



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS QUÍMICAS

**“EXTRACCIÓN, EVALUACIÓN Y USOS POTENCIALES DE POLÍMEROS
DE ORIGEN NATURAL: *Artocarpus heterophyllus Lam* (Yaca) y *Linum
usitatissimum* (Linaza)”**

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA

I.Q. MIGUEL SALVADOR PÉREZ GARIBAY

TUTOR PRINCIPAL

DR. DAVID QUINTANAR GUERRERO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN, UNAM

CUAUTITLÁN, ESTADO DE MÉXICO, ABRIL 2022



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS QUÍMICAS

**“EXTRACCIÓN, EVALUACIÓN Y USOS POTENCIALES DE POLÍMEROS
DE ORIGEN NATURAL: *Artocarpus heterophyllus* Lam (Yaca) y *Linum
usitatissimum* (Linaza)”**

TESIS

PARA OBTAR POR EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA

I.Q. MIGUEL SALVADOR PÉREZ GARIBAY

TUTOR Dr. DAVID QUINTANAR GUERRERO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN, UNAM



Posgrado
Ciencias
Químicas

CIUDAD DE MÉXICO, ABRIL 2022

JURADO ASIGNADO

PRESIDENTE	Dr. Francisco Hernández Luis Facultad de Química, UNAM
VOCAL	Dr. José Guillermo Penieres Carrillo FES-Cuautitlán, UNAM
VOCAL	Dr. Emilio Bucio Carrillo Instituto de Ciencias Nucleares, UNAM
VOCAL	Dr. Carlos Tomás Quirino Barreda UAM – XOCHIMILCO
SECRETARIO	Dr. Gerardo Leyva Gómez Facultad de Química, UNAM

TUTOR

Dr. David Quintanar Guerrero

Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM

AGRADECIMIENTOS

A la **UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO** por ser mi casa de estudios durante este trayecto y brindarme el orgullo de ser parte de su comunidad.

Al **CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA y TECNOLOGÍA (CONACyT)** por la beca proporcionada No. CVU. 931458.

Al **PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS QUÍMICAS.**

A mi tutor, **Dr. David Quintanar Guerrero**, por asesorarme de manera inmejorable para el desarrollo de este proyecto.

A mi jurado: **Dr. Francisco Hernández Luis, Dr. José Guillermo Penieres Carrillo, Dr. Emilio Bucio Carrillo, Dr. Carlos Tomás Quirino Barreda y Dr. Gerardo Leyva Gómez** por sus valiosas revisiones.

A **Miguel Ángel Arroyo y Francisco Domingo** por seguir siendo pilar en mi vida, gracias, señores.

A mi **madre Ana Leticia** y **hermano Christian Daniel** por su cariño, amor, comprensión y lealtad.

Índice

Índice de Tablas.		14
Índice de figuras.		15
Abreviaturas.		18
Resumen.		19
1	INTRODUCCIÓN.	21
2	MARCO TEÓRICO.	22
2.1.	Polímeros naturales.	22
2.2.	<i>Linum usitatissimum</i> L (Linaza).	24
2.2.1.	Generalidades de la semilla.	25
2.2.2.	Clasificación taxonómica.	25
2.2.3.	Composición de la semilla.	26
2.2.4.	Mucílago de linaza.	27
2.3.	<i>Artocarpus heterophyllus</i> Lam (Yaca).	28
2.3.1.	Generalidades de la fruta.	28
2.3.2.	Clasificación taxonómica.	31
2.3.3.	Almidón de la semilla de yaca.	31
2.3.4.	Mucílago de yaca.	33
2.4.	Emulsiones.	33
2.4.1.	Inestabilidad de emulsiones	34
2.5.	Efecto estérico.	36

2.5.1.	Adsorción.	36
2.5.2.	Estabilizantes estéricos.	36
2.6.	Caracterización fisicoquímica de polímeros.	38
2.6.1.	Viscosidad.	38
2.6.2.	Densidad verdadera, compactada y aparente.	39
2.6.2.1.	Índice de Carr e índice de Hausner.	40
2.6.3.	Peso molecular.	41
2.6.3.1.	Viscosimetría.	41
2.6.4.	Calorimetría diferencial de barrido (DSC).	43
2.7.	Formación de películas poliméricas.	44
2.7.1.	Propiedades mecánicas.	44
3	HIPÓTESIS.	46
4	OBJETIVOS.	47
5	JUSTIFICACIÓN.	49
6	PARTE EXPERIMENTAL.	50
6.1.	Reactivos y equipos.	50
6.2.	Diagramas de proceso del mucílago de linaza.	51
6.2.1.	Descripción de la de obtención del mucílago de linaza.	53
6.3.	Diagramas de proceso del mucílago de yaca.	54
6.3.1.	Descripción de la obtención del mucílago de yaca.	56
6.4.	Diagramas de proceso del almidón.	58
6.4.1.	Descripción de la obtención del almidón de la semilla de	

	yaca.	60
6.5.	Caracterización fisicoquímica de los polímeros.	61
6.5.1.	Densidad verdadera.	61
6.5.2.	Densidad compactada.	61
6.5.3.	Densidad aparente.	62
6.5.4.	Porosidad, índice de Carr e índice de Hausner.	62
6.5.5.	Determinación de humedad.	62
6.5.6.	Calorimetría diferencial de barrido (DSC).	62
6.5.7.	Medición de pH.	63
6.5.8.	Índice de hinchamiento.	63
6.5.9.	Densidad en solución	63
6.5.10.	Viscosidad.	64
6.5.11.	Viscosimetría	64
6.6.	Formación de geles.	64
6.6.1.	Formación de geles de mucílago de linaza y yaca.	64
6.6.2.	Preparación de gel del almidón de la semilla de yaca.	65
6.7.	Formación de emulsiones.	65
6.7.1.	Pruebas de estabilidad.	67
6.7.2.	Diámetro de glóbulo	66
6.8.	Formación de películas.	66
6.8.1.	Películas con mucílago de linaza.	66
6.8.2.	Películas con mucílago de yaca.	67

6.8.3.	Películas con almidón de la semilla de yaca.	67
6.8.4.	Condiciones de humedad y secado.	67
6.8.5.	Pruebas mecánicas.	68
6.9.	Formación de materiales plastificados a partir del almidón.	68
6.9.1.	Caracterización fisicoquímica a los materiales plastificados.	68
6.9.1.1.	Medición de compresión.	68
6.9.1.2.	Degradación por hidrólisis.	68
7	RESULTADOS Y ANÁLISIS.	69
7.1.	Rendimientos de los polímeros obtenidos.	69
7.1.1.	Rendimientos del mucílago de linaza.	69
7.1.2.	Rendimientos del mucílago de yaca.	71
7.1.3.	Rendimientos del almidón obtenido de la semilla de yaca.	73
7.2.	Caracterización fisicoquímica.	73
7.2.1.	Densidad verdadera, compactada y aparente.	73
7.2.2.	Porosidad, índice de Carr e índice de Hausner.	74
7.2.3.	Resultados de determinación de humedad.	74
7.2.4.	Resultados de la calorimetría diferencial de barrido.	74
7.2.4.1.	DSC mucílago de linaza.	74
7.2.4.2.	DSC mucílago de yaca.	76
7.2.4.3.	DSC almidón de la semilla de yaca.	77

7.2.5.	Caracterización fisicoquímica de los polímeros en solución.	78
7.2.5.1.	Resultados de pH, grados de hinchamientos y densidades.	78
7.2.5.2.	Viscosidades.	78
7.2.5.2.1	Viscosidades del mucílago de linaza.	78
7.2.5.2.2	Viscosidades del mucílago de yaca.	80
7.2.5.2.3	Viscosidades del almidón de la semilla de yaca.	83
7.2.6.	Peso molecular por viscosimetría.	86
7.3.	Estabilidad de las emulsiones.	87
7.3.1.	Emulsiones con mucílago de linaza.	89
7.3.2.	Emulsiones con mucílago de yaca (pulpa)	94
7.3.3.	Emulsiones con mucílago de yaca (periantos)	96
7.3.4.	Diámetro de glóbulo de las emulsiones.	96
7.3.4.1.	Emulsiones con mucílago de linaza	96
7.3.4.2.	Emulsiones con mucílago de yaca	98
7.4.	Pruebas mecánicas a las películas poliméricas.	99
7.4.1	Películas con almidón de la semilla de yaca.	99
7.4.2.	Películas con mucílago de linaza.	99
7.4.3.	Películas con mucílago de yaca.	103
7.5.	Resultados de los materiales plastificados a partir del almidón de la semilla de yaca.	104
8	CONCLUSIONES	106

9

PROSPECTIVAS

108

REFERENCIAS

109

Índice de tablas.

Tabla 1.	Polímeros provenientes de diferentes fuentes naturales	23
Tabla 2.	Polímeros naturales. Descripción y usos.	23
Tabla 3.	Clasificación taxonómica de la semilla de linaza.	25
Tabla 4.	Componentes de la semilla de linaza.	26
Tabla 5.	Minerales contenidos en la semilla de linaza.	26
Tabla 6.	Aminoácidos contenidos en la semilla.	27
Tabla 7.	Composición de la yaca (base fresca) respecto a su maduración.	29
Tabla 8.	Variación de concentración de vitaminas en yaca base fresca.	29
Tabla 9.	Variación de concentración de minerales en yaca base fresca.	30
Tabla 10.	Clasificación taxonómica de la yaca.	31
Tabla 11.	Comparación de almidón resistente y contenido de amilosa proveniente de diferentes fuentes naturales.	32
Tabla 12.	Diferentes procesos de inestabilidad en emulsiones.	34
Tabla 13.	Tipos de densidades en polvos.	39
Tabla 14.	Valores para índice de Carr e índice de Hausner.	40
Tabla 15.	Relación de hidratación y rendimientos del mucílago de linaza.	69
Tabla 16.	Relación de hidratación y rendimientos del mucílago de yaca	

obtenido de la pulpa.	71
Tabla 17. Relación de hidratación y rendimientos del mucílago de yaca obtenido de los periantos.	72
Tabla 18. Resultados de densidad real, compactada y aparente.	73
Tabla 19. Resultados de porosidad, índice de Carr y de Hausner.	74
Tabla 20. Comparativa de resultados de DSC reportado por diferentes autores para el mucilago de linaza.	75
Tabla 21. Valores de pH, grado de hinchamiento y densidad de los polímeros.	78
Tabla 22. Viscosidades del mucílago de linaza a diferentes concentraciones.	81
Tabla 23. Viscosidades del mucílago de yaca (pulpa) a diferentes concentraciones	79
Tabla 24. Viscosidades del mucílago de yaca (periantos) al 6 %	80
Tabla 25. Viscosidades del almidón de la semilla de yaca al 5 %.	83
Tabla 26. Viscosidades del mucílago de linaza y yaca (viscosimetría)	84
Tabla 27. Resultados de las emulsiones estabilizadas con mucílago de linaza.	98
Tabla 28. Resultados de las emulsiones estabilizadas con mucílago de linaza a 40 °C.	90
Tabla 29. Resultados de las emulsiones estabilizadas con mucílago de yaca (pulpa).	96
Tabla 30. Resultados de las emulsiones estabilizadas con mucílago de	

	yaca (pulpa) (40 °C).	96
Tabla 31.	Resultados de las emulsiones estabilizadas con mucílago de yaca (periantos).	96
Tabla 32.	Diámetro de glóbulo para emulsiones con mucilago de linaza	97
Tabla 33.	Diámetro de glóbulo para emulsiones con mucilago de yaca (pulpa).	98
Tabla 34.	Diámetro de glóbulo para emulsiones con mucilago de yaca (periantos).	99
Tabla 35.	Resultados de pruebas mecánicas con películas de mucilago de linaza.	102
Tabla 36	Resultados de pruebas mecánicas con películas de mucilago de yaca.	104

Índice de figuras.

Figura 1.	Semilla de linaza.	25
Figura 2.	Cascara de la fruta yaca.	30
Figura 3.	Yaca partida por la mitad.	30
Figura 4.	Semillas de yaca.	32
Figura 5.	Diferentes procesos de inestabilidad en emulsiones.	36
Figura 6.	Dos glóbulos de fase dispersa sin agregarse debido al efecto estérico.	38
Figura 7.	Tipos de fluidos newtonianos y no newtonianos.	39
Figura 8.	Gráfica de $\mu(sp)$ Vs C.	43
Figura 9.	Módulo de Young.	45
Figura 10.	Diagrama de obtención del mucilago	51
Figura 11.	Diagrama del plan experimental para el mucilago de linaza	52
Figura 12.	Diagrama de obtención del mucilago de yaca y linaza	54
Figura 13.	Diagrama del plan experimental para el mucilago de linaza	55
Figura 14.	Diagrama de obtención del almidón de la semilla de yaca.	58
Figura 15.	Plan experimental para el almidón de la semilla de yaca.	59
Figura 16.	Mucilago de linaza húmedo	70
Figura 17.	Mucilago de linaza seco	70
Figura 18.	Mucilago de yaca	72
Figura 19.	Almidón obtenido de la semilla de yaca.	73

Figura 20.	Termograma del mucilago de linaza.	75
Figura 21.	Termograma del mucilago de yaca.	76
Figura 22.	Termograma del almidón de la semilla de yaca.	77
Figura 23.	Reograma del mucílago de linaza al 3 %, y 4 %	79
Figura 24.	Reograma del mucílago de yaca al 6 %, 5 %, y 4 %).	81
Figura 25.	Reograma del mucílago de yaca (periantos) al 6 %	82
Figura 26.	Reograma del almidón al 5 %	83
Figura 27.	Gráfica de concentración vs viscosidad reducida del mucilago de linaza.	85
Figura 28.	Gráfica de concentración vs viscosidad reducida del mucilago de yaca.	86
Figura 29.	Emulsiones con mucilago de linaza.	88
Figura 30.	Emulsiones con mucilago de yaca.	88
Figura 31.	Estructura general de un triacilglicerol formando enlace de hidrógeno con una molécula de agua.	91
Figura 32.	Fuerzas de dipolo – dipolo entre cada molécula de triacilglicerol.	92
Figura 33.	Enlace de hidrógeno entre cada molécula de triacilglicerol.	92
Figura 34.	Fuerzas de London en dos moléculas de naftenos.	93
Figura 35.	Fuerzas de dipolo – dipolo en la silicona.	94
Figura 36.	Películas formadas con almidón de la semilla de yaca.	100
Figura 37.	Películas formadas con mucílago de linaza sin plastificante.	101
Figura 38.	Películas con ML 4%-Glicerina 6%.	101
Figura 39.	Películas realizadas con mucílago de yaca al 5%-Glicerina al 6%.	102

- Figura 40. Materiales plastificados obtenidos a partir del almidón de la semilla de yaca. 105
- Figura 41. Resultados de la degradación de los materiales plastificados a diferentes pH. 105

ABREVIATURAS

AY = Almidón de la semilla de yaca.

cm = centímetros

IC = Índice de Carr.

IH = Índice de Hausner.

h = horas.

HLB = Balance hidrófilo lipófilo.

m = metros

mm = milímetros

mJ = milijoules

ML = Mucílago de linaza.

MY = Mucílago de yaca.

O/W = aceite en agua

%P/P = Peso / peso

%P/V = Peso / volumen.

SI = Grado de hinchamiento.

T₀ = Temperatura inicial.

T_P = Temperatura pico.

T_F = Temperatura Final.

RESUMEN

En el presente proyecto se trabajó con el mucílago de linaza (ML), mucílago de yaca (MY) y el almidón de la semilla de yaca (AY). Esto con la finalidad aprovechar recursos de producción nacional, ampliar la investigación de estos para futuras aplicaciones en industrias como la farmacéutica, cosmética y/o alimenticia aunado a su biodegradabilidad. En primera instancia se buscaron las mejores condiciones de extracción en términos de rendimiento. Una vez obtenidos, se les realizaron diferentes mediciones fisicoquímicas en estado seco, adicionalmente también se determinó el comportamiento reológico de los polímeros a diferentes concentraciones. Esto con la finalidad de caracterizar a los polímeros y subsecuentemente relacionar estos parámetros con los resultados obtenidos.

Respecto a las aplicaciones estudiadas: los mucílagos fueron evaluados como estabilizantes estéricos en emulsiones (O/W), debido a que estos sistemas son de uso común en las industrias mencionadas en una diversidad de productos en forma de cremas, aderezos, sueros para la piel, etc. Para el ML, las concentraciones estudiadas fueron: 0.5, 1, 1.5, 2, 2.5, 3 y 4 % (%P/V), mientras que para el mucílago de yaca fueron: 4, 5 y 6 % (%P/V). En torno a la fase oleosa de las emulsiones, se probaron 4 sustancias lipofílicas de uso farmacéutico, cosmético y/o alimenticio (Aceite mineral, aceite de oliva, ciclopentasiloxano y Dermol M-5) a concentración fija (5 % p/p). A estas emulsiones se les estudiaron los tiempos de estabilidad a condiciones ambientales durante 14 días y a 40 °C por 15 días. Las emulsiones estabilizadas con ML fueron las que presentaron los mejores resultados. A concentración de polímero ≥ 2 % resultaron estables por 14 días a condiciones ambientales, mientras que, a 40 °C, las emulsiones que mostraron una estabilidad mayor fueron las de concentración de polímero de 3 y 4 % teniendo una estabilidad por hasta 7 días. Para las emulsiones estabilizadas con mucílago de yaca, la

combinación que mostró mejor resultado fue la de MY-6 % y aceite de oliva, siendo estable por 24 h a 40 °C. Cabe mencionar que, el estudio de los mucílagos en este aspecto solo se acotó a evaluarlos como estabilizantes en función de la matriz gelatinosa que evita la agregación de los glóbulos. Dejando así de lado aspectos como potencial zeta y/o modificación interfacial uso de emulsificantes por mencionar algunos.

Adicionalmente a los 3 polímeros se les estudió como agentes formadores de película, dada la miscelánea de aplicaciones en las industrias mencionadas como recubrimientos entéricos, mascarillas para la piel, para prevenir pérdida de olor en alimentos, etc. Los parámetros medidos a las películas fueron trabajo requerido para la ruptura, módulo de Young y porcentaje de deformación. Para el ML, se estudiaron dispersiones al 2.5, 3 y 4 %, mientras que, para el MY, se estudiaron al 4, 5 y 6 %. Como agentes plastificantes se utilizó propilenglicol al 2 % y glicerina al 2, 4 y 6 %. La película del ML que mostró mejores resultados fue la dispersión al 4 % con glicerina al 6 %, requiriéndose 204 mJ para la ruptura, un módulo de Young de 8.27 y una deformación de 77.36 %. Respecto al MY, la mejor película fue la dispersión al 5 % con glicerina al 6 % para la cual se requirió un trabajo de ruptura de 52.54 mJ, un módulo de Young de 50.91 y una deformación de 43.21 %.

Finalmente, para las películas con el AY, se realizaron con una dispersión al 5% y como plastificantes se utilizaron propilenglicol a una concentración de 4 % y glicerina al 2 y 4 %, sin embargo, no se obtuvieron películas continuas en ninguno de los casos. No obstante, de forma particular con esta AY, se notó que, con los geles formados se obtienen materiales plastificados. A estos se les realizó pruebas de degradabilidad en medios acuosos (pH 2.0, pH 7.0 y pH 12). Los materiales mostraron desintegrarse en los tres medios, siendo el alcalino en el cual en menos tiempo (321 min) se dio la desintegración.

1. INTRODUCCIÓN

Los polímeros naturales han sido utilizados desde tiempos muy antiguos como, alimentos y materiales funcionales, entre otros [1]. El uso de estos tuvo un punto de inflexión en los años 70s [2]. Recientemente se ha incrementado el uso de los carbohidratos [3] en el área farmacéutica con aplicación como excipientes, aglutinantes, desintegrantes, emulsionantes, agentes gelificantes y como agentes formadores de película para diferentes recubrimientos [4]. Sin embargo, aún queda un largo trecho en términos de investigación para el uso de estos como potenciales reemplazos de los sintéticos. En el presente proyecto se determinó estudiar al mucilago de linaza, mucilago de yaca y el almidón de la semilla de yaca. Esto, debido a la falta de investigación de estos en el país, tanto la semilla como la fruta son de producción nacional y, a propiedades intrínsecas de estos como biocompatibilidad, biodegradabilidad, económicos, de fácil acceso y no tóxicos [5].

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Polímeros

El origen de la ciencia de los polímeros, como parte de la química orgánica, se remonta a la década de 1920, cuando Hermann Staudinger estableció que sustancias como el caucho natural, celulosa y proteínas, eran grandes moléculas unidas por enlaces covalentes por lo que les dio el nombre de “macromoléculas” [6]. Los polímeros son caracterizados por ser macromoléculas que contienen en su estructura unidades repetitivas que se unen mediante enlaces covalentes y a estas unidades se les conoce como monómeros. Si en un determinado polímero todas sus unidades repetitivas (monómeros) son idénticas, se le denomina homopolímero y, si en su estructura contiene dos o más monómeros, se les denomina copolímeros [7].

Los polímeros pueden clasificarse en tres grandes rubros según su origen:

- 1) Naturales: Colágena, galactosa, xilosa, alginatos, celulosa, etc.
- 2) Modificados naturales: Acetato de celulosa, celofán, etc.
- 3) Sintéticos: Estos son los de más abundancia actualmente debido a que provienen en mayor medida del petróleo [2] y se les clasifica en tres grandes rubros: plásticos, elastómeros y fibras [7].

Los polímeros naturales se forman durante ciclos de crecimiento de todos los organismos, por tanto, a este tipo de polímeros también se les denomina biopolímeros [8]. Los polímeros naturales actualmente son de gran interés debido cuatro razones principalmente.

- 1) Variedad de obtención.

Proviene de diferentes fuentes naturales y se clasifican en: polisacáridos, polinucleótidos y proteínas. En la Tabla 1, se citan algunos ejemplos de éstos.

Tabla 1. Polímeros provenientes de diferentes fuentes naturales [9].

Origen vegetal	Origen marino	Origen microbiano
Almidón Pectina Goma guar Celulosa Psyllium	Agar Carragenina Alginatos	Goma Xantana Glucanos Goma gelana Dextrano

2) Biodegradabilidad.

Pueden ser degradados por diferentes organismos biológicos por vía enzimática o hidrolítica, por tanto, también se les conceptualiza como biodegradables [10]. Este término proviene de los polímeros de origen biológico y su degradación finaliza en dióxido de carbono, metano, compuestos inorgánicos o biomasa [11].

3) Aplicaciones.

La importancia de los diferentes usos de estos polímeros recae en la aplicación para diferentes industrias, en particular: la farmacéutica, alimenticia y cosmética, debido a su baja toxicidad, susceptibilidad a modificaciones químicas, son potencialmente biodegradables y biocompatibles. [12]. En la Tabla 2 se resumen algunos polímeros naturales con diferentes aplicaciones.

Tabla 2. Polímeros naturales, descripción y usos [13].

Polímero	Descripción	Aplicaciones
Polisacáridos	Poliacetales y/o policetales de monosacáridos	Alimentos, plásticos, adhesivos, recubrimientos.
Proteínas	Poliámidas de α – aminoácidos.	Alimentos, fibras, agentes farmacéuticos.
Polinucleótidos (ácidos nucleicos)	Poliésteres de ácido fosfórico y nucleósidos (ribosa o 2-desoxirribosa) con bases de aminas heterocíclicas unidas	Ingeniería genética (producción de agentes farmacéuticos, químicos para la agricultura, etc.)

4) Reemplazo de polímeros sintéticos.

Los polímeros sintéticos, en particular los plásticos provenientes del petróleo, son ideales para diferentes aplicaciones tales como embalaje, materiales para artículos de primera necesidad, materiales de construcción, etc. Sin embargo, el uso excesivo de éstos ha desembocado en problemas con la generación de desechos. Esta es una de las principales razones por lo que polímeros naturales, con el paso del tiempo, han entrado en competencia para relevar a algunos polímeros derivados del petróleo. No obstante, aún se encuentra un gran trecho para reemplazarlos en mayor medida.

2.2. *Linum usitatissimum* L (Linaza)

2.2.1. Generalidades de la semilla

La semilla de linaza fue seleccionada debido a que es de producción nacional, el mucílago exudado por estas es biodegradable y no tóxico, aunado a la falta de investigación de este en territorio nacional. Las semillas de linaza son planas, ovaladas y con su punta ligeramente puntiaguda, los diámetros de las semillas oscilan entre 1.5 y 5.5 mm, su superficie es lisa y brillante, mientras que sus colores van de café oscuro a amarillo [14,15]. Están conformadas por la cáscara (40 %), con una capa delgada de endospermo y un eje embrionario que equivalen un 4 %, dos cotiledones con un 55 % y mucílago en la capa externa de la cascara con valores del 3 – 8 % [16, 17]. En la Figura 1, se muestra fotografía de la semilla.



Figura 1. Semilla de linaza.

2.2.2 Clasificación taxonómica

Linum usitatissimum comúnmente conocida como semilla de linaza pertenece a la familia y subfamilia *Linaceae* y *Linoideae* respectivamente [18,19]. Su clasificación científica completa está dada en la Tabla 3.

Tabla 3. Clasificación taxonómica de semilla de linaza [18,19,20].

Reino	Plantae
Subreino	<i>Viridiplantae</i>
División	<i>Magnoliophyta</i>
Superdivisión	<i>Embryophyta</i>
Superorden	<i>Rosanae</i>
Orden	<i>Malpighiales</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Familia	<i>Linaceae</i>
Subfamilia	<i>Linoideae</i>
Género	<i>Linum</i>
Especie	<i>Linum usitatissimum</i> L.
Nombre botánico	<i>Linum usitatissimum</i>

2.2.3 Composición de la semilla

La importancia de la semilla de linaza recae en la abundancia de sus principales componentes activos como polisacáridos, proteínas, lignanos, ácidos polinsaturados (PUFA) y minerales [21,22]. En la Tabla 4 se muestran los componentes y cantidades de la semilla, mientras que en la Tabla 5 se mencionan los minerales con sus respectivas cantidades y finalmente en la Tabla 6 se presentan los aminoácidos contenidos en la semilla. Se tiene que considerar qué, dependiendo el sitio de cultivo, condiciones ambientales, prácticas de siembra, tipo de suelo, cultivo post emergente y fertilizantes, pueden variar la calidad y cantidad de los componentes de la semilla [23].

Tabla 4. Componentes de la semilla de linaza [15,17,21,24].

Componente	%
Grasas	41
Proteína	20
Fibra dietética.	22-28
Humedad	7.6
Cenizas	3.4
Lignanos	0.6-1.3
Ácido gálico	0.32-0.38
Flavonoides	0.25-0.50

Tabla 5. Minerales contenidos en la semilla de linaza [25].

Mineral	ppm
Fe	0.1272
K	1.1884
Mg	1.1532
Na	3.1848
Mn	0.0060
Zn	0.1055
Ca	0.0597
Cu	0.0059

Tabla 6. Aminoácidos contenidos en la semilla de linaza [26].

Aminoácido	g/100g de proteína de semilla de linaza café (NorLin ¹)
Alanina	4.4
Arginina	9.2
Acido aspártico	9.3
Cisteína	1.1
Ácido glutámico	19.6
Glicina	5.8
Histidina	2.2
Isoleucina	4.0
Leucina	5.8
Lisina	4.0
Metionina	1.5
Fenilalanina	4.6
Prolina	3.5
Serina	4.5
Treonina	3.6
Triptófano	1.8
Tirosina	2.3
Valina	4.6

¹Norlin es un medio de cultivo de aceite de linaza de rendimiento bajo, medio y alto desarrollado por la Estación de Investigación de Agricultura de Canadá.

2.2.4 Mucílago de linaza (ML)

Mixospermia es el proceso en el cual semillas y frutas exudan mucílago [27]. Al ML se le considera como goma o hidrocoloide por su solubilidad en agua y su capacidad de aumentar la viscosidad en solución acuosa [28]. Este mucílago se encuentra compuesto por un 80 % de carbohidratos, un contenido de proteína entre un 4 – 20 % y cenizas (3 – 9 %) [29]. Es un polisacárido heterogéneo compuesto por dos fracciones principales: arabinoxilano neutro (AX) (75 %) y ramnogalacturonano I (RGI) (25 %) [30, 31]. El AX contiene los monómeros neutros: xilosa con un 30.20%, arabinosa con 9.20 % y galactosa con 19.40 %, mientras que el (RGI) contiene los monómeros ácidos: rhamnosa con un 15.40 %, ácido urónico (ácido D-galacturónico) 23.40 %, fructosa un 10 % y finalmente

glucosa con 2.60 % [16,22,30], y los porcentajes varían acorde al sitio de cultivo [29].

Elboutachfaiti *et al.* (2017) reportaron que este mucílago posee un peso molecular promedio en peso de \overline{MW} de 1230 KDa y un peso molecular promedio en número \overline{MN} de 821 KDa [31], los cuales se comprenden del AX que contiene un peso molecular alto oscilando en valores de 1470 KDa [32], 1.300 KDa [31] y 1200 KDa [33], a elevadas concentraciones sus viscosidades son muy altas con un comportamiento pseudoplástico [34, 35]. Por su parte el RGI, contiene dos fracciones, una de 650 KDa y 17 KDa [33], las cuales exhiben comportamientos de tipo newtoniano [35].

2.3. *Artocarpus heterophyllus* Lam (Yaca)

2.3.1 Generalidades

La yaca fue seleccionada debido a que es una fruta de producción nacional y carece de investigación en México, por tanto, se buscó encontrarle potenciales usos con su mucílago y el almidón contenido en sus semillas. Esta es una fruta producida por árboles lactíferos pertenecientes a la familia *moracea* y especie de *Artocarpus* [36]. Este tipo de árboles tiene valores entre 8 - 25 m de altura donde los primeros años crece rápidamente alrededor de 1.5 m/año, disminuyendo esta tasa hasta 0.5 m/año y es cuando este árbol alcanza la madurez [37]. El fruto es recolectado de los tallos, los cuales son capaces de producir un lechoso de savia [38]. Yaca, también conocida como *jack*, *jaca* o *jackfruit* es una fruta que crece en climas cálidos y húmedos [37], el peso de cada fruta oscila entre los 5 y 50 kg [39] es por esto, por lo que se le puede considerar como la fruta más grande entre las frutas, teniendo una forma cónica hexagonal y posee una corteza verde a marrón amarillenta (Figura 2) [36], con valores de 22 a 90 cm de largo, 13 a 50 cm de diámetro y un tamaño de tallo de 5 a 10 cm [40]. La parte interna de la fruta se encuentra compuesta por el perianto, pericarpio (parte comestible), semilla y por un eje o centro

(Figura 3) [41]. Esta fruta contiene nutrientes esenciales como carbohidratos, fibra, proteínas, grasas, vitaminas, minerales, carotenoides, flavonoides y almidón [42,43]. Las cantidades de los diferentes componentes de la yaca varían en términos de la maduración de la fruta. En las Tablas 7, 8 y 9, se expone esto último.

Tabla 7. Composición de yaca (base fresca) y su comparación de concentración respecto a la maduración [20].

Componente	Fruta sin madurar (días)	Fruta madura (días)
Agua (g)	76.2 – 85.2	72 – 94
Proteína (g)	2.0 – 2.6	1.2 – 1.9
Grasas (g)	0.1 – 0.6	0.1 – 0.4
Carbohidratos (g)	9.4 – 11.5	16 – 25.4
Fibra (g)	2.6 – 3.6	1 – 1.5
Azúcares totales (g)	-	20.6 – 21.2
Minerales totales (g)	0.9	0.8 – 0.9
Calcio (mg)	30.0 – 73.2	20 – 37
Magnesio (mg)	-	27 – 30
Fosforo (mg)	20 – 57.2	38 – 41
Potasio (mg)	287 – 323	191 – 407
Sodio (mg)	3.0 – 35	2.0 – 41
Hierro (mg)	0.4 – 1.9	0.5 – 1.1
Vitamina A (IU)	30	175 – 540
Tiamina (mg)	0.05 – 15	0.03 – 0.09
Riboflavina (mg)	0.05 – 0.20	0.05 – 0.4
Vitamina C (mg)	12.0 – 14.0	7 – 10
Energía (KJ)	50 – 210	88 – 410

Tabla 8. Diferencia de concentración de vitaminas en yaca fresca respecto a su maduración [37].

Contenido de vitaminas en yaca fresca (mg/100g)			
Edad de la fruta (días)	B1	B2	C
45	3.9	35.7	18.5
55	14.2	124.2	19.67
65	12.6	122.7	23.1
75	-	133	24.03
85	-	48.2	22.5

Tabla 9. Variación de concentración de minerales en yaca fresca [37].

Edad de la fruta (días)	Elemento (mg/100g)					
	Ca	Mg	Cu	Fe	Mn	Pb
45	28.4	37.8	0.28	4.24	0.56	0.08
55	29.86	37.38	0.26	2.64	0.56	0.32
65	26.9	36.92	0.36	1.20	0.54	0.28
75	33.8	36.52	0.30	1.84	0.56	0.28
85	31.28	36.96	0.38	3.26	0.56	0.20



Figura 2. Cáscara de la fruta yaca.

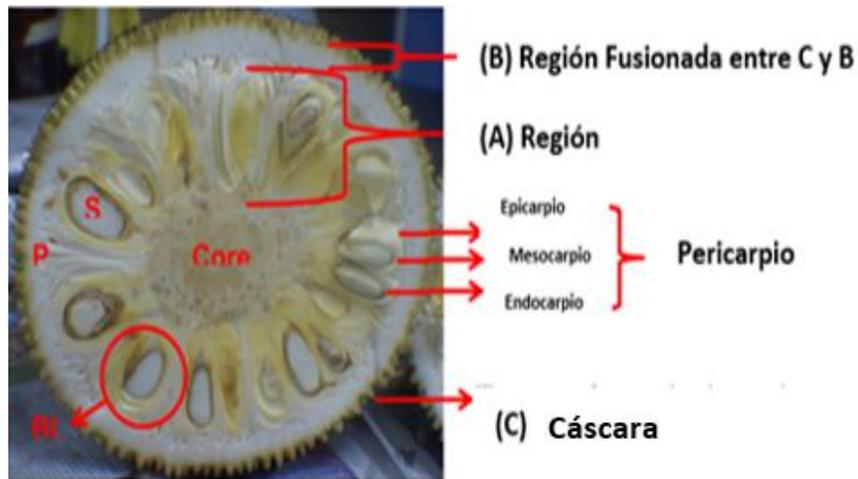


Figura 3. Yaca partida por la mitad. El perianto de la yaca se divide en 3 regiones **(A)** Parte “carnosa” que rodea la parte externa del pericarpio. **(B)** Región fusionada entre la cáscara y la región A. **(C)** Cáscara. Imagen modificada de (Mijin & Ding, 2020) [41].

2.3.2 Clasificación taxonómica

El nombre *Artocarpus*, proviene de dos palabras griegas, “artos” (pan) y “karpos” (fruta) [38]. En la Tabla 10, se enuncia la clasificación científica completa de la fruta.

Tabla 10, clasificación taxonómica de la yaca [44].

Reino	Plantae
Subreino	<i>Viridiplantae</i>
Superdivisión	<i>Embryophyta</i>
División	<i>Traqueofita</i>
Subdivisión	<i>Espermatofitas</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Superorden	<i>Rosanae</i>
Orden	<i>Rosales</i>
Familia	<i>Moraceae</i>
Género	<i>Artocarpus</i>
Especie	<i>Artocarpus heterophyllus Lam.</i>

2.3.3 Almidón de la semilla de yaca

La semilla de yaca es firme, cerosa, de forma ovalada y oblonga, mide de 2 a 4 cm de largo, de 1 a 2 cm de ancho y tienen una masa de 2.5 g a 14 g de masa (Figura 4) [43]. Esta semilla se encuentra formada por un arilo transparente en la capa superior y por una subcapa llamada espermodermo de color café, la cual cubre al cotiledón [45,46]. La yaca en el estado de maduración contiene aproximadamente de 100 a 500 semillas cubiertas por los bulbos, lo cual representa un 18 – 25 % de la masa total de la fruta [40]. Estas semillas son ricas en carbohidratos y proteínas, contienen un 67 y 20 %, respectivamente, además, contienen dos lectinas: jacalina y artocarpina, las cuales tienen propiedades antifúngicas, antibacterianas y anticancerígenas [47]. Respecto a los carbohidratos, se ha documentado que estas semillas contienen en promedio un 60 % de almidón en base seca [48]. Debido a su contenido relativamente alto de almidón resistente y amilopectina, comparado con otros productos naturales (Tabla 11), diversos estudios de la semilla de

yaca la ubican como un buen candidato para la obtención futura de almidón, además, estudios sugieren el uso potencial de éste en productos alimenticios y farmacéuticos [49,50]

Tabla 11 Comparación de almidón resistente y contenido de amilosa proveniente de diferentes fuentes naturales [49].

Almidón	Almidón resistente (%)	Contenido amilosa (%)
Semilla yaca	29.7 ± 2.4	26.4 ± 0.7
Almidón de plátano	58.7 ± 2.1	27.9 ± 0.4
Almidón de yuca	7.3 ± 1.1	23.3 ± 0.6
Almidón de frijol mungo	14.5 ± 0.9	35.1 ± 0.6
Almidón de arroz	1.1 ± 0.3	21.2 ± 0.8



Figura 4. Semillas de yaca.

2.3.4. Mucílago de la yaca

El mucílago se extrae del perianto (región A) (Figura 3) y mayoritariamente de los pericarpios (pulpa o bulbo). Estos últimos son conocidos como “carne de yaca” y es consumida fresca o procesada, equivale del 10 al 15 % de peso total de la fruta y contiene un alto contenido de carbohidratos y proteínas [51]. A diferencia de la semilla de linaza, en la yaca tanto la parte de la pulpa como los periantos ya contienen el mucílago en sus partes externas e internas, no es requerido de manera forzosa tenerlas en solución acuosa para que éstas exuden el mucílago, sin embargo, es necesaria para facilitar la extracción de éste. El contenido de carbohidratos en el mucílago es de alrededor del 80 % [52]. Este mucílago en solución acuosa se dispersa e hincha produciendo soluciones viscosas [52,53].

2.4. Emulsiones

Una emulsión es un sistema coloidal, en el cual se mezclan dos líquidos no miscibles entre sí, debido a que hay una región tridimensional de contacto entre las fases que interaccionan a la cual se le denomina, capa interfacial, capa superficial o interfase [64]. Las emulsiones pueden ser clasificadas según el tamaño de los glóbulos: macroemulsión (1-100µm) [55] y microemulsión (<100nm) [56]. Estos sistemas se clasifican de dos maneras 1) afinidad entre las partículas que integran al coloide y 2) estado físico de los componentes que integran al coloide. Éstas a su vez, se clasifican en dos tipos: 1) las de aceite en agua (O/W): consisten en glóbulos de aceite dispersas en agua y 2) agua en aceite (W/O): en este caso el agua se dispersa en glóbulos sobre el aceite [57]. Estos sistemas coloidales son de uso común en diferentes áreas como la cosmética, farmacéutica y alimenticia [55]. En términos generales, para realizar una emulsión estable, se requieren tres componentes: agua, aceite, y un emulsionante. El tipo de emulsión

(O/W) o (W/O) requerida, determinará el tipo de emulsionante necesario para el sistema [58]. La elección de un emulsionante se basa en las características químicas de éste, es decir, éstos contienen una parte polar (hidrofílica) en su cadena y una parte no polar (hidrófoba), por tanto, estos rompen la tensión superficial y facilitan la formación de la mezcla proporcionando una estabilidad a la misma [59]. La estabilidad de un sistema, cualquiera que este fuera, se define en términos termodinámicos [57]. Las emulsiones son termodinámicamente inestables, y cinéticamente estables durante un periodo prolongado, llegando ser hasta décadas [60]. Los sistemas coloidales presentan un estado de mayor energía libre, comparado con sus fases integrantes por separado, por tanto, tienen una tendencia termodinámica a desplazarse de forma espontánea a un estado de mínima energía, lo cual se deriva en la en la ruptura del estado coloidal [57].

2.4.1. Inestabilidad de emulsiones

Factores como la distribución del tamaño de glóbulo, diferencia de densidades entre ambas fases (dispersa y dispersante), HLB, viscosidad y temperatura, influyen en la estabilidad de una emulsión. Los diferentes procesos físicos que conducen a la inestabilidad de una emulsión (Figura 5), están citados en la Tabla 12.

Tabla 12. Diferentes procesos de inestabilidad en emulsiones [61]

Proceso	Descripción
Cremado y sedimentación	Este proceso es el resultado de fuerzas externas generalmente gravitacionales o centrífugas. Cuando tales fuerzas exceden el movimiento térmico de los glóbulos (movimiento Browniano), un gradiente de concentración se acumula en el sistema con los glóbulos más grandes en

	movimiento, éstas tenderán ir hacia la superficie (si su densidad es menor que la del medio) o hacia abajo (si su densidad es mayor que la del medio).
Coalescencia	Proceso de adelgazamiento y rotura de la película líquida (interfase) entre glóbulos dando como resultado que se produce la unión de dos o más glóbulos para formar glóbulos más grandes. El caso límite para la coalescencia es la separación completa de la emulsión en dos fases líquidas distintas.
Maduración de Ostwald	Este efecto resulta de la solubilidad finita de las fases líquidas. Líquidos a los que se hace referencia como "inmiscibles" a menudo tienen solubilidades mutuas que no son despreciables. Las emulsiones son generalmente polidispersas, los glóbulos de menor tamaño se difunden dentro de los glóbulos de mayor tamaño.
Floculación	Este proceso se refiere a la agregación de los glóbulos (sin ningún cambio en el tamaño del glóbulo) generando un aglomerado de éstas en alguna parte del sistema. Es el resultado de las atracciones de Van der Waals. La floculación ocurre cuando no hay suficiente repulsión para mantener los glóbulos separados a distancias donde la atracción de Van der Waals es débil. La floculación puede ser "fuerte" o "débil", dependiendo de la magnitud de la energía atractiva involucrada.
Inversión de fases	Proceso mediante el cual habrá un intercambio entre la

	<p>fase dispersa y el medio. Por ejemplo, una emulsión O / W puede con el tiempo o ciertas condiciones, convertirse a una emulsión W / O. En muchos casos, la inversión de fases pasa por un estado de transición en el que se producen emulsiones múltiples.</p>
<p>Separación de fases</p>	<p>Glóbulos de la fase dispersa tienden a ir hacia la superficie debido a una diferencia de densidades.</p>

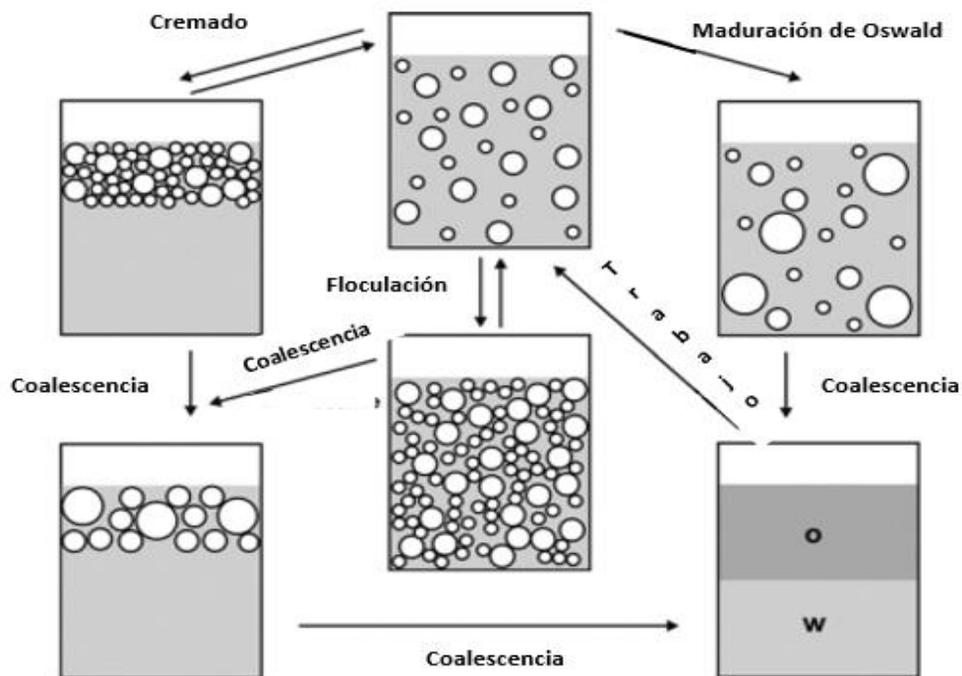


Figura 5. Diferentes procesos de inestabilidad en emulsiones [61].

2.5 Efecto estérico

2.5.1. Adsorción

La adsorción es un proceso superficial y reversible donde una molécula llamada adsorbato se adhiere sobre la superficie de un sólido o en la interfase de un líquido / líquido, llamado adsorbente [62, 63]. La adsorción de polímeros sobre la interfase de un líquido / líquido es utilizada para estabilizar emulsiones, debido a que en este proceso se reduce la tensión interfacial [63, 64]. Hay dos procesos de adsorción: físico y químico; el primero es un proceso endotérmico y ocurre gracias a interacciones de Van der Waals, mientras que el segundo, por el contrario, es un proceso exotérmico e involucra la formación de nuevos enlaces en la superficie (usualmente de tipo covalente) entre el adsorbato y adsorbente [65].

2.5.2. Estabilizantes estéricos

Una manera de estabilizar una emulsión es mediante el uso de polímeros estabilizando al sistema mediante efecto estérico. Este término es utilizado en la estabilización de partículas coloidales por macromoléculas no iónicas adsorbidas y con efectividades iguales en medios acuosos y no acuosos [66]. El polímero se enlaza a la superficie de las partículas dispersas, estos enlaces se llevan a cabo mediante adsorción, dando como resultado una capa protectora de polímero evitando la agregación de partículas debido a las atracciones de Van der Waals (Figura 6) [67, 68]. Esta estabilización estérica es sensible a cambios de disolventancia y cambios en la masa molecular de los polímeros [69].

Los polímeros que muestran una mejor estabilización estérica son aquellos polímeros anfifílicos de bloque o injertados, donde una parte del polímero es soluble en el medio dispersante mientras que la otra parte es insoluble en el medio dispersante [70]. Así mismo, estos polímeros contribuyen a la estabilidad de sistema por cargas, es decir, un

sistema será más estable en medida que el potencial zeta sea mayor (valor absoluto) [71]. A temperatura constante el proceso de interpenetración del polímero es endotérmico, en el cual la adecuada energía libre de Gibbs (ΔG) suministrada al sistema supera las fuerzas de dispersión de London y la estabilización estérica se da con una contribución positiva de la entalpia ΔH y una contribución negativa de la entropía ΔS ecuación 1 [72].

$$\Delta G = \Delta H - T\Delta S \quad \text{Ecuación 1)}$$

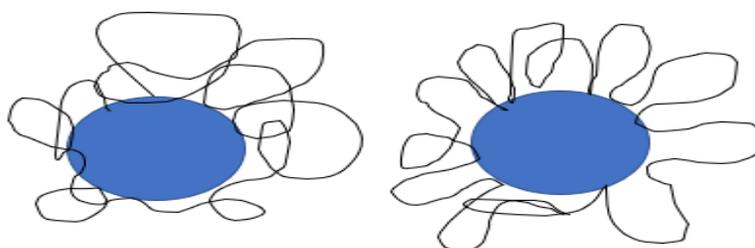


Figura 6. Representación de dos glóbulos sin agregarse debido al efecto estérico.

2.6 Caracterización fisicoquímica de los polímeros

2.6.1 Viscosidad

La propiedad que caracteriza la resistencia de un fluido a fluir se le denomina viscosidad (μ) [54]. Para líquidos de bajo peso molecular tienden a tener un comportamiento newtoniano, es decir que la viscosidad se mantiene constante a cualquier velocidad de cizalla ($\dot{\gamma}$) mientras que para los polímeros en solución su viscosidad depende de la velocidad de corte aplicada, es decir, la viscosidad disminuye conforme se aumenta la velocidad de corte, por lo que se denomina viscosidad aparente [73] y al fluido se le conceptualiza como pseudoplástico (Figura 7). Los polisacáridos tienen este último comportamiento el cual tiene que ver con sus propiedades funcionales como agente espesante o gelificante, las cuales se relacionan con aplicaciones entre otras en emulsiones como estabilizantes [74].

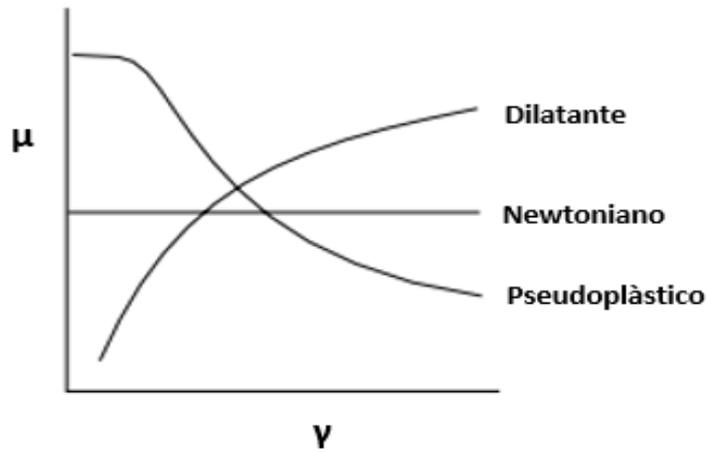


Figura 7. Tipos de fluidos newtonianos y no newtonianos. Viscosidad (μ) vs velocidad de corte (γ).

2.6.2 Densidad verdadera, compactada y aparente

La densidad es un parámetro físico de suma importancia. En los polvos hay tres tipos de densidades, las cuales se especifican en la Tabla 13.

Tabla 13. Tipos de densidades en polvos [75, 76].

Tipo de densidad	Definición
Densidad verdadera (ρ_v)	Cociente de la masa de una muestra en un determinado volumen sin considerar poros.
Densidad compactada (ρ_c)	La densidad compactada es un aumento de la viscosidad aparente y se obtiene después de golpear mecánicamente el recipiente que contiene la muestra.
Densidad aparente (ρ_a)	Relación entre la masa y el volumen considerando poros y agua.

2.6.2.1 índice de Carr e índice de Hausner

La fluidez de los polvos granulares es importante en los procesos de manipulación de diferentes industrias como la alimenticia, farmacéutica, mineral, etc. El índice de Hausner y Carr son dos maneras empíricas de expresar la fluidez de un polvo sin embargo se debe tener en consideración que estos índices no funcionan en todos los casos y no actúan como herramientas predictivas [77]. El índice de Hausner se basa en las densidades aparentes y compactadas para determinar una relación con la fluidez del polvo, mientras que el índice de Carr es un índice de compresibilidad de un polvo [77, 78]. En la Tabla 14 se mencionan los valores de estos parámetros y la relación con la fluidez del polvo.

Tabla 14. Valores para índice de Carr e índice de Hausner [78]

Propiedad del fluido	Índice de Carr	Índice de Hausner
Excelente	1-10	1.0-1.11
Muy buena	11-15	1.12-1.18
Buena	16-20	1.19-1.25
Regular	21-25	1.26-1.34
Mala	26-31	1.35-1.45
Muy pobre	32-37	1.46-1.59
Extremadamente pobre	>37	>1.6

2.6.3 Peso molecular

El peso molecular de un polímero es una propiedad fisicoquímica la cual se encuentra relacionada de manera intrínseca con otras propiedades como punto de fusión, resistencia al calor, resistencia a los disolventes y viscosidad [79,80]. Hay una variedad de métodos para la determinación de pesos moleculares en los polímeros, que, a su vez, éstos se clasifican en dos ramas: absolutos y relativos [6]. En el presente proyecto se trabajó con el siguiente método para tener una aproximación.

2.6.3.1 Viscosimetría

En comparación con los disolventes puros, las soluciones de polímeros tienen viscosidades más altas. Este efecto depende tanto de la concentración del polímero como de su masa molar y permanece medible incluso para soluciones muy diluidas ($\times 10^{-1}$, $\times 10^{-2}$ g/dl), en las que las cadenas de polímero ya no están enredadas [81, 82]. La viscosidad relativa (μ_{rel}) se define como el cociente de la viscosidad de la solución de polímero (μ) sobre la viscosidad del solvente puro (μ_0) (ecuación 2) [6]. Este cociente es idéntico a una medida experimental la cual mide el tiempo de elución en un tubo capilar de una solución de polímero (t) y el tiempo del solvente puro (t_0) [82].

$$\mu(rel) = \frac{\mu}{\mu_0} = \frac{t}{t_0} \quad \text{Ecuación 2)}$$

La operación de la resta de μ menos μ_0 dividido entre μ_0 (ecuación 3) se obtiene la viscosidad específica (μ_{sp}). Si la medición se realiza en un viscosímetro capilar de dimensiones especificadas y a baja concentración de polímero (de modo que la densidad de la solución sea aproximadamente la misma que la del disolvente), las viscosidades μ_0 y μ se representan en una buena aproximación por los tiempos de elución t y t_0 [6].

$$\mu(sp) = \frac{\mu - \mu_0}{\mu_0} = \frac{t - t_0}{t_0} \quad \text{Ecuación 3)}$$

Si la viscosidad específica es dividida entre la concentración se puede obtener la viscosidad reducida (μ_{red}). (Ecuación 4).

$$\mu(red) = \frac{\mu(sp)}{C} \quad \text{Ecuación 4)}$$

Debido, a que la viscosidad reducida depende de la concentración del polímero en solución y está influenciada por la desviación del comportamiento ideal de la solución, es una práctica común extrapolar los valores medidos a una concentración cero. El número así obtenido se llama el índice de Staudinger $[\eta]$ o también referenciado como viscosidad intrínseca (ecuación 5) [81].

$$[\eta] = \lim_{C \rightarrow 0} \frac{\eta(sp)}{C} \quad \text{Ecuación 5)}$$

Si se grafica μ_{sp}/C vs la concentración (figura 9) generalmente da un comportamiento lineal, extrapolando a cero e interceptando en el eje-Y se puede obtener la viscosidad intrínseca la cual depende del tamaño de la macromolécula, geometría de la molécula y temperatura [79]. La ecuación de Mark-Houwink-Kuhn (ecuación 6) proporciona una manera de obtener el peso molecular si se tiene la viscosidad intrínseca [6].

$$[\eta] = K * M^{\alpha} \quad \text{Ecuación 6)}$$

Donde M es el peso molecular, K y α son constantes de Mark-Houwink, K es específica para cada polímero en determinado solvente y valores de α se encuentran entre valores de 0.5 y 2.0, cercanos a 0.5 suponen una esfera ideal mientras que a 2.0 suponen moléculas en forma de barra [81].

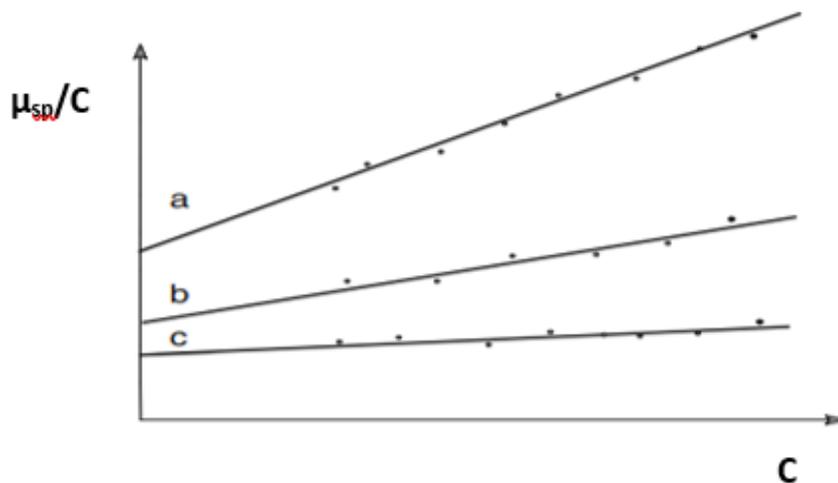


Figura 8. Gráfica μ_{sp} vs C. **a**: polímero con alto peso molecular; **b**: polímero con mediano peso molecular y **c**: polímero con bajo peso molecular [6].

2.6.4 Calorimetría diferencial de barrido (DSC)

Calorimetría diferencial de barrido es un método que analiza las transiciones térmicas que ocurren en un polímero cuando éste es enfriado y calentado en una atmósfera inerte. En polímeros amorfos y semicristalinos se puede determinar la temperatura de transición vítrea (T_g) y temperatura de fusión (T_m) [6]. Para determinar ambas temperaturas, se requiere suministrar energía a la muestra de polímero, por tanto, ambas temperaturas son procesos endotérmicos, siendo T_g menor que T_m [81]. La transición de T_g se da con movimientos de segmentos de cadenas en un cierto volumen disponible (volumen libre), mientras que las cadenas de un polímero 100 % cristalino no pueden ejecutar estos movimientos debido a las interacciones que hay entre ellas y a la falta de un volumen libre [82].

2.7 Formación de películas

Películas comestibles y biodegradables pueden ser una alternativa a los materiales de empaques sintéticos debido a su capacidad de prevenir pérdida de humedad y olor, transporte de solutos o absorción de agua en la matriz de los alimentos [83]. La formación de películas en biopolímeros se da por diferentes mecanismos, incluyendo: fuerzas intermoleculares, fuerzas electrostáticas e interacciones iónicas [84]. En la mayoría de los casos es necesario agregar plastificantes al polímero formador de película para mejorar las propiedades físicas u otras funcionalidades de la película [84, 85]. El plastificante se añade al material polimérico para modificar la organización tridimensional, provocando que decrezcan las fuerzas intermoleculares e incrementando el volumen libre y movilidad de las cadenas de tal forma que se incrementa la extensibilidad y flexibilidad, mientras que al mismo tiempo decrece la cohesión y rigidez [86].

2.7.1 Propiedades mecánicas

Dentro de las propiedades mecánicas se encuentran la deformación, trabajo de ruptura y módulo de Young (Y), este último describe la rigidez relativa de un material que se mide por una pendiente de la elasticidad [87]. Se calcula por la relación entre el valor del esfuerzo (σ) y su valor de deformación (E) correspondiente (Figura 9). Este módulo de describe la rigidez relativa o rigidez de un material, es decir, un material rígido tendrá un módulo de elasticidad alto, mientras que un material flexible tendrá un módulo de elasticidad bajo [88].

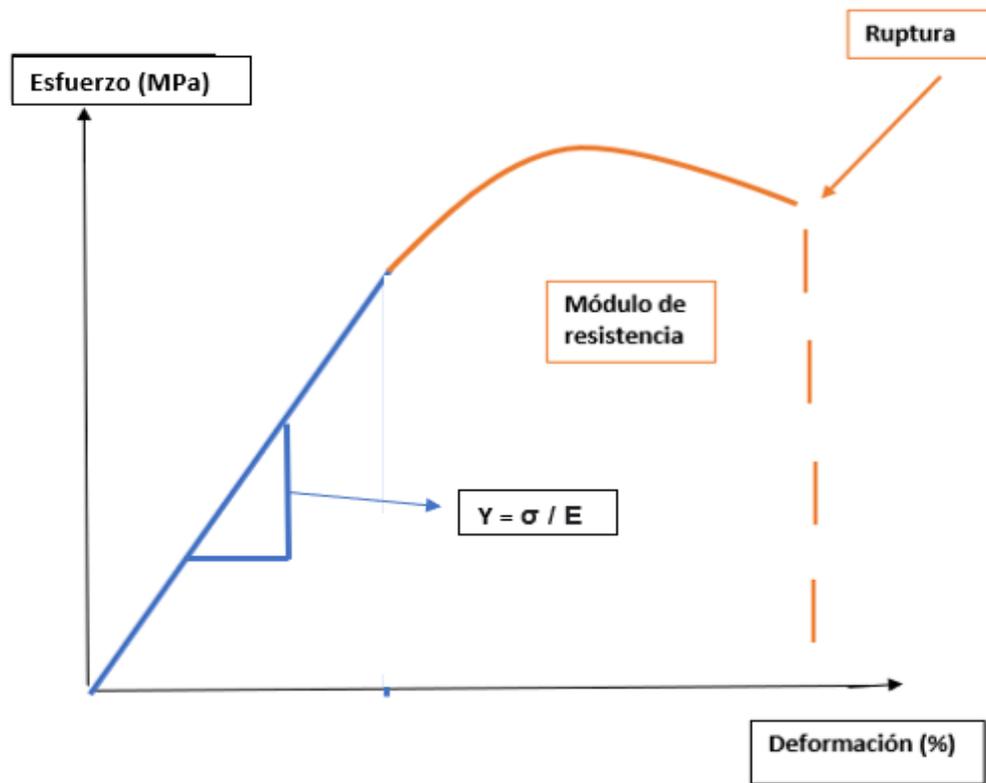


Figura 9. Módulo de Young.

3. HIPÓTESIS

- a) Si los mucílagos de yaca y linaza funcionan como agentes gelificantes en medios acuosos, entonces éstos pueden tener la capacidad de estabilizar emulsiones (O/W) y/o fungir como agentes formadores de película.

- b) Si el almidón extraído de la semilla de yaca se dispersa en medios acuosos formando geles, entonces éste posee la propiedad de formar películas poliméricas y, debido a la retrogradación de éste, tiene la capacidad de formar materiales plastificados.

4. OBJETIVOS

Objetivos generales

- 1) Extraer los mucilagos de yaca y linaza mediante precipitación utilizando etanol como disolvente orgánico para su evaluación como estabilizantes estéricos en emulsiones (O/W) y como agentes formadores de película, ofreciendo así, potenciales aplicaciones en industrias como la farmacéutica, alimenticia y/o cosmética.

- 2) Efectuar la extracción del almidón de la semilla de yaca por medio del método alcalino para su evaluación como agente formador de películas y de materiales plastificados, con la finalidad de ofrecer futuras alternativas en la industria farmacéutica, alimenticias y/o cosmética

Objetivos particulares

- a) Caracterizar las propiedades reológicas y térmica de los mucilagos de yaca y linaza en base seca como potenciales estabilizantes estéricos y agentes formadores de película.

- b) Determinar los parámetros reológicos y térmico del almidón de la semilla de yaca en base seca como agente formador de película.

- c) Realizar reogramas de los 3 polímeros a distintas concentraciones mediante la medición de la velocidad de corte vs viscosidad para determinar su comportamiento reológico.

- d) Preparar emulsiones (O/W) estabilizadas a partir del mucilago de yaca y/o linaza para evaluar la estabilidad de dichos sistemas.

- e) Medir el diámetro de glóbulo y estabilidad a las emulsiones formadas en función del tiempo, almacenadas a temperatura ambiente y 40°C para analizar con que mucílago y concentración de este se obtienen mejores resultados.

- f) Formar películas a partir de los 3 polímeros obtenidos a través del uso de dos plastificantes: propilenglicol y glicerina para conferir sus propiedades mecánicas.

- g) Caracterizar las películas formadas mediante los siguientes parámetros: trabajo de ruptura por elongación, módulo de Young y % de elasticidad, para obtener la mejor combinación de mucílago y plastificante.

- h) Preparar materiales plastificados a partir de los geles del almidón de la semilla mediante la técnica de secado en frío, como una nueva alternativa de plásticos de origen natural.

- i) Obtener la capacidad de carga máxima y degradabilidad de los materiales plastificados a partir del empleo de un Texturometro e hidrólisis ácida y básica para conferir su resistencia y biodegradabilidad.

5. JUSTIFICACIÓN

La investigación de la semilla de linaza y la yaca se determinó debido a que ambas son de producción nacional y la falta investigación de sus componentes en el país. Por tanto, en el caso de la yaca se decidió estudiar al mucílago exudado por la pulpa y al almidón contenido en sus semillas. Mientras que, para la semilla de linaza se investigó el mucílago exudado. Aunado a lo anterior, los 3 polímeros trabajados tienen los beneficios de que son de fuentes renovables, biodegradables, no tóxicos, de fácil acceso y “económicos”. El resultado de trabajar con estos polímeros conlleva una contribución a la investigación del uso de polisacáridos aplicados como estabilizantes estéricos y agentes formadores de película. De forma adicional, ofrece opciones para la creación de nuevos proyectos que implican el aprovechamiento de recursos de naturales y nacionales.

Respecto a los usos, éstos se decidieron con el objetivo de ofrecer mayores opciones a industrias como la farmacéutica, cosmética y/o alimenticia debido a sus propiedades biodegradables y de no toxicidad, aunado a la miscelánea de aplicaciones en estas industrias como recubrimientos entéricos, mascarillas para la piel, para prevenir pérdida de olor o humedad en alimentos, cremas, aderezos, sueros para la piel, etc.

En este punto, cabe aclarar que, el estudio de los mucílagos como estabilizantes no se abarcaron otros aspectos para la estabilización de emulsiones como tipo de emulsificación, tensión superficial, potencial zeta, entre otros . Esto, debido a que solo se determinó estudiar la capacidad de los mucílagos en función de su matriz gelatinosa.

6. PARTE EXPERIMENTAL

6.1 Reactivos y equipos

Reactivos.

- Aceite de oliva extra virgen (Sesajal Productos)
- Ciclopentasiloxano - KF- 995[®] (Química Delta)
- Triglicéridos de capril cáprico – Dermol M-5[®] (Sintoquin)
- Aceite mineral 85 (Conjunto Lar de México)
- Hidróxido de sodio en hojuelas grado reactivo (J.T. Baker, México)
- Etanol 96° G.L. (Conjunto Lar de México)
- Metilparabeno (Conjunto Lar de México)
- Propilparabeno (Conjunto Lar de México)
- Propilenglicol (Conjunto Lar de México)
- Glicerina (Pochteca materias primas)

Equipos.

- Estufa (Revco, RC05000T-9-ABC)
- Viscosímetro Brookfield DV3T (Canadá)
- Horno (Modelo 16 - GLA PRESICION SCIENTIFIC)
- Viscosímetro de tubo capilar CANNON-FENSKE serie 400 para líquidos claros.

KIMAX

- Texturometro (Brookfield, CT3, Versión 2.1)
- Calorímetro (DSC, Q10, TA Instruments)
- Ultra-turrax[®] T50 (IKA), Ultra-Turrax[®] T18 (IKA)
- Agitador digital (IKA, RW20)
- Molino de muelas (ERWEKA, R0108)

6.2. Diagramas de proceso del mucílago de linaza

En la Figura 10 se describe el proceso de obtención, mientras que en la Figura 11 se resume el diagrama del plan experimental para el mucílago de linaza.

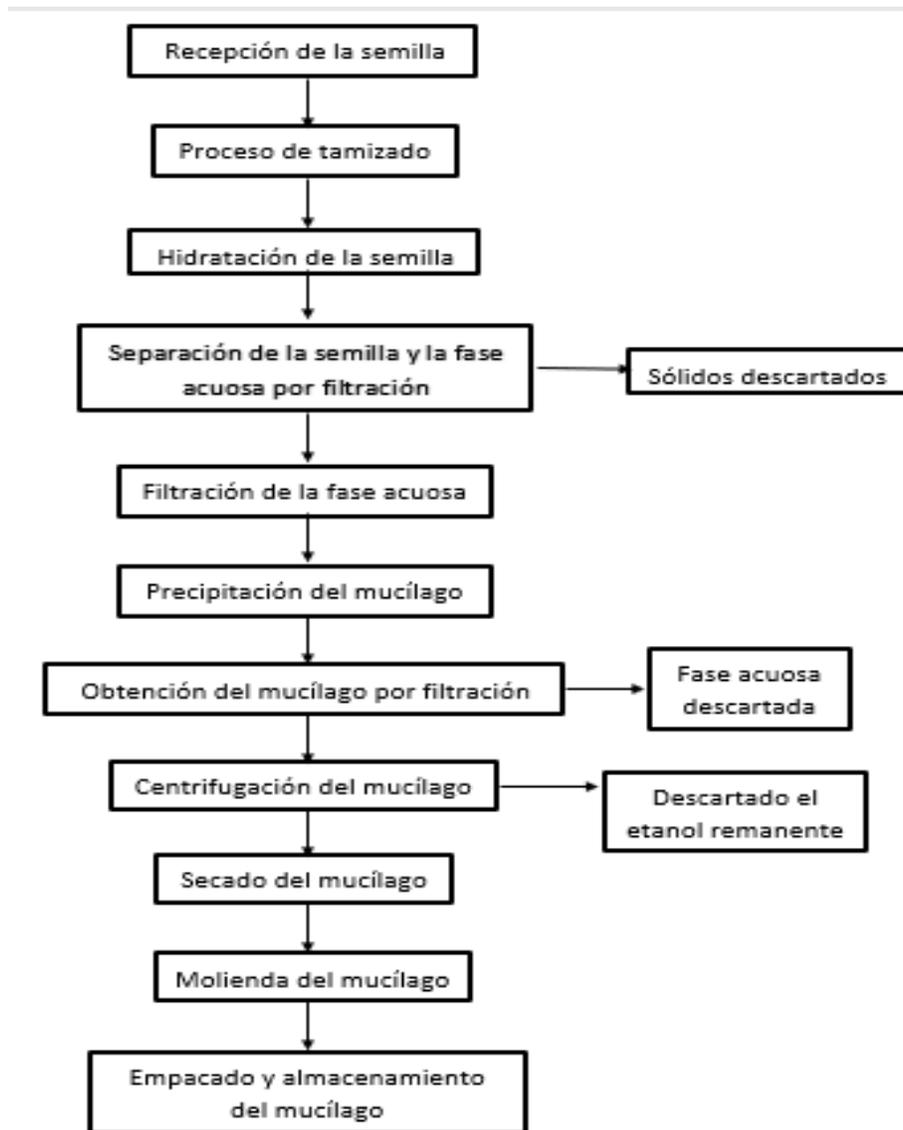


Figura 10. Diagrama de obtención del mucílago de linaza.

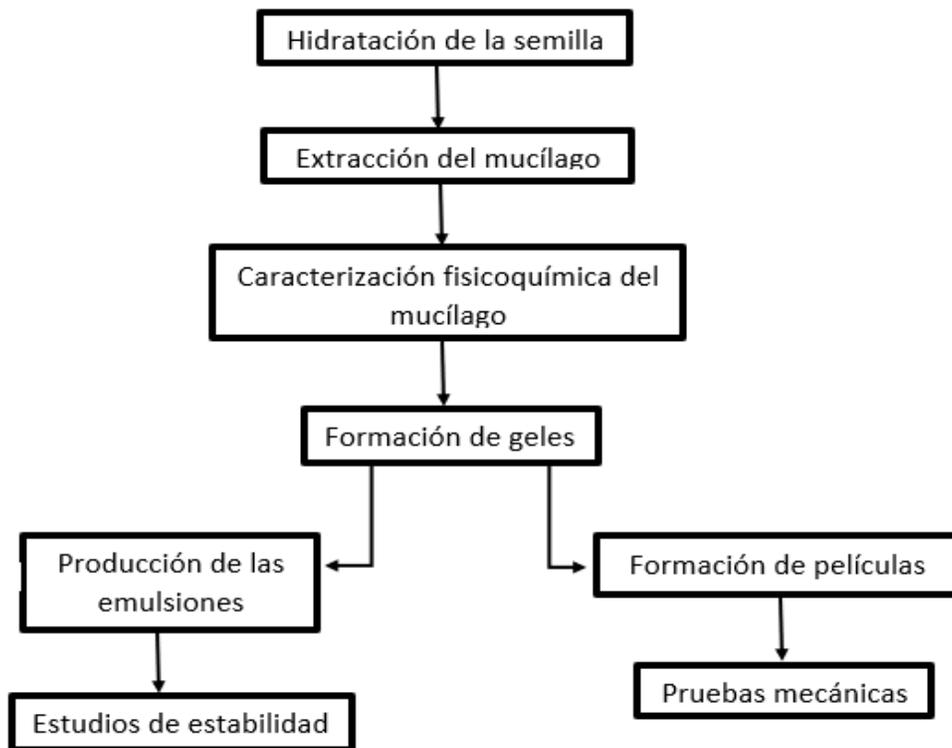


Figura 11. Diagrama del plan experimental para el mucílago de linaza.

6.2.1 Descripción de la obtención del mucílago de linaza

La obtención del mucílago se basó con lo reportado por Devie & Bathia, 2019 [30]. Los rendimientos fueron obtenidos con base a la semilla de linaza seca, a partir de la hidratación y se calcularon con la ecuación 7.

$$\text{Rendimiento (\%)} = \frac{\text{Peso del mucilago seco}}{\text{Peso inicial de la semilla}} \times 100 \quad \text{Ecuación 7)}$$

- 1) Tamizado de semillas para eliminar partículas ajenas a la semilla.
- 2) Hidratación durante 3h.
- 3) Se separó el mucílago exudado y las semillas mediante filtración al vacío, utilizando una malla de acero inoxidable #20.
- 4) La fase acuosa obtenida se filtró empleando filtración al vacío con una malla de acero inoxidable #45 para eliminar impurezas.
- 5) Se agregó etanol 96°G.L. en una relación 3 a 1 en volumen para precipitar el mucílago.
- 6) El mucílago se obtuvo mediante filtración utilizando un tamiz #150 (Figura 12).
- 7) Posteriormente se centrifugó a 3500rpm durante 5 minutos para eliminar el etanol remanente.
- 8) El proceso de secado del mucílago consistió en un calentamiento a 50°C durante 6 h utilizando un horno (16 - GLA PRECISION SCIENTIFIC). El producto obtenido se trituró en un mortero y se guardó en bolsas de plástico con silicas para ser almacenado así en desecadores.

6.3 Diagramas de proceso del mucílago de yaca

El diagrama de obtención del mucílago de yaca proveniente de la pulpa y periantos se encuentra en las Figura 12, mientras que en la Figura 13 se presenta el diagrama del plan experimental para este mucílago.

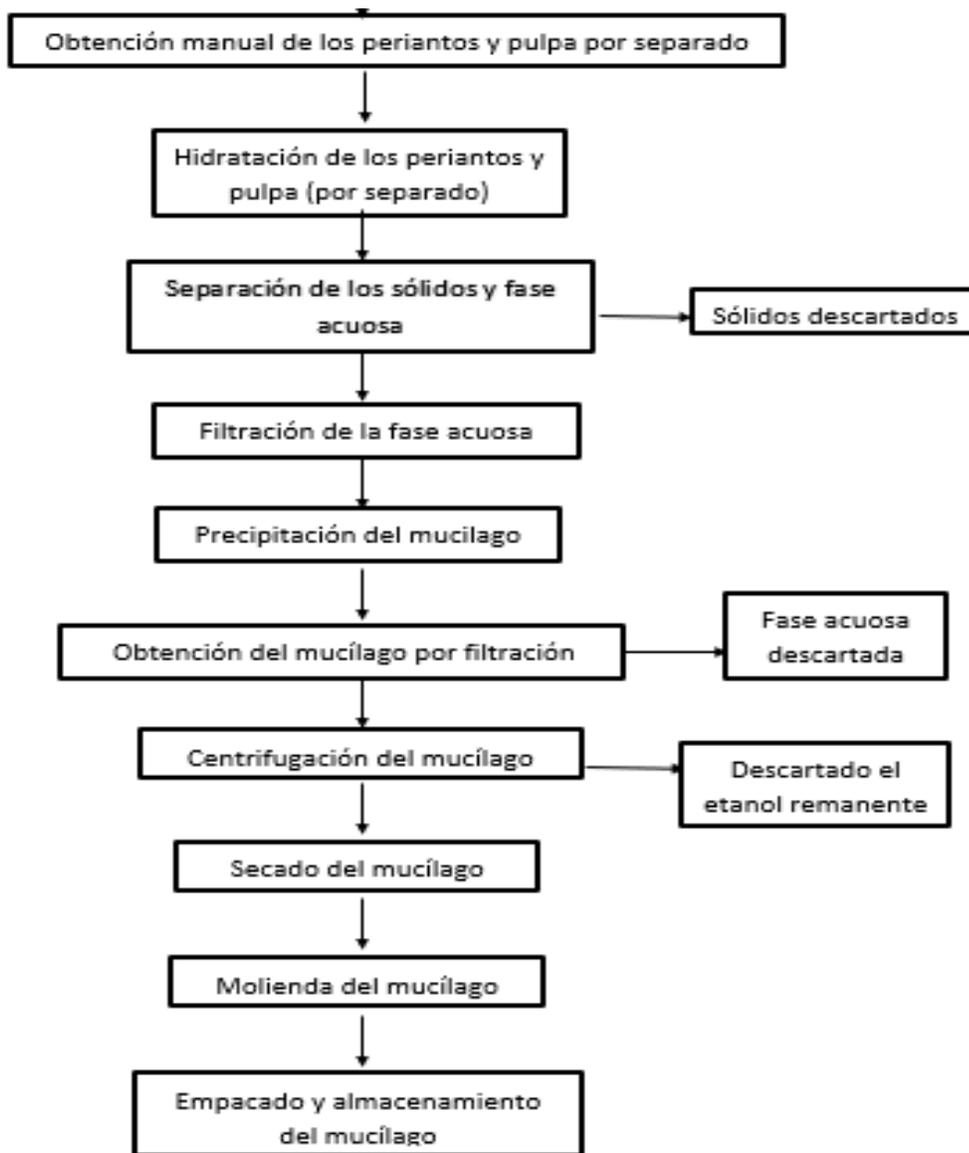


Figura 12. Diagrama de obtención del mucílago de yaca (pulpa y periantos).

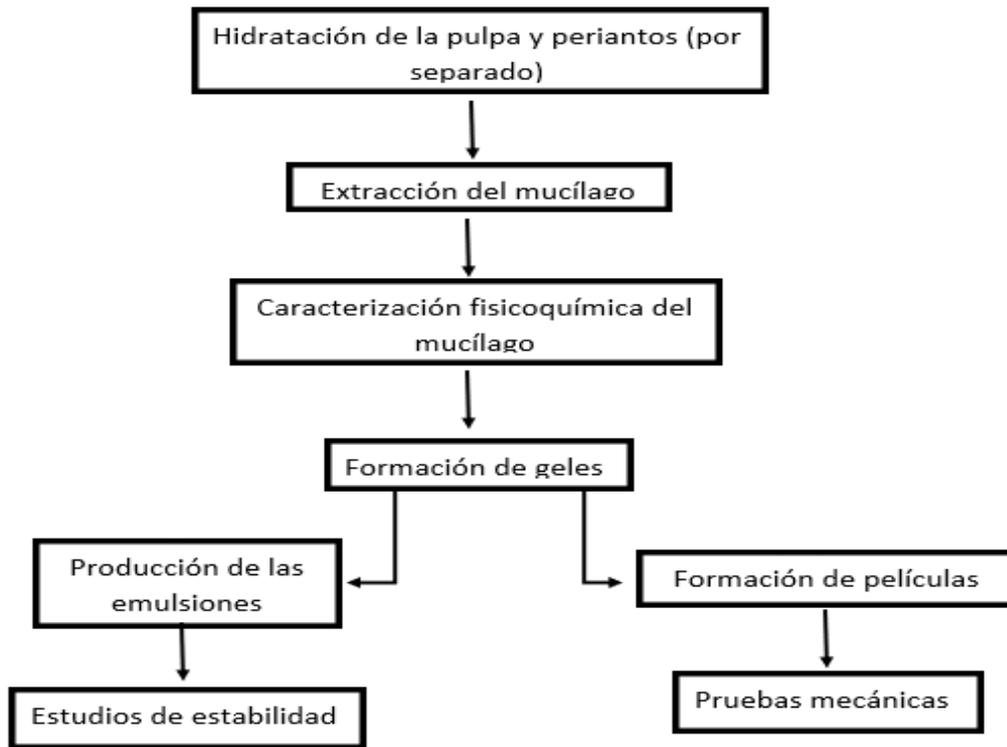


Figura 13. Diagrama del plan experimental para el mucílago de yaca.

6.3.1. Descripción de la obtención del mucílago de yaca

Los procesos de obtención de los mucílagos siguieron la metodología reportada por Sabale et. al., 2012 [52]. Se realizó la extracción del mucílago por separado entre la pulpa (pericarpios) y los periantos (región A) en principio para determinar si los periantos exudaban mucílago y en segundo para determinar los rendimientos (ecuación 8) por separado.

$$\text{Rendimiento}(\%) = \frac{\text{peso mucilago seco}}{\text{masa inicial de la pulpa o periantos}} \times 100 \quad \text{Ecuacion 8)}$$

- 1) La pulpa y los periantos (región A) se obtuvieron manualmente al realizar cortes en el eje de la fruta.
- 2) Se realizó la hidratación de ambos (por separado). Los tiempos de hidratación fueron de 24h con agitación esporádica. Posteriormente se llevaron a punto de ebullición por 30 minutos.
- 3) Se recuperaron las fases acuosas mediante filtración al vacío utilizando una malla de acero inoxidable #20. Se descartaron los sólidos.
- 4) Cada una de las fases acuosas se filtraron nuevamente por filtración al vacío, utilizando una malla de acero inoxidable #45 para eliminar cualquier impureza.
- 5) Se agregó etanol 96°G.L. en una relación 4 a 1 en volumen para la precipitación del mucílago.
- 6) Por separado se decantaron las soluciones resultantes con un tamiz #150 para obtener el mucílago. Las fases acuosas se descartaron.
- 7) Los mucílagos se centrifugaron a 3500rpm para eliminar residuos de etanol.

- 8) El proceso de secado de los mucilagos consistió en una temperatura de 45°C por 12h utilizando un horno (16 - GLA PRECISION SCIENTIFIC).

- 9) Los mucílagos secos se trituraron en un mortero por separado y se guardaron en bolsas de plástico con silicas para ser almacenados en desecadores para su posterior uso.

6.4. Diagramas de proceso del almidón

En la Figura 14 se presenta el diagrama de obtención, mientras que en la Figura 15 se resume el plan experimental para el almidón de la semilla de yaca.

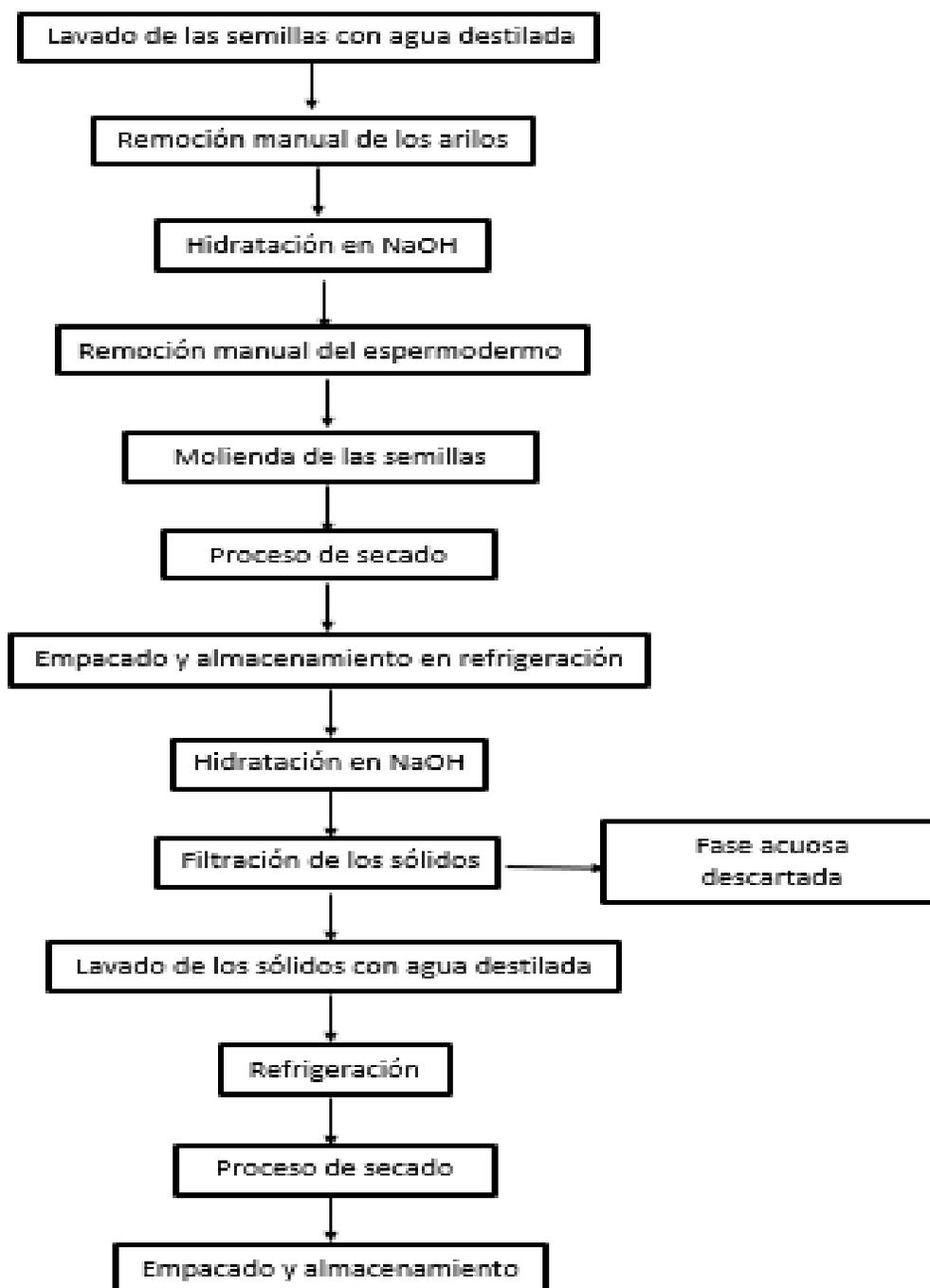


Figura 14 Diagrama de obtención del almidón de la semilla de yaca.

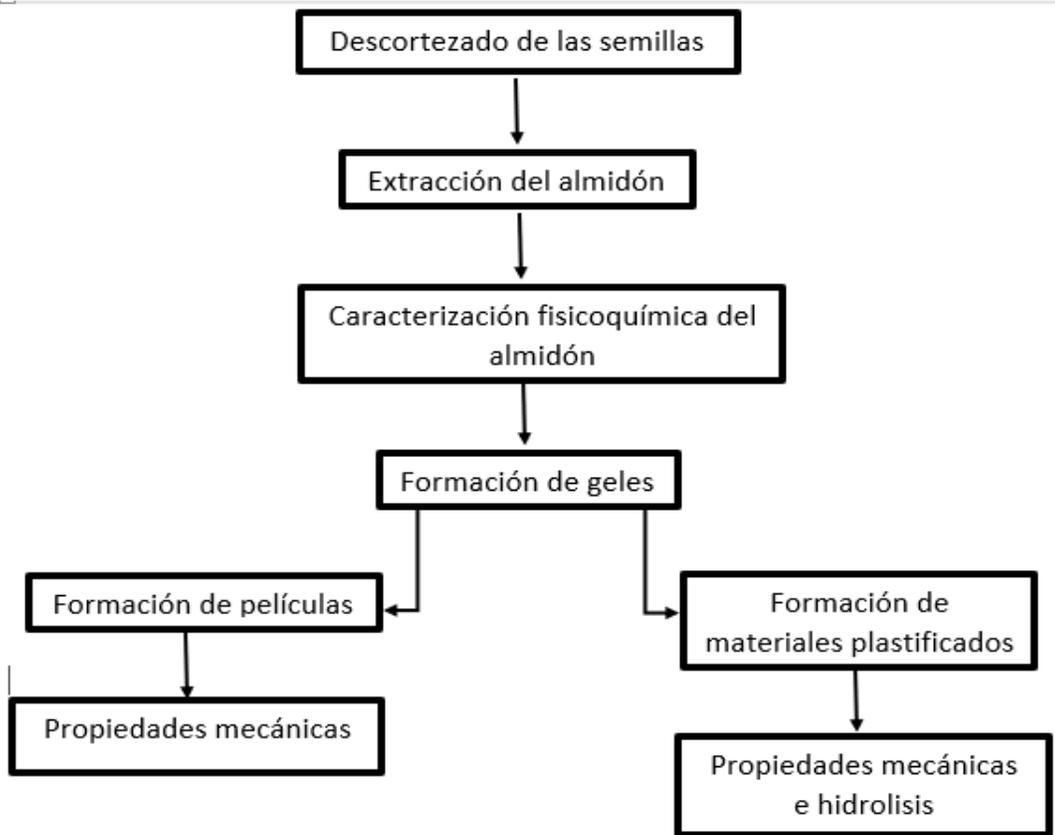


Figura 15. Plan experimental para el almidón de la semilla de yuca.

6.4.1 Descripción de la obtención del almidón de la semilla de yaca

El proceso de obtención del almidón se realizó siguiendo la metódica reportada por Noor *et al.*, 2019 [46]. Los rendimientos se calcularon con la ecuación 9.

$$\text{Rendimiento (\%)} = \frac{\text{Peso del almidón seco}}{\text{Peso inicial de las semillas}} \times 100 \quad \text{Ecuación 9)}$$

- 1) Se lavaron las semillas con agua destilada para eliminar mucilago procedente la pulpa.
- 2) Se retiraron manualmente los arilos de las semillas.
- 3) Las semillas se hidrataron en una solución acuosa de NaOH al 5 % por 3h.
- 4) Se les realizaron lavados con agua destilada y los espermodermos fueron retirados
- 5) Las semillas se trituraron en un molino de muelas (R-0108, ERWEKA).
- 6) Los sólidos obtenidos se secaron a 60°C por 24 h utilizando un horno (16, GLA PRECISION SCIENTIFIC).
- 7) En una solución de NaOH 0.5 % se adicionó el polvo obtenido durante 6h con agitación constante.
- 8) La solución se filtró por un tamiz #150 y se descartó la solución acuosa.
- 9) Se enjuagaron los sólidos con agua destilada para eliminar NaOH remanente y se dejaron en refrigeración durante una noche.
- 10) Posteriormente se sometieron a un proceso de secado a 40°C durante 24 h utilizando un horno (16 - GLA PRECISION SCIENTIFIC).
- 12) Una vez seco el almidón, éste se empacó en bolsas de plástico con desecador y se almacenó en desecadores para su posterior uso.

6.5 Caracterización fisicoquímica a los polímeros

6.5.1. Densidad verdadera

La densidad verdadera fue medida para los 3 polímeros por el método de desplazamiento del líquido de acuerdo con lo reportado por Kumar & Kulkarni, 2013 [53].

W_1 = Peso de una probeta de 10 ml seca.

W_2 = W_1 más 10 mL de agua destilada

W_3 = W_1 más 10 mL de CCl_4

W_4 = W_1 más 1.334 g de polímero.

W_5 = A W_4 se le adiciono CCl_4 hasta 10 mL.

La densidad del disolvente fue calculada con la ecuación 10:

$$\rho(\text{sol}) = \left[\frac{(W_3 - W_1)}{(W_2 - W_1)} \right] 0.998 \quad \text{Ecuacion 10)}$$

Donde 0.998 es la densidad del agua destilada.

Las densidades verdaderas fueron calculadas con la ecuación 11.

$$\rho(\text{verd}) = \frac{(W_4 - W_1)}{\left[\left(\frac{W_3 - W_1}{\rho(\text{sol})} \right) - \left(\frac{W_5 - W_4}{\rho(\text{sol})} \right) \right]} \quad \text{Ecuación 11)}$$

6.5.2. Densidad compactada

Con una probeta graduada de 10 mL se agregó una masa (m_1) hasta alcanzar un volumen inicial 5 mL (V_1). Posteriormente, se agregó trabajo mecánico al tubo mediante un vortex durante 10 min y se registró el cambio de volumen en el tubo (V_2). La densidad compactada fue calculada con ecuación 12.

$$\rho(\text{comp}) = \frac{m_1}{V_2} \quad \text{Ecuación 12)}$$

6.5.3. Densidad aparente

Se realizó con el mismo procedimiento de la densidad compactada, solo que en este caso se tomó el valor de volumen inicial de 5 mL y se aplicó la ecuación 13.

$$\rho(\text{apar}) = \frac{m1}{V1} \quad \text{Ecuación 13)}$$

6.5.4. Porosidad, índice de Carr e índice de Hausner

Teniendo los 3 valores de las diferentes densidades se calculó la porosidad, índice de Carr e índice de Hausner con las ecuaciones 14, 15 y 16, respectivamente.

$$\text{Porosidad \%} = \frac{\rho(\text{verd}) - \rho(\text{comp})}{\rho(\text{verd})} \times 100 \quad \text{Ecuación 14)}$$

$$\text{IC} = \frac{\rho(\text{comp}) - \rho(\text{apar})}{\rho(\text{comp})} \times 100 \quad \text{Ecuación 15)}$$

$$\text{IH} = \frac{\rho(\text{comp})}{\rho(\text{apar})} \quad \text{Ecuación 16)}$$

6.5.5. Determinación de humedad

La determinación de humedad se realizó con 10 g de cada polímero calentándose desde 25°C hasta 100°C durante 10 minutos. El equipo utilizado fue una termobalanza (OHAUS, MB45).

6.5.6. Calorimetría diferencial de barrido

Para cada uno de los polímeros se prepararon muestras de entre 3 – 6 mg, estas mediciones se realizaron en un calorímetro (DSC, Q10, TA Instruments) con rampas de calentamiento de 10°C/min desde 20 - 30°C hasta 200°C a 1 atmósfera de presión de nitrógeno y un flujo de 50 mL/min.

6.5.7. Medición de pH

Las mediciones de pH se hicieron por triplicado en dispersiones al 1 % con cada uno de los polímeros, utilizando un potenciómetro (Corning).

6.5.8 Índice de hinchamiento

Para el mucílago de linaza y de yaca se siguió la siguiente metodología reportada por Kurma & Kulkarni, 2013, [53]. En una probeta graduada de 50 mL se añadieron 2 g de polímero y se registró el volumen (V_0), después, se agregó agua hasta 25 mL y se agitó manualmente cada 10 minutos durante 1 hora. Posteriormente se dejó reposar por un lapso de 3 h y se registró el volumen final (V_f). El índice de hinchamiento (SI) fue calculado con la ecuación 17.

$$SI = \frac{V_f - V_0}{V_0} \quad \text{Ecuación 17)}$$

Respecto al almidón, éste se realizó de acuerdo con lo reportado por Gani *et. al.*, 2012 [89]. 1.2 g (M_0) de almidón fueron mezclados con 60 mL de agua destilada. La dispersión fue calentada hasta 84° C y se agitó con un Ultra-Turrax® (T18, IKA) a 6000rpm durante 10 minutos. El gel resultante se centrifugó a 1500rpm durante 30 minutos. El sobrenadante fue removido, mientras que al almidón que sedimentó (hinchado) se registró su peso (M_1). El grado de hinchamiento se calculó con la ecuación 18.

$$SI(\text{almidón}) = \frac{M_1}{M_0} \quad \text{Ecuación 18)}$$

6.5.9. Densidad en solución

La medición de las densidades se realizó con todos los polímeros al 1 %. En una probeta graduada de 10 mL se agregó dispersión de polímero hasta alcanzar los 10 mL (V_1) exactos y se registró el peso (M_1). La densidad se determinó con la ecuación 19.

$$\rho = \frac{M_1}{V_1} \quad \text{Ecuación 19)}$$

6.5.10. Viscosidad

Con un viscosímetro (Brookfield, DV3T) se midieron las viscosidades a los geles formados (apartado VI.6) a las siguientes velocidades de corte: 5, 10, 12, 20, 30, 50, 60 y 100 rpm. Cada una de las mediciones se realizó durante 5 minutos y por triplicado.

6.5.11. Viscosimetría

Para el mucílago de linaza se realizaron las siguientes disoluciones: 0.02, 0.04, 0.06, 0.08 y 0.1 g/dl, mientras que para el mucílago de yaca las concentraciones fueron: 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1 g/dl. La temperatura a la cual se realizaron las mediciones estuvo en rangos de 24 - 26°C. Cada una de las mediciones se realizaron por quintuple, utilizando un viscosímetro de tubo capilar CANNON-FENSKE serie 400 para líquidos claros. KIMAX.

6.6 Formación de geles

6.6.1 Formación de geles del mucílago de linaza y mucílago de yaca

Para el mucílago de linaza se prepararon geles a las siguientes concentraciones: 0.5, 1.5, 2.0, 2.5, 3.0 y 4.0 % P/V.

Respecto a la yaca, el mucílago extraído de la pulpa, se prepararon geles a las siguientes concentraciones: 1.0, 1.5, 2.0, 2.5, 3.0, 4.0, 5.0 y 6 % P/V, esto debido a que este mucílago está poco estudiado, por ende, varias concentraciones para monitorear los cambios de viscosidad aparente y comportamiento reológico. Para el mucílago extraído de los periantos solo se preparó un gel al 6 % debido a los bajos rendimientos obtenidos.

A todos los geles se adicionó un sistema de conservadores al 0.2 % compuesto por metilparabeno y propilparabeno previamente disueltos en propilenglicol. La metodología que se siguió para todos los geles mencionados en esta sección fue la siguiente:

- 1) En un vaso de precipitados hidrató el mucílago durante 30 minutos. Posteriormente, se agitó a 2000 rpm en 3 ciclos de 20 minutos con un agitador (IKA, RW20).
- 2) Los geles se sometieron a 6000 rpm durante 10 minutos con un Ultra-turrax® (IKA, T50) para eliminar grumos formados.

6.6.2. Preparación de gel de almidón de la semilla de yaca.

Se preparó un gel al 5.0 % P/V sin el uso de conservadores:

- 1) En un vaso de precipitados conteniendo el agua, se agregó el almidón y la dispersión se calentó hasta $84\pm 3^{\circ}\text{C}$ durante 10 minutos. Se agitó a 6000rpm en un Ultra-turrax (IKA, T50).
- 2) La dispersión se dejó reposar a temperatura ambiente para ser almacenada en refrigeración ($3-5^{\circ}\text{C}$).

6.7 Formación de emulsiones (O/W)

Con el mucílago de linaza se realizaron emulsiones con todos los geles formados (apartado VI.6.1). Respecto al mucílago de yaca, debido a las bajas viscosidades de este mucílago (apartado VII.3.2) solo se utilizaron los geles al 4, 5 y 6 % (mucílago proveniente de la pulpa) y 6% (mucílago proveniente de los periantos) para estudiarlos como estabilizantes.

Todas las emulsiones se formularon a una concentración fija (5%) de fase oleosa. Se utilizaron 4 sustancias diferentes de carácter lipofílico, las cuales fueron: Aceite mineral, Dermol M-5 (Triglicérido caprílico / cáprico), silicona (Ciclopentasiloxano) y aceite de Oliva.

La metodología fue la misma para todas las emulsiones y se prepararon 50g por cada emulsión. En un vaso de precipitados conteniendo la cantidad necesaria de cada gel, se

agregó la fase oleosa y se homogeneizó el sistema en frío y por alto corte mediante un Ultra-turrax® (IKA, T18) a 12,000 rpm durante 5 minutos.

6.7.1. Pruebas de estabilidad

- 1) Las emulsiones se almacenaron a condiciones ambientales en envases de plástico durante 14 días para determinar su estabilidad bajo estas condiciones.
- 2) Las emulsiones que no presentaron inestabilidad durante los 14 días a condiciones ambientales, se sometieron pruebas de estabilidad acelerada a $40^{\circ}\text{C} \pm 2$ durante 15 días en una estufa (Revco, RCO5000T-9-ABC). El muestreo de las emulsiones se realizó cada 24 h.

6.7.2. Diámetro de glóbulo

Se midió el diámetro de glóbulo principal de las emulsiones a 25°C y un ángulo de detección a 90° mediante dispersión dinámica de luz utilizando un analizador de tamaño de partículas Mastersizer (Malvern, 300E). Las muestras se diluyeron a 1:1000.

6.8 Formación de películas poliméricas

6.8.1 Películas con mucílago de linaza

Se formaron películas a partir de los geles de 2.5 % (blanco 1), 3.0 % (blanco 2) y 4.0 % (blanco 3), en un principio sin agregar plastificante. Conforme a los resultados (apartado VII.4.2), se determinó utilizar 2 agentes plastificantes: propilenglicol y glicerina. Se realizaron 4 combinaciones adicionales por cada gel: propilenglicol al 2.0 y glicerina al 2.0, 4.0 y 6.0 %.

6.8.2. Películas con mucílago de yaca

Se formaron películas a partir de los geles de 4.0 % (blanco 4), 5 % (blanco 5) y 6.0 % (blanco 6), sin añadir plastificante en un inicio. Después, al igual que con el mucílago de linaza, se realizaron 4 combinaciones más por cada gel: propilenglicol al 2.0 y glicerina al 2.0, 4.0 y 6.0 %.

6.8.3. Películas con almidón de la semilla de yaca

Para el gel de almidón al 5.0 %, se realizó película sin plastificante (blanco 7) y adicionalmente 3 combinaciones con plastificantes: propilenglicol 4.0 y glicerina al 2.0 y 4.0 %.

6.8.4. Condiciones de secado y humedad

Todas las películas se secaron a 40 °C en periodos de 48-72 h en una estufa (Revco, RCO5000T-9-ABC). Una vez secas, se introdujeron en desecadores con una solución de glicerina al 85 % (P/P), lo que resulta en una humedad relativa \approx 41%.

La humedad relativa se calculó con las ecuaciones 20 y 21 [90].

$$GE = (-0.189(HR) + 19.9)^{0.0806} \quad \text{Ecuación 20}$$

$$GW = 383(GE) - 383 \quad \text{Ecuación 21}$$

Donde

GE: gravedad específica de la solución de glicerina;

HR: humedad relativa;

GW: % peso de la glicerina en la solución.

6.8.5. Pruebas mecánicas

Los parámetros de medición fueron: deformación, trabajo de ruptura de la película por elongación y módulo de Young. Estas fueron realizadas con un Texturometro (Brookfield, DV3T). Se utilizó el elemento de mordazas dulces (TA-CJ) y la sonda TA-22.

6.9 Formación de materiales plastificados a partir del almidón de la semilla de yaca

El proceso para la obtención de estos materiales en primer paso, fue la obtención de los geles para posteriormente dejarlos en refrigeración durante un mes.

6.9.1 Caracterización fisicoquímica a los materiales plastificados

6.9.1.1 Medición de compresión

Se les midió la compresión a estos materiales mediante Texturometro (Brookfield, DV3T) en el modo Normal, deformación en rangos de 5-10 mm y velocidad de 10 mm/s.

6.9.1.2. Degradación por hidrólisis

Dadas las características de estos materiales obtenidos se decidió someterlos en soluciones a diferentes condiciones de pH: 2.0, 7.0 y 12. Se prepararon 250 mL de cada solución y se añadió uno de los materiales plastificantes con agitación magnética, evaluándose cambios de propiedades físicas y organolépticas.

7. RESULTADOS Y ANÁLISIS

7.1 Rendimientos de los polímeros obtenidos

7.1.1 Rendimientos del mucílago de linaza

Los resultados presentados en la Tabla 15 muestran que la mejor relación de hidratación fue la de 1-10 con un rendimiento promedio de 4.05 %. Este rendimiento coincide con los reportados por otros autores: Barbary *et. al.*, 2009, reportan en promedio un 6.4 % [16], Basiri *et. al.*, 2018 reportan un 3.1 % [91] y Rashid *et.al.*, 2019 reportan un 7.3 % [21]. La diferencia de rendimientos se debe a factores extrínsecos como la metodología utilizada y factores intrínsecos de la semilla como clima, tipo de cultivo y edad de esta [21]. La foto del mucílago húmedo y seco se presentan en las siguientes figuras 16 y 17, respectivamente.

Tabla 15. Relación de hidratación y rendimientos del mucílago de linaza.

Relación de hidratación		Rendimiento	
Semilla	Agua		
1	10	Lote 1)	3.97 %
		Lote 2)	4.12 %
		Lote 3)	4.08 %
		Promedio	4.05 %
1	20	Lote 1)	3.56 %
		Lote 2)	3.12 %
		Lote 3)	3.61 %
		Promedio	3.43 %
1	30	Lote 1)	2.55 %
		Lote 2)	3.11 %

		Lote 3)	2.98 %
		Promedio	2.88 %



Figura 16. Mucilago de linaza húmedo.



Figura 17. Mucilago de linaza seco.

7.1.2 Rendimiento del mucílago de yaca

A diferencia con el mucílago de linaza, en este caso no se estudiaron diferentes relaciones de hidratación, debido a que la pulpa por sí misma ya tiene exudado el mucílago, por ende, solo se requiere cierta cantidad de agua para facilitar la extracción. Los datos citados en la Tabla 16 muestran un rendimiento promedio de 8.36 % para el mucilago proveniente de la pulpa, el cual es bajo comparado con lo publicado en la literatura: Sabale *et. al.*, 2012, reportan en promedio un 13.5% [52] y Kumar & Kulkarni, 2014, reportan un 25.3% [53]. Estas diferencias de rendimiento se asocian a que las yacas fueron adquiridas en diferentes tiempos y lugares, por tanto, diferentes zonas de cultivo, clima y maduración de la fruta [37].

Tabla 16, Relación de hidratación y rendimientos de mucílago obtenido de la pulpa.

Relación de hidratación		Rendimiento	
Pulpa	Agua		
1	4	Lote 1)	6.56 %
		Lote 2)	10.75 %
		Lote 3)	3.54 %
		Lote 4)	11.18 %
		Lote 5)	9.79 %
		Promedio	8.36 %

En la Tabla 17 se presenta un rendimiento promedio de 0.64% del mucilago proveniente de los periantos. Los rendimientos son bajos, sin embargo, no se encontraron datos del mucílago obtenido de manera específica de los periantos, aunado a que los tres lotes son provenientes de diferentes yacas y permanecieron en congelación por al menos 2 semanas antes de ser utilizados para la extracción del mucílago. De manera adicional se

tiene el dato que también los periantos exudan el mismo mucílago que el que se obtiene de la pulpa. El mucílago proveniente de la pulpa se obtuvo con una tonalidad naranja-amarillenta, mientras que el extraído de los periantos resultó en una tonalidad café-naranja. Los dos con olores característicos a la fruta de yaca. En la Figura 18, se exponen fotos de ambos mucílagos.

Tabla 17, Relación de hidratación y rendimientos de mucílago obtenido de los periantos.

Relación de hidratación		Rendimiento	
Periantos	Agua		
1	4	Lote 1)	0.56 %
		Lote 2)	0.61 %
		Lote 3)	0.76 %
		Promedio	0.64 %

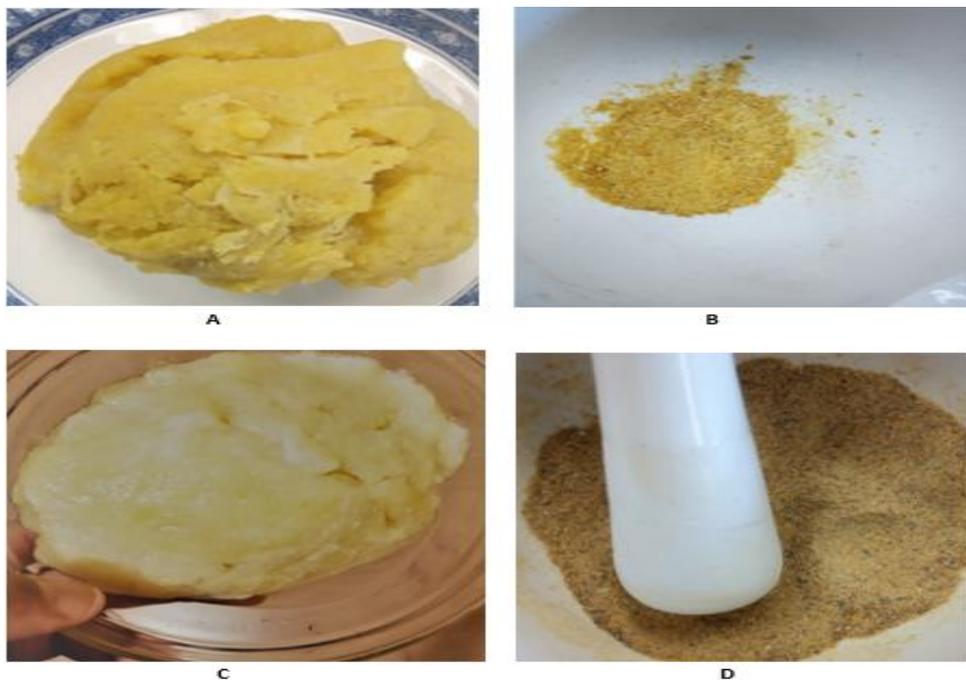


Figura 18. Mucílago de yaca. **A**-Mucílago húmedo (pulpa). **B**-Mucílago seco (pulpa). **C**-Mucílago húmedo (periantos). **D**-Mucílago seco (periantos).

7.1.3. Rendimiento del almidón obtenido de las semillas de yaca

Se realizaron dos lotes de almidón donde las semillas provinieron de diferentes frutas. El rendimiento promedio de ambos fue de 52.6 %. Estos rendimientos son aceptables respecto a lo publicado por Fateatun *et. al.*, 2014 quienes reportan en promedio un 57.35 % [46]. El producto obtenido fue de un color blanco – grisáceo e inodoro. En la Figura 19 se expone una foto de este.



Figura 19. Almidón obtenido de la semilla de yaca.

7.2. Caracterización fisicoquímica

7.2.1. Densidad verdadera, compactada y aparente

En la Tabla 18 se resumen los datos obtenidos de las diferentes densidades.

Tabla 18. Resultados de densidad real, compactada y aparente.

Polímero			
Densidad (g/mL)	Mucílago linaza	Mucílago yaca	Almidón
Densidad verdadera	1.15	1.44	1.23
Densidad compactada	0.80	0.88	0.55
Densidad aparente	0.72	0.84	0.51

7.2.2 Porosidad, índice de Carr e índice de Hausner

Los datos presentados la Tabla 19 muestran que todos los granulados tienen propiedades de compresibilidad y fluidez, por lo que podrían tener usos potenciales en formulaciones farmacéuticas [76].

Tabla 19. Resultados de porosidad, índice de Carr e índice de Hausner.

Propiedad	Linaza	Yaca	Almidón
Porosidad	30.43 %	38.88 %	55.40 %
Índice de Carr	10	4.54	7.26
Índice de Hausner	1.11	1.04	1.07

7.2.3 Resultados de determinación de humedad

El mucilago de linaza tuvo un 6.92 % de humedad, mientras que el de yaca un 6.11 %. Los mucilagos son de naturaleza higroscópica, por ende, es normal que presenten humedad en los mismos [92, 25]. Referente al almidón, resultó con 10.62 % de humedad, este contenido es congruente comparado con otras fuentes de almidón las cuales están en rangos de 6.8 - 13.4 % [93].

7.2.4 Resultados de la Calorimetría diferencial de barrido

7.2.4.1 DSC mucílago de linaza

En la Figura 20, se observa el termograma para el mucilago de linaza, el cual exhibe un cambio endotérmico a una T_0 de 50°C, T_p a 113°C y T_F a 210°C, este cambio se debe a la pérdida de agua y pasando los 100°C se le atribuye la descomposición del mucílago, característico de este tipo de gomas [25, 94]. En la Tabla 20 se presenta una compilación

de temperaturas para el mismo cambio endotérmico reportado por otros autores. Las diferencias se deben factores como: sitio de cultivo, clima y edad de la semilla [25].

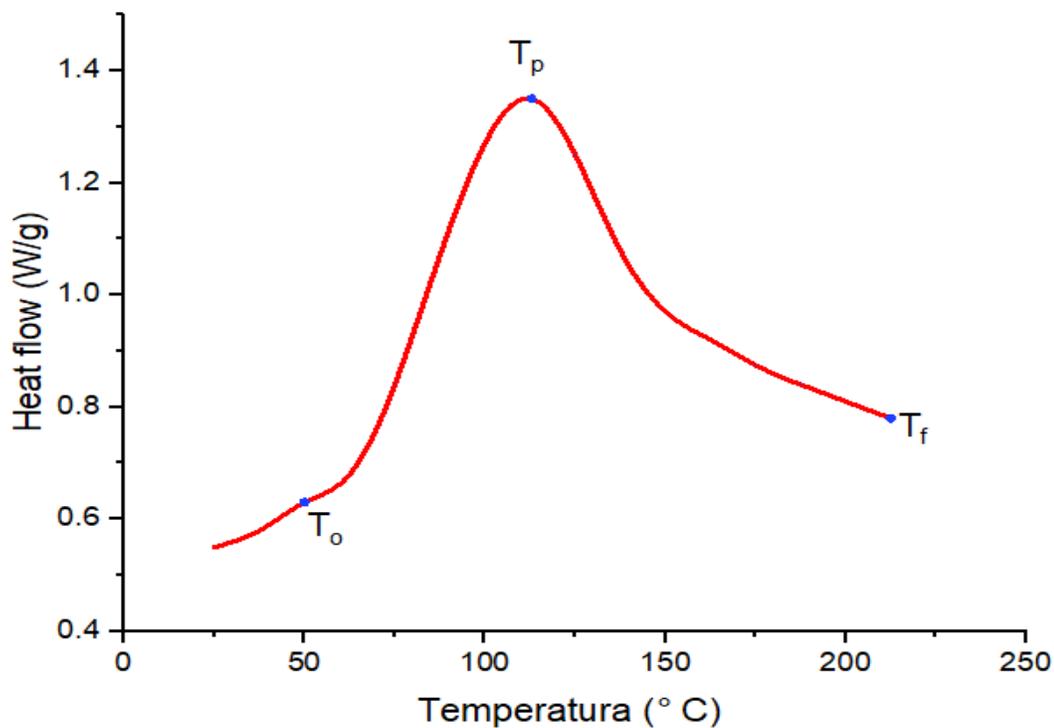


Figura 20. Termograma del mucilago de linaza

Tabla 20. Comparativa de resultados de DSC reportado por diferentes autores para el mucilago de linaza.

Referencia	T _o (°C)	T _p (°C)	T _f (°C)
[91]	31 - 37	73 - 93	189 - 204
[25]	30	64	168
[30]	40	110	220

7.2.4.2 DSC mucílago de yaca

En la Figura 21 se observa el termograma del mucílago de yaca, el cual presenta una T_0 , T_p y T_f a 58, 140 y 195°C, respectivamente. Antes de los 100°C se considera pérdida de agua [25, 92]. Kulmar y Kulkarni, 2014 reportan que el mucílago de yaca puede soportar temperaturas hasta 120°C y a partir de 123°C el mucílago es “carbonizado” [53]. Tomando como parámetro estos datos, el mucílago obtenido en este trabajo termina de carbonizarse a los 140°C y en ese punto se comienza a liberar energía debido a la descomposición del mucílago [25, 94].

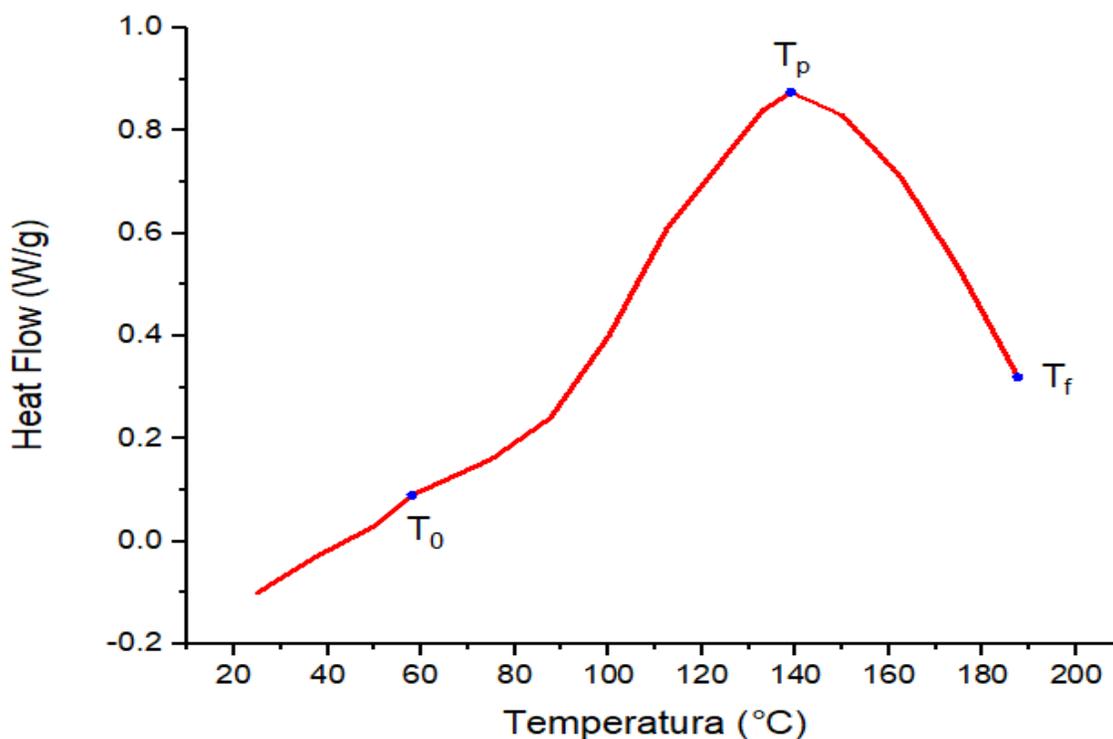


Figura 21. Termograma del mucílago de yaca.

7.2.4.3 DSC almidón de la semilla de yaca

En la Figura 22 se presenta el termograma para el almidón. Se observa una T_0 en 47°C, T_p entre 82–84°C y T_F en 125°C, donde el proceso endotérmico se debe a una pérdida de agua [111]. Para la misma fuente de obtención, Choy *et. al.*, 2016, reportan una T_0 entre 49-76°C, T_p entre 55-79°C y T_F 55-81°C. [95]. Estas diferencias se le atribuyen a que son provenientes de diferentes cultivos, clima, maduración de la fruta y metodología para la extracción del almidón [25, 96].

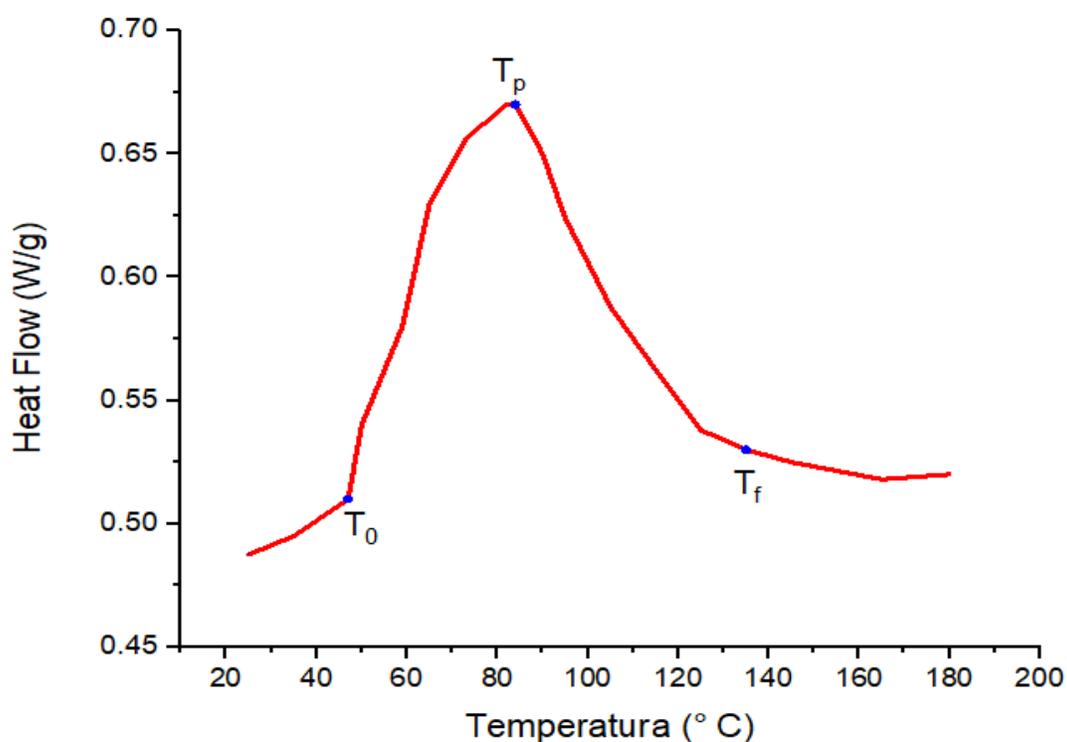


Figura 22. Termograma del almidón

7.2.5 Caracterización fisicoquímica de los polímeros en solución

7.2.5.1 Resultados de pH, grados de hinchamiento y densidades

Los datos se presentan en la Tabla 21. Los 3 polímeros mostraron pH ligeramente ácidos cercanos al neutro. Respecto al índice de hinchamiento el mucílago de linaza fue el que presentó un valor mayor, lo cual está relacionado con una mayor capacidad de absorción de agua y de formar soluciones con mayor viscosidad. Por último, los polímeros mostraron densidades ligeramente mayores a la del agua, lo cual se explica debido a la capacidad de absorción de agua, produciendo una solución más viscosa y por tanto de mayor densidad.

Tabla 21. Valores de pH, grado de hinchamiento y densidad para los diferentes polímeros.

Propiedad	Mucílago de linaza	Mucílago de yaca	Almidón
pH	6.54	6.26	6.92
SI	12.33	10.53	9.14
Densidad (g/mL)	1.12	1.10	1.015

7.2.5.2. Viscosidades

7.2.5.2.1 Viscosidades del mucílago de linaza

Los datos de las viscosidades para los diferentes geles del mucílago de linaza se exponen en la Tabla 22, mientras que el reograma al 3 y 4 % se presenta en la Figura 23. Se observa que el mucílago a concentraciones ≥ 1 % mostró el comportamiento esperado de pseudoplástico [92] el cual está relacionado con sus propiedades funcionales como agente espesante y gelificante los cuales proporcionan estabilidad a las emulsiones [74].

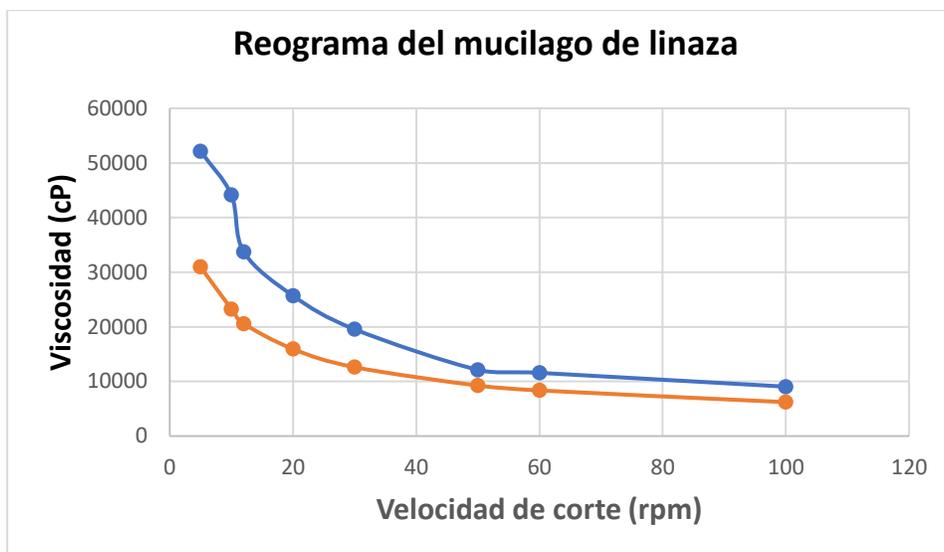


Figura 23. Reogramas del mucilago de linaza al 3.0 % y 4.0 %

Tabla 22. Viscosidades del mucilago de linaza a diferentes concentraciones.

Velocidad de corte (rpm)	Viscosidad (cP)						
	Concentración de mucilago (%)						
	4.0	3.0	2.5	2.0	1.5	1.0	0.5
5	52160	30960	12320	2496	556	NA	NA
10	44133	23267	8994	2043	464	NA	NA
12	33730	20590	8106	1847	440	NA	NA
20	25694	15934	6437	1527	375	126.3	NA
30	19533	12614	5118	1295	333	118.5	NA
50	12133	9254	4174	1005	293	110	NA
60	11577	8360	3714	890	291	107	NA
100	9054	6216	2927	673	280	106.41	49.4

7.2.5.2.2 Mucílago de yaca

Las viscosidades de geles del mucílago de yaca de la pulpa se presentan en la Tabla 23 y el reograma al 4.0, 5.0 y 6.0 % se encuentra en la Figura 24. Se observa que el mucílago de yaca igualmente presenta un comportamiento pseudoplástico a concentraciones $\geq 2\%$ y conforme se disminuye la concentración de mucílago ($<1.5\%$), el sistema tenderá a comportarse como fluido newtoniano.

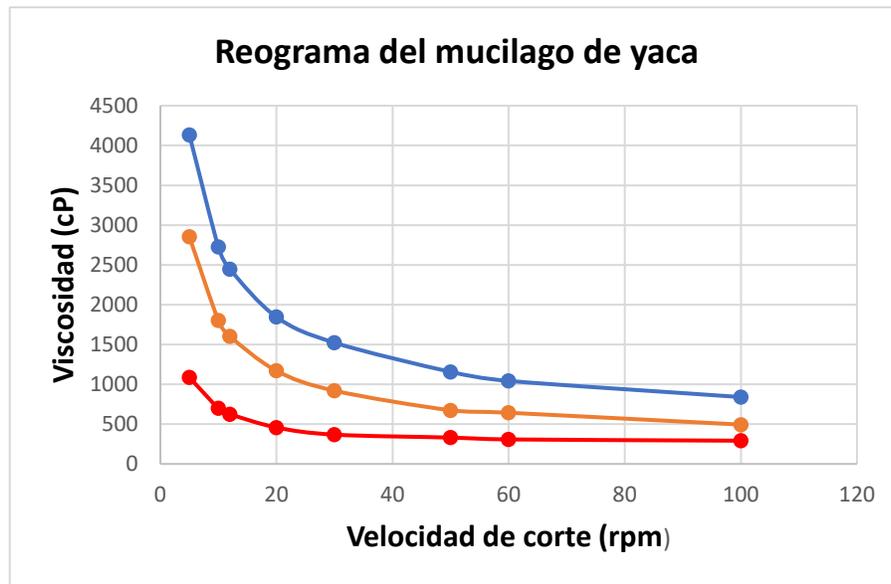


Figura 24. Reograma del mucílago de yaca (pulpa) al 6%--- 5 %--- y 4 %---

Tabla 23. Viscosidades del mucílago (pulpa) de yaca a diferentes concentraciones.

Velocidad de corte (rpm)	Viscosidad (cP)							
	Concentración de mucílago (%)							
	6	5	4	3	2.5	2	1.5	1
5	4134	2854	1087	592	NA	NA	NA	NA
10	2726	1803	701	368	NA	NA	NA	NA
12	2447	1603	626	332	221.7	188.3	NA	NA
20	1846	1170	458	243	159	148	NA	NA
30	1523	920	368	196	131	123.3	NA	NA
50	1157	674	331	158	104	96.8	NA	NA
60	1043	643	308	150	103	95.3	NA	NA
100	840	494	292	128.4	88.8	85	50.4	17.4

Respecto al mucílago de yaca extraído de los periantos, los datos de las viscosidades se presentan en la Tabla 24 y el reograma al 6 % se expone en la Figura 25. Las diferencias de viscosidades entre el mucílago de yaca extraído de la pulpa al 6 % y el de los periantos a la misma concentración, se le atribuye a que fueron extraídos de diferentes yacas (diferentes cultivos) y los periantos permanecieron en congelación por al menos dos semanas antes de su uso para la extracción.

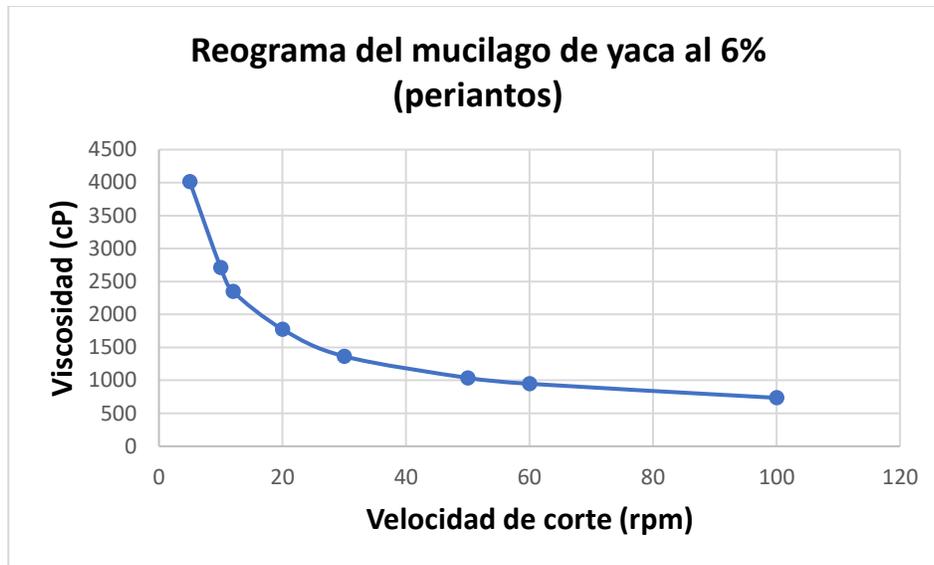


Figura 25. Reograma del mucílago de yaca al 6 % proveniente los periantos.

Tabla 24. Viscosidades del mucílago de yaca al 6 % obtenido de los periantos

Velocidad de corte (rpm)	Viscosidad (cP)
5	4012
10	2710
12	2348
20	1775
30	1365
50	1038
60	948
100	735

7.2.5.3. Viscosidad del almidón de la semilla de yaca

En la Tabla 25 se muestran los valores de las viscosidades y el reograma correspondiente en la Figura 26. El almidón mostró de igual forma un comportamiento pseudoplástico como se encuentra reportado en literatura [96, 97].

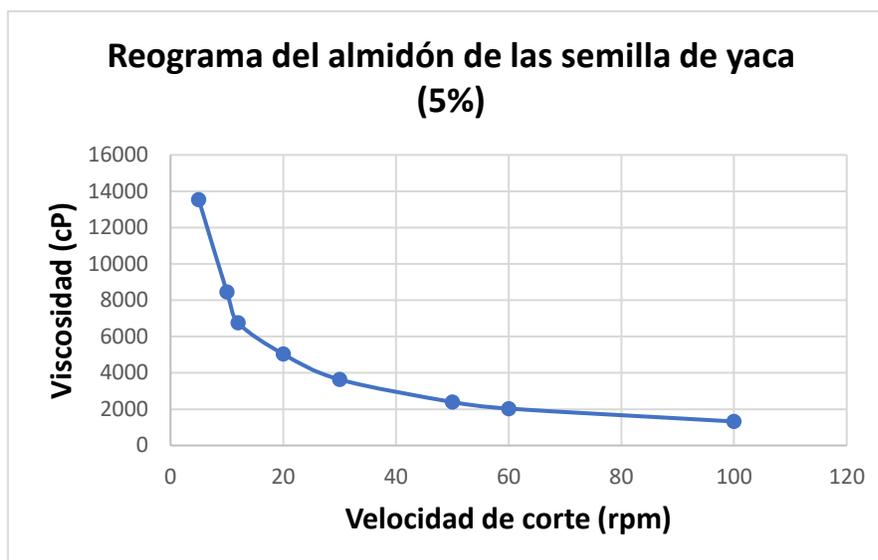


Figura 26. Reograma del almidón al 5.0 %

Tabla 25. Viscosidades del almidón de la semilla de yaca al 5 %

Velocidad de corte (rpm)	Viscosidad (cP)
5	13547
10	8460
12	6761
20	5037
30	3636
50	2395
60	2033
100	1322

7.2.6. Peso molecular por viscosimetría

Con el almidón de la semilla de yaca no fue posible realizar aproximación del peso molecular por este método, debido a que no se encontró diferencia de viscosidad a bajas concentraciones (0.1 – 1 g/dl).

Los resultados para los mucílagos de linaza y yaca se presentan en la Tabla 26. Respecto a la ecuación de Mark-Houwink, los valores de K y α no han sido publicados aún en la literatura para ninguno de los polímeros, por ende, se determinó utilizar valores de otro polisacárido para tener aproximaciones de los pesos moleculares. El polisacárido elegido como referencia para ambos polímeros fue goma xantana, debido a las comparaciones reológicas que se han realizado entre el mucílago de linaza y la goma xantana [25].

Tabla 26. Viscosidades del mucílago de linaza y yaca (pulpa).

Viscosidades del mucílago de linaza			
Concentración (g/dl)	Relativa	Específica	Reducida
0.02	1.1034	0.1034	5.1724
0.04	1.2068	0.2068	5.1724
0.06	1.3172	0.3172	5.2873
0.08	1.4344	0.4344	5.4310
0.1	1.5517	0.5517	5.5172
Viscosidades del mucílago de yaca			
Concentración (g/dl)	Relativa	Específica	Reducida
0.1	1.0139	0.0139	0.1398
0.2	1.0279	0.0279	0.1398
0.6	1.0909	0.0909	0.1515

0.8	1.1258	0.1258	0.1573
1	1.1608	0.1608	0.1608

En la Figura 27 se presenta la gráfica (viscosidad reducida vs C) para el mucilago de linaza. La viscosidad intrínseca de éste fue de 5.03 dl/g. Fabre *et. al.*, 2015 reportan una viscosidad intrínseca de 6.34 dl/g la cual fue obtenida aplicando ultrasonificación a las soluciones y de 13.16 dl/g obtenida por agitación magnética [29]. Estas diferencias se atribuyen a condiciones como: temperatura, tipo de viscosímetro utilizado y tiempo de respuesta para tomar el tiempo, aunado al hecho del diferente origen de la semilla y la metodología diferente para extraer el mucilago. Los valores de la K (1.7×10^{-4} g/mL) y α (1.14) fueron tomados de Gunasakar *et. al.*, 2014, [98]. Sustituyendo en la ecuación 6, se obtiene un peso molecular aproximado de 474,833 g/mol.

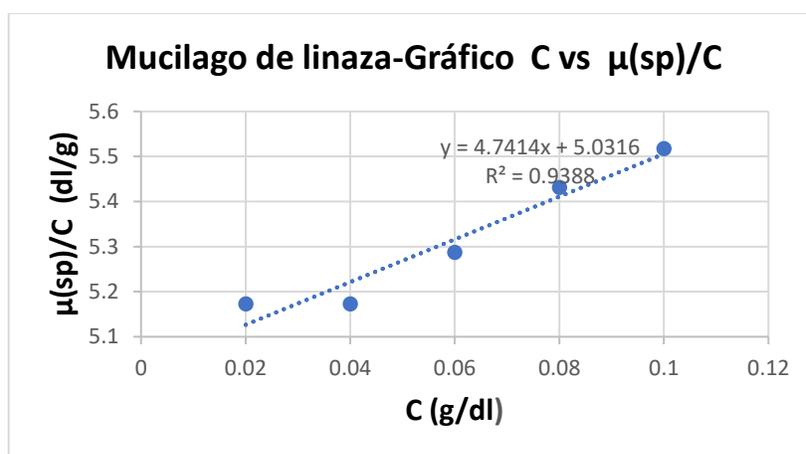


Figura 27. Gráfico de concentración vs viscosidad reducida del mucilago de linaza

Referente al mucílago de yaca, la gráfica (C vs viscosidad intrínseca) se expone en la Figura 28. La viscosidad intrínseca de este mucílago fue 0.1363 dl/g. No se encontraron datos publicados en la literatura respecto a viscosimetría para este mucílago. Sustituyendo en la ecuación 6 y tomando de K y α se obtiene una aproximación del peso molecular de 20,035g/mol.

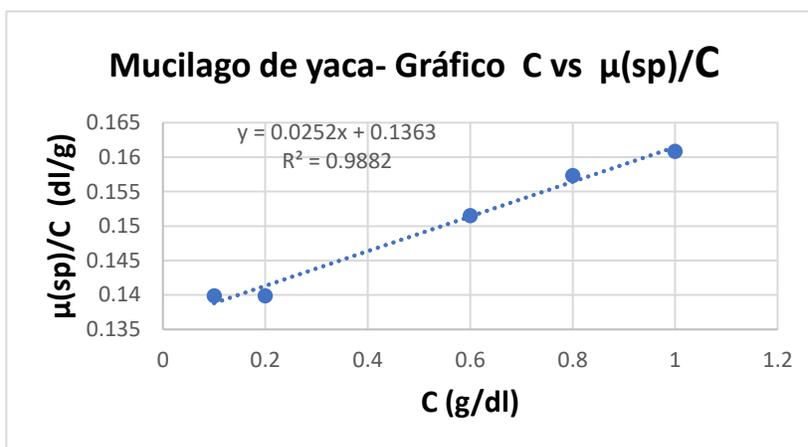


Figura 28. Gráfico de concentración vs viscosidad reducida del mucílago de yaca

Estas aproximaciones de pesos moleculares en ambos polímeros tienen relación con los resultados obtenidos en el apartado VII.2.5, debido a que los polímeros con un mayor peso molecular son más viscosos en comparación con masas moleculares menores para la misma cantidad de polímero y para el mismo polímero [78]. El mucílago de linaza mostró ser más viscoso que el mucílago de yaca a menores e iguales concentraciones de polímero.

7.3. Estabilidad de las emulsiones

Los datos de estabilidad se muestran en las siguientes Tablas 27 – 34. Los procesos de inestabilidad observados en las diferentes emulsiones fueron floculación y/o coalescencia en cada una de estas, con excepción de las emulsiones con mucílago de linaza a concentraciones de 0.5 % y 1 %, estas presentaron la particularidad de cremado.

Con los datos obtenidos en las pruebas de estabilidad acelerada es complejo determinar cuánto tiempo las emulsiones pueden perdurar estables (a condiciones ambientales), debido a que éstas se ven influenciadas por: condiciones ambientales, tipo de envase, ingredientes naturales (con cinéticas de reacción desconocidas), estabilidad microbiológica y reológica [99]. En algunos casos las conclusiones de estabilidad están basadas en la experiencia científica de la compañía que desarrollo el producto y con base a las condiciones ambientales del mercado [100].

Por otro lado, un rasgo característico de las emulsiones es que éstas son sistemas “lechosos opacos” que pueden ser muy viscosos para una fracción de volumen suficientemente grande de la fase dispersa [56]. Las emulsiones preparadas con aceite mineral, Dermol M-5 y aceite de oliva mostraron esta particularidad de sistemas lechosos, sin embargo, con las emulsiones realizadas con la silicona, esta característica no es tan notoria (en especial con mucílago de yaca) como se muestra en las Figuras 29 y 30.

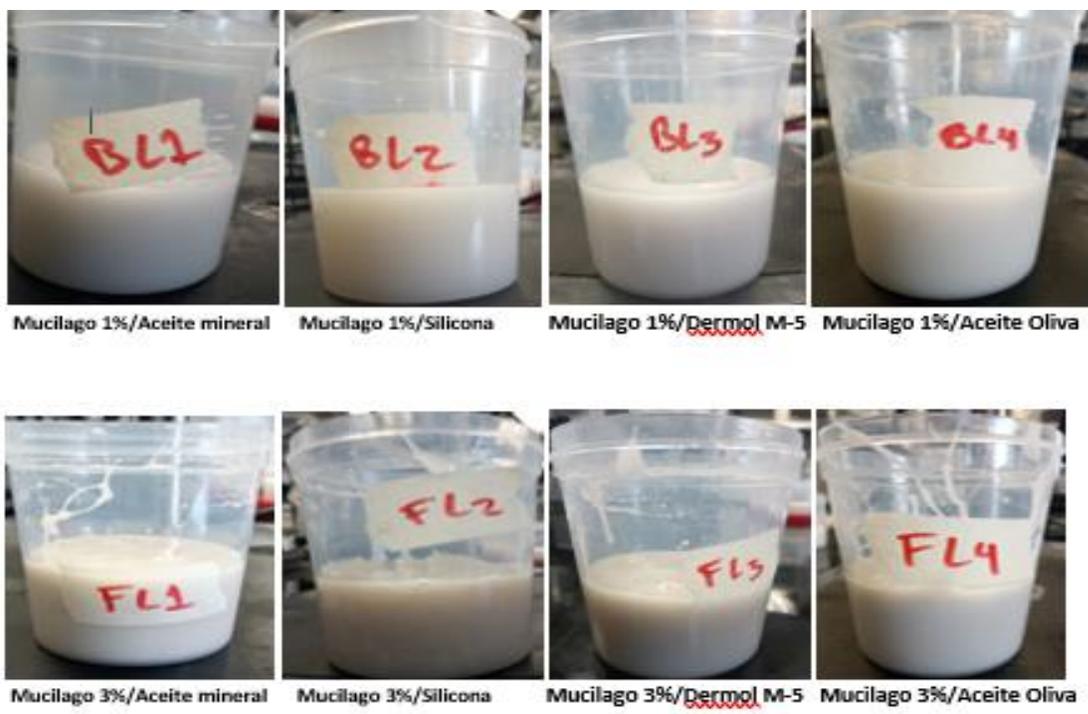


Figura 29. Emulsiones con mucílago de linaza.

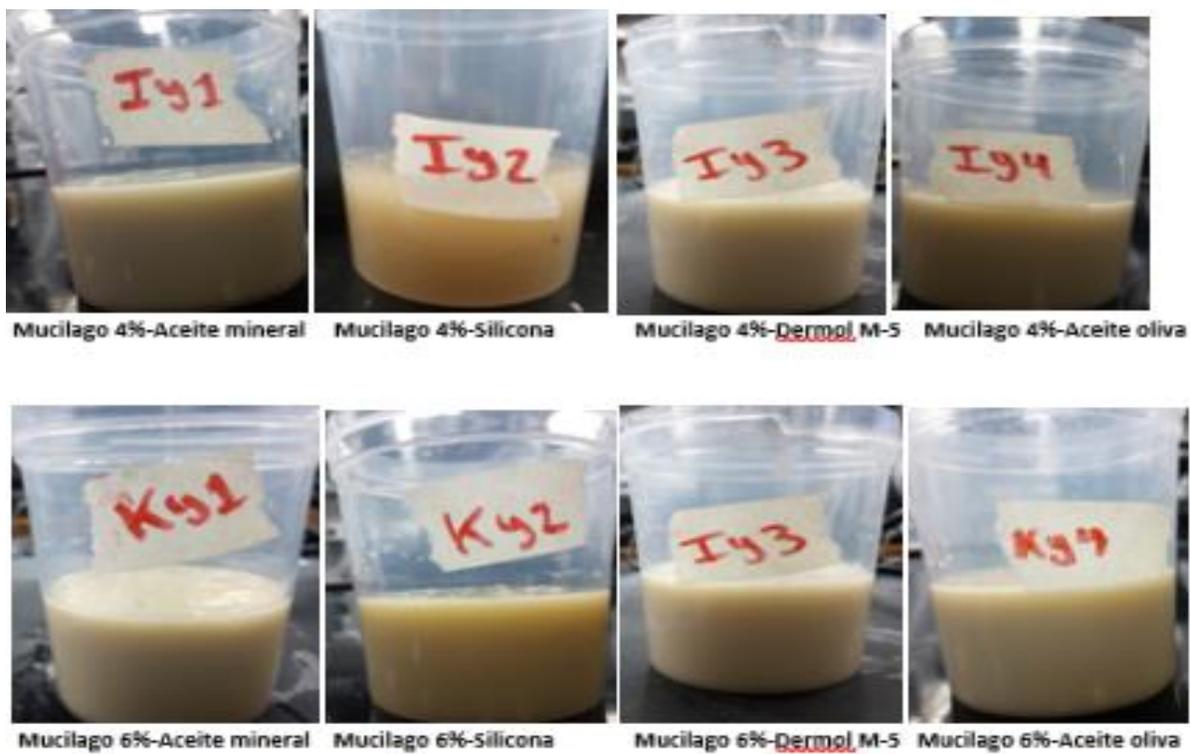


Figura 30. Emulsiones con mucílago de yaca.

7.3.1. Emulsiones con mucílago de linaza

Los resultados presentados en la Tabla 27 (temperatura ambiente), muestran una tendencia que a bajas concentraciones de mucílago de linaza (<1.5 %), las emulsiones tenderán a mostrar una inestabilidad en el sistema a cortos tiempos, mientras que a altas concentraciones la estabilidad del sistema se incrementa. Esto se explica a través de la capacidad del hidrocoloide para controlar la reología de la fase acuosa continua [64]. Esto es correcto en concentraciones de fases oleosa bajas, donde los glóbulos dispersos se pueden inmovilizar por separado en una red de polisacáridos enredados y, la fuerza para subir a la superficie por diferencia de densidades que actúa sobre una gota individual es insuficiente para superar el límite elástico efectivo dado por la matriz gelatinosa [101]. Es por esto, que a concentraciones ≥ 2 % los sistemas resultaron con mayor estabilidad debido a esa falta de energía (de los glóbulos individuales de la fase dispersa) para superar el límite elástico de la matriz de polímero.

Tabla 27. Resultados de las emulsiones estabilizadas con mucílago de linaza.

Emulsiones con mucílago de linaza al 5 % de fase oleosa				
Concentración de mucílago (%)	Sustancia lipofílica.			
	Aceite mineral	Silicona	Dermol M-5	Aceite de Oliva
0.5	Inestable (210 min)	Inestable (175 min)	Inestable (238 min)	Inestable (251 min)
1	Inestable (24h)	Inestable (14h)	Inestable (24h)	Inestable (24h)
1.5	Estable 14 días	Inestable (48h)	Inestable (48h)	Estable 14 días

Resultados después de 14 días				
2.0	Estable	Estable	Estable	Estable
2.5	Estable	Estable	Estable	Estable
3.0	Estable	Estable	Estable	Estable
4.0	Estable	Estable	Estable	Estable

Durante el almacenamiento a 40 °C (Tabla 28) las emulsiones que permanecieron estables a condiciones ambientales terminaron presentando alguna inestabilidad. Esto se debe a que los sistemas tuvieron un suministro de energía (temperatura) y de acuerdo con la ecuación 1, el sistema pasó de un estado cinéticamente estable, con valores de ΔG pequeños, a un sistema termodinamicamente inestable con valores de ΔG mayores [56].

Tabla 28. Resultados de las emulsiones estabilizadas con mucílago de linaza a 40°C

Emulsiones con mucílago de linaza al 5 % de fase oleosa				
Concentración de mucílago (%)	Sustancia lipofílica.			
	Aceite mineral	Silicona	Dermol M-5	Aceite de Oliva
Tiempo al que presentaron inestabilidad (h)				
1.5	48	NA	NA	96
2.0	72	48	48	96
2.5	96	48	48	168
3.0	168	48	168	168
4.0	168	120	168	168

El aceite de oliva fue el que presentó mayor estabilidad (3 emulsiones a 40 °C por 168 h). Este aceite se encuentra compuesto por una variedad de distintas sustancias, pero principalmente por triacilgliceroles, seguido de diacilgliceroles, tocoferoles, esteroides, alcoholes alifáticos, pigmentos y fosfolípidos [102, 103]. Debido al alto contenido de los triacilgliceroles, éstos en su parte polar (OCO) pueden “estabilizar” al sistema por interacciones de puentes de hidrógeno con la fase continua [104] (Figura 31). Por otro lado, las fuerzas intermoleculares involucradas entre cada glóbulo de fase dispersa son de tipo puente de hidrógeno entre el oxígeno del éster y los hidrógenos del carbono alfa de otra molécula de éster (Figura 32). Por practicidad solo se marca una interacción.

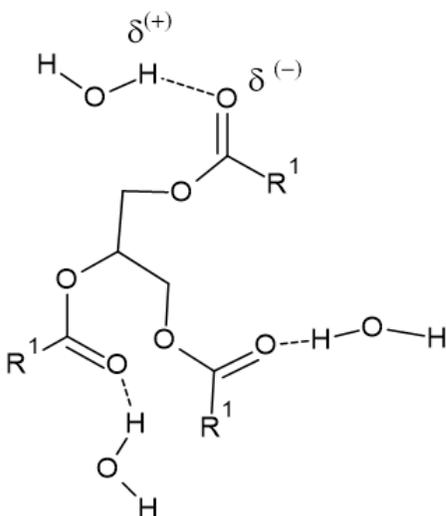


Figura 31. Estructura general de un triacilglicerol formando enlace de hidrógeno con una molécula de agua.

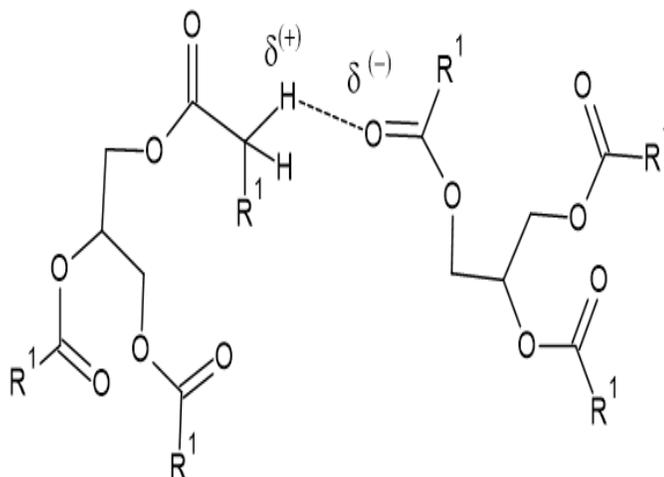


Figura 32. Fuerzas de tipo puente de hidrógeno entre cada molécula de triacilglicerol.

La segunda sustancia en presentar mejores estabilidades fue el aceite mineral. Éste es una mezcla de principalmente de parafinas y naftenos [105]. Las fuerzas intermoleculares involucradas en este tipo de moléculas son muy débiles (London) [106], por ende, la energía que actúa sobre cada gota individual atrapada en la matriz del polímero es menor a la del límite elástico efectivo (3 y 4 % de polímero), provocando una estabilización hasta cierto tiempo (168 h a 40 °C). Con la energía suministrada a 40 °C, los sistemas incrementan el valor de ΔG provocando una inestabilidad en el sistema. En la Figura 34 se exponen estas fuerzas de London en dos moléculas de naftenos.

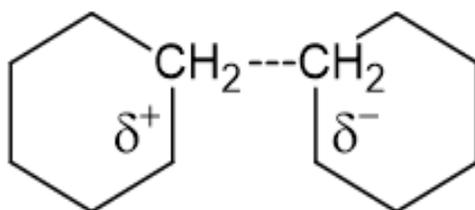


Figura 34. Fuerzas de London en dos moléculas de naftenos.

Respecto al Dermol M-5, ésta fue la tercera sustancia en términos de estabilidad a las emulsiones. Éste es un triglicérido caprílico / cáprico (Figura 31). Los tres grupos éster (parte polar) proveen estabilización al sistema mediante interacciones de puentes de hidrógeno con la fase continua (mismo análisis que con aceite de oliva). Las fuerzas intermoleculares involucradas entre cada glóbulo de fase dispersa son de tipo puente de hidrógeno dipolo el oxígeno del éster y los hidrógenos del carbono alfa (Figura 32).

Por último, las emulsiones formadas con siliconas resultaron con menores tiempos de estabilidad comparada con las otras 3 sustancias lipofílicas. Las siliconas son caracterizadas por tener enlaces Si-O-Si, éstas se encuentran usualmente enlazadas a grupos metilo [107]. Las siliconas son de naturaleza hidrofóbica, sin embargo, es de notar que, a una estructura nano, las siliconas no son solubles en una variedad de solventes orgánicos y normalmente una emulsión con siliconas no son fáciles de estabilizar [108]. La hipótesis del por qué una silicona no es fácil de emulsionar, es debido a los enlaces Si-O-Si y los grupos metilo unidos al Si. La electronegatividad menor del silicio (1.9) comparada con la del oxígeno (3.44) y carbono (2.5), produce un enlace polarizado en mayor medida hacia el silicio, provocando que el oxígeno disminuya la poca interacción (por puentes de hidrógeno) con la parte hidrofílica de la fase continua.

En el caso de las emulsiones formadas con siliconas en este trabajo, resultaron en una menor estabilidad, debido a que las fuerzas intermoleculares involucradas en la molécula de la silicona son más fuertes a las de las otras 3 sustancias lipofílicas por la nube

electrónica que se da entre el Silicio de una molécula y el oxígeno de otra molécula, representado en la Figura 35. Por facilidad solo se manifiesta una sola interacción de todas las posibles.

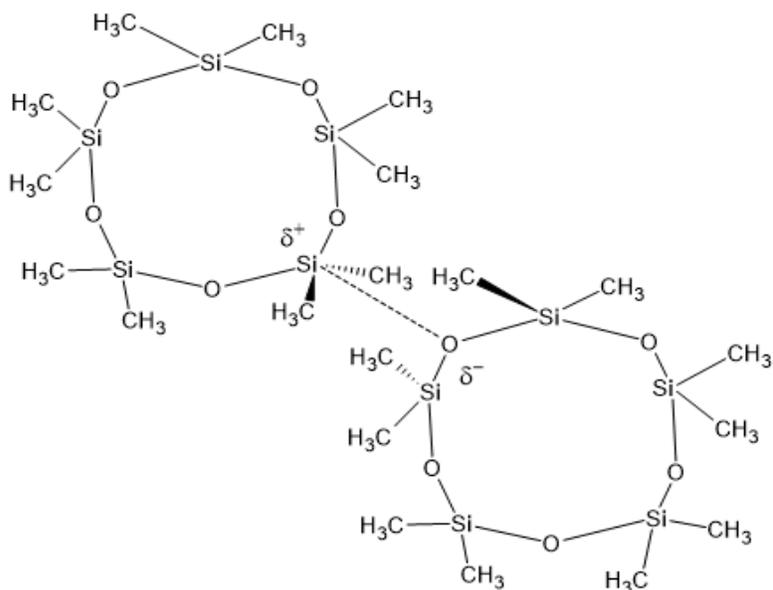


Figura 35. Fuerzas de dipolo – dipolo en la silicona.

7.3.2 Emulsiones con mucílago de yaca proveniente de la pulpa

Como se observa en la Tabla 29 (temperatura ambiente) y Tabla 30 (40 C), de igual forma que con el mucílago de linaza, las emulsiones estabilizadas con mucílagos de yaca mostraron mayores tiempos de estabilización a mayor concentración de polímero. Estos resultados siguen el mismo análisis del mucílago de linaza, solo que, para los geles de yaca, las viscosidades son sustancialmente menores comparadas con las del mucílago linaza, por tanto, el límite elástico efectivo dado por la matriz de polímero es menor y los glóbulos de fase dispersa tienden a regresar a un estado termodinámico estable en menos tiempo debido a que la matriz gelatinosa ofrece menos resistencia [101].

Tabla 29. Resultados de estabilidad de las emulsiones estabilizadas con mucílago de yaca proveniente de la pulpa.

Emulsiones con mucílago de yaca. Fase oleosa 5 %				
Concentración mucílago (%)	Sustancia lipofílica			
	Aceite mineral	Silicona	Dermol M-5	Aceite de oliva
Tiempo al que presentaron inestabilidad (h)				
4	144	48	120	168
5	144	96	120	168
6	240	168	192	Estable (14 días)

Tabla 30. Resultados de estabilidad de las emulsiones estabilizadas con mucílago de yaca proveniente de la pulpa (40 °C).

Emulsiones con mucílago de yaca. Fase oleosa 5 %				
Concentración mucílago %(P/P)	Sustancia lipofílica			
	Aceite mineral	Silicona	Dermol M-5	Aceite de oliva
TIEMPO AL QUE PRESENTAN INESTABILIDAD (h)				
6.0	NA	NA	NA	24

7.3.3 Emulsiones con mucílago de yaca proveniente de los periantos

En la Tabla 31 se presentan los datos obtenidos de las emulsiones con mucílago de yaca proveniente de los periantos a temperatura ambiente. Al igual que con el resto de las emulsiones, la que resultó con mayor tiempo de estabilidad fue la de aceite de oliva (312 h). Respecto a la comparación entre el mucílago de yaca obtenido de la pulpa (Tabla 30) y periantos (Tabla 31) a la misma concentración, el obtenido de la pulpa mostró “mejores” resultados debido a una mayor viscosidad (apartado VII.5.2.).

Tabla 31. Resultados de estabilidad de las emulsiones estabilizadas con mucílago de yaca.

Emulsiones con mucílago de yaca (periantos). Fase oleosa 5 %				
Concentración mucílago (%)	Sustancia lipofílica			
	Aceite mineral	Silicona	Dermol M-5	Aceite de oliva
Tiempo al que presentaron inestabilidad (h)				
6	240	120	192	312

7.3.4. Diámetros de glóbulo

7.3.4.1. Emulsiones con mucílago de linaza

Los datos presentados en la Tabla 32 muestran los diámetros de glóbulo para las emulsiones estabilizadas con mucílago de linaza. Todas las emulsiones presentaron tamaños micrométricos, lo que representa inestabilidad termodinámica [109]. El diámetro de glóbulo depende de diferentes factores como la técnica de producción y factores que involucran el método de producción, por ejemplo: en un método de alta energía influye: la presión, homogeneizador y tiempo de homogenización [110]. De forma adicional, se

observa que no hay correlación entre la concentración de mucílago y tamaño de glóbulo, con excepción de la concentración 0.5 % del mucílago; ya que estas emulsiones mostraron un tamaño de glóbulo mayor a el resto de sus homólogos. Esto se le atribuye a que no hay suficiente cantidad de polímero para cubrir toda la superficie de los glóbulos, provocando que éstos se aglomeren y formen glóbulos de mayor tamaño resultando en coalescencia [111].

Tabla 32. Diámetros de glóbulo para emulsiones con mucilago de linaza.

Emulsiones con mucílago de linaza				
Sustancia lipofílica				
	Aceite mineral	Silicona	Dermol M-5	Aceite de oliva
Concentración mucílago (%)	Tamaño de glóbulo (µm)			
0.5	228.6	215.6	171.9	245.6
1.0	81.73	83.23	86.65	73.63
1.5	79.71	66.85	92.61	98.96
2.0	72.30	89.85	73.62	50.64
2.5	91.18	75.46	66.94	57.94
3.0	84.80	95.34	36.05	16.04
4.0	82.23	97.61	46.30	31.05

7.3.4.2 Emulsiones con mucílago de yaca

Respecto a las emulsiones con mucílago de yaca, los diámetros de glóbulo se presentan en la Tabla 33 (proveniente de la pulpa) y Tabla 34 (proveniente de los periantos). Se resalta que a menor concentración de polímero (4.0 %) un menor diámetro de glóbulo es observado. La hipótesis para esto es que, a menor cantidad de éste, menor viscosidad en el sistema, por tanto, el trabajo de agitación suministrado inicialmente para la formación de la emulsión resulte con “mayor eficiencia” en los sistemas menos viscosos que en los de mayor viscosidad, obteniéndose menores diámetros de glóbulo.

Tabla 33. Diámetros de glóbulo para emulsiones con mucilago de yaca (pulpa).

Emulsiones con mucílago de yaca (pulpa)				
Sustancia lipofílica				
	Aceite mineral	Silicona	Dermol M-5	Aceite de oliva
Concentración mucílago (%)	Tamaño de glóbulo (µm)			
4	144	150.8	151.9	147.8
5	146.2	162.7	204.2	161.4
6	189.1	203.9	198.9	187

Tabla 34 Diámetros de glóbulo para emulsiones con mucilago de yaca (periantos).

Emulsiones con mucílago de yaca (periantos)				
Sustancia lipofílica				
Concentración mucílago (%)	Aceite mineral	Silicona	Dermol M -5	Aceite de oliva
6	176.6	180.1	194.6	198.4

7.4. Pruebas mecánicas a las películas

7.4.1 Películas con almidón de la semilla de yaca

A las películas de almidón no se les realizó ninguna medición, debido a que no formaron películas continuas, con ninguna combinación de plastificante (apartado VI.8.3). Estos resultados se asocian a la alta porosidad del almidón obtenido (55.4 %), debido a que el proceso de formación de películas se da por la evaporación de agua, permitiendo que las partículas aumenten su proximidad entre sí, deformándose en hexágonos, coalescen y forman una película continua [112, 113]. Dada la alta existencia de espacios vacíos (porosidad), esto provoca que el proceso de coalescencia resulte “menor” [114], obteniéndose películas no continuas (Figura 36).

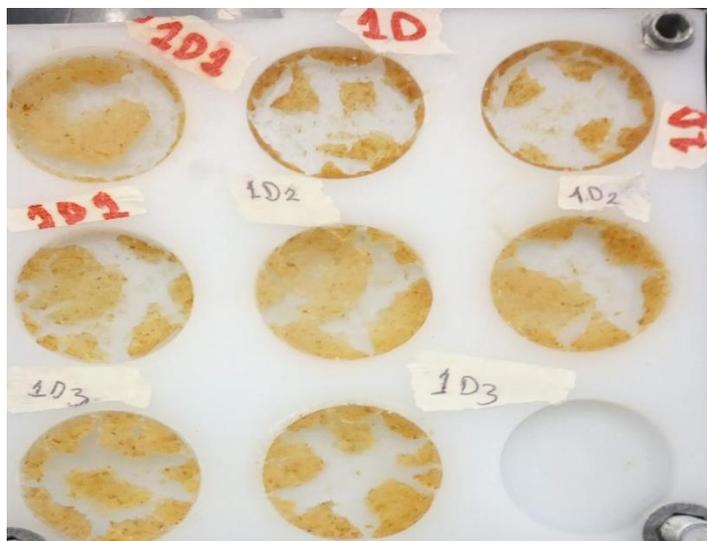


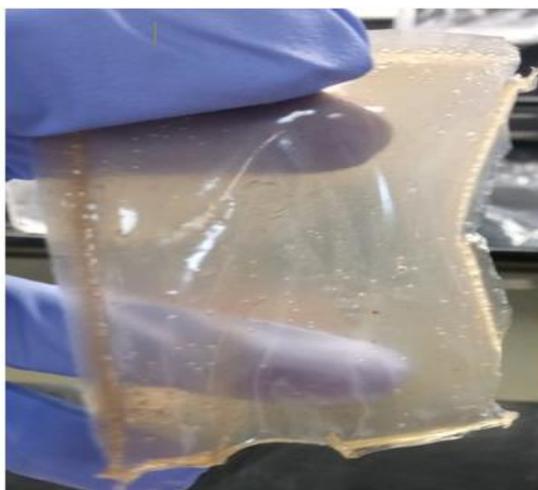
Figura 36. Películas formadas con almidón de la semilla de yaca.

7.4.2. Películas con mucílago de linaza

Los datos de trabajo de ruptura, deformación y módulo de Young se encuentran resumidos en la Tabla 35. Para las películas formadas con este mucílago (sin plastificante) no fue posible realizarles medición de los parámetros mecánicos, debido a su rigidez y quebrantés (Figura 37). Sin embargo, al añadir un plastificante, las propiedades de elasticidad mejoraron considerablemente llegando a deformarse hasta un 80.44 % (linaza 3 % - glicerol 6 %). La mejor película en términos de porcentaje deformación y trabajo requerido para la ruptura de la película, fue la combinación de mucílago de linaza 4 %-glicerol al 6% (Figura 38), con la cual se requirieron 204 mJ para la ruptura de la película y un 77 % de deformación.



Figura 37. Películas realizadas con mucílago de linaza sin plastificante.



Mucilago linaza 4% - Glicerina 6%

Figura 38. Películas con ML 4%-Glicerina 6%

Tabla 35. Resultados de pruebas mecánicas con películas de mucilago de linaza.

Mucilago de linaza al 2.5%					
Muestra	Grosor (mm)	Trabajo (mJ)	Tensión (MPa)	Deformación (%)	Módulo de Young (MPa)
Propilenglicol 2%	0.3	27.03±6.2	1.95±3.34	11.61±1.8	16.79±2.45
Glicerol 2%	0.3	15.25±2.49	1.628±2.36	22.3±7.3	7.30±2.63
Glicerol 4%	0.4	16.21±3.9	0.7544±1.2	55.89±9.56	1.35±0.79
Glicerol 6%	0.4	26±8.12	0.7496±0.08	74.82±2.32	1.00±0.23
Mucilago de linaza al 3%					
Muestra	Grosor (mm)	Trabajo (mJ)	Tensión (MPa)	Deformación (%)	Módulo de Young
Propilenglicol 2%	0.3	24.42±6.33	33.73±14.50	17.5±6.95	192.74±16.4
Glicerol 2%	0.3	17.91±4.2	9.8±2.67	52.91±6.37	18.52±3.12
Glicerol 4%	0.4	16.38±5.76	7,34±0.4	57.7±9.1	12.72±2.9

Glicerol 6%	0.5	16.47±6.23	6.72±1.2	80.44±12.13	8.35±3.3
Mucílago de linaza al 4%					
Muestra	Grosor (mm)	Trabajo (mJ)	Tensión (MPa)	Deformación (%)	Módulo de Young
Propilenglicol 2%	0.3	24.32±4.45	42.96±7.8	7.53±16.12	570.51±123.67
Glicerol 2%	0.3	47±8.82	16.68±2.38	44.58±1.6	37.41±9.25
Glicerol 4%	0.4	43.3±21.3	11.93±4.69	59.84±2.1	19.94±4.5
Glicerol 6%	0.6	204±39.61	6.4±2.61	77.36±3.6	8.27±2-4

7.4.3 Películas con mucílago de yaca

Los resultados con mucílago de yaca se muestran en la Tabla 36. Las propiedades de las películas mejoraron considerablemente al añadir un plastificante. Los porcentajes de deformación respecto a los blancos 4, 5 y 6 aumentaron un 494, 525 y 926 % respectivamente con sus respectivos homólogos conteniendo glicerina al 6 %. La mejor película en términos de porcentaje de deformación y trabajo de falla fue mucílago de yaca 5% con glicerol al 6 % (Figura 39), para la cual se requirieron 47.10 mJ para la ruptura y una deformación del 38.81 %.

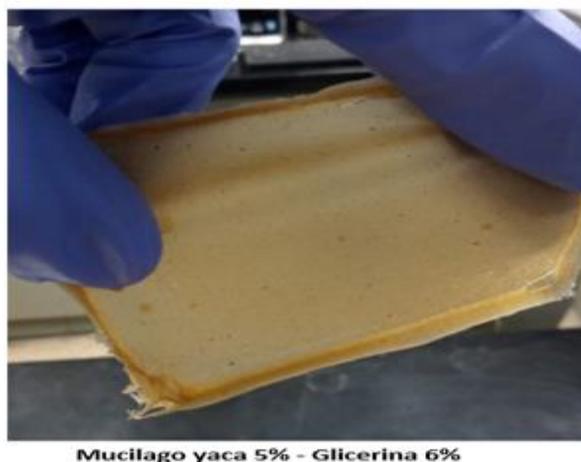


Figura 39. Película con mucílago de yaca al 5 % - glicerina al 6 %.

Tabla 36. Resultados de pruebas mecánicas a películas con mucílago de yaca.

Mucílago de yaca al 4 %					
Muestra	Grosor (mm)	Trabajo (mJ)	Tensión (MPa)	Deformación (%)	Módulo de Young (MPa)
Blanco 4	0.2	8.17±1.4	37.04±1.56	4.6±2.31	805±234
Propilenglicol 2%	0.3	72.18±8.98	40.08±12.3	29.11±4.33	137±32.3
Glicerol 2%	0.3	51.69±13.67	27.76±9.45	39.16±7.2	70±13.12
Glicerol 4%	0.3	29.6±6.3	13.58±1.49	40.2±10.4	33.78±7.89
Glicerol 6%	0.3	17.56±7.23	8.50±2.3	42.6±10.3	19.95±4.8
Mucílago de yaca al 5%					
Muestra	Grosor	Trabajo (mJ)	Tensión (MPa)	Deformación (%)	Módulo de Young
Blanco 5	0.4	42.58±9.8	59.68±7.7	8.22±1.4	726±245
Propilenglicol 2%	0.4	18.36±3.8	61.76±8.97	8.7±3.4	710±141
Glicerol 2%	0.4	71.57±9.98	40.62±6.63	31.52±3.12	128±15.6
Glicerol 4%	0.6	53.02±7.1	22.31±1.81	37.45±4.48	60±4.45
Glicerol 6%	0.6	52.54	22±1.92	43.21±5.43	50.91±3.1
Mucílago de yaca al 6 %					
Muestra	Grosor	Trabajo (mJ)	Tensión (MPa)	Deformación (%)	Módulo de Young
Blanco 6	0.4	146.87±34.1	101.6±11.2	7.85±2.23	1294±365
Propilenglicol 2%	0.4	113.21±8.26	54.21±3.98	24.87±1.92	218±25.1
Glicerol 2%	0.4	108.58±13.4	44.05±3.77	31.79±3.24	138.5±12.8

Glicerol 4%	0.6	72.23±17.1	32.37±2.61	37.27±5.87	86.85±6.89
Glicerol 6%	0.6	47.10±3.8	12±0.98	38.81±2.98	30.91±2.97

Para ambos mucilagos, las películas formadas con propilenglicol muestran módulos de Young mayores (comparado con glicerina a la misma concentración), lo que se traduce como materiales con mayor rigidez. Tee *et. al.*, 2016, reportan que el uso de glicerina en este tipo de películas provoca la penetración en la matriz polimérica causando una “reticulación” y algunos enlaces tipo hidrógeno entre los hidroxilos de la glicerina y el mucílago reemplazan a enlaces de mucílago – mucílago [115], reduciendo las interacciones de las cadenas poliméricas cercanas e incrementando así la flexibilidad de ésta [116]. Esto último explica los resultados de mayor rigidez de las películas con propilenglicol contra las de glicerina, debido a que el propilenglicol contiene solo dos grupos hidroxilo en su estructura, mientras que la glicerina contiene tres. Por tanto, por cada molécula de mucílago, la glicerina forma un enlace de hidrógeno adicional con el mucílago traduciéndose en menor rigidez sobre la película.

7.5. Materiales plastificados a partir del almidón de la semilla de yaca

En torno a los materiales plastificados (Figura 40), éstos se degradaron en los tres medios acuosos (pH 2.0, pH 7.0 y pH 12). En un principio los materiales sufrieron un grado de hinchamiento, para posteriormente desintegrarse en el medio (Figura 41). Los tiempos de desintegración fueron 343 minutos para medio ácido, 454 minutos para medio neutro y 321 minutos para medio alcalino.

Respecto a las pruebas de compresión, éstas no fue posible determinarlas debido a que los materiales superan la capacidad máxima de carga del equipo (4500g).



Figura 40. Materiales plastificados obtenidos a partir del almidón de la semilla de yuca.



Figura 41. Resultados de la degradación de los materiales plastificados a diferentes valores de pH.

8. CONCLUSIONES

La obtención mediante precipitación de los mucílagos de linaza y yaca resultó como un método sencillo, sin embargo, los rendimientos no fueron los mejores comparándolos con la literatura los cuales están en rangos de entre 3.1 - 7.3 % y 13.5 – 25-3 %, respectivamente.

La obtención del almidón de la semilla de yaca a partir del método alcalino resultó como un método engorroso. Aunque no se logró la identificación concreta del almidón ni el porcentaje de amilosa, las semillas pueden ser una nueva fuente novedosa para la obtención de almidón debido al alto contenido en las semillas, aunado al hecho que estas normalmente son desecho de la fruta cuando esta es consumida.

Se realizó el reograma del almidón de la semilla de yaca al 5% resultando con un comportamiento pseudoplástico, el cual es típico para ser utilizado como estabilizante en emulsiones, no obstante, no se realizó así, debido a que libera agua al medio después de cierto tiempo.

Se realizaron reogramas de los mucílagos de linaza y el de yaca los cuales mostraron comportamiento de tipo pseudoplástico el cual es característico de polisacáridos para aplicaciones en emulsiones. Siendo el mucílago de linaza que a concentraciones ≥ 2 % mostró buenas propiedades como estabilizante estérico, por lo cual este resulta interesante para seguirse estudiando en combinación con otros polisacáridos para aplicaciones en la industria cosmética, farmacéutica y/o alimenticia. Por otro lado, el mucílago de yaca mostró propiedades pobres como estabilizante estérico, esto debido a

sus bajas viscosidades que se encuentran relacionadas con su peso molecular como se evidencio con la aproximación por viscosimetría.

Respecto a la aplicación de los polímeros como agentes formadores de película, los dos mucílagos resultaron con buenas propiedades para futuras aplicaciones en las áreas farmacéutica, cosmética y/o alimenticia considerando sus beneficios intrínsecos como biodegradabilidad y no toxicidad.

Los materiales plastificados provenientes del almidón de la semilla de yaca resultan atractivos para aplicaciones en diferentes industrias debido a sus propiedades mecánicas y su biodegradabilidad en medios acuosos.

A pesar de las ventajas de biodegradabilidad, no toxicidad, de fácil acceso y proveniente de fuentes renovables que ofrecen los polímeros trabajados en este proyecto, aun se requiere mayor investigación de estos para superar inconvenientes como la uniformidad de lote a lote en términos de características fisicoquímicas y procesos de extracción que puedan escalarse a nivel industrial, de tal forma que estos puntos conlleven a una futura aplicación en las industrias mencionadas.

9. PROSPECTIVAS

Con los tres polímeros obtenidos, se puede realizar más investigación para los usos estudiados en este trabajo, así como para otros usos. Particularmente en la industria farmacéutica, cosmética o alimenticia como: sistemas de liberación, superdesintegrante o polímero para formar vehículos nano o microestructurados.

Investigar en mayor medida el almidón proveniente de la semilla de yaca (determinar de forma específica el almidón, cuantificar el porcentaje de amilosa, peso molecular, influencia de la maduración de la fruta).

Encontrar aplicaciones específicas a los materiales obtenidos, considerando como beneficios su degradabilidad en medios acuosos, propiedades mecánicas y provenientes de fuentes renovables.

REFERENCIAS

1. Salarbashi, D., Tafaghodi, M. (2018). An update on physicochemical and functional properties of newly seed gums. *International Journal of Biological Macromolecules*, 119, 1240-1247. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.06.161>
2. Lu, C. M., Xiao, S. J. (2009). Starch-based completely biodegradable polymer materials. *eXPRESS Polymer Letters*, 6, 366-375. <https://doi.org/10.3144/expresspolymlett.2009.46>
3. Jian-Hwaj, G., Skinner, G. W., Harcum and Barnum, P. E. (1998). Pharmaceutical applications of naturally occurring water-soluble polymers. *Pharmaceutical Science & Technology Today*, 1, 254-261. [https://doi.org/10.1016/S1461-5347\(98\)00072-8](https://doi.org/10.1016/S1461-5347(98)00072-8)
4. Vishakha S., K., Kishor D., B. and Sudha S., R. (2012). Natural Polymers – A Comprehensive Review. *International Journal of Research in Pharmaceutical and Biomedical Sciences*, 3, 1597-1613
5. Shogren, R. L., Bagley, E. B. (1999). Natural Polymers as Advanced Materials: Some Research Needs and Directions. *ACS Symposium Series*, 723, 2-11. <https://doi.org/10.1021/bk-1999-0723.ch001>
6. Braun, D., Cherdrón, H., Rehahn, M., Ritter, H., Voit, B. (2013). *Polymer Synthesis: Theory and Practice*. Springer, New York, pp. 2 y 84-120.
7. Carrasquero López, F. (2004). Fundamentos de polimeros, VI Escuela Venezolana para la Enseñanza de la Química, Mérida, pp. 1-5
8. Vroman, I. Tighzert, L. (2009). Biodegradable Polymers. *Materials*, 2, 307-344. <https://doi.org/doi:10.3390/ma2020307>

9. Tiwari, P., Panthari, P., Katare, K. P., Kharkwal, H. (2014). Natural polymers in drug delivery. *World journal of pharmacy and pharmaceutical sciences*, 3, 1395-1409.
10. Mohanan, N., Montazer, Z., Sharma, P. K., Levin, D. B. (2020). Microbial and Enzymatic Degradation of Synthetic Plastics. *Frontiers in Microbiology*, 11. 1-22. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.580709>
11. Niaounakis, M. (2015). Biopolymers: Applications and trends. Elsevier, pp. 1
12. Teixeiraa, Felipe J., Santos, H. O., Howell, S. L., Pimentel, G. D. (2019). Whey protein in cancer therapy: A narrative review. *Pharmacological Research*, 144, 245-256. <https://doi.org/10.1016/j.phrs.2019.04.019>
13. P. Stevens., M., Biopolymers: Polymers Chemistry. An introduction. (1999). Oxford University, Reino Unido, pp. 476 y 551
14. Youn, Y. S., Bo, G., Yong, W., J. T. Reaney, M. (2015). Flaxseed (*Linum usitatissimum* L.) oil processing and selected products. *Trends in Food Science & Technology*, 43 (2), 162-177. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2015.03.001>
15. Ganorkar, P. M., Jain, R. K. (2013). Flaxseed – a nutritional punch. *International Food Research Journal*, 20 (2), 519-525.
16. Barbary, O. M., El-Sohaimy, S. A. El-Saadani, M.A., Mohamed Zeitoun, A. (2009). Extraction, composition and physicochemical properties of flaxseed mucilage. *J. Adv. Agric. Res.*, 14, 605-622
17. Dinga, H. H., Qian, K., Douglas Goff, H., Wang, Q., W. Cui, S. (2018). Structural and conformational characterization of arabinoxylans from flaxseed mucilage. *Food Chemistry*, 254, 266-271. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.159>
18. Badole, S. L., Zanwar, A.A., Bodhankar, S. L. (2013). Antihyperglycemic Potential of Secoisolaricinol Diglucoside. *Bioactive Food as Dietary Interventions for Diabetes*, 53-57. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-397153-1.00005-6>

19. McDill, J., Replinger, M., Simpson, B. B., Kandereit, J. W. (2009). The Phylogeny of Linum and Linaceae Subfamily Linoideae, with Implications for Their Systematics, Biogeography, and Evolution of Heterostyly. *Systematic Botany*, 34 (2), 386-405. <https://doi.org/386-405.0.1600/036364409788606244>
20. ITIS. Integrated Taxonomic Information System – Report. (2011). *Linum usitatissimum* L. (No.: 29226).
21. Roulard, R., Petit, E., Mesnard, F., Rhazi, L. (2016). Molecular investigations of flaxseed mucilage polysaccharides. *International Journal of Biological Macromolecules*, 86, 840-847. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.01.093>
22. Cheng, C., Yu, X., Huang, F., Peng, D., Chen, H., Chen, Y., Huang, Q., Deng, Q. (2021). Effect of different structural flaxseed lignans on the stability of flaxseed oil-in-water emulsion: An interfacial perspective. *Food Chemistry*, 357, 2-11. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129522>
23. Heller, K., Sheng, Q. C., Guan, F., Alexopoulou, E., Hua, L, S., Wu, G. W, Jankauskiene, Z., Fu, W. Y. (2014). A comparative study between Europe and China in crop management of two types of flax: linseed and fibre flax. *Industrial Crops and Products*, 68, 24-31. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.07.010>
24. Wang, H., Wang, J., Qiu, C., Ye, Y., Guo, X., Chen, G., Li, T., Wang, Y., Fu, X., Hai Liu, R. (2017). Comparison of phytochemical profiles and health benefits in fiber and oil flaxseeds (*Linum usitatissimum* L.). *Food Chemistry*, 214, 227-233. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.07.075>
25. Rashid, F., Ahmed, Z., Hussain, S., Huang, Jen-Yi, Ahmad, A. (2019). *Linum usitatissimum* L. seeds: Flax gum extraction, physicochemical and functional characterization. *Carbohydrate Polymers*, 215, 29-38. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.03.054>
26. Youn, Y. S., Bo G., Arnison, P. G., Yong, W. and Reaney, M. J. C. (2014). Flaxseed (*Linum usitatissimum* L.) bioactive compounds and peptide nomenclature: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 38, 5-20. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2014.03.011>

27. Huang, D., Wang, C., Yuan, J., Cao, J., Lan, H. (2015). Differentiation of the seed coat and composition of the mucilage of *Lepidium perfoliatum* L.: a desert annual with typical myxospermy. *Acta Biochim Biophys Sin*, 47(10), 775-787. <https://doi.org/10.1093/abbs/gmv078>
28. Saha, D., Bhattacharya, S. (2010). Hydrocolloids as thickening and gelling agents in food: a critical review. *Association of Food Scientists & Technologists*, 47(6), 587-597. <https://doi.org/10.1007/s13197-010-0162-6>
29. Fabre, J. F., Lacroux, E., Valentin, R., Mouloungui, Z. (2015). Ultrasonication as a highly efficient method of flaxseed mucilage extraction. *Industrial Crops and Products*, 65, 354-360. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.11.015>
30. Devi, R., Bhatia, M. (2019). Thiol functionalization of flaxseed mucilage: Preparation, characterization and evaluation as mucoadhesive polymer. *International Journal of Biological Macromolecules*, 126, 101-106. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.12.116>
31. Elboutachfai, R., Delattre, C., Quero, A., Roulard, R., Duchene, J., Mesnard, F., Petit, E. (2017). Fractionation and structural characterization of six purified rhamnogalacturonans type I from flaxseed mucilage. *Food Hydrocolloids*, 62, 273-279. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.08.005>
32. Qian, K.Y., Cui, S. W., Wu, Y., Goff, H. D. (2012). Flaxseed gum from flaxseed hulls: Extraction, fractionation, and characterization. *Food Hydrocolloids*, 28, 275-283. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2011.12.019>
33. Warrand, J., Michaud, P., Picton, L., Muller, G., Courtois, B., Ralainirina, R., Courtois, J. (2003). Large-Scale Purification of Water-Soluble Polysaccharides from Flaxseed Mucilage, and Isolation of a New Anionic Polymer. *Chromatographia*, 58, 331-335. <https://doi.org/10.1365/s10337-003-0060-4>
34. Warrand, J., Michaud, P., Picton, L., Muller, G., Courtois, B., Ralainirina, R., Courtois, J. Flax. (2005). (Linum usitatissimum) Seed Cake: A Potential Source of High Molecular Weight Arabinoxylans? *Journal of agricultural and food chemistry*, 53, 1449-1452
35. Kaewmanee, T., Bagnasco, L., Benjakul, S., Lanteri, S., Morelli, C. F., Speranza, G., Cosulich, M. E. (2014). Characterisation of mucilages extracted from seven Italian cultivars of flax. *Food Chemistry*, 148, 60-69. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.10.022>

36. Elevitch, C. R., Manner, H. I. (2006). *Artocarpus heterophyllus* (jackfruit). *Species Profiles for Pacific Island Agroforestry, I.I*, 2-17.
37. Ranasinghe, R. A. S. N., Maduwanthi, S. D. T., Marapana, M. A. U. J. (2019). Nutritional and Health Benefits of Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam.): A Review. *International Journal of Food Science*, 2019, 12. <https://doi.org/10.1155/2019/4327183>
38. Ranganathan, T. V. (2018). Jackfruit Taxonomy and Waste Utilization. *Vegetos: An International Journal of Plant Research & Biotechnology*, 31(1), 67-73. <https://doi.org/10.5958/2229-4473.2018.00009.5>
39. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2017). Jackfruit, jaca, yaca... ¿la conoces? México: *Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera* <https://www.gob.mx/siap/articulos/jackfruit-jaca-yaca-la-conoces>
40. Cahyo Kumoro, A., Alhanif, M. and Hesti Wardhani, D. (2020). A Critical Review on Tropical Fruits Seeds as Prospective Sources of Nutritional and Bioactive Compounds for Functional Foods Development: A Case of Indonesian Exotic Fruits. *Hindawi. International Journal of Food Science*, 1-15. <https://doi.org/10.1155/2020/4051475>
41. Mijin, S., Ding, P. (2020). Growth development and structural changes of Malaysian jackfruit cv. Tekam Yellow syncarp. *Scientia Horticulturae*, 272, 2-10. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109594>
42. Chandhrua, M., Logesh, R., Kutti Rania, S., Ahmed, N., Vasimalai, N. (2019). One-pot green route synthesis of silver nanoparticles from jack fruit seeds and their antibacterial activities with escherichia coli and salmonella bacteria. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 20, 2-7. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2019.101241>
43. Feili, Reza (2014) *Utilization Of Jackfruit (Artocarpus Heterophyllus Lam.) Rind Powder As Value Added Ingredient In Bread*. Masters thesis, Universiti Sains Malaysia, pp. 1-24

44. ITIS. Integrated Taxonomic Information System – Report. (2011). *Artocarpus heterophyllus* Lam. (No.: 184183). https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=184183#null
45. Rengsutthi, K., Charoenrein, S. (2011). Physico-chemical properties of jackfruit seed starch (*Artocarpus heterophyllus*) and its application as a thickener and stabilizer in chilli sauce. *LWT - Food Science and Technology*. 44, 1309-1313. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2010.12.019>
46. Noor, F., Rahman, J., Mahomud, S., Akter, S., Talukder, A. I., Ahmed, M. (2014). Physicochemical properties of flour and extraction of starch from jackfruit seed. *International Journal of Nutrition and Food Sciences*, 3(4), 347-354. <https://doi.org/10.11648/j.ijnfs.20140304.27>
47. Resendiz-Vazquez, J.A., Ulloa, J. A., Urías-Silvas, J. E., Bautista-Rosales, P.U., Ramírez-Ramírez, J. C., Rosas-Ulloa, P., González-Torres, L. (2017). Effect of high-intensity ultrasound on the technofunctional properties and structure of jackfruit (*Artocarpus heterophyllus*) seed protein isolate. *Ultrasonics Sonochemistry*, 37, 436-444 <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2017.01.042>
48. Ho, L, H., Wong, Shi-Yun. (2019). Resistant Starch from Exotic Fruit and Its Functional Properties: A Review of Recent Research. Intechopen, 1-21. <https://doi.org/10.5772/intechopen.88816>
49. Kittipongpatana, O. S., Kittipongpatana, N. (2015). Resistant Starch Contents of Native and Heat-Moisture Treated Jackfruit Seed Starch. Hindawi Publishing Corporation, 1-10. <https://doi.org/10.1155/2015/519854>
50. Chen, L., Li, X., Pang, Y., Li, L., Zhang, X., Long, Y. (2007). Resistant starch as a carrier for oral colon-targeting drug matrix system. *J Mater Sci: Mater Med*, 18, 2199-2203. <https://doi.org/10.1007/s10856-007-3009-6>
51. Tulyathan, V., Tananuwong, K., Songjinda, P., Jaiboon, N. (2002). Some Physicochemical Properties of Jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* Lam) Seed Flour and Starch. *ScienceAsia*, 28, 37-41

52. Sabale, V., Patel, V., Paranjape, A. (2012). Isolation and characterization of jackfruit mucilage and its comparative evaluation as a mucoadhesive and controlled release component in buccal tablets. *International Journal of Pharmaceutical Investigation*, 2, 61-69. <https://doi.org/10.4103/2230-973X.100039>
53. Kumar, P., Kulkarni, G. T. (2013). Characterization of Mucilage from *Artocarpus heterophyllus* as Pharmaceutical Excipient. *Journal of Chronotherapy and Drug Delivery*, 4, 31-44.
54. Levine, Ira N. (2002). *Fisicoquímica*. Volumen 1. Mc Graw Hil, España, pp. 467-471
55. Kumar Gupta, P., Bhandari, N., Slah, H. N., Khanchandani, V., Keerthana, R., Nagarajan, V., Hiremath, L. (2019). An Update on Nanoemulsions Using Nanosized Liquid in Liquid Colloidal Systems. *Nanoemulsions - Properties, Fabrications and Applications*, 1-20. <https://doi.org/10.5772/intechopen.84442>
56. Tartaro, G., Mateos, H., Schirone, D., Angelico, R., Palazzo, G. (2020). Microemulsion Microstructure(s): A Tutorial Review. *Nanomaterials*, 10, 2-40. <https://doi.org/10.3390/nano10091657>
57. Badui Dergal, S. (2006). *Química de los alimentos*. Pearson, México, pp. 547-553.
58. Lavèn, J., & Stein, H. N. (Eds.) (1991). The preparation of dispersions : conference, Veldhoven, 1991, October 14-16 : preprints. S.I.: Stichting Chemische Congressen XII. pp. 77-78.
59. Kar, M., Chourasiya, Y., Maheshwari, R., Tekade, R. K. (2019). Current Developments in Excipient Science: Implication of Quantitative Selection of Each Excipient in Product Development. *Basic Fundamentals of Drug Delivery*, 29-83. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817909-3.00002-9>
60. Sjöblom, J. (Ed.), (2006). *Emulsions and emulsion stability*. Taylor & Francis, London.

61. Tadros, T. F. (Ed.), (2009). *Emulsion Science and Technology*. Wiley-VCH, United Kingdom.
62. Somasundaran, P., Krishnakumar, S. (1996). Adsorption of surfactants and polymers at the solid-liquid interface. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*, 15, 491-513. [https://doi.org/10.1016/S0927-7757\(96\)03829-0](https://doi.org/10.1016/S0927-7757(96)03829-0)
63. Wollenweber, C., Makievsk, A.V., Miller, R., & Daniels, R. (2000). Adsorption of hydroxypropyl methylcellulose at the liquid/liquid interface and the effect on emulsion stability. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects* 172 (2000) 91–10.
64. Dickinson, E. (2009). Hydrocolloids as emulsifiers and emulsion stabilizers. *Food Hydrocolloids*, 23, 1473–1482. <https://doi.org/doi:10.1016/j.foodhyd.2008.08.005>
65. Artoli, Y. Adsorption. *Ecological Processes*, 60-65.
66. Parfitt, G. D., Barnes, H. A. The dispersion of fine particles in liquid media. Port Sunlight Laboratory, Bebington, pp.99-117.
67. Semenova, M. G. (2019). Equilibrium in Colloidal Systems. Thermodynamics of Phase Equilibria in Food Engineering, Elsevier, pp. 507-522.
68. Zhulina, E. B., Borisov, O. V., Priamitsyn, V. A. (1990). Theory of Steric Stabilization of Colloid Dispersions by Grafted Polymers. *Journal of Colloid and Interface Science*, 137, 495-511
69. Lourenco, C., Teixeira, M., Simões, S., Gaspar, R. (1996). Steric stabilization of nanoparticles: size and surface properties. *International Journal of Pharmaceutics* 138, 1-12

70. Opawale, F. O., Burgess, D. J. (1998). Influence of Interfacial Properties of Lipophilic Surfactants on Water-in-Oil Emulsion Stability. *Journal of colloid and interface science*, 197, 142–150.
71. Guan, W. L. & Ping, G. (2010). *Handbook of Non-Invasive Drug Delivery Systems*. Elsevier INC. pp 66-67
72. Napper, D. H., Netschey. A. (1971). Studies of the Steric Stabilization of Colloidal Particles. *Journal of Colloid and Interface Science*, 37 (3), 528-535.
73. Kumar A. & Gupta R. (2003). *Fundamentals of polymers engineering*. Marcel Dekkr, New York, pp. 358-363.
74. Dumitriu S, (2004). *Polyssacarides. Structural Diversity and Functional Versatility*. MARCEL DEKKER, New York, pp 357.
75. Rodríguez-Ramírez, J. , Méndez-Lagunas, L., Lopez-Ortiz, A., and Sandoval Torres, S. True Density and Apparent Density During the Drying Process for Vegetables and Fruits: A Review. *Journal of Food Science*, 77, 145-153. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.02990.x>
76. World Health Organization. (2012). S.3.6. Bulk density and tapped density of powders. Document QAS/11.450 FINAL, 2-6
77. Hao, T. (2015). Understanding empirical powder flowability criteria scaled by Hausner ratio or Carr index with the analogous viscosity concept. *The Royal Society of Chemistry*, 5, 57212–57215. <https://doi.org/10.1039/c5ra07197f>
78. Gibson, M. (2009). *Pharmaceutical preformulation and formulation*. Informa Healthcare, New York, pp. 373-374
79. Ravve, A. (2012). *Principles of polymer chemistry*, Springer, New York, pp. 55-56.

80. Kaur, M., Kaur, R., Punia, S. (2018). Characterization of mucilages extracted from different flaxseed (*Linum usitatissimum* L.) cultivars: A heteropolysaccharide with desirable functional and rheological properties. *International Journal of Biological Macromolecules*, 117, 919927.
<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.06.010>
81. Koltzenberg S., Maskos., y Nuuyken O. (2017). Polymer chemistry. Springer, pp. 82-86.
82. Coreño-Alonso, J., Méndez-Bautista, M. T. (2010). Relación estructura-propiedades de polímeros. *Educ. quím.*, 21(4), 291-299
83. Aider, M. (2010). Chitosan application for active bio-based films production and potential in the food industry: Review. *LWT - Food Science and Technology*, 43, 837-842. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2010.01.021>
84. H. Han, J. (2014). Edible Films and Coatings: A Review. *Innovations in Food Packaging*, 213-255. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-394601-0.00009-6>
85. Cazon, P., Velazquez, G., Ramírez, J. A., Vazquez, M. (2017). Polysaccharide-based films and coatings for food packaging: A review. *Food Hydrocolloids*, 68, 136-148. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2016.09.009>
86. Pérez Espitia, P. J., Wen-Xian, D., Avena-Bustillos, R. de J., Ferreira Soares, N. de F., McHugh, T. H. Edible films from pectin: Physical-mechanical and antimicrobial properties - A review. *Food Hydrocolloids*, 35, 287-296
<https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2013.06.005>
87. Bell, F. G. (2005). Rock Properties and Their Assessment. *Engineering. Geology/Rock Properties and Their Assessment*, 566-580.
88. Vaidya, A., Pathak, K., (2019). Mechanical stability of dental materials. *Applications of Nanocomposite Materials in Dentistry*, 286-305.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813742-0.00017-1>

89. Gani, A. Bshir, M. Weni, S. & Masoodi, F. (2012). Modification of vean starch by γ -Irradiation: Effect on funcnional and morphological properties. *Food Science and Technology*. 49, 162-169 <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2012.04.028>
90. Forney, C. & Brandl, D. (1992). Control of Humidity in Small Controlled-environment chambers using Glycerol-water solutions. *Technology & Product Reports*. 2(1)
91. Basiri, S., Haidary, N., Shekarforoush, S. S., Niakousari, M. (2018). Flaxseed mucilage: A natural stabilizer in stirred yogurt. *Carbohydrate Polymers*, 187, 59-65. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2018.01.049>
92. Kaur, M., Kaur, R., Punia, S. (2018). Characterization of mucilages extracted from different flaxseed (*Linum usitatissimum* L.) cultivars: A heteropolysaccharide with desirable functional and rheological properties. *International Journal of Biological Macromolecules*, 117, 919-927. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.06.010>
93. Rangelov, A. Arnoudov, L. Stoyanov, S. & Spassov, T. (2017). *Bulgarian Academy of Sciences. Union of Chemist in Bulgaria*. 49, 422-429
94. Punia, S. & Dhull, S. (2019). Chia seed (*Salvia hispánica* L.) mucilage (a heteropolysaccharide); functional, termal, rheologilcal behavior and its utilization. *International Journal of Biological Macromolecules*. 140, 1-7 <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.08.205>
95. Choy, S. Prasad, K. Wu, Ta. Raghunandan, M. Yong, B. Phang, S. & Ramanan, R. (2016). Isolation, Characterization and the potential use of starch from Jack fruit seed wates as a coagulent aid treatment of turbid wáter. *Environmental Science and Pollution Research*. <https://doi.org/10.1007/s11356-016-8024-z>
96. Ansharullah. Natsir, M. Tamrin. (2019). Reological Behavior of Native Starch in Comparison with other Native starches. *Advances in Engineering Research*. 198, 258-262.

97. Samson, O. Singh, S. Adebola, P. Gerrano, A. & Amonson, E. (2015). Physicochemical properties of starches with variable amylose contents extracted from bambora groundnut genotypes. *Carbohydrate Polymers*. 133, 171-178. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2015.06.100>
98. Gunasakar, K. Reshma, K. Treesa, G. Gowdhaman, D. & Ponnusami, V. (2014). Xanthan from sulphuric acid treated tapioca pulp: Influence of acid concentration on xanthan fermentation. *Carbohydrate polymers*. 102, 669- 673. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2013.11.006>
99. ONUDI. (2018). Recomendaciones para el desarrollo de estudios de estabilidad de productos cosméticos 1-90.
100. Cosmetics Europe. Guidelines on Stability Testing of Cosmetics Products. (2004). 1-10
101. Dickson E. (2006). Colloid science of mixed ingredients. *Soft Matter*. 2, 642-652. <https://doi.org/10.1039/b605670a>
102. Md. Saifullah. Ahsan, A. Rezaul, M. & Shishir, I. (2016). PRODUCTION, STABILITY AND APPLICATION OF MICROAND NANOEMULSION IN FOOD PRODUCTION AND THE FOOD PROCESSING INDUSTRY. *Elsevier*. 405-442. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804306-6.00012-X>
103. Boskou, D. Blekas, G. & Tsimidou, M. Olive Oil Composition. *School of Chemistry, Aristotle University of Thessaloniki, University Campus, Thessaloniki*, 41-72.
104. León, L. Uceda, M. Jiménez, A. Martín, M. & Rallo, L. (2004). Variability of fatty acid composition in olive (*Olea Europea L*) progenies *Spanish Journal of Agricultural Research* 2(3), 353-359
105. Robert, J. Ouellette, J. & Rawn, D. (2014). Carboxylic Acid Derivatives. *Elsevier*. 699-745
106. Rowe B. Principle of Modern Grinding Technology. (2009). William Andrew, Oxford, UK. pp 120.

107. Torres, N. Landau, L. Bamonete, E. Di Giacomo, M. Erausquin, P. Fornaso, C. Mastrángelo, M. & Monteserin, H. (2004). Fuerzas intermoleculares y propiedades físicas de compuestos orgánicos: una estrategia didáctica. *Educación Química*. 16, 129-136
108. Coles A. & Curtis J. (2013). Silicones. *Elsevier*. 131-143.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-323-22805-3.00007-4>
109. Zhang, W. & Li, F. (2003). Preparation and characterization of multiple emulsions (W/Si/W) by single - step emulsification. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*. 423, 98-105.
<https://doi.org/10.1016/j.colsurfa.2013.02.004>
110. Milani, J. & Golkar, A. (2019). Introductory Chapter: Some New Aspects of Colloidal Systems in Foods. *Intechopen*. 1-9
<https://doi.org/10.1080/01932691.2014.919587>
111. Md. Saifullah. Ahsan, A. Rezaul, M. & Shishir, I. (2016). PRODUCTION, STABILITY AND APPLICATION OF MICROAND NANOEMULSION IN FOOD PRODUCTION AND THE FOOD PROCESSING INDUSTRY. *Elsevier*. 405-442.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804306-6.00012-X>
112. Maphosa, Y. & Jideani, V. (2018). Factors Affecting the Stability of Emulsions Stabilised by Biopolymers. *Intechopen* 65-81
<http://dx.doi.org/10.5772/intechopen.75308>
113. Distler, D. Janhns, E. Nestle, N. & TR Umbach. (2017). Polymer Dispersions. *Elsevier*. 1-5 <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803581-8.02657-6>
114. Meincken, M. Ronald, D. & Sanderson, D. (2002). Determination of the influence of the polymer structure and particle size on the film formation process of polymers by atomic force microscopy. *Polymer*. 43, 4947-4955.
115. Steward, P., Hearn, M. & Wilkinson, M. (2000). An overview of polymer latrix film formation and properties. *Advances colloid and interface science*. 86, 195-267.
116. Ahmadi, R. Ashtari-Kalbasi, A. Oromichic, A. Yarman, M. Jahandideh, F. (2012). Development and characterization of a novel biodegradable edible film obtained from psyllium seed (*Plantago ovata* Forsk). *Journal of Food Engineering*. 109, 745-751 <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2011.11.010>

