



Universidad Nacional Autónoma de Chota

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

Unidad de Investigación

RESOLUCIÓN DE COORDINACIÓN N° 001-2024-FCA/UNACH

“Año del Bicentenario, de la consolidación de nuestra Independencia,
y de la conmemoración de las heroicas batallas de Junín y Ayacucho”



CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD

El que suscribe, Director de la Unidad de Investigación de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional Autónoma de Chota, **hace constar** que la tesis de investigación Titulada “**Caracterización de las propiedades mecánicas, solubilidad y color de las biopelículas elaboradas a base de pectina de granadilla (*Pasiflora ligularis*) y almidón extraído de pepa de palta (*Persea americana Mill*)**”; desarrollada por la **Bach. María Erlita Lescano Vergara** de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial, **asesorada por el Ph.D. Frank Fluker Velázquez Barreto y co-asesorada por el Ph.D. Ives Julián Yoplac Tafur**; presenta un **ÍNDICE DE SIMILITUD DEL 13%** sin incluir bibliografía; por lo tanto, cumple con el criterio de evaluación de originalidad establecido en el REGLAMENTO DE GRADOS Y TÍTULOS DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE CHOTA aprobado mediante RESOLUCIÓN DE COMISIÓN ORGANIZADORA N°120-2022-UNACH.

Se expide la presente, a petición de la parte interesada para los fines que estime conveniente.

Chota, 02 de setiembre de 2024.

Atentamente

M.Sc. Rubén Iván Marchena Chanduvi
Director de la Unidad de Investigación
de la Facultad de Ciencias Agrarias

DEDT/DUIFCA
Interesado
AFCA
Archivo
Chota 2024

Maria Lescano

IT-CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD-UIFCA

-  INFORME DE TESIS 2024
-  PROYECTOS Y TESIS 2024
-  Universidad Nacional Autonoma de Chota

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid::1:2996152935

Fecha de entrega

2 sep 2024, 9:42 a.m. GMT-5

Fecha de descarga

2 sep 2024, 9:44 a.m. GMT-5

Nombre de archivo

Tesis_Biopelículas_almidón_y_pectina_-_T.docx

Tamaño de archivo

6.5 MB

62 Páginas

14,001 Palabras

72,661 Caracteres

13% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- Bibliografía

Fuentes principales

- 12%  Fuentes de Internet
- 3%  Publicaciones
- 1%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

Fuentes principales

- 12%  Fuentes de Internet
- 3%  Publicaciones
- 1%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Fuentes principales

Las fuentes con el mayor número de coincidencias dentro de la entrega. Las fuentes superpuestas no se mostrarán.

1	Internet	portaluni.unach.edu.pe	1%
2	Internet	repositorio.lamolina.edu.pe	1%
3	Internet	orcid.org	1%
4	Internet	1library.co	1%
5	Internet	repositorio.unal.edu.co	1%
6	Internet	hdl.handle.net	1%
7	Internet	www.coursehero.com	0%
8	Internet	www.researchgate.net	0%
9	Internet	oldri.ues.edu.sv	0%
10	Internet	es.scribd.com	0%
11	Trabajos del estudiante	Universidad Nacional Autonoma de Chota	0%

12	Internet	www.produccioncientificaluz.org	0%
13	Internet	www.revistas.unitru.edu.pe	0%
14	Internet	repositorio.unfv.edu.pe	0%
15	Internet	repositorio.unapiquitos.edu.pe	0%
16	Internet	bdigital.zamorano.edu	0%
17	Internet	www.slideshare.net	0%
18	Publicación	A Pérez-Rodríguez, MJ Morgan, RM Rideout, R Domínguez-Petit, F Saborido-Rey. "...	0%
19	Internet	doczz.net	0%
20	Internet	repositorio.unach.edu.pe	0%
21	Publicación	Miguel Fernando Aldas Carrasco. "Uso de derivados de colofonia como aditivos so...	0%
22	Trabajos del estudiante	Universidad Nacional Agraria La Molina	0%
23	Internet	nanopdf.com	0%
24	Internet	repositorio.uta.edu.ec	0%
25	Internet	patents.glgoo.top	0%

26	Internet	es.slideshare.net	0%
27	Trabajos del estudiante Universidad Cesar Vallejo		0%
28	Internet	www.mef.gob.pe	0%
29	Internet	perciomar.blogspot.com	0%
30	Internet	revistas.unitru.edu.pe	0%
31	Internet	rinacional.tecnm.mx	0%
32	Trabajos del estudiante Universidad Autónoma de Aguascalientes		0%
33	Internet	colposdigital.colpos.mx:8080	0%
34	Trabajos del estudiante Universidad de Guayaquil		0%
35	Internet	doku.pub	0%
36	Internet	repositorio.utm.edu.ec	0%
37	Internet	eprints.ucm.es	0%
38	Internet	patents.google.com	0%
39	Internet	tesis.usat.edu.pe	0%

40	Internet	www.alanrevista.org	0%
41	Internet	www.mobilecrusherchina.com	0%
42	Publicación	J. Jiménez-Hernández, F. Meneses-Esparza, J. Rosendo-Escobar, M. A. Vivar-Vera, L....	0%
43	Publicación	Leandro de Moraes Cardoso, Bárbara de Lazzari Reis, Daniela da Silva Oliveira, Hel...	0%
44	Publicación	Pedro Morales-Urbina, T Leticia Espinosa-Carreón, Saúl Álvarez-Borrego, José Mar...	0%
45	Internet	docta.ucm.es	0%
46	Internet	doczz.es	0%
47	Internet	tesis.ipn.mx	0%
48	Internet	docslide.net	0%
49	Internet	estudogeral.sib.uc.pt	0%
50	Internet	issuu.com	0%
51	Internet	lookformedical.com	0%
52	Internet	prezi.com	0%
53	Internet	www.educandose.com	0%

54	Internet	www.idexlab.com	0%
55	Internet	www.nexusediciones.com	0%
56	Internet	www.semanticscholar.org	0%
57	Publicación	Janaina Sánchez García. "Desarrollo y caracterización de nuevas harinas de lentej...	0%
58	Publicación	L. A. Pascual-Pineda, E. Azuara, R. Díaz, E. R. Silva. "Uso de la deshidratación osmó...	0%
59	Internet	biblioteca.upec.edu.ec	0%
60	Internet	cajamarcategorias.blogspot.com	0%
61	Internet	qdoc.tips	0%
62	Internet	repositorio.unsaac.edu.pe	0%
63	Internet	repositorio.upao.edu.pe	0%
64	Internet	revistamvz.unicordoba.edu.co	0%
65	Internet	www.dusselpeters.com	0%
66	Publicación	Lopez Paredes, Hector Alejandro Ramirez Carrillo, Ivan Kurt Maldonado More...	0%

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE CHOTA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



**CARACTERIZACIÓN DE LAS PROPIEDADES MECÁNICAS, SOLUBILIDAD Y
COLOR DE LAS BIOPELÍCULAS ELABORADAS A BASE DE PECTINA DE
GRANADILLA (*Pasiflora ligularis*) Y ALMIDÓN EXTRAÍDO DE PEPA DE PALTA
(*Persea americana* Mill).**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO
AGROINDUSTRIAL**

LÍNEA DE INVESTIGACIÓN

**Desarrollo de tecnologías limpias de procesamiento de productos agroindustriales de la provincia de
Chota – departamento de Cajamarca.**

AUTOR

Bach. LESCANO VERGARA MARÍA ERLITA

ASESOR

PH. D. FRANK FLUKER VELÁZQUEZ BARRETO

COASESOR

PH. D. IVES JULIAN YOPLAC TAFUR

CHOTA – PERÚ

2024



Anexo 01:

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

REG. N° 001-2024-FCA

Siendo las 9:20 horas, del día 15 de agosto de 2024, los miembros del Jurado de Tesis titulada: **CARACTERIZACIÓN DE LAS PROPIEDADES MECÁNICAS, SOLUBILIDAD Y COLOR DE LAS BIOPELÍCULAS ELABORADAS A BASE DE PECTINA DE GRANADILLA (*Pasiflora ligularis*) Y ALMIDÓN EXTRAÍDO DE PEPA DE PALTA (*Persea americana* Mill)**, integrado por:

1. Dr. Ricardo Abel Del Castillo Torres - Presidente
2. Dra. Melina Luz Mary Cruzado Bravo- Secretario
3. MBA. José Felipe Garrido Julca- Vocal

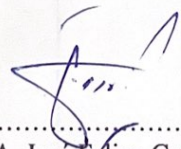
Sustentada de manera presencial (x), virtual () por Bach. María Erlita Lescano Vergara, con la finalidad de obtener el Título Profesional de Ingeniero Agroindustrial.

Terminada la sustentación, con las preguntas formuladas por los integrantes del Jurado y las respuestas otorgadas por el graduando, luego de deliberar, acuerda Aprobar la tesis, calificándola con la nota de: 15, se eleva la presente Acta al Coordinador de la Facultad de Ciencias Agrarias, a fin de que se le declare EXPEDITO para conferirle el correspondiente título profesional

Colpa Huacarís, 15 de agosto del 2024


.....
Dr. Ricardo Abel Del Castillo Torres
Presidente


.....
Dra. Melina Luz Mary Cruzado Bravo
Secretario


.....
MBA. José Felipe Garrido Julca
Vocal

DEDICATORIA

A Dios, por darme salud y ser mi guía en todo momento.

A mi madre Rosa Elvira Vergara León, por ser mi sostén, por todo su amor incondicional y por ser un ejemplo de buenas acciones para mí.

A mi padre Victoriano Lescano Vásquez, por ser un padre amoroso y enseñarme que puedo lograr lo que me propongo con constancia y trabajo.

A mi hermana Umbelina, por su apoyo y por siempre alentarme a seguir adelante

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios, por la vida y darme la oportunidad para realizar esta presente investigación.

Gracias al Ph. D. Frank Fluker Velásquez Barreto y Dr. Ives Julian Yoplac Tafur, mis asesores de tesis, por todo su tiempo y enseñanza brindados a lo largo de toda esta investigación.

Agradezco a la UNACH por el financiamiento proporcionado para esta investigación.

A mis queridas amigas, quienes estuvieron a mi lado y por creer en mí.

¡Gracias por ser parte de este importante logro en mi vida!

ÍNDICE DE CONTENIDOS

RESUMEN.....	ix
ABSTRACT.....	x
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO II.MARCO TEÓRICO.....	2
2.1 Antecedentes.....	3
2.2 Bases teóricas.....	..6
2.2.1 Granadilla (<i>Passiflora ligularis</i>).....	..6
2.2.2 Palta (<i>Persea americana Mill.</i>).....	9
2.2.3 Pectina.....	11
2.2.4 Almidón.....	15
2.2.5 Películas biodegradables.....	17
2.3 Marco conceptual.....	26
CAPÍTULO III. MARCO METODOLÓGICO.....	28
3.1 Ubicación.....	28
3.2 Población y muestra.....	28
3.2.1 Población.....	28
3.2.2 Muestra.....	29
3.3 Equipos, materiales e insumos.....	29
3.4 Metodología de la investigación.....	30
3.4.1 Extracción de pectina del mesocarpio del fruto de la granadilla.....	32
3.4.2 Extracción de almidón de la pepa de palta.....	32
3.4.3 Propiedades morfológicas.....	33
3.4.4 Propiedades químicas.....	33
3.4.5 Propiedades funcionales.....	35

3.2.1. Preparación de las biopelículas.....	35
3.2.2. Caracterización de las propiedades de las biopelículas.....	36
3.5 Análisis estadístico.....	38
CAPÍTULO IV RESULTADOS DISCUSIONES.....	39
4.1 Extracción de almidón y pectina.....	39
4.2 Caracterización de las propiedades morfológicas	40
4.3 Determinación de las propiedades químicas y funcionales de almidón y pectina	41
4.4 Efecto del porcentaje pectina y almidón en las características de las biopelículas	46
4.4.1 Solubilidad.....	47
4.4.2 Módulo elástico.....	49
4.4.3 Diferencial de color.....	51
CAPÍTULO V CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	55
CAPÍTULO VI REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	56
CAPÍTULO VII ANEXOS.....	67

ÍNDICE DE TABLAS

Tablas 1	<i>Clasificación taxonomía de la granadilla</i>	6
Tablas 2	<i>Composición química y nutricional de la granadilla</i>	8
Tablas 3	<i>Análisis bromatológico de la cáscara de granadilla</i>	8
Tablas 4	<i>Clasificación taxonómica de la palta</i>	10
Tablas 5	<i>Corridas experimentales utilizando el Diseño Central Compuesto Rotacional</i>	38
Tablas 6	<i>Composición química proximal del almidón de pepa de palta y pectina de la cáscara de granadilla</i>	42
Tablas 7	<i>Solubilidad y poder de hinchamiento del almidón</i>	44
Tablas 8	<i>Solubilidad, Módulo de Young y Diferencial de color (ΔE)</i>	46
Tablas 9	<i>Análisis de varianza y coeficientes de regresión del modelo de superficie de respuesta para solubilidad (%) de las biopelículas</i>	49
Tablas 10	<i>Análisis de varianza y coeficientes de regresión del modelo de superficie de respuesta para módulo de Young (MPa) de las biopelículas</i>	51
Tablas 11	<i>Análisis de varianza y coeficientes de regresión del modelo de superficie de respuesta para diferencial de color (ΔE) de las biopelículas</i>	53

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Estructura molecular básica de la pectina.....	12
Figura 2 Estructura química de la amilosa.....	15
Figura 3 Estructura química de la amilopectina.....	16
Figura 4 Esquema experimental del trabajo de investigación.....	31
Figura 5 Semilla de palta variedad fuerte y el almidón extraído.....	39
Figura 6 Cáscara de granadilla variedad colombiana y la pectina extraída.....	39
Figura 7 Vista microscópica de los gránulos de almidón de pepa de palta variedad fuerte realizada en un microscopio eléctrico a 40x.....	40
Figura 8 Vista microscópica de pectina extraída de cáscara de granadilla variedad colombiana realizada en un microscopio eléctrico a 40x.....	41
Figura 9 Superficie de contorno y de respuesta para la solubilidad de las biopelículas a diferentes porcentajes de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta.....	48
Figura 10 Superficie de contorno y de respuesta para el módulo de Young de las biopelículas a diferentes porcentajes de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta.....	50
Figura 11 Superficie de contorno y de respuesta para diferencial de color de las biopelículas a diferentes porcentajes de almidón de pepa de palta y pectina de granadilla.....	52
Figura 12 Concentración óptima de pectina y almidón para biopelículas determinada mediante la función de deseabilidad para las propiedades de solubilidad, módulo de Young y diferencial de color (ΔE)	54
Figura 13 Pepa de palta, reducción de tamaño de la pepa y secado de almidón.....	68

Figura 14 Cáscara de granadilla, precipitación de la pectina y secado de pectina.....	68
Figura 15 Formulación de las biopelículas, secado de las biopelículas y biopelículas según tratamiento.....	69
Figura 16 Análisis de módulo de Young, análisis de diferencial de color y determinación de amilosa.....	69

RESUMEN

En este trabajo se utilizó cáscara de granadilla y pepa de palta, desechos recuperados para la elaboración de películas biodegradables. El objetivo principal de este estudio fue evaluar el efecto de la concentración de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta en las propiedades mecánicas, solubilidad y color de las biopelículas. Se utilizó un Diseño Central Compuesto Rotacional, una metodología de superficie de respuesta y la función de deseabilidad para optimizar la concentración de pectina y almidón. Se definió como variables independientes el % de pectina y almidón, y solubilidad, módulo de Young y diferencial de color (ΔE) como variables dependientes. Las biopelículas se prepararon con porcentajes de pectina y almidón, agua destilada y glicerol como agente plastificante. Las películas producidas con menor porcentaje de pectina y mayor porcentaje de almidón presentaron mejores propiedades de solubilidad, que oscilaban entre 42,39 y 59,32 %, con un módulo de Young de 10,71 a 37,42 MPa y un diferencial de color de 6,53 a 19,40 respectivamente. Según la función de deseabilidad, los porcentajes óptimos fueron 0,5 % de pectina y 4,0 % de almidón. En conclusión, esta investigación demuestra que es posible crear películas biodegradables usando almidón de pepa de palta y pectina de cáscara de granadilla y que las películas tienen un tono amarillento debido al color característico de la pectina.

Palabras clave: Pectina, almidón, solubilidad, Módulo de Young, diferencial de color.

ABSTRACT

In this work we used passion fruit peel and avocado seed, recovered wastes for the production of biodegradable films. The main objective of this study was to evaluate the effect of passion fruit pectin and avocado seed starch concentration on the mechanical properties, solubility and color of biofilms. A Rotational Composite Central Design, response surface methodology and desirability function were used to optimize pectin and starch concentration. The independent variables were defined as % pectin and starch, and solubility, Young's modulus and color differential (ΔE) as dependent variables. Biofilms were prepared with percentages of pectin and starch, distilled water and glycerol as plasticizing agent. Films produced with lower percentage of pectin and higher percentage of starch showed better solubility properties, ranging from 42,39 to 59,32 %, with Young's modulus from 10,71 to 37,42 MPa and color differential from 6,53 to 19,40 respectively. According to the desirability function, the optimum percentages were 0,5 % pectin and 4,0 % starch. In conclusion, this research demonstrates that it is possible to create biodegradable films using avocado kernel starch and pectin from passion fruit peel and that the films have a yellowish hue due to the characteristic color of the pectin.

Keywords: Pectin, starch, solubility, Young's modulus, color difference

CAPÍTULO I.

INTRODUCCIÓN

Los polímeros a base de petroquímicos son los materiales más utilizados para el empaque de alimentos debido a sus numerosos atributos, incluida su facilidad de acceso, bajo costo y propiedades funcionales apropiadas para la protección de los alimentos (Sánchez *et al.*, 2015). Sin embargo, estos materiales son peligrosos y causan decadencia natural por las formas convencionales que se utilizan para su degradación, lo que incluyen vertederos, quema y tratamiento de sustancias, lo que daña el medio ambiente (Behera *et al.*, 2022).

Debido a los efectos perjudiciales, se han llevado a cabo numerosos estudios que buscan alternativas que no sean tóxicos, renovables y biodegradables. Una de ellas es la creación de biopelículas. Y los desechos orgánicos como semillas y cáscaras son una alternativa para la fabricación de biopelículas porque contienen una amplia variedad de compuestos potencialmente aprovechables como proteínas, polisacáridos, lípidos, antioxidantes y antimicrobianos (Ubaque *et al.*, 2020).

Un desecho como la cáscara de granadilla contiene un polisacárido conocido como pectina, siendo una alternativa que se puede usar como material de envasado debido a su alta solubilidad en agua, excelente capacidad de formación de películas y alta flexibilidad (Taqi *et al.*, 2013) y otras propiedades importantes como barrera contra la humedad, el aceite, el aroma y capacidad de gelificación, estas propiedades únicas hacen de la pectina una matriz polimérica potencial para aplicaciones de envasado de alimentos que podrían evitar alteraciones no deseadas como oscurecimiento enzimático, formación de sabores desagradables, pérdida de aromas, retardo de lípido y migración de alimentos sin conservantes, y prevenir rápidamente el ataque de patógenos durante el almacenamiento (Roy *et al.*, 2023).

Otro desecho es la pepa, de palta que contiene almidón y este es un polisacárido bien conocido por su bajo costo, disponibilidad, facilidad de degradación y su facilidad de uso como material para elaboración de biopelículas. El almidón está compuesto por amilopectina y amilosa, y un mayor contenido de la amilosa, generalmente producen películas con mejores propiedades de barrera y tracción, ya que las cadenas lineales de la amilosa permiten más formación de enlaces de hidrógeno que la amilopectina (Lima *et al.*, 2021).

Las propiedades de las biopelículas se pueden mejorar cuando se mezcla la pectina con biopolímeros como proteínas, lípidos, almidón, celulosa y quitosano (Gurram *et al.*, 2018) y sustancias agregadas como plastificantes (para mejorar el rendimiento mecánico), emulsionantes (para aumentar la estabilidad y la adhesión) y agentes bioactivos funcionales (para mejorar la funcionalidad) (Lopez *et al.*, 2017).

Por tanto, el objetivo principal de esta investigación fue evaluar el efecto de la concentración de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta en las propiedades mecánicas, solubilidad y el color de las biopelículas. Los objetivos específicos fueron determinar la composición química y propiedades funcionales de la pectina de granadilla y almidón de palta, evaluar el efecto de la concentración de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta en las propiedades mecánicas de biopelículas, evaluar el efecto de la concentración de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta en la solubilidad de biopelículas, evaluar el efecto de la concentración de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta en el color de biopelículas y determinar el mejor tratamiento para la elaboración de biopelícula con óptimas propiedades de módulo elástico, solubilidad y color.

CAPITULO II.

MARCO TEÓRICO

3.1 Antecedentes

La granadilla y la palta durante la cosecha generan grandes cantidades de subproductos que consisten generalmente en cáscaras y semillas, muy ricos en pectina y almidón. Estos biopolímeros tienen características biológicas que los hacen apropiadas para su uso en la fabricación alimentaria y farmacéutica; en estos sectores, se destacan por sus propiedades prebióticas y tecno-funcionales, su capacidad estabilizante y gelificante. Así mismo por sus propiedades funcionales están siendo empleadas en biopelículas o recubrimientos de alimentos, tal como lo demuestra los estudios siguientes.

López, *et al.* (2019) en Tariño - Colombia, determinaron las propiedades de elongación (%) y resistencia a la tracción (MPa) de biopelículas formadas con aceite mineral (2 % y 6 % p/v), pectina (4 % y 6 % p/v) y glicerol (3 % y 6 % p/v). se utilizó un diseño factorial 2^3 para optimizar las repuestas y la función de deseabilidad para determinar la condición óptima de elaboración de biopelículas. Las concentraciones óptimas fueron (5,0 % de pectina), (4,5 % de glicerol) y (4,0 % de aceite). A estas condiciones se obtuvo un esfuerzo de ruptura de 7,13 N, elongación de 33,12 %, módulo de Young de 105,04 MPa y resistencia de tracción de 18,09 MPa. Los autores concluyeron que la pectina mejora la resistencia de la biopelícula, mientras que el aceite le aporta flexibilidad.

Alata & Cuadros (2017), en Arequipa – Perú, evaluaron las propiedades mecánicas de biopelículas a partir de celulosa y residuos cítricos en dos fases. En la fase uno, se prepararon biopelículas con pectina, glicerina y cáscara de naranja, determinando que la combinación óptima contenía 40 % de glicerina, 20 % de cáscara de naranja y 40 % de pectina y, logrando un

porcentaje de elongación de 66,39 % y una resistencia a la tensión de 5,92 N/mm². En la etapa dos, se añadió celulosa bacteriana como sustituto parcial de la cáscara de naranja para enriquecer las características mecánicas. La mejor biopelícula obtenida contenía 40 % de glicerina, 10 % de celulosa, 40 % de pectina y 10 % de cáscara de naranja, con una resistencia a la tensión de 7,33 N/mm² y un porcentaje de 35,27 % de elongación.

Alata *et al.* (2018) en Arequipa – Perú, elaboraron biopelículas a partir de celulosa bacteriana, pectina, cáscara de naranja y glicerina. Los autores encontraron que la formulación adecuada para la elaboración de biopelículas fue de 15 % de cáscara de naranja, 5 % de celulosa bacteriana, 40 % de pectina y 40 % de glicerina. Las biopelículas producidas con esta combinación mostraron una resistencia a la tensión de 5,53 N/mm², una elongación de 51,60 % y una permeabilidad de 0,03 g.mm/(h. kPa.m²). Además, observaron que el contenido de pectina afectaba significativamente las propiedades de las biopelículas debido a su interacción con el glicerol y la celulosa bacteriana, lo que aumentaba la resistencia a la tensión, pero reducía la elongación y la permeabilidad.

Chapuel & Reyes (2019) en Guayaquil – Ecuador, Elaboraron biodegradables a base de almidón de semilla de palta y plátano, creando diversas formulaciones para identificar la mejor biopelícula como recubrimiento para la papaya hawaiana. La formulación 2 (3,43 % almidón de plátano, 3,43 % almidón de semilla de palta, 2,29 % vinagre, 86,92 % agua, 3,43 % glicerina, 0,16 % sorbato de potasio, 0,16 % ácido ascórbico y 0,18 % ácido cítrico) presento las mejores propiedades, incluyendo un espesor de 0,22 mm, una solubilidad del 62,57 % y una pérdida de peso del 99,27 %. Al aplicarla como recubrimiento a los frutos de papaya durante el almacenamiento, esta formulación resultó con menor pérdida de peso (2,1957 %).

Matta *et al.* (2011) en São Paulo – Brasil, evaluaron las propiedades de solubilidad y de barrera de biopelículas producidas a partir de almidón de guisante combinado con goma xantana y glicerol. Los autores utilizaron varias formulaciones de goma xantana (0, 0,05 y 0,1 %), almidón de guisante (3, 4 y 5 %) y glicerol (en una proporción de 1:5 P/P). Donde observaron que a mayor concentración de almidón y glicerol provocó un aumento en el espesor y solubilidad en la biopelícula. Las biopelículas que presentaron mayor solubilidad fueron elaboradas fabricadas con 5 % de almidón y 20 % de glicerol y 5 % de almidón, 0,1 % de goma y 20 % de glicerol (18-39 %). Biopelículas elaboradas con otras proporciones de almidón, goma xantana y glicerol presentaron menor solubilidad.

Guevara *et al.*, (2011) en San Luis de Potosí – México, desarrollaron y caracterizaron biopelículas compuestas de pectina de nopal, nanopartículas de mucílago, cera de candelilla y glicerol. Encontrando que las biopelículas elaboradas con mucílago eran más resistentes a la tensión (0,92 MPa), más transparentes ($L^* = 93,97$), pero más flexibles (24,96 %) y con un mayor módulo elástico (2,63 MPa) en comparación con las de pectina.

Nisar *et al.*, (2019) en Liquean, China, produjeron biopelículas a partir de pectina con la incorporación de polifenoles de manzana. Las soluciones se prepararon disolviendo pectina en polvo (2,75 %), polifenoles de manzana (0,5 %, 1 % y 1,5 %), glicerol y agua. Se encontró que las biopelículas de pectina sin polifenoles de manzana fueron claras e incoloras ($L^* = 87,80$), sin embargo, al incrementar el porcentaje de polifenoles las biopelículas exhibieron un color más oscuro (0,5 % polifenoles, $L^* = 63,48$; 1 % polifenoles $L^* = 49,33$ y 1,5 % polifenoles $L^* = 41,79$).

3.2 Bases teóricas

3.2.1 Granadilla.

La granadilla (*Passiflora ligularis*) es una planta que se encuentra naturalmente en México, Venezuela, Perú y Bolivia. Su origen es en América tropical. Venezuela, Sur África, Kenia y Australia son los países con la mayor producción de granadilla en el mundo. En América Sur y Centro, se encuentran Colombia, México, Bolivia, Perú y Ecuador (Hernández, 2016), la zona de cultivo de granadilla se extiende desde los 1800 a 2600 msnm (Cortez & Salome, 2017), las condiciones ideales para el crecimiento son suelos con alta materia orgánica y pH de 6 a 6.5, temperaturas de 14 a 24 °C y humedad relativa del 75 % (Villalva, 2019).

En Perú, las zonas que producen granadilla incluyen Cusco, Puno, Pasco, Huancavelica, La Libertad, Piura, Cajamarca, Lima, Lambayeque, Huánuco y Junín (Cortez & Salome, 2017), a una altitud de 800 a 2500 msnm. Esta fruta es muy apreciada por su sabor, color organoléptico y su alto contenido de niacina y fósforo. Es un fruto que también tiene propiedades medicinales, es laxativo e hipoalérgico (Hernández, 2016), su consumo es de forma fresca, pero también se puede comercializar en forma de jugo, helado o mermelada (Realpe & Vásquez, 2020).

A. Taxonomía y morfología de la granadilla.

Tablas 1

Clasificación taxonomía de la granadilla

Reino	Plantae
Clase	Dicotyledonea
Sub clase	Archiclamydeae
División	Embryophita
Sub-División	Angiospermae
Especie	<i>Passiflora ligularis</i> Juss
Genéro	<i>Passiflora</i>

Familia	Plasmodiaceae
Orden	Violales

Nota. Villalva (2019).

La granadilla es una planta trepadora que tiene tallos tubulares y hojas de forma acorazonada de color verde oscuro que miden de 8 - 14 cm de largo, las flores son completas con cinco estambres unidos que miden de 6 - 8 cm de diámetro y se encuentran en pares, los pétalos y los sépalos de la corona son de color blanco amarillento, y la pepa posee una corteza lisa, de color marrón y de forma ovalada, su maduración ocurre entre los setenta y ochenta días después de la polinización (Realpe & Vásquez, 2020), el fruto es una baya con una capa rígida que tiene una forma casi esférica. Dependiendo de la variedad, su color puede ir desde el morado oscuro hasta el amarillo anaranjado. En su interior, contiene entre 200 y 250 semillas, las cuales están cubiertas por un arilo traslúcido, mucilaginoso, grisáceo y con un sabor ácido, que es la parte comestible. El mesocarpio del fruto es una placenta blanquecina, esponjosa, seca con un grosor de 5 mm y está unida a las semillas (Noblecilla, 2017), el epicarpio está compuesto por múltiples capas de células cortas con paredes gruesas de color amarillo, a pesar que su grosor es inferior a 1 mm, proporciona una notable solidez a la fruta (Romero, 2012).

B. Composición química y nutricional de la granadilla. La granadilla se compone de un 30% de pulpa, 60% de cáscara y entre un 10% y 15% de semillas. Las propiedades químicas de la parte comestible se detallan en la Tabla 2.

Tablas 2

Composición química y nutricional de la granadilla

Componentes	Contenido de 100 g (parte comestible)
Agua	86 %
Carbohidratos	11,6 %
Proteínas	1,1 %
Grasa total	0,1 %
Cenizas	0,9 %
Fibra	0,3 %
Calorías	46 %
Ácido ascórbico	20 mg
Hierro	0,8 mg
Calcio	7 mg
Fósforo	30 mg

Nota: Lograño (2014)

Chasquibol-Silva *et al.* (2008) mencionan que el mesocarpio de la granadilla tiene un rendimiento de 23,85 %, similar al de los frutos cítricos (20-35 %). Además, indican que el mesocarpio de la granadilla tiene un alto metoxilo y se gelifica rápidamente. La Tabla 3 presenta las propiedades químicas de la cáscara de granadilla.

Tablas 3

Análisis bromatológico de la cáscara de granadilla.

Parámetro analizado	Unidad	Cáscara de granadilla
Fibra bruta	%	50,77
Grasa total	%	0,42
Cenizas	%	4,52
Carbohidratos	%	88,40
Proteína total	%	4,37

Humedad	%	2,29
Calorías	Kcal/1000 g	374,86

Nota: Carvajal de Pabon et al. (2014).

3.2.2 *Palta.*

La palta (*Persea americana* Mill.) originaria de Centroamérica y México, pero posteriormente la planta fue llevada al sur a lo largo de los países de la costa del Pacífico hasta al Perú. En Perú, las regiones que producen más plantas son Áncash (9 %), Junín (12 %), Ica (13 %), Lima (21 %) y la Libertad (26 %) (Altamirano, 2018). Según el país, la palta se conoce con diferentes nombres comerciales, como aguacate en México, avocado en Estados Unidos, palta en Perú, Argentina, Bolivia y Chile (Huachaca, 2012). Esta planta puede cultivarse en altitudes el nivel hasta los 2,500 msnm, pero se recomiendan de 800 a 2,500 msnm. La precipitación y la temperatura son factores que más predomina para su crecimiento (Villar, 2016). Esta fruta es fácil de preparar y comer sin necesidad de cocción, libre de colesterol y alta en proteínas y aceites insaturados (Altamirano, 2018).

Existen varias variedades de palta en el mundo, entre las que se incluyen Hass, Fuerte, Nava, Zutano, Gwen y Bacon. La fuerte es una variedad híbrida obtenida del cruce polínico de la raza mexicana y la guatemalteca, esta variedad es apropiada para el mercado local y nacional y se caracteriza por presentar un tamaño mediano, cáscara delgada, alto contenido de aceite, buen contenido de pulpa, agradable y de fácil maduración (Pariguana, 2016).

A. Taxonomía y morfología. Según Pérez *et al.*, (2015) la taxonomía de la palta es la siguiente:

Tablas 4

Clasificación taxonómica de la palta

Reino	Plantae
Género	Persea
Orden	Laureles
Clase	Magnoliopsida
Especie	Persea americana Mill
División	Magnoliophyta
Familia	Lauraceae

Nota. Pérez, Ávila & Coto (2015)

La palta es una fruta tropical que pertenece a la familia Lauraceae. El árbol es robusto, con un tronco macizo y ramificaciones fuertes que pueden llegar a los 30 m de altura. Las flores son perfectas y se agrupan en racimos subterminales, se abren en dos momentos diferentes y separados, lo que hace que los órganos femeninos y masculinos funcionen en distintos tiempos, evitando así la autofecundación.

Debido a esto, las variedades se clasifican en dos tipos A y B, según su patrón de inflorescencia. En las dos variedades, las flores abren primero como femeninas y se cierran durante un tiempo determinado, luego en la segunda abertura, las flores se abren como masculinas (Villar, 2016). El fruto es una baya con mesocarpio y endocarpio carnosos, y contiene una única pepa que es un 15 a 16 % del peso total del fruto. Después del agua, las grasas son el componente más relevante (Ceballos & Montoya, 2013).

La pepa de palta está formada por un embrión y una cubierta seminal, y carece de endospermo en su madurez. El almidón se almacena en las células del parénquima de las pepas, que se encuentra en forma de gránulos fusionados o agregados en los cotiledones y en el endospermo. Además, el contenido de almidón en la pepa aumenta a medida que el fruto madura (Mantilla & Zavala, 2018). La pepa contiene una cantidad considerable de carbohidratos, representando en promedio el 35 % del peso total del fruto, y suele considerarse un desecho en la mayoría de los casos (Ceballos & Montoya, 2013).

B. Composición química. La característica principal de la palta es su elevado contenido lipídico, puede ser desde el 10 % hasta 30 % de su pulpa, y esto depende de la estacionalidad y la variedad y la estacionalidad. Además, contiene una cantidad significativa de antioxidantes liposolubles, fitoquímicos, y una variedad de nutrientes, como vitamina K, C, A, E, potasio, niacina, ácido pantoténico, riboflavina, folato, magnesio, piridoxina y una abundante cantidad de fibra. Con respecto a la pepa, por su alta contenido de compuestos fenólicos en comparación con la pulpa, es rica en potasio y antioxidantes. La semilla de palta puede ser utilizada como colorante, antioxidante, agente espesante, aromatizante e incluso como compuesto antimicrobiano (Vivero *et al.*, 2019).

3.2.3 Pectina

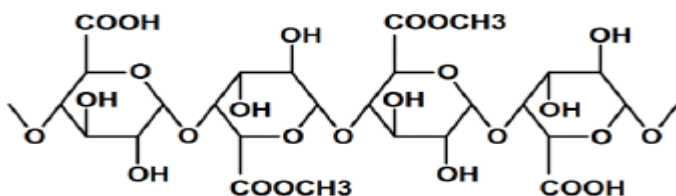
La pectina es un polisacárido que se encuentra en los tejidos vegetales, formados especialmente por cadenas de ácido galacturónico. La pectina se extrae de los tejidos vegetales de diversos frutos mediante distintos métodos, especialmente de materiales de desecho como la manzana y cáscaras de cítricos, donde se ha observado un rendimiento mayor (López *et al.*, 2019).

Las cadenas de la pectina son conformadas por anillos de ácido galacturónico ($C_6H_{10}O_7$), la cantidad de estos anillos cambia desde algunos cientos alrededor de miles, con masas

moleculares que oscilan entre 50 000 a 150 000 daltons. Cada anillo de la cadena tiene un grupo carboxilo (-COOH), que puede esterificarse con metanol, formando ésteres metílicos (-COOCH₃), o bien puede ser neutralizado con una base, como se muestra en la cadena con cuatro anillos ácidos (Zegada, 2015).

Figura 1

Estructura molecular básica de la pectina.



A. Tipos de pectinas según el grado de metoxilación.

Pectinas de alto metoxilo: Según Urango-Anaya *et al.* (2018), las pectinas de alto metoxilo se dividen en dos agrupaciones: Las de rápida gelificación esta posee un tiempo de gelificación inferior a 5 min y entre 68% - 75% de grado esterificación; y la lenta gelificación que gelifican en un tiempo superior a 5 min cinco y entre 60% - 68% grado de esterificación.

Pectinas de bajo metoxilo: Para gelificar este tipo de pectinas, deben estar presentes cationes divalentes, como el calcio. Esta pectina presenta un contenido de metoxilo del 14%. por tanto, según Urango-Anaya *et al.*, (2018) el límite para distinguir las categorías de pectina en función del contenido de metoxilo es del 7%. Esto se debe a que el contenido de metoxilo está esterificado en un 50 % con el grupo metilo.

B. Propiedades fisicoquímicas y funcionales de la pectina

Solubilidad: Las pectinas son solubles en la formamida, la dimetilformamida y la glicerina caliente; aunque el agua es el solvente ideal. En solventes orgánicas como polímeros, cationes polivalentes, proteínas, soluciones de detergentes cuaternarios la pectina es insoluble; estos

solventes son utilizadas soluciones de pectina después del proceso de hidrolisis por tratamiento de la materia prima (Cabarcas *et al.*, 2012).

Acidez: En su estado natural la pectina es neutra, sin embargo, en solución pueden llegar a tener un carácter ácido de acuerdo al grado de esterificación y del medio. Las soluciones que contienen pectina tienen un pH que oscilan entre 2,8 a 3,4, y esto tiene un impacto en el grado de esterificación (Cabarcas *et al.*, 2012).

Viscosidad: La temperatura, el grado de polimerización, el pH y la existencia de electrolitos en la pectina determinan si esta formara soluciones viscosas en agua, en el caso de pectinas con alto grado de esterificación, la viscosidad incrementa al incrementar los grados laterales, el peso molecular y la proporción de la pectina en la solución. En el caso de ciertas pectinas con bajo metoxilo gelifican si la concentración del calcio supera un determinado limite. Asimismo, el calcio y otros iones polivalentes hacen que las soluciones de pectinas sean más viscosas (Cabarcas *et al.*, 2012).

Poder de gelificación de la pectina: La capacidad de una pectina para crear gel depende de la metoxilación del grado de la molécula de pectina. Según Cabarcas *et al.* (2012) será difícil crear un gel estable porque las pectinas con alto metoxilo pueden desesterificarse (al menos un 40 % de los ésteres metílicos) a un pH de 3,4. Con las pectinas con bajo metoxilo se puede obtener geles de 2,5 a 6,5 de pH, pero necesitan calcio en una concentración apropiada que oscile de 0,01 y 0,1% p/p. El gel de la pectina se considera un medio en el cual el polímero este precipitado o totalmente disuelto.

Según Chocano (2019) los siguientes factores son los más significativos que influye en la formación del gel de la pectina.

Temperatura: Cuando una formulación caliente con pectina se enfría, las energías térmicas de las moléculas disminuyen y su inclinación a gelificar incrementa. Cualquier formulación con pectina posee una temperatura crítica que nunca ocurrirá la gelificación, las pectinas de bajo metoxilo gelifican rápidamente por debajo de esta temperatura crítica, mientras que las pectinas de alto metoxilo requieren más tiempo para gelificar, además los geles producidos con pectinas de alto metoxilo no son termorreversibles (Chocano, 2019).

pH: La pectina es un ácido que tiene un pH de aproximado de 3,5. La pectina es más hidrofílica cuando tiene un porcentaje alto de grupos ácidos disgregados en comparación cuando tiene grupos ácidos no disgregados. Por ende, cuando se reduce el pH, la tendencia a gelificar aumenta significativamente (Chocano, 2019).

La sacarosa: La sacarosa y otros hidratos de carbono de cadena corta suelen deshidratar las moléculas de pectina en solución; Cuanto más sólidos hay en la solución, menos agua está libre para intervenir como solvente de la pectina, lo que beneficia para una rápida gelificación. La pectina en proceso de gelificación es muy dificultosa de controlar cuando la cantidad de sólidos solubles son mayores al 85 % por lo que tienen un efecto deshidratante (Chocano, 2019).

Las pectinas de bajo metoxilo se gelifican en diferentes concentraciones de sólidos solubles, y la formación del gel depende de la cantidad de la pectina y los iones polivalentes. En el caso de la pectina de alto metoxilo gelifica con concentraciones de sólidos solubles superiores al 55% (Chocano, 2019).

Los iones calcio: Las pectinas con alto metoxilo necesitan iones de calcio y un rango limitado de iones para que se gelifiquen correctamente, mientras que la temperatura de gelificación y la fuerza del gel aumentan con el aumento de concentración de calcio para ambos tipos de pectina (Chocano, 2019).

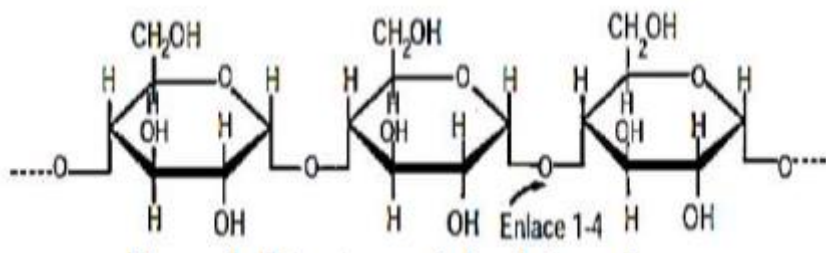
3.2.4 Almidón

El almidón es un polisacárido que tiene propiedades relevantes para ser considerado en la elaboración de biopelículas, es uno de los materiales naturales más abundantes, fáciles de obtener a bajo costo, renovables y biodegradables (Orezzoli *et al.*, 2018), que se encuentra en forma de gránulos en el endospermo de cereales o legumbres, tubérculos, frutas y otras plantas (Shaikh *et al.*, 2019), los dos componentes principales del almidón, son la amilosa que exhibe estructura lineal y amilopectina que es altamente ramificada, estos componentes determinan su funcionalidad y usos finales del almidón. Ballesteros-Mártinez *et al.*, (2020) mencionan que la amilosa es la encargada de las propiedades de formación de biopelícula del almidón, dado que las cadenas lineales se unen por enlaces de hidrógeno, lo que resulta que en películas sean rígidas y relativamente fuertes.

Los gránulos de almidón poseen macromoléculas como amilopectina y amilosa, que conforman una solución en agua caliente y gel luego de enfriarse, en el transcurso de la formación del gel, la amilosa y la amilopectina forman enlaces intra e intermoleculares, esto crea una red macromolecular principalmente de dominios microcristalinos de amilosa. A medida que incrementa el dominio de microcristales de línea en la biopelícula, incrementa el módulo de Young y la resistencia a la tracción (Talja *et al.*, 2007).

Figura 2

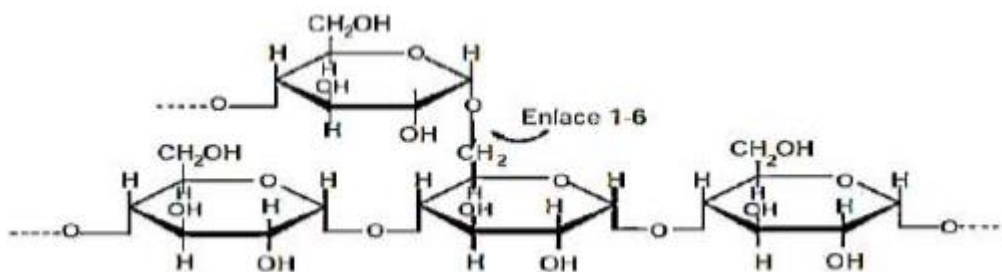
Estructura química de la amilosa



Dependiendo de la fuente, la amilopectina es la molécula preeminente en los almidones (70-80 %), aunque en ocasiones puede alcanzar hasta un 98-99 % de almidones tipo cerosos, este polímero tiene cadenas largas y cortas de glucosa, lo que concede un arreglo único que le da propiedades cristalinas que se adaptan bien a los gránulos de almidón. La disposición de las ramificaciones, que es similar a la de la amilosa, no permite una retrogradación apresurada de esta fracción y no favorece la formación de gel. Durante la retrogradación, la amilopectina presenta un grado de cristalinidad menor al de la amilosa porque no tiene una estructura microcristalina. Debido a que absorbe bastante agua durante la ebullición, la amilopectina es encargada del hinchamiento del gránulo de almidón además de la viscosidad y pegajosidad del almidón (Chocano, 2019).

Figura 3

Estructura química de la amilopectina



A. Caracterización funcional del almidón.

Solubilidad en agua: El índice de solubilidad en agua exhorta cuánta amilosa se libera del interior del granulo; debido a la absorción y liberación de agua y amilosa, el granulo comienza a perder su estructura (Peña, 2017). El aumento de la temperatura incrementa la solubilidad del almidón (Meaño *et al.*, 2014).

Claridad de la pasta: Las pastas de almidón con transmitancia inferior a los 40 % son turbias u opacas, en tanto las de transmitancia superior a los 40 % son transparentes o claras. La

opacidad o transparencia de las pastas de almidón afecta directo a la opacidad y la brillantez color de los productos que se utilizan como aditivos (Meaño *et al.*, 2014).

Poder de hinchamiento: Es la cantidad de agua que absorbe el almidón por gramo a una temperatura y concentración específica (Peña, 2017). El aumento de la masa de almidón no solubilizado causado por los grupos hidroxilo de los polímeros amilosa y amilopectina que absorben agua se mide como poder de hinchamiento. Según Meaño *et al.* (2014), las altas temperaturas producen una relajación progresiva de las fuerzas de enlace dentro del gránulo, el poder de hinchamiento aumenta al incrementar la temperatura, lo que implica un aumento del poder de hinchamiento.

Retrogradación: Es el proceso que ocurre después de la gelatinización, que ocurre cuando se enfría la dispersión de almidón, las cadenas lineales de almidón interrelacionan entre sí durante este proceso por medio de los grupos hidroxilo y puentes de hidrógeno, obteniendo un precipitado insoluble que aumenta la retención de agua en los intersticios de almidón, luego de la gelatinización y el enfriamiento (especialmente durante el almacenamiento), la reasociación y la cristalización de las moléculas de almidón provocan la retrogradación, las moléculas de amilosa son las principales causas de esta reasociación, que sigue una pausada recristalización de las moléculas de amilopectina. (Peña, 2017).

3.2.5 Películas biodegradables

Una película biodegradable, también conocida como biopelícula, es una capa delgada de material formado por separado que se coloca encima de una superficie nivelada para su posterior uso, se compone de tres componentes: polímero, solvente y plastificante. (Solano-Doblado *et al.*, 2018). El beneficio de las biopelículas es su eco-naturaleza amigable debido a su biodegradabilidad y además, poseen una ventaja adicional de evitar pérdida de humedad, pérdida de aromas,

transporte de solutos, absorción de agua en la matriz alimenticia y penetración de oxígeno (Shaikh *et al.*, 2019). Las estructuras poliméricas de las biopelículas permiten mantener completamente su integridad física durante la fabricación, el almacenamiento, el envasado, la vida en anaquel y el uso del consumidor, sin embargo, al final de su vida útil, las biopelículas son desechadas y sometidas a cambios químicos por agentes ambientales y microorganismos, lo que las convierte en sustancias simples o en componentes menores que eventualmente se asimilan al medio ambiente (Rodríguez, 2012).

Los componentes utilizados en la producción de películas son variados y se pueden usar por separado o en combinación, estos polímeros incluyen almidón, quitosano o quitina, gomas, proteínas de origen animal o vegetal y lípidos (Shaikh *et al.*, 2019). Se les denomina biodegradables porque sufren una alteración significativa en su estructura química bajo condiciones ambientales concretas, obteniendo una pérdida de algunas cualidades, este proceso se conoce como biodegradación, y está causado por microorganismos que se hallan en la naturaleza, tales como actinomicetos, hongos y bacterias (García, 2017).

B. Polímeros utilizados en la elaboración de biopelículas

Carbohidratos: Los polisacáridos utilizados para hacer películas incluyen carragenina, pectinas, quitosano, gomas vegetales, almidón modificado y nativo, celulosa y sus derivados, estos polisacáridos generalmente crean biopelículas con adecuadas propiedades de barrera y mecánicas frente a gases, pero a causa de su naturaleza hidrofílica, carecen de propiedades de barrera en contra de la humedad (Morales, 2014).

Derivados de celulosa: La celulosa, el polímero más extendido en la naturaleza, está formada por cadenas lineales de glucosa unidas por enlaces β -(1-4). Para que la celulosa sea menos soluble en agua, se trata químicamente para producir una variedad de derivados que se utilizan

para fabricar revestimientos. Dentro de los derivados utilizados tenemos: la metilcelulosa, la carboximetilcelulosa y la hidroxipropilmetilcelulosa (Ancos *et al.*, 2015).

Proteínas: Las películas de matriz estructural proteica, también llamadas recubrimientos, están compuestas por redes macromoleculares continuas, razonablemente organizadas y de baja humedad, se adhieren bien a superficies hidrófilas, son excelentes formadores de películas y presentan alta permeabilidad al vapor de agua (Santiago, 2015). Estas biopelículas superan a los polisacáridos en términos de propiedades de barrera frente al oxígeno y propiedades mecánicas el dióxido de carbono, sin embargo, deben combinarse con lípidos para optimizar sus propiedades de barrera contra el agua (Ancos *et al.*, 2015).

Las proteínas utilizadas en la producción de biopelículas comestibles son las obtenidas a partir de cereales, leche, soja, colágeno, gelatina y caseína. Debido a su sensibilidad a las variaciones de pH, estas películas presentan un inconveniente y sólo deben utilizarse en circunstancias ideales para su formación (Santiago, 2015).

Lípidos: El ácido esteárico, los ésteres de ácidos grasos, las ceras de abejas, los monoglicéridos acetilados, el ácido láurico son lípidos que se han utilizado para hacer biopelículas. Los lípidos resisten bien el vapor de agua por su naturaleza hidrofóbica, pero su falta de cohesividad e integridad estructural provocan biopelículas y recubrimientos frágiles (Santiago, 2015).

Las propiedades mecánicas de los lípidos, la persistencia de la emulsión, el volumen de la partícula y el contenido de lípidos son algunas de las causas que influyen en la funcionalidad de las biopelículas. El lípido tiene una renuencia al vapor de agua inversamente proporcionada a su polaridad. Los grupos polares atraen a las moléculas de agua, lo que reduce la cualidad de los lípidos para impedir que el vapor de agua se escape. Sin embargo, los grupos no polares hacen que

la molécula sea hidrofóbica y reduzcan la permeabilidad al vapor de agua de la biopelícula que resulta. El estado físico de los lípidos es otra causa que afecta sus propiedades de barrera. Los lípidos en estado sólido son más resistentes a la difusión del vapor de agua que los lípidos en estado líquido (Solis, 2016).

Hidrocoloides: Los hidrocoloides son una buena barrera contra los gases y crean revestimientos con buenas cualidades mecánicas, son insuficientes para detener la transferencia de vapor de agua. Están compuestos por proteínas de origen animal (suero de leche, proteínas, caseínas, gelatinas o albúminas) o vegetal (zeína de maíz, soja) y polisacáridos (derivados de celulosa, almidón, quitosano, cartageninos, gelanos, pectinas de fruta) (Ancos *et al.*, 2015). Las películas a base de hidrocoloides resisten bien el oxígeno, a los lípidos y el dióxido de carbono (Sifuentes, 2011).

Mezclas entre biopolímeros: El uso combinado de polímeros para mejorar las propiedades y características de las biopelículas y contrarrestar las deficiencias del uso individual de cada componente se ha documentado recientemente en estudios. Este tipo de biopelículas mejora las propiedades mecánicas, la solubilidad, la permeabilidad a los gases, oxígeno, dióxido de carbono y vapor de agua, etc. (Sifuentes, 2011).

C. Plastificantes utilizados en la elaboración de las biopelículas

Según Ballesteros Martínez *et al.* (2020), los plastificantes son sustancias líquidas con viscosidad superior a la del agua, se agrega a una formulación para intercalar entre las cadenas de polímeros, interrumpiendo los enlaces de hidrógeno y extendiendo las cadenas, mejorando así la flexibilidad, vapor de agua, gas y permeabilidad. Enríquez *et al.* (2012) mencionan que al añadir plastificante reduce la temperatura de fusión y la temperatura de transición vítrea, la cual altera su acción reológica al movilizar las moléculas y otorgarle plasticidad al material, cuando se agrega

mayor cantidad de plastificante a una matriz polimérica, en el módulo de Young y esfuerzo de ruptura disminuyen, por lo contrario la elongación y la deformación se incrementan. Oropeza *et al.*, (2016) mencionan que, la densidad, la humedad, solubilidad, el espesor, capacidad de hinchamiento y la cualidad de absorber agua de la película están influenciados por la concentración y tipo de plastificante.

Glicerol: conocido como propanotriol (CHO) o glicerina, es un alcohol soluble en agua, higroscópico, tiene tres grupos hidroxilos (–OH) y ebulle a 290 °C, y por su bajo costo, su fácil disponibilidad, compatibilidad con diversos materiales y por la elasticidad que aporta a los materiales sin reducir significativamente la resistencia a la tensión por lo tanto es muy conocido en la elaboración de biopelículas, sin embargo, tiene desfavorables efectos al no mejorar la permeabilidad al vapor de agua (Alata *et al.*, 2018). Este plastificante es el más usado para la producción de biopelículas de almidón por su coexistencia con la amilosa generando mayor flexibilidad de la biopelícula (Ballesteros-Martínez *et al.*, 2020).

Sorbitol: El sorbitol se intercala a través de las cadenas de polímeros, rompiendo los enlaces de hidrógeno y extendiendo las cadenas poliméricas, aumentando la permeabilidad y la flexibilidad al vapor de agua y otros gases (Ballesteros-Martínez *et al.*, 2020). El sorbitol se usa con mayor frecuencia en biopelículas a partir de almidón ya que tiene una excelente capacidad para evitar que las películas se agrieten durante el manejo y el almacenamiento.

Ácido acético: El ácido acético funciona como un tensioactivo y solvente que solubiliza las partículas sólidas, permitiendo producir una estructura uniforme y homogénea de la biopelícula. La adición de solubilizantes como el ácido acético fortalece la posibilidad de interacción entre el tensioactivo y los polímeros de película, que reduce la flexibilidad de las cadenas de polímeros durante la formación de la película y puede producir biopelículas más

estables. Se han realizado muchos estudios sobre películas basadas en almidón y ácido acético, los resultados muestran que las biopelículas tienen buena flexibilidad y baja permeabilidad al vapor de agua (Prabha & Ranganathan, 2018).

Alcohol polivinílico: El alcohol polivinílico presenta grupos hidroxilo (OH), los cuales son importantes porque permite a los materiales ser hidrófilos y solubles en agua, la solubilidad depende de la concentración de grupos OH en la cadena, además a la temperatura a la que se realiza la solución, debido a su alta polaridad, este compuesto tiene buenas propiedades para formar películas y es un reactivo adecuado para mezclas con almidón. Además, posee excelentes características físicas y mecánicas y excelentes propiedades de barrera contra el oxígeno, cuando se utilizan concentraciones bajas de alcohol polivinílico en la elaboración de biopelículas, la biodegradabilidad aumenta (García, 2017).

Agua destilada: El agua destilada, cuando está libre de iones e impurezas, se usa comúnmente como plastificante para que los polímeros hidrosolubles se solubilizan. Este plastificante es el más abundante y el más económico cuando se utiliza para mejorar las propiedades y de barrera (García, 2017).

D. Procesos de formación de biopelículas

Método húmedo o vaciado en placa o casting: Este método es muy común; se puede realizar mediante un control del espesor o mediante la aplicación de solución filmogénica en la placa de la biopelícula. Este método consta en colocar la solución en los recipientes adentro de un área cabalmente plana para que se pueda secar. La fase de secado es crucial en la formulación de la biopelícula, un secado rápido de las soluciones restringe las asociaciones intermoleculares dentro de la estructura de la biopelícula, dado que la movilidad de las cadenas poliméricas está limitada cuando el contenido del solvente disminuye. Un secado rápido puede fracturar, deformar

u ondular las biopelículas. Asimismo, la temperatura y el tiempo son los principales parámetros que influyen en el secado, la cristalinidad y las propiedades mecánicas de la biopelícula. (Solis, 2016).

Proceso de inmersión o aspersión: Este método de inmersión implica sumir el alimento a archivar en una solución homogénea por un tiempo determinado, luego se pasa el proceso de secado. A diferencia del proceso de inmersión, las películas producidas por el método de aspersión se aplican en capas delgadas y uniformes sobre la superficie del alimento. por lo tanto, cuando se pretende conservar un alimento y colocar varias capas de en la superficie este se usa el método de aspersión (Solis, 2016).

E. Propiedades de barrera y transparencia de masa de las biopelículas.

Permeabilidad al vapor de agua: Se describe como la velocidad por la cual el vapor de agua atraviesa una unidad de superficie de un material de espesor determinado, provocada por una diferencia de presión entre dos caras y bajo escenarios específicas de temperatura y humedad relativa. El proceso de permeabilidad mediante las áreas intermoleculares de un material ocurre en tres fases: la absorción y solubilización del gas en la superficie del material; la difusión del líquido en el material debido a un gradiente de acumulación; y la liberación y evaporación del líquido en el otra parte del material (Muñoz, 2014).

Solano-Doblado *et al.* (2018) indican que la permeabilidad es un signo de cuán fácilmente el vapor de agua logra atravesar un material. El traspaso del vapor de agua depende principalmente de la parte hidrofóbica de los elementos de la biopelícula o recubrimiento comestible, pues controla el movimiento de la humedad desde el producto hacia el entorno mediante el desplazamiento del vapor de agua en los polímeros. Por ello, indagar que esta transferencia sea lo más pausada posible.

Para evaluar la permeabilidad del vapor de agua existen algunos métodos estándares como el gravimétrico ASTM E-96/E y el 96M-05.

Permeabilidad a los gases: Significa que un permeado se mueve entre un elemento resistente. En biopelículas, la difusión activa implica la solubilización del gas en la biopelícula y la expansión a través de la película. El intercambio de oxígeno, CO₂ y otros gases entre la biopelícula y el alimento o producto se verá afectado por las condiciones de humedad relativa y temperatura ambiental. Casi en la totalidad los polímeros que tienen origen natural presentan buenas propiedades de barrera porque son semipermeables a los gases (Rincón, 2014).

F. Propiedades mecánicas.

Santiago (2015) menciona que las propiedades mecánicas de las biopelículas varían según el prototipo de material utilizado, en particular, según la cohesión estructural de la película. La cohesión es la respuesta de la capacidad del polímero para formar enlaces moleculares fuertes y abundantes entre sus cadenas, lo que dificulta su división.

Resistencia a la tensión: Es la fuerza que se requiere para romper la biopelícula por estiramiento. Esta propiedad es la resistencia mecánica de la biopelícula producida a causa de fuerzas de cohesión entre cadenas. Es la capacidad de la biopelícula para retener su integridad bajo la tensión durante el procesamiento, manejo y almacenamiento. Se manifiesta en MPa y se calcula del cociente entre la fuerza máxima (F_{max}) que es capaz de soportar la biopelícula y su sección transversal (S) a tiempo cero. Se determina utilizando la siguiente ecuación.

$$Resistencia\ a\ la\ tensión = \frac{F_{max}}{S} \quad (1)$$

Porcentaje de elongación (%E): Indica el grado en el cual la biopelícula puede estirarse antes de romperse. También, puede denominarse como la capacidad de una biopelícula de

alargarse antes de romperse. Se calcula de la diferencia entre la longitud de la biopelícula del ensayo (L_f) y la longitud inicial de la biopelícula (L_o) y se presenta en porcentaje.

$$(\% E) = \frac{L_f - L_o}{L_o} \quad (2)$$

Módulo de Young o elasticidad: el valor del módulo de Young indica la rigidez y la compresibilidad de un material estructural. Se obtiene entre la tensión mecánica (σ) y la deformación (ε).

$$(E) = \frac{\sigma}{\varepsilon} \quad (3)$$

G. Propiedades físicas

Opacidad: La opacidad está inversamente relacionada con la transparencia y es una importante característica para definir los posibles usos de la película o revestimiento comestible. Por lo tanto, una película opaca se puede utilizar para alimentos susceptibles a la luz. En contraste, las películas con alta transparencia proporcionan al consumidor una mejor representación visual del producto (Galindez *et al.*, 2019).

Color: El color de la biopelícula depende del tipo de polímero, tipo de plastificante, proceso de obtención de la biopelícula, etc. Basiak *et al.*, (2017) mencionaron que el color de la biopelícula es una característica crucial para que la biopelícula sea aceptada por los consumidores como material de empaque y que las películas con alto brillo y transparencia brinden una presentación visual excelente de los alimentos. Para determinar el color se utiliza la técnica CIELab y se incluyen los siguientes parámetros de color L^* (luminosidad), a^* (color rojo – verde), b^* (color amarillo – azul).

Solubilidad: La solubilidad se define como la capacidad de una determinada sustancia para disolverse en otra, y es expresada como el porcentaje de disolución de la primera sustancia en la

segunda, normalmente los polisacáridos suelen disolverse rápidamente en agua debido a su naturaleza higroscópica (Muñoz, 2014). La solubilidad de las películas en agua se expresa como el porcentaje de la pérdida de peso y se resuelve según la ecuación.

$$\text{Solubilidad} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100. \quad (4)$$

3.3 Marco conceptual

3.3.1 Biopelícula

Una película biodegradable es un delgado material de envoltura (empaquete) utilizado en la industria alimentaria y puede consumirse como parte del mismo, por lo que viene de polímeros no tóxicos y biodegradables que mejoran la calidad de los alimentos mientras su subsistencia (Fernández *et al.*, 2015).

3.3.2 Polímero biodegradable.

Los polímeros con propiedades biodegradables se denominan a los que poseen vida útil corta y son abundantes de forma natural en comparación a los materiales poliméricos sintéticos (Mukherjee *et al.*, 2023).

3.3.3 Pectina

La pectina es un polisacárido complejo abundante extraído de diversas plantas, por sus excelentes propiedades fisicoquímicas, la pectina es adecuada para muchas aplicaciones, incluido el envasado de alimentos. Recientemente, se ha destacado como un biomaterial prometedor para la elaboración de recubrimientos y películas de embalaje sostenibles de base biológica. Las recubrimientos y películas compuestos funcionales a base de pectina son útiles para aplicaciones de envasado de alimentos activos (Roy *et al.*, 2023).

3.3.4 Almidón

El almidón es un biopolímero barato, biodegradable, renovable y de origen natural. Los gránulos de almidón están formados de amilopectina y amilosa asimismo contiene una cantidad muy pequeña de proteínas y lípidos. El almidón se considera una fuente importante de energía para la dieta humana, así como también un ingrediente esencial para el desarrollo de diversos alimentos y generalmente de las raíces, tallos y semillas de cereales y patata (Kushwaha *et al.*, 2023).

3.3.5 Residuo

Este material puede ser cualquier combinación de elementos en estado líquido, sólido o gaseoso que requiera la aplicación de un método de eliminación o deposición final. También es el material generado en el proceso de transformación, producción, extracción, beneficio, uso o tratamiento cuya calidad no pueda volver a utilizarse en el proceso que lo generó (Sánchez, 2011).

CAPÍTULO III.

MARCO METODOLÓGICO

5.1 Ubicación

La presente investigación fue desarrollada en el Laboratorio de Frutas y Hortalizas y el Laboratorio de Análisis y calidad de los productos agroindustriales, ambos de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial, en el *Campus* de Colpa Huacaris, de la Universidad Nacional Autónoma de Chota.

5.2 Población y muestra

5.2.1 Población

Semillas de palta variedad fuerte, cultivada en la comunidad del Campamento, provincia de Chota, Región Cajamarca, y cáscaras de granadilla, variedad colombiana de la comunidad de la Granja del distrito de Querocoto, provincia de Chota, Región Cajamarca.

5.2.2 Muestra

La muestra utilizada fue 10 kg de pepa de palta variedad fuerte y 10 kg de cascara de granadilla de la variedad colombiana.

5.3 Equipos, materiales e insumos

5.3.1 Equipos

- ✓ Congelador (COLDEX)
- ✓ Estufa (BINDER, ED56)
- ✓ Balanza analítica (SARTORIUS, ENTRIS224I-1S)
- ✓ Balanza de precisión (ADAM, CKT4)
- ✓ Refrigeradora (LG, GT29BPP)

- ✓ Cocina magnética (VELP SCIENTIFICA, F20530166)
- ✓ Texturometro (CT3 25K, USA)
- ✓ Mufla (Nabertherm, L-031K2RN)
- ✓ Termoagitador (DLAB, MS7-H550-PRO)
- ✓ Centrifuga (ISOLAB, 603.05.001)
- ✓ Licuadora industrial (SKYMPSEN, LAR-04MB)
- ✓ Colorímetro (ALEMAN, PCE-CSM 8)
- ✓ Vortex mixer (TOPSCIEN, TVM-A8)
- ✓ Multiparámetro (HANNA, EDGE)
- ✓ Microscopio (Motic, PantheraC)

5.3.2 ***Materiales***

- ✓ Campana de desecación
- ✓ Tamiz N° 125
- ✓ Tamiz N° 150
- ✓ Termómetro
- ✓ Gradillas
- ✓ Mortero con pilón
- ✓ Tubos de ensayo
- ✓ Beaker de 100, 250, 500, 1000 ml
- ✓ Matraz aforado 500 ml
- ✓ Micropipetas de 1 – 5000 μ L
- ✓ Placas petri

- ✓ Papel aluminio
- ✓ Bolsas de polietileno
- ✓ Papel filtro
- ✓ Tela organza

5.3.3 Insumos

- ✓ Granadilla variedad colombiana
- ✓ Palta variedad fuerte
- ✓ Bisulfito de sodio
- ✓ Ácido cítrico
- ✓ Agua destilada
- ✓ Silaca gel
- ✓ Dimetilsulfóxido
- ✓ Iodo de potasio
- ✓ Ioduro de potasio
- ✓ Estándar de amilosa
- ✓ Amilopectina

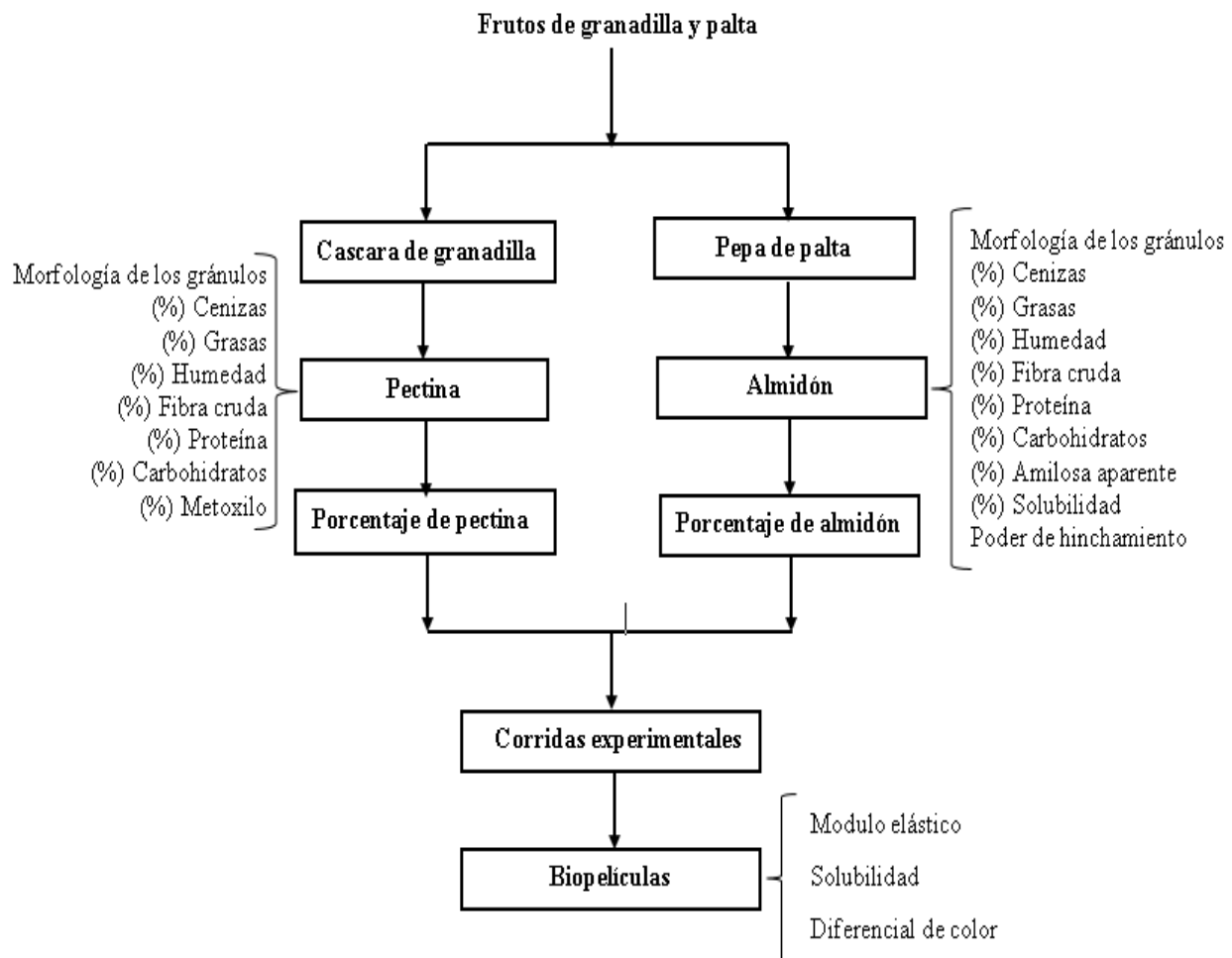
5.4 Metodología de la investigación

El esquema experimental de la presente investigación se encuentra en la Figura 4, donde inicialmente las muestras de pepas de palta y cáscara de granadilla se separaron de los frutos, seguidamente se extrajo el almidón de pepa de palta y pectina de cáscara de granadilla. Se determinó la composición química y propiedades funcionales del almidón y pectina. Luego se realizó corridas experimentales (Tabla 3) mediante un Diseño Central Compuesto Rotacional

(DCCR) donde los factores del estudio fueron la concentración de pectina (0,5 - 3 % p/v) y almidón de palta (2 – 4 % p/v). Posteriormente se elaboró las biopelículas por método casting utilizando los porcentajes de almidón y pectina del diseño DCCR y para finalizar se caracterizó y determinó la mejor formulación empleando el método de la superficie de respuesta con la función deseabilidad de las respuestas múltiples del módulo elástico, solubilidad y diferencial del color (ΔH).

Figura 4

Esquema experimental del trabajo de investigación.



5.4.1 Extracción de pectina de la cáscara de la granadilla.

La extracción de la pectina se desarrolló por hidrólisis ácida de acuerdo al método (Morales, 2019). Los frutos de granadilla se obtuvieron de la comunidad de la Granja del distrito de Querocoto – Chota, luego de obtener la materia prima en el laboratorio, se realizó el lavado y con una cuchara se retiró la pulpa, luego se retiró manualmente el mesocarpio para solo quedarnos con la parte blanca (albedo). La cual se lavó y posteriormente se introduce a una estufa a 40 °C durante 24 horas. Para disminuir el tamaño de la materia prima, se procedió a moler y tamizar, para ello se usaron tamices Tyler de 250 μm y 150 μm . Después, se realizó una suspensión de harina y una solución de ácido a 2 pH con una proporción de 15 g por 500 ml de la solución. Se agitó la mezcla por 90 minutos a 75 - 80 °C, y luego se filtró por una tela organza, comprimiendo levemente para dividir el material sólido del líquido, a la parte líquida se agregó etanol de 96°, un volumen de 70 % v/v para precipitar la pectina durante 24 h. Seguidamente, la masa de pectina húmeda se filtró y se lavó con etanol y se extendió en placas Petri para su secado en estufa a 40 °C hasta un peso constante. El producto seco se redujo de tamaño, se cernió en malla Tyler N° 125 μm y se almacenó en un recipiente de vidrio a temperatura ambiente.

5.4.2 Extracción de almidón de la pepa de palta

Para extraer del almidón de pepa de palta se siguió la metodología de Mantilla & Zavala (2018), para ello los frutos de palta variedad fuerte se compraron de la comunidad del Campamento – Chota-Cajamarca, las cuales se trasladaron al laboratorio, se enjuagaron y con un cuchillo de acero inoxidable se dividió la pepa de la pulpa de la palta, luego se separó la cáscara de color marrón que cubre la superficie de la pepa. Para reducir el tamaño de la pepa se utilizó un cuchillo y una licuadora industrial, y para evitar el pardeamiento se adicionó una solución de bisulfito de sodio 1 g/L, luego se filtró y la solución se reposo por 24 h bajo refrigeración, transcurrido el

tiempo se descartó el sobrenadante por decantación y el sedimento se suspendió en agua destilada y se filtró por una tela organza. Seguidamente, se dejó sedimentar por una hora y se descartó el sobrenadante. Luego, esta operación se realizó varias veces hasta que el agua de lavado sea transparente, el almidón húmedo se separó de la solución y se pasó a secar en una estufa a 40 °C por 24 h. El almidón seco se redujo de tamaño utilizando un mortero y un tamiz Tyler N° 125 µm y se almacenó en recipientes de vidrio a temperatura ambiente.

5.4.3 Caracterización de las propiedades morfológicas

Morfología de los gránulos de almidón y pectina: La morfología del gránulo de almidón y pectina se caracterizó siguiendo el método descrito por Mantilla & Zavala (2018). Para ello, se preparó una solución de almidón o pectina al 1 % w/w, inmediatamente se esparció una gota en el portaobjetos y se cubrió con el cubreobjetos y se procedió a observar la forma de los gránulos de almidón o pectina con el lente objetivo de 40 X del microscopio (MOTIC, PantheraC). Luego se tomó las fotografías convenientes.

5.4.4 Determinación de las propiedades químicas

a) Composición proximal del almidón y pectina: El contenido de humedad se determinó utilizando una Estufa (BINDER, ED56) a una temperatura de 103 °C por 6 h, el contenido de cenizas se obtuvo por incineración en un horno de mufla a 550 °C. El contenido de grasa fue determinado usando el método AOAC (2005), 2003.05, proteína AOAC (2005), 984.13 y fibra cruda AOAC (2005), 962.09, el contenido de carbohidrato se obtuvo por la diferencia de 100, de la suma de la ceniza, humedad, fibra cruda, proteína y grasa.

b) Contenido de amilosa aparente del almidón: Para determinar el contenido de amilosa se tomó como referencia el método descrito por (Hoover & Ratnayake, 2001). Para ello, 20 mg de almidón se colocó en un tubo de vidrio con tapa (10 ml), luego se adicionó 4 ml de dimetilsulfóxido

(DMSO) al 90 % y se agitó rigurosamente durante 2 min. Posteriormente, la suspensión se calentó en baño maría a 85 °C por 20 min y se dejó enfriar a temperatura ambiente durante 45 min. Pasado el tiempo de enfriado, se tomó 30 µL de esta suspensión de almidón y 8 ml de agua destilada y se colocó a un tubo de ensayo de 15 ml, seguidamente se adicionó 1 ml de solución de óido-ioduro de potasio y se agitó vigorosamente. Se dejó que desarrolle el color por 15 min y luego se leyó en espectrofotómetro a 600 nm.

Los estándares de amilosa y amilopectina se prepararon en relación de 0 a 100 % en proporciones al peso de 20 mg.

Para la solución de yodo se hizo una mezcla de 0,0025 M de iodo de potasio (I₂) /0,0065 M de ioduro de potasio (KI). Para una solución de 100 ml: se diluyo 0,1079 g de KI en 5 ml de agua en un matraz aforado de 100 ml. Luego se agregó 0,0315 g de I₂, y se agitó bien (a mano) hasta que todo el I₂ se disuelva en KI. Luego se ajustó el volumen a 100 ml.

c) Contenido de Metoxilo: El contenido de metoxilo de la pectina fue determinado por el método descrito por Ferreira, (2007) que consistió en diluir 0,5 g de pectina en 100 ml de agua destilada, luego se adicionó 25 ml de hidróxido de sodio 0,25 N, se agitó y luego se dejó en reposo por 30 minutos. Posteriormente, se agregó 25 ml de una solución de ácido acético 0,25 N o la cantidad equivalente de ácido para neutralizar la soda adicionada y 5 gotas de fenolftaleína, se agitó y tituló con hidróxido de sodio 0,1 N, tomando como punto final el pH 7,5 o la coloración ligeramente rosada. El % de metoxilo se determinó aplicando la ecuación 5.

$$\% \text{ metoxilo} = \frac{\text{meq de hidroxido de sodio} \times 31 \times 100}{\text{Peso de la muestra en mg}}. \quad (5)$$

5.4.5 Determinación de las propiedades funcionales

a) **Poder de hinchamiento y solubilidad del almidón.** Estos parámetros se determinaron según la metodología propuesta por Meaño et al., (2014), que se basó en colocar el almidón a baño maría a temperaturas de 50 a 90 °C durante 30 minutos. Para, cual se preparó soluciones de 0,2 g de almidón (base seca) y se adicionó agua destilada hasta proveer un volumen de 10 ml. Luego los tubos se dejaron enfriar a temperatura ambiente y se centrifugó a 4 500 rpm durante 20 min. Después de haber centrifugado las muestras, el sobrenadante se colocó en placas Petri, las cuales fueron llevadas a una estufa a 40 °C durante 20 h. el peso del almidón soluble fue definido de la diferencia entre el peso final de las placas con el residuo seco y el inicial. Se utilizó las siguientes fórmulas.

$$\text{Solubilidad (\%)} = \frac{\text{Peso de solubles (g)}}{\text{Peso de la muestra (g)}} \times 100 \quad (6)$$

$$PH_{(g/g)} = \frac{\text{Peso de gel (g)}}{\text{Peso de la muestra (g)} - \text{peso de solubles (g)}} \quad (7)$$

5.4.6 Preparación de las biopelículas.

Las biopelículas se prepararon siguiendo el método de casting descrito por Basiak *et al.*, (2017). Las soluciones se prepararon disolviendo almidón y pectina de acuerdo a los porcentajes propuestos (Tabla 3) en 100 ml agua destilada. Las soluciones se sometieron en baño a 75 °C durante 30 minutos con constante agitación a 700 rpm, durante este proceso se añadió 1 ml de glicerol como plastificante. Luego, la solución se enfrió a 40 °C. Posteriormente, 30 ml de esta solución se esparció en una placa de Petri y se secó a 30 °C durante 24 h. Finalmente, las biopelículas secas se retiraron de la placa Petri y se almacenaron en desecadores hasta su respectiva evaluación.

5.4.7 Caracterización de las propiedades de las biopelículas.

a) Solubilidad. La solubilidad se calculó empleando el método descrito por Saberi *et al.*, (2016) con ciertas modificaciones. Las películas se cortaron en tiras de 15 mm × 40 mm, se pesaron y se sumergieron en 70 ml de agua destilada en vasos de precipitación, los vasos se sellarán con papel aluminio para impedir la evaporación de agua y se almacenaron a 25 °C durante 24 h con agitación leve. Después del tiempo transcurrido, los fragmentos restantes de biopelículas se filtraron y se secaron a 110 °C hasta peso constante (peso final seco). El porcentaje de solubilidad de la película se determinó como pérdida de peso según la ecuación 8.

$$\text{Solubilidad \%} = \frac{\text{peso inicial} - \text{peso final}}{\text{peso inicial}} \times 100. \quad (8)$$

b) Módulo elástico o módulo de Young. El módulo elástico de las biopelículas se conoció utilizando un analizador de textura (CT3 25K, USA) y se realizó según la norma ASTM D882 -01 (ASTM, 2001) y la metodología propuesta por Yoplac, (2019) que consiste en tomar tiras rectangulares (10 x 80 mm) de la biopelícula, para luego colocar en cada extremo en las pinzas del equipo con separación de agarre inicial de 40 mm y velocidad de la cruceta de 25 mm/min. El promedio del módulo elástico (E) medido en MPa se calculará a partir de las curvas de fuerza (N) – extensión (mm) resultantes como el promedio de tres biopelículas de cada formulación, y se calculará usando las ecuaciones 9, 10 y 11.

Donde σ elástico es el esfuerzo en MPa, que se calculará mediante la ecuación (10), donde F es la fuerza (N) y A es el área (mm²). ϵ elástico es la deformación calculada mediante la ecuación (9), donde Δl es la diferencia entre la longitud final (l_f) y la longitud inicial (l_o). Con estos valores se construyó una gráfica en el plano cartesiano, σ se ubicará en el eje Y y ϵ en el eje X. Los valores de σ elástico y ϵ elástico correspondieron al punto (par ordenado) hasta donde aumenta la gráfica en forma lineal.

$$E = \frac{\sigma_{elástico}}{\varepsilon_{elástica}} \quad (9)$$

$$\sigma = \frac{F}{A} \quad (10)$$

$$\varepsilon = \frac{\Delta l}{l_0} \quad (11)$$

c) Diferencial de color. Se determinó empleando la metodología propuesta por (*Sartori et al.*, 2018). El análisis del color se realizó utilizando un colorímetro (ALEMAN, PCE-CSM 8). Se utilizó un sistema de clasificación CIELab. Los parámetros de color fueron L* (blanco = 100, negro = 0); (rojo = positivo, verde = negativo) y b* (amarillo = positivo, azul = negativo). El colorímetro fue calibrado contra una placa de referencia blanca. Para calcular ΔE , se utilizó una película estándar ($L_0 = 78,63$ $a_0 = 0,11$ $b_0 = 11,57$). La toma de lecturas se realizó por triplicado y el diferencial de color (ΔE) se determinó empleando la ecuación 12.

$$\Delta E = \sqrt{(L^* - L_0)^2 + (a^* - a_0)^2 + (b^* - b_0)^2} \quad (12)$$

Donde L^* es el grado de luminosidad de la muestra, L_0 es el grado de luminosidad estándar, a^* y b^* son los parámetros de cromaticidad de la muestra, y a_0 y b_0 son los parámetros de cromaticidad estándar.

5.5 Diseño experimental

Para definir el porcentaje de almidón y pectina utilizados en esta investigación, se tomaron como referencia estudios previos como los de (*Guevara et al.*, 2011) y (*López et al.*, 2019).

En la presente investigación se utilizó un Diseño Central Compuesto Rotacional (DCCR) donde los factores del estudio fueron la concentración de pectina (0,5-3% p/v) y almidón de palta (2-4% p/v). El DCCR comprenderá 2k tratamientos ($k = 2$; -1, +1), más dos 2K puntos axiales ($\alpha = 1,41$; 0, $\pm 1,41$) y cuatro puntos centrales (Tabla 5). Se realizaron 3 réplicas para cada tratamiento para un total de 36 corridas experimentales. Las respuestas fueron el módulo elástico,

solubilidad y diferencial del color (ΔH). Para determinar la mejor formulación se utilizó el método de la superficie de respuesta con la función deseabilidad de las respuestas múltiples.

Tablas 5

Corridas experimentales utilizando el Diseño Central Compuesto Rotacional.

Corrida	Codificado		Sin codificar	
	%pectina	%almidón	%pectina	%almidón
1	-1,00	-1,00	0,87	2,29
2	-1,00	1,00	0,87	3,71
3	1,00	-1,00	2,63	2,29
4	1,00	1,00	2,63	3,71
5	-1,41	0,00	0,50	3,00
6	1,41	0,00	3,00	3,00
7	0,00	-1,41	1,75	2,00
8	0,00	1,41	1,75	4,00
9	0,00	0,00	1,75	3,00
10	0,00	0,00	1,75	3,00
11	0,00	0,00	1,75	3,00
12	0,00	0,00	1,75	3,00

5.6 Análisis estadístico

Los datos obtenidos fueron evaluados mediante la metodología de superficie de respuesta y el análisis de varianza, de efectos y de regresión al 95 % de confiabilidad. Luego de realizado este análisis, se determinó la condición óptima mediante la aplicación de la función deseabilidad para respuestas múltiples. Para la representación de las pruebas estadísticas y presentación de datos se utilizaron el software estadístico Statistica 7.0 y Microsoft Excel 2016.

Con respecto al análisis de la diferencia entre las propiedades de poder hinchamiento y solubilidad del almidón sobre las variables de estudio, se compararon utilizando la prueba de t de Student y la prueba de comparación múltiple de Tukey, con un nivel de significancia de $p \leq 0,05$. El proceso de datos se llevó a cabo con el software Minitab 19.0.

CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Extracción de almidón y pectina.

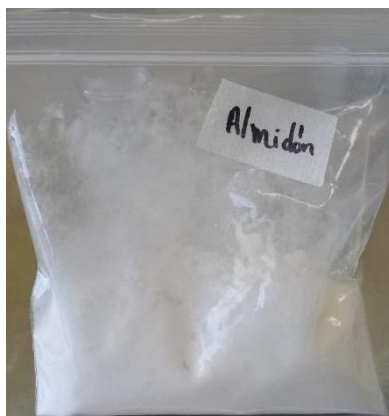
En la Figura 5 (a) y (b) se muestra la semilla de palta variedad fuerte y el almidón extraído.

Figura 5

Semilla de palta variedad fuerte y el almidón extraído.



(a)



(b)

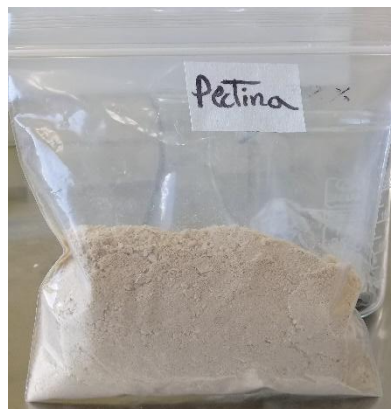
En la Figura 6 (a) y (b) se muestra la cáscara de granadilla variedad colombiana y la pectina extraída.

Figura 6

Cáscara de granadilla variedad colombiana y la pectina extraída.



(a)



(b)

El almidón de las pepas de palta variedad fuerte se obtuvo un polvo de color blanquecino. Mientras que la pectina de la cáscara de granadilla de variedad colombiana fue como un polvo marrón claro. La composición química proximal se detalla en la tabla 6.

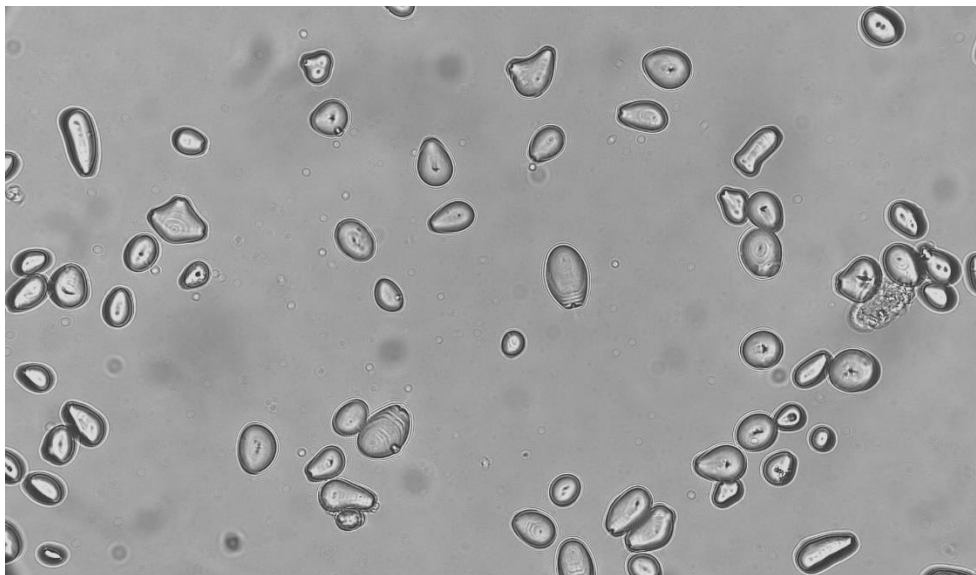
4.2 Caracterización de las propiedades morfológicas

4.2.1 Microfotografías de los gránulos de almidón

En la Figura 7 se presenta la vista microscópica de los gránulos de almidón de pepa de palta variedad fuerte, realizada en un microscopio (MOTIC, PantheraC) a 40x. La observación del microscopio mostró que los gránulos de almidón de pepa de palta variedad fuerte son de forma ovalada con ciertas irregularidades en algunos gránulos; así mismo, se observa presencia de gránulos con diversos tamaños, similares resultados fueron reportados por Sánchez (2019), quien afirma que la forma de los gránulos de almidón de palta es ovalada (elíptica).

Figura 7

Vista microscópica de los gránulos de almidón de pepa de palta variedad fuerte realizada en un microscopio eléctrico a 40x.

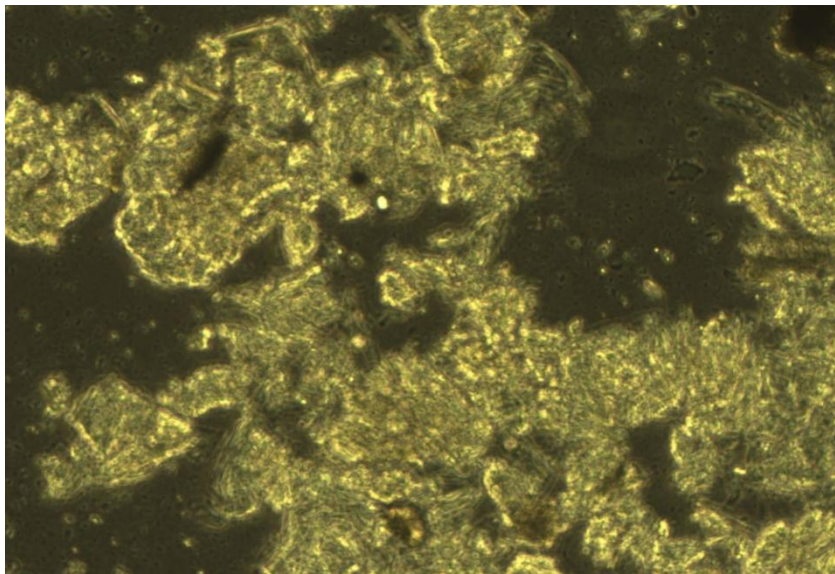


4.2.2 Microfotografía de la pectina extraída

En la Figura 8 se presenta la microfotografía de pectina obtenida de la cáscara de la granadilla variedad colombiana realizada en un microscopio (MOTIC, PantheraC) a 40x. La pectina extraída mostró estructuras irregulares del tipo fibroso. Wani & Uppaluri (2023) reportaron similares formas para pectina de toronja con la presencia de superficie rugosa, desigual e irregular.

Figura 8

*Vista microscópica de pectina extraída de cáscara de granadilla variedad colombiana.
realizada en un microscopio eléctrico a 40x.*



4.3 Determinación de las propiedades químicas y funcionales de almidón y pectina

4.3.1 Composición química

La Tabla 6 presenta la composición química proximal del almidón y pectina, los valores de esta composición de almidón fueron menores a los de Sánchez (2019), quien reportó que el almidón de pepa de palta variedad fuerte presentó 10,80 % de humedad, 0,65 % de proteína, 1,65 % de grasa y 0,45 % cenizas. Asimismo, Salazar-Irrazabal *et al.* (2023) encontraron mayores valores de la composición química de un almidón (de pepa de palta variedad fuerte) que este

estudio (humedad de 8,33 %, 5,69 % de proteína, 1,51 % de lípidos y 0,23 % de cenizas), también Chasquibol-Silva *et al.* (2008) y Martins *et al.* (2022) reportaron mayores valores de humedad y cenizas. Estas diferencias son debido al método de extracción de almidón de pepa de palta, ya que, este puede influenciar la composición química final del almidón extraído (Pires *et al.*, 2024).

La pectina de cáscara de granadilla utilizada en este estudio presentó un contenido de proteína y cenizas cercanos a los encontrados por Yuliarti *et al.*, (2015), quienes obtuvieron 4,24 % de proteína y 3,94 % de ceniza en frutos de kiwi dorado, así como a los de (Liu *et al.*, 2023) que encontraron 2,39 % de proteína en cáscara de sandía. Estas diferencias son debido al método de extracción y fuente de pectina (Butler *et al.*, 2023).

Tablas 6

Composición química proximal del almidón de pepa de palta y pectina de la cáscara de granadilla.

Componentes	Almidón	Pectina
Humedad (%)	10,94	10,70
Cenizas (%)	0,06	5,53
Proteína (%)	0,26	3,54
Fibra cruda (%)	0,23	13,41
Grasa (%)	0,16	1,61
Carbohidratos (%)	88,35	65,16
Amilosa (%)	35, 26	-----
Metoxilo (%)	-----	10, 62

El contenido de metoxilo en la pectina muestra el grado de metilación y determina la capacidad para formar gel. La pectina se clasifica en dos tipos de acuerdo al contenido de metoxilo, la pectina con alto metoxilo contiene rangos de 8 a 12 %, mientras que la pectina de bajo metoxilo contiene rangos inferiores al 7 % (Islam *et al.*, 2023). El índice de metoxilo de este estudio es de 10,62 %, por lo que se puede categorizar como pectina de alto metoxilo, valor de metoxilo más alto que los reportados por Kumar & Chauhan (2010) (2,23 – 6,21 %) para pectina extraída de la pulpa de manzana y así como los reportados por Mamiru & Gonfa (2023), que fueron de 7,30 % para pectina de cáscara de sandía. Sin embargo, mayores valores de contenido de metoxilo fueron reportados en mesocarpio de granadilla (14,40 %) y pulpa de níspero (14,55 %) (Chasquibol-Silva *et al.*, 2008). La variación del grado de metoxilo se puede atribuir a las diferentes fuentes y las condiciones de extracción de la pectina (Salazar Ripoll & Hincapié-Llanos, 2023).

El almidón obtenido de la pepa de palta mostró un contenido de amilosa del 35,26 % (Tabla 6), cercano al 32,5 % reportado por Builders *et al.*, (2010) pero inferior al 39,57 % encontrado por Martins *et al.* (2022) y al 37,08 % Turola Barbi *et al.* (2018) para semilla de níspero maduro. Sin embargo, se reportaron menores valores de contenido de amilosa en almidones de otras especies como pituca, camote y yuca (32,6; 22,6 y 19,8 % respectivamente) (Peroni *et al.*, 2006). Las variaciones en la cantidad de amilosa pueden atribuirse a las diferencias en los cultivares, orígenes y métodos de procesamiento de las materias primas. El alto contenido de amilosa encontrado en este estudio puede influenciar las propiedades de las biopelículas a trabajar posteriormente, ya que según Martins *et al.* (2022) a mayor cantidad de amilosa mejorará las características químicas y físicas en la formación de película.

4.3.2 Solubilidad y poder de hinchamiento del almidón

El poder de hinchamiento del almidón indica la capacidad de los gránulos de almidón para absorber y retener agua durante la gelatinización, mientras que la solubilidad del almidón representa el grado de disolución de los polímeros en el agua después de calentarla o gelatinizarla (Magallanes-Cruz *et al.*, 2023). Generalmente, el poder de hinchamiento del almidón está relacionado con el contenido de amilopectina, mientras que la solubilidad del almidón está relacionada con el contenido de amilosa (Tester & Morrison, 1990). En la Tabla 7 se muestra la solubilidad y el poder de hinchamiento del almidón de pepa de palta de variedad fuerte a diferentes temperaturas, donde se puede observar que existe diferencia estadística ($p < 0,05$) entre las diferentes temperaturas de estudio. Los valores más altos se obtuvieron a 90 °C, lo que indica que la solubilidad y el poder de hinchamiento están directamente relacionados con la temperatura. Tosif *et al.* (2023) observaron que la solubilidad y el poder de hinchamiento del almidón pueden aumentar conforme se incrementa la temperatura. Esto ocurre cuando el almidón se calienta en presencia de agua mayor de 60 °C, lo que destruye la estructura cristalina de los gránulos de almidón y permite que las moléculas de agua se unan a los grupos hidroxilo de la amilosa a través de enlaces de hidrógeno (Wang *et al.*, 2021).

Tablas 7

Solubilidad y poder de hinchamiento del almidón.

Temperatura	Solubilidad %	Poder de hinchamiento g/g
50 °C	2,75 ± 0,23 ^a	6,70 ± 0,06 ^a
60 °C	6,37 ± 0,18 ^b	8,79 ± 0,69 ^b
70 °C	8,23 ± 0,33 ^c	13,41 ± 0,8 ^c
80 °C	13,63 ± 0,25 ^d	16,88 ± 0,15 ^d

90 °C	19,53 ± 0,08 ^e	22,51 ± 0,13 ^e
-------	---------------------------	---------------------------

Nota: Datos presentados en promedio ± desviación estándar. Los valores en la misma columna con las diferentes letras indican que se observó diferencia significativa en las pruebas de t de Student ($p < 0,05$). Observado mediante la prueba de comparación de múltiple de Tukey ($p < 0,05$).

La solubilidad del almidón de pepa de palta no mostró cambios mayores a temperaturas menores a 60 °C, no obstante, la solubilidad fue aumentando conforme se incrementó la temperatura de calentamiento. Similares valores de solubilidad a 90 °C (19,7 – 20,6 %) fueron reportados para almidones de semillas de palta (Chel-Guerrero *et al.*, 2016). Asimismo, un menor valor de solubilidad a 90 °C (6,43 %) fue reportado para almidón de semillas de loto (Ali *et al.*, 2020). Por otro lado, altos valores de solubilidad >50 % fueron reportados para almidones de níspero (Kong *et al.*, 2023) y almidones oca roja y amarilla (Zhu & Cui, 2020). Estas diferencias en solubilidad entre los almidones de pepa de palta con otros almidones pueden atribuirse al tamaño granular de los almidones y la estructura interna del gránulo de almidón (Estrada-León *et al.*, 2016).

En el poder de hinchamiento, se puede observar que los gránulos de almidón de pepa de palta mostraron mayor hinchamiento en proporción a temperaturas de 80 a 90 °C (16,88 - 22,51 %), estos valores fueron superiores a los observados por Nawab *et al.* (2017) (12,83 % a 90 °C) para almidones extraídos de semillas de mango. Sin embargo, estos valores de poder de hinchamiento son menores a los reportados por Kong *et al.* (2023) (26,14-60,69 % a 90 °C) para diferentes almidones de níspero y por Zhu & Cui (2020) para almidones de oca roja (37,1 %), oca amarilla (41,6 %) y papa (45,5 %) a 85 °C. Estas diferencias pueden ser debido a los orígenes

botánicos, la estructura de la amilosa, el tamaño de los gránulos y la estructura cristalina del almidón (Kong *et al.*, 2023).

4.4 Efecto del porcentaje pectina y almidón en las características de las biopelículas

En la Tabla 8 se muestra los resultados de caracterización de las biopelículas a base de pectina y almidón, donde una baja solubilidad representa una alta capacidad de resistencia de la biopelícula a la disolución en agua (Agarwal *et al.*, 2023). El módulo de Young, también conocido como módulo de elasticidad, es la base de la rigidez de una película y un valor alto del módulo de Young indica un alto grado de rigidez de la película (Costa *et al.*, 2023). La diferencia de color (ΔE), es el que cuantifica la diferencia entre dos colores de muestras determinadas (Melendrez *et al.*, 2021), cuanto mayor sea el valor ΔE , más coloreada será la película (Wang *et al.*, 2013).

Tablas 8

Solubilidad, Módulo de Young y Diferencial de color (ΔE)

Formulación	Variables dependientes		Variables de respuesta		
	% Pectina	% Almidón	Solubilidad	Módulo Young	ΔE
1	0,87	2,29	52,05 $\pm$ 0,18	13,19 $\pm$ 0,68	6,53 $\pm$ 0,18
2	0,87	3,71	45,54 $\pm$ 0,62	37,42 $\pm$ 1,15	6,53 $\pm$ 0,24
3	2,63	2,29	48,53 $\pm$ 0,42	27,26 $\pm$ 1,74	17,18 $\pm$ 0,59
4	2,63	3,71	49,15 $\pm$ 0,83	33,47 $\pm$ 0,5	16,70 $\pm$ 0,48
5	0,50	3,00	42,39 $\pm$ 2,23	26,80 $\pm$ 4,35	4,93 $\pm$ 0,14
6	3,00	3,00	48,04 $\pm$ 0,63	27,72 $\pm$ 1,55	19,40 $\pm$ 0,17
7	1,75	2,00	59,32 $\pm$ 0,31	10,71 $\pm$ 1,17	13,17 $\pm$ 0,41
8	1,75	4,00	46,20 $\pm$ 0,44	34,73 $\pm$ 0,95	13,91 $\pm$ 0,43
9	1,75	3,00	52,04 $\pm$ 0,32	29,08 $\pm$ 0,89	13,22 $\pm$ 0,27
10	1,75	3,00	52,16 $\pm$ 0,45	28,84 $\pm$ 1,29	13,44 $\pm$ 0,34
11	1,75	3,00	52,67 $\pm$ 1,45	30,72 $\pm$ 2,22	13,08 $\pm$ 0,28
12	1,75	3,00	52,05 $\pm$ 0,37	31,18 $\pm$ 1,14	13,21 $\pm$ 0,26

4.4.1 Solubilidad

La solubilidad de las películas se definió por la relación entre el peso inicial y final de la muestra después de la inmersión en agua destilada. La solubilidad en agua es un factor muy importante y crucial, especialmente en aplicaciones donde la película estará en contacto directo con entornos acuosos, como envases de alimento (Chatariya *et al.*, 2022). En el presente estudio, en general todos los tratamientos presentan alta solubilidad, esto probablemente se deba a que ambos biopolímeros son polisacáridos; así mismo, Galus & Lenart (2013) mencionan que de la combinación de polisacáridos se obtienen biopelículas hidrofílicas, lo que concuerda con los resultados obtenidos. En la Tabla 6 se muestra la película preparada con una concentración de 0,50 % de pectina y 3,00 % de almidón de pepa de palta menos soluble (más resistente) que la película con 1,75 % de pectina y 2 % de almidón (mayor solubilidad en el agua).

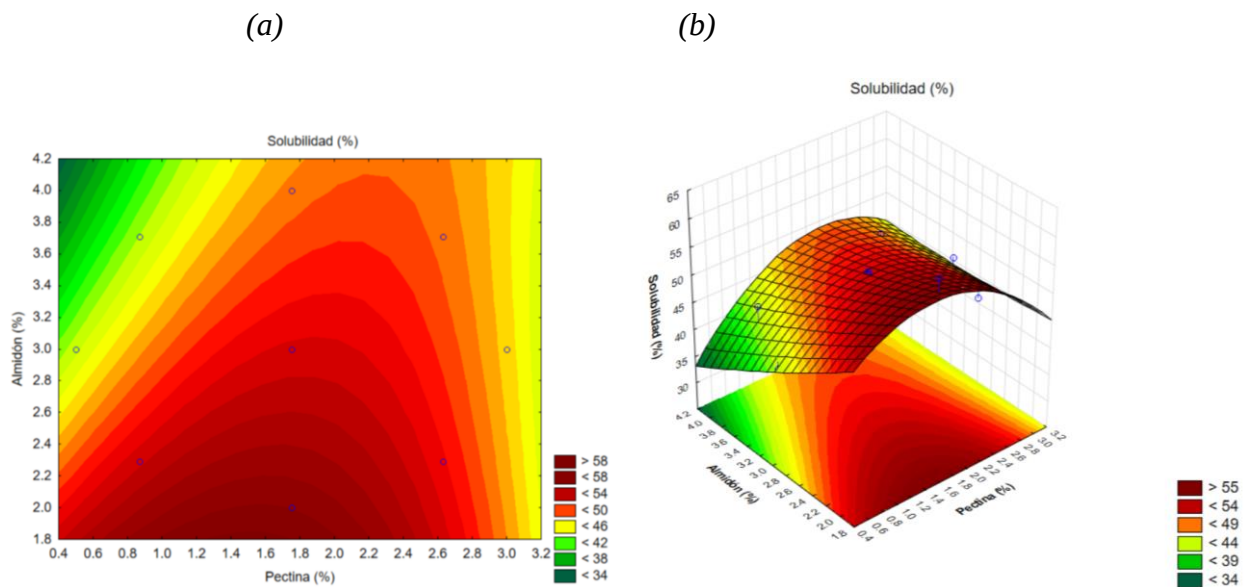
Así mismo, la Figura 9 (a) y (b) muestra la superficie de contorno y superficie de respuesta de la solubilidad de las biopelículas elaboradas a partir de pectina extraída de granadilla y almidón de pepa de palta, donde se aprecia que a bajos porcentajes de almidón ($< 2\%$) y altos porcentajes de pectina ($> 0,5\%$) mostraron mayor solubilidad (menor resistencia a la disolución con agua). Los resultados indican que un material de biopelícula con un porcentaje significativamente mayor de almidón tiene una mayor resistencia a la solubilidad, lo cual concuerda con lo mencionado por Carrión *et al.* (2023), quienes mencionan que, dado a mayor contenido de almidón en las películas biodegradables, menor es el número de grupos hidroxilo en la solución formadora de película, lo que a su vez reduce la captura de agua y hace que las películas biodegradables se vuelvan menos solubles.

Además, el alto contenido de amilosa en el almidón de pepa de palta proporcionó más interacciones entre las cadenas de amilosa, dificultando la entrada de agua a las redes de películas

biodegradables. Estos hallazgos coinciden con Melendrez *et al.* (2021) quienes encontraron valores más altos de solubilidad para las películas elaboradas a partir de almidón y cáscara de naranja (62,80 – 82,52 %). Y otro estudio sobre películas de almidón de maíz y celulosa que revelaron valores más bajos que oscilaron entre 33,36 y 43,41 % (Malekzadeh *et al.*, 2023).

Figura 9

Superficie de contorno y de respuesta para la solubilidad de las biopelículas a diferentes porcentajes de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta.



Según el análisis de varianza (Tabla 9), el efecto lineal de pectina y almidón, la interacción de los porcentajes de pectina y almidón, y el efecto cuadrático de pectina en las muestras de biopelículas tuvieron efectos estadísticamente significativos sobre los valores de solubilidad ($p < 0,05$). Sin embargo, el efecto cuadrático de almidón no mostró ser significativo ($p > 0,05$). Asimismo, para la solubilidad de la biopelícula, el R^2 del modelo cuadrático fue igual a 0,87, lo que indica que el modelo cuadrático se ajustó a los datos en las condiciones del experimento.

Tablas 9

Análisis de varianza y coeficientes de regresión del modelo de superficie de respuesta para solubilidad (%) de las biopelículas.

Fuente de variación	SOLUBILIDAD		
	Coeficiente	CM	Valor p
% Pectina (L)	10,07687	8,19655	0,002401
% Almidón (L)	2,01835	74,53335	0,000091
% Pectina x % almidón	-0,19206	12,70922	0,001260
% Pectina (Q)	-1,04274	80,72311	0,000080
% Almidón (Q)	-0,26381	0,29364	0,166917
Falta de ajuste		9,35199	0,001549
Puro error		0,08900	
R ²		0,86525	
R ² Ajustado		0,75298	

Nota: Análisis de varianza para la solubilidad. Dónde: CM (cuadrado medio del error) y R² (coeficiente de determinación). (P < 0,05).

4.4.2 Módulo Young

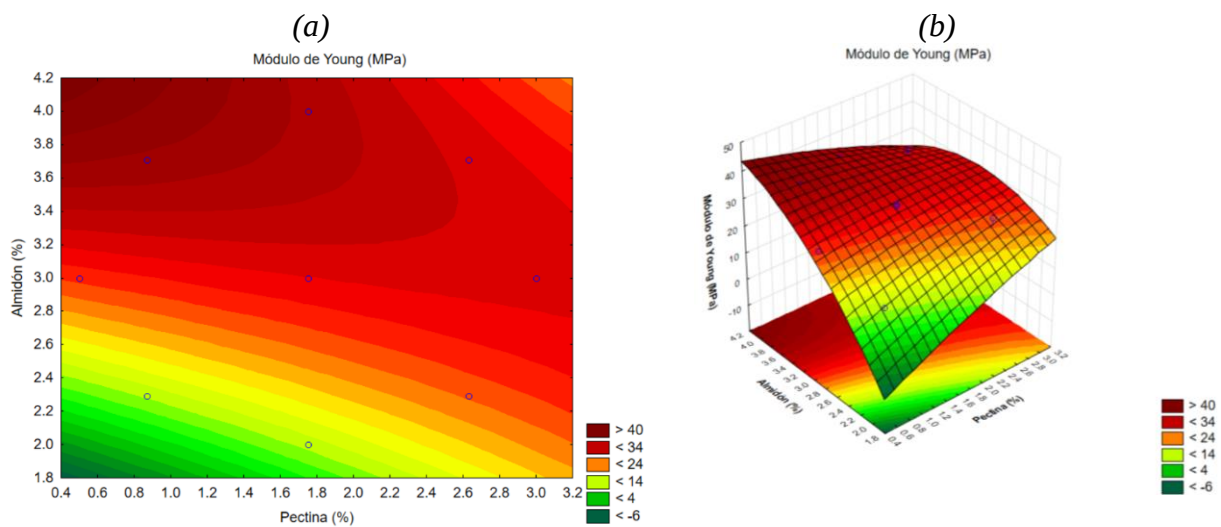
Los resultados obtenidos para módulo de Young de las biopelículas se muestran en la tabla 6. Los valores variaron de 10, 71 a 37,42 MPa. Las películas elaboradas con 1,75 % de pectina y 2,00 % de almidón tuvieron los valores de módulo de Young más bajos, mientras que las biopelículas elaboradas con 0,87 % de pectina y 3,71 % de almidón tuvieron los valores de módulo de Young más altos.

Asimismo, la Figura 10 (a) y (b) muestra la superficie de contorno y superficie de respuesta del módulo de Young de las biopelículas elaboradas a partir de pectina extraída de granadilla y almidón de pepa de palta, donde se aprecia que a mayores porcentajes de almidón (> 2) y altos porcentajes de pectina tienen mayor módulo de Young (más rígidas). Estos hallazgos son similares al módulo de Young de 8, 18 a 21,17 MPa en películas de cascara de naranja y celulosa bacteriana

y 6,71 a 17,36 MPa y en películas de cascara de naranja y pectina (Alata & Cuadros, 2017). Así mismo los hallazgos de este estudio fueron menores que los reportados por Leites et al. (2021) para una película de almidón de yuca con residuos de naranja que presentaron valores de 47 MPa y 40, 9 a 72 MPa, para películas de almidón con bentonita (arcilla) (Behera et al., 2022).

Figura 10

Superficie de contorno y de respuesta para el módulo de Young de las biopelículas a diferentes porcentajes de pectina de granadilla y almidón de pepa de palta.



Según el análisis de varianza y coeficiente de regresión para módulo de Young (Tabla 10), el efecto lineal de pectina y almidón, la interacción de las concentraciones de pectina y de almidón, seguido de efecto cuadrático de almidón aplicado a las muestras de biopelículas sobre los valores de módulo de Young fueron estadísticamente significativos ($p < 0,05$). Mientras que el efecto cuadrático de pectina no fue significativo ($p > 0,05$). Asimismo, el R^2 fue igual a 0,95 para el modelo cuadrático para módulo de Young de la biopelícula, lo que indicaba que el modelo cuadrático se ajustó a los datos de este experimento.

Tablas 10

Análisis de varianza y coeficientes de regresión del modelo de superficie de respuesta para módulo de Young (MPa) de las biopelículas.

Fuente de variación	MÓDULO DE YOUNG		
	Coefficiente	CM	Valor P
% Pectina (L)	26,1055	16,2497	0,040924
% Almidón (L)	58,7309	518,4533	0,000295
% Pectina x % almidón	-7,2103	81,1801	0,004532
% Pectina (Q)	-0,8168	2,5966	0,261646
% Almidón (Q)	-5,7919	53,8474	0,008149
Falta de ajuste		9,2828	0,074846
Puro error		1,3649	
R ²		0,95448	
R ² Ajustado		0,91654	

Nota: Análisis de varianza para módulo de Young. Dónde: CM (Cuadrado medio del error) y R² (coeficiente de determinación). (P < 0,05).

4.4.3 Diferencial de color

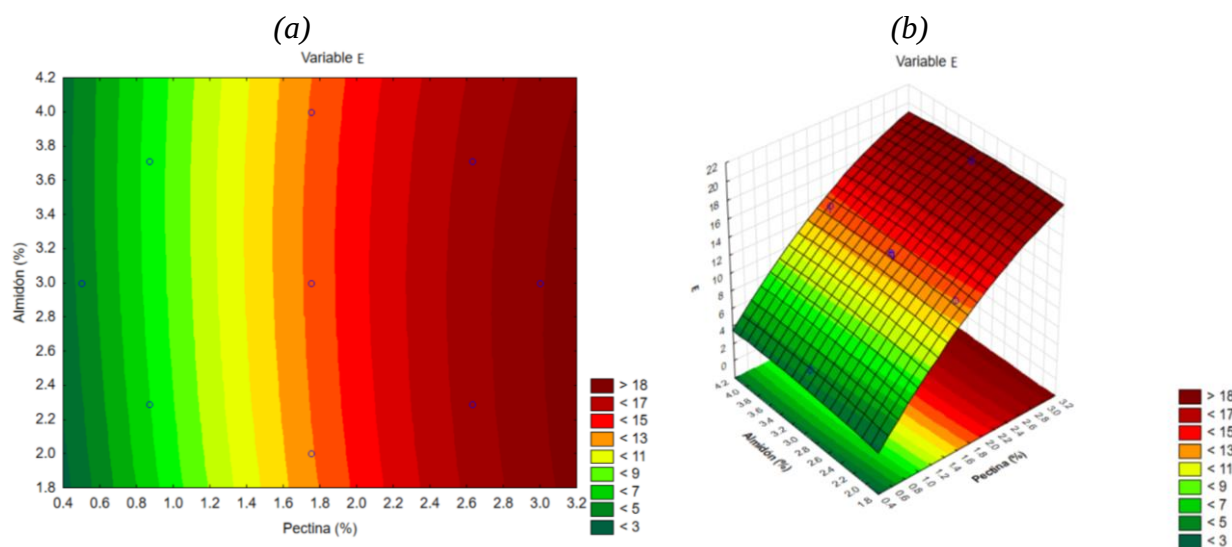
El color de una película es uno de los aspectos más importantes que influyen en la idoneidad para aplicaciones específicas de envasado de alimentos; además, es un indicador importante de la apariencia del producto y la aceptación del consumidor. La Tabla 6 muestra los resultados del diferencial de color de las biopelículas hechas de almidón y pectina. Los valores oscilan entre 6,53 - 19,40. Las biopelículas preparadas con 3,0 % de almidón y 0,50 % de pectina mostraron una diferencial de color más bajas. Mientras que, las biopelículas con porcentajes iguales de almidón y pectina (3 %) mostraron diferencias de color más altas.

Asimismo, en la figura 11 (a) y (b) se observó que, a alto porcentaje de pectina, el diferencial de color aumentó, lo que hace que el color de la biopelícula sea más amarillo, esta diferencia de color probablemente se deba a la distribución granulométrica irregular de las

partículas y por los pigmentos naturales de la pectina (Da Costa *et al.*, 2023). Hay estudios de mercado sobre las bolsas plásticas donde indican que esto es positivo porque los consumidores prefieren colores blancos, amarillentos y un tono uniforme y no transparente (Melendrez *et al.*, 2021). Acontecimientos similares encontraron Malekzadeh *et al.* (2023) al agregar celulosa nanofibrilada a las biopelículas de almidón, generó un color marrón y los valores de ΔE aumentaron de 12,38 a 40,01; también se encontraron resultados similares para las películas de naranja, que obtuvieron valores de 5, 44 a 12,10 (Melendrez *et al.*, 2021).

Figura 11

Superficie de contorno y de respuesta para diferencial de color de las biopelículas a diferentes porcentajes de almidón de pepa de palta y pectina de granadilla.



Según el análisis de varianza y coeficiente de regresión para diferencial de color (Tabla 11), el efecto lineal de pectina y el efecto cuadrático de pectina aplicado a las muestras de biopelículas sobre los valores de color fueron estadísticamente significativos ($p < 0,05$). Mientras que el efecto lineal de almidón, la interacción del efecto de almidón y pectina, seguido del efecto cuadrático de almidón, no fue significativo ($p > 0,05$). Asimismo, el R^2 para la diferencial de color

de la biopelícula fue superior a 0,90 para el modelo cuadrático, lo que indica que el modelo cuadrático se ajustó muy bien a los datos de diferencial de color.

Tablas 11

Análisis de varianza y coeficientes de regresión del modelo de superficie de respuesta para diferencial de color (ΔE) de las biopelículas.

Fuente de variación	DIFERENCIAL DE COLOR ΔE		
	Coeficiente	CM	Valor P
% Pectina (L)	10,07687	213,0335	0,000002
% Almidón (L)	2,01835	0,0397	0,274392
% Pectina x % almidón	-0,19206	0,0576	0,206315
% Pectina (Q)	-1,04274	4,2322	0,000827
% Almidón (Q)	-0,26381	0,1117	0,111104
Falta de ajuste		0,9472	0,005878
Puro Error		0,0223	
R ²		0,9868	
R ² Ajustado		0,97579	

Nota: Análisis de varianza para diferencial de color. Dónde: CM (Cuadrado medio del error) y

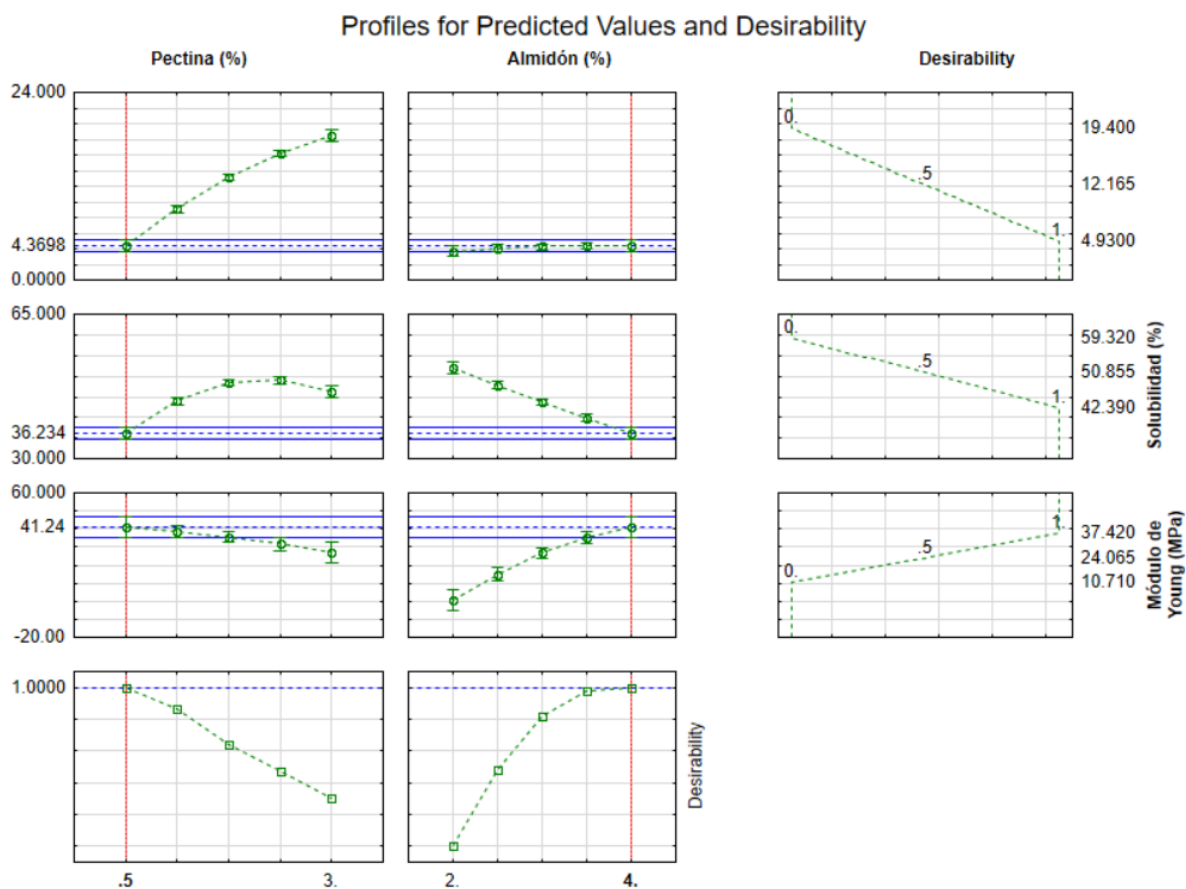
R² (coeficiente de determinación). (P < 0,05).

4.4.4 Determinación de la concentración óptima

En la Figura 12 se muestra la concentración óptima (pectina/almidón) de la biopelícula determinada mediante la función de deseabilidad para las variables de solubilidad, módulo de Young y diferencial de color.

Figura 12

Concentración óptima de pectina y almidón para biopelículas determinada mediante la función de deseabilidad para las propiedades de solubilidad, módulo de Young y diferencial de color (ΔE).



Los porcentajes óptimos determinadas mediante la función de deseabilidad fue 0,5 % de pectina y 4,0 % de almidón (figura 12). Esto indica que las biopelículas que fueron preparadas con mayor porcentaje de almidón y menor porcentaje de pectina mostraron mejores propiedades de solubilidad, módulo de Young y diferencial de color.

CAPÍTULO V.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos planteados y a los resultados de la investigación, se llegó a las siguientes conclusiones.

Al determinar la composición química del almidón y la pectina, se encontró que el análisis proximal se mantiene en el rango de otras investigaciones realizadas. En cuanto a la solubilidad y el poder de hinchamiento del almidón, existe diferencia estadística ($p < 0,05$) entre las diferentes temperaturas del estudio, donde todas las muestras de almidón aumentaron al aumentar la temperatura.

En la presente investigación se afirma que es posible obtener películas biodegradables en condiciones adecuadas utilizando almidón de pepa de palta y pectina de cáscara de granadilla. Las películas producidas con menor porcentaje de pectina y mayor porcentaje de almidón presentan mayor resistencia a la solubilidad en agua, aumenta el módulo de Young y presentan menor diferencial de color. además, todas las películas fueron ópticamente amarillentas porque están relacionadas con el color característico de la pectina.

De acuerdo a la función de deseabilidad, fue posible optimizar los resultados para la formulación de la obtención de películas biodegradables, estos valores dieron como conveniente a los porcentajes óptimos de 0,5 % de pectina y 4,0 % de almidón.

5.2. RECOMENDACIONES

Ampliar la caracterización fisicoquímica de las biopelículas

Evaluar la biodegradabilidad de las biopelículas en diferentes escenarios como, suelo y ambientes controlados para conocer su tiempo de degradación.

Aplicar la biopelícula como empaque envolvente en la vida de anaquel de alimentos.

CAPÍTULO VI.

REFERENCIAS

Agarwal, N., Thakur, M., Mishra, B. & Singh, S. (2023). Preparation and characterization of biodegradable films based on levan polysaccharide blended with gellan gum.

Environmental Technology and Innovation, 31, 103231.

<https://doi.org/10.1016/j.eti.2023.103231>

Alata, E & Cuadros, Y. (2017). “*Formulación y evaluación físico mecánica de películas*

biodegradables en base a residuos cítricos y celulosa bacteriana” (p. 68). uri:

<http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/4612>

Ali, A., Dash, K. & Routray, W. (2020). Physicochemical characterization of modified lotus seed starch obtained through acid and heat moisture treatment. *Food Chemistry*, 319, 126513.

<https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2020.126513>

Basiak, E., Lenart, A. & Debeaufort, F. (2017). Effect of starch type on the physico-chemical properties of edible films. *International Journal of Biological Macromolecules*, 98, 348–

356. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2017.01.122>

Behera, L., Mohanta, M. & Thirugnanam, A. (2022). Intensification of yam-starch based biodegradable bioplastic film with bentonite for food packaging application. *Environmental*

Technology & Innovation, 25, 102180. <https://doi.org/10.1016/J.ETI.2021.102180>

Builders, F., Nnurum, A., Mbah, C., Attama, A. & Manek, R. (2010). The physicochemical and binder properties of starch from *Persea americana* Miller (Lauraceae). *Starch - Stärke*,

62(6), 309–320. <https://doi.org/10.1002/STAR.200900222>

- Butler, P., Banta, A., Tyuftin, A., Holmes, J., Pathania, S. & Kerry, J. (2023). Pectin as a biopolymer source for packaging films using a circular economy approach: Origins, extraction, structure and films properties. *Food Packaging and Shelf Life*, 40, 101224. <https://doi.org/10.1016/J.FPSL.2023.101224>
- Carrión, G., Corripio, A., Contreras, V., Marrón, R., Olán, M. & Cázares, S. (2023). Optimization and characterization of taro starch, nisin and sodium alginate based biodegradable films: antimicrobial effect in chicken meat. *Poultry Science*, 103100. <https://doi.org/10.1016/J.PSJ.2023.103100>
- Carvajal, L.; Turbay, S.; Marelly, L.; Rodríguez, A.; Álvarez, M.; Bonilla, K., Restrepo, S. & Parra, M. (2014). Relación entre los usos populares de la granadilla (*passiflora ligularis* juss) y su composición fitoquímica. *Biotecnología En El Sector Agropecuario y Agroindustrial: BSAA*, 12(2), 191–202.
- Chasquibol-Silva, N., Arroyo-Benites, E. & Morales-Gomero, J. (2008). Extracción y caracterización de pectinas obtenidas a partir de frutos de la biodiversidad peruana. *Ingeniería Industrial*, 0(26), 175–199. <https://doi.org/10.26439/ing.ind2008.n026.640>
- Chel-Guerrero, L., Barbosa-Martín, E., Martínez-Antonio, A., González-Mondragón, E. & Betancur-Ancona, D. (2016). Some physicochemical and rheological properties of starch isolated from avocado seeds. *International Journal of Biological Macromolecules*, 86, 302–308. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2016.01.052>
- Chhatariya, F., Srinivasan, S., Choudhary, M. & Begum, S. (2022). Corn starch biofilm reinforced with orange peel powder: Characterization of physicochemical and mechanical properties. *Materials Today: Proceedings*, 59, 884–892.

<https://doi.org/10.1016/J.MATPR.2022.01.339>

Leites, C., Menegotto, P. & Tessaro, I. (2021). Influence of the incorporation form of waste from the production of orange juice in the properties of cassava starch-based films. *Food Hydrocolloids*, 117, 106730. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2021.106730>

Desireé, R., Hickmann, S., Brandelli, A., Galarza, C., Ritter, A., Da Cruz, A. & Da Silva, L. (2023). Development and properties of biodegradable film from peach palm (*Bactris gasipaes*). *Food Research International*, 173, 113172. <https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2023.113172>

Estrada-León, R., Moo-Huchin, V., Ríos-Soberanis, C. Betancur-Ancona, D.; May-Hernández, L.; Carrillo-Sánchez, F.; Cervantes-Uc, J. & Pérez-Pacheco, E. (2016). The effect of isolation method on properties of parota (*Enterolobium cyclocarpum*) starch. *Food Hydrocolloids*, 57, 1–9. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2016.01.008>

Fernández, D.; Bautista, S.; Fernández, D.; Ocampo, A.; García, A. & Falcón, A. (2015). Películas y recubrimientos comestibles: una alternativa favorable en la conservación poscosecha de frutas y hortalizas Eatable films and coverings: a favorable alternative in the postharvestIng. conservation of fruits and vegetables. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*, 24(3), 52–57.

Ferreira, S. (2007). *Pectinas: aislamiento, caracterización y produccion a partir de frutas tropicales y de los residuos de su procesamiento industrial* (Primera ed). http://ciencias.bogota.unal.edu.co/fileadmin/Facultad_de_Ciencias/Publicaciones/Archivos_Libros/Libros_Farmacia/Pectinas/pectinas.pdf

Galindez, A., Daza, L., Homez-Jara, A., Eim, V. & Váquiro, H. (2019). Characterization of

- ulluco starch and its potential for use in edible films prepared at low drying temperature. *Carbohydrate Polymers*, 215(March), 143–150.
<https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.03.074>
- Galus, S., & Lenart, A. (2013). Development and characterization of composite edible films based on sodium alginate and pectin. *Journal of Food Engineering*, 115(4), 459–465.
<https://doi.org/10.1016/J.JFOODENG.2012.03.006>
- Guevara, J., Pérez, J. & Órnelas, J. (2011). Elaboración y caracterización de películas biodegradables a base de nanobiopartículas (mucilago y pectina) de nopal verdura (*Opuntia*. In *IV Encuentro Internacional e Interdisciplinario en Nanociencia y Nanotecnología* (pp. 48–50). <https://www.ceiich.unam.mx/nanomex2011/MemoriasNanomex/aplicacionespdf/49-JG.pdf>
- Hoover, R. & Ratnayake, W. (2001). Determination of Total Amylose Content of Starch. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, 00(1), E2.3.1-E2.3.5.
<https://doi.org/10.1002/0471142913.FAE0203S00>
- Islam, M., Biswas, M., Esham, K., Roy, P., khan, R. & Hasan, S. (2023). Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus*) by-products a novel source of pectin: Studies on physicochemical characterization and its application in soup formulation as a thickener. *Food Chemistry Advances*, 2, 100273. <https://doi.org/10.1016/J.FOCHA.2023.100273>
- Kong, X., Yang, W., Zuo, Y., Dawood, M. & He, Z. (2023). Characteristics of physicochemical properties, structure and in vitro digestibility of seed starches from five loquat cultivars. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253, 126675.
<https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.126675>

- Kumar, A. & Chauhan, G. (2010). Extraction and characterization of pectin from apple pomace and its evaluation as lipase (steapsin) inhibitor. *Carbohydrate Polymers*, 82(2), 454–459. <https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2010.05.001>
- Kushwaha, R., Singh, V., Kaur, S., Wani, A. & Kaur, D. (2023). Elucidating the impact of chemical modifications on the structure, and properties of jackfruit seed starch. *Food Bioscience*, 56(June), 103097. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2023.103097>
- Liu, Z., Wu, S., Zuo, H., Lin, J., Zheng, H., Lei, H., Yu, Q., Wu, X. & Guo, Z. (2023). Freeze-drying pretreatment of watermelon peel to improve the efficiency of pectin extraction: RSM optimization, extraction mechanism, and characterization. *International Journal of Biological Macromolecules*, 249, 125944. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.125944>
- Lograño, M. (2014). “*Plan de exportación de granadilla orgánica hacia el mercado estadounidense, estado de nuevo jersey, ciudad: jersey city, con el apoyo del tnlg. Galo fernando alzuero lópez, desde la provincia de pichincha, cantón mejía, para el período 2014-2015*”. [escuela superior politécnica de chimborazo]. <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/10991/1/52T00302.pdf>
- López, D., Osorio, O. & Checa, O. (2019). Propiedades Mecánicas de un Material de Pectina para Revestimiento de Fibras Naturales Utilizadas en Aplicaciones Agrícolas. *Información Tecnológica*, 30(3), 189–198. <https://doi.org/10.4067/s0718-07642019000300189>
- Magallanes-Cruz, P., Duque-Buitrago, L. & Martínez-Ruiz, N. (2023). Native and modified starches from underutilized seeds: Characteristics, functional properties and potential applications. *Food Research International*, 169, 112875.

<https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2023.112875>

- Malekzadeh, E., Tatari, A. & Firouzabadi, M. (2023). Preparation, characteristics, and soil-biodegradable analysis of corn starch/nanofibrillated cellulose (CS/NFC) and corn starch/nanofibrillated lignocellulose (CS/NFLC) films. *Carbohydrate Polymers*, 309, 120699. <https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2023.120699>
- Mamiru, D. & Gonfa, G. (2023). Extraction and characterization of pectin from watermelon rind using acetic acid. *Heliyon*, 9(2), e13525. <https://doi.org/10.1016/J.HELİYON.2023.E13525>
- Mantilla, J. & Zavala, J. (2018). *Extracion y caraterizacion de alido de las semillas de persea americana mill (palta) Var. Fuerte, Hass y Criolla*. (p. 68).
- Martins, H., Pontes, V., Fialho, L. & Fakhouri, M. (2022). Extraction and characterization of the starch present in the avocado seed (*Persea americana* mill) for future applications. *Journal of Agriculture and Food Research*, 8, 100303. <https://doi.org/10.1016/J.JAFR.2022.100303>
- Meaño, N., Ciarfella, A. & Dorta, A. (2014). Evaluación de las propiedades químicas y funcionales del almidón nativo de ñame congo (*Dioscorea bulbifera* L.) para predecir sus posibles usos tecnológicos. *Saber*, 26(2), 182–187.
- Melendrez, K. (2021). *Elaboración y caracterización de una película biodegradable utilizando cáscara de naranja (Citrus X sinensis)*. <https://bdigital.zamorano.edu/handle/11036/7011>
- Morales, R. (2019). Extracción de pectina de cáscara de naranja por hidrólisis ácida asistida por microondas. *Revista Científica Estudios e Investigaciones*, 8, 271–272. <https://doi.org/10.26885/rcei.foro.2019.271>
- Mukherjee, C., Varghese, D., Krishna, J., Boominathan, T., Rakeshkumar, R., Dineshkumar, S.,

- Brahmananda, C., & Sivaramakrishna, A. (2023). Recent advances in biodegradable polymers – Properties, applications and future prospects. *European Polymer Journal*, 192(April), 112068. <https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2023.112068>
- Muñoz, M. (2014). *Evaluación, caracterización y optimización de un bioplástico a partir de la combinación de almidón de maíz, yuca y glicerol en sus propiedades físicas y de barrera* (p. 58).
- Nawab, A., Alam, F. & Hasnain, A. (2017). Mango kernel starch as a novel edible coating for enhancing shelf- life of tomato (*Solanum lycopersicum*) fruit. *International Journal of Biological Macromolecules*, 103, 581–586.
<https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2017.05.057>
- Noblecilla, V. (2017). “*Tipo de Empaque Y Tiempo De Almacenaje En Frío En Frutos De Granadilla (Passiflora Ligularis Juss.)*” (p. 100).
<https://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/20.500.12996/3022>
- Pérez, S., Ávila, Q. & Coto, O. (2015). EL AGUACATERO (*Persea americana* Mill). *Cultivos Tropicales*, 36(2), 111–123.
- Peroni, H., Rocha, S. & Franco, M. (2006). Some Structural and Physicochemical Characteristics of Tuber and Root Starches. [Http://Dx.Doi.Org/10.1177/1082013206073045](http://Dx.Doi.Org/10.1177/1082013206073045), 12(6), 505–513. <https://doi.org/10.1177/1082013206073045>
- Buchveitz, J., Nardo, F., Pacheco, E., Martins, L., Siebeneichler, T., Lemos, G., Gandra, A., Zavareze, E. da R., & Dias, A. R. G. (2024). Starch extraction from avocado by-product and its use for encapsulation of ginger essential oil by electrospinning. *International Journal of Biological Macromolecules*, 254, 127617.

<https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.127617>

Rincón, V. (2014). *Diseño de una Biopelícula para la Conservación de Fresa Silvestre (Fragaria Vesca), Una Estrategia Encaminada a la Sustitución de Empaques Plásticos* (p. 132). <http://hdl.handle.net/20.500.12010/1761>

Roy, S., Priyadarshi, R., Łopusiewicz, L., Biswas, D., Chandel, V., & Rhim, J. (2023). Recent progress in pectin extraction, characterization, and pectin-based films for active food packaging applications: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 239, 124248. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.124248>

Saberi, B., Thakur, R., Vuong, Q., Chockchaisawasdee, S., Golding, J., Scarlett, C., & Stathopoulos, C. (2016). Optimization of physical and optical properties of biodegradable edible films based on pea starch and guar gum. *Industrial Crops and Products*, 86, 342–352. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.04.015>

Salazar-Irrazabal, M., Ramirez-Tixe, E., Velasquez-Barreto, F., & Bello-Pérez, L. (2023). Avocado seed starch: Effect of the variety on molecular, physicochemical, and digestibility characteristics. *International Journal of Biological Macromolecules*, 247, 125746. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.125746>

Salazar, C., & Hincapié-Llanos, G. (2023). Evaluation of sources and methods of pectin extraction from fruit and Vegetable wastes: A Systematic Literature Review (SLR). *Food Bioscience*, 51, 102278. <https://doi.org/10.1016/J.FBIO.2022.102278>

Sánchez, A. (2011). *Conceptos básicos de gestión ambiental y desarrollo sustentable – Agua.org.mx* (INE-SEMARNAT (ed.)). <https://agua.org.mx/biblioteca/conceptos-basicos-de-gestion-ambiental-y-desarrollo-sustentable/>

- Sánchez, L. (2019). Propiedades químicas, morfológicas y funcionales de almidón de semilla de palta (*Persea americana* Mill) CV fuerte. *Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela Profesional de Ingeniería Industrial*. <http://dspace.unitru.edu.pe/handle/UNITRU/14162>
- Santiago, M. (2015). *Elaboración y caracterización de películas biodegradables obtenidas con almidón nanoestructurado*. 119.
<https://cdigital.uv.mx/bitstream/handle/123456789/46809/SantiagoSantiagoMaricela.pdf?sequence=2&isAllowed=y>
- Sartori, T., Feltre, G., Amaral, P., Lopes, R., & Menegalli, F. (2018). Properties of films produced from blends of pectin and gluten. *Food Packaging and Shelf Life*, 18, 221–229.
<https://doi.org/10.1016/J.FPSL.2018.11.007>
- Solano-Doblado, L., Alamilla-Beltrán, L., & Jiménez-Martínez, C. (2018). Películas y recubrimientos comestibles funcionalizados. *TIP Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 21(2), 30–42. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2018.0.153>
- Solis S. (2016). “*Elaboración Y Caracterización De Películas Comestibles Elaboradas Con Hidroxipropilmetilcelulosa (Hpmc)*”. (p. 81).
- Tester, R., & Morrison, W. (1990). Swelling and gelatinization of cereal starches. II, Waxy rice starches. *Cereal Chemistry*, 67(6), 558–563.
- Tosif, M., Bains, A., Sadh, P., Sarangi, P., Kaushik, R., Burla, S., Chawla, P., & Sridhar, K. (2023). Loquat seed starch — Emerging source of non-conventional starch: Structure, properties, and novel applications. *International Journal of Biological Macromolecules*, 244, 125230. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.125230>

- Turola, R., Teixeira, G., Hornung, P., Ávila, S., & Hoffmann-Ribani, R. (2018). Eriobotrya japonica seed as a new source of starch: Assessment of phenolic compounds, antioxidant activity, thermal, rheological and morphological properties. *Food Hydrocolloids*, 77, 646–658. <https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2017.11.006>
- Urango-Anaya, K., Ortega-Quintana, F., Vélez-Hernández, G., & Pérez-Sierra, Ó.(2018). Extracción Rápida de Pectina a Partir de Cáscara de Maracuyá (Passiflora edulis flavicarpa) empleando Microondas. *Información Tecnológica*, 29(1), 129–136. <https://doi.org/10.4067/s0718-07642018000100129>
- Villalva, C. (2019). *Efecto de extensores amiláceos sobre las características fisicoquímicas, fitoquímicas, funcionales y sensoriales en la extrusión de semilla de granadilla (Passiflora ligularis)*. [Universidad Nacional del Centro del Perú]. http://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/UNCP/5424/T010_45913877_T.pdf?sequence
- Wang, J., Liu, T., Bian, X., Hua, Z., Chen, G. & Wu, X. (2021). Structural characterization and physicochemical properties of starch from four aquatic vegetable varieties in China. *International Journal of Biological Macromolecules*, 172, 542–549. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2021.01.078>
- Wang, L., Dong, Y., Men, H., Tong, J. & Zhou, J. (2013). Preparation and characterization of active films based on chitosan incorporated tea polyphenols. *Food Hydrocolloids*, 32(1), 35–41. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2012.11.034>
- Wani, K., & Uppaluri, R. (2023). Characterization of pectin extracted from pomelo peel using pulsed ultrasound assisted extraction and acidic hot water extraction process. *Applied Food*

Research, 3(2), 100345. <https://doi.org/10.1016/J.AFRES.2023.100345>

Yoplac, I. (2019). “*Desarrollo de biopelículas activas con aceite esencial de citral microencausulado y su efecto en la carga micribiana del queso fresco.*” Universidad Nacional Agraria la Molina.

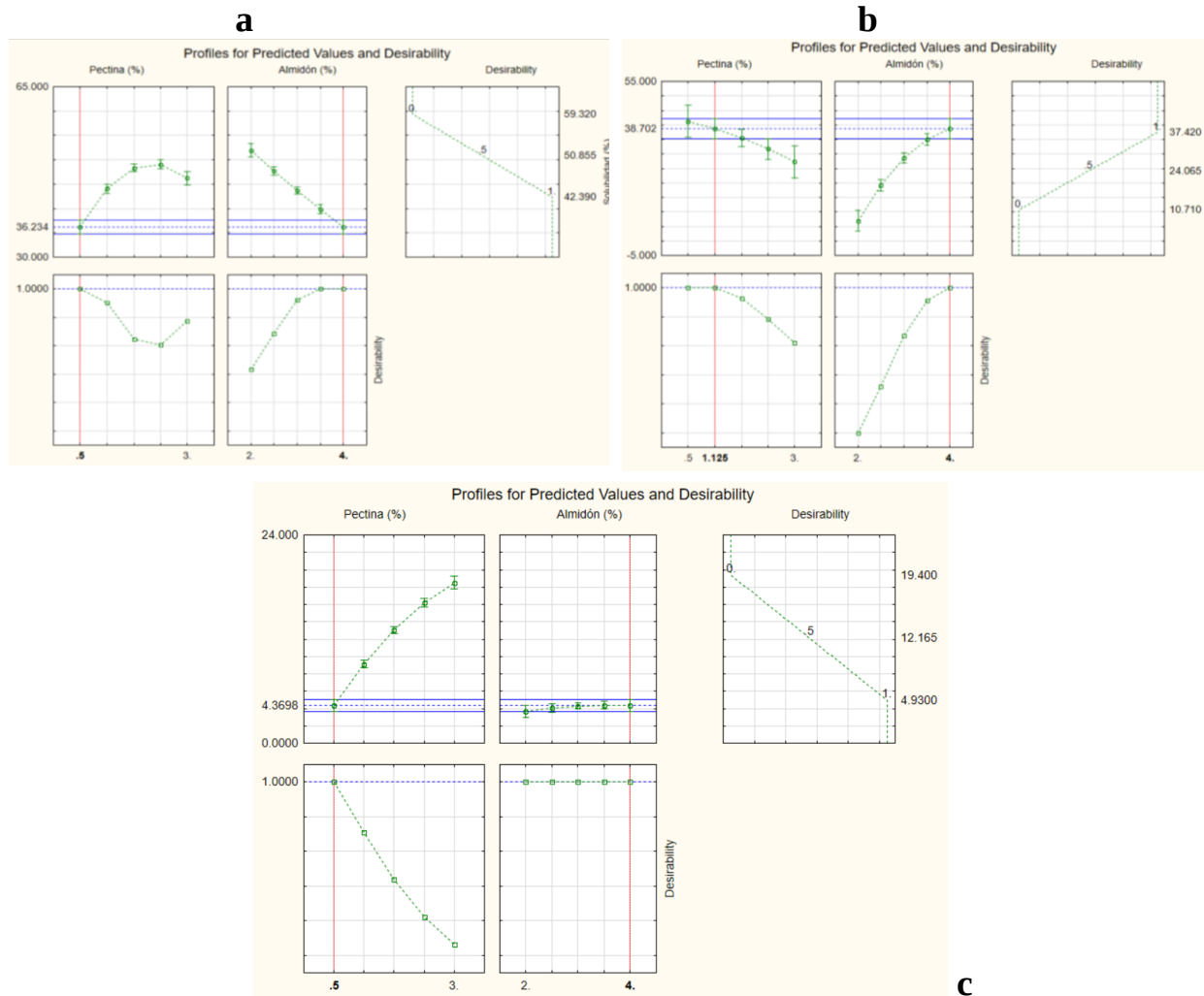
Yuliarti, O., Goh, K., Matia-Merino, L., Mawson, J., & Brennan, C. (2015). Extraction and characterisation of pomace pectin from gold kiwifruit (*Actinidia chinensis*). *Food Chemistry*, 187, 290–296. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2015.03.148>

Zhu, F. & Cui, R. (2020). Comparison of physicochemical properties of oca (*Oxalis tuberosa*), potato, and maize starches. *International Journal of Biological Macromolecules*, 148, 601–607. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2020.01.028>

CAPÍTULO VII

ANEXOS

Anexo 1: Concentraciones óptimas de pectina y almidón determinada utilizando la función deseabilidad para solubilidad (a), módulo de Young (b) y diferencial de color (c).



Anexo 2: Registro fotográfico de la ejecución del Proyecto de investigación.

Figura 13

Pepa de palta, reducción de tamaño de la pepa y secado de almidón



Figura 14

Cáscara de granadilla, precipitación de la pectina y secado de pectina.



Figura 15

Formulación de las biopelículas, secado de las biopelículas y biopelículas según tratamiento.

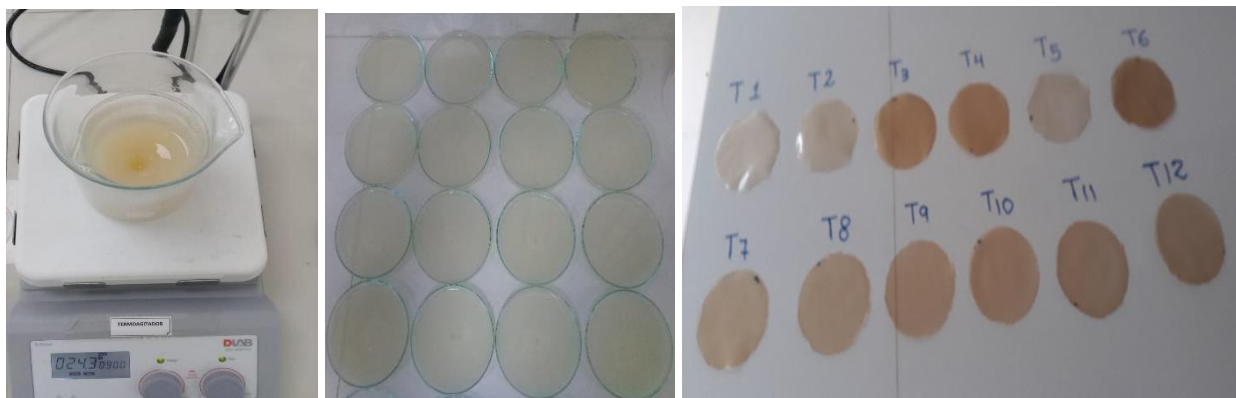


Figura 16

Análisis de módulo de Young, análisis de diferencial de color y determinación de amilosa.



Anexo 3: Certificado de análisis de proteína, grasa y fibra cruda



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE ZOOTECNIA - DEPARTAMENTO ACADEMICO DE NUTRICION
LABORATORIO DE EVALUACION NUTRICIONAL DE ALIMENTOS

“Año del Fortalecimiento de la Soberanía Nacional”

INFORME DE ENSAYO LENA N.º 0524/2022

CLIENTE : MARIA LESCANO
NOMBRE DEL PRODUCTO : Harina (pectina y almidón)
MUESTRA : 02 muestras
FECHA DE RECEPCIÓN : 30-05-22
FECHA DE ANÁLISIS : Del 30/05/22 al 07/06/22
PRESENTACION : Muestra en bolsa plástica.
IDENTIFICACION : AQ22-0524

RESULTADOS DE ANALISIS QUIMICO

CÓDIGO	AQ22-0524/01	AQ22-0524/02
MUESTRA	PECTINA	ALMIDÓN
a.- Proteína	3.54	0.26
b.- Grasa	1.61	0.16
c.- Fibra Cruda	13.41	0.23

Métodos utilizados:

- a.- Proteína total: AOAC (2005), 984.13
- b.- Grasa: AOAC (2005), 2003.05
- c.- Fibra cruda: AOAC (2005), 962.09



Atentamente,

Ing. Mg. Sc. Alejandrina Sotelo Méndez
Jefe del Laboratorio de Evaluación
Nutricional de Alimentos

La Molina, 10 de Junio del 2022