosa ($p < 0.05$), mientras que las películas de quitosano tienen una tendencia alta hacia coloraciones ligeramente verdes. Por otro lado, la coordenada b* presentó tendencias hacia una tonalidad amarilla en todos los casos, especialmente en las películas de quitosano ($p < 0.05$). Estos valores en la escala CIELab corresponden con lo reportado por Wu et. al (2013) y Acebedo et. al. (2012). Esta comparación nos indica que existe repetibilidad al momento de elaborar películas de los distintos polímeros.

A continuación, se calcularon los valores de Cromo (C), el cual hace referencia a la intensidad del color, por otro lado, tenemos el valor de Hue (h), que nos va a indicar el matiz o tonalidad que se encuentra en la muestra a evaluar.

Los valores de C mostraron que las películas de quitosano tienen una intensidad de color mayor respecto a las de alginato y celulosa ($p < 0.05$), mientras que los valores de h indican que el matiz de las películas de celulosa es mayor, estas diferencias en el matiz y la intensidad pueden estar influenciados por las diversas interacciones entre el plastificante y el polímero, así como la concentración de este (de Oliveira et. al. 2021;Kartini et. al. 2020).

Para continuar la caracterización, se evaluó la diferencia de color total (ΔE) de las películas con respecto a una placa de calibración estándar. Se obtuvieron dos subconjuntos donde las películas de celulosa mostraron una mayor diferencia de color con respecto a las de alginato de sodio y quitosano, esto debido a que las películas de celulosa no tuvieron transparencia y presentaron un color sólido que se aleja de los parámetros de la placa de calibración. Es importante mencionar que las moléculas de celulosa tienen una fuerte tendencia a formar enlaces por puentes de hidrógeno intra e intermoleculares; por lo que la presencia de estos enlaces de hidrógeno permite la formación de una estructura fibrilar terciaria de alta cristalinidad (Lee et. al., 2016). Debido a la concentración utilizada en este trabajo, es posible que exista un exceso de fibras de celulosa cristalizadas que al ordenarse en la película impiden el paso de la luz, generando así una película sin transparencia (Cifriadi et. al., 2017).

Finalmente, se evaluaron los parámetros de opacidad, la cual es una propiedad crítica cuando la película se emplea sobre la superficie de un alimento. Este es un indicador de cuánta luz puede pasar a través del material. Se observan diferencias significativas ($p < 0.05$) en los valores obtenidos en las películas de celulosa, teniendo valores de opacidad altos, como se mencionó anteriormente, la celulosa tiende a formar estructuras fibrosas de alta densidad, por lo que es de esperar obtener películas con altos valores de opacidad. La presencia de tres grupos OH en cada una de sus unidades estructurales le permite reaccionar bien sea como un

alcohol, un éster o un éter. Según lo reportado por Haro, (2019) el uso de alcoholes como etanol o isopropanol como aglutinante, permiten un secado lento de la película, dando como resultado una película con opacidad baja. Tomando en cuenta todos estos factores, podemos suponer que la opacidad y la falta de transparencia en las películas de celulosa están relacionados a la concentración de fibras cristalinas y a la combinación de sustancias con índices de refracción distintos como la urea y el hidróxido de sodio utilizados para disolver la celulosa, así como a posibles cambios en la estructura interna durante el secado de la película. (García-Figueroa et. al., 2019).

A continuación, se analizó la opacidad de las películas de quitosano, las cuales presentaron un valor de opacidad parecido al del quitosano. Según Jiang et al. (2016), cuando se le agrega glicerol a la película de quitosano la opacidad disminuye debido a la desorganización de las moléculas al crearse una molécula amorfa. Sin embargo, los resultados observados pueden ser explicados si se considera la alta concentración de quitosano utilizado (1.5%), que puede generar pequeños grumos sin disolver en la mezcla y por lo tanto, una mayor opacidad en la película.

Finalmente, se evaluó la opacidad de las películas de alginato de sodio, las cuales presentaron los menores valores de opacidad. Esto puede ser explicado debido a la alta solubilidad que tiene el alginato de sodio en agua, generando un gel transparente. La presencia de dos átomos de oxígeno en el grupo carboxilo del alginato de sodio, aumenta su carácter hidrofílico (Rhim, 2004); por lo tanto, al ser disuelto en agua, sus enlaces se rompen fácilmente y se disuelve por completo, lo mismo sucede al disolver el glicerol en la mezcla, generando así una mezcla sin grumos que tendrá bajos valores de opacidad.

7.1.2 Determinación del espesor y solubilidad

La solubilidad en agua de los envases alimentarios se refiere a la capacidad de los materiales de los envases alimentarios para disolverse en agua. Este parámetro es importante porque puede afectar la calidad y seguridad de los alimentos envasados (Vilaró et al. 2012). Cuando los materiales de los envases se disuelven en el agua, pueden liberar sustancias no deseadas que pueden contaminar los alimentos y afectar su sabor, olor y textura, provocando riesgos para la salud. Se ha observado que esta característica está relacionada con el espesor del envase, generalmente haciéndolo menos soluble a medida que aumenta su espesor (Álvarez et al. 2023). A continuación, se muestra el análisis del espesor y solubilidad de las películas elaboradas.

Tabla 2. Resultados de espesor y solubilidad para las biopelículas analizadas.

<i>Biopelícula</i>	<i>Espesor (mm)</i>	<i>Solubilidad (%)</i>
<i>Quitosano</i>	0.0844 ± 0.0173 b	90.7666 ± 1.62 b
<i>Alginato de sodio</i>	0.1122 ± 0.0173 b	100 ± 1.62 a
<i>Celulosa</i>	0.9621 ± 0.0173 a	54.6140 ± 1.62 c

Las letras en las columnas hacen referencia a diferencia significativa con un nivel del 95% de confianza. Los datos son expresados como la media ± desviación estándar, n=3

La Tabla 2 nos muestra como las películas de quitosano y alginato de sodio no muestran diferencias significativas entre ellas ($p < 0.05$), y, por otro lado, las películas de celulosa muestran un valor más alto. De acuerdo con Mencías, (2022) la diferencia en el grosor de las películas de celulosa se debe a la formación de una superficie porosa, con la desventaja de resultar en películas quebradizas, lo que resulta en una película más gruesa pero frágil. Los valores de espesor de quitosano y alginato de sodio coinciden con lo reportado por Escárcega-Galaz et al (2018) y Benavides et al (2012), ya que a pesar de que estas películas fueron elaboradas con aditivos como aceite de orégano o una mezcla de glicerol con miel, su grosor no fue modificado y mantenía características fisicoquímicas similares.

La solubilidad de las biopelículas es un indicador de la resistencia que esta tiene como recubrimiento cuando se expone a un medio húmedo (Serrano et al., 2022),

por lo tanto, una mayor solubilidad de las películas es un indicador de una menor resistencia al agua y provocando su fácil disolución, perdiendo su efecto protector sobre la superficie del producto, en este sentido, la Tabla 2 nos muestra que cada biopelícula tuvo diferentes porcentajes de solubilidad ($p < 0.05$), siendo las películas de alginato las que se disolvieron completamente durante la prueba. Recordemos que el alginato de sodio está compuesto por dos ácidos (D-manurónico y L-gulurónico), y por tanto está presente el grupo funcional carboxilo que confiere carácter polar a los ácidos y permite la formación de puentes de hidrógeno entre la molécula de ácido carboxílico y la molécula de agua (Arteaga, 2017). La presencia de dos átomos de oxígeno en el grupo carboxilo hace posible que dos moléculas de ácido se unan entre sí por puente de hidrógeno doble y aumenten su carácter hidrofílico (Rhim, 2004); por lo tanto, al interactuar con agua, sus enlaces se van a romper y la estructura se va a disolver por completo, tal como pasó en las muestras elaboradas en el laboratorio. La solubilidad de las películas influye de forma importante en el tipo de aplicación de estas, por lo que, de acuerdo con los resultados obtenidos, las películas elaboradas a base de alginato de sodio no serían adecuadas para su aplicación en productos acuosos, pero sí para productos secos o de baja humedad (Rozo et al., 2016; Mohamed et al., 2020).

Por otro lado, se observaron porcentajes altos de solubilidad en las películas de quitosano, en un principio se plantearía la idea de que al ser una sustancia insoluble en agua tendría un porcentaje de solubilidad muy bajo. Pero si analizamos a detalle su estructura química podemos darnos cuenta de que tiene grupos funcionales amino, que son particulares del quitosano, estos al ser disueltos en soluciones ácidas se protonan, generando así su disolución en el medio (Giraldo, 2015). Por lo que es posible que al solubilizarse el quitosano y, posteriormente interactuar con solventes polares como lo son el glicerol y el agua, se obtenga una alta solubilidad. La solubilidad del quitosano sucede por la protonación de su grupo funcional amino en el carbono dos de las unidades repetidas de D-glucosamina (Sahariah & Másson, 2017). En este proceso, cabe suponer que, al someter una muestra de quitosano a solubilización en un medio ácido, los grupos amino que inicialmente se ionicen sean los de las macromoléculas ubicadas en la superficie. Esta ionización dará lugar a

repulsiones electrostáticas que en un comienzo resultarán en una mayor separación de las cadenas, y posteriormente en la solvatación de estas (Pedraza, 2018). Se espera entonces que, en medios levemente ácidos, si bien, algunas cadenas pueden encontrarse solvatadas, la gran mayoría estén todavía conformando una estructura insoluble empaquetada cuyos grupos amino ionizados sean en alta proporción los ubicados en su superficie. Esto se da por la unión desordenada de iones de hidrógeno entre las cadenas de polímero adyacentes, lo que da como resultado una disposición de empaquetamiento suelta que facilita la penetración e hidratación del agua, esta característica no es dependiente del peso molecular, sin embargo, si está relacionado con el grado de desacetilación del quitosano (Matos, 2020). Según lo reportado por Mencías, (2022), la elaboración de películas con una mezcla de celulosa-quitosano y celulosa-alginato disminuye considerablemente su solubilidad, siendo la celulosa la responsable de la disminución de esta característica ya que esta adición, junto con el plastificante disminuye la movilidad molecular y resistencia a la rotura, impidiendo así su desintegración en agua.

Finalmente, las películas de celulosa mostraron los valores de solubilidad más bajos. La baja solubilidad en agua de las películas se atribuye principalmente a que los grupos hidroxilo de la celulosa pueden formar fuertes interacciones mediante enlaces de hidrógeno entre sí y mejorar así la cohesividad de la matriz del biopolímero a la sensibilidad al agua (Abdollahi et. al. 2013). Por lo que las moléculas de agua no podrán romper estos fuertes enlaces, obteniendo así bajos valores de solubilidad en agua.

7.1.3 Determinación de la permeabilidad al vapor de agua

La permeabilidad al vapor en el envasado de alimentos se refiere a la capacidad de un material para permitir que el vapor de agua pase a través de su estructura, lo que puede afectar a la calidad y durabilidad del producto envasado (Han, 2014). Los envases con alta permeabilidad al vapor suelen dejar pasar más humedad dentro y fuera del producto, lo que se traduce en pérdida de peso, cambios en la textura y el aspecto. La tasa de transmisión de vapor de agua se mide como tasa de transmisión de vapor de agua (VTVA). A continuación, se muestran los valores de permeabilidad y transmisión de vapor de agua obtenidos, así como un análisis comparativo para comprender mejor el comportamiento de cada película obtenida.

Tabla 3. Velocidad de trasmisión de vapor de agua (VTVA) y permeabilidad (P) de las biopelículas obtenidas.

Biopelícula	VTVA ($g \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$)	P ($g \cdot m^{-1} \cdot s^{-1} \cdot Pa^{-1}$)
Quitosano	0.0074 ± 0.00149 a	0.0028 ± 0.00145 a
Alginato de sodio	0.0088 ± 0.00149 a	0.0028 ± 0.00145 a
Celulosa	0.0019 ± 0.00149 b	0.0062 ± 0.00145 a

Las letras en las columnas hacen referencia a diferencia significativa con un nivel del 95% de confianza. Los datos son expresados como la media ± desviación estándar, n=3

La Tabla 3 muestra los resultados de permeabilidad al vapor de agua, donde podemos darnos cuenta de que no existen diferencias estadísticamente significativas entre las películas obtenidas con los biopolímeros analizados ($p < 0.05$). Por otro lado, la velocidad de transmisión de vapor de agua (VTVA), se refiere a la cantidad de agua que atraviesa una superficie determinada de un material en un tiempo determinado (Joaqui & Villada, 2013) y está íntimamente relacionada al valor final de permeabilidad. Éstas son propiedades importantes para los materiales destinados al sector de empaques ya que pueden estar directamente relacionadas

con la vida útil y estabilidad del producto envasado. Se observó una diferencia significativa entre las películas elaboradas con quitosano y las elaboradas con alginato de sodio con respecto a las de celulosa ($p < 0.05$) teniendo esta última una VTVA menor. Varios autores han reportado que los valores de VTVA y permeabilidad están influenciados en gran medida por el plastificante utilizado (Salazar et. al. 2019; Montalvo et. al. 2012). Es interesante conocer las interacciones químicas que se llevan a cabo entre el plastificante y el polímero, específicamente en sus grupos funcionales. De acuerdo con Huaracha, (2016), las biopelículas de quitosano no actúan como barreras simples, esto podría atribuirse a asociaciones entre las moléculas de agua y sus grupos funcionales amino. Las asociaciones entre el agua y la película provocan hinchamiento y cambios de estructura que facilitan la difusión del vapor de agua. Esto podría estar explicado por la facilidad del grupo amino del quitosano para formar puentes de hidrógeno, ya que estas interacciones disminuyen la disponibilidad de grupos hidrofílicos reduciendo las interacciones entre las moléculas de agua y por consiguiente la permeabilidad. Así mismo, se ha reportado que al usar la misma concentración de quitosano; la permeabilidad se ve incrementada con el aumento de la concentración de plastificante, en este caso glicerol, ya que este es un poliol con varios grupos funcionales hidroxilo, lo que implica un mayor grado de reacción con la cadena polimérica debido a su habilidad de reducir enlaces de hidrógeno internos, reduciendo las fuerzas intermoleculares e incrementando la movilidad de las cadenas de quitosano, influyendo así en la modificación estructural de la red del polímero, facilitando el libre paso de agua, generando con ello el fenómeno de adsorción.

Respecto a la permeabilidad de las películas de alginato de sodio, varios autores han indicado que películas a base de hidrocoloides, como el alginato de sodio, poseen aplicaciones limitadas, relacionando este hecho con su naturaleza hidrófila (Muppalla et al., 2014). Recordemos que el alginato de sodio tiene ácidos carboxílicos como principales grupos funcionales, los cuales son muy solubles en agua y aún más solubles en alcoholes, como el glicerol, por lo que al interaccionar como plastificante, formará puentes de hidrógeno con el alginato y aumentará ligeramente su permeabilidad, esto también está influenciado por la cantidad de

plastificante empleado (Janik et al., 2023) ya que, al formar estos enlaces, la estructura se hará más compacta y evitará el paso del vapor de agua.

De igual manera que con las películas anteriores, la permeabilidad al vapor de agua de las películas de celulosa, se cree que está influenciada por la formación de puentes de hidrógeno entre el plastificante y el grupo funcional, en este caso hidroxilo (Paunonen, 2013). En este caso, las moléculas de glicerol tienden a incrementar el espaciado entre las cadenas poliméricas ubicadas en cada capa en vez de separar las capas entre sí, porque debido a su radio hidrodinámico no podrían ubicarse en el espacio existente entre las mismas (Debandi et al., 2014). Así, se reduce la densidad de empaquetamiento polimérico que afecta el comportamiento de barrera al vapor de agua. El incremento de la permeabilidad con el contenido de plastificante puede estar relacionado a la hidrofiliidad de la molécula de plastificante.

Así podemos notar que, a pesar de que no se encontraron diferencias estadísticamente significativas, el grupo funcional tiene un papel muy parecido en cada uno de los polímeros evaluados para sus propiedades de permeabilidad, estando principalmente influenciados por la cantidad de polímero añadido, así como la cantidad de plastificante presente.

7.2 Caracterización de las propiedades mecánicas de las biopelículas

Las propiedades mecánicas reflejan la capacidad de las películas de empaque para mantener la integridad del producto empacado y la resistencia del material. La Tabla 4 muestra las distintas propiedades mecánicas que posee cada biopelícula.

Tabla 4. Propiedades mecánicas de las biopelículas elaboradas.

Biopelícula	Resistencia a la rotura (N)	Elasticidad (%)	Tensión máxima (kPa)
Quitosano	5.2636 ± 0.371 a	31.1973 ± 0.0295 b	4.2 ± 0.0003 a
Alginato de sodio	2.2676 ± 0.371 b	66.6774 ± 0.0295 a	1.8 ± 0.0003 b
Celulosa	N/D	N/D	N/D

Las letras en las columnas hacen referencia a diferencia significativa con un nivel del 95% de confianza. Los datos son expresados como la media ± desviación estándar, n=3

N/D= No Determinado

Los valores de resistencia a la rotura, elasticidad y tensión máxima presentaron diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) entre cada biopelícula obtenida. Cabe destacar que las películas a base de celulosa no pudieron ser sometidas a los ensayos debido a su fragilidad, al ser colocadas en las mordazas para las pruebas estas de inmediato se fragmentaban imposibilitando el estudio de sus propiedades mecánicas, esto se debe a que la celulosa tiende a formar estructuras fibrilares ordenadas, mostrando un arreglo similar al de un cristal. En estas zonas cristalinas, los grupos hidroxilo de las moléculas de celulosa se aproximan muy íntimamente entre ellas, generando así cadenas débiles y frágiles (Medronho & Lindman, 2015). Se ha comprobado que la adición de cantidades mayores de plastificante puede ayudar a generar una película más flexible y uniforme (Haro, 2019). Por lo tanto, en esta sección se hará la comparación únicamente de las películas de quitosano y alginato de sodio.

Primero se evaluaron las características mecánicas de las películas de quitosano, donde, en comparación a las películas de alginato de sodio, se puede apreciar un

valor considerablemente alto en la resistencia a la rotura, estas se rompieron al aplicar aproximadamente 05 N de fuerza, esta característica está relacionada a los valores de tensión máxima reportados, que es la fuerza máxima soportada por la película antes de romperse. Esto puede ser explicado gracias a la influencia del plastificante, ya que la adición de glicerol aumenta la movilidad de las cadenas del quitosano, provocando más rigidez en estas cadenas al ser sometidas a fuerzas externas, por lo tanto, aumenta su resistencia a la rotura y tensión máxima, pero al mismo tiempo esta rigidez provoca que las cadenas no se puedan elongar demasiado, explicando así los bajos valores de elasticidad que estas películas presentan (Adila et al., 2013; Kerch, 2015).

A continuación, se evaluaron las propiedades mecánicas de las películas de alginato de sodio, donde se puede notar que los valores de resistencia a la rotura y tensión máxima son bajos, ya que están relacionados a la fuerza que se le aplica a la película hasta su desgarro. Nuevamente se le atribuyen estas características a la influencia que ejerce la adición del glicerol como plastificante, ya que al ser un plastificante hidrofílico, disminuye las fuerzas intermoleculares a lo largo de la cadena polimérica, disminuyendo así la fuerza de los enlaces de hidrógeno generados entre el grupo carboxilo del alginato de sodio y los grupos hidroxilo del glicerol, aumentando entonces el volumen libre y la movilidad de las cadenas, haciendo a la película más frágil pero más elongable, ya que las cadenas pueden estirarse libremente antes de su rotura (Aloui, 2011). Esto también explicaría los altos valores de elasticidad que las películas presentan.

7.3 Caracterización de las propiedades estructurales de las biopelículas

7.3.1 Evaluación del espectro de infrarrojo con transformada de Fourier

Esta técnica permitió caracterizar la estructura química de las biopelículas mediante la identificación de los grupos funcionales presentes, a través del estudio de la absorción de energía radiante originada por la interacción entre la radiación electromagnética y las muestras analizadas.

La Figura 8 muestra los resultados de FTIR para las películas elaboradas con quitosano (1.5%). Se obtuvieron valores muy similares a lo reportado por Del Ángel (2019), quien realizó y caracterizó biopelículas de quitosano y alginato de sodio puros. Se observa una banda ancha en 3265 cm^{-1} que se atribuye a grupos O-H y N-H presentes en la composición química del quitosano, mientras que la señal emitida en 2924 cm^{-1} es interpretada como un estiramiento C-H de grupos CH_2 y CH_3 . La señal en 1628 cm^{-1} se atribuye a una vibración de un grupo C = O; mientras que en 1560 cm^{-1} encontramos una señal atribuida a un estiramiento N-H. Las señales emitidas en 1415 y 1029 cm^{-1} son atribuidas a estiramientos C-N y C-O respectivamente. Finalmente, las señales emitidas después de 848 cm^{-1} se deben a estiramientos C-C de la cadena polimérica. La banda en 3265 cm^{-1} ha sido de especial interés en diversos estudios previos, ya que al incrementar la concentración de plastificante de la película, se observa un incremento de intensidad de la misma (Portillo et al., 2020), esto se atribuye a la interacción de los grupos hidroxilo presentes en la glicerina con los grupos funcionales del quitosano que como se había mencionado anteriormente, forman puentes de hidrógeno sin modificar la estructura del polímero.

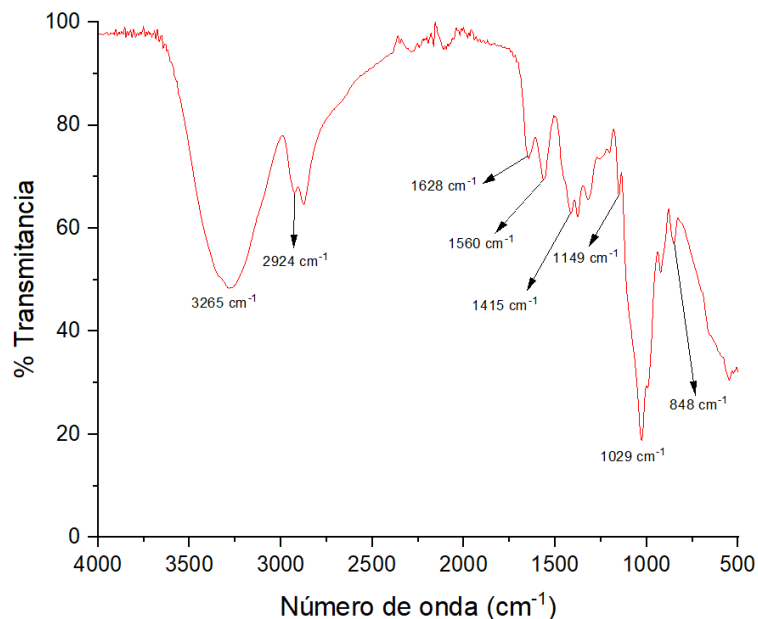


Figura 8. Espectro IR película de quitosano (1.5%) con glicerol (1%)

En la Figura 9 se muestra el espectro para las películas de alginato de sodio (1.5%). De acuerdo con Derkach et. al. (2019), la señal producida en 3259 cm^{-1} se debe a la vibración de grupos OH. El pico presente en 2939 cm^{-1} es atribuido a la absorción C-H. Mientras que las señales en 1600 y 1407 cm^{-1} se deben a estiramientos del grupo carboxilo; el pequeño pico presente en 1311 cm^{-1} se debe a una flexión del grupo OH. De acuerdo con lo reportado por Del Ángel (2019), al momento de realizar películas de alginato puro, las señales en 1095 y 1025 cm^{-1} representan los grupos Manurónico y Galurónico en la cadena del polisacárido. Las señales en 946 y 813 cm^{-1} se deben a estiramientos C-O y C-C de la estructura del alginato y son características de este. Llama especialmente la atención la banda en 3259 cm^{-1} , ya que otros autores han reportado que la presencia de una banda ancha se atribuye a la probable formación de enlaces de hidrógeno entre el polímero y su plastificante (Gómez et. al. 2018). Como se mencionó anteriormente, los grupos carboxilo presentes en la estructura molecular del alginato de sodio permite la formación de puentes de hidrógeno, en este caso entre el polímero y el glicerol, permitiendo así

el entrecruzamiento de estas sustancias sin modificar la estructura del alginato de sodio.

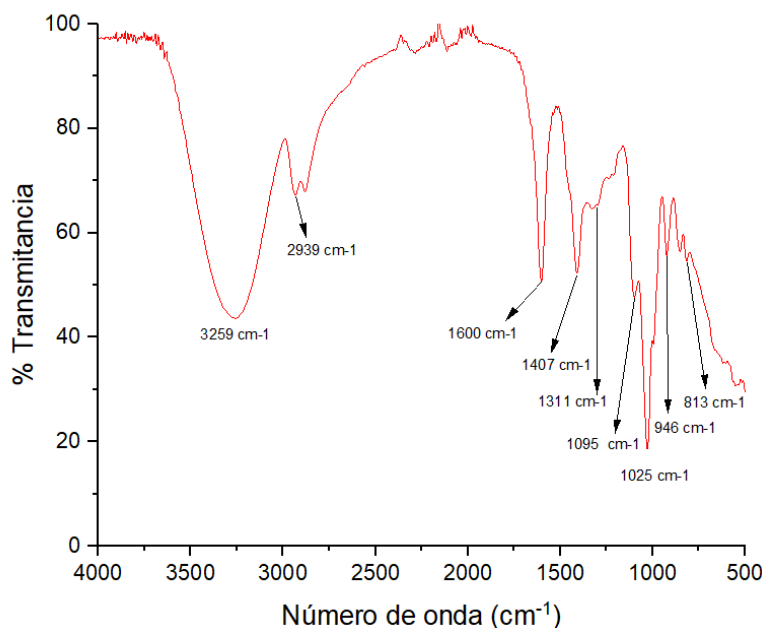


Figura 9. Espectro IR película de alginato de sodio (1.5%) con glicerol (1%)

Finalmente, al evaluar los resultados para las películas de celulosa, se notó que tenían una composición distinta a la de su polímero base utilizado, como sucedió en las discusiones anteriores. En el caso de las películas de celulosa, al ser comparadas con los espectros del polímero puro previamente reportado, se observó que los picos son muy distintos, esto se puede explicar debido a que al momento de solubilizar la celulosa se utilizó una mezcla de NaOH al 14% con urea al 24%. En la Figura 10 observamos un estiramiento C=O en 1673 cm^{-1} , de igual manera se encontraron estiramientos y deformaciones N-H en 3424 cm^{-1} y 1589 cm^{-1} respectivamente, finalmente se observó un estiramiento C-N a 1454 cm^{-1} . Todos estos picos han sido previamente reportados como picos representativos de la urea (Manivannan & Rajendran, 2011). Esto nos hace plantearnos la idea de que al utilizar altas concentraciones de urea, este compuesto pasa a formar parte

importante de la composición estructural de la biopelícula al formar puentes de hidrógeno con los grupos OH disponibles de la celulosa.

Al analizar y contrastar estos resultados con lo obtenido en las pruebas mecánicas, podemos plantear la idea de que la urea podría estar implicada en las características evaluadas hasta ahora. Sun & Zue (2015) han planteado un modelo que intenta predecir como la urea se cristaliza al pasar de un medio acuoso a la solidificación. Lo que podría estar pasando en este caso en particular es que la celulosa genere puentes de hidrógeno a partir de sus grupos funcionales OH con los grupos funcionales NH₂ de la urea y de esta manera formar la película. Puede ser posible que al evaporarse los solventes se generen microcristales de urea que interaccionen con la celulosa y de esta forma contribuye a las propiedades de alta dureza y fragilidad de las películas elaboradas con celulosa.

Por otro lado, al seguir analizando el espectro IR, podemos observar algunos picos característicos de la celulosa, específicamente en 3328 cm⁻¹ que se atribuye a la vibración de enlaces OH de la celulosa, también en 848 cm⁻¹ es una banda característica del enlace β-glicosídico entre las unidades de glucosa, esta es una de las más características al momento de identificar a la celulosa (Abderrahim et. al. 2015).

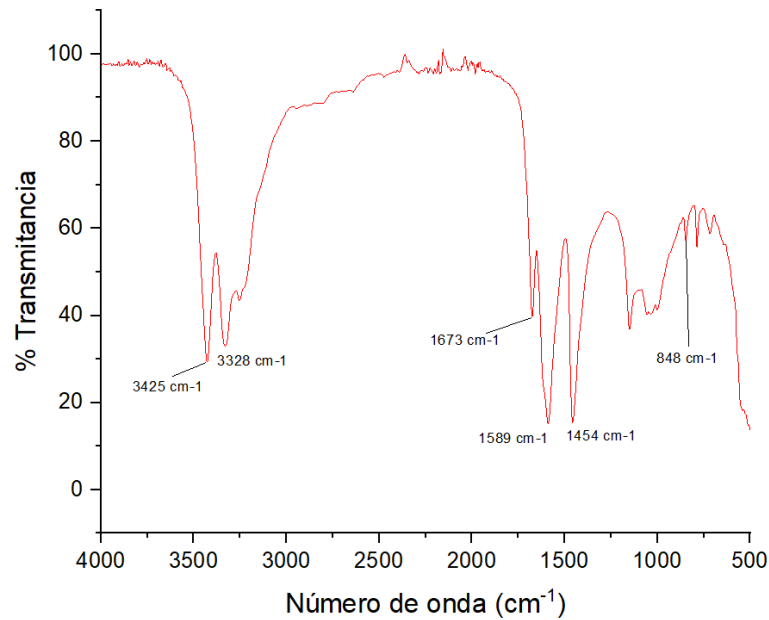


Figura 10. Espectro IR película de celulosa (1.5%) con glicerol (1%)

7.3.2 Evaluación con microscopía electrónica de barrido (SEM)

La microscopía electrónica de barrido (SEM) utiliza electrones para poder formar una imagen. Su gran profundidad de área permite que se enfoque al mismo tiempo una gran parte de la muestra a analizar. También muestra imágenes de alta resolución de la muestra para que puedan ser examinadas a una alta magnificación.

La Figura 11 muestra los resultados para las biopelículas elaboradas con quitosano a distintas magnificaciones (x100, x1,000, x2,500). En todas las imágenes se observa una superficie mayormente homogénea con muy pocos grumos de quitosano, lo cual nos indica que el polímero se disolvió correctamente en su disolvente. Además, es importante remarcar que la superficie lisa y sin porosidades es un indicador de que el plastificante y el polímero fueron disueltos correctamente, como se discutió anteriormente, gracias a la interacción de los grupos amino del quitosano con los grupos hidroxilo del glicerol, confiriéndole así propiedades

mecánicas características del polímero. Estos resultados concuerdan con lo reportado por otros autores (Arias, 2009; Falamarzpour et al 2017).

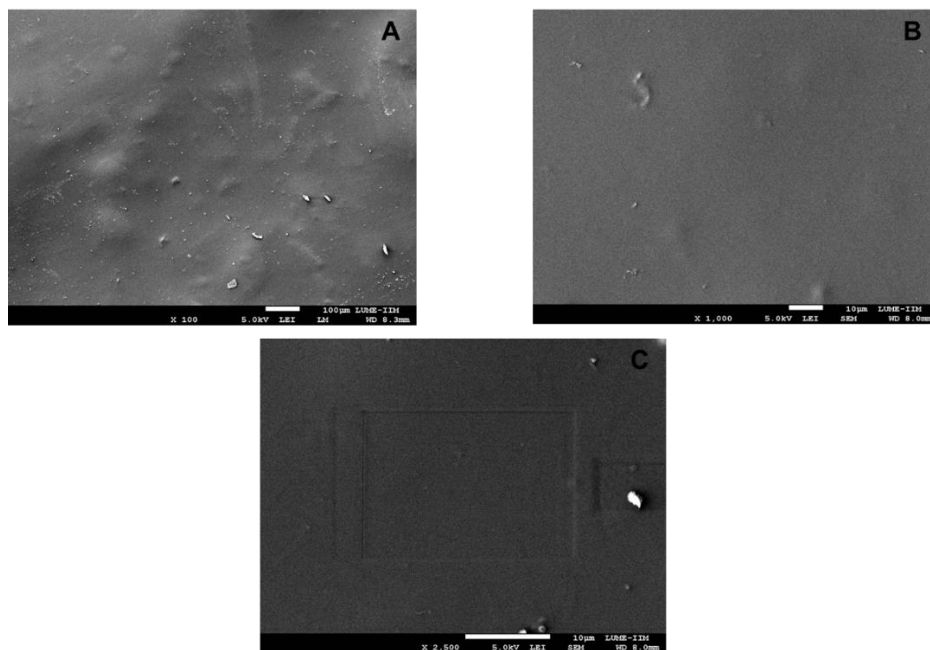


Figura 11. Micrografías de las biopelículas de quitosano (1.5%) con glicerol (1%). A. Magnificación x100. B. Magnificación x1,000. C. Magnificación x2,500.

A continuación, se realizó el análisis de la estructura para las películas de alginato de sodio como se muestra en la Figura 12. En todas las imágenes se aprecia una apariencia lisa y uniforme con pocos y pequeños grumos de alginato de sodio, lo cual indica que este polímero se disolvió correctamente y está interaccionando con el glicerol para formar una película con buenas propiedades mecánicas. Estos resultados concuerdan con lo reportado anteriormente por diversos autores (Fernando & Duque, 2014; Rozo et. al., 2016).

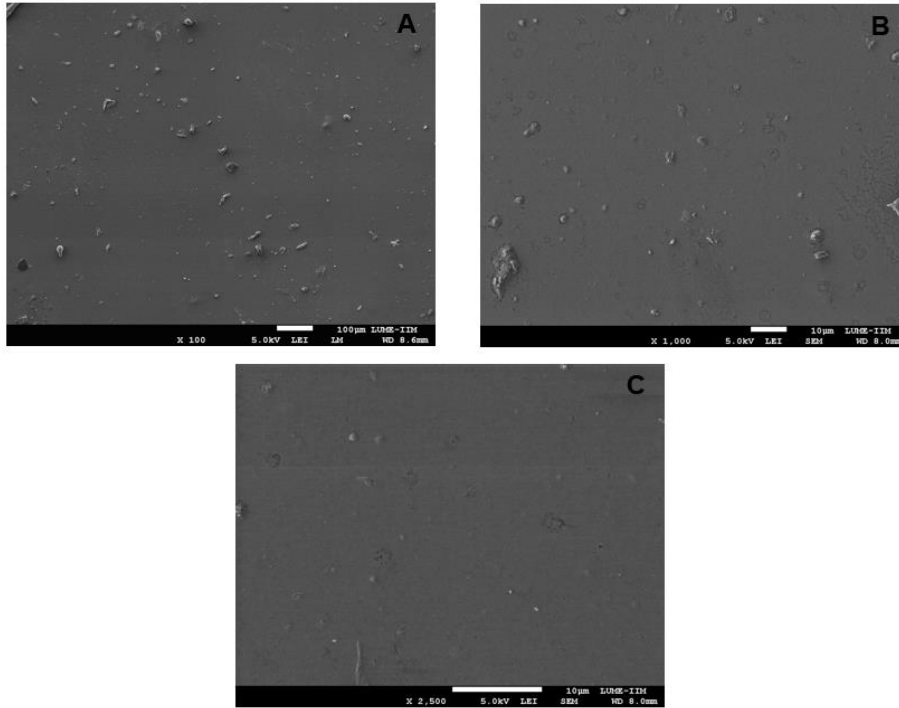


Figura 12. Micrografías de las biopelículas de alginato de sodio (1.5%) con glicerol (1%). A. Magnificación x100. B. Magnificación x1,000. C. Magnificación x2,500.

Finalmente, la Figura 13 muestra los resultados obtenidos al analizar por microscopía las películas de celulosa. En la figura 13A se observa una parte de aspecto mayormente liso, pero con algunos grumos, son de especial atención los fragmentos señalado en la figura, ya que se podría tratar de un microcristal de urea, confirmando así la idea anteriormente planteada sobre la influencia de la cristalización de la urea en la formación de películas de celulosa. Recordemos que la urea y el hidróxido de sodio se utilizaron para disolver completamente la celulosa, y como anteriormente se discutió, al agregar porcentajes altos de estos disolventes, estos se vuelven una parte importante de la estructura de la película. En las figuras 13B y 13C se aprecia con mayor detalle la estructura formada por la interacción de todos los componentes de la biopelícula. Se observa un aspecto poroso y de aspecto aparentemente desordenado. Recordemos que la celulosa tiende a formar estructuras cristalinas y frágiles para acomodarse mejor en un espacio determinado,

esto explicaría los espacios vacíos que generan poros en la película y por lo tanto la hacen más frágil.

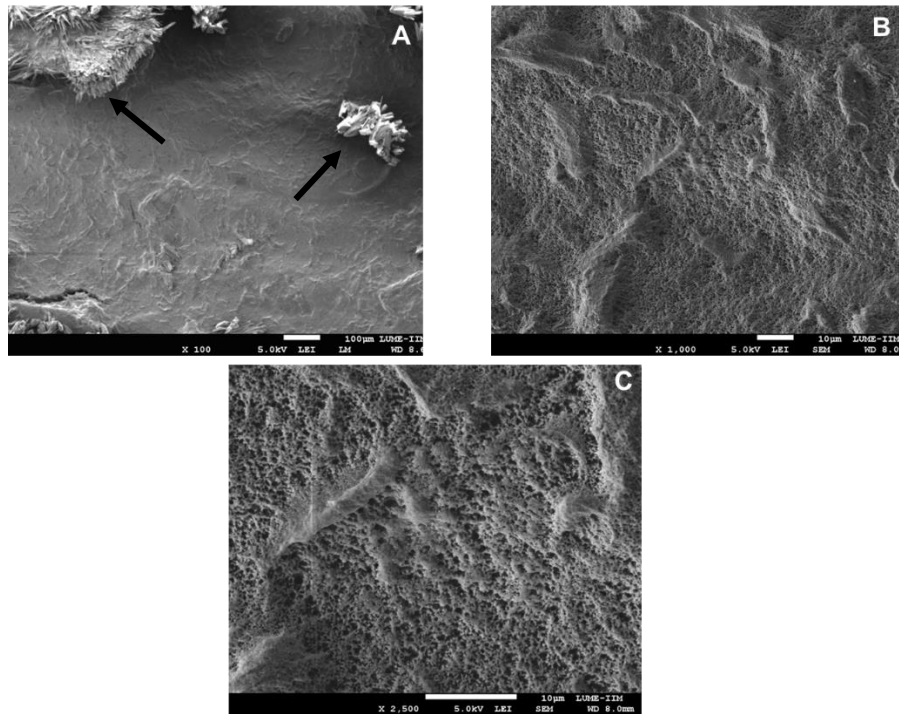


Figura 13. Micrográficas de las biopelículas de celulosa (1.5%) con glicerol (1%). **A.** Se señalan posibles microcristales de urea o celulosa. Magnificación x100. **B.** Magnificación x1,000. **C.** Magnificación x2,500.

8. Conclusiones

Las biopelículas elaboradas con alginato de sodio presentaron mayor transparencia, seguidas de las películas de quitosano, las cuales presentaron tonalidades ligeramente amarillas y por último las películas de celulosa, que presentaron altos valores de opacidad, color blanco y un tono ligeramente amarillo.

Las películas de alginato de sodio fueron completamente solubles en agua, ya que no se recuperó nada de la muestra, a diferencia de las películas de quitosano y celulosa, las cuales presentaron valores de solubilidad más bajos (90% y 54%, respectivamente).

Las pruebas de permeabilidad al vapor de agua mostraron la interacción entre el plastificante y los grupos funcionales de los polímeros para formar enlaces, encontrando mayores valores de permeabilidad para las películas de celulosa, seguidas de las películas de quitosano y alginato de sodio, que tuvieron los mismos valores de permeabilidad.

Las películas de quitosano mostraron tener altos valores de resistencia a la rotura, pero pobres valores de elasticidad; todo lo opuesto ocurrió con las películas de alginato de sodio, las cuales mostraron valores de resistencia bajos, pero altos valores de elasticidad. Por otro lado, las películas de celulosa no pudieron ser evaluadas debido a su alta fragilidad.

Las pruebas de IR mostraron que la composición del polímero se mantiene igual al momento de formar la película, excepto en las películas de celulosa, donde se observó la presencia de urea, que fue un solvente utilizado en la mezcla para formar la película.

Finalmente, al evaluar las micrografías obtenidas por SEM se pudo observar que las películas de quitosano y alginato de sodio muestran una superficie lisa y regular, mientras que las películas de celulosa muestran una superficie porosa e irregular.

La estructura química de cada polímero evaluado, especialmente el grupo funcional de cada uno juega un papel importante en las características de la biopelícula

elaborada y puede también estar influenciado por la cantidad de plastificante agregado.

9. Perspectivas

Realizar simulaciones moleculares para comprender a fondo la interacción de los grupos funcionales de los polímeros con los plastificantes y su importancia al momento de generar películas comestibles.

Ampliar la caracterización fisicoquímica de las biopelículas con evaluación de hinchamiento e isothermas de sorción. Por otro lado, realizar evaluaciones estructurales como difracción de rayos x para comprender mejor una posible modificación estructural de los polímeros al formar biopelículas.

Realizar una caracterización más completa a las películas de celulosa y la influencia de los solventes utilizados en su capacidad para formar biopelículas flexibles y transparentes.

Realizar una evaluación organoléptica de las biopelículas aplicadas a distintos productos de consumo diario como carnes, quesos, etc. Para evaluar la influencia de la concentración del polímero en los parámetros de calidad de los empaques.

10. Referencias

- Abderrahim, B., Abderrahman, E., Mohamed, A., Fatima, T., Abdesselam, T., & Krim, O. (2015). Kinetic Thermal Degradation of Cellulose, Polybutylene Succinate and a Green Composite: Comparative Study. *World J. Environ. Eng*, 3(4), 95-110.
- Abdollahi, M., Alboofetileh, M., Behrooz, R., Rezaei, M., & Miraki, R. (2013). Reducing Water Sensitivity of Alginate Bio-Nanocomposite Film Using Cellulose Nanoparticles. *International Journal of Biological Macromolecules*, 54, 166-173.
- Acevedo, C. A., López, D. A., Tapia, M. J., Enrione, J., Skurtys, O., Pedreschi, F., Brown, D. I., Creixell, W., & Osorio, F. (2012). Using RGB Image Processing for Designing an Alginate Edible Film. *Food And Bioprocess Technology*, 5, 1511-1520.
- Adila, S. N., Suyatma, N. E., Firlieyanti, A. S., & Bujang, A. (2013). Antimicrobial and Physical Properties of Chitosan Film as Affected by Solvent Types and Glycerol as Plasticizer. *Advanced Materials Research*, 748, 155-159.
- Ahmed, T. A., & Aljaeid, B. M. (2016). Preparation, Characterization, and Potential Application of Chitosan, Chitosan Derivatives, And Chitosan Metal Nanoparticles in Pharmaceutical Drug Delivery. *Drug Design, Development and Therapy*, 483-507.
- Alata, E. M., & Cuadros, Y. B. (2017). "Formulación Y Evaluación Físico Mecánica de Películas Biodegradables en Base a Residuos Cítricos Y Celulosa Bacteriana". Arequipa - Perú: Universidad Nacional De San Agustín De Arequipa.
- Aldor, I. S., & Keasling, J. D. (2003). Process Design for Microbial Plastic Factories: Metabolic Engineering of Polyhydroxyalkanoates. *Current Opinion in Biotechnology*, 14(5), 475-483.
- Aloui, H., Khwaldia, K., Slama, M. B., & Hamdi, M. (2011). Effect Of Glycerol and Coating Weight on Functional Properties of Biopolymer-Coated Paper. *Carbohydrate Polymers*, 86(2), 1063-1072.
- Álvarez Gómez, M. C., Ocampo Castro, M. J., & Quintero Zuluaga, Z. (2023). Bioplástico a base de celulosa de Papa para empaques.

Álvarez, J. V. (2014). Bioplásticos: Efectos e Impactos sobre la Gestión de los Envases.

Álvarez-Chávez, C. R., Edwards, S., Moure-Eraso, R., & Geiser, K. (2011, May). Sustainability of Bio-Based Plastics: General Comparative Analysis. In 3rd International Workshop on Advances in Cleaner Production, São Paulo, Brazil.

American Chemical Society (1993) Leo Hendrick Baekeland and the Invention of Bakelite.

<https://www.acs.org/content/acs/en/education/whatischemistry/landmarks/bakelite.html>

Anchundia, K., Santacruz, S., & Coloma, J. (2016). Caracterización Física de Películas Comestibles a base de Cáscara De Plátano (*Musa Paradisiaca*). Revista Chilena De Nutrición, 43(4), 394-399.

Andrady, A. L. (2017). The Plastic in Microplastics: A Review. Marine Pollution Bulletin, 119(1), 12-22.

Anitha, M., Kamarudin, S. K., & Kofli, N. T. (2016). The Potential of Glycerol as a Value-Added Commodity. Chemical Engineering Journal, 295, 119-130.

Aparicio Ceja, M. E., & Carbajal Arizaga, G. G. (2010). Utilidad de la Difracción de Rayos X en las Nanociencias. Mundo Nano. Revista Interdisciplinaria En Nanociencias Y Nanotecnología, 3(2), 62-72.

Arias Moscoso, J. L. (2009). Estudio de Biopelículas de Compositos de Colágeno de Calamar Gigante (*Dosidicus Gigas*) y Quitosina.

Arikan, E. B., & Ozsoy, H. D. (2015). A Review: Investigation of Bioplastics. J. Civ. Eng. Arch, 9(1), 188-192.

Armitage, D. B., Hettiarachchy, N. S., & Monsoor, M. A. (2002). Natural Antioxidants as a Component of an Egg Albumen Film in the Reduction of Lipid Oxidation in Cooked and Uncooked Poultry. Journal of Food Science, 67(2), 631-634.

Arteaga, P. M. D. L. C. (2017). Los Ácidos Carboxílicos. Boletín Científico: Universidad Autónoma Del Estado De Hidalgo.

ASTM (2009). Standard Test Method For Tensile Properties Of Thin Plastic Sheeting (D 882-09). Philadelphia (EE.UU.): American Society For Testing And Materials.

Avendaño-Romero, G. C., López-Malo, A., & Paolu, E. (2013). Propiedades Del Alginato Y Aplicaciones En Alimentos. Temas Selectos De Ingeniería De Alimentos, 7(1), 87-96.

Ayarza-León, J. L. (2014). Los Alginatos: 20000 Usos De Las Algas Submarinas. Revista De Química, 28(1-2), 19-23.

Bajaña Loor, M. E., & Moreno Avilés, D. C. (2017). Diseño De Un Equipo Para Medir La Permeabilidad Al Vapor De Agua En Películas Flexibles (Bachelor's Thesis).

Benavides, S., Villalobos-Carvajal, R., & Reyes, J. E. (2012). Physical, Mechanical and Antibacterial Properties of Alginate Film: Effect of The Crosslinking Degree and Oregano Essential Oil Concentration. Journal Of Food Engineering, 110(2), 232-239.

Blahovec, J., And Yanniotis, S. (2009). Modified Classification of Sorption Isotherms. Journal Of Food Engineering, 91(1), 72-77.

Bohórquez, N. V., Enciso, N. A. A., & Hernández, W. A. (2016). Efecto Del Almacenamiento Sobre Las Propiedades Físicas De Las Películas De Quitosano Con Inclusión De Aceites Esenciales De Tomillo Y Romero. Matéria (Rio De Janeiro), 21, 141-156.

Bourtoom, T. (2009). Edible Protein Films: Properties Enhancement. International Food Research Journal, 16(1), 1-9.

Braun, D. (2004). Poly (Vinyl Chloride) On The Way From The 19th Century To The 21st Century. Journal Of Polymer Science Part A: Polymer Chemistry, 42(3), 578-586.

Busico, V. (2013). Giulio Natta And The Development Of Stereoselective Propene Polymerization. *Polyolefins: 50 Years After Ziegler And Natta I: Polyethylene And Polypropylene*, 37-57.

Bustos Barrera, D. S. (2019). Análisis Termodinámico De Adsorción De Películas Proteína-Polisacárido.

Cabrera Ayala, C. P., & Novoa Izaguirre, C. S. (2016). Influencia De La Concentración Y Temperatura De Fermentación De Azúcares Reductores Obtenidos A Partir De Hidrolizado De Bagazo De Caña De Azúcar, En La Obtención De Un Biopolímero Empleando *Bacillus Subtilis*.

Caiza Mañay, D. R. (2021). Isotermas De Sorción En Alimentos Pulverulentos Y Ecuaciones De Ajuste: Una Revisión Bibliográfica De Datos Publicados (Bachelor's Thesis, Universidad Técnica De Ambato. Facultad De Ciencia E Ingeniería En Alimentos Y Biotecnología. Carrera De Ingeniería En Alimentos).

Césare, M. F., Hilario, F., Callupe, N., Cruz, L., Calle, J. L., & Gonzales, H. E. (2019). Caracterización Química Y Física Del Bambú. *Avances En Ciencias E Ingeniería*, 10(4), 113.

Chen, X., Gao, Y., Wang, L., Chen, H., & Yan, N. (2015). Effect Of Treatment Methods On Chitin Structure And Its Transformation Into Nitrogen-Containing Chemicals. *Chempluschem*, 80(10), 1565-1572.

Chocano Peralta, N. D. R. (2019). Propiedades Físicas Y Mecánicas De Una Biopelícula Formulada Con Almidón De Papa (*Solanum Tuberosum*) Y Mucilago De Nopal.

Cifriadi, A., Panji, T., Wibowo, N. A., & Syamsu, K. (2017, May). Bioplastic Production From Cellulose Of Oil Palm Empty Fruit Bunch. In *IOP Conference Series: Earth And Environmental Science* (Vol. 65, No. 1, P. 012011). IOP Publishing.

Cifuentes, M., & De La Rosa, N., (2019). Identificación Y Caracterización De La B-Glucosidasa En *Xanthophyllomyces Dendrorhous* Utilizando Celobiosa Como Sustrato.

Coba, J. A. A., & Cucalón, B. E. M. (2021). La Actualidad De Los Tipos De Envases Plásticos Para Alimentos. *E-IDEA Journal of Engineering Science*, 3(6), 1-16.

Collard, F. X., & Blin, J. (2014). A Review on Pyrolysis Of Biomass Constituents: Mechanisms And Composition Of The Products Obtained From The Conversion Of Cellulose, Hemicelluloses And Lignin. *Renewable And Sustainable Energy Reviews*, 38, 594-608.

Cortés Limón, A. (2023). Desarrollo Y Caracterización De Bioplásticos Obtenidos A Partir De La Extracción De La Pectina De Residuos Cítricos.

Da Purificação Oliveira, L., Da Cruz, C. D., Araújo, J. G., De Almeida Pereira, F., & Pinto, L. C. (2022). Goma-Laca (Shellac): Um Recurso Natural Para Revestimento E Conservação De Frutas. *Cadernos De Ciência & Tecnologia*, 39(1), 26951.

De Oliveira, A. C. S., Ugucioni, J. C., & Borges, S. V. (2021). Effect Of Glutaraldehyde/Glycerol Ratios on The Properties of Chitosan Films. *Journal Of Food Processing and Preservation*, 45(1), E15060.

DELANGEL PURATA, F. M. (2019). Películas para recubrimiento de alimentos base pectina, alginato y quitosano [Tesis de Maestría inédita]. Tecnológico Nacional de México.

Derkach, S. R., Voron'ko, N. G., Sokolan, N. I., Kolotova, D. S., & Kuchina, Y. A. (2019). Interactions Between Gelatin and Sodium Alginate: UV And FTIR Studies. *Journal Of Dispersion Science and Technology*.

Díaz Vela, A. J. (2022). Desarrollo Y Caracterización De Biopolímeros A Base De Quitosano Y Alginato (Bachelor's Thesis, Quito: UCE).

Dussán-Sarria, S., Garcia-Mogollon, C. A., & Gutiérrez-Guzmán, N. (2015). Cambios Físico-Químicos Y Sensoriales Producidos Por El Tipo De Corte Y Empaque En Zanahoria (*Daucus Carota L.*) Mínimamente Procesada. *Información Tecnológica*, 26(3), 63-70.

Edebali, S. (Ed.). (2019). *Advanced Sorption Process Applications*. Bod–Books On Demand.

Escárcega-Galaz, A. A., Sánchez-Machado, D. I., López-Cervantes, J., Sanches-Silva, A., Madera-Santana, T. J., & Paseiro-Losada, P. (2018). Mechanical, Structural and Physical Aspects of Chitosan-Based Films as Antimicrobial Dressings. *International Journal of Biological Macromolecules*, 116, 472-481.

European Bioplastics. (2020). *Applications For Bioplastics*.

Falamarzpour, P., Behzad, T., & Zamani, A. (2017). Preparation Of Nanocellulose Reinforced Chitosan Films, Cross-Linked by Adipic Acid. *International Journal Of Molecular Sciences*, 18(2), 396.

Fernández Valdés, D., Bautista Baños, S., Fernández Valdés, D., Ocampo Ramírez, A., García Pereira, A., & Falcón Rodríguez, A. (2015). Películas Y Recubrimientos Comestibles: Una Alternativa Favorable En La Conservación Poscosecha De Frutas Y Hortalizas. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*, 24(3), 52-57.

Fernández-D Arlas, B., Castro, C., & Eceiza, A. (2015). Obtención De Fibras De Alginato Mediante Hilado Por Coagulación Con Sulfatos De Metales Multivalentes. *Revista Latinoamericana De Metalurgia Y Materiales*, 35(2), 189-200.

Fernando, J., & Duque, S. (2014). Alginato De Sodio En El Desarrollo De Películas Comestibles. *Revista Venezolana De Ciencia Y Tecnología De Alimentos*, 5(2), 089-113.

Finkenstadt, V. (2005). Natural Polysaccharides as Electroactive Polymers". *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 87, 735-745

Flores-Castro, A., Tenorio-Correa, D., Zulema, R. N., Román-Brito, J. Á., & Agatón-Catalán, V. H. (2021). Estudio De Degradación Y Solubilidad De Biopelículas Elaboradas A Partir De Mezclas De Harina De Plátano Macho (*Musa Paradisiaca* L) Y Bagazo De Caña (*Saccharum Officinarum*). *Foro De Estudios Sobre Guerrero*, 8(1), 726-738.

Fratzl, P. (2003). Cellulose And Collagen: From Fibres to Tissues. *Current Opinion In Colloid & Interface Science*, 8(1), 32-39.

Frías, A. C., Lema, I. I., & García, A. G. (2003). La Situación De Los Envases De Plástico En México. *Gaceta Ecológica*, (69), 67-82.

Furmaniak, S., Terzyk, A. P., And Gauden, P. A. (2007). The General Mechanism Of Water Sorption On Foodstuffs—Importance Of The Multitemperature Fitting Of Data And The Hierarchy Of Models. *Journal Of Food Engineering*, 82(4), 528-535.

Gañán, P., Zuluaga, R., Castro, C., Restrepo-Osorio, A., Cock, J. V., Osorio, M., ... & Molina, C. (2017). Celulosa: Un Polímero De Siempre Con Mucho Futuro. *Revista Colombiana De Materiales*, (11), 1-4.

García, M., Delgado, F., Escamilla, M., García, B., & Regalado, C. (2018). Métodos Modernos Para La Caracterización De Películas Y Recubrimientos Comestibles. *Biotecnología*, 22(1), 37-54.

García-Figueroa, A., Ayala-Aponte, A., & Sánchez-Tamayo, M. I. (2019). Efecto De Recubrimientos Comestibles De Aloe Vera Y Alginato De Sodio Sobre La Calidad Poscosecha De Fresa. *Revista UDCA Actualidad & Divulgación Científica*, 22(2).

Geyer, R. (2020). A Brief History of Plastics. *Mare Plasticum-The Plastic Sea: Combatting Plastic Pollution Through Science and Art*, 31-47.

Geyer, R., Jambeck, J. R. Y Law, K. L. (2017). «Production, Use, And Fate Of All Plastics Ever Made». *Science Advances*, 3(7), Pp. 25-29. DOI: 10.1126/Sciadv.1700782.

Giraldo, J. (2015). Propiedades, Obtención, Caracterización Y Aplicaciones Del Quitosano. *Appl. Chitosan*.

Gómez-Chabala, L. F., Londoño-López, M. E., & Echeverri-Cuartas, C. E. (2018). Caracterización De Matrices De Polivinil Alcohol-Alginato-Quitosano-Aloe Vera. *Revista Ingeniería Biomédica*, 12(23), 25-30.

Goñi, S. M., & Salvadori, V. O. (2015). Medición De Color De Alimentos En El Espacio CIELAB A Partir De Imágenes. In *III Jornadas De Investigación, Transferencia Y Extensión De La Facultad De Ingeniería*.

González- Cuello, R.E., Urbina Suarez, N., Morón Alcázar, L.B. (2023). Caracterización Viscoelástica De Biopelículas Obtenidas A Base De Mezclas Binarias, *Inf Tecnol*, 26(3): 71- 76.

Gonzalez Miguel, P. (2023). Uso De Bioplásticos Para El Envasado Y La Conservación De Alimentos.

González, R. E., Pérez, J., & Tarón, A. (2015). Efecto De Plastificantes Sobre Las Propiedades Mecánicas De Biopelículas Comestibles A Base De Goma Gelana De Alto Y Bajo Acilo. @ *Limentech, Ciencia Y Tecnología Alimentaria*, 13(2).

Guancha, M. A., Realpe-Delgado, M. E., & García-Celis, J. (2022). Obtención Polihidroxicanoatos (PHA) A Partir De Biomasa Lignocelulósica: Un Estudio De Revisión. *Informador Técnico*, 86(1), 111-135.

Guillén, M. V. L. (2009). Estructura Y Propiedades De Las Proteínas. Obtenido De [Http://Www. Uv. Es](http://www.uv.es): [Http://Www. Uv. Es/Tunon/Pdf_Doc/Proteinas_09](http://www.uv.es/Tunon/Pdf_Doc/Proteinas_09). Pdf. 34p.

Gutierrez Pascual, K. I. (2020). Uso De Ultrasonido De Potencia Como Pretratamiento De Dispersiones De Polímeros Alimenticios Para Elaborar Biopelículas Aplicadas En Un Producto Cárnico Fresco Inyectado (Bachelor's Thesis).

Hale, R. C., Seeley, M. E., La Guardia, M. J., Mai, L., & Zeng, E. Y. (2020). A Global Perspective on Microplastics. *Journal Of Geophysical Research: Oceans*, 125(1), E2018jc014719.

Han, J. H. (Ed.). (2014). *Innovations in food packaging*. Elsevier.

Haro Sisa, N. F. (2019). Dissolution And Regeneration of Cellulose From Different Sources In An Naoh/Urea Aqueous System (Bachelor's Thesis, Universidad De Investigación De Tecnología Experimental Yachay).

Heinze T, Liebert T (2012) Celluloses and Polyoses/Hemicelluloses. In: Matyjaszewski K, Moller M (Eds) *Polymer Science: A Comprehensive Reference*, Vol 10. Elsevier, Amsterdam, Pp 83–152

Herald, T. J., Hachmeister, K. A., Huang, S., & Bowers, J. R. (1996). Corn Zein Packaging Materials for Cooked Turkey. *Journal Of Food Science*, 61(2), 415-418.

Hernández, A., Ventura, J., & Christoph, R. (2019). Aplicaciones De La Microscopia Electrónica De Barrido Y Análisis Elemental De Componentes Electrónicos Y Apoyo A La Investigación Científica En El Salvador. Recuperado De: [Http://NanotecniaLab.Ufg.Edu.Sv/Frm/Newsletters/Nanoboletin_Abril2019.Pdf](http://NanotecniaLab.Ufg.Edu.Sv/Frm/Newsletters/Nanoboletin_Abril2019.Pdf).

Hu, H., Xin, J. H., Hu, H., Chan, A., & He, L. (2013). Glutaraldehyde–Chitosan and Poly (Vinyl Alcohol) Blends, And Fluorescence of Their Nano-Silica Composite Films. *Carbohydrate Polymers*, 91(1), 305-313.

Hu, Y., & Catchmark, J. M. (2011). In Vitro Biodegradability and Mechanical Properties of Bioabsorbable Bacterial Cellulose Incorporating Cellulases. *Acta Biomaterialia*, 7(7), 2835-2845.

Hu, Y., Catchmark, J. M., Zhu, Y., Abidi, N., Zhou, X., Wang, J., & Liang, N. (2014). Engineering Of Porous Bacterial Cellulose Toward Human Fibroblasts Ingrowth for Tissue Engineering. *Journal Of Materials Research*, 29(22), 2682-2693.

Huaracha Canaza, M. A. (2016). Estudio De La Permeabilidad Al Vapor De Agua En Películas Modificadas De Quitosano.

Ibargüen, Á. O., & Pinzón, M. I. (2015). Caracterización De Las Propiedades Mecánicas Y De Barrera De Películas Biodegradables A Base De Aloe Vera (*Aloe Barbadensis* Miller). *Alimentos Hoy*, 23(34), 35-39.

Janik W, Nowotarski M, Ledniowska K, Shyntum DY, Krukiewicz K, Turczyn R, Sabura E, Furgoł S, Kudła S, Dudek G. Modulation of Physicochemical Properties and Antimicrobial Activity of Sodium Alginate Films Through the Use of Chestnut Extract and Plasticizers. *Scientific Reports*, 13(1), 11530.

Jiang, X., Zhao, Y., & Hou, L. (2016). The Effect of Glycerol On Properties Of Chitosan/Poly (Vinyl Alcohol) Films With $AlCl_3 \cdot 6H_2O$ Aqueous Solution As The Solvent For Chitosan. *Carbohydrate Polymers*, 135, 191-198.

Jiang, Y., Marang, L., Tamis, J., Van Loosdrecht, M. C., Dijkman, H., & Kleerebezem, R. (2012). Waste To Resource: Converting Paper Mill Wastewater To Bioplastic. *Water Research*, 46(17), 5517-5530.

Jiménez Salazar, E. A., & Tipantuña Mendoza, E. O. (2018). Desarrollo De Un Recubrimiento Comestible A Base De Mucílago De Nopal (*Opuntia Ficus-Indica*) Empleando Como Plastificante Glicerol Para Extender La Vida Útil De La Uva Negra (*Vitis Vinifera*) (Bachelor's Thesis, Ecuador: Latacunga: Universidad Técnica De Cotopaxi (UTC)).

Jiménez, J. A. (2018). Aplicación De La Difracción De Rayos-X A La Caracterización De Materiales Cristalinos.

Joaqui, D. F., & VILLADA, H. S. (2013). Propiedades Ópticas Y Permeabilidad De Vapor De Agua En Películas Producidas A Partir De Almidón. *Biotecnología En El Sector Agropecuario Y Agroindustrial*, 11(SPE), 59-68.

Kang, K. W., Echarri, J. M., & Llorente, C. L. (2013). Servicio De Microscopía Electrónica De Barrido Y Microanálisis Del LIMF-Facultad De Ingeniería-UNLP. In *II Jornadas De Investigación Y Transferencia De La Facultad De Ingeniería*.

Kaplan, D. L. (1998). Introduction To Biopolymers from Renewable Resources. In *Biopolymers from Renewable Resources* (Pp. 1-29). Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg.

Kartini, I., Lumbantobing, E. T., Suyanta, S., Sutarno, S., & Adnan, R. (2020). Bioplastic Composite of Carboxymethyl Cellulose/NPK Fertilizer. *Key Engineering Materials*, 840, 156-161.

Kerch, G. (2015). Chitosan Films and Coatings Prevent Losses of Fresh Fruit Nutritional Quality: A Review. *Trends In Food Science & Technology*, 46(2), 159-166.

Kritchenkov, A. S., & Skorik, Y. A. (2017). Click Reactions In Chitosan Chemistry. *Russian Chemical Bulletin*, 66, 769-781.

Labeaga Viteri, A. (2018). Polímeros Biodegradables. Importancia Y Potenciales Aplicaciones.

- Lafuente Aranda, G. (2017). Glicerol: Síntesis Y Aplicaciones.
- Lan, W., He, L., & Liu, Y. (2018). Preparation And Properties of Sodium Carboxymethyl Cellulose/Sodium Alginate/Chitosan Composite Film. *Coatings*, 8(8), 291.
- Law, K. L., Morét-Ferguson, S., Maximenko, N. A., Proskurowski, G., Peacock, E. E., Hafner, J., & Reddy, C. M. (2010). Plastic Accumulation in The North Atlantic Subtropical Gyre. *Science*, 329(5996), 1185-1188.
- Leal Filho, W., Havea, P. H., Balogun, A. L., Boenecke, J., Maharaj, A. A., Ha'apio, M., & Hemstock, S. L. (2019). Plastic Debris On Pacific Islands: Ecological And Health Implications. *Science of the Total Environment*, 670, 181-187.
- Leceta, I., Etxabide, A., Cabezudo, S., De La Caba, K., & Guerrero, P. (2014). Bio-Based Films Prepared with By-Products And Wastes: Environmental Assessment. *Journal Of Cleaner Production*, 64, 218-227.
- Lee, C., Dazen, K., Kafle, K., Moore, A., Johnson, D. K., Park, S., & Kim, S. H. (2016). Correlations Of Apparent Cellulose Crystallinity Determined By XRD, NMR, IR, Raman, And SFG Methods. *Cellulose Chemistry And Properties: Fibers, Nanocelluloses And Advanced Materials*, 115-131.
- León Palacios, S. K. Efecto De Una Película De Quitosano Con Extractos Naturales Sobre Las Características Fisicoquímicas, Sensoriales Y Microbiológicas De La Carne De Pollo (Doctoral Dissertation, Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco).
- Li T, Chen C, Brozena AH, Zhu JY, Xu L, Driemeier C, Dai J, Rojas OJ, Isogai A, Wågberg L, Hu L. (2021). Developing Fibrillated Cellulose as A Sustainable Technological Material. *Nature*, 590(7844), 47-56.
- Lieberzeit, P., Bekchanov, D., & Mukhamediev, M. (2022). Polyvinyl Chloride Modifications, Properties, And Applications. *Polymers For Advanced Technologies*, 33(6), 1809-1820.

Liu, S., Li, Y., & Li, L. (2017). Enhanced Stability and Mechanical Strength Of Sodium Alginate Composite Films. *Carbohydrate Polymers*, 160, 62-70.

Llamas Martínez, P. (2021). *Difracción De Rayos X*.

Lodish, H. Berk, A. Kaiser, C. Krieger, M. Scott, M. Bretscher, A. Ploegh, H. Matsudaira, P. (2004). *Molecular Cell Biology*, 5th Edn, W.H. Freeman and Company. P0-7167-4366-3.

López, L., & Alexandra, M. (2016). *Obtención Y Caracterización De Quitosano Procedente Del Hongo Ganoderma Australe Para Aplicación En Biopolímeros* (Bachelor's Thesis, Quito: UCE).

Maddelaine, H. S. (2014). Lípidos: Características Principales Y Su Metabolismo. *Revista De Actualización Clínica* 2014, 41, 2142-2145.

Manivannan, M., & Rajendran, S. (2011). Investigation Of Inhibitive Action Of Urea-Zn²⁺ System In The Corrosion Control Of Carbon Steel In Sea Water. *Int. J. Eng. Sci. Technol*, 3(11), 8048-8060.

Matos, C. A. (2020). *Revisión De Literatura: Biopelículas A Base De Quitosano Como Potencial Aplicación En Empaque De Alimentos*.

Medronho, B., & Lindman, B. (2015). Brief Overview On Cellulose Dissolution/Regeneration Interactions And Mechanisms. *Advances In Colloid And Interface Science*, 222, 502-508.

Mencías Carrera, P. A. (2022). *Desarrollo Y Caracterización De Bioplásticos Alginato-Celulosa Y Quitosano-Celulosa* (Bachelor's Thesis, Quito: UCE).

Mijangos, C. (2022). A Brief Overview Of Polymers Science And Technology, In Spain. *Polymers*, 14(4), 652.

Miramont, S. (2012). *Recubrimientos Elaborados A Partir De Biopolímeros Para El Soporte De Sustancias Con Actividad Antimicrobiana: Carvacrol Y Sorbatos*. MTA Tesis, Universidad Tecnológica De Buenos Aires.

MIRANDA, M. (2019). ELABORACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA BIOPELÍCULA A PARTIR DE ALMIDÓN DE PLÁTANO VERDE (*Musa paradisiaca*) INCORPORANDO ACEITE ESENCIAL DE ORÉGANO (*Origanum sp.*) COMO INHIBIDOR MICROBIANO EN LA PRESERVACIÓN DE FRESAS EMPACADAS [Tesis de Licenciatura inédita]. UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR FACULTAD DE INGENIERÍA Y ARQUITECTURA ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA E INGENIERÍA DE ALIMENTOS.

Mohamed, S. A., El-Sakhawy, M., & El-Sakhawy, M. A. M. (2020). Polysaccharides, Protein and Lipid-Based Natural Edible Films In Food Packaging: A Review. *Carbohydrate Polymers*, 238, 116178.

Mohanty, A. K., Misra, M., & Drzal, L. T. (2002). Sustainable Bio-Composites from Renewable Resources: Opportunities And Challenges In The Green Materials World. *Journal Of Polymers And The Environment*, 10, 19-26.

Montalvo, C., López-Malo, A., & Palou, E. (2012). Películas Comestibles De Proteína: Características, Propiedades Y Aplicaciones. *Temas Sel. Ing. Aliment*, 6, 32-46.

Montano A.A. (2013). Modificación Física Del Almidón De Maíz A Escala Nanométrica Para Su Uso En La Industria Alimentaria. Tesis De Maestría. Universidad Veracruzana, Pp.140.

Moradi, M., Tajik, H., Rohani, S. M. R., Oromiehie, A. R., Malekinejad, H., Aliakbarlu, J., & Hadian, M. (2012). Characterization Of Antioxidant Chitosan Film Incorporated with *Zataria Multiflora* Boiss Essential Oil And Grape Seed Extract. *LWT-Food Science And Technology*, 46(2), 477-484.

Morawetz, H. (2002). *Polymers: The Origins and Growth Of A Science*. Courier Corporation.

Morris, P. J. T. (1986). *Polymer Pioneers: A Popular History of The Science And Technology Of Large Molecules* (Vol. 5). Center For History Of Chemistry.

Moya Hernández, I. J. (2023). Fabricación De Una Película Comestible De Alginato De Sodio (Bachelor's Thesis, Fundación Universidad De América).

Mujtaba, M., Morsi, R. E., Kerch, G., Elsabee, M. Z., Kaya, M., Labidi, J., & Khawar, K. M. (2019). Current Advancements In Chitosan-Based Film Production For Food Technology; A Review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 121, 889-904.

Mulder, K., & Knot, M. (2001). PVC Plastic: A History Of Systems Development And Entrenchment. *Technology In Society*, 23(2), 265-286.

Mumtaz, T., Yahaya, N. A., Abd-Aziz, S., Abdul Rahman, N. A., Yee, P. L., Shirai, Y., Hassan, M. A. (2010). Turning Waste to Wealth-Biodegradable Plastics Polyhydroxyalkanoates From Palm Oil Mill Effluent-A Malaysian Perspective. *Journal Of Cleaner Production*, 18 (14), 1393-1402.

Muñoz Fonseca, M. B. (2005). Efecto De La Temperatura Y La Humedad En La Estabilidad Y Permeabilidad Al Vapor De Agua De Películas Emulsificadas De Goma De Mezquite Y Maltodextrina.

Muppalla, S. R., Kanatt, S. R., Chawla, S. P., & Sharma, A. (2014). Carboxymethyl Cellulose–Polyvinyl Alcohol Films with Clove Oil For Active Packaging Of Ground Chicken Meat. *Food Packaging and Shelf Life*, 2(2), 51-58.

Nanda, S., Patra, B. R., Patel, R., Bakos, J., & Dalai, A. K. (2022). Innovations In Applications and Prospects Of Bioplastics And Biopolymers: A Review. *Environmental Chemistry Letters*, 20(1), 379-395

Narancic, T., Cerrone, F., Beagan, N., & O'Connor, K. E. (2020). Recent Advances In Bioplastics: Application And Biodegradation. *Polymers*, 12(4), 920.

Narváez Guerrero, M. A. (2016). Optimización De Las Propiedades Mecánicas De Bioplásticos Sintetizados A Partir De Almidón (Bachelor's Thesis, Quito: USFQ, 2016).

Nishiyama Y, Langan P, Chanzy H (2002) Crystal Structure And Hydrogen-Bonding System In Cellulose I β From Synchrotron X-Ray And Neutron Fiber Diffraction. *J Am Chem Soc* 124:9074–9082

Nordgård, C. T., & Draget, K. I. (2021). Alginates. In *Handbook Of Hydrocolloids* (Pp. 805-829). Woodhead Publishing.

Numata, K. (2015). Poly (Amino Acid) S/Polypeptides As Potential Functional And Structural Materials. *Polymer Journal*, 47(8), 537-545.

Núñez Solís, A. C. (2014). Obtención De Una Película De Bioplástico A Partir Del Colágeno De Las Patas De Pollo.

Ocegueda Vega, D. S. (2021). Bioplástico Por Bidesarrollo Micelial De Pleurotus Ostreatus En Sustratos De Residuos Lignocelulósicos De Encino (*Quercus Castanea Neé*) Y Olote De Maíz (*Zea Mayz*).

Ojumu, T. V., Yu, J., Solomon, B. O. (2004). Production Of Polyhydroxyalkanoates, A Bacterial Biodegradable Polymers. *African Journal Of Biotechnology*, 3 (1), 18-24.

Ore, Y., Pichilingue, E. R., & Valderrama Negrón, A. C. (2020). Extracción Y Caracterización Del Alginato De Sodio De La Macroalga *Macrocystis Pyrifera*. *Revista De La Sociedad Química Del Perú*, 86(3), 276-287.

Orsini, S. M. D., & Aparicio, G. P. P. (2021). Espectroscopia De Infrarrojo Con Transformada De Fourier (Ft-Ir) Para Análisis De Muestras De Harina De Trigo, Fécula De Maíz Y Almidón De Yuca. @ *Limentech, Ciencia Y Tecnología Alimentaria*, 19(1), 5-16.

Ospina Casas, K. G. (2016). Estudio De La Interacción De Hidrocoloides Empleados En Alimentos Y Su Efecto En Las Propiedades Reológicas Y De Textura Sensorial E Instrumental (Doctoral Dissertation, Universidad Nacional De Colombia).

Palma Gavilán, F. J. (2016). Estudio De La Interacción Entre Plastificantes Y Polímeros Formadores De Una Película Comestible Mediante La Correlación Entre Sus Parámetros Espectroscópicos Y Mecánicos.

Palma-Rodríguez, H., Salgado-Delgado, R., Páramo-Calderón, D., Vargas-Torres, A., & Meza-Nieto, M. (2017). Caracterización Parcial De Películas Biodegradables Elaboradas Con Almidón De Plátano Y Proteínas Séricas De La Leche. *Acta Universitaria*, 27(1), 26-33.

Parandoush, P., & Lin, D. (2017). A Review On Additive Manufacturing Of Polymer-Fiber Composites. *Composite Structures*, 182, 36-53.

Pascual-Pineda, L. A., Alamilla-Beltrán, L., Gutiérrez-López, G. F., Azuara, E., And Floresandrade, E. (2017). Predicción De Condiciones De Almacenamiento De Alimentos Deshidratados A Partit De Una Isotherma De Adsorción De Vapor De Agua. *Revista Mexicana De Ingeniería Química*, 16(1).

Pascual-Pineda, L.A., Flores-Andrade, E., Guevara, C.I.B., Alamilla-Beltrán, L., Chanonapérez, J.J., Azuara-Nieto, E., Y Gutiérrez-López, G.F. (2010). Nanostructures And Minimum Integral Entropy As Related To Food Stability. In: Reid, D., Sajjaanantakul, T., Lillford, P. J., Charoenrein, S. (Ed). *Water Properties In Food, Health, Pharmaceutical And Biological Systems: ISOPOW 10*. 681-689.

Pasin, B. L., Azón, C. G., & Garriga, A. M. (2012). Microencapsulación Con Alginato En Alimentos. *Técnicas Y Aplicaciones. Revista Venezolana De Ciencia Y Tecnología De Alimentos*, 3(1), 130-151.

Paspuel, A. E. (2016). Caracterización De Un Bioplástico De Almidones De Maíz Y Yuca Con Antocianinas De Repollo Morado (*Brassica Oleracea*) Como Potencial Indicador De Ph (Doctoral Dissertation, Zamorano: Escuela Agrícola Panamericana, 2016.).

Pathak, S., Sneha, C. L. R., & Mathew, B. B. (2014). Bioplastics: Its Timeline Based Scenario & Challenges. *J. Polym. Biopolym. Phys. Chem*, 2(4), 84-90.

Pattanashetti, N. A., Heggannavar, G. B., & Kariduraganavar, M. Y. (2017). Smart Biopolymers And Their Biomedical Applications. *Procedia Manufacturing*, 12, 263-279.

Paunonen, S. I. (2013). Strength And Barrier Enhancements Of Cellophane And Cellulose Derivative Films: A Review.

Pazienza P, Lucia CD (2020) For A New Plastics Economy In Agriculture: Policy Reflections On The EU Strategy From A Local Perspective. J Clean Prod.

PEDRAZA, J. D. G. (2018). ENCAPSULACIÓN DE UREA CON QUITOSANO Y SU LIBERACIÓN CONTROLADA COMO FERTILIZANTE (Doctoral Dissertation, Universidad De Concepción).

Peelman, N., Ragaert, P., De Meulenaer, B., Adons, D., Peeters, R., Cardon, L., ... & Devlieghere, F. (2013). Application Of Bioplastics For Food Packaging. Trends In Food Science & Technology, 32(2), 128-141.

Peralta Guevara, D. E. (2022). Obtención Y Caracterización De Biopelículas Comestibles Para Recubrir Alimentos A Partir De Mucílago De Nopal (Opuntia Ficus Indica) Y Almidón De Oca (Oxalis Tuberosa).

Perez S, Mazeau K (2005) Conformations, Structures, And Morphologies Of Celluloses. In: Dumitriu S (Ed) Polysaccharid

Pérez, J. P. (2014). La Industria Del Plástico En México Y El Mundo. Comercio Exterior, 64(5), 6-9.

Plastic Europe (2019) Plastic The Facts. An Analysis Of European Plastic Production, Demand And Waste Data.

Pluas-Mora, R. J., Martinez-Aguirre, C. A., & Zambrano-Demera, Y. E. (2020). Los Bioplasticos: Para Una Alternativa Ecológica. Polo Del Conocimiento, 5(10), 274-282.

Portillo, J. C., Facio, A. C., González, S. E., & Galindo, A. S. (2020). Estudio Del Entrecruzamiento De Películas A Base De Quitosano Con Glicerina Y La Integración De Nanotubos De Carbono De Pared Múltiple. Afinidad: Revista De Química Teórica Y Aplicada, 77(590), 151-157.

Rakotonirainy, A. M., Wang, Q., & Padua, G. W. (2001). Evaluation Of Zein Films As Modified Atmosphere Packaging For Fresh Broccoli. *Journal Of Food Science*, 66(8), 1108-1111.

Ramírez-Miranda, M., Cruz Y Victoria, M. T., Vizcarra-Mendoza, M. G., & Anaya-Sosa, I. (2014). Determinación De Las Isotermas De Sorción Y Las Propiedades Termodinámicas De Harina De Maíz Nixtamalizada. *Revista Mexicana De Ingeniería Química*, 13(1), 165-178.

Ramos Ascue, J. D., & Baldeón Quispe, W. (2017). Análisis De Riesgos De La Seguridad E Higiene Ocupacional Durante El Manejo De Residuos Sólidos Y Reciclaje De Plástico Polietileno. *Producción Más Limpia*, 12(1).

Rhim, J. W. (2004). Physical And Mechanical Properties Of Water Resistant Sodium Alginate Films. *LWT-Food Science And Technology*, 37(3), 323-330.

Rimac León, A. C. (2019). Bioplásticos.

Roade, M. C. (2016). Aplicación De Técnicas Físico-Químicas Y Microbiológicas Para La Degradación De Contaminantes (Doctoral Dissertation, Universidade De Vigo).

Rodriguez Gonzalez, C. (2021). Elaboración De Biopelículas De Quitosano-Almidón Y Nanopartículas De Zno Para Empaques Biomédicos. Instituto De Ingeniería Y Tecnología.

Rodríguez-Sepúlveda, L. J., & Orrego-Alzate, C. E. (2016). Aplicaciones De Mezclas De Biopolímeros Y Polímeros Sintéticos: Revisión Bibliográfica. *Revista Científica*, 25(2), 252-264.

Romero, J. M. L. (2014). Transformación De Materiales Termoplásticos. QUIT0209. IC Editorial.

Romero-Serrano, A., & Pereira, J. (2020). Estado Del Arte: Quitosano, Un Biomaterial Versátil. Estado Del Arte Desde Su Obtención A Sus Múltiples Aplicaciones. *Revista INGENIERÍA UC*, 27(2), 118-135.

Rongpipi, S., Ye, D., Gomez, E. D., & Gomez, E. W. (2019). Progress And Opportunities In The Characterization Of Cellulose—An Important Regulator Of Cell Wall Growth And Mechanics. *Frontiers In Plant Science*, 9, 1894.

Rozo, G., Gómez, D., & Rozo, C. (2016). Efecto De Una Biopelícula De Alginato En La Conservación De Cebolla Larga (*Allium Fistulosum* L.)

Sahariah, P., & Másson, M. (2017). Antimicrobial Chitosan And Chitosan Derivatives: A Review Of The Structure—Activity Relationship. *Biomacromolecules*, 18(11), 3846-3868.

Sahariah, P., Benediktssdóttir, B. E., & Hjálmarsdóttir, M. (2015). Á.; Sigurjonsson, OE; Sørensen, KK; Thygesen, MB; Jensen, KJ. Másson, M. Impact Of Chain Length On Antibacterial Activity And Hemocompatibility Of Quaternary N-Alkyl And N, N-Dialkyl Chitosan Derivatives. *Biomacromolecules*, 16, 1449-1460.

Salazar, A. S. S., Cavazos, P. A. S., Paz, H. M., & Fragoso, A. V. (2019). External Factors And Nanoparticles Effect On Water Vapor Permeability Of Pectin-Based Films. *Journal Of Food Engineering*, 245, 73-79.

Sanabria Rodríguez, C. A., & Sarmiento Lemus, D. E. (2017). Evaluación De La Obtención De Polihidroxialcanoatos (Phas) Partiendo Del Residuo De Almidón De Papa Por Medio De *Bacillus Subtilis* A Nivel Laboratorio (Bachelor's Thesis, Fundación Universidad De América).

Sánchez, L. A. P., Ballén, A. B., & Marchand, L. C. S. (2019). Preparación Y Caracterización De Una Película De Quitosano Plastificado: Un Biomaterial De Gran Potencial En El Campo De La Medicina. *Reto*, 7(1), 11-24.

Sanz, M. F. (2003). Hidrocoloides En Los Alimentos: Efectos Espesantes, Gelificantes Y Estabilizantes. Carboximetilcelulosa Sódica. *Revista De Plásticos Modernos: Ciencia Y Tecnología De Polímeros*, (569), 408-420.

Sarantópoulos, C. L., Oliveira, L. M., Padula, M., Coltro, L. A., & Garcia, E. E. (2002). Embalagens Plásticas Flexíveis. Principais Polímeros E Avaliac;Ao De Propriedades.

Sarria-Villa, R. A., & Gallo-Corredor, J. A. (2016). La Gran Problemática Ambiental De Los Residuos Plásticos: Microplásticos. *Journal De Ciencia E Ingeniería*, 8(1), 21-27.

Schnepp, Z. (2013). Biopolymers As A Flexible Resource For Nanochemistry. *Angewandte Chemie International Edition*, 52(4), 1096-1108.

Seguí, M. (2011). *Estructura Y Propiedades De Las Proteínas*.

Serrano, C., Santos, R., Viegas, C., Sapata, M. M., Dos Santos, R. G., Condeço, J. A. D., ... & Bordado, J. C. (2022). Edible Films To Improve Quality And Shelf Life Of Fresh Tortillas. *International Journal Of Gastronomy And Food Science*, 27, 100480.

Shaghaleh, H., Xu, X., & Wang, S. (2018). Current Progress In Production Of Biopolymeric Materials Based On Cellulose, Cellulose Nanofibers, And Cellulose Derivatives. *RSC Advances*, 8(2), 825-842.

Solomons, T. (1996). *Fundamentos De Química Orgánica*. México: Limusa.

Somleva, M. N., Peoples, O. P., & Snell, K. D. (2013). PHA Bioplastics, Biochemicals, And Energy From Crops. *Plant Biotechnology Journal*, 11(2), 233-252.

SPI Bioplastics Council. (2013). Development Of Biobased Plastics Independent Of The Future Of Biofuels. *Industrial Biotechnology*, 9(5), 264-268.

Sun, C., & Xue, D. (2015). IR Spectral Study Of Mesoscale Process During Urea Crystallization From Aqueous Solution. *Crystal Growth & Design*, 15(6), 2867-2873.

Talens Oliag, P. (2017). Evaluación Del Color Y Tolerancia De Color En Alimentos A Través Del Espacio CIELAB.

Talens Oliag, P. (2021). *Propiedades Físicas De Alimentos Y Modelización*.

Tanada-Palmu, P. S., & Grosso, C. R. (2003). Development And Characterization Of Edible Films Based On Gluten From Semi-Hard And Soft Brazilian Wheat Flours (Development Of Films Based On Gluten From Wheat Flours). *Food Science And Technology*, 23, 264-269.

- V. Debandi, M., R. Bernal, C., & J. François, N. (2014). INFLUENCIA DEL AGREGADO DE PLASTIFICANTE EN PELÍCULAS DE QUITOSANO. Grupo de Aplicaciones de Materiales Biocompatibles, ITPN (UBA – CONICET), 6(3), 26–31.
- Valero-Valdivieso, M. F., Ortegón, Y., & Uscategui, Y. (2013). Biopolímeros: Avances Y Perspectivas. *Dyna*, 80(181), 171-180.
- Van Seville, E. (2015). The Oceans' Accumulating Plastic Garbage. *Physics Today*, 68(2), 60-61.
- Velandia, F., & Hurtado, M. F. (2017). Difracción De Rayos X: Un Mundo De Aplicaciones Por Descubrir. *Ingeciencia*, 2(2), 67-75.
- Viades, J. T. (2013). Fenómenos De Superficie: Adsorción. . En *Fisicoquímica De Los*
- Vilaró, F., Gavara, R., & Hernández-Muñoz, P. (2012). *Materiales de envase para alimentos*. Editorial Agrícola.
- Villada, H. S., Acosta, H., & Velasco, R. (2007). Biopolímeros Naturales Usados En Empaques Biodegradables. *Temas Agrarios*, 12(2), 5-13.
- Villar Calero, K. A. (2021). *Formulación De Biopelículas De Quitosano Funcionalizadas Con Aceite Esencial De Minthostachys Mollis "Muña" Con Propiedad Antioxidante Y Antimicrobiana*.
- Vyshniauskas Toro, D. (2022). *Bio-Apliques Decorativos*.
- Wang, H., Qian, J., & Ding, F. (2018). Emerging Chitosan-Based Films For Food Packaging Applications. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 66(2), 395-413.
- Wu, J., Zhong, F., Li, Y., Shoemaker, C. F., & Xia, W. (2013). Preparation And Characterization Of Pullulan–Chitosan And Pullulan–Carboxymethyl Chitosan Blended Films. *Food Hydrocolloids*, 30(1), 82-91.
- Wu, Y., Rhim, J. W., Weller, C. L., Hamouz, F., Cuppett, S., & Schnepf, M. (2000). Moisture Loss And Lipid Oxidation For Precooked Beef Patties Stored In Edible Coatings And Films. *Journal Of Food Science*, 65(2), 300-304.

Zakowska, H. (2015). Bioplastics For Packaging Applications. *Opakowanie*, (10).

Zamudio Castellanos, G. A. (2014). Aplicaciones De Las Biopelículas Comestibles En La Industria Alimenticia.

Zargar, V., Asghari, M., & Dashti, A. (2015). A Review On Chitin And Chitosan Polymers: Structure, Chemistry, Solubility, Derivatives, And Applications. *Chembioeng Reviews*, 2(3), 204-226.

Zlotnikov, I., Zolotoyabko, E., & Fratzi, P. (2017). Nano-Scale Modulus Mapping Of Biological Composite Materials: Theory And Practice. *Progress In Materials Science*, 87, 292-320.