



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE QUÍMICO FARMACOBIOLOGÍA

**“PELÍCULAS A BASE DE PULPA DE *Butiá Odorata* CON
QUITOSANO Y NANOPARTÍCULAS DE PLATA”**

TESIS

Para obtener el grado de:

QUÍMICA FARMACOBIOLOGA

Presenta:

P.Q.F.B. MARÍA GUADALUPE CERVANTES MORALES

ASESOR DE TESIS

Q.F.B. MARÍA GLORIA CORNELIO MORENO

CO- ASESOR

D.C. RAÚL CORTÉS MARTINEZ

Morelia, Michoacán; Junio de 2022

DEDICATORIA

A mis padres Isaías y Ma. de la Luz que son una parte fundamental en este camino, por todos los recursos, enseñanzas, confianza y apoyo brindado en todas mis decisiones.

A mis hermanos por su ejemplo brindado en el área de la educación, sus consejos para seguir adelante día con día.

A mi esposo Jovany Isaac que ha sido mi compañero durante estos años, por todo su apoyo durante los días más difíciles; cuando las cosas se veían un tanto complicadas y él solo tenía una palabra de aliento para no dejarme rendir, por creer en mí en todo momento.

A mis hijas Astrid y Amaya que son el motor para superarme y darles un mejor futuro, llegaron en el momento que más las necesitaba para recordarme que tengo alguien por quien sacar lo mejor de mí.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por permitirme llegar hasta este momento de mi vida y darme paciencia y salud.

A mi asesora de Tesis la Q.F.B. María Gloria Cornelio por su apoyo y tiempo compartido a mis conocimientos científicos y la confianza brindada. A mi Co-asesor el D.C. Raúl Cortés Martínez por todo el recurso aportado, su dedicación y tiempo aplicado a mi formación y sobre todo la disponibilidad presentada.

A la M.C. Rosa María García Martínez coordinadora del laboratorio de análisis de alimentos por permitirme desarrollar mi investigación en tiempo y forma.

Al laboratorio de Análisis de Alimentos de la facultad de Químico Farmacobiología de la UMSNH, donde desarrollé mi investigación de tesis de licenciatura.

Al laboratorio de Microscopía de la Escuela Nacional de Estudios Superiores Unidad Morelia (ENES) de la UNAM, en especial al responsable Dr. Orlando Hernández por permitirme desarrollar parte de esta investigación y su tiempo aplicado.

Al laboratorio del Doctor Héctor por permitirme el acceso al equipo requerido en desarrollar la experimentación.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN:	4
II.	JUSTIFICACIÓN	7
III.	HIPÓTESIS	8
IV.	OBJETIVOS	8
4.	OBJETIVO GENERAL	8
4.1.	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	8
V.	ANTECEDENTES	9
5.1.	RECUBRIMIENTO COMESTIBLE (RC) Y PELÍCULA COMESTIBLE (PC)	10
5.1.1.	PROPIEDADES QUE PRESENTAN LOS RC Y PC	10
5.1.2.	FUNCIONES DE LOS RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES	12
5.1.3.	COMPOSICIÓN DE PELÍCULAS Y RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES	13
5.1.4.	MÉTODOS DE ELABORACIÓN DE PELÍCULAS Y RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES	17
5.2.	BUTÍA ODORATA (BARB. RODR.) NOBLICK	18
5.2.1.	HISTORIA	18
5.2.2.	SISTEMÁTICA	19
5.2.3.	DISTRIBUCIÓN DEL GENERO <i>BUTÍA</i>	20
5.2.4.	DESCRIPCIÓN DE LA PALMA	20
5.2.5.	DESCRIPCIÓN DEL FRUTO	22
5.2.6.	PROPIEDADES NUTRITIVAS EN FRESCO	23
5.2.7.	USOS DEL PALMAR Y SUS FRUTOS	23
5.3.	QUITOSANO	24
5.3.1.	LA QUITINA	24
5.3.2.	DEFINICIÓN DE QUITOSANO	25
5.3.3.	REACCIÓN DE FORMACIÓN DE QUITOSANO	25
5.3.4.	CARACTERÍSTICAS DEL QUITOSANO PARA LA FORMACIÓN DE PELÍCULAS	26
5.3.5.	EL TIPO DE ÁCIDO ORGÁNICO USADO PARA DISOLVER QUITOSANO	27
5.3.6.	CONCENTRACIÓN DE LA SOLUCIÓN DE QUITOSANO	27
5.3.7.	EL pH DE LA SOLUCIÓN DE QUITOSANO	28
5.4.	NANOTECNOLOGÍA	28

5.4.1.	PLATA.....	28
5.4.2.	NANOPARTÍCULAS DE PLATA AgNPs.....	29
5.4.3.	SÍNTESIS DE NANOPARTÍCULAS DE PLATA.....	29
5.4.4.	EXTRACTO VEGETAL.....	31
5.4.5.	EXTRACTO DE <i>MORINGA OLEIFERA</i>	32
VI.	MATERIALES Y MÉTODOS	34
6.1.	MATERIALES Y EQUIPOS	34
6.2.	METODOLOGÍA.....	35
6.2.1.	DIAGRAMA GENERAL DE LA METODOLOGÍA	35
6.2.2.	MATERIAS PRIMAS.....	36
6.2.3.	PROCESAMIENTO DE LA PULPA DEL FRUTO <i>BUTÍA ODORATA</i>	36
6.2.4.	ELABORACIÓN DE LA SOLUCIÓN DE QUITOSANO AL 1%.....	37
6.2.5.	ELABORACIÓN DE LA SOLUCIÓN DE NANOPARTÍCULAS DE PLATA 38	
6.2.6.	ELABORACIÓN DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES.....	39
6.3.	CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES 41	
6.3.1.	DETERMINACIÓN DE DIÁMETRO Y PESO	41
6.3.2.	ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL.....	41
6.3.3.	DETERMINACIÓN DE PROPIEDADES MECÁNICAS	43
6.3.4.	DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE SOLUBILIDAD	44
6.3.5.	MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO	45
6.3.6.	DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE VITAMINA C.....	46
6.3.7.	DETERMINACIÓN DE MINERALES	46
6.3.8.	POLIFENOLES EXTRAIBLES	46
6.3.9.	CAPACIDAD ANTIOXIDANTE.....	47
VII.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	48
7.	CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DE LAS PELÍCULAS	48
7.1.	DIÁMETRO Y PESO	48
7.2.	ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL.	50
7.3.	DETERMINACIÓN DE PROPIEDADES MECÁNICAS.....	52
7.4.	DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE SOLUBILIDAD	53
7.5.	MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO.....	54
7.6.	DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE VITAMINA C	58
7.7.	DETERMINACIÓN DE MINERALES	59
7.8.	POLIFENOLES EXTRAIBLES	61

7.9. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	62
VIII. CONCLUSIONES	66
IX. BIBLIOGRAFÍA	67

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Transferencias que pueden ser controladas por películas comestibles.....	12
Figura 2: Palmera <i>Butiá Odorata</i> , Morelia Michoacán.	21
Figura 3: Cacho de Butiá (racimo)	22
Figura 4: Coquitos de Butiá.....	22
Figura 5: Estructura química de la quitina	24
Figura 6: Estructura química del quitosano	25
Figura 7: Fruto de <i>Butiá odorata</i>	36
Figura 8: Desinfección del fruto <i>Butiá odorata</i>	37
Figura 9: Cocción a baño maría de la pulpa.....	37
Figura 10: Preparación del extracto de <i>Moringa oleifera</i>	38
Figura 11: Solución de nanopartículas de plata antes de centrifugar	39
Figura 12: Método casting para elaboración de películas comestibles.....	40
Figura 13: Determinación del peso de las películas	41
Figura 14: Películas reducidas en tamaño para análisis bromatológico	42
Figura 15: Texturometro brookfield CT3 resistencia fuerza punción.....	44
Figura 16: Preparación de muestras para determinar solubilidad.	45
Figura 17: Prueba de solubilidad en películas.....	45
Figura: 18: Película pulpa natural (Pc) Figura: 19: P C1:1 pulpa con AgNPs-quitosano.....	55
Figura 20: P C2:1 Pulpa con AgNPs -quitosano. Figura: 21 P C3:1 Pulpa con AgNPs- quitosano.....	55
Figura 22: Análisis elemental de película de pulpa butiá odorata natural.	56
Figura 23: Nanopartículas de plata en P C1:1 pulpa con AgNPs-quitosano.	57
Figura 24: P C1:1 análisis de nanopartículas	57
Figura 25: Análisis del Spectrum 4 refiriendo plata	58

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Ubicación sistemática de la especie <i>Butiá odorata</i>	20
Tabla 2: Películas de Butiá odorata adicionadas con nanopartículas de plata y quitosano.	40
Tabla 3 Resultados de diámetro y peso de películas.	48
Tabla 4: Composición química de las películas.....	51
Tabla 5: Fuerza de punción en las películas.	53
Tabla 6: Valores de solubilidad en películas	54
Tabla 7: Determinación vitamina C en películas.	59
Tabla 8: Determinación de minerales en películas.....	60

Tabla 9: Determinación de polifenoles en películas.	62
Tabla 10: Determinación de capacidad antioxidante mediante DPPH.....	64
Tabla 11: Determinación de capacidad antioxidante mediante ABTS	65

ÍNDICE DE GRAFICAS

Gráfica 1: Comparación de diámetro en películas.....	49
Gráfica 2: Comparación de peso en películas.....	49
Gráfica 3: Composición química de las películas.	52
Gráfica 4: Porcentaje de solubilidad en películas.....	54
Gráfica 5: Comparación de vitamina C en películas.....	59
Gráfica 6: Minerales en las películas.....	61
Gráfica 7: Polifenoles en películas	62

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue elaborar una película a base de pulpa de *Butiá odorata* adicionada con quitosano y nanopartículas de plata. El fruto de *Butiá* se obtuvo de las palmas de *Butiá odorata* en Morelia Michoacán, ampliamente distribuidas como decoración en los distintos camellones y hogares, de ahí el aprovechamiento que se le puede ofrecer debido a que las personas no conocen sus propiedades nutritivas, ricas en ácido ascórbico, compuestos fenólicos y carotenoides. Se agregó el quitosano con el propósito de mejorar la flexibilidad de las películas por sus propiedades conocidas para la formación de películas y aplicación en sistemas alimentarios como agente antimicrobiano. Las nanopartículas fueron elaboradas de acuerdo a la síntesis biológica que es amigable con el medio ambiente, utilizando extracto de *Moringa oleífera* y nitrato de plata.

Se elaboraron distintas películas variando la cantidad de pulpa con nanopartículas de plata y quitosano a concentraciones conocidas de 1:1 pulpa con AgNPs-quitosano (P C1:1), 2:1 pulpa con AgNPs-quitosano (P C2:1) y 3:1 pulpa con AgNPs-quitosano (P C3:1) para determinar de esta manera la que presenta mejores propiedades nutritivas y favorece la incorporación del quitosano con nanopartículas de plata.

Se caracterizaron las películas de manera fisicoquímica, se encontró una variación en diámetro dependiente del momento de desmoldar las películas y el peso se atribuye al contenido de pulpa. El análisis fisicoquímico se realizó bajo la metodología de la AOAC, el porcentaje de humedad para las películas fue de: P C1:1 13.0075 %, P C2:1 de 13.6932 % y P C1:1 de 14.6507%. El contenido de cenizas y lípidos depende de la cantidad de pulpa, la P C3:1 presenta el mayor porcentaje con 6.4889 y 2.2879 respectivamente. En cuanto al contenido de proteína y fibra cruda la P C1:1 presentó el mayor porcentaje de 5.5562 y 9.768 esto debido a las propiedades que le confieren el quitosano por su naturaleza polimérica.

Las propiedades mecánicas de resistencia a la fuerza de punción en las películas fue la siguiente: P C 3:1 pulpa-quitosano presentó 160.06 N esto se refiere a la fuerza necesaria para marcar la película.

El porcentaje de solubilidad en agua que presentó la película elaborada de pulpa de butiá natural (Pc) es 21.6309% a diferencia de la película compuesta P C3:1 aumenta la solubilidad 66.6470%. El porcentaje de vitamina C fue mayor para la película con pulpa natural (Pc) 24.7683 mg/100mL a diferencia de la película compuesta P C3:1 de 21.0546 mg/100mL. Mediante la microscopía electrónica de barrido se identificaron las nanopartículas de plata y la forma de incorporación de los elementos de la película. Se analizaron los minerales calcio y magnesio presentes en las películas así mismo se determinó la cantidad de polifenoles extraíbles con tres solventes: acetona: metanol, agua: metanol y agua por el método de Folin-Ciocalteu. La capacidad antioxidante se determinó usando los radicales DPPH y ABTS.

Palabras clave: *Butiá odorata*, películas, vitamina C, moringa oleífera.

Abstract

The objective of the present work was to elaborate a film based on *Butiá odorata* pulp added with chitosan and silver nanoparticles. The *Butiá* fruit was obtained from the *Butiá odorata* palms in Morelia Michoacán, widely distributed as decoration in the different ridges and homes, hence the use that can be offered because people do not know its nutritional properties, rich in acid ascorbic, phenolic compounds and carotenoids. Chitosan was added for the purpose of improving film flexibility due to its known properties for film formation and application in food systems as an antimicrobial agent. The nanoparticles were made according to biological synthesis that is friendly to the environment, using *Moringa oleífera* extract and silver nitrate.

Different films were made by varying the amount of pulp with silver nanoparticles and chitosan at known concentrations of 1:1 pulp with AgNp-chitosan (P C1:1), 2:1 pulp with AgNp-chitosan (P C2:1) and 3 :1 pulp with AgNp-chitosan (P C3:1) to determine in this way the one that presents the best nutritional properties and favors the incorporation of chitosan with silver nanoparticles.

The films were characterized in a physicochemical way, a variation in diameter was found depending on the moment of unmolding the films and the weight is attributed to the pulp content. The physicochemical analysis was carried out under the AOAC methodology, the moisture percentage for the films was: P C1:1 13.0075%, P C2:1 13.6932% and P C3:1 14.6507%. The content of ashes and lipids depends on the amount of pulp, the P C3:1 presents the highest percentage with 6.4889 and 2.2879 respectively. Regarding the content of protein and crude fiber, P C1:1 presented the highest percentage of 5.5562 and 9.768, this due to the properties that chitosan confers due to its polymeric nature.

The mechanical properties of resistance to puncture force in the films were as follows: P C 3:1 pulp-chitosan presented 160.06 N, this refers to the force necessary to mark the film.

The percentage of solubility in water presented by the film made from natural butiá pulp (Pc) is 21.6309%, unlike the composite film P C3:1 increases solubility by 66.6470%. The percentage of vitamin C was higher for the film with natural pulp (Pc) 24.7683 mg/100mL, unlike the composite film P C3:1 of 21.0546 mg/100mL. Using scanning electron microscopy, the silver nanoparticles and the form of incorporation of the elements of the film were identified. The calcium and magnesium minerals present in the films were analyzed, and the amount of extractable polyphenols with three solvents was determined: acetone: methanol, water: methanol and water by the Folin-Ciocalteu method. The antioxidant capacity was determined using the DPPH and ABTS radicals.

I. INTRODUCCIÓN:

La importancia de mantener una buena calidad en los frutos y vegetales frescos hoy en día radica en la aplicación de nuevas tecnologías que permitan la conservación de estos productos partiendo desde la cosecha hasta llegar a las manos de las personas, esto permite que el consumidor aproveche y disfrute de la mayoría de sus propiedades.

Los parámetros de calidad más importantes dentro de la comercialización de productos frescos y mínimamente procesados son la apariencia, color, textura, sabor, valor nutrimental y estabilidad microbiana, dichos atributos dependen de la variedad de la planta, madurez y condiciones antes y después de la cosecha; es importante mencionar que las características anteriormente mencionadas son propensas a modificarse después de la cosecha (Ruelas et al, 2013; Sosa, 2016).

Para prolongar la vida postcosecha de los productos hortofrutícolas se han implementado diferentes tecnologías, entre ellas el almacenamiento a bajas temperaturas, la utilización de empaques plásticos para crear atmósferas modificadas, la aplicación de tratamientos hidrotérmicos, irradiación y formulaciones que contienen agentes biológicos, entre otras (Quezada et al., 2003; Ramos, et al, 2010).

En la industria de los alimentos se utiliza gran variedad de empaques. Los empaques como las películas plásticas son una estructura independiente que envuelve a un alimento para prevenir del deterioro, alargar la vida de anaquel y proteger al producto contra daños mecánicos, además facilita la distribución y la comercialización de los productos (Sánchez, et al., 2015). Las películas y recubrimientos comestibles y biodegradables representan una alternativa de empaque sin costos ambientales. Aunque no se pretende el remplazo total de películas de empaque sintético, se tiene el potencial de reducir considerablemente estos materiales (Miranda, et al., 2004).

Las películas pueden ser utilizadas para cubrir superficies alimentarias, separar zonas e ingredientes incompatibles, formar una barrera contra el oxígeno, aromas, por mencionar solo algunas. Entre otras características importantes, también

pueden ser empleadas como acarreadores de agentes funcionales tales como antioxidantes y sustancias antimicrobianas para mejorar la seguridad y estabilidad de los alimentos. (Lin & Zhao, 2007; González, et al., 2015).

Para que los recubrimientos comestibles sean funcionales y óptimos, es de vital importancia la selección de materiales que los conforman, ya que las propiedades de los films dependerán en gran medida de la naturaleza de sus componentes, composición y estructura final (Campos et al., 2011; Parra, 2017).

Los biopolímeros usados para formar películas biodegradables son proteínas, lípidos y carbohidratos (gomas, almidón, derivados de la celulosa y pectinas) o una combinación de estos compuestos (Sánchez et al., 2015).

El aprovechamiento de algunas frutas que se desconocen sus propiedades nutrimentales en el mercado, hoy en día se hace novedoso y permite desarrollar nuevos productos amigables con el medio ambiente como lo son películas comestibles capaces de prolongar la vida útil de productos frescos, tal es el caso del fruto de *butiá odorata*, que se puede utilizar para formar una película con pulpa seca.

Butiá odorata (antes denominada *Butiá capitata* (Mart.) Becc.) (Noblick, 2010;) pertenece a la familia de las palmeras (*Arecaceae*), (Pizzanelli & Dini, 2013), es una de las palmeras más australes del mundo (Crosa, et al., 2011). El fruto autóctono *Butiá* ha sido empleado en la elaboración de diferentes productos muy incorporados a la cultura de Uruguay y varios de ellos se comercializan actualmente. Estudios han demostrado que frutos como el butiá, por su alto contenido en carotenoides, contribuyen significativamente como antioxidantes y como reguladores del sistema inmune (Jacques et al. 2007; Betancurt, et al., 2008). Actualmente no se conocen aplicaciones para este fruto en México y siendo más específicos en la ciudad de Morelia Michoacán donde encontramos esta palmera en diferentes partes como decoración de los hogares y camellones, no se conoce referencia de que existan plantares de esta especie.

El quitosán es de interés potencial como base de películas y recubrimientos comestibles porque tiene propiedades de barrera al oxígeno además de tener

actividad bactericida y funguicida contra algunos patógenos de frutos. Sin embargo, el quitosán es una molécula hidrofílica la cual debe tratarse con algunos aditivos para propiciar cierta hidrofobicidad y mejorar sus propiedades mecánicas, además de que a alta humedad relativa se puede disolver (Miranda, et al., 2003). Es por ello que el objetivo de esta investigación implica adicionar quitosano a la pulpa de *butiá odorata* para mejorar sus propiedades realizando diferentes pruebas que nos permitan comprobarlo.

La síntesis de nanopartículas actualmente está siendo de interés gracias a que este rango de tamaño permite una gran variedad de materiales que brindan propiedades innovadoras, además aplicados en distintos ámbitos (Feijoo, 2018). Tal es el caso de la industria alimenticia que permite la incorporación de nanopartículas de plata en las películas comestibles para modificar sus propiedades. En este caso se utilizará una forma amigable con el medio ambiente para llevar acabo la síntesis, serán incorporadas a la pulpa de *Butiá odorata* para revisar la compatibilidad que puedan presentar.

II. JUSTIFICACIÓN

La utilización desmedida de plástico en el mundo es un problema que día a día se vuelve el tema principal al tratar de sustituirlo por materiales que sean biodegradables, una alternativa propuesta es agregar películas y recubrimientos comestibles a los alimentos frescos que permitan protegerlos contra daño mecánico principalmente a la hora de su manipulación así mismo conservar sus propiedades nutrimentales, textura y sabor.

La utilización de la pulpa del fruto, conocido como *Butiá odorata*, para el desarrollo de una película puede ser una alternativa factible para su utilización como recubrimiento comestible; además, hasta la fecha no se han presentado reportes del aprovechamiento del fruto para tal propósito. Sin embargo, se tiene conocimiento que en algunos países de Latinoamérica lo utilizan para obtener una serie de productos alimenticios.

Una de las ventajas de esta propuesta es el bajo costo de la infraestructura y la facilidad de obtención de la película. Se pretende mejorar las propiedades de la pulpa con la adición de quitosano, ya que es un polímero que presenta buen funcionamiento para la formación de películas comestibles, de acuerdo a reportes ya mencionados. Asimismo, se adicionaron nanopartículas de plata con la finalidad de conservar por más tiempo las películas libres de microorganismos.

III. HIPÓTESIS

La pulpa de *Butiá odorata* sirve para elaborar películas comestibles y la adición de quitosano y nanopartículas de plata para verificar la incorporación en la pulpa.

IV. OBJETIVOS

4. OBJETIVO GENERAL

Desarrollar una película comestible a base de pulpa de *butiá odorata* adicionada con quitosano y nanopartículas de plata.

4.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Elaborar una película utilizando pulpa de *butiá odorata* mediante el método casting a diferentes proporciones pulpa-quitosano.
- Evaluación de las propiedades adquiridas al agregar quitosano a la película.
- Modificar las películas comestibles con nanopartículas de plata obtenidas mediante extracto vegetal de moringa oleífera.
- Caracterizar fisicoquímicamente las películas comestibles de pulpa natural y compuesta.

V. ANTECEDENTES

En el siglo XII los chinos formaban películas con cera para proteger productos cítricos de la pérdida de agua. La primer película comestible fue la Yuba, desarrollada en Japón en el siglo XV la cual estaba elaborada a partir de soya de leche, en el siglo XVI en Inglaterra comenzaron a cubrirse productos con lardo de cerdo y a partir del año de 1930 en Estados Unidos empezó a utilizarse la cera para recubrir naranjas y manzanas (Ávila & López, 2008; SOSA, 2016).

Más tarde, en el siglo XIX, las películas de gelatina fueron usadas para cubrir carnes y la sacarosa fue escogida como un recubrimiento comestible protector, sobre almendras y avellanas, para prevenir la oxidación y la rancidez (Debeaufort, et al. 1998; Miramont, 2012).

Recubrimientos de cera sobre frutas y verduras, recubrimientos de zeína sobre caramelos y de azúcar sobre almendras son los ejemplos comerciales más comunes de recubrimientos comestibles. Éteres de celulosa (carboximetil celulosa, hidroxipropil metilcelulosa y metilcelulosa) han sido usados como ingredientes en recubrimientos para frutas, verduras, carnes, almendras, productos de confitería, panadería, granos y otros productos agrícolas (Han & Gennadios, 2005; Miramont, 2012).

El fruto de *butiá odorata* no tiene estudios conocidos en México que aseguren su utilización como tal, es en Uruguay donde se conoce y se realizan diversas investigaciones de este fruto.

Cornelio M. (2018), en coordinación con alumnos de la Universidad Tecnológica del Oriente de Michoacán desarrolló el proyecto de “Caracterización del fruto de la palma butiá”. En el cual se realizó un análisis del fruto para conocer sus propiedades alimenticias.

Moreno, M. (2018), realizó el proyecto “Elaboración de películas a base de pectina de la pulpa de la palma butea y datilera”. Para el desarrollo de este proyecto se utilizó un plato de plástico y no existe una estandarización del peso al momento del vaciado en el molde.

5.1. RECUBRIMIENTO COMESTIBLE (RC) Y PELÍCULA COMESTIBLE (PC)

Un RC o PC es un material de envoltura (empaque) delgado empleado en la industria de alimentos y que puede ser consumido como parte del mismo, debido a que proviene de polímeros biodegradables, no tóxicos y que ayudan a incrementar la calidad de los alimentos durante su conservación (Sánchez-González et al., 2011; Fernandez, et al, 2015).

La diferencia entre una película y un recubrimiento comestible radica en el método de elaboración y formación (Ávila & López, 2008). Un recubrimiento comestible (RC) se puede definir como una matriz transparente continua, comestible y delgada, que se estructura alrededor de un alimento generalmente mediante la inmersión del mismo en una solución formadora del recubrimiento con el fin de preservar su calidad y servir de empaque. Por otra parte, una película comestible (PC) es una matriz preformada, obtenida por moldeo, cuyo espesor es siempre es mayor al de los RC (Del-Valle et al., 2005; Fernández, et al, 2015).

5.1.1. PROPIEDADES QUE PRESENTAN LOS RC Y PC

Las películas y recubrimientos comestibles no pretenden sustituir a los empaques sintéticos diseñados para alimentos con tiempo de almacenamiento prolongado. Su utilidad recae en la capacidad de actuar como un accesorio que mejora la calidad de un alimento, extendiendo su vida de anaquel y la posibilidad de aumentar la eficiencia de los empaques de alimentos, mediante la incorporación de diversas sustancias que enriquecen sus propiedades funcionales (Ávila & López, 2008; Sosa, 2016).

Según (Falguera *et al.*, 2011) las películas y recubrimientos deben presentar ciertas exigencias funcionales que permitan controlar o aminorar las causas de alteración de los alimentos a recubrir, algunas de estas ventajas y propiedades son:

- Ser libres de tóxicos y seguros para la salud.

- Deben requerir una tecnología simple para su elaboración.
- Ser protectores de la acción física, química y mecánica.
- Presentan propiedades sensoriales: deben ser transparentes y no ser detectados durante su consumo.
- Mejoran las propiedades mecánicas y preservan la textura.
- Prolongan la vida útil de alimentos a través del control sobre el desarrollo de microorganismos.
- Pueden regular distintas condiciones de interface o superficiales del alimento, a través del agregado de aditivos como antioxidantes, agentes antimicrobianos y nutrientes.

(Fernández, et al., 2015).

5.1.1.1. Propiedades físicas:

Las propiedades físicas más importantes para las películas comestibles son: color, opacidad aparente, solubilidad, permeabilidad al vapor de agua y a los gases (oxígeno, monóxido de carbono, etileno) y resistencia mecánica (Solis, 2016).

➤ Propiedades ópticas:

Son todas aquellas que se identifican con el sentido de la vista como la forma, tamaño, rugosidad, manchas y defectos. Son las primeras en ser evaluadas (Solis, 2016).

➤ Solubilidad:

La solubilidad se utiliza para medir la integridad de los recubrimientos en un medio acuoso. Mayor solubilidad indica menor resistencia al agua, esta propiedad afecta en la aplicación de los recubrimientos (Solis, 2016).

➤ Espesor:

La mayoría de los recubrimientos comestibles son de naturaleza hidrofílica. Se considera que cuando el espesor aumenta, se incrementa la resistencia a la transferencia de masa, a través del recubrimiento, debido a esto la presión parcial de vapor del agua de equilibrio en la superficie inferior de la cubierta aumenta (Solis, 2016).



Figura 1: Transferencias que pueden ser controladas por películas comestibles.

(Falguera et al., 2011; Fernández, et al., 2015).

5.1.2. FUNCIONES DE LOS RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES

La combinación de los diferentes compuestos para el desarrollo de la formulación de cubiertas comestibles permite que estas desempeñen funciones favorables, asegurar la calidad y valor nutricional de los alimentos cubiertos.

- Barrera contra la pérdida de humedad.

Es una de las propiedades más importantes que deben de tener los RC, ya que tienen la función de reducir la deshidratación de las frutas, este atributo depende en gran medida del área sobre la cual se está aplicando la cubierta y el espesor de esta, además de las diferencias de presión de vapor de agua al interior y exterior del producto

- Barrera contra los gases.

Una de las funciones primordiales de los RC es regular el intercambio de gases, principalmente oxígeno y dióxido de carbono entre el alimento y el ambiente que lo rodea, minimizando la respiración y con ello la degradación del producto. Esta acción de barrera también puede ejercer un efecto

favorable en el retraso de procesos oxidativos ayudando a controlar el pardeamiento enzimático y el ablandamiento de textura.

➤ Limitar el intercambio de compuestos volátiles

Consiste en controlar la transferencia de sustancias volátiles entre el alimento y el exterior con el fin de evitar la pérdida de los compuestos responsables de otorgar sabor y color, además de proteger al fruto de adquirir olores y sabores anormales.

➤ Protección contra el daño mecánico

Los RC otorgan cierta resistencia contra el impacto al que están expuestas las frutas durante la manipulación y el transporte de las mismas.

➤ Contener ingredientes funcionales

Debido a la tendencia actual por consumir alimentos fortificados o adicionados con compuestos que proporcionan beneficios a la salud, se han incorporado a las formulaciones de cubiertas comestibles compuestos tales como antioxidantes, vitaminas y minerales, entre otros, además de agentes antimicrobianos, colorantes y saborizantes con el objetivo de ofrecer productos con mayor valor agregado (Sosa, 2016).

5.1.3. COMPOSICIÓN DE PELÍCULAS Y RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES

Los principales componentes de los films comestibles son sustancias reconocidas como inocuas para el consumo humano, tales como polisacáridos, proteínas y lípidos. Estos materiales pueden emplearse de forma individual o en mezclas, siempre y cuando dichas combinaciones no alteren las características nutricionales y organolépticas del alimento, constituyendo así recubrimientos compuestos. Adicionalmente, las formulaciones pueden incluir plastificantes, emulsionantes, saborizantes, compuestos antimicrobianos, entre otros, para potenciar propiedades existentes y crear nuevas, como resultado de la sinergia entre ellos (Quintero et al., 2010; Parra, 2017).

5.1.3.1. Polisacáridos:

Los polisacáridos son capaces de construir una matriz estructural, permitiendo obtener recubrimientos comestibles transparentes y homogéneos, presentan buenas

propiedades de barrera a los gases y pueden adherirse con facilidad a la superficie de frutas y hortalizas incluso troceadas; sin embargo, se ven limitados por su naturaleza hidrofílica, que hace que constituyan una pobre barrera a la pérdida de humedad y les confieren propiedades mecánicas moderadas (Lin et al., 2007; Parra, 2017).

Los polisacáridos más utilizados en formación de películas comestibles son almidones, alginatos, carragenanos, pectinas, derivados de celulosa, quitosano, dextrina, goma arábiga, goma guar y goma xantana (Flores et al., 2010; Parra 2017).

5.1.3.2. Proteínas:

Indistintamente de su origen animal o vegetal, las proteínas se utilizan para conferir estabilidad mecánica a la película comestible. Las proteínas, como consecuencia de su naturaleza hidrófila, forman recubrimientos con barreras más débiles al vapor de agua, en comparación con los polisacáridos, pero son capaces de desarrollar muy buenas propiedades de barrera al oxígeno y a otros gases (Baldwin et al., 2007; Parra, 2017).

Las proteínas de origen animal más utilizadas para la formulación de recubrimientos comestibles son caseína, colágeno, albúmina de huevo, proteína de pescado, queratina y proteína aislada de suero de leche. En cuanto a las proteínas vegetales, éstas vienen representadas por zeína, gluten de trigo y proteína de soya, entre otras (Campos et al., 2011; Parra, 2017).

5.1.3.3. 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, la abrasión en la manipulación posterior y pueden mejorar el brillo y la apariencia de muchos de los alimentos. Dentro del grupo de lípidos aplicados a recubrimiento 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, entre otros (Kester y Fennema, 1986; Fernández, et al., 2015).

5.1.3.4. ADITIVOS TECNOLÓGICOS:

Plastificantes:

Los plastificantes (moléculas pequeñas de bajo peso molecular), se adicionan con el objetivo de mejorar la flexibilidad y funcionabilidad de los recubrimientos, haciéndolos menos frágiles (Fernández, et al., 2015).

El plastificante quizás sea el aditivo más determinante en la formulación de las películas comestibles, ya que afecta simultáneamente propiedades mecánicas y propiedades de barrera (Krochta et al., 2010; Parra, 2017).

Los plastificantes más utilizados en recubrimientos y películas comestibles son polioles (glicerol, sorbitol, polietilenglicol y los derivados del glicerol), monosacáridos, disacáridos y oligosacáridos (sacarosa, glucosa y fructosa, jarabes de fructosa, miel) y lípidos (ácidos grasos y monoglicéridos). El agua también actúa como plastificante en las películas hidrofílicas y su contenido se ve afectado por la humedad relativa ambiental (Irissin-Mangata et al., 2001; Parra, 2017).

Emulsificantes:

Los emulsificantes favorecen la dispersión del lípido en la matriz hidrocoloide y reducen la actividad de agua superficial, además también se emplea la adición de antioxidantes a fin de mejorar las propiedades y la capacidad de las cubiertas (Fernández, et al., 2015).

Algunos de los emulsionantes usados en la formulación de recubrimientos y películas comestibles son ácidos grasos, monoacilglicerol, ésteres de ácidos grasos y sorbitán o polioxeno (Tweens) y ésteres de sacarosa y ácidos grasos (Quezada-Gallo et al., 2009; Parra, 2017).

5.1.3.5. Aditivos funcionales:

Una funcionalidad importante de los recubrimientos y películas comestibles es su habilidad para incorporar ingredientes activos, ya que pueden servir como soporte de aditivos capaces de conservar y mejorar la calidad del producto. Es posible utilizarlos, por ejemplo, en frutas frescas cortadas para mejorar su calidad y vida útil,

mediante la incorporación de antioxidantes, antimicrobiana, mejoradores de textura, etc. Se denomina aditivos funcionales, a aquellos que se caracterizan por dotar al film de practicidad (Vargas et al., 2008; Parra, 2017).

Antimicrobianos:

Los agentes antimicrobianos como el ácido benzoico, ácido sórbico y parte de sus sales (sorbato sódico, sorbato potásico y sorbato cálcico), ácido propiónico, ácido láctico, nisina y lisozima han sido incorporados en matrices comestibles, con el fin de evitar el crecimiento superficial de hongos, bacterias y levaduras en los alimentos (Miramont, 2012).

Antioxidantes:

Se añaden para incrementar la estabilidad y mantener el valor nutricional y color de los productos alimenticios, protegiendo frente al enranciamiento, la degradación y decoloración oxidativa. La oxidación de las grasas es la forma de deterioro de los alimentos más importante después de las alteraciones producidas por microorganismos. La reacción de oxidación es una reacción en cadena, es decir, que una vez iniciada, continúa acelerándose hasta la oxidación total de las sustancias sensibles. Con la oxidación, aparecen olores y sabores a rancio, se altera el color y la textura, y desciende el valor nutritivo al perderse algunas vitaminas y ácidos grasos poliinsaturados. Además, los productos formados en la oxidación pueden llegar a ser nocivos para la salud (Park et al., 1996; Parra, 2017).

Aceites esenciales:

Los aceites esenciales que, generalmente, poseen notables propiedades antimicrobianas también pueden soportarse en estas matrices. Hasta la fecha, la mayoría de los estudios realizados sobre las propiedades antimicrobianas de los aceites esenciales se han centrado en microorganismos patógenos para el hombre, así como en aquellos presentes en los alimentos, bien por su implicancia en toxicoinfecciones alimentarias, bien por su capacidad de alterar las propiedades organolépticas y de conservación de los alimentos. Diversos estudios determinan que los aceites procedentes de: clavo, canela, mostaza, orégano, romero y tomillo son los que poseen actividad antimicrobiana más acentuada (Burt, 2004; Miramont, 2012).

5.1.4. MÉTODOS DE ELABORACIÓN DE PELÍCULAS Y RECUBRIMIENTOS COMESTIBLES

Existen distintos métodos para elaborar películas y recubrimientos a base de biopolímeros, entre los cuales se encuentra el método de vaciado en placa o casting, inmersión, aspersión y extrusión. El método de vaciado en placa es el más común, el vaciado puede llevarse a cabo llevando un control del espesor de la película o vertiendo la solución filogénica en la placa de la película. El método de vertido consiste en colocar la solución filmogénica en los recipientes, dentro de un área perfectamente nivelada para que posteriormente se pueda secar (Aguirre Loredó, 2011; Donhowe y Fennema, 1994; Solis, 2016).

El proceso de secado es una etapa importante en la formulación de películas. Los parámetros principales que influyen en el secado son el tiempo y la temperatura, influyendo en la cristalinidad y propiedades mecánicas de la película. Un secado rápido de soluciones filmogénicas limita las asociaciones intermoleculares dentro de la estructura de la película, ya que la movilidad de las cadenas poliméricas está restringida cuando la cantidad del solvente disminuye. Un secado rápido puede causar fracturas, deformaciones u ondulaciones de la película (Aguirre, 2011., Donhowe & Fennema, 1994; Solis, 2016).

Por otra parte, el proceso de inmersión consiste en sumergir el alimento a conservar en la solución filogénica por determinado tiempo, posteriormente viene el proceso de secado. Las películas generadas por el proceso de aspersión son aplicadas en capas uniformes y delgadas a diferencia de las obtenidas por inmersión. La aspersión es más utilizada cuando se quiere proteger el alimento o colocar más de una capa a la superficie de éste. (Donhowe & Fennema, 1994; Solis, 2016).

5.2. BUTIÁ ODORATA (BARB. RODR.) NOBLICK

Las palmas son monocotiledóneas y constituyen la familia *Arecaceae* o *Palmae*. Dentro de las monocotiledóneas, es uno de los grupos más antiguos reconocidos en registros fósiles (Moore & Uhl, 1982; Jones, 1995; Morel, 2006).

5.2.1. HISTORIA

Son plantas de origen muy antiguo. Moore (1973) basándose en la evidencia del registro fósil y considerando la distribución actual del grupo, propone que las palmas se originaron durante el Cretácico. (Molina, 2001).

El género *Butiá* fue originalmente descrito por Beccari, en 1887, quién lo clasificó como un sub-género dentro del género *Cocos*. Más tarde, en 1916, el mismo autor elevó a *Butiá* a la categoría de género, separándolo de *Syagrus* por diferencias en la superficie de las espatas y los márgenes de los pecíolos (Glassman, 1979; Morel, 2006).

La especie *Butiá capitata* se describió por primera vez en 1826, por Martius. El primer nombre que esta especie recibió fue *Cocos capitata*. En 1916, siendo *Butiá* ya un género, Beccari describió a la misma especie con el nombre de *Butiá capitata*. En 1970, Glassman transfirió a todas las especies descritas de *Butiá* al género *Syagrus*, aunque en 1979 re-transfirió a *Butiá* a la categoría de género, incluyendo tanto las especies con márgenes de pecíolos dentados como espinosos, fibrosos como suaves. Actualmente el nombre aceptado para la especie es el de *Butiá capitata* (Mart) Becc. (Glassman, 1979). Vulgarmente se la conoce como palma butiá. (Morel, 2006).

Barbosa Rodrigues (1891, 1903) describió y nombró al Sur como *Cocos odorata* y escribió que habitaba campos en Rio Grande do Sul y en la Isla de los Padres cerca del Río Cebollatí [Lagoa Mirim], Uruguay. Beccari (1916) aceptó a medias el nombre de Barbosa Rodrigues cuando creó *Butiá capitata* var. *Odorata* (Barb. Rodr.) Becc. Glassman (1979) definió ambos nombres bajo *Butiá capitata* y expresó la necesidad de un estudio adicional. Henderson (1999), reiterando En mi opinión, escribí que "Ellos [la población del Sur] tal vez deberían ser reconocidos como una especie

separada, en cuyo caso *Butiá odorata* sería el nombre correcto (Larry Noblick, pers. comm.). "Desde entonces, otros han apoyado, pero no han transferido *Cocos odorata* a *Butiá odorata*. En su tesis doctoral, Marcato (2004) creó el nombre de *Butiá odorata* (Barb.Rodr.) Noblick ex Marcato, pero nunca Publicó su tesis ni el nombre. Lorenzi et al. (2004) publicó el nombre *Butiá odorata* (Barb.Rodr.) Noblick & Pirani, pero carecía de un referencia basiónimo adecuada, y la transferencia falló. Finalmente, Lorenzi et al. (2010) publicó *Butiá odorata* Noblick & Lorenzi, pero tenía una referencia basiónima errónea que hizo el nombre ilegítimo. Por lo tanto, deje que la transferencia anterior se considere la transferencia final, legal y oficial de *Cocos odorata* Barb. Rodr. A *Butiá*, con su correcta referencia de basiónimo. (Noblick, 2011).

5.2.2. SISTEMÁTICA

Butiá odorata (antes denominada *Butiá capitata* (Mart.) Becc.) (Noblick, 2010) pertenece a la familia de las palmeras (*Arecaceae*) (Cuadro 1).

Dentro del género *Butiá* se identifican 19 especies. En la zona de Río Grande del Sur existen las siguientes ocho: *Butiá odorata* (Barb. Rodr.) Noblick, *B. eriospatha* (Mart. Ex Drube) Becc., *B. paraguayensis* (Barb. Rodr.) L. H. Bailey, *B. yatay* (Mart.) Becc., *B. lallemantii* (Deble & Marchiori), *B. microspadix* (Burret), *B. catarinensis* (Lorenzi et al., 2010) y *B. witeckii* (Soares y Longhi, 2011). De estas ocho especies, en Uruguay se identificaron cuatro: *B. lallemantii*, *B. paraguayensis*, *B. odorata* y *B. yatay*; estas dos últimas forman palmares bien definidos en el este y litoral oeste - respectivamente- de Uruguay (Chebataroff, 1971).

Tabla 1: Ubicación sistemática de la especie *Butiá odorata*.

Reino	<i>PLANTAE</i>
División	<i>ANGIOSPERMAE</i>
Clase	<i>MONOCOTILEDÓNEA</i>
Orden	<i>ARECALES</i>
Familia	<i>ARECACEA</i>
Sub-familia	<i>ARECOIDEA</i>
Tribu	<i>COCOSEAE</i>
Sub-tribu	<i>ATTALEINAE</i>
Género	<i>Butiá</i>
Especie	<i>Butiá odorata</i>

Fuente: (Dransfield, 2008; Noblick, 2010; Pizzanelli & Dini, 2013).

5.2.3. DISTRIBUCIÓN DEL GENERO *BUTIÁ*

Se distribuye en el sur de Brasil, en los estados de Santa Catarina y Rio Grande do Sul, y en el este de Uruguay, en los departamentos de Cerro Largo, Treinta y Tres, Lavalleja, Maldonado y Rocha. Las poblaciones actuales de la especie están formadas por individuos coetáneos y centenarios, debido a la ausencia de regeneración de estos palmares (Rivas & Barilani, 2004; Crosa, et al. 2011).

5.2.4. DESCRIPCIÓN DE LA PALMA

Palmas de *Butiá* también conocidas como palmas de jalea o palmas de pindo (Hoffmann, et al., 2017).

Son plantas arbóreas perennes uní o bisexuales con una distintiva corona de hojas y se reproducen por semillas (Jones 1995; Molina, 2001).

Las dimensiones de *Butiá odorata* varían de una altura de 3 a 10 metros, con un diámetro que va desde 40 a 60 cm. Su estípite está bien desarrollado y no tiene ramificaciones. Las hojas son pinnaticompuestas de color verde grisáceo y pueden alcanzar hasta tres metros de largo. Una palmera puede tener hasta 25 hojas, con disposición terminal, formando una corona en el ápice de la misma (PROBIDES, 1995; Pizzanelli & Dini, 2013).

La inflorescencia nace intrafoliarmente, protegida por una bráctea leñosa de color verde claro, llamada espata (Glassman, 1979; Pizzanelli & Dini, 2013). Posee un raquis principal, donde se ramifican raquillas (Morel, 2006; Pizzanelli & Dini, 2013). Las flores se distribuyen con un padrón claro en la inflorescencia: flores masculinas en la parte distal, flores masculinas y femeninas en la parte media y solo femeninas en la base. Las flores femeninas son de mayor tamaño en todas sus etapas y la relación en número de flores masculinas/femeninas varía de 12:1 a 20:1 (PROBIDES 1995, Molina 2001; Pizzanelli & Dini, 2013). Durante la floración se han identificado muchos insectos visitantes incluyendo moscas, escarabajos, avispas y abejas (Hoffmann, et al., 2017).



Figura 2: Palmera *Butiá Odorata*, Morelia Michoacán.

(Fuente: Elaboración Propia).

5.2.5. DESCRIPCIÓN DEL FRUTO

El fruto autóctono *Butiá* es esférico u oblongo, de hasta 25 mm de diámetro, de color amarillo o anaranjado, con pulpa jugosa y abundante (PROBIDES, 1994; Betancurt, et al., 2008). Su pulpa (mesocarpo) es comestible y madura en el período febrero abril, tiene sabor agridulce y es muy rica en carbohidratos (azúcares), dado el alto contenido de sacarosa (Pizzanelli & Dini, 2013). Este fruto crece en la palmera arracimado formando los comúnmente llamados “cachos” de butiá (Figura 1) (Pereira et al. 2008; Betancurt, et al, 2008). Las inflorescencias van de una a cinco por palma por año (Pizzanelli & Dini, 2013). Presentan un corazón, el endocarpio leñoso, conocido localmente como coquito (Fig 2), extremadamente duro. Este coquito casi esférico, de aproximadamente 15 mm de diámetro, contiene las semillas conocidas popularmente como almendras (Pereira et al. 2008; Betancurt, et al., 2008). Los productos comestibles aprovechables de butiá son la pulpa y las almendras (Betancurt, et al., 2008).



Figura 3: Cacho de Butiá (racimo)



Figura 4: Coquitos de Butiá

5.2.6. PROPIEDADES NUTRITIVAS EN FRESCO

El fruto de *Butiá Odorata* es considerado por su alto contenido de ácido ascórbico, compuestos fenólicos y carotenoides (Hoffmann, et al. 2017).

El ácido ascórbico o vitamina C es un nutriente esencial para el funcionamiento del cuerpo humano que se obtiene de frutas y vegetales, de acuerdo a estudios realizados consumiendo 14 frutos de *Butiá* se alcanzaría la cantidad diaria recomendada de vitamina C (Betancurt & Crosa 2014).

Los compuestos fenólicos son algunos de los metabolitos secundarios de las plantas, en los animales se encuentran por la ingestión de las mismas. Los fenoles son sintetizados de novo por las plantas y regulados genéticamente aunque también interfieren factores ambientales. En general el término de compuesto fenólico se refiere a todas las sustancias que poseen varias funciones fenol o hidroxibenceno, unidas a estructuras aromáticas o alifáticas (Gimeo 2004). Los principales ácidos fenólicos reportados para *butiá odorata* y *butiá eriospatha* son: gálicos, protocatecuicos, ácidos cafeico, clorogénico, hidroxibenzoico, cumarico y ferúlico. Mientras que los principales flavonoides incluyen catequina, epicatequina, quercetina, kaempferol y rutina (Hoffmann. et al. 2017).

5.2.7. USOS DEL PALMAR Y SUS FRUTOS

En los años 30 y 50 en Brasil se utilizaron las hojas secas al sol de las palmas *butiá* para ser tejidas y formar colchones, sillas y sofás. Actualmente se consumen los frutos de *butiá* en fresco o procesados de su pulpa en forma de jugos, bebidas alcohólicas, mermeladas, jaleas y helados. Las palmas de *butiá* se utilizan como ornamentales y en la actualidad se utilizan sus hojas secas en la elaboración de sombreros, escobas, cestas, entre otras artesanías (Hoffmann, et al., 2017).

5.3. QUITOSANO

5.3.1. LA QUITINA

La quitina es el principal componente de la estructura del exoesqueleto de los animales invertebrados: crustáceos, insectos y arácnidos; encontrándose presente en algas y en la mayoría de hongos. (Fornaguera & Gómez, 2004; Monsalve, 2014). Es el polímero natural más abundante luego de la celulosa, con la que guarda similitudes estructurales y como ella, funciona como un polisacárido estructural (Tolaimate et al., 2000; Arias et al., 2008; Valenzuela & Arias, 2012).

La quitina es un homo polímero formado por unidades 2-acetamido-2-desoxi-D-glucopiranososa (GlcNAc, N-acetil glucosamina) unidas por enlaces glicosídicos $\beta(1\rightarrow4)$, y constituye la mayor fuente de contaminación en las zonas costeras (Valenzuela & Arias, 2012). Es un biopolímero lineal, altamente insoluble en agua, propiedad que limita sus aplicaciones; se disuelve rápidamente en ácidos concentrados, en algunos fluoroalcoholes y soluciones al 5% de cloruro de litio, lo que la hace poco práctica para su aplicación (Mármol, et al., 2011) y presenta baja reactividad. Otras propiedades relevantes de este biopolímero son su alto peso molecular y su estructura porosa favoreciendo una elevada absorción de agua (Mármol, et al., 2011).

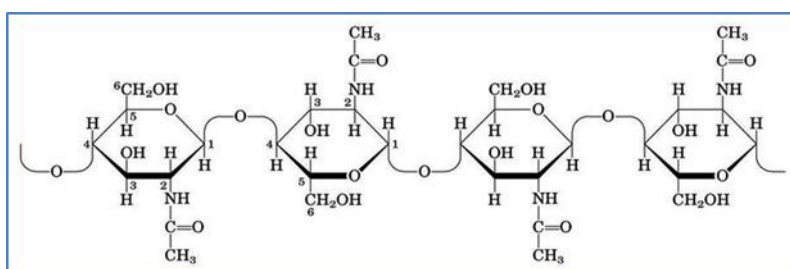


Figura 5: Estructura química de la quitina

(Mármol, et al., 2011).

5.3.2. DEFINICIÓN DE QUITOSANO

El quitosano es un polisacárido de alto peso molecular, siendo la forma N-desacetilada de la quitina (Fig. 6) y posee mejores propiedades de reactividad y solubilidad (Mármol, et al., 2011).

La composición química de las cadenas de quitosano depende de la fuente y el método de obtención del mismo (Rhazi, et al., 2000; Monsalve, 2014). Con respecto a la fuente se pueden distinguir dos tipos de quitosano (Q): el primero α -Q presenta cadenas anti paralelas y se encuentra presente en la cutícula de crustáceos como cangrejos, camarones, langostinos, etc. y en menor proporción en la cutícula de hongos, levaduras e insectos; y el segundo β -Q presenta cadenas paralelas y se obtiene desde la pluma cartilaginosa interna del endoesqueleto de calamares. En relación al método de obtención del quitosano, se ha reportado que el más utilizado es la metodología de evaporación del solvente y moldeado (Tolaimate, et al., 2000; Monsalve, 2014).

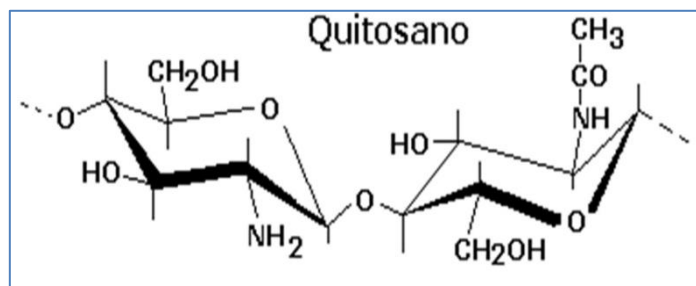


Figura 6: Estructura química del quitosano

(Mármol, et al., 2011).

5.3.3. REACCIÓN DE FORMACIÓN DE QUITOSANO

El quitosano (poli-(1,4)-2-amino-2-deoxi-P-D-glucosa) se obtiene a partir de un proceso de desacetilación de la quitina (poli-(1,4)-2-acetamida-2-deoxi-P-D-glucosa) por métodos enzimáticos o químicos. La reacción se produce cuando el ion hidróxido del álcali, mediante un mecanismo de sustitución nucleofílica, hidroliza los grupos acetamida de la quitina (Valderrama, 2014).

La reacción de desacetilación, es decir, la pérdida del grupo acetilo del grupo amida del carbono 2, da lugar a un grupo amino en esa posición, y cuando la

desacetilación del material de partida es incompleta se obtiene una mezcla de cadenas que contienen residuos de unidades GlcNAc y 2-amino-2-desoxi- β -Dglucopiranososa (GlcN) unidos por enlaces glucosídicos β (1 $\rightarrow$ 4), cuya relación depende de las condiciones de reacción y que genera quitosanos con distintas propiedades estructurales, físicas, químicas, y funcionales (Majeti & Kumar, 2000; Valenzuela & Arias, 2012).

Su grado de desacetilación (DD) varía desde un 60% hasta un 90% y los pesos moleculares (MW), se reportan de 50 hasta 2000 KDa, atribuyéndose esta heterogeneidad a la falta de control durante el procesamiento (Mármol, 2011)

5.3.4. CARACTERÍSTICAS DEL QUITOSANO PARA LA FORMACIÓN DE PELÍCULAS

El quitosano es insoluble en agua y tiene la propiedad de formar películas por sí solo (Jeonet et al., 2002; Valenzuela & Arias, 2012), a partir de soluciones diluidas en ácidos orgánicos (Begin & Van Calsteren, 1999; Valenzuela & Arias, 2012), mediante variadas metodologías siendo la más utilizada evaporación del solvente y moldeado (Butler et al., 1996; Caner et al., 1998; Valenzuela & Arias, 2012). En este contexto el quitosano posee propiedades únicas que lo hacen un ingrediente ideal para el desarrollo de películas comestible y su aplicación en sistemas alimentarios como agente antimicrobiano, ya que presenta una baja toxicidad, con un DL50 = 16 ml/kg, valor que sitúa al quitosano en un nivel similar a la azúcar y lo hace menos tóxico que la sal (Romanazzi et al., 2002; Valenzuela & Arias, 2012).

Las películas de quitosano son empleadas como recubrimiento de alimentos gracias a que son bioadherentes, altamente biocompatibles, transparentes e incoloras (Monsalve, 2014).

Adicionalmente el quitosano se biodegrada in vivo, haciendo posible que sus productos de degradación (oligosacáridos o monosacáridos) sean absorbidos o excretados (Dinesh & Alok, 2000; Monsalve, 2014). Lo anterior se fundamenta en que el quitosano es susceptible a la hidrólisis enzimática de los enlaces β (1 $\rightarrow$ 4) mediada por la enzima lisozima, la cual se encuentra presente en el organismo humano (Castañeda, et al., 2011; Monsalve, 2014).

Posee propiedades antimicrobianas y antimicóticas (Aider, 2010; Solano, et al. 2018) debido principalmente a la presencia de grupos amino cargados positivamente, lo que provoca el deterioro de las proteínas que forman parte de la membrana de los microorganismos, por lo que tiene diversos usos en la agricultura, biomedicina, alimentos, tratamientos de aguas residuales, de potabilización y en la industria de los cosméticos. Esto debido a que posee grupos amino libres, que le confieren mejores propiedades químicas y físicas (López, et al., 2010; Solano, et al. 2018).

Estudios recientes han demostrado que factores como tipo de ácido orgánico, concentración y pH de las disoluciones afectan las propiedades fisicoquímicas, mecánicas, antimicrobianas y de barrera de las películas de quitosano (Valderrama, 2014).

5.3.5. EL TIPO DE ÁCIDO ORGÁNICO USADO PARA DISOLVER QUITOSANO

Este fenómeno se le atribuye a las diferencias entre el tamaño y la estructura de cada ácido que influye en las interacciones intra e intermoleculares. Como resultado podría favorecerse el equilibrio del complejo de electrolitos entre el grupo amino del quitosano y el disolvente o en su defecto podría generarse inestabilidad en el complejo de las disoluciones formadoras de película y en consecuencia, alterar desfavorablemente las propiedades de las películas de quitosano. Entre los ácidos orgánicos usados como solventes se nombra al ácido fórmico, propiónico, láctico, acético, oxálico, succínico, málico, adípico, entre otros (Valderrama, 2014).

5.3.6. CONCENTRACIÓN DE LA SOLUCIÓN DE QUITOSANO

En la literatura se ha confirmado que la capacidad fungicida del quitosano está correlacionada en gran medida con su concentración, encontrando a su vez que medios suplementados con altas concentraciones de quitosano son capaces de inhibir el crecimiento de micelios, en patógenos tales como cucumerinum, Fusarium oxysporum, entre otros (Bautista et al., 2006; Badawy & Rabea, 2011; Fernández, et al. 2015).

5.3.7. EL pH DE LA SOLUCIÓN DE QUITOSANO

El quitosano es un biopolímero soluble en medio ácido a pH menor de 6 y los valores de pH óptimos se encuentran en el rango entre 4,0 y 5,0 (Valderrama, 2014). En condiciones ácidas, los grupos aminos del quitosano pueden protonizarse causando una repulsión entre las macro cadenas de carga positiva y permitiendo la difusión de las moléculas de agua y la solvatación de las moléculas de quitosano, mientras que a pH básico, el biopolímero tiende a precipitar (Valderrama, 2014).

5.4. NANOTECNOLOGÍA

La nanotecnología se define como la producción y aplicación de estructuras, dispositivos y sistemas mediante el control de la forma y tamaño de materiales en la escala nanométrica (Cardoso, 2016). Para darnos una idea de la escala nanométrica podemos decir que un nanómetro es una billonésima parte de un metro (Camacho & Deschamps, 2013). Las nanopartículas son partículas que se encuentran en un rango de tamaño de 100 nm o menos, estos materiales pueden ser ensamblados en nanotubos o nanofibras, de tal forma que se puede construir una superficie de contacto favoreciendo en el campo que se quiera aplicar (Feijoo, 2018).

En general, las nanopartículas (NPs) se clasifican en dos grupos

- Orgánicas: por ejemplo los fullerenos y los nanotubos de carbono.
- Inorgánicas: en este grupo se incluyen óxidos metálicos (óxido de zinc, óxido de hierro, dióxido de titanio, etc.), metales (oro, plata o hierro) y “quantum dots” puntos cuánticos (sulfuro de cadmio, seleniuro de cadmio). (García, 2011).

5.4.1. PLATA

La plata es un metal blando muy maleable que tiene un valor de conductividad eléctrica y térmica elevados (García, 2011). Tiene número atómico de 47, un peso atómico de 107.880 y una característica muy importante es que la capa electrónica d es incompleta, por lo tanto este atributo le confiere un buen número de

propiedades como son: su coloración, la capacidad para formar compuestos paramagnéticos, poseer actividad catalítica y, en especial formación de iones complejos (Ramírez, 2017).

Es utilizada principalmente en fotografía galvanoplastia, aleaciones industriales y materiales fotosensibles, su uso se amplía con la formación de nanopartículas de plata (Ramírez, 2015).

5.4.2. NANOPARTÍCULAS DE PLATA AgNPs

La preparación de nanopartículas (NPs) metálicas tiene una gran importancia gracias a sus propiedades ópticas, eléctricas, catalíticas y bactericidas. Dichas propiedades son dependientes del tamaño, forma y dispersión de las NPs, que son controladas partiendo del método de síntesis. Los diferentes parámetros que influyen en la morfología de las nanopartículas se describen como: la elección del agente reductor, las cantidades y concentraciones de reactivos, la temperatura y la duración de la reacción (Camacho & Deschamps, 2013).

En medicina existen apósitos para heridas, dispositivos anticonceptivos, instrumental quirúrgico y prótesis óseas, éstos pueden ser recubiertos o integrados con AgNPs para evitar crecimiento bacteriano. En la industria textil son incorporadas las AgNPs en fibras sintéticas o naturales logrando una potenciación de la actividad iónica debido a una mayor cantidad de iones plata liberados que permiten la obtención de rápidos efectos antimicrobianos o anti olor en prendas de vestir. En el sector alimenticio las AgNPs son aplicadas en la agricultura para prolongar la conservación de frutos gracias a su actividad bacteriana y su efecto fungistático, y el envasado de alimentos como parte de un recubrimiento biodegradable (Ávalos, et al., 2013).

5.4.3. SÍNTESIS DE NANOPARTÍCULAS DE PLATA

De manera general, la producción de nanopartículas se lleva a cabo mediante dos tipos de procedimientos:

- Top-down ("técnicas descendentes": se va reduciendo de tamaño las partículas).
- Bottom-up ("técnicas ascendentes": se van formando ensambles a partir de átomos individuales).

El método utilizado para la producción de AgNP presenta gran influencia en propiedades como tamaño variable, morfología e incluso estabilidad. Existen tres categorías en las cuales podemos integrar los diferentes métodos de producción de AgNP: la síntesis física, química y biológica (o verde). (Cardoso, 2016).

5.4.3.1. Síntesis física:

Los métodos físicos top- down incluyen la molienda o desgaste, enfriamiento repetido y la fotolitografía, por otro lado las técnicas bottom-up comienzan con un precursor de sal de plata que es reducido por medio de una reacción química.

La evaporación/condensación y la ablación con láser son las principales técnicas físicas para derivar nano plata a partir de muestras de metal y utiliza un horno cilíndrico bajo presión atmosférica para producirlo (Cardoso, 2016).

Los diferentes métodos físicos presentan resultados positivos en la formación de nanopartículas, el principal inconveniente es el costo elevado por los equipos complejos que se requieren, son poco accesibles y requieren altas cantidades de energías (Feijoo, 2018).

5.4.3.2. Síntesis química:

La reducción química es el método más frecuente de síntesis de nano plata, utilizando para ello sal de plata, el nitrato de plata es frecuentemente utilizado para las AgNP debido a su bajo costo y estabilidad química comparada con otras sales disponibles (Cardoso, 2016).

Los métodos químicos requieren de agentes reductores sintéticos (borohidruro de sodio, citrato de sodio, N,N-dimetilformamida, etc.) que actúan sobre iones metálicos produciendo las nanopartículas, de modo adicional se necesitan agentes surfactantes que controlan el tamaño y forma, también son necesarios solventes orgánicos. Estos métodos produce sustancias perjudiciales en el ser humano y para el medio ambiente (Feijoo, 2018).

5.4.3.3. Síntesis biológica:

La síntesis biológica de nanopartículas es conocida también con el nombre de “síntesis verde”, mediante la cual se lleva a cabo la síntesis de nanopartículas usando microorganismos, biomasa de microorganismos, plantas o sus extractos y también la participación de proteínas, azúcares, fenoles y otras enzimas (Hernández, 2009).

Para llevar a cabo la síntesis biológica con plantas normalmente se utilizan hojas o corteza de árboles (Feijoo, 2018).

Diferentes estrategias con plantas han sido desarrolladas para la síntesis de las nanopartículas, algunas usan sales de metales (ejemplo: nitrato de plata) u óxidos metálicos (ejemplo: óxido de titanio) durante el crecimiento de las plantas y después son extraídas las nanopartículas del material seco de las plantas. Otra manera para sintetizar directamente las nanopartículas es mediante el uso del extracto acuoso de plantas, los cuales contienen uno o más ingredientes activos de una planta específica (Gómez, 2018)

La principal ventaja con la síntesis biológica comparada con otros métodos es que evita el uso de solventes orgánicos y reactivos tóxicos, que muchas veces son un problema de residuos. Además de que las AgNP biosintetizadas resultan ser más estables que aquellas producidas químicamente (Cardoso, 2016).

5.4.4. EXTRACTO VEGETAL

Las plantas son una fuente invaluable de nuevas moléculas biológicamente activas (Davicino, et al., 2007). Se pueden utilizar diferentes partes de una planta de acuerdo al fin que se aplique, así como diferentes métodos de extracción que nos permitan obtener sus principios activos.

Los extractos son preparados concentrados de consistencia sólida, líquida o intermedia, derivados generalmente de material vegetal desecado, se obtienen al evaporar parcial o totalmente el disolvente en los líquidos extractivos de origen vegetal (Carrión & García, 2010).

El extracto obtenido con el uso de plantas debe tener un contenido de antioxidantes como son compuestos polifenólicos (flavonoides, ácidos fenólicos,

taninos, estilbenos, lignanos, entre otros), ellos aportan la capacidad antioxidante o reductora, debido a la presencia de hidroxilos donadores de protones, aminoácidos y bases nitrogenadas. La formación de las nanopartículas se lleva a cabo de forma directa extracto – disolución del metal, esto produce la reducción de los cationes metálicos en la disolución, en donde el extracto actúa como antioxidante que sustituye al borohidruro de sodio utilizado en los métodos convencionales (Feijoo, 2018).

5.4.5. EXTRACTO DE *MORINGA OLEIFERA*

La moringa es el único género que pertenece a familia *Moringaceae*. Este comprende 13 especies de las cuales *Moringa oleífera* es la especie más popular (Bonal, et al. 2012). El origen de este árbol se encuentra en el sur del Himalaya, el nordeste de la India, Bangladesh, Afganistán y Pakistán. Se encuentra distribuido en gran parte del planeta, en América Central su introducción se llevó a cabo en 1920 como planta ornamental y para ser utilizado en cercas vivas (Villarreal & Ortega, 2014).

Se conoce como árbol de la vida, árbol generoso, árbol milagroso, árbol de la Esperanza (Bonal, et al. 2012).

Ha sido considerado como un “árbol milagroso”, pues de él se aprovecha prácticamente todo (raíz, tallo, corteza, flores, hojas, vaina, semillas y goma, entre otros) hasta su leño, que da un excelente carbón (Bonal, et al. 2012).

El árbol de *Moringa oleífera* es caducifolio, de crecimiento rápido, asociado a zonas tropicales y subtropicales por lo que es muy resistente a la sequía, su temperatura de crecimiento ideal es de 25 – 35 °C (Doménech, et al. 2017). No alcanza gran altura, hasta unos 10 – 12 metros. La copa es poco densa, con forma abierta en forma de sombrilla, el tronco puede ser único o múltiple. El sistema radicular es abundante con flores de color crema que aparecen principalmente en épocas de sequía cuando el árbol pierde hojas. El fruto es una vaina de sección triangular de 30 – 45 cm de longitud, las semillas son negruzcas, redondas y con tejido a modo de “alas” (Magaña, 2012).

Posmontier analizó el contenido de esta planta más de 35 minerales y vitaminas. Esta contiene altos niveles de caroteno (vitamina A), vitaminas B1, B2, B3, C, E, K, además de calcio, hierro, potasio, cobre, magnesio, zinc, todos los aminoácidos esenciales y antioxidantes (ácido ascórbico, flavonoides, fenoles, carotenoides, entre otros).

Tal composición nos permite que la moringa sea una planta indicada para llevar a cabo la síntesis de nanopartículas de plata principalmente por el poder antioxidante que se requiere en la síntesis verde

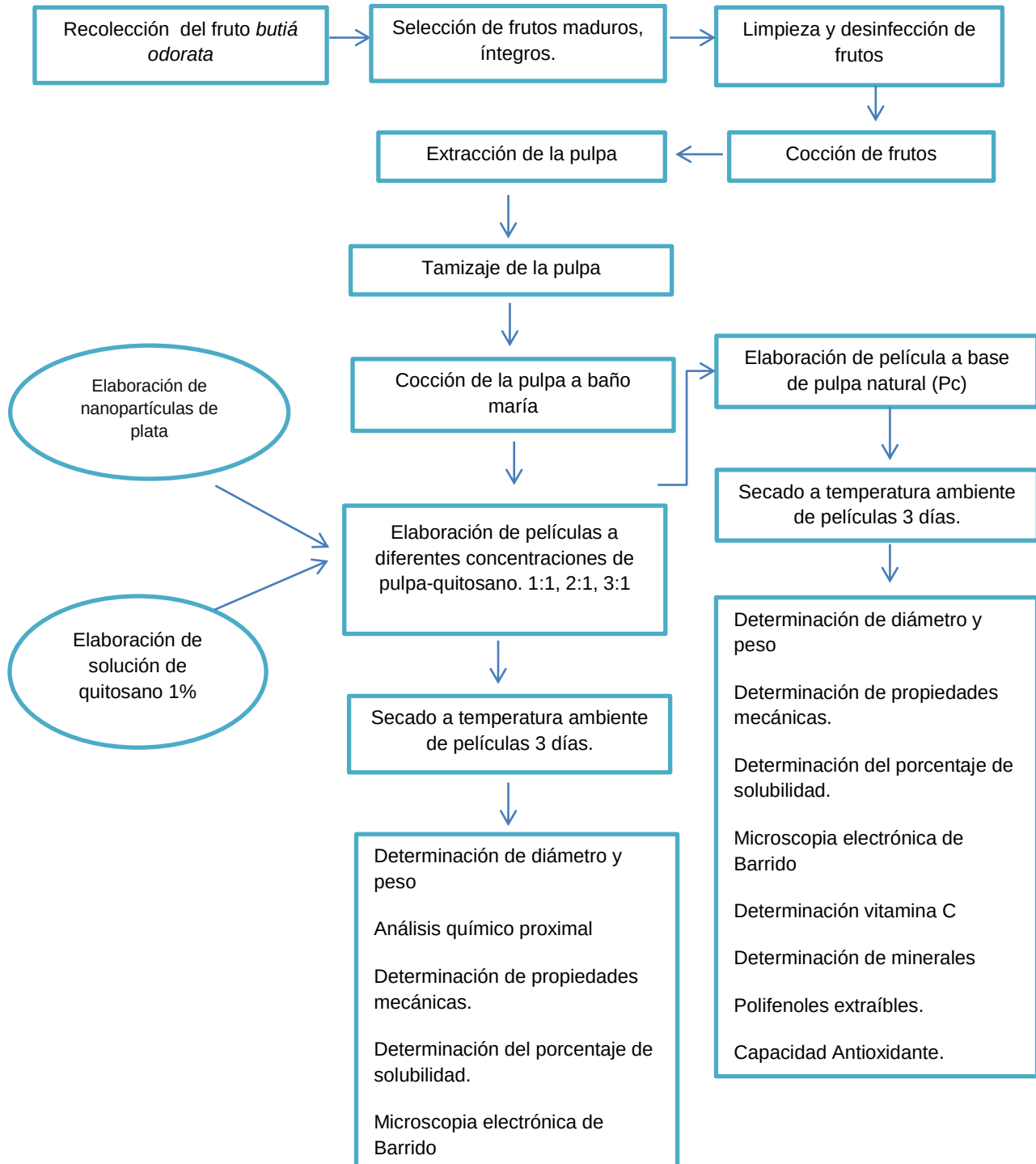
VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. MATERIALES Y EQUIPOS

- Agitador Magnético multiagitador VELP SCIENTIFICA.
- Analizador de Textura Brookfield CT-3
- Baño María
- Balanza Analítica Digital. Marca Precisa. Capacidad 220g Modelo XT220A
- Balanza Granataría Marca Ohaus®. Capacidad 2,610 g. Modelo Triple Beam Balance TJ2611
- Centrífuga. Marca International Equipment Company a Division of Damon Refrigerated. Modelo PR-J
- Desecador. Marca Nalgene. Modelo:150MM
- Equipo Kjeldhal
- Equipo Soxhlet
- Estufa de secado digital FELISA Modelo Fe-291D
- Espectrofotómetro UV/Vis
- Licuadora Osterizer
- Microscopio Electrónico de Barrido de alto vacío JEOL JSMIT300LV
- Mufla marca FELISA Modelo: FE-363.
- Vórtex

6.2. METODOLOGÍA

6.2.1. DIAGRAMA GENERAL DE LA METODOLOGÍA



6.2.2. MATERIAS PRIMAS

La investigación se llevó a cabo en el laboratorio de Análisis de Alimentos de la Facultad de Químico Farmacobiología en la U.M.S.N.H. Los frutos de butiá odorata, fueron obtenidos de las palmas que se ubican en la ciudad de Morelia Michoacán.

Se utilizó reactivo de Chitosan. Deacetylated chitin, Poly (D-glucosamine). Aldrich.

Para la formación de nanopartículas se utilizaron hojas de moringa (*Moringa oleífera*) obtenidas de un árbol (*Moringa oleífera*) en la ciudad de Morelia Michoacán y un Estándar de plata HYCEL Reactivos Químicos grado reactivo.



Figura 7: Fruto de *Butiá odorata*

6.2.3. PROCESAMIENTO DE LA PULPA DEL FRUTO *BUTIÁ ODORATA*

La obtención de los frutos se logró con ayuda de un material cortante. Se procedió a la selección de los frutos maduros de color naranja, íntegro sin anomalías, no se procesaron frutos del suelo. Se llevó a cabo el lavado bajo chorro de agua potable y la desinfección con una solución de 50 ppm de hipoclorito de sodio por 5 minutos (Betancurt & Crosa, 2014).

La cocción se llevó a cabo agregando 1 parte de agua a 2.5 de fruto, llevando a ebullición durante 30 minutos (Betancurt & Crosa, 2014). En caso de ser necesario para completar el tiempo de ebullición se agregó agua necesaria. Se procede al tamizado de la pulpa con ayuda de un colador de cocina firme permitiendo separar la pulpa de la cascara y el coquito. La parte utilizable es únicamente la pulpa para

este proceso por lo tanto se somete a otro tamizado con ayuda de un colador de cocina con el poro más estrecho permitiendo separar la pulpa de la parte fibrosa para un mejor aspecto de la película.

Para la eliminación de cualquier tipo de contaminación adquirida durante el proceso de tamizaje se llevó a cabo una segunda cocción de la pulpa a baño maría agregando agua destilada para compensar la pérdida de agua hasta una consistencia manejable.



Figura 8: Desinfección del fruto *Butiá odorata*



Figura 9: Cocción a baño maría de la pulpa

6.2.4. ELABORACIÓN DE LA SOLUCIÓN DE QUITOSANO AL 1%

Se realizó siguiendo la metodología de Alfonso, C., 2011. Con modificaciones.

Se preparó una solución de ácido acético glacial (0.1M) a temperatura ambiente a la cual se fue agregando quitosano (1% p/p), se agitó de manera manual hasta una solución traslúcida homogénea.

6.2.5. ELABORACIÓN DE LA SOLUCIÓN DE NANOPARTÍCULAS DE PLATA

Se llevó a cabo usando la metodología descrita por Camacho & Deschamps, (2013). Con modificaciones.

6.2.5.1. Preparación del extracto de *Moringa oleifera*

Se llevó a cabo la selección y lavado de las hojas de *Moringa oleifera*. Se dejaron secar dos días, posteriormente se pesaron 200 g de hojas y se pusieron a ebullición con 250 mL de agua por 20 minutos agitando ocasionalmente para regular la temperatura. Se filtró el extracto con tela de lino y se regresó a calentamiento para concentrar por evaporación hasta un volumen de 125 mL. Finalmente se filtró y reposó a temperatura ambiente, se dejó almacenado en recipiente de cristal.



Figura 10: Preparación del extracto de *Moringa oleifera*

6.2.5.2. Síntesis de nanopartículas de plata

Se prepararon 50 mL de una solución con estándar de plata a una concentración de 40 ppm. Se mezcló a temperatura ambiente con 2.5 mL del extracto de *Moringa oleifera* por 1 minuto, después se aumentó la temperatura a 65 °C por 10 minutos. Se centrifugo a 3500 rpm por 10 minutos y se toman 40 mL del sobrenadante, suspendiendo el precipitado en los mL restantes. Finalmente se almacenó en frasco de cristal ámbar.



Figura 11: Solución de nanopartículas de plata antes de centrifugar

6.2.6. ELABORACIÓN DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES

Para la elaboración de películas, se utilizó el método de vaciado en placa o casting. Se preparó un control a base de pulpa de *butiá odorata* natural (Pc), colocando 15 g y extendiendo mecánicamente hasta lograr una incorporación total al fondo.

Para la elaboración de las películas adicionadas con quitosano y nanopartículas de plata, se agregaron 2 mL de la solución de nanopartículas por cada 125 mL de pulpa gota a gota con agitación continua manual a temperatura ambiente. Posteriormente se prepararon diferentes concentraciones con la solución de quitosano, estandarizadas de acuerdo al peso de 15 g:

Tabla 2: Películas de Butiá odorata adicionadas con nanopartículas de plata y quitosano.

Películas	Pulpa Butiá odorata con AgNPs	Solución de quitosano al 1%
Concentración 1:1 (P C1:1)	7.5 g	7.5 g
Concentración 2:1 (P C2:1)	10 g	5 g
Concentración 3:1 (P C3:1)	11.25 g	3.75 g

Se mezclan y extienden de manera manual hasta lograr una incorporación homogénea.



Figura 12: Método casting para elaboración de películas comestibles

Se dejaron secar las películas a temperatura ambiente por 3 días, tiempo suficiente para lograr desmoldarse de manera manual de acuerdo a las condiciones de temperatura del medio ambiente.

6.3. CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DE LAS PELÍCULAS COMESTIBLES

6.3.1. DETERMINACIÓN DE DIÁMETRO Y PESO

Para la determinación del diámetro de las películas secas se utilizó una regla de 30 cm. La determinación del peso se realizó utilizando una Balanza Analítica Digital. Marca Precisa. Capacidad 220g Modelo XT220A. El análisis se realizó por triplicado.



Figura 13: Determinación del peso de las películas

6.3.2. ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL.

Para iniciar con el análisis proximal fue necesario cortar las películas con tijeras para reducir su tamaño y posteriormente se molieron en licuadora para obtener partículas homogéneas.



Figura 14: Películas reducidas en tamaño para análisis bromatológico

6.3.2.1. Determinación de humedad

Se determinó de acuerdo a NORMA Oficial Mexicana NOM-116-SSA1-1994 La humedad de la muestra se determinó mediante el porcentaje de agua eliminada por evaporación durante calentamiento en estufa a 105°C por 3 h.

6.3.2.2. Determinación de cenizas

Se determinó por incineración por el método 962.02 de la AOAC (1990). Norma técnica de referencia NMX-F-607-NORMEX-2002. El contenido de cenizas presentes en la muestra se determinó por medio de una incineración, previo calentamiento en una parrilla eléctrica para su final calcinación, y en una mufla a 560°C por 3 h.

6.3.2.3. Determinación de lípidos

Se determinó el porcentaje de extracto etéreo por el método 920.85 de la AOAC (1997) y NMX-F-615-NORMEX-2004. Método Soxhlet con una extracción de 4 horas, con éter.

6.3.2.4. Determinación de proteína

Determinación de proteína cruda por el método Kjeldhal

Se realiza en dos partes: la primera consistió en la descomposición de la materia orgánica bajo calentamiento en presencia de ácido sulfúrico concentrado, y luego se registró la cantidad de amoníaco obtenido de la muestra por titulación con hidróxido de sodio (NaOH) al 0.1 N en presencia de rojo de metilo.

6.3.2.5. Determinación de fibra indigestible (fibra cruda)

Se determinó con la NORMA Oficial Mexicana NOM-F-90-S-1978 Determinación de Fibra Cruda en Alimentos. Se realizó una digestión ácida y alcalina de la muestra obteniéndose un residuo de fibra cruda y sales que con calcinación posterior se obtuvo fibra cruda.

6.3.2.6. Determinación de carbohidratos

El contenido de carbohidratos se determinó por diferencia como se muestra en la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Carbihidratos totales} = 100 - (\% \text{ Humedad} + \% \text{ Proteina} + \% \text{ grasa} + \% \text{ ceniza})$$

6.3.3. DETERMINACIÓN DE PROPIEDADES MECÁNICAS

6.3.3.1. Resistencia a la fuerza de punción

Se realizó mediante la metodología descrita por Parra, 2017. Con modificaciones. Utilizando un Texturometro Brookfield CT3 texture Analyzer conectado a una computadora que tenía instalado el Software Texture Pro CT donde se registraron los datos de forma automática a medida que se efectuaba el ensayo.

Se realizaron pruebas de punción por triplicado de cada película a temperatura y humedad ambientales, mediante una sonda cilíndrica de acero inoxidable TA39, de 2 mm de diámetro que se desplazó perpendicularmente a la superficie de la película a una velocidad constante de 1.00 mm/s sin tocar la base del texturometro. Los datos fueron registrados hasta notar la marca de la fuerza aplicada por la sonda, obteniendo

gráficas de carga (N) vs deformación (mm). De acuerdo a esta información se estableció la fuerza máxima que las películas pueden soportar en pruebas de punción y deformación producida.



Figura 15: Texturometro brookfield CT3 resistencia fuerza punción

6.3.4. DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE SOLUBILIDAD

La solubilidad de las películas se define como el porcentaje de la materia seca soluble después de su inmersión en agua destilada (Solís, 2016). Para llevar a cabo esta determinación se utilizó la metodología propuesta por Pinotti et al., 2007 con modificaciones.

Las películas secas a temperatura ambiente se almacenaron en un desecador con sílice gel (0% de humedad relativa) durante 3 días. Se cortaron 3 muestras de cada película a un diámetro de 3.5 cm y se pesaron para obtener el “peso inicial seco”. Se sumergieron en 40 mL de agua destilada a temperatura ambiente aprox. de 21 °C en un matraz Erlenmeyer. Se colocaron a partir de este momento los matraces en un Agitador Magnético multiagitador VELP SCIENTIFICA durante 1 hora cada uno. Posteriormente las muestras se filtraron, para calcular la muestra no soluble de la película se secó a temperatura ambiente y se pesaron para obtener el “peso final seco”. La solubilidad se calculó usando la ecuación:

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

Peso inicial seco



Figura 16: Preparación de muestras para determinar solubilidad.



Figura 17: Prueba de solubilidad en películas

6.3.5. MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO

La microscopía electrónica de barrido (MEB) permite la caracterización de una película mediante la evaluación de parámetros no visibles por el ojo humano, utiliza micrografías de la superficie con alta resolución, así nos enfocamos en hacer una comparación de la forma que variamos cada uno de los componentes por medio de concentraciones y determina la presencia de los distintos elementos de manera microscópica con ayuda del análisis elemental.

Las muestras analizadas se metalizaron con oro, para un mejor análisis, en el microscopio electrónico de barrido de alto vacío marca JEOL JSMIT300LV del Laboratorio de Microscopia de la Escuela Nacional de Estudios Superiores (ENES) Unidad Morelia. La resolución nominal del equipo es de nanómetros, lo cual permite estudiar características de los materiales a una escala muy pequeña. El microscopio utilizado cuenta con la técnica de Espectroscopía de Dispersión de Energía (EDS) que sirve para hacer análisis elemental (Ruiz, M., 2018).

6.3.6. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE VITAMINA C

Se determinó de acuerdo al método de titulación con el colorante 2,6 dicloro indofenol que se basa en la oxidación del ácido ascórbico con el colorante, 2,6-dicloroindofenol. El ácido ascórbico es transformado cuantitativamente a ácido dehidroascórbico. El punto final está dado por la aparición de un color rosa persistente el cual indica la presencia en exceso del colorante. De acuerdo a la Norma Venezolana COVENIN 1295-82. Alimentos. Determinación de ácido ascórbico (vitamina C). (1ra revisión).

6.3.7. DETERMINACIÓN DE MINERALES

La determinación se llevó a cabo tomando 1 g de muestra seca, sometiéndola a una digestión ácida, se aforó a 100 mL con agua des ionizada, para su análisis en Espectrómetro de absorción atómica modelo Analyst 200.

6.3.8. POLIFENOLES EXTRAIBLES

Para extracción de polifenoles se usaron tres solventes: acetona: metanol, agua: metanol y agua por 72 horas. De la solución de extracción se tomaron 20 µL y se le adicionaron 480 µL de agua destilada, 250 µL del Reactivo Folín-Ciocateau, 1250 µL de Carbonato de Sodio al 20 % y posteriormente se dejó reposar por 2 h en oscuridad. La absorbancia se leyó a 662 nm en un Espectrofotómetro UV/Vis Smartec Plus marca Bio-Rad. La curva de calibración se realizó con ácido gálico. Los resultados fueron reportados como mg EAG/100 g parte comestible (Singleton y Rossi, 1965).

Se analizaron dos muestras para llevar acabo la comparación entre ellas, la primera muestra es una película control elaborada únicamente con pulpa y la segunda muestra es la película con concentración 3:1 pulpa-quitosano.

6.3.9. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

Podemos encontrar diferentes métodos para la evaluación de los antioxidantes, en este caso se utilizaron las técnicas DPPH Y ABTS.

6.3.9.1. DETERMINACIÓN DE RADICALES LIBRES DPPH

Se utilizó la metodología según Brand-Williams, y col. (1995) con modificaciones. Para ello se tomaron 3.8 mL de reactivo DPPH• (1,1 –difeníl-2-picril-hidrazilo) a una concentración de 100 µmol con absorción aproximadamente de 1.100 unidades, enseguida se agregaron 50 µL de la solución de extracción de muestra. Las lecturas de absorbancia se tomaron minuto a minuto hasta el sexto y después cada 30, 60, 90 y 190 minutos. La curva de calibración se realizó con el estándar Trolox ET/g muestra y el porcentaje de inhibición utilizando la siguiente ecuación:

$$\%Inhibición = \frac{Absorción\ Inicial - Absorción\ Final}{Absorción\ Inicial} \times 100$$

6.3.9.2. DETERMINACION DE RADICALES LIBRES ABTS

Se preparó una solución del ácido 2,2'-Azinobis-(3-etibenzotiazolin-6-sulfónico) (ABTS) al 7mmol para posteriormente formar el ion ABTS•+; y para ello se agregó per-sulfato de potasio a una concentración 2.45 mmol (solución Stock), y se dejó reposar la mezcla a 4°C por 12 horas. La Solución Stock fue diluida con etanol hasta obtener una absorbancia de 0.700 (± 0.02) a una longitud de onda de 732 nm a 30°C, equilibrada. Se tomaron 100 µL de la solución de extracción, se agregaron 100 µL del ion ABTS•+ y 3 mL de etanol. Las lecturas fueron tomadas cada minuto hasta el minuto 6, y posteriormente pasado el minuto 30, 60 y 90. Todo el proceso se realizó en oscuridad. Las muestras se procesaron por triplicado. Para la curva de calibración se utilizó una concentración de 0 a 1500 µmol de Trolox como estándar (Re et al., 1999). Los resultados se reportaron en µmol Equivalentes a Trolox /100g; y en porcentaje de inhibición mediante el uso de la siguiente ecuación:

$$\%Inhibición = \frac{Absorción\ Inicial - Absorción\ Final}{Absorción\ Inicial} \times 100$$

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

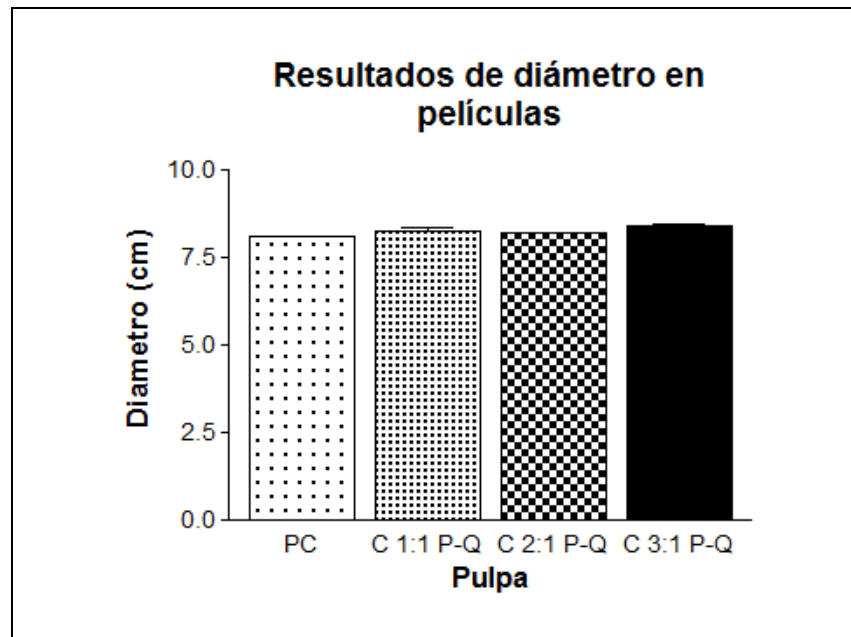
7. CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DE LAS PELÍCULAS

7.1. DIÁMETRO Y PESO

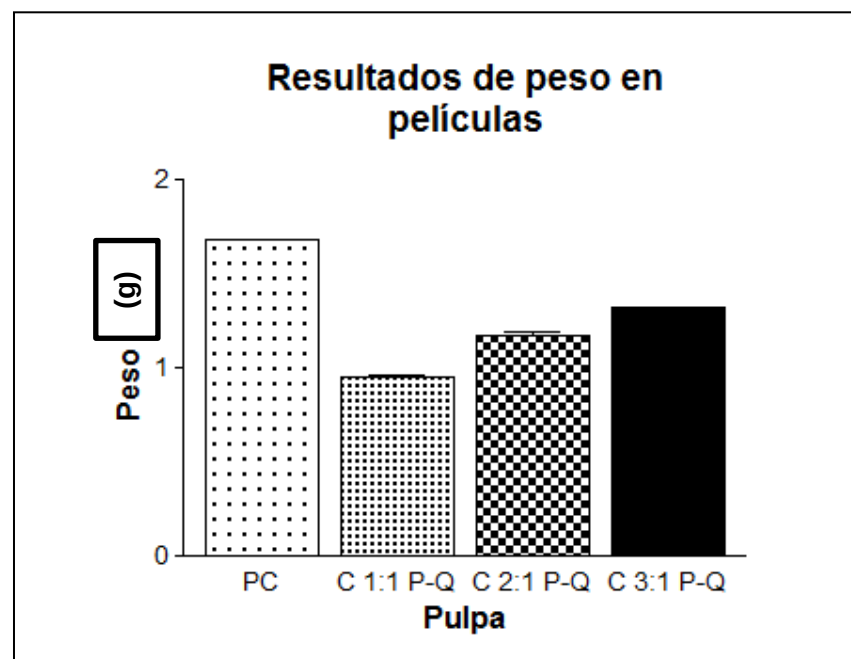
De acuerdo a los resultados obtenidos en referencia al diámetro y peso de las películas se puede observar en la Tabla 2, que existe diferencia significativa. La película elaborada a base de *Butiá odorata* natural (Pc) presenta el menor diámetro de 8.1 cm pero el mayor peso de 1.6756 g, las películas elaboradas a diferentes concentraciones de pulpa con AgNp-quitosano presentan los siguientes resultados P C1:1 un diámetro de 8.2666 cm y peso 0.95g, P C2:1 diámetro 8.2 cm y peso 1.1676g y P C3:1 diámetro 8.4 y peso 1.315g. Tales relaciones nos permiten determinar que la pulpa natural es el componente clave en estas variaciones, es decir, mayor contenido de pulpa nos proporciona mayor peso, sin importar el diámetro que presenten y podría ser atribuido a la cantidad de nutrientes en la pulpa de *Butiá odorata*. El diámetro presentó variaciones debido a que al momento de retirarlas del molde algunas sufrieron rupturas.

Tabla 3 Resultados de diámetro y peso de películas.

Películas	Diámetro (cm)	Peso (g)
Pc	8.1 ± 0	1.6756 ± 0.0083
P C1:1 Pulpa con AgNPs – quitosano	8.2666 ± 0.1527	0.95 ± 0.0256
P C2:1 Pulpa con AgNPs – quitosano	8.2 ± 0	1.1676 ± 0.0358
P C3:1 Pulpa con AgNPs – quitosano	8.4 ± 0.1	1.315 ± 0.017



Gráfica 1: Comparación de diámetro en películas.



Gráfica 2: Comparación de peso en películas

7.2. ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL.

El contenido de humedad presente en las películas fue: P C3:1 de 13.0075 %, al aumentar el contenido de quitosano aumenta el contenido de humedad como se observa en la C2:1 que presentó 13.6932 %, por último la P C1:1 presentó 14.6507%. De acuerdo con Sánchez, et al. 2015 se recomienda que las películas comestibles presenten un contenido de humedad del 5 al 10% debido a que mayores humedades aumentan la permeabilidad al vapor de agua. En cambio Moreno, M. (2018), reporta 46.2794% de humedad en las películas de pulpa natural de *Butiá odorata*, esta diferencia se debe a la variación en los métodos aplicados para la elaboración de las películas. A diferencia de Sánchez, A. et al. (2015), en sus películas elaboradas a base de extractos pécticos de bagazo o pomaza de limón mexicano, incorporados con glicerol y aceite esencial de limón reporta 11.18% de humedad. Este valor está dentro de los obtenidos en las películas compuestas de pulpa de butiá odorata con AgNPs-quitosano.

El contenido de cenizas obtenido presenta los siguientes porcentajes: P C1:1 de 5.1567%, P C2:1 tenemos un contenido de 5.4163% en cambio se puede observar una diferencia significativa para la siguiente P C3:1 de 6.4889% esto se debe a que esta película tiene mayor contenido de pulpa, como explica Moreno, M. (2018), en sus películas hechas a base de pulpa natural, presentaron un contenido de cenizas de 8.9588 % esto nos revela el alto contenido de material mineral presente en la pulpa. Dentro de la variedad de minerales que puede contener un alimento se destacan cuatro principalmente, Ca, P, Mg y K.

Las películas presentaron un contenido de lípidos y otros componentes como pigmentos, carotenoides y clorofila variable de acuerdo al contenido de pulpa, es decir: la película con mayor contenido de pulpa P C3:1 cuenta con 2.2879 %, y para P C2:1 se presentó un 2.1768%, en cambio para la P C1:1 se encontró 1.5613% de lípidos, estos resultados representan el contenido de los componentes antes mencionado, enfocándose en el valor nutricional y además de las propiedades que pueden adquirir por estos componentes con relación a Moreno, M. (2018) reporta un contenido de

5.9778 % de lípidos en las películas elaboradas a base de pulpa natural, este resultado nos da la confianza para decir que la pulpa aporta este material lipídico.

El porcentaje obtenido de proteína fue de 5.5562% para la P C1:1, en este caso vemos una diferencia decreciente a las pruebas anteriores en la variación de pulpa, para la P C2:1 se obtuvo un 4.6299%, para la P C3:1 presentó 2.5284 %. Esto se debe a la concentración de quitosano que presentan las películas, brindándole mayor estabilidad y flexibilidad para su manejo.

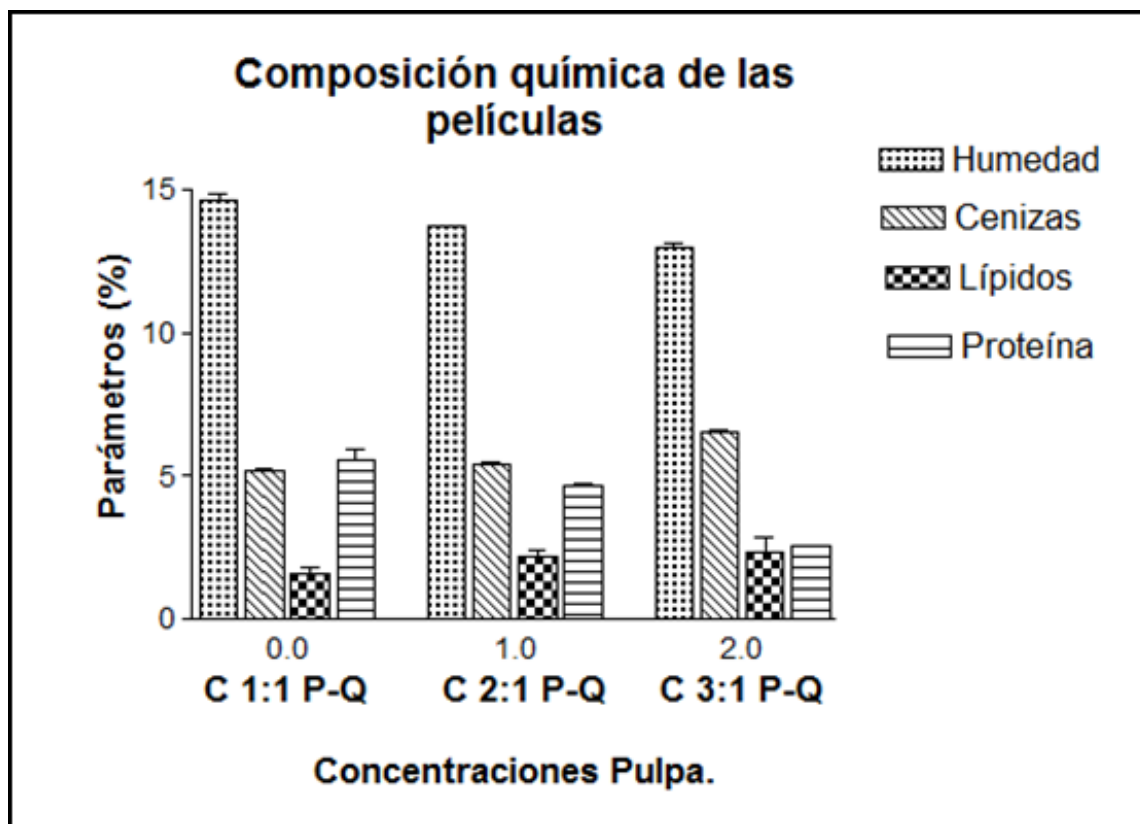
De acuerdo al contenido de fibra cruda depende en gran medida del quitosano, la P C1:1 tiene 9.768%, seguido de la P C2:1 pulpa-quitosano que tiene 8.24% y finalmente la P C3:1 de 5.4869% esto se debe a su naturaleza de polisacárido compuesto por unidades moleculares de β -(1 $\rightarrow$ 4) D-glucosamina y N-acetil-D-glucosamina, se obtiene de la quitina el segundo biopolímero más abundante luego de la celulosa.

Se determinaron carbohidratos por diferencia para la P C1:1 de 63.3071%, P C2:1 de 65.8438% y P C3:1 un 70.2004%

Podemos hacer comparaciones directas en la gráfica 3 en cuanto al análisis químico proximal completo.

Tabla 4: Composición química de las películas.

Películas	Humedad %	Cenizas %	Lípidos %	Proteína %	Fibra cruda %	Carbohidratos %
P C1:1 pulpa con AgNPs- quitosano	14.6507 $\pm$ 0.3695	5.1567 $\pm$ 0.1110	1.5613 $\pm$ 0.3833	5.5562 $\pm$ 0.6695	9.768	63.3071
P C2:1 pulpa con AgNPs- quitosano	13.6932 $\pm$ 0.0196	5.4163 $\pm$ 0.0493	2.1768 $\pm$ 0.4510	4.6299 $\pm$ 0.1942	8.24	65.8438
P C3:1 pulpa con AgNPs- quitosano	13.0075 $\pm$ 0.2512	6.4889 $\pm$ 0.1573	2.2879 $\pm$ 0.9893	2.5284 $\pm$ 0.0738	5.4869	70.2004



Gráfica 3: Composición química de las películas.

7.3. DETERMINACIÓN DE PROPIEDADES MECÁNICAS

Resistencia a la fuerza de punción.

La resistencia a la fuerza de punción determina la fuerza máxima que se necesita para causar una ruptura en la película comestible por una punta penetrante, con referencia a la rigidez en la película.

Las películas a base de pulpa de butiá odorata natural (Pc) presentan una dureza de 105.2233 N que se refiere a la fuerza que presenta para marcar la película sin romperla, la estructura de la película presenta una resistencia mayor a la fuerza aplicada para lograr la ruptura, la P C3:1 presento 160.06 N la diferencia se atribuye a la combinación entre quitosano y pulpa lo que nos refiere una mejor resistencia al modificarla. La P C2:1 presento 119.6666N al variar la cantidad de pulpa disminuye la resistencia que presenta ante la fuerza aplicada, la P C1:1 presento 103.1333 N debido a los componentes que la constituyen. Parra 2017 reporta, en sus películas a base de quitosano 15,57 N sin ningún tipo de aceite y 3,51N con adición de los dos

tipos de aceites, esto refleja que al contener lípidos la película se vuelve más flexible, menos quebradiza y se puede lograr una mayor resistencia al manejo. En cambio las películas analizadas en este proyecto presentan una resistencia favorable para soportar algún tipo de impacto.

La deformación según la dureza es insignificante a la fuerza aplicada regresando a su estado original.

Tabla 5: Fuerza de punción en las películas.

Películas	Dureza (N)	Deformación según dureza (mm)
Pc	105.2233	0.29
P C 1:1 Pulpa con AgNPs-quitosano	103.1333	0.27
P C 2:1 Pulpa con AgNPs-quitosano	119.6666	0.29
P C 3:1 Pulpa con AgNPs-quitosano	160.06	0.26

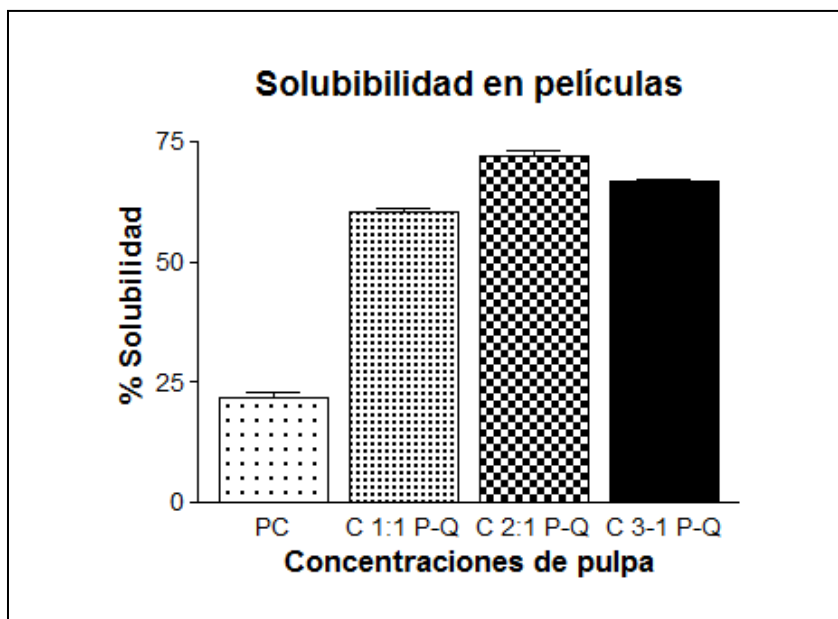
7.4. DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE SOLUBILIDAD

La película elaborada a base de pulpa natural (Pc) tiene una solubilidad de 21.6309%; al agregar quitosano y AgNPs a la formulación la solubilidad aumenta como se puede apreciar en las siguientes concentraciones: P C1:1 presentó una solubilidad de 60.5421%, la P C2:1 presentó 71.9931% y la P C3:1 tiene 66.6470%, dichas variaciones se pueden atribuir a las agitaciones magnéticas. Solís, 2016 reporta solubilidades del 90% aproximadamente en películas con formulación de hidroxipropilmetilcelulosa, al igual que el quitosano puede construir una matriz estructural que permiten obtener cubiertas comestibles transparentes y homogéneas. Los polisacáridos se ven limitados por ser de naturaleza hidrofílica, es decir, que construyen una pobre barrera a la pérdida de humedad (Parra, 2017). Cabe mencionar que a mayor solubilidad presenta menor resistencia al agua, por consiguiente las propiedades de la pulpa de butiá odorata le permiten disminuir la solubilidad a las

películas de acuerdo a los resultados obtenidos por lo tanto pueden ser aplicadas en alimentos con un contenido de humedad moderado.

Tabla 6: Valores de solubilidad en películas

Películas	Solubilidad (%)
Pc	21.6309 $\pm$ 1.94
C 1:1 pulpa con AgNPs- quitosano	60.5421 $\pm$ 0.90
C 2:1 pulpa con AgNPs- quitosano	71.9931 $\pm$ 1.81
C 3:1 pulpa con AgNPs- quitosano	66.6470 $\pm$ 1.00



Gráfica 4: Porcentaje de solubilidad en películas

7.5. MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO

En la Figura 18 se observa la morfología superficial que presenta la película de pulpa natural (Pc), se puede describir como una película homogénea con apariencia medianamente lisa con algunos cristales en forma de punta asociados a su composición elemental descrito más adelante. Al adicionar quitosano y AgNPs en las

películas se esperaría una estructura más lisa por la habilidad que presenta para la formación de películas, por el contrario como se puede ver en la Figura 19 la micrografía corresponde a la película elaborada con pulpa de *Butiá odorata*, AgNPs y quitosano, P C1:1 se observa una estructura rugosa, es decir los componentes no lograron ser unidos de forma homogénea, se aprecian algunas burbujas de aire debido a la agitación constante en la elaboración de películas. De manera que aumenta la concentración de pulpa con AgNp y disminuye la de quitosano se logra una apariencia compacta como podemos apreciar en la figura 20 y 21, es decir la pulpa presenta una mejor estructura por si sola para la formación de películas, el quitosano hace que los componentes sean dispersos y forman grietas. Todas las micrografías fueron analizadas con una resolución de 200x.

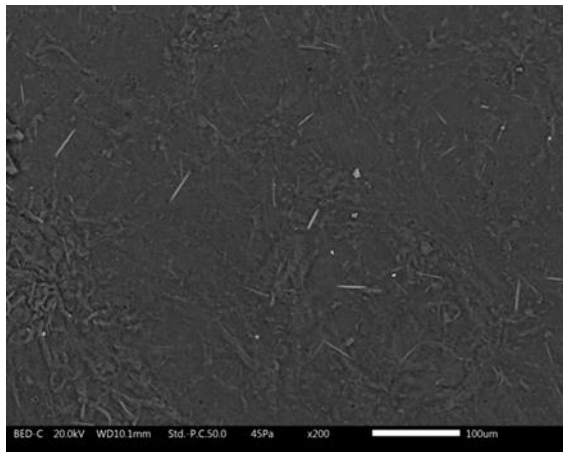


Figura: 18: Película pulpa natural (Pc)

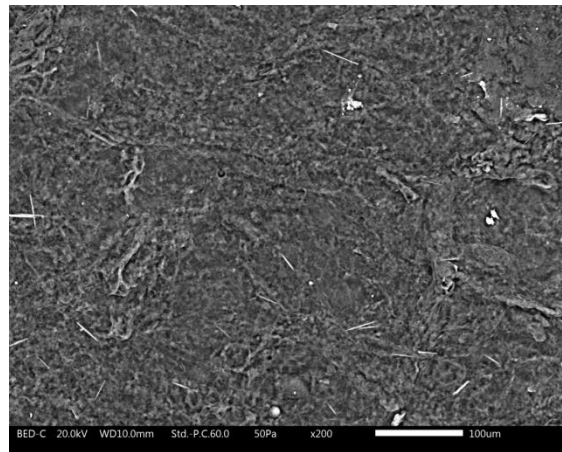


Figura: 19: P C1:1 pulpa con AgNPs-quitosano

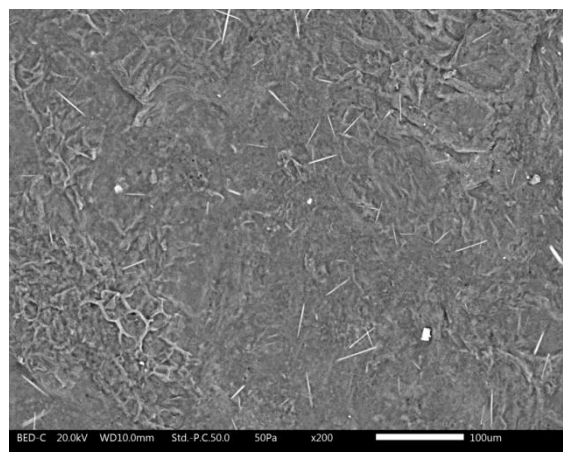
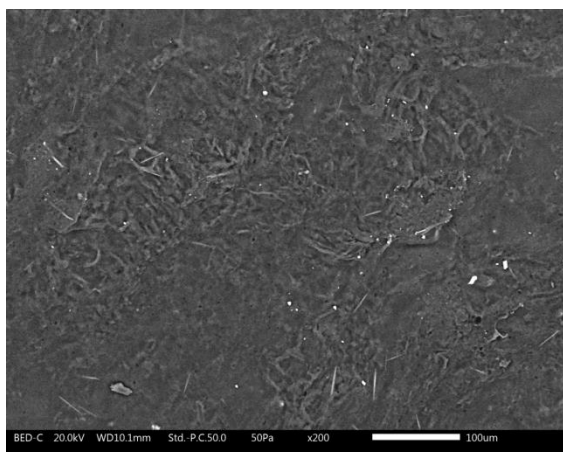


Figura 20: P C2:1 Pulpa con AgNPs -quitosano. Figura: 21 P C3:1 Pulpa con AgNPs-quitosano

Las películas fueron sometidas a un análisis elemental para identificar la fuente de las estructuras en forma de punta. En la película elaborada a base de butiá odorata natural (Pc) se presentan los siguientes resultados:

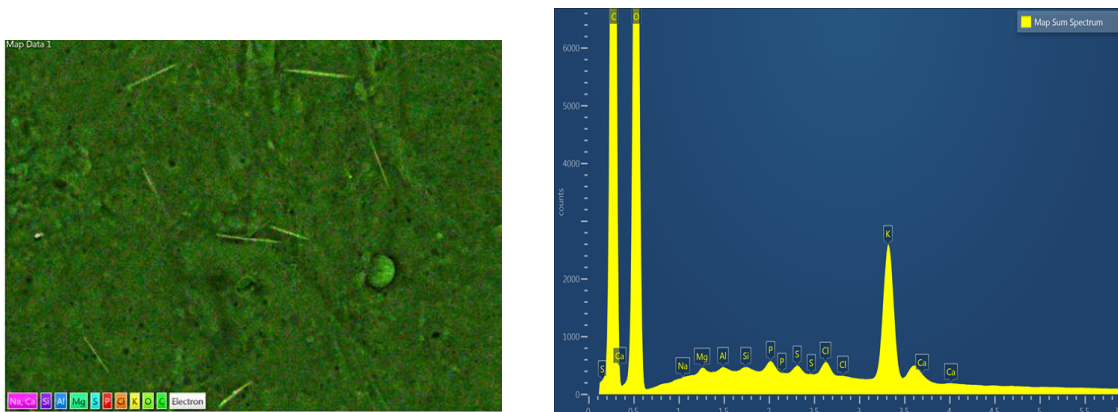


Figura 22: Análisis elemental de película de pulpa de butiá odorata natural.

Se identifican los cristales en forma de punta de un tono amarillo como se observa en la Figura 22 y con ayuda del mapeo se cuantifican los minerales encontrados, Carbono y Oxígeno con un alto contenido debido a que se trata de un material completamente orgánico, el potasio presenta el pico más alto en comparación del resto de los elementos. Queda confirmando con el análisis en Wt% para C 53.98, O 43.22, Ca 0.10 y K 2.20, siendo el potasio con mayor cantidad.

La P C1:1 presenta la existencia de las nanopartículas de plata. Las cuales se identificaron mediante micrografía en forma circular de color blanco, como podemos ver en la Fig. 20 se tomó la medida del diámetro de dichas estructuras. De acuerdo a la definición propuesta por Feijoo, 2018 las nanopartículas son partículas que se encuentran en un rango de 100 nm o menos, en este caso las partículas identificadas presentan 207.63 nm, 361.13nm, 847.95 nm esto se puede atribuir a distintos factores por ejemplo: aglomeraciones de las mismas debido al método aplicado en la investigación.

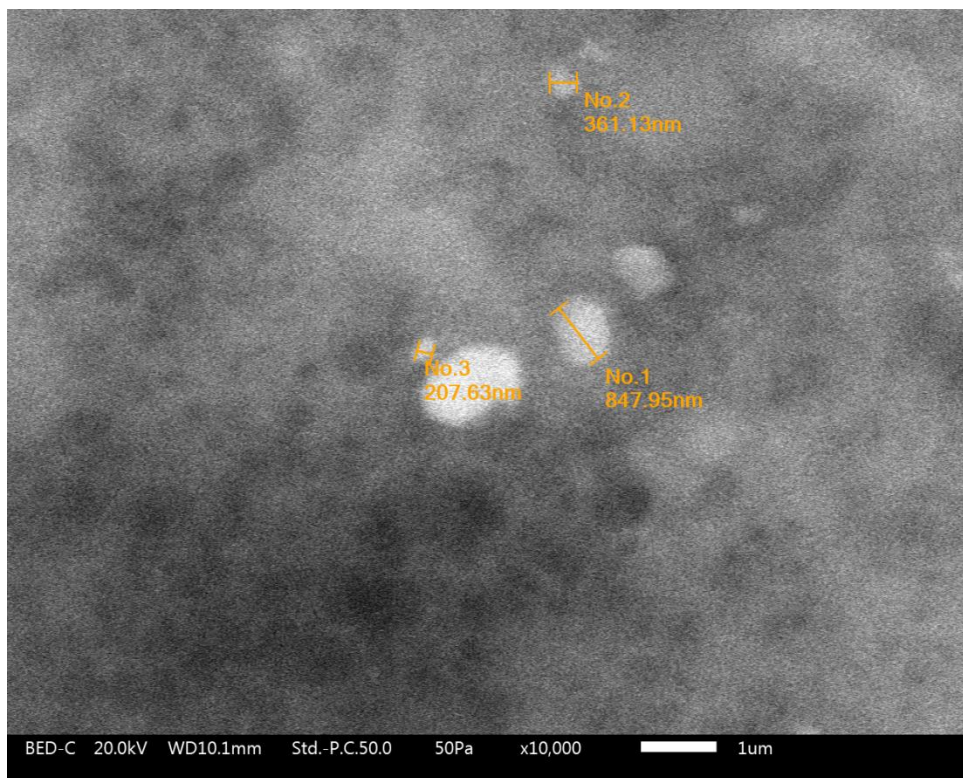


Figura 23: Nanopartículas de plata en P C1:1 pulpa con AgNPs–quitosano.

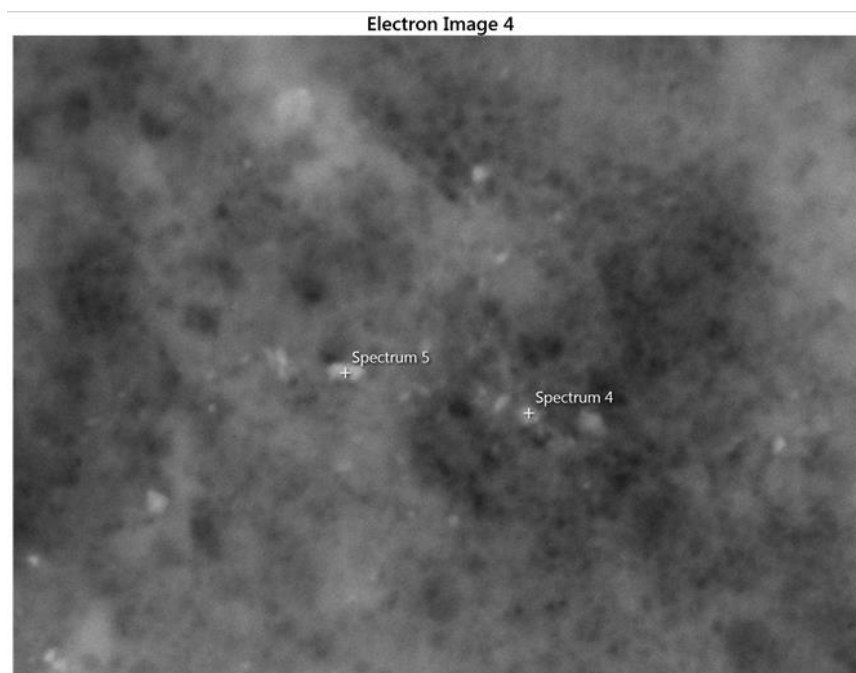


Figura 24: P C1:1 análisis de nanopartículas

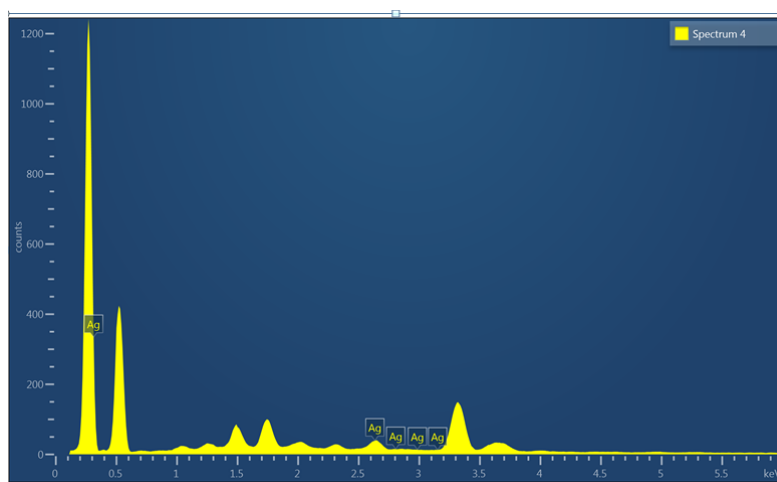


Figura 25: Análisis del Spectrum 4 refiriendo plata

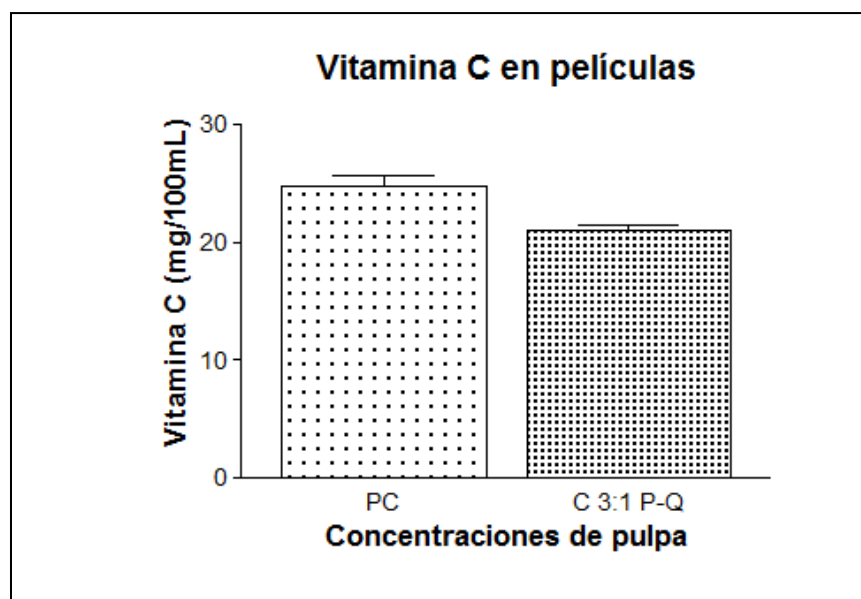
En la Figura 24 se observan las marcas denominadas Spectrum 4 y 5 que se refieren a las nanopartículas de plata, como se puede corroborar con el microanálisis elemental realizado a dichos puntos (Figura 25).

7.6. DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE VITAMINA C

De acuerdo a los resultados obtenidos en las películas de pulpa natural (Pc) presentan un contenido de 24.7683 mg/100mL y en la película modificada P C3:1 un contenido de 21.0546 mg/100mL este resultado hace referencia al buen contenido de vitamina C en la película comparado con el fruto en fresco según Crosa et al., (2011) reporta resultados de 83 mg/100 gr en pulpa de butiá fresca y 45 mg/100 gr pulpa cocida y tamizada. De igual manera Cornelio M. (2018) en su investigación de caracterización del fruto de la palma butiá reporta resultados de vitamina C equivalentes a 44. 625mg/g en pulpa cocida. La variación en el contenido de vitamina C se debe a la sensibilidad que presenta a la luz, temperatura y oxígeno al momento de cocer la pulpa. Debido a que es soluble en agua se acumula muy poco en el organismo; es por ello que es necesario un aporte diario.

Tabla 7: Determinación vitamina C en películas.

Películas	Vitamina C (mg/100mL)
Pc	24.7683 ± 1.4465
P C 3:1 pulpa con AgNPs-quitosano	21.0546 ± 0.7921



Gráfica 5: Comparación de vitamina C en películas

7.7. DETERMINACIÓN DE MINERALES

Los minerales son conocidos como elementos químicos inorgánicos y representan aproximadamente el 4% del peso corporal del organismo. La clasificación es importante debido a que se basa en la ingesta diaria recomendada, existen dos grupos: macro minerales como el Ca, Mg, K, Na, P (necesidad mayor o equivalente a 100 mg/día) y micro minerales como el Cr, Cu, Mn, Co, Fe, Se, Zn (necesidad menor a 100 mg/día) (Santos et al 2018).

Partiendo de los macro minerales el calcio presentó en la película a base de pulpa de *Butiá odorata* natural (Pc) de 78.6872 mg/100gr y en la película adicionada con quitosano y AgNPs (P C3:1) fue bajo con 29.5626 mg/100gr, de acuerdo al contenido de calcio en productos elaborados a base de butiá odorata, Verdún et al.2014 reportó

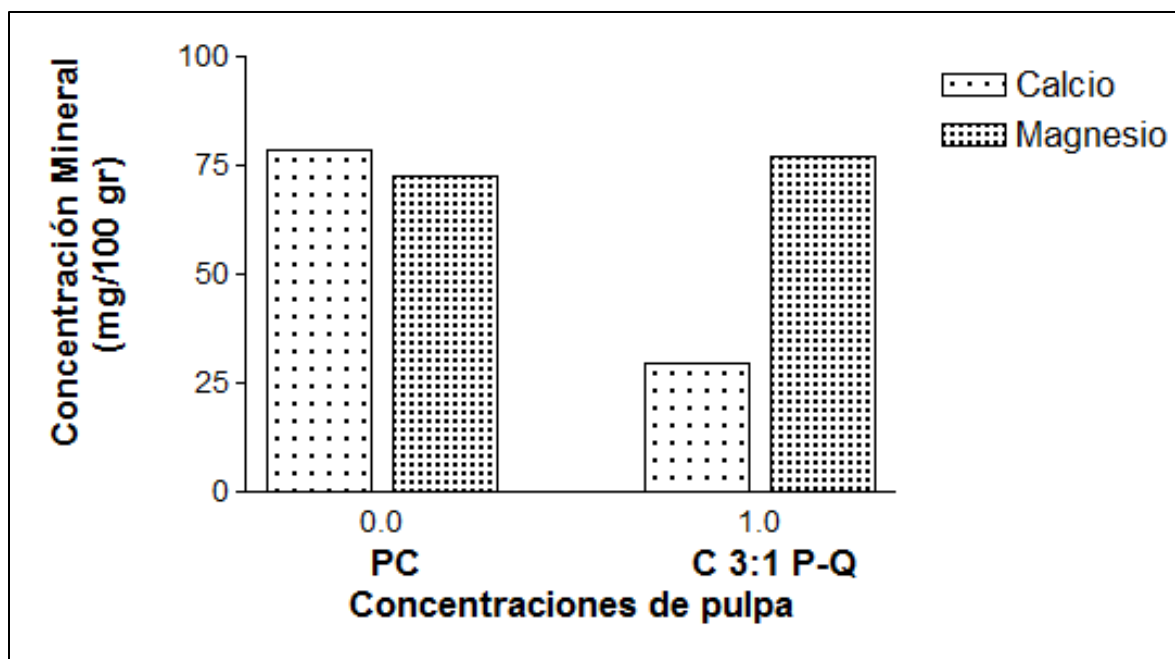
42.3 mg/100 gr de fruta butiá odorata, este resultado se encuentra dentro del rango que se obtuvo en nuestra investigación, así es como se determina que el calcio está presente en los productos elaborados a base de butiá odorata, el cual es de vital importancia de forma estructural en huesos y dientes y funcional en la salud ósea, de las células de la sangre.

En cuanto a magnesio como podemos ver en la Tabla 7, la película elaborada únicamente a base de pulpa de *Butiá odorata* (Pc) se reportan 72.3745 mg/100gr y en la película adicionada con quitosano y AgNPs (P C3:1) se eleva el contenido con 77.2067, de la misma manera Verdún et al. 2014 reporta un contenido de magnesio en productos elaborados a base de butiá de 65 mg/100gr por lo tanto es mayor el contenido de magnesio en productos a base de *Butiá odorata* en comparación con el contenido de calcio.

Cabe hacer mención del aporte alto que presenta (Verdún et al., 2014) en el mineral K de 1784.8 mg/100gr de fruta en los productos elaborados a base de butiá odorata esto porque lamentablemente fue uno de los minerales que no se logró determinar en esta investigación, siendo relevante en el apartado de microscopia que se puede ver el alto contenido de este mineral.

Tabla 8: Determinación de minerales en películas.

Películas	Calcio (mg/100gr)	Magnesio (mg/100gr)
Pc	78.6872	72.3745
P C3:1 pulpa con AgNPs-quitosano	29.5626	77.2067



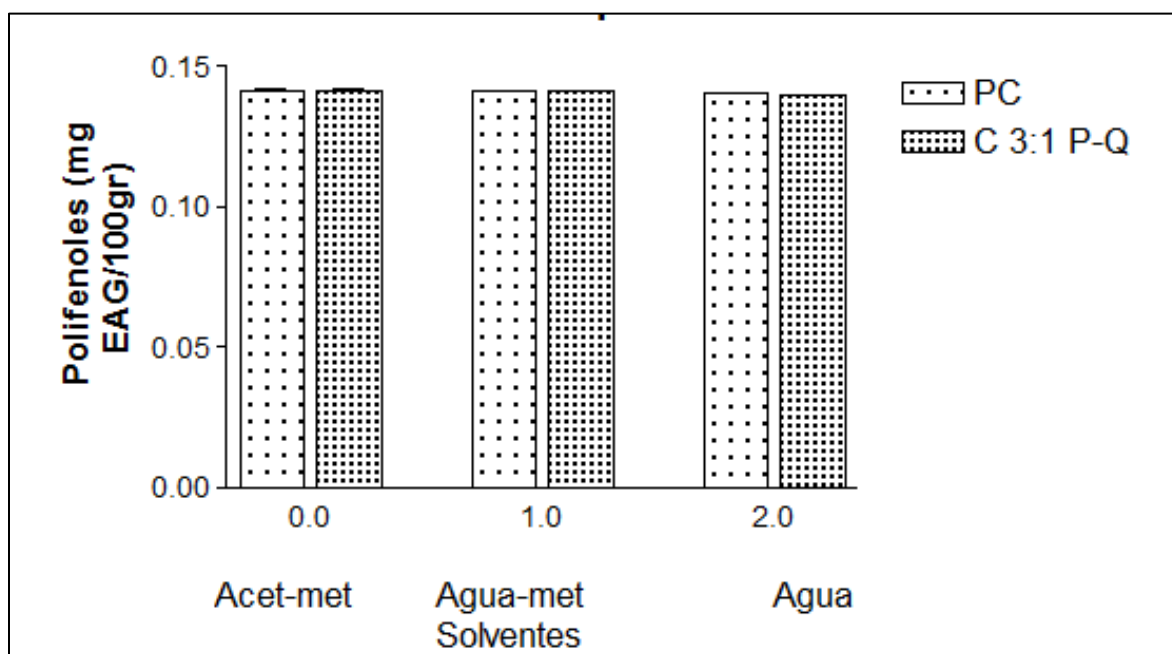
Gráfica 6: Minerales en las películas

7.8. POLIFENOLES EXTRAIBLES

El resultado obtenido de polifenoles fue 0.1409 mg EAG/100g para ambas muestras en dos tipos de solventes acetona-metanol y agua-metanol es decir son afines a este tipo de solventes orgánicos ya que la extracción en agua fue más baja con 0.1401 mg EAG/100g para la película con pulpa natural (Pc) y 0.1395 mg EAG/100g para la película modificada P C3:1, comparado con lo que reporta Betancurt & Crosa (2014). En su investigación con butiá, los polifenoles se encuentran en la pulpa y en mayor cantidad en la cascara, en frutos anaranjados que son similares a los utilizados para la presente investigación, se presentaron valores de polifenoles en pulpa y cascara de 353.3 mg EAG/100g de fruto fresco sin especificar el tipo de solvente que se usó en el proceso. Del mismo modo Hoffmann et al. 2017 reporta un contenido de polifenoles de 1250 a 1192 mg EAG/100g en pulpa de butiá fresca usando como solvente de extracción metanol. Las diferencias son significativas en cuanto a los autores mencionados en comparación con los resultados obtenidos en esta investigación, esto se puede atribuir al proceso que se utilizó para la elaboración de las películas por el tratamiento térmico que interfiere en la pérdida de los compuestos polifenolicos ya que son sensibles tanto a temperatura como a la luz.

Tabla 9: Determinación de polifenoles en películas.

Solvente	Película control (mg EAG/100g)	Película C 3:1 (mg EAG/100g)
Acetona-metanol	0.1409 ± 0.0010	0.1409 ± 0.0011
Agua-metanol	0.1409 ± 0.0004	0.1409 ± 0.0006
Agua	0.1401 ± 0.0005	0.1395 ± 0.00005



Gráfica 7: Polifenoles en películas

7.9. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

Los antioxidantes son moléculas capaces de prevenir o retardar la oxidación de moléculas biológicas (ácidos grasos poliinsaturados, colesterol, ADN y lípidos) provocada por radicales libres que pretenden la sustracción de un electrón para alcanzar su estabilidad electroquímica. Los antioxidantes tienen la capacidad de actuar como fuente de hidrogeno para oxidarse, protegiendo de esta manera las células del daño causado por los radicales libres que conlleva al envejecimiento y desarrollo de diversas enfermedades (Rioja, et al. 2018).

En este trabajo se determinó la capacidad antioxidante que presentan las películas elaboradas con pulpa de *Butiá odorata* natural (Pc) y la película con pulpa de *Butiá*

odorata y AgNPs y adicionada con quitosano en concentración 3:1 (P C3:1), con diferentes solventes para la extracción, como son agua, agua/metanol y acetona/metanol para determinar la afinidad de los antioxidantes que se encuentran en la muestra.

7.9.1. Método de captura de radicales DPPH

Las películas de pulpa de butiá *odorata* natural (Pc) presentaron mayor afinidad por el solvente acetona-metanol con 227.370 $\mu\text{mol ET/g}$ seguido del solvente agua con 218.860 $\mu\text{mol ET/g}$ y menor afinidad para agua-metanol con una concentración 213.167 $\mu\text{mol ET/g}$. La muestra elaborada con pulpa de butiá *odorata* con AgNPs y adicionada con quitosano en concentración 3:1 (P C3:1) presentó menor concentración de antioxidantes que la muestra control a base de pulpa de butiá *odorata*, con una variación en la afinidad por el solvente acetona-metanol de 223.910 $\mu\text{mol ET/g}$ seguido del solvente agua-metanol con 213.743 $\mu\text{mol ET/g}$ y finalmente el solvente agua presentó menor afinidad de todas las muestras con 205.523 $\mu\text{mol ET/g}$.

El porcentaje de inhibición hace referencia a la cantidad de radicales DPPH que son inhibidos por los antioxidantes presentes en la muestra, en este caso el resultado más significativo es para la muestra (PC 3:1) Película elaborada con butiá y adicionada con quitosano y AgNp en solvente de acetona/metanol con 16.6666%, agua de 9.5890%, agua-metanol tiene un porcentaje mínimo de 3.5398.

La película elaborada con pulpa de butiá *odorata* natural (Pc) presentó porcentajes mínimos de 7.5862 para el solvente agua-metanol, en cambio con agua presenta 5.3061 % y para acetona-metanol 2.9411% siendo este el valor más bajo de los solventes usados.

Tabla 10: Determinación de capacidad antioxidante mediante DPPH.

SOLVENTE	DPPH ($\mu\text{mol ET/g}$)	% DE INHIBICIÓN
Pc. Agua	218.860	5.3061
Pc. Agua-metanol	213.167	7.5862
Pc. Acetona-metanol	227.370	2.9411
P C 3:1. Agua	205.523	9.5890
P C 3:1. Agua-metanol	213.743	3.5398
P C 3:1. Acetona-metanol	223.910	16.6666

7.9.2. MÉTODO DE CAPTURA DE RADICALES ABTS

En la Tabla 10 podemos observar los resultados obtenidos para capacidad antioxidante de las películas, la muestra (Pc) presenta mayor afinidad por el solvente acetona-metanol 20.5933 $\mu\text{mol ET/g}$, el solvente agua-metanol presentó 19.1733 $\mu\text{mol ET/g}$ y el solvente con menor afinidad fue agua 16.7400 $\mu\text{mol ET/g}$.

Para (P C 3:1) presentó mayor afinidad por el solvente agua-metanol con 19.4400 $\mu\text{mol ET/g}$, a diferencia de acetona-metanol con 18.5833 $\mu\text{mol ET/g}$ y el solvente con menor afinidad fue agua con 17.6200 $\mu\text{mol ET/g}$. Estos resultados hacen énfasis en la presencia de moléculas antioxidantes presentes en la película que intervienen en la reacción de oxidación del catión radical ABTS⁺ previniendo a las células de las especies reactivas de oxígeno causantes de los procesos de envejecimiento y algunas otras enfermedades, al ser consumidas.

El porcentaje de inhibición para el radical ABTS en la película a base de butiá odorata (Pc) con agua presentó 9.4059% de inhibición, para acetona-metanol 5.88%, en relación agua-metanol 5.4263%. Las películas elaboradas con pulpa de butiá odorata y adicionadas con quitosano y AgNp en una concentración 3:1 (P C 3:1) presentaron porcentajes de inhibición para acetona/metanol de 2.9411%, 0.9009 % para agua-metanol y 0.4694 en agua, presentan diferencia significativa en comparación del porcentaje de inhibición del radical DPPH.

Tabla 11: Determinación de capacidad antioxidante mediante ABTS

SOLVENTE	ABTS	% DE INHIBICIÓN
Pc. Agua	16.7400	9.4059
Pc. Agua-metanol	19.1733	5.4263
Pc. Acetona-metanol	20.5933	5.8823
P C 3:1. Agua	17.6200	0.4694
P C 3:1. Agua-metanol	19.4400	0.9009
P C 3:1. Acetona-metanol	18.5833	2.9411

VIII. CONCLUSIONES

La pulpa de Butiá odorata puede ser utilizada para elaborar películas comestibles además de que presenta alto contenido de vitamina C, calcio y polifenoles, componentes necesarios en la dieta diaria de los seres humanos. El análisis fisicoquímico enfocado en la P C3:1 pulpa con AgNPs-quitosano refiere películas con mayor contenido de lípidos y cenizas así mismo el contenido de humedad es óptimo para esta película al ser menor; La P C1:1 revela un alto contenido de proteína y fibra cruda que le confiere el quitosano.

Las películas elaboradas de pulpa de Butiá odorata, adicionadas con quitosano y nanopartículas de plata en sus distintas concentraciones revelan diferencias significativas, la película elaborada con pulpa de butiá odorata natural (Pc) presenta poca resistencia a la fuerza de punción y baja solubilidad en cambio la P C3:1 pulpa con AgNPs-quitosano presenta mayor resistencia a la fuerza de punción y una solubilidad en agua aceptable para gran cantidad de alimentos con humedad intermedia al ser utilizada como recubrimiento comestible

Mediante microscopía electrónica de barrido fue posible detectar la apariencia de la película con pulpa de Butiá odorata natural (PC), es homogénea y medianamente lisa propiedades favorables al momento de pensarse para ser utilizada como recubrimiento comestible; en cambio, la apariencia de la P C3:1 revela mejor adaptación que las P C1:1 y P C2:1 pulpa con AgNPs- quitosano, la pulpa presenta poca afinidad al combinarla con quitosano.

Se enfocaron los análisis de vitamina C, minerales, polifenoles y capacidad antioxidante en la P C3:1 pulpa con AgNp- quitosano debido a que el objetivo principal de la investigación es la pulpa de *Butiá odorata* la evaluación de sus propiedades nutrimentales.

IX. BIBLIOGRAFÍA

Alfonso Arce, C. C. (2011). Caracterización de películas comestibles de quitosano y la afectación de las propiedades por aplicación de aceites esenciales. (Tesis de especialidad, Universidad Nacional de Colombia). <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/7891/107460.2011.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Avalos, A. Haza, A. Mateo, D. & Morales, P. (2013). Nanopartículas de plata: aplicaciones y riesgos tóxicos para la salud humana y el medio ambiente. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias 7(2):1-23 ISSN: 1988-2688 http://dx.doi.org/10.5209/rev_RCCV.2013.v7.n2.43408

Betancurt, P., Crosa, M. (2014). Valorización de frutos nativos como forma de promover el desarrollo local aprovechamiento agroalimentario del butiá en Rocha. [Archivo PDF]. http://delbutia.com/wp-content/uploads/2015/04/fpta-57_2014.pdf

Betancurt, P., Gioscia, D., Ayres, C., & Arcia, P. (2008). Fruto autóctono butiá: innovación y transferencia. INNOTECH, 63-71. <https://doi.org/10.26461/03.11>

Bonal Ruiz, R., Rivera Odio, R. M., Bolívar Carrion, M. E. (2012). Moringa oleifera: una opción saludable para el bienestar. MEDISAN, 16(10), 1596-1599. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1029-30192012001000014&lng=es&tlng=es.

Camacho Polo, J. D. & Deschamps Mercado, L. A. (2013). Síntesis de nanopartículas de plata y modificación con pulpa de papel para aplicación antimicrobial. (Tesis de Ingeniería: Universidad de Cartagena). <https://1library.co/document/yevlve1z-sintesis-nanoparticulas-plata-modificacion-pulpa-papel-aplicacion-antimicrobial.html>

Cardoso, P. (2016). Nanopartículas de plata: obtención, utilización como antimicrobiano e impacto en el área de la salud. Rev. Hosp. Niños (B. Aires) 2016; 58(260):19-28 / 19

<http://revistapediatria.com.ar/wp-content/uploads/2016/04/260-Nanoparti%CC%81culas-de-plata.pdf>

Carrión Jara, A. V. García Gómez, C. R. (2010). Preparación de extractos vegetales: determinación de eficiencia de metódica. (Tesis de Pregrado: Universidad de Cuenca). <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/2483/1/tq1005.pdf>

Cornelio, M. (2018). Caracterización del fruto de la palma butiá. (Proyecto de investigación: Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo).

Crosa, M J., Burzaco, P., Pastorino N., Irisity, M., Gioscia, D., Ayres C. (2011). Caracterización fisicoquímica y nutricional del fruto Butia capitata y de su pulpa tamizada. INNOTECH No. 6. pp: 3-6. <https://ojs.latu.org.uy/index.php/INNOTECH/article/view/125/80>

Davicino, R., Mattar, M. A., Casali, Y. A., Correa, S. G., Pettenati, E. M. & Micalizzi, B. (2007). Actividad antifúngica de extractos de plantas usadas en medicina popular en Argentina. Revista Peruana de Biología, 14(2), 247-252. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-99332007000300011&lng=es&tlng=es

Doménech Asensi, G., Durango Villadiego, A. M. & Ros Berruezo, G. (2017). Moringa oleifera: Revisión sobre aplicaciones y usos en alimentos. Archivos latinoamericanos de nutrición Vol. 67 N° 2.

Falguera, V., Quintero, P., Jiménez, A., Muñoz, J.A., Ibarz, A. (2011). Edible films and coatings: Structures, active function and trends in their use. *Trends in Food Science & Technology*, [en línea] DOI-doi: 10.1016/j.tifs.2011.02.004., 22(10): 7.

Feijoo Carrillo, C. (2018). Reducción de microorganismos del agua en la zona rural de la Esperanza Alta – Huaral utilizando nanopartículas de plata sintetizadas con Rosmarinus officinalis aplicando química verde. (Tesis de Ingeniería: Universidad César Vallejo Lima Perú). https://repositorio.ucv.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12692/18685/Feijoo_CCP.pdf?sequence=1&isAllowed=y

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. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2071-00542015000300008&lng=es&tlng=es.

García, M. A., Ventosa M., Díaz, R. & Casariego, A. (2011). Efecto de coberturas de alginato de sodio enriquecidas con aloe vera en la calidad de zanahoria mínimamente procesada. *Ciencia y Tecnología de Alimentos* Vol. 21, No. 3. pp: 62-67. https://www.researchgate.net/publication/275972926_EFECTO_DE_COBERTURAS_DE_ALGINATO_DE_SODIO_ENRIQUECIDAS_CON_ALOE_VERA_EN_LA_CALIDAD_DE_ZANAHORIA_MINIMAMENTE_PROCESADA

Gimeo Creus, E. (2004). "Compuestos fenólicos. Un análisis de sus beneficios para la salud". *Revista Ambito Farmaceutico* 23(6) pp: 80-84. <https://www.elsevier.es/es-revista-offarm-4-articulo-compuestos-fenolicos-un-analisis-sus-13063508>.

Gómez Garzón, M. (2018). "Nanomateriales, nanopartículas y síntesis verde. *Revista Repertorio de Medicina y Cirugía*. <https://revistas.fucsalud.edu.co/index.php/repertorio/article/view/191/209#info>

González Cuello, R. E., Urbina, N. A. & Morón Alcázar, L. (2015). Caracterización Viscoelástica de Biopelículas Obtenidas a Base de Mezclas Binarias. *Información tecnológica*, 26(3), 71-76. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642015000300011>

González, R. E., Cervantes, Y.C., & Caraballo, L. del C. (2016). Conservación de la guayaba (*Psidium guajava* L.) en postcosecha mediante un recubrimiento comestible binario. *TEMAS AGRARIOS* - Vol. 21:(1), pp.54- 64. DOI: <https://doi.org/10.21897/rta.v21i1.891>.

Hernandez Cocolletzi, H., Águila Almanza, E., Flores Agustín, O., Viveros Nava, E. L. & Ramos Cassellis, E. (2009). "Obtención y caracterización de quitosano a partir de

exoesqueletos de camarón” *Superficies y Vacío* Vol 22(3), pp.57-60.
<http://www.scielo.org.mx/pdf/sv/v22n3/v22n3a12.pdf>

Hoffmann, J. F., Zandoná, G. P., Silveira dos Santos, P., Müller Dallmann, C. Bonemann Madruga, F., Valmor Rombaldi, C. & Clasen Chaves, F. (2017). Stability of bioactive compounds in butiá (*Butia odorata*) fruit pulp and néctar. *Revista Food Chemistry* 237 638–644.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0308814617309664>

Magaña Benítez, W. (2012). Aprovechamiento poscosecha de la moringa (*Moringa oleífera*). *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, vol. 13, núm. 2, 2012, pp. 171-174. <https://www.redalyc.org/pdf/813/81325441010.pdf>

Mármol, Z., Paéz, G., Rincón, M., Araujo, K., Aiello, C., Chandler, C. & Gutiérrez, E. (2011). Quitina y Quitosano polímeros amigables. Una revisión de sus aplicaciones. *Revista Tecnocientífica URU*, Nº 1, (53 - 58).
<http://www.revencyt.ula.ve/storage/repo/ArchivoDocumento/rtcuru/n1/art06.pdf>

Miramont, S. (2012). Recubrimientos elaborados a partir de biopolímeros para el soporte de sustancias con actividad antimicrobiana: carvacrol y sorbatos. (Tesis de maestría: Universidad Tecnológica Nacional Buenos Aires). <https://qdoc.tips/tesis-recubrimd-biopolime-carvac-sorbatospdf-pdf-free.html>

Miranda, S. P., Cárdenas, G., López, D. & Lara-Sagahon, A. V. (2004). Comportamiento de películas de Quitosán compuesto en un modelo de almacenamiento de aguacate. *Revista de la Sociedad Química de México*, 47(4), 331-336.
http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0583-76932003000400008&lng=es&tlng=es.

Molina, B. (2001). Biología y conservación del palmar de butiá (*butiá capitata*) En la reserva de biosfera bañados del este. [Archivo PDF] <http://delbutia.com/wp-content/uploads/2015/04/Molina-2001.pdf>

Monsalve Moreno, L. V. (2014). Evaluación de películas de quitosano suplementadas con aceites esenciales de orégano (*origanum vulgare* L.) y romero (*rosmarinus*

officinalis) como posibles agentes antimicrobianos y antioxidantes. (Tesis de Ingeniería, Universidad de San Buenaventura). http://bibliotecadigital.usbcali.edu.co/bitstream/10819/3130/1/Evaluacion_películas_quitosano_monsalve_2014.pdf

Morel, M. (2006). Morfología floral y fenología de la floración de la palma *Butia capitata* (Mart.) Becc. (Arecaceae). (Tesis de Licenciatura: UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA). Recuperado <https://docplayer.es/89535483-Morfologia-floral-y-fenologia-de-la-floracion-de-la-palma-butia-capitata-mart-becc-arecaceae.html>

Moreno, M. (2018). Elaboración de películas a base de pectina de la pulpa de la palma butea y datilera. (Proyecto de investigación: Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo)

NMX-F-607-NORMEX-2013 Alimentos-Determinación de Cenizas en Alimentos-Método de prueba. Foods-Determination of Ash in Foods-Test Method (Esta Norma cancela la NMX-F-607-NORMEX-2002).

<https://produccionindustrialdealimentos2.jimdofree.com/1-1-2-nmx-f-607-normex-2013/>

Noblick L. 2011. Validation of the name *Butia odorata*. *Palms*, 55: 48 – 49.

Parra Aedo, M. I. (2017). Desarrollo de películas comestibles con incorporación de aceite esencial de anís mediante método de emulsificación. (Tesis de ingeniería, Universidad Técnica Federico Santa María). <https://repositorio.usm.cl/bitstream/handle/11673/23180/3560900231385UTFSM.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Pinotti, A. García, M. A., Martino, M. & Zaritzky, N. (2007). Study on microstructure and physical properties of composite films based on chitosan and methylcellulose. *Food Hydrocolloids* Vol 21(1). Pp: 66–72. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0268005X06000415>

Pizanelli, M. & Dini, O. (2013). Aportes para la elaboración de una guía de buenas prácticas de la cosecha extractiva del butiá: caracterización social y estimación del potencial productivo y reproductivo del palmar de *butia odorata* (barb. rodr.) noblick de

castillos (rocha, uruguay). (Tesis de Ingeniería: Universidad de la República).
<http://delbutia.com/wp-content/uploads/2014/08/Pizzanelli-y-Xavier-2013.pdf>

Posmontier B. (2011). The medicinal qualities of *Moringa oleifera*. *Holist Nurs Pract*.
25(2):80-7. doi: 10.1097 / HNP.0b013e31820dbb27.

Ramirez, M. (2017). "Uso de mucilago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) para la síntesis de nanopartículas de plata. (Tesis de Licenciatura: Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo).

Ramos, García, M.L., Bautista, Baños, S., Barrera, Necha, L.L., Bosquez, Molina, E., Alia, Tejacal, I. & Estrada-Carrillo, M. (2010). Compuestos antimicrobianos adicionados en recubrimientos comestibles para uso en productos hortofrutícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología* 28: 44-57.
http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0185-33092010000100005

Rioja, Antesana, A. P., Vizaluque, B. E., Rossel, E. A., Tejeda, L., Book, O., Mollinedo, P. & Peñarrieta, J. M. (2018). Determinación de la capacidad antioxidante total, fenoles totales, y la actividad enzimática en una bebida no láctea en base a granos de *chenopodium quinoa*. *Revista Boliviana de Química*, vol. 35, núm. 5.
<https://www.redalyc.org/jatsRepo/4263/426358213006/html/index.html>

Ruiz, M. (2018). Remoción de arsénico de disoluciones acuosas mediante un compósito de alginato modificado con nanopartículas de hierro. (Tesis de maestría: Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo).

Sánchez, Aldana, D., Contreras, Esquivel, G.C., Nevárez, Moorillón, G.V. & Aguilar, C.N. (2015). Caracterización de películas comestibles a base de extractos pécticos y aceite esencial de limón Mexicano, *CyTA – Journal of Food*, Vol. 13:(1), pp. 17-25, DOI: 10.1080/19476337.2014.904929

Santos, S., Vinderola, G., Santos, L., & Araujo, Edilene. (2018). Biodisponibilidad de minerales que lados y no que lados: una revisión sistemática. *Revista chilena de nutrición*, 45(4), 381-392. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182018000500381>

Solano, L.G., Beltrán L.A. & Jiménez, C. (2018). Películas y recubrimientos comestibles funcionalizados. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 21(Supl. 2): 30-42, DOI: 10.22201/fesz.23958723e.2018.0.153.

Solis, S. (2016). ELABORACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE PELÍCULAS COMESTIBLES ELABORADAS CON HIDROXIPROPILMETILCELULOSA (HPMC). (Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma del Estado de México). <http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/65172/Elaboraci%C3%B3n%20de%20pel%C3%ADculas%20comestibles%20HPMC.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Sosa Flores, M. (2016). “Efecto de un recubrimiento comestible elaborado a base de almidón de jícama (*Pachyrhizus erosus* L. Urban) en la vida de anaquel de la fresa”. (Tesis de licenciatura: Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro). <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/8389/64537%20%20SOSA%20FLORES%20MAYRA%20ALEJANDRA.pdf?sequence=1>

Valderrama, N. (2014). Evaluación del comportamiento de películas comestibles de quitosano almacenadas bajo condiciones controladas. (Tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia). <http://bdigital.unal.edu.co/45572/1/01107528.2014.pdf>.

Valenzuela, C. & Arias J. (2012). Potenciales aplicaciones de películas de quitosano en alimentos de origen animal: una revisión. *Avances en Ciencias Veterinarias* 27(1), 33-47. DOI: 10.5354/0719-5273.2012.21997

Verdún, N., Dellacassa, E. (SA). Propiedades funcionales, aromas y sabores del butiá y sus productos derivados. [Archivo PDF]. <http://riquim.fq.edu.uy/archive/files/f1c4fa862865de81618aceb1959cd4ac.pdf>

Villareal Gómez, A. & Ortega Angulo, K. J. (2014). Revisión de las características y usos de la planta *Moringa oleífera*. *Investigación & Desarrollo*, vol. 22, núm. 2, pp. 309-330. <https://www.redalyc.org/pdf/268/26832007007.pdf>