



Universidad de San Carlos de Guatemala
Facultad de Ingeniería
Escuela de Ingeniería Química

**FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE
BIOPOLÍMERO OBTENIDO DEL EXOESQUELETO DEL CAMARÓN MARINO
CULTIVADO (*Litopenaeus vannamei*)**

Oscar Alfredo Morales Torres

Asesorado por el Ing. César Alfonso García y
por la Licda. Ingrid Benítez Pacheco

Guatemala, mayo de 2019

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



FACULTAD DE INGENIERÍA

**FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE
BIOPOLÍMERO OBTENIDO DEL EXOSQUELETO DEL CAMARÓN MARINO
CULTIVADO (*Litopenaeus vannamei*)**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE INGENIERÍA
POR

OSCAR ALFREDO MORALES TORRES
ASESORADO POR EL ING. CÉSAR ALFONSO GARCÍA Y
POR LA LICDA. INGRID BENITEZ PACHECO

AL CONFERÍRSELE EL TÍTULO DE

INGENIERO QUÍMICO

GUATEMALA, MAYO DE 2019

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE INGENIERÍA



NÓMINA DE JUNTA DIRECTIVA

DECANO	Ing. Pedro Antonio Aguilar Polanco
VOCAL I	Ing. José Francisco Gómez Rivera
VOCAL II	Ing. Mario Renato Escobedo Martínez
VOCAL III	Ing. José Milton de León Bran
VOCAL IV	Br. Luis Diego Aguilar Ralón
VOCAL V	Br. Christian Daniel Estrada Santizo
SECRETARIA	Inga. Lesbía Magalí Herrera López

TRIBUNAL QUE PRACTICÓ EL EXAMEN GENERAL PRIVADO

DECANO	Ing. Pedro Antonio Aguilar Polanco
EXAMINADOR	Ing. Williams Guillermo Álvarez Mejía
EXAMINADORA	Inga. Hilda Piedad Palma Ramos
EXAMINADORA	Inga. Cinthya Patricia Ortiz Quiroa
SECRETARIO	Ing. Pablo Christian de León Rodríguez (a.i.)

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con los preceptos que establece la ley de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración mi trabajo de graduación titulado:

**FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE
BIOPOLÍMERO OBTENIDO DEL EXOESQUELETO DEL CAMARÓN MARINO
CULTIVADO (*Litopenaeus vannamei*)**

Tema que me fuera asignado por la Dirección de la Escuela de Ingeniería Química, con fecha 21 de enero de 2017.



Oscar Alfredo Morales Torres

Guatemala, 29 de Octubre del 2018

Ingeniero
Carlos Salvador Wong Davi
Director de Escuela de Ingeniería Química
Facultad de Ingeniería
Universidad de San Carlos de Guatemala
Presente

Ingeniero Carlos Wong:

Por medio de la presente **HAGO CONSTAR** que he revisado y aprobado el trabajo de graduación titulado **"FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE BIOPOLIMERO OBTENIDO DEL EXOESQUELETO DEL CAMARÓN MARINO CULTIVADO (*Litopenaeus vannamei*)"**, del estudiante de Ingeniería Química **Oscar Alfredo Morales Torres** quien se identifica con el **carne 2012-12784 y DPI 2985 47201 0101**.

Sin otro particular me suscribo a usted.

Atentamente,


Ing. Qco. César Alfonso García Guerra
ASESOR
checha1gar@yahoo.com
César Alfonso García Guerra
INGENIERO QUIMICO
COLEGIADO No. 145

Guatemala, 29 de Octubre del 2018

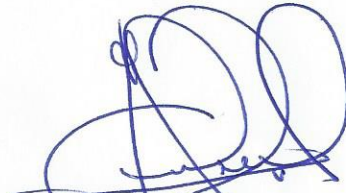
Ingeniero
Carlos Salvador Wong Davi
Director de Escuela de Ingeniería Química
Facultad de Ingeniería
Universidad de San Carlos de Guatemala
Presente

Ingeniero Carlos Wong:

Por medio de la presente **HAGO CONSTAR** que he revisado y aprobado el trabajo de graduación titulado **“FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE BIOPOLIMERO OBTENIDO DEL EXOESQUELETO DEL CAMARÓN MARINO CULTIVADO (*Litopenaeus vannamei*)”**, del estudiante de Ingeniería Química **Oscar Alfredo Morales Torres** quien se identifica con el **carne 2012-12784 y DPI 2985 47201 0101**.

Sin otro particular me suscribo a usted.

Atentamente,



Lic. Qca. Ingrid Lorena Benítez Pacheco
Co-ASESORA
ingrid_lorenab@hotmail.com

Ingrid Lorena Benítez P.
Química
Sociedad Ciencia y Tecnología
del Medio Ambiente
Colegiado No. 1974



Guatemala, 20 de marzo de 2019.
Ref. EIQ.TG-IF.015.2019.

Ingeniero
Carlos Salvador Wong Davi
DIRECTOR
Escuela de Ingeniería Química
Facultad de Ingeniería

Estimado Ingeniero Wong:

Como consta en el registro de evaluación del informe final EIQ-PRO-REG-007 correlativo **060-2016** le informo que reunidos los Miembros de la Terna nombrada por la Escuela de Ingeniería Química, se practicó la revisión del:

**INFORME FINAL DE TRABAJO DE GRADUACIÓN
-Modalidad Seminario de Investigación-**

Solicitado por el estudiante universitario: **Oscar Alfredo Morales Torres**.
Identificado con número de carné: **2985 47201 0101**.
Identificado con registro académico: **2012-12784**.
Previo a optar al título de **INGENIERO QUÍMICO**.

Siguiendo los procedimientos de revisión interna de la Escuela de Ingeniería Química, los Miembros de la Terna han procedido a **APROBARLO** con el siguiente título:

**FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE BIOPOLIMERO
OBTENIDO DEL EXOSQUELETO DEL CAMARÓN MARINO CULTIVADO
(*Litopenaeus vannamei*)**

El Trabajo de Graduación ha sido asesorado por los profesionales: **Ingeniero Químico César Alfonso García Guerra y Licenciada en Química Ingrid Lorena Benítez Pacheco**.

Habiendo encontrado el referido informe final del trabajo de graduación **SATISFACTORIO**, se autoriza al estudiante, proceder con los trámites requeridos de acuerdo a las normas y procedimientos establecidos por la Facultad para su autorización e impresión.



"ID Y ENSEÑAD A TODOS"

[Handwritten signature]

Ing. Gerardo Ordoñez
COORDINADOR DE TERNA
Tribunal de Revisión
Trabajo de Graduación



C.c.: archivo





Ref.EIQ.TG.032.2019

El Director de la Escuela de Ingeniería Química de la Universidad de San Carlos de Guatemala, luego de conocer el dictamen del Asesor y de los Miembros del Tribunal nombrado por la Escuela de Ingeniería Química para revisar el Informe del Trabajo de Graduación de la estudiante, **OSCAR ALFREDO MORALES TORRES** titulado: "**FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE BIOPOLÍMERO OBTENIDO DEL EXOESQUELETO DEL CAMARÓN MARINO CULTIVADO (*Litopenaeus vannamei*)**". Procede a la autorización del mismo, ya que reúne el rigor, la secuencia, la pertinencia y la coherencia metodológica requerida.

"Id y Enseñad a Todos"

Ing. Carlos Salvador Wong Davi
Director
Escuela de Ingeniería Química

FACULTAD DE INGENIERIA USAC
ESCUELA DE INGENIERIA QUIMICA
DIRECTOR

Guatemala, abril 2019

Cc: Archivo
CSWD/ale

Universidad de San Carlos
de Guatemala

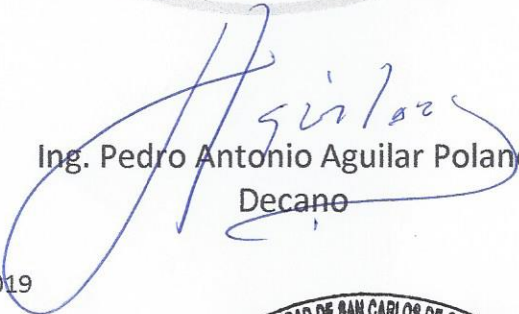


Facultad de Ingeniería
Decanato

DTG. 223.2019

El Decano de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala, luego de conocer la aprobación por parte del Director de la Escuela de Ingeniería Química, al Trabajo de Graduación titulado: **FORMULACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE UNA PELÍCULA DE BIOPOLÍMERO OBTENIDO DEL EXOSQUELETO DEL CAMARÓN MARINO CULTIVADO (*Litopenaeus vannamei*)**, presentado por el estudiante universitario: **Oscar Alfredo Morales Torres**, y después de haber culminado las revisiones previas bajo la responsabilidad de las instancias correspondientes, autoriza la impresión del mismo.

IMPRÍMASE:



Ing. Pedro Antonio Aguilar Polanco
Decano

Guatemala, mayo de 2019

/gdech



ACTO QUE DEDICO A:

- Dios** Por darme la sabiduría y la vida para poder llegar tan lejos, porque sin él nada sería posible.
- Mi madre** Sandra Patricia Torres Rivera, por ser un pilar importante en mi vida, por ser ese apoyo del día a día en el cual al llegar a casa sabía que tenía un apoyo, una amiga, una hermana, en pocas palabras una madre.
- Mi padre** Oscar Alfredo Morales Archila por su apoyo.
- Mi hermana** Andrea Cecilia Beltetón Torres, por darme su apoyo y amor incondicional
- Mis tíos** Marco Antonio Torres y Edgar Armando Torres, Lidia Santos y Sandra Ruiz, por sus consejos y apoyo para nunca rendirse.
- Mis primos** Francees, Jenny, José, Claudia, Rudy, Sandra y Daniel Torres, por acompañarme en este camino y enseñarme tanto.

Mis sobrinos

Diego Barahona, Javier Aguilar, Martín Barahona y Valentina Aguilar, por llenarme de alegría y paciencia.

Mis amigos

Kony Calderon, David Morales, Melisa Jiménez, Yuri Osorio, Jim Osorio, Andres Franco y Víctor Godoy por estar ahí en los buenos y malos momentos.

AGRADECIMIENTOS A:

Universidad de San Carlos de Guatemala	Por ser mi casa de estudios y por brindarme la oportunidad de formarme como profesional.
Facultad de Ingeniería	Por ser el centro de enseñanza diaria durante estos años.
Mis amigos de la Facultad	Jennifer Real, Kimberly Lavicount, Monica Meneces, Steven Mayen, Mariandre Ramazinni, Jocelyne Puac, Sergio de la Cruz, Jorge Cardona y Javier Lorenzana. Por ser un apoyo incondicional y formar parte de este conjunto de enseñanzas y aprendizajes.
Laboratorio de Análisis Físicoquímico LAFIQ	Especialmente al ingeniero César García, y a la Licda. Ingrid Benitez, por brindarme su apoyo, tiempo, asesoría y conocimiento para la realización de esta tesis.

2.3.1.	Explicación del fenómeno.....	14
2.4.	Geles.....	15
2.4.1.	Formación y propiedades de los geles.....	16
2.5.	Hidrogeles.....	18
2.5.1.	Películas de quitosano	18
2.5.2.	Características de las películas de quitosano	22
2.5.2.1.	Equilibrio de hinchamiento y transición de fase	22
2.5.2.2.	Sensibilidad al medio	23
2.5.2.3.	Sensibilidad al pH.....	23
2.5.2.4.	Sensibilidad a la temperatura.....	25
2.5.2.5.	Sensibilidad a otros estímulos	25
2.6.	Aplicación de los Hidrogeles.....	25
2.7.	Formación de la película de quitosano.....	26
2.7.1.	Tipo Base de Schiff.....	28
2.8.	Biopolímeros	29
2.9.	Elasticidad de los polímeros.....	30
2.9.1.	Esfuerzo normal.....	33
2.10.	Deformación unitaria longitudinal	34
2.11.	Ley de Hooke.....	35
2.12.	Módulo de Young.....	37
3.	DISEÑO EXPERIMENTAL	41
3.1.	Variables	41
3.2.	Delimitación del campo de estudio.....	42
3.2.1.	Área de conocimiento.....	42
3.2.2.	Proceso.....	42
3.2.3.	Lugar.....	42
3.3.	Recursos humanos disponibles.....	42

3.4.	Recursos materiales disponibles	43
3.4.1.	Materia prima	43
3.4.2.	Equipo para la caracterización química y físico- mecánica.....	43
3.4.2.1.	Reactivos	43
3.4.2.2.	Cristalería	43
3.4.2.3.	Materiales y accesorios auxiliares	44
3.4.2.4.	Instrumentos de medición	44
3.4.2.5.	Equipo.....	45
3.5.	Técnicas cualitativas o cuantitativas.....	45
3.6.	Recolección y ordenamiento de la información.....	46
3.6.1.	Preparación de las muestras	46
3.6.2.	Obtención de la quitina	46
3.6.2.1.	Desproteínización	47
3.6.2.2.	Desmineralización	47
3.6.2.3.	Blanqueamiento.....	48
3.6.3.	Preparación del quitosano	48
3.6.3.1.	Desacetilación de la quitina.....	49
3.6.3.2.	Purificación del quitosano	49
3.6.4.	Realización del preservante	50
3.6.5.	Determinación de las propiedades características del preservante.....	50
3.6.5.1.	Determinación de pH.....	50
3.6.5.2.	Medir la viscosidad.....	51
3.6.5.3.	Medir el color de la película de quitosano	51
3.6.5.4.	Medir el Índice de refracción de la película de quitosano	51
3.6.5.5.	Medir el Módulo de Young	52

	3.6.5.6. Medir el espesor de la película	52
3.7.	Tabulación y ordenamiento de los datos.....	52
	3.7.1. Tabulación y ordenamiento para la caracterización del quitosano	53
	3.7.2. Tabulación y ordenamiento para la formulación de la película.....	54
3.8.	Análisis estadístico	58
3.9.	Plan de análisis de resultados	60
	3.9.1. Métodos y modelos de los datos según tipo de variables.....	60
	3.9.2. Programas a utilizar para análisis de datos	61
4.	RESULTADOS.....	63
4.1.	Propiedades fisicoquímicas obtenidas del quitosano.....	63
4.2.	Formulaciones de las películas de quitosano a distintas concentraciones de quitosano y ácido acético 0,1 M.....	64
4.3.	Potencial de hidrógeno registrado en las distintas mediciones de tiempo para cada una de las formulaciones quitosano/ácido acético 0,1 M.	65
4.4.	Viscosidad registrada en las distintas mediciones de la mezcla quitosano/ácido acético 0,1 M en función del tiempo de refinación.	66
4.5.	Índice de refracción registrada en las mezclas de quitosano/ácido acético 0,1 M en función del tiempo de refinación para cada una de las formulaciones.....	67
4.6.	Color evaluado para cada película obtenida en base a las formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M.	68
4.7.	Módulo de Young para cada una de las formulaciones	69

5. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS.....	71
CONCLUSIONES	77
RECOMENDACIONES.....	79
BIBLIOGRAFÍA.....	81
APÉNDICES	83
ANEXOS	113

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

FIGURAS

1.	Quitina, homopolisacárido que consta de unidades respectivas de residuos de N-acetil-D-Glucosamina con enlaces $\beta(1\rightarrow4)$	8
2.	Reacción de desacetilación de la quitina en quitosano.....	9
3.	Estructura molecular del quitosano y su base estructural.....	9
4.	Hidrogel de quitosano entrecruzado covalentemente	19
5.	Redes poliméricas híbridas.....	20
6.	Redes poliméricas interpenetradas	20
7.	Película de quitosano	21
8.	Película de quitosano adherida a una superficie de vidrio.....	22
9.	Hinchamiento de las redes moleculares de los hidrogeles	23
10.	Perfiles de hinchamiento dependiendo del grupo presente catiónico o aniónico.....	24
11.	Sistema de liberación controlada a partir de un hidrogel	26
12.	Mecanismo de condensación de compuestos carbonílicos	28
13.	Repartición de fuerzas en un cuerpo en la superficie	31
14.	Deformación unitaria longitudinal	34
15.	Demostración de la ley de Hooke.....	35
16.	Gráfica de esfuerzo-deformación	36
17.	Deformación por tracción.....	37
18.	Módulo de Young.....	38
19.	Evolución del potencial de hidrógeno (pH) en función del tiempo de refinación de la mezcla quitosano/ácido acético 0,1 M a 600 rpm, 25 °C y 640 mmHg de presión.	65

20.	Viscosidad (μ) en función del tiempo de refinación de las distintas formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M a 600 rpm, 25 °C y 640 mmHg de presión	66
21.	Refractancia registrada para las distintas formulaciones quitosano/ácido acético 0,1 M en función del tiempo de agitación a 600 rpm, 25 °C y 640 mmHg de presión.....	67
22.	Módulo de Young para las distintas formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M a 25 °C y 640 mmHg de presión y 0,002 m de grosor de la película.	69

TABLAS

I.	Propiedades fisicoquímicas de la quitina y el quitosano.....	10
II.	Grupos sensibles a cambios de pH.....	24
III.	Descripción de las variables a utilizar	41
IV.	Datos de las cenizas para el quitosano.....	53
V.	Contenido de humedad en el quitosano.....	53
VI.	Promedio de porcentaje de humedad en el quitosano obtenido.....	54
VII.	Datos de las distintas formulaciones.....	54
VIII.	Datos de Viscosidad obtenidos a las distintas formulaciones.....	55
IX.	Datos de pH obtenidos a las distintas formulaciones	55
X.	Datos de Índice de refracción obtenidos a las distintas formulaciones	56
XI.	Datos de color para las distintas formulaciones.....	56
XII.	Humedad de las distintas películas, a una temperatura de 105 °C durante 3 minutos	57
XIII.	Datos de espesor para Módulo de Young obtenidos a las distintas formulaciones	57

XIV.	Datos de ΔL para Módulo de Young obtenidos a las distintas formulaciones.....	57
XV.	Datos de masa añadida para el Módulo e Young	58
XVI.	Datos para el análisis de la varianza.....	60
XVII.	Propiedades fisicoquímicas del quitosano obtenido del exoesqueleto del camarón de la desacetilación alcalina	63
XVIII.	Formulaciones de películas de quitosano/ácido acético 0,1 M a distintas concentraciones de quitosano.....	64
XIX.	Descripción de figura 19	65
XX.	Descripción de figura 20	66
XXI.	Descripción de figura 21	67
XXII.	Datos de color para las distintas películas en función de las formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M de 1 %, 2 % y 3 %....	68

LISTA DE SÍMBOLOS

Símbolo	Significado
A	Área
cP	Centipoise
x_i	Dato obtenidos
σ	Desviación estándar
F	Fuerza
$^{\circ}Brix$	Grados Brix
$^{\circ}C$	Grados Celsius
g	Gramos
n	Índice de Refracción
$Kcal$	Kilocalorías
\bar{x}	Media aritmética
m	Metros
mg	Miligramos
mL	Mililitros
N_1	Newtons
N	Número de datos
W	Peso
pH	Potencial de hidrógenos
t	Tiempo
k	Tratamientos

GLOSARIO

Base de Schiff	Compuesto intermedio de vida media muy corta que se forma durante algunas reacciones químicas por reacción de un grupo amino con un grupo carbonilo.
Color	Impresión producida por un tono de luz en los órganos visuales o, más exactamente, es una percepción visual que se genera en el cerebro de los humanos y otros animales al interpretar las señales nerviosas que le envían los foto receptores en la retina del ojo, que, a su vez interpretan y distinguen las distintas longitudes de onda que captan de la parte visible del espectro electromagnético.
Concentración	Proporción o relación MÁSICA que hay entre la cantidad de soluto y la cantidad másica o volumétrica de disolvente.
Corpúsculos	Partícula de materia de tamaño microscópico, su tamaño puede variar sin embargo se dice que son indivisibles.
Cuerpo elástico	Cuando son retiradas las fuerzas o momentos exteriores recuran su forma o tamaño original.

Cuerpo inelástico	Cuando son retiradas las fuerzas o momentos el cuerpo no retoma su forma inicial de forma perfecta.
Disolvente	Sustancia en la cual se disuelve un soluto (un sólido, líquido o gas químicamente diferente), resultando en una solución.
Elasticidad	Propiedad de un cuerpo sólido para estirarse en su longitud y regresar al mismo cuando cesa la fuerza que la altera.
Fragilidad	Característica de un objeto o porción de un material susceptible de quebrarse y fragmentarse en partes del mismo.
Gel	Sistema coloidal donde la fase continua es sólida y la dispersa es líquida. Los geles presentan una densidad similar a los líquidos, sin embargo su estructura se asemeja más a la de un sólido.
Gelación	Proceso donde los componentes se estabilizan a temperatura ambiente mediante la adición de diversos agentes. Este proceso no altera la estructura de las proteínas, y la interacción entre los reactivos se anula hasta que la reacción se activa por el usuario.

Hidrogel	Polímeros que poseen unas características particulares. Son hidrófilos, es decir afines al agua, así como blandos, elásticos y en presencia de agua se hinchan, aumentando considerablemente su volumen, pero manteniendo su forma hasta alcanzar un equilibrio físico-químico
Índice de refracción	Medida para saber cuánto se reduce la velocidad de la luz (o de otras ondas tales como ondas acústicas) dentro del medio.
Maleabilidad	Propiedad que presentan algunos materiales de poder ser descompuestos en láminas sin que el material en cuestión se rompa, o en su defecto, extendida, sin que tampoco se dañen.
Monómero	Base estructural que conforma las cadenas largas de polímeros.
Polímero	También llamadas macromoléculas las cuales están formadas por moléculas menores denominadas monómeros.
Soluto	Sustancia que se disuelve. Esta sustancia se encuentra disuelta en una determinada disolución o solución.
Tixotropía	Propiedad de algunos fluidos no newtonianos y pseudoplásticos que muestran un cambio de su

viscosidad en el tiempo; cuanto más se someta el fluido a esfuerzos de cizalla, más disminuye su viscosidad. Un fluido tixotrópico es un fluido que tarda un tiempo finito en alcanzar una viscosidad de equilibrio cuando hay un cambio instantáneo en el ritmo de cizalla.

Viscosidad

Oposición que presenta un líquido a fluir. Debido a las grandes fuerzas intermoleculares que hacen que las moléculas ejerzan grandes fuerzas de rozamiento sobre las otras.

RESUMEN

En el presente trabajo de graduación se formuló y caracterizó una película de quitosano del exoesqueleto del camarón marino cultivado (*Litopenaeus vannamei*).

Se extrajo la quitina presente en el exoesqueleto del camarón y, posteriormente se desacetiló para la formación del quitosano, una vez se obtuvo este, se realizó las pruebas de formulación. Para la obtención del hidrogel se realizó una solución de ácido acético (CH_3COOH) y a cada una de estas se les añadió diferentes cantidades porcentuales de quitosano, para la elaboración de la película, se llevó a cabo por medio de una hidrogelación. Una vez se obtuvo la biopelícula se procedió a realizar las pruebas de caracterización del preservante, las cuales son: el pH, la viscosidad, color e índice de refracción y módulo de Young.

Se formuló y caracterizó 3 distintos biopolímeros, con una variación porcentual de quitosano en cada una de ellas una composición porcentual de 1 %, 2 % y 3 %, así mismo se determinó que la estabilidad de los biopolímeros aumentaba respectivamente a medida que la cantidad de quitosano aumentaba.

OBJETIVOS

General

Formular una película de biopolímero obtenido del exoesqueleto del camarón marino cultivado (*Litopenaeus Vannamei*).

Específicos

1. Evaluar las propiedades fisicoquímicas del quitosano obtenido del camarón marino cultivado (*Litopenaeus Vannamei*).
2. Formular la película, a base del quitosano obtenido y la adición de ácido acético.
3. Evaluar el pH de cada una de las formulaciones realizadas.
4. Determinar el índice de refracción de cada una de las formulaciones realizadas.
5. Evaluar la viscosidad de las distintas formulaciones especificadas.
6. Caracterizar cualitativamente, observando el color, la transparencia y la textura de las distintas formulaciones del bioplástico.
7. Determinar el Modulo de Young en cada una de las películas.

HIPÓTESIS

Es posible realizar una formula a tres películas de estructura polimérica. Realizando la medición de la cantidad de quitosano, potencial de hidrógenos (pH), viscosidad, color y elasticidad.

- Hipótesis estadística

Hipótesis nula:

$H_{0,1}$: no existen diferencias significativas entre los resultados de cantidad de quitosano, para las tres formulaciones.

$H_{0,2}$: no existen diferencias significativas entre los resultados de potencial de hidrogeno (pH), para las tres formulaciones.

$H_{0,3}$: no existen diferencias significativas entre los resultados de viscosidad, para las tres formulaciones.

$H_{0,4}$: no existen diferencias significativas entre los resultados de elasticidad, para las tres formulaciones.

$$\mu_1 = \mu_2 = \mu_3$$

Hipótesis alternativa:

$H_{a,1}$: Si existen diferencias significativas entre los resultados de cantidad de quitosano, para las tres formulaciones.

H_{a,2}: Si existen diferencias significativas entre los resultados de potencial de hidrogeno (pH), para las tres formulaciones.

H_{a,3}: Si existen diferencias significativas entre los resultados de viscosidad, para las tres formulaciones

H_{a,4}: Si existen diferencias significativas entre los resultados de elasticidad, para las tres formulaciones.

$$\mu_1 \neq \mu_2 \neq \mu_3$$

- Criterio con base a un análisis ANOVA

$F < F_c$: Se acepta la hipótesis nula

$F > F_c$: Se rechaza la hipótesis nula

INTRODUCCIÓN

Guatemala es uno de los países con mayor producción y consumo de la especie de camarón marino cultivado, sin embargo esto genera una alta cantidad de desechos, los cuales no son aprovechados al máximo y, por su parte, generan un alto índice de contaminación al medio ambiente.

Debido a la alta contaminación que la producción y el consumo de los camarones marinos cultivados generan, se ha indagado el aprovechamiento de estos desechos. La presente investigación buscó la formulación de una película de quitosano proveniente del exoesqueleto del camarón, el cual se caracterizó posteriormente. Para dicho estudio se cuenta con cáscaras de camarón marino cultivado *Litopenaeus vannamei* y se determinó la formulación más efectiva y sus propiedades fisicoquímicas.

La información obtenida a partir de esta investigación se continuara utilizando para una posterior evaluación del uso industrial del biopolímero, como un preservante para la conservación de bananos y fresas, así como el transporte de las mismas en mejores condiciones.

1. ANTECEDENTES

La industria alimenticia en todas las partes del mundo genera una alta cantidad de desechos, lo cual ha generado un alto impacto en la sociedad en el uso de estos, por mejorar la conservación del medio ambiente, ya que el impacto que tienen es de gran importancia.

La industria alimenticia del camarón tiene una alta demanda en Guatemala, sin embargo el alto consumo de este genera cantidades de desechos alarmantes, y la alta disponibilidad que poseen estos desechos ha provocado un incremento en el interés de sus usos.

- En el año 2011, Esmieu, Estuardo, realizó su diseño de investigación de Ingeniería Química de la USAC, quien fue asesorado por el Ing. César García, y denominado “Evaluación fisicoquímica del contenido extraíble de quitina obtenida a partir de dos secciones del exoesqueleto del camarón (*Litopenaeus vannamei*) cefalotórax y abdomen, procedente de mar y cultivado en viveros”. El exoesqueleto es desproteinizado en una relación 1:10 con NaOH al 0,5 % g/mL por 2 horas a 50 °C y con el 3 % de NaOH por 1 hora a 60 °C y es desmineralizado con HCl a 0,5 M a temperatura ambiente por 1 hora. Se concluyó que de todas las partes evaluadas el abdomen obtuvo el mayor porcentaje de rendimiento.
- Así mismo en el año 2011, Vasquez, Jose, y Vidal, Mirna, realizaron su diseño de investigación de Ingeniería de alimentos e Ingeniería Química respectivamente en la Universidad de El Salvador, asesorado por la Inga. Haydeé Munguía, y denominado “Caracterización y alternativa de uso de

una película biodegradable de quitosano a partir de la extracción de quitina de langostino (*Pleuroncodes planipes*) para la industria de alimentos”. Se concluyó que la película de quitosano tiene un efecto productivo en la preservación de la fresa, manteniendo sus propiedades fisicoquímicas estables en una confiabilidad del 95 %.

- Finalmente en año 2011, Alfonso, Christian, llevó a cabo su diseño de investigación de Especialista en Ciencia y Tecnología de Alimentos en la Universidad Nacional de Colombia, asesorado por el Ing. William Abarracin, y denominado “Caracterización de películas comestibles de quitosano y la afectación de las propiedades por aplicación de aceites esenciales”. Se concluyó que la adición de aceite esencial de Romero aumento la elasticidad de la película de quitosano.
- En el año 2012, Fong, Andrea, realizó su diseño de investigación de Ingeniería Química de la USAC, quien fue asesorado por el Ing. César García, y denominado “Evaluación del grado de conversión de quitina a quitosano procedente del exoesqueleto del abdomen del camarón (*Litopenaeus vannamei*) en función del contenido de nitrógeno total medido durante la hidrólisis alcalina a nivel laboratorio”. Se concluyó que la mayor conversión de quitosano se logró con alcalinización de NaOH, a altas temperaturas, y con instrumentos de presurización a mayores tiempos en la solución.
- En el año 2012, Luna, Yadira, llevó a cabo su Investigación de Ingeniería Química de la Universidad Central de Ecuador, quien fue asesorada por la Ing. Ana Machado, y denominado “Obtención de quitosano a partir de quitina para su empleo en conservación de frutillas y moras”. Se concluyó que la mayor conversión de quitosano fue por una alcalinización con

NaOH, a altas temperaturas y tiempos prolongados, así mismo que la mejor película formada fue con un 1,5 % de quitosano y con ácido cítrico al 10 %.

- En el año 2013, Campos, Sergio, realizó su trabajo de fin de curso en ciencia y tecnología de los alimentos en la Universidad Politécnica de València, asesorado por la Tutor, María Vargas, y denominado “Recubrimientos biodegradables de biopolímeros para su aplicación en frutas”. Se concluyó que el quitosano puede formar una película que recubre la fresa, como si fuera una atmósfera protectora, reduciendo la actividad microbiana y hace la respiración de las fresas mucho más lentas. Así mismo, por el carácter hidrofílico de los recubrimientos de quitosano, es necesario combinarlo con un compuesto que sea hidrofóbico, como la cera de abeja.

1.1. Justificación

La quitina es uno de los compuestos de gran abundancia sobre el planeta tierra. Se puede encontrar en artrópodos, moluscos, insectos e incluso hongos. Sin embargo, su importancia radica en la alta disponibilidad de desechos provenientes del exoesqueleto del camarón, el cual es uno de los mayores contaminantes en las costas y sin uso alguno.

El quitosano es un polisacárido, perteneciente al grupo de las aminas primarias, y se obtiene por el tratamiento de la quitina con una solución de Hidróxido de Sodio a grandes concentraciones y altas temperaturas, estas condiciones son utilizadas para favorecer el desprendimiento de la mayor cantidad de grupos acetil (CH_3COONa) en la cadena. Algunas de las

propiedades físicas que el quitosano presenta son: color blanco, duro e inelástico.

Sin embargo, el quitosano se puede convertir en un biopolímero que al ser tratado con soluciones ácidas orgánicas (ácido acético o el ácido cítrico), forma una disolución coloidal, la cual puede fungir como una cobertura protectora, que en el caso de las frutas de exportación, al ser añadida, esta crea una capa, que reduce el nivel de respiración, retardando así los procesos de maduración y manteniendo las propiedades organolépticas de estas.

Actualmente, en Guatemala, no se tienen trabajos de investigación sobre la formulación de un preservante a base de quitosano y un ácido orgánico, por lo que se buscará optimizar las proporciones para cada uno de estos compuestos, con la finalidad de garantizar que el preservante será el ideal para evitar la maduración acelerada bajo las condiciones de exportación, para su uso a nivel industrial.

1.2. Determinación del problema

La determinación del problema se ve definida y delimitada de la siguiente manera:

1.2.1. Definición

El alto consumo del camarón marino cultivado (*Litopenaeus vannamei*) en Guatemala, genera una alta cantidad de desechos (exoesqueletos) que contaminan de manera significativa nuestro medio ambiente.

1.2.2. Delimitación

El trabajo de tesis se limitará a la formulación del biopolímero, las propiedades fisicoquímicas del mismo, obtenido del camarón marino cultivado (*Litopenaeus vannamei*) más importantes para su caracterización. Se utilizará cascara de camarón proveniente de de la terminal ubicada en la zona 4 de la ciudad capital. Dicho estudio se realizará en el Laboratorio de Análisis Fisicoquímico (LAFIQ) del Centro de Investigaciones de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

2. MARCO TEÓRICO

Los siguientes conceptos son necesarios para la comprensión y entendimiento de la investigación y experimento.

2.1. Quitina

La quitina es un homopolisacárido lineal formado exclusivamente por residuos de N-acetil-D-glucosamina (GlcNAc) ligados por enlaces glucosídicos β (1 \rightarrow 4) (Figura 1). Los residuos de N-acetil-D-glucosamina aparecen en lugar de los residuos de la glucosa.

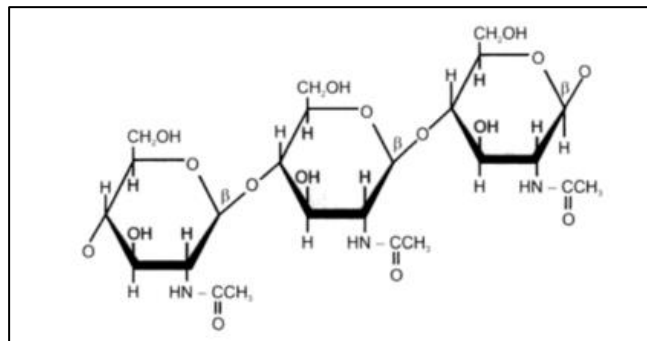
Sólo se diferencia químicamente de la celulosa en que cada grupo OH-C-(2) se halla sustituido por una función acetamida. El análisis por rayos X indica que la quitina y la celulosa poseen estructuras semejantes.

La quitina está considerablemente repartida en los diversos reinos de los organismos vivos. Constituye un componente menor en la mayoría de los hongos y algunas algas, en los que sustituye con frecuencia a la celulosa u otros glucanos.

En las células de levadura en fase de división, la quitina se encuentra en el tabique que se forma entre las células que se están separando. Sin embargo, la función mejor conocida de la quitina es la que posee en los animales invertebrados, donde constituye una sustancia estructural importante del exoesqueleto de muchos invertebrados e insectos.

En muchos de estos exoesqueletos la quitina forma una matriz sobre la cual se produce la mineralización, de manera muy parecida a como actúa el colágeno como matriz para el depósito del mineral en los huesos de los vertebrados.

Figura 1. **Quitina, homopolisacárido que consta de unidades respectivas de residuos de N-acetil-D-Glucosamina con enlaces β (1 \rightarrow 4)**

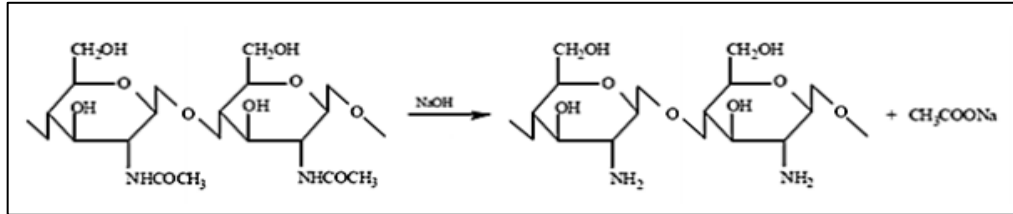


Fuente: ABADÍA PIQUERO, Javier. *Preparación y caracterización mecánica de hidrogeles de quitosano para soporte de células de cartílago*. p. 10.

2.1.1. Quitosano

El quitosano es una amida primaria obtenida por medio de la desacetilación alcalina de la quitina, este tratamiento se lleva a cabo a altas concentraciones de una solución de Hidróxido de Sodio y temperaturas elevadas de la misma, con la finalidad de obtener un mayor porcentaje de conversión de la quitina en quitosano.

Figura 2. **Reacción de desacetilación de la quitina en quitosano**

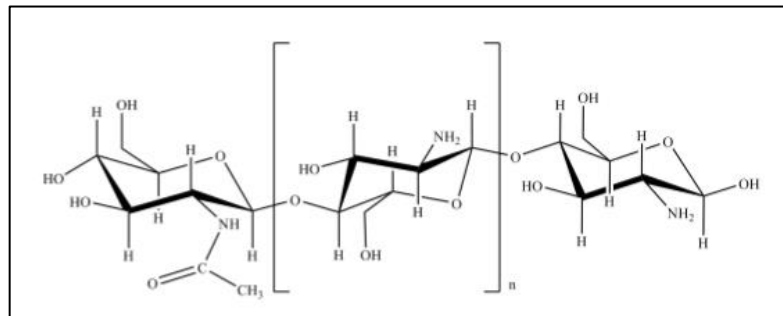


Fuente: PARADA, Luis. *Caracterización de quitosano por viscosimetría capilar y valoración potenciométrica*. p. 2.

Así mismo, el quitosano, se ve diferenciado de la quitina por el desprendimiento del grupo acetil, siendo sustituido por un grupo amino. Al igual que la quitina, este es un polisacárido de cadenas largas, como se muestra en la figura 2, con la diferencia de que el quitosano presenta un comportamiento básico debido al OH⁻ presente en su base estructural.

La estructura molecular del quitosano se ve representada en la siguiente figura.

Figura 3. **Estructura molecular del quitosano y su base estructural**



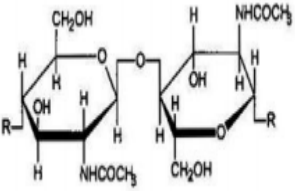
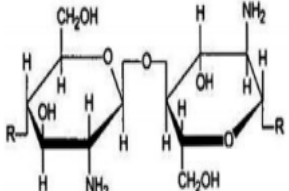
Fuente: EXPÓSITO, Ruth. *Quitosano un biopolímero con aplicaciones en sistemas de liberación controlada de fármacos*. p. 30.

Sin embargo, una de las propiedades de mayor interés y caracterización del quitosano que se extrae de la quitina, es su grado de saturación, debido a que la hidrólisis que se lleva a cabo degrada los grupos acetamidos ($\text{CH}_3\text{CONH-}$) a grupos amino (NH_2), lo que garantiza la obtención del quitosano.

El quitosano es un compuesto que tiene la función similar a la del colágeno en los humanos, ya que se encuentra presente en los hongos, crustáceos e insectos, y tiene una diversidad de funciones como lo son: dar firmeza al esqueleto, cicatrizar heridas, recuperación temprana de heridas, interviene en reparación de tejidos, entre otros.

El quitosano presenta una serie de propiedades fisicoquímicas, que la quitina no, lo que hace que sea de gran interés industrial. Algunas de las propiedades se presentan en la siguiente tabla:

Tabla I. **Propiedades fisicoquímicas de la quitina y el quitosano**

Comparación	Quitina	Quitosano
Fórmula molecular	$(\text{C}_8\text{H}_{13}\text{NO}_5)_n$	$(\text{C}_6\text{H}_{11}\text{O}_4\text{N})_n$
Masa molecular	203n	161n
Nombre sistemático	Poli[β -(1,4)-2-acetamido-2-desoxi-D-glucopiranososa	Poli[β -(1,4)-2-acetamido-2-amino-D-glucopiranososa
Unidad estructural		

Continuación de la tabla I.

Agua	Insoluble	Insoluble
Alcohol	Insoluble	Insoluble
Ácido acético	Insoluble	Altamente soluble
Ácido oxálico	Insoluble	Soluble
Ácido clorhídrico	Insoluble	Soluble

Fuente: ZARITZKY, Noemí. *Películas biodegradables y recubrimientos comestibles a base de hidrocoloides: caracterización y aplicaciones*. p. 11.

Es necesario mencionar que el quitosano obtenido puede tener variantes, debido a que el método de preparación, así como su fuente de obtención puede generar cambios en la distribución, el grado de acetilación y la masa molecular.

El quitosano es un compuesto renovable y que a su vez es totalmente amigable con el medio ambiente, debido a que es biodegradable y compatible con una gran cantidad de productos tanto industriales como naturales.

El quitosano es un producto de gran importancia industrial por su alto contenido de nitrógeno. Así mismo, cabe mencionar que estos podrían ser unos biopolímeros sustituyentes de los polímeros actuales, por su biodegradabilidad.

2.2. Reología

Reología, cuyo significado etimológico es estudio del flujo (del griego reos, que significa fluir y logos, que significa ciencia) fue propuesta por Eugene Cook Bingham, profesor de química de Lafayette College (Easton, PA, USA) para definir la rama de la física que tiene como objetivo el conocimiento fundamental y práctico de la deformación de flujo de la materia. Desde entonces, su campo de aplicación ha llegado a ser sumamente diverso, tanto que en la actualidad se

acepta que esta rama es una ciencia interdisciplinar, que tiene como objeto el estudio de la deformación y características de flujo de la materia debidas a la acción de fuerzas mecánicas externas.

2.2.1. Ramas de la reología

La reología, al ser una ciencia interdisciplinar, es desarrollada, desde la industria o la investigación, por matemáticos, físicos, físico-químicos, ingenieros de varias especialidades, biólogos, entre otros. Dando lugar a diferentes métodos y enfoques al resolver los problemas reológicos. Se pueden distinguir cuatro ramas fundamentales: fenomenológica, estructural, reometría y aplicada.

2.2.1.1. Reología fenomenológica o macroreología

Describe los fenómenos macroscópicos que se dan durante la deformación de la materia, ignorando la naturaleza molecular de la materia.

Dentro de esta rama, se ha desarrollado la teoría matemática del continuo, a manera de explicar la complicitad de algunos fenómenos que ocurren en la deformación de los cuerpos reales, así como formular las ecuaciones reológicas de estado o ecuaciones constitutivas, de carácter tensorial.

2.2.1.2. Reología estructural o microreología

Es la rama que se ocupa de la relación entre la estructura microscópica real del material y sus propiedades reológicas. Se tratan de predecir las propiedades de compuestos macromoleculares a partir de modelos matemáticos de estructura y de la dinámica de largas cadenas de polímeros.

2.2.1.3. Reometría

Se ocupa de la determinación cuantitativa de las propiedades reológicas del sistema a tratar experimentalmente. En esta rama se investigan los materiales en flujos simples, esperando que el comportamiento observado en situaciones industriales pueda ser correlacionado con alguna función reométrica fácilmente medible. Por esto, es importante en el control de procesos y control de calidad.

2.2.1.4. Reología aplicada

Esta rama se ocupa de los problemas de deformación y flujo de sustancias reológicas complejas, utilizando métodos numéricos para su estudio.

2.3. Tixotropía

La tixotropía (del griego: cambio por toque) es un término que fue introducido por T. Péterfi (1927)¹ para describir una transición isoterma gel-sol (sólido-líquido) debida a una agitación mecánica, con la posterior recuperación del estado inicial al dejar el sistema en reposo [Glasstone, 1968]². Por lo tanto, dicho término es anterior al de la reología. Actualmente se conoce como tixotropía a un descenso continuo de la viscosidad cuando cesa el flujo de cizalla [Bauer y Collins, 1967]³. Una sustancia tixotrópica supone encontrarse en reposo un tiempo suficientemente largo antes de que se desarrolle el experimento isotérmicamente [Mewis, 1979]⁴.

¹ PÉTERFI, Thomas. *Rheological behaviour of shear degradable oils: kinetic and equilibrium properties*. p.100.

² GLASTONE, G. *Tratado de Química Física*. p. 50.

³ BAUER, W.H.; COLLINS, E.A. *Thixotrophy and dilatancy*. p. 30.

⁴ MEWIS, J. *Thixotrophy - a general review*. p. 60.

2.3.1. Explicación del fenómeno

La tixotropía presupone siempre algún proceso molecular o microscópico para cambiar la consistencia. La mayoría de las sustancias tixotrópicas son de naturaleza coloidal, con tendencia a formar geles [Mewis, 1979], [Ferguson y Kemblowski, 1991].

Este fenómeno es explicado como una consecuencia de la agregación de las partículas suspendidas. La interacción entre estas es el resultado de las fuerzas de atracción de van der Waals por un lado y de la repulsión electrostática y efectos esféricos por otro. La estabilidad del sistema coloidal es dependiente de la existencia de una barrera de energía potencial, la cual impide que las partículas se aproximan en demasiado unas con otras.

Si la suspensión se encuentra en reposo, la agregación de partículas puede dar lugar a la formación de una red espacial y la suspensión desarrolla una estructura interna. Esta red debe ser lo suficientemente fuerte para resistir la destrucción debida a los efectos que pueden ocasionar los movimientos térmicos.

Si la suspensión es sometida a una cizalla, los enlaces físicos (débiles) se destruyen y la red se rompe en agregados separados que se deshacen y convierten en fragmentos pequeños llamados unidades de flujo. Los movimientos térmicos, provocan colisiones entre estas unidades de flujo y, por consiguiente, aumenta el número de agregados. Después de un cierto tiempo a una velocidad de cizalla dada, se establece un equilibrio dinámico entre la destrucción y formación de agregados, mientras que, para velocidad de cizalla mayores al del equilibrio se desplaza hacia una mayor dispersión en sus partículas.

La energía disipada en el proceso de flujo, se puede descomponer en dos partes:

- La que se atribuye al flujo viscoso del líquido alrededor de unidades de flujo.
- La adicional que es disipada por la destrucción de los enlaces entre unidades de flujo, tanto dentro de los agregados como entre ellas.

La principal razón por la cual se da una disminución de la viscosidad del sistema con el aumento de la velocidad de cizalla, es la reducción de parte de la disipación de energía.

2.4. Geles

Ciertos sistemas coloidales han recibido el nombre de soles, para su distinción de otras soluciones. El sólido formado partir a de estos soles se nombraba como un gel, pero posteriormente este término se restringió solamente para aquellos casos en los cuales el sistema en su totalidad se encuentra en un estado semisólido sin fase líquida inicial, aunque pueda llegar a expeler algo de él en esta fase.

Teóricamente se indica que el proceso de gelificación de las partículas de los soles se une a manera de formar un número de cadenas, que se entrelazan, con el objetivo de aumentar la viscosidad del sistema hasta que se adquiera una estructura semisólida, provocando que el líquido quede retenido por efectos capilares. El gel consiste en una red tridimensional formada por entrecruzamiento de cadenas moleculares, lo que explica la elasticidad de los

geles y la transición gradual de algunas propiedades físicas al convertirse de sol a gel.

Por lo tanto, los geles son dispersiones en las cuales las interacciones atractivas entre los elementos de la fase dispersa son tan fuertes que el sistema completo desarrolla una red rígida que con pequeños esfuerzos se vuelve una estructura elástica. En algunos casos el gel puede fluir plásticamente a partir de un esfuerzo umbral; entonces a menudo presenta tixotropía, de manera que el gel se vuelve a formar cuando se suprime el esfuerzo.

2.4.1. Formación y propiedades de los geles

La formación de geles se da debido a varios tipos de interacción. Voigt y Bornscheim distinguen a los geles por las fuerzas de enlace son de valencia principal, de forma que el gel puede ser considerado como una sola molécula gigante (como lo es caso del caucho y otros elastómeros) y geles de valencia accesoria, donde las fuerzas de enlace del esqueleto pueden ser electrostáticas, por medio de interacciones de van der Waals o enlaces químicos.

En el caso de dispersiones, que a cierta concentración, poseen carga estable, la adición de electrolitos da lugar a una gelificación más y no a la formación de agregados, generando, de tal manera, un único agregado continuo, el cual llena todo el sistema. En estas dispersiones las partículas de con forma esférica se tienden a asociar en los llamados “collares”, aquellas con forma de varilla se unen en “andamios” y las laminillas de arcilla forman “castillos de naipes”, estas estructuras son controladas por fuerzas electrostáticas.

Las sustancias quelantes macromoleculares, en los geles que poseen esqueleto coloidal lineal, tienen cadenas lineales en sus estructuras, haciendo posible la formación de zonas asociadas con mayor definición (por orientación del conglomerado de cadenas) que dan lugar a la formación de zonas coherentes.

Los estados de ordenación de grado elevado producen agregados cristalinos, que pueden ser observados microscópicamente con luz polarizada y que están interrumpidos por zonas amorfas de dimensiones submicroscópicas. Éstas últimas están formadas por los extremos de las cadenas sobresalientes de los circuitos cristalinos a modo de flecos y los cuales actúan como miembros de unión entre las zonas ordenadas próximas.

En los geles acuosos macromoleculares la estructura de red está dominada principalmente por enlaces de puente de hidrógeno. Los polímeros formadores de geles son denominados copolímeros (que contienen polisacáridos y/o cadenas de proteínas).

Para concentraciones más altas y temperaturas más bajas, ciertas cadenas poliméricas, se agregan para formar dobles y triples hélices, dando lugar a la formación de la estructura de red.

Debido a que en la formación del gel se ve implicada un balance entre las fuerzas atractivas que tienden a formar una red rígida, al igual que el movimiento térmico de las cadenas poliméricas, el proceso de gelificación es dependiente del pH, la concentración electrolítica y la temperatura.

Muchos geles pueden ser secados, proporcionando unos sólidos porosos con una estructura de red, llamados xerogeles.

2.5. Hidrogeles

Según la naturaleza de la fase líquida, esta puede ser distinguida entre geles de hidrocarburo (como la vaselina), los lipogeles (utilizados para las pomadas grasas), geles con emulgentes y los hidrogeles.

Los hidrogeles son polímeros que tienen la habilidad de aumentar su volumen en presencia de agua o disolventes acuosos. Su estructura polimérica es capaz de retener los disolventes, formando así una fase gel hinchada con sistemas entrecruzados. Tiene un contenido de agua entre el 80-90 % o más, la toma del líquido se produce por esponjamiento de las sustancias orgánicas macromoleculares que forman el gel. La presión de este fenómeno puede ser de hasta 100 Mpa, produciendo un incremento de volumen y una liberación de calor.

La cantidad de agua incorporada para el esponjamiento determina las propiedades reológicas del líquido obtenido. Los hidrogeles son estructuras viscosas y tienen casi siempre un comportamiento tixotrópico.

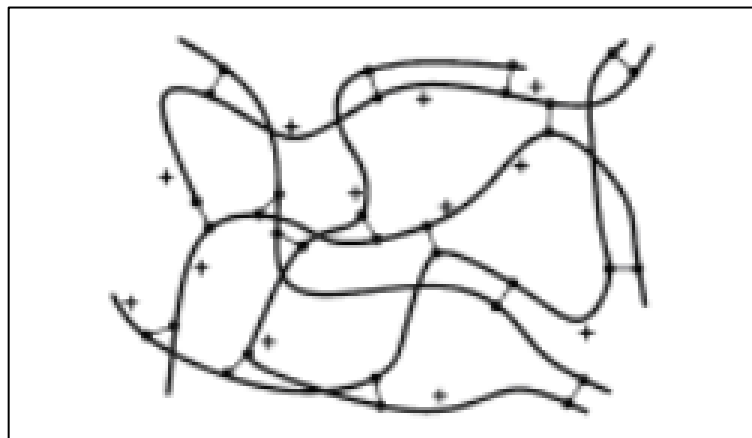
2.5.1. Películas de quitosano

Según Berger et al. (2004), los hidrogeles de quitosano entrecruzados se clasifican como iónicos y covalentes. Estos se dividen en tres grupos: quitosano entrecruzado consigo mismo, redes poliméricas híbridas y redes de polímeros interpenetrados. El entrecruzamiento involucra, naturalmente, dos unidades estructurales, las cuales pueden o no pertenecer a la misma cadena polimérica.

Las principales interacciones que se presentan en este tipo de hidrogel corresponden a enlaces covalentes, pero incluso se pueden presentar otras

interacciones como enlaces de hidrógeno e interacciones hidrofóbicas, las cuales se forman entre unidades acetiladas del quitosano, como se observa en la Figura 4. Cabe destacar que entre mayor sea el grado de entrecruzamiento los enlaces covalentes tienden a predominar. Entre los agentes entrecruzados más empleados se encuentran los dialdehídos como el glioxal y glutaraldehído. La reacción se da entre el grupo aldehído que forma un enlace imina covalente con los grupos amino primarios de quitosano, esto gracias a la resonancia establecida con enlaces dobles adyacente vía reacción de Schiff.

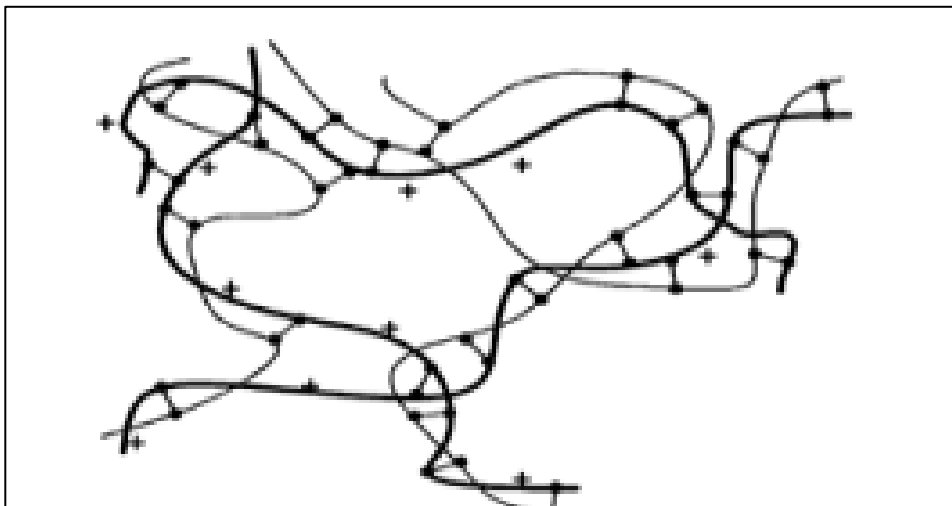
Figura 4. **Hidrogel de quitosano entrecruzado covalentemente**



Fuente: GARCÍA, Chavez y MENDOZA, María *Revista Iberoamericana de Polímeros*. p. 89.

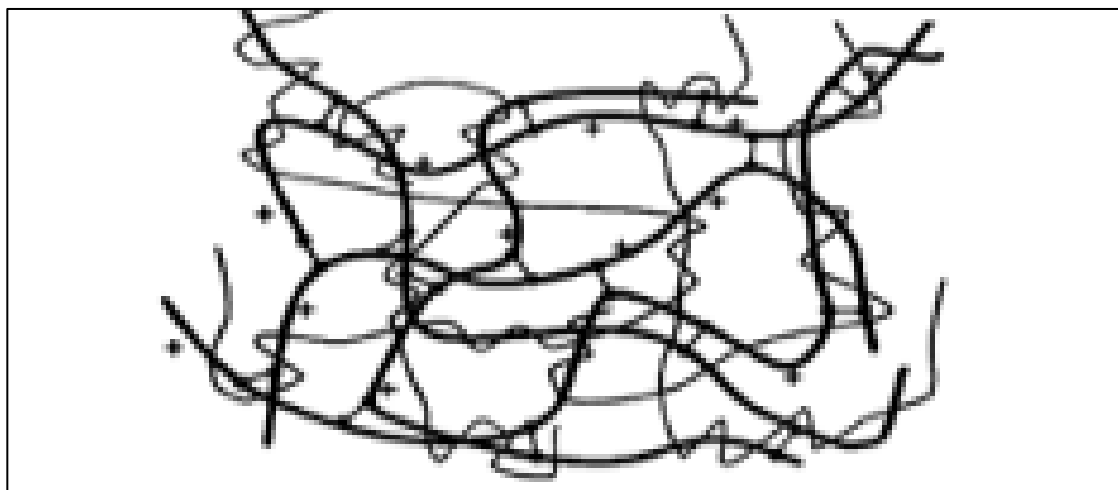
Las películas de quitosano se llegan a formar por el reordenamiento de las moléculas durante el secado del quitosano en gel o en solución. Estas películas no pueden ser sometidas a elevadas temperaturas debido a su fragilidad y, por lo tanto, se rompen, esto se debe al rompimiento de los enlaces de hidrógeno que mantienen la estabilidad de la película.

Figura 5. **Redes poliméricas híbridas**



Fuente: GARCÍA, Chavez y MENDOZA, María *Revista Iberoamericana de Polímeros*. p. 89.

Figura 6. **Redes poliméricas interpenetradas**



Fuente: GARCÍA, Chavez y MENDOZA, María *Revista Iberoamericana de Polímeros*. p. 90.

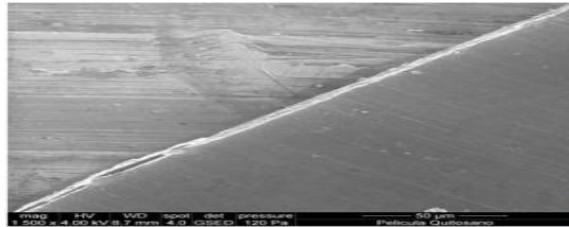
Figura 7. Película de quitosano



Fuente: SÁENZ, V.; HERNÁEZ, E; L. *Liberación controlada de fármacos en Hidrogeles*. p. 25.

Así mismo, cabe destacar que el desarrollo de las películas debe ser realizado sobre superficies plásticas o teflón, debido a que en las superficies de vidrio estas se adhieren de tal manera que se vuelve sumamente difícil su desprendimiento. Debido al alto contenido presente de silicatos con cargas negativas en el vidrio, los cuales tienen una interacción fuerte con los grupos amino del quitosano. Mientras que los polímeros por ser cadenas largas de C=C que no tienen afinidad alguna con el quitosano.

Figura 8. **Película de quitosano adherida a una superficie de vidrio**



Fuente: KIM, Se-kwon. *Chitin, chitosan, oligosaccharides and their derivatives: biological activities and applications*. p. 450.

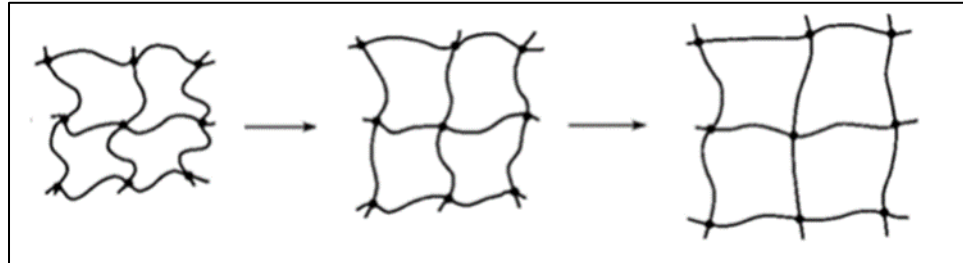
2.5.2. Características de las películas de quitosano

Para que un material se pueda clasificar como hidrogel debe de presentar ciertas características tales como: equilibrio de hinchamiento, transición de fase, y, en algunos casos, sensibilidad al medio que lo abarca.

2.5.2.1. Equilibrio de hinchamiento y transición de fase

Una vez que las películas de quitosano entran en contacto con el agua, se empieza a dar un proceso de absorción sin perder su forma original, el cual dependerá de la temperatura, pH o variaciones de la concentración de los electrolitos. Este proceso se da hasta que se alcanza un equilibrio fisicoquímico, en el cual el material presenta propiedades tanto de sólido como de líquido y es el resultado del balance entre las fuerzas dispersivas y de cohesión intermoleculares que actúan en las cadenas poliméricas hidratadas. Este equilibrio está directamente relacionado con la presencia de monómeros hidrofílicos y con la densidad del entrecruzamiento de las cadenas.

Figura 9. **Hinchamiento de las redes moleculares de los hidrogeles**



Fuente: ROMERO PEÑALOZA, Elkin Libardo. *Obtención de hidrogeles de quitosano obtenido a partir del micelo de Aspergillus niger y su estudio en la liberación controlada de calefaxina.*

p. 10.

2.5.2.2. Sensibilidad al medio

Una de las características de mayor interés en el campo la liberación de fármacos de estos materiales poliméricos está relacionada con la habilidad que presentan cuando el hinchamiento puede llegar a ser activado por un estímulo del medio en el que se encuentre. A los hidrogeles que presentan esta característica se les denomina hidrogeles inteligentes, ya que presenta una respuesta selectiva al pH, a la temperatura y otras condiciones del medio.

2.5.2.3. Sensibilidad al pH

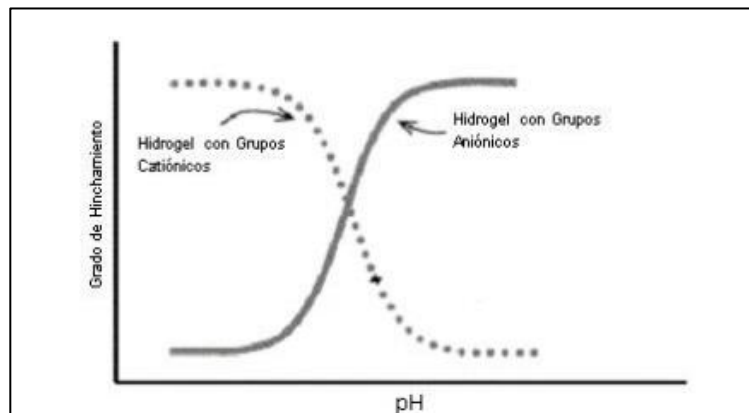
Esta sensibilidad es generada por la presencia de grupos ionizables en la red tridimensional, los cuales pueden protonarse o desprotonarse dependiendo del pH del medio en el cual se encuentren, aumentando las repulsiones electrostáticas entre las cadenas poliméricas y, por ende, logran incrementare el hinchamiento de la película.

Tabla II. Grupos sensibles a cambios de pH

Grupos Aniónicos	Grupos Catiónicos
$-COO^-$	$-N^+$
$-OPO_3^-$	$-NH^+$
$-OSO_3^-$	$-NH_2^+$
$-OCS_2^-$	$-NH_3^+$
$-SO_3^-$	$-NRNH_2^+$
$-OPO_3^{2-}$	$-NR_2H^+$
$-PO_3^{2-}$	$-NR_3^+$
$-PO_2^{2-}$	$-P^+$

Fuente: Elaboración propia con datos obtenidos de LIN, C. y METTERS, A. *Hydrogels in controlled release formulations: Network design and mathematical model*. p. 30.

Figura 10. Perfiles de hinchamiento dependiendo del grupo presente catiónico o aniónico



Fuente: Elaboración propia con datos obtenidos de LIN, C. y METTERS, A. *Hydrogels in controlled release formulations: Network design and mathematical model*. p. 30.

2.5.2.4. Sensibilidad a la temperatura

Uno de los estímulos más importantes que poseen las películas de quitosano es la temperatura, en donde el cambio de volumen está caracterizado por la temperatura de solución crítica (LCST), la cual depende del porcentaje de monómeros hidrófilos presente en la estructura; por la cual a temperaturas menores el hidrogel tiende a hincharse y por encima de esta el material colapsa. Esta respuesta de los hidrogeles es producido por la relación que posee con los diferentes tipos de interacción que existen en el sistema polimérico, especialmente con estructuras hidrófobas y con puentes de hidrógeno.

2.5.2.5. Sensibilidad a otros estímulos

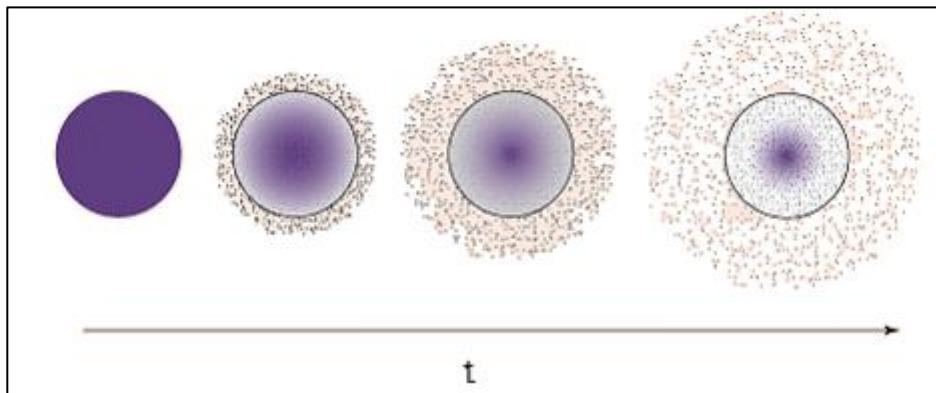
Otro tipo de estímulo que influye en el comportamiento de los hidrogeles es la luz ultravioleta. Estos se hinchan discontinuamente en respuesta a la irradiación ultravioleta y tienden a colapsar cuando dejan de ser iluminadas. Algunos hidrogeles polielectrolíticos se pueden combinar con polímeros conjugados para producir movimientos de concentración y relajación reversibles bajo estímulos eléctricos, simulando la acción que tienen los músculos en los seres vivos.

2.6. Aplicación de los Hidrogeles

Los hidrogeles, debido a su gran contenido de agua y su capacidad de retener moléculas de peso molecular bajo, pueden ser utilizados como sistemas de liberación controlada, en la cual la liberación se produce por difusión a través de la matriz polimérica hinchada y dirigida hacia un ambiente externo. Si el

proceso de liberación es denominado continuo, la cantidad de hidrogeles dentro de la matriz polimerica disminuirá conforme pase el tiempo.

Figura 11. **Sistema de liberación controlada a partir de un hidrogel**



Fuente: Elaboración propia con datos obtenidos de ESCOBAR, J.L.; GARCÍA, D.M.; ZALDIVAR, D.; KATIME, I. *Hidrogeles. Principales características en el diseño de sistemas de liberación controlada de fármacos*. p. 50.

Así mismo, debido a sus propiedades físicas, los hidrogeles permiten emplearse en prótesis de tejidos blando, tal es el caso del ácido poli(hidroximetilmetacrilico), poli(HEMA), el cual ha sido utilizado en prótesis de senos, preservando ventajas sobre los tejidos grasos que tienden a reabsorberse, ya que los hidrogeles son permeables a los fluidos corporales.

2.7. Formación de la película de quitosano

La formación de película de quitosano es una mezcla de quitosano seco, al cual se le añade agua, y se coloca en una mezcladora aproximadamente por 5 minutos para que se lleve a cabo el adecuado rompimiento del quitosano. Una

vez finalizada la acción anterior se agrega ácido acético para formar el gel (el cual tiene un aspecto viscoso).

La aplicación principal de esta película es utilizarse como una capa protectora a los alimentos, principalmente frutas, como lo son el banano y la fresa, los cuales suelen degradarse de una manera rápida, haciendo que el producto pierda su valor agregado (calidad). Las funciones principales de la capa protectora son:

- Posee un carácter catiónico único, lo cual le da propiedades y actividades útiles en distintas aplicaciones.
- Presenta grupos amino en su cadena polimérica, permitiendo realizar una amplia variedad de modificaciones en su estructura.
- Posee un grupo hidroxilo, el cual permite una versatilidad de modificaciones químicas.
- Estabiliza una gran variedad de grupos funcionales negativos.

La formación de la película de quitosano modificado del Tipo Base de Schiff, posee el mismo procedimiento mencionado con anterioridad, con la diferencia que se le debe agregar p-dimetilaminobenzaldehído disuelto en metanol, y debe ser calentado en un rango de temperaturas de 40 a 80 °C, posteriormente.

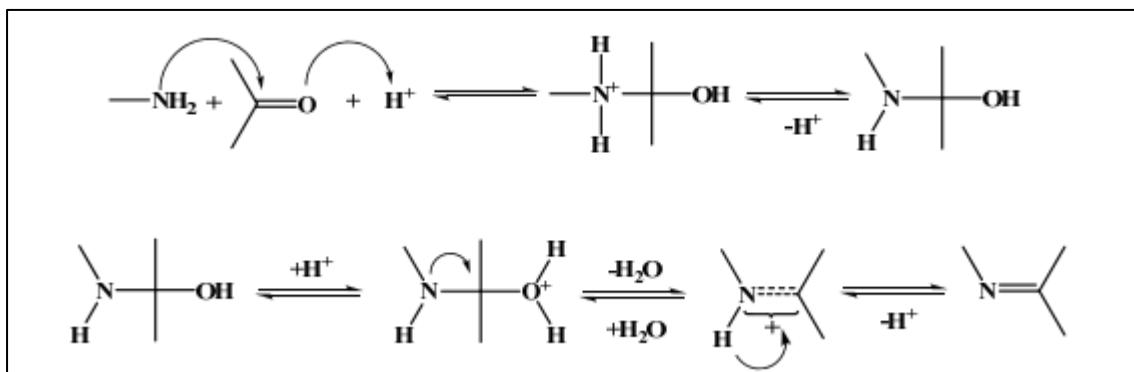
La aplicación de esta biopelícula es de acción fungicida, ya que protege a una gran variedad de materiales del crecimiento tanto microbiano como de hongos.

2.7.1. Tipo Base de Schiff

Compuesto intermedio de vida media muy corta, que se forma durante algunas reacciones químicas por reacción de un grupo amino con un grupo carbonilo.

La condensación de grupos carbonilos con aminas primaria fue descubierta en 1864 por Hugo Schiff. La condensación clásica de Schiff utilizando compuestos monocarbonílicos y aminas se presenta en altos rendimientos, este mecanismo se muestra en la siguiente imagen.

Figura 12. Mecanismo de condensación de compuestos carbonílicos



Fuente: Lewinsky et al. *Bases de Schiff macrocíclicas y azamacrociclos*. p. 1.

Todos los pasos en la reacción son reversibles, por lo tanto las reacciones ocurren bajo control termodinámico y pueden ser utilizados para obtener una serie de compuestos como en la química combinatoria. Por otro lado, las reacciones de aminas con compuestos carbonílicos son más complicadas y no tan comunes para la obtención de macro ciclos ya que pueden obtenerse de una gama de productos.

2.8. Biopolímeros

Debido a que en Guatemala se está siendo participe de la alta contaminación que el ser humano ha generado, se ha buscado un sustituto que sea agradable con el medio ambiente por medio de investigaciones, implementando, así, las biopelículas.

Los biopolímeros son cadenas largas estructuradas por una base, conocida como monómero, y los monómeros son la base estructural de los polímeros, que en este caso son estructurados por compuestos orgánicos y son degradables fácilmente.

Las biopelículas son empaques totalmente degradables que están conformados por un biopolímero, provocando una mínima generación de cantidades residuales contaminantes y de gases invernaderos (como el monóxido de carbono y el dióxido de carbono).

Estas estructuras están conformadas por un compuesto químico como el almidón de papa, de yuca o de maíz, sin embargo en la actualidad la conformación de biopelículas a base del quitosano desacetilado de la quitina de la cáscara de camarón y un ácido orgánico como lo es el ácido cítrico o el ácido acético son de mayor interés por ser provenientes de desechos renovables.

Por otra parte las biopelículas deben tener ciertas características que hagan eficiente su utilización, como lo son la viscosidad, las proporciones tanto del ácido orgánico como del compuesto activo a utilizar y, finalmente, el grosor de la película, para que la respiración de la fruta sea la adecuada.

2.9. Elasticidad de los polímeros

Se considera que los sólidos son rígidos sin embargo esto es solo una idealización de los cuerpos debido a que todo cuerpo y en este caso los polímeros se deforman.

Los cuerpos reales pueden sufrir cambios de forma o volumen (o incluso ruptura) aunque la resultante de las fuerzas exteriores sea cero.

La deformación de las estructuras (estiramientos, acortamientos, flexiones, retorcidas, entre otros) debido a la acción de fuerzas implica la aparición de esfuerzos que pueden llevar hasta la ruptura.

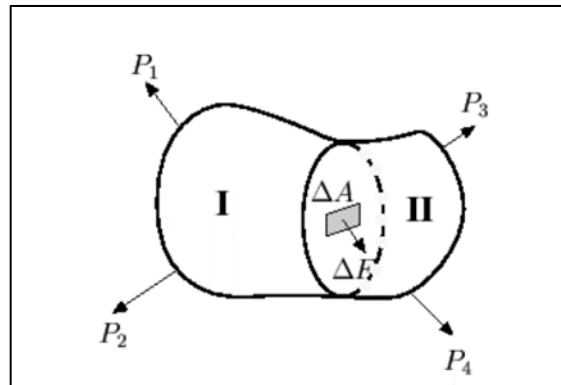
La elasticidad estudia la relación entre las fuerzas y las deformaciones, sobre todo en los cuerpos elásticos.

La deformación está íntimamente ligada a las fuerzas existentes entre los átomos o moléculas, ya que son sus fuerzas intermoleculares las que le dan la elasticidad, sin embargo para este estudio se tomara como un cuerpo continuo y tendremos en cuenta las magnitudes medibles: fuerzas exteriores y deformaciones.

Las fuerzas de masa están asociadas con el cuerpo considerado (afectan a todas las partes del mismo) y no son consecuencia de un contacto directo con otros cuerpos y entre ellas podemos citar las fuerzas gravitacionales, la inercia, las magnéticas entre otras. Se especifican en términos de fuerza por unidad de volumen. Las componentes de la intensidad de estas fuerzas según los ejes coordenados que son F_x , F_y , F_z .

Las fuerzas de superficie son debidas al contacto físico entre dos cuerpos. Si ampliamos el concepto podríamos incluir en dicho concepto las fuerzas que una superficie imaginaria dentro de un cuerpo ejerce sobre la superficie adyacente, lo que resulta muy práctico para establecer ecuaciones de equilibrio y otras.

Figura 13. **Repartición de fuerzas en un cuerpo en la superficie**



Fuente: NAVARRO, M. <https://w3.ual.es/~mnavarro/Tema%206%20%20Elasticidad.pdf>.

Consulta: enero, 2019.

Si un cuerpo, como el de la figura, está en equilibrio, si aislamos una de las partes en que el plano divide el cuerpo, la porción izquierda, para restituir el equilibrio debemos aplicar sobre la sección producida una distribución de fuerzas idéntica a la que la porción eliminada (la de la derecha) ejerce sobre la otra. Es decir, las fuerzas de superficie P_1 y P_2 , de la parte I, se mantienen en equilibrio con las fuerzas que la parte II del cuerpo ejerce sobre la parte I, fuerzas repartidas sobre la superficie del corte, de forma que cualquier área elemental ΔF . Por tanto, la fuerza “media” por unidad de área es:

$$P_{media} = \frac{\Delta F}{\Delta A}$$

El esfuerzo (o tensión) en un punto se define como el valor límite de la fuerza por unidad de área, cuando esta tiende a cero:

$$P = \lim_{\Delta A \rightarrow 0} \frac{\Delta F}{\Delta A} = \frac{dF}{dA}$$

El esfuerzo en un elemento diferencial de área, dA es un vector de la misma dirección que el vector de la fuerza dF . La fuerza dF , o lo que es lo mismo, el esfuerzo P , no está dirigido según una dirección preestablecida, como puede ser la normal al plano de la superficie.

Aunque en general la dirección del vector esfuerzo no coincidirá con la de la normal N , a la superficie, siempre es posible elegir un sistema de coordenadas cartesianas con un eje coincidente con la dirección normal N , y los otros dos ejes contenidos en el plano de la sección, y proyectar el vector dF sobre estos ejes.

El concepto vectorial del esfuerzo implica que tiene que estar referido a un plano determinado, ya que si se modifica el plano considerado que engloba al punto el esfuerzo será diferente. Si queremos conocer el esfuerzo en cualquier plano que pase por el punto considerado, ya no se puede hablar del esfuerzo como un vector si no como un tensor.

Para definir totalmente el vector esfuerzo, tenemos que especificar su magnitud, dirección y el plano sobre el que actúa. Por eso es mejor hablar del estado tensional de un punto, o simplemente esfuerzo de un punto entendido como el conocimiento del esfuerzo o tensión en todo plano que pase por el punto, o sea expresándolo como un tensor.

2.9.1. Esfuerzo normal

El esfuerzo es una medida de la fuerza por unidad de área (en la que se aplica) que causa la deformación.

Si la fuerza aplicada no es normal ni paralela a la superficie, siempre puede descomponerse en la suma vectorial de otras dos tal que siempre una sea normal y la otra paralela a la superficie considerada.

Los esfuerzos con dirección normal a la sección, se denotan normalmente como σ y se denominan como esfuerzo de tracción o tensión cuando apunta hacia afuera de la sección, tratando de estirar al elemento analizado, y como esfuerzo de compresión cuando apunta hacia la sección, tratando de aplastar al elemento analizado.

El esfuerzo con dirección paralela al área en la que se aplica se denota como τ y representa un esfuerzo de corte ya que este esfuerzo trata de cortar el elemento analizado.

Las unidades de los esfuerzos son las de fuerza dividida por área (las mismas que para la presión), pero el esfuerzo no es un vector sino un tensor.

La unidad a utilizar en este proyecto será la del Sistema Internacional (SI) N/m^2 .

2.10. Deformación unitaria longitudinal

Si a una barra de longitud l le aplicamos una fuerza de tracción F y la barra sufre un alargamiento Δl , se define como alargamiento o deformación longitudinal como:

$$\varepsilon_1 = \frac{\Delta l}{l}$$

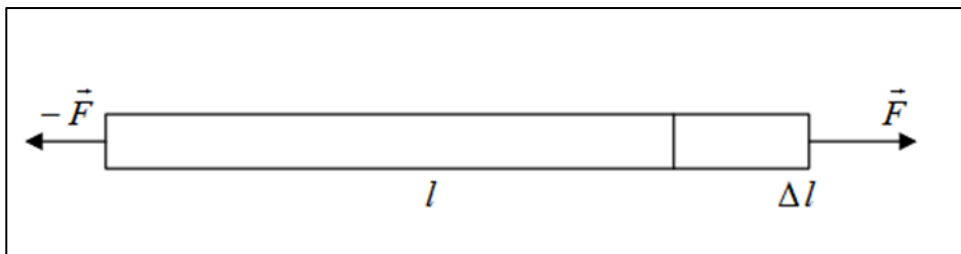
La deformación longitudinal es la variación relativa de longitud.

La relación entre la fuerza F y el alargamiento Δl viene dada por el coeficiente de rigidez K_s .

$$F = K_s \Delta l$$

El coeficiente de rigidez depende de la geometría del cuerpo, de su temperatura y presión y, en algunos casos, de la dirección en la que se deforma (anisotropía).

Figura 14. Deformación unitaria longitudinal



Fuente: NAVARRO, M. <https://w3.ual.es/~mnavarro/Tema%206%20%20Elasticidad.pdf>.

Consulta: enero, 2019.

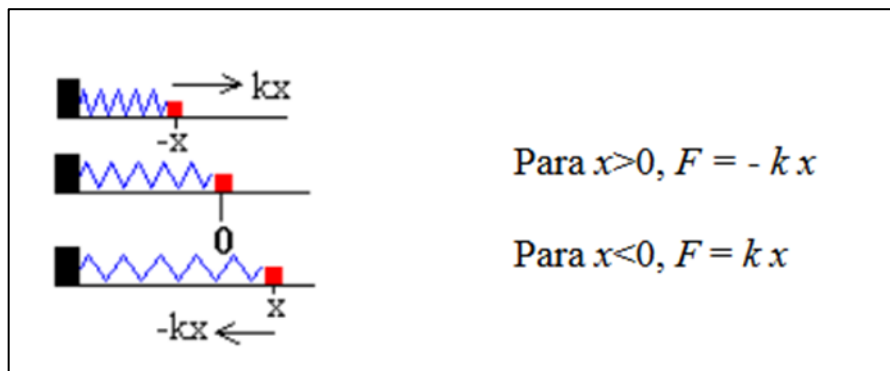
2.11. Ley de Hooke

Cuando estiramos o comprimimos un resorte, la fuerza recuperada es directamente proporcional a la deformación x (al cambio de longitud respecto de la posición de equilibrio) y de signo contraria a ésta.

$$F = -Kx$$

Siendo k una constante de proporcionalidad denominada constante elástica del resorte. El signo menos en la ecuación anterior se debe a que la fuerza recuperadora es opuesta a la de formación.

Figura 15. Demostración de la ley de Hooke



Fuente: NAVARRO, M. <https://w3.ual.es/~mnavarro/Tema%206%20%20Elasticidad.pdf>.

Consulta: enero, 2019.

La energía potencial E_p correspondiente a la fuerza F equivale a:

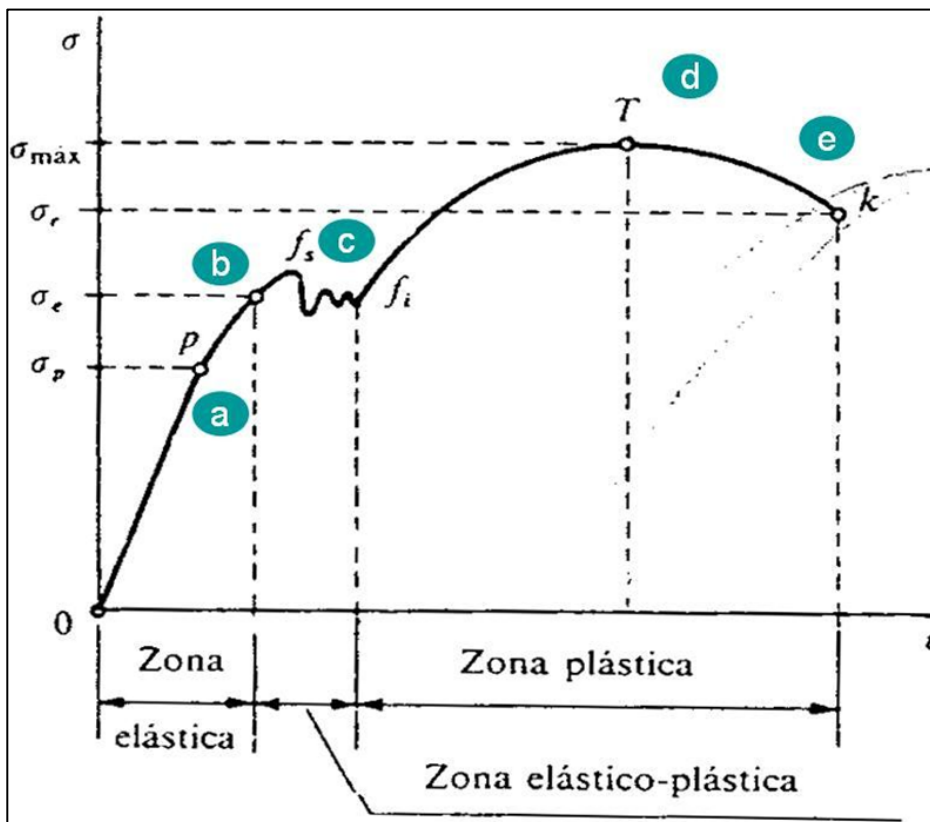
$$E_{p(x)} = \frac{1}{2}kx^2$$

Porque el trabajo realizado por esta fuerza conservativa cuando la partícula se desplaza desde la posición x_A a la posición x_B es:

$$\int_A^B F dx = \int_A^B -kx dx = \frac{1}{2} kx_A^2 - \frac{1}{2} kx_B^2$$

La ley de Hooke es solo aplicable a deformaciones unitarias pequeñas, hasta que se alcance el límite de proporcionalidad.

Figura 16. **Gráfica de esfuerzo-deformación**



Fuente: NAVARRO, M. <https://w3.ual.es/~mnavarro/Tema%206%20%20Elasticidad.pdf>.

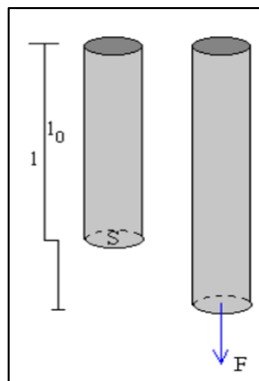
Consulta: enero, 2019.

En la curva de esfuerzo-deformación de un material hay un tramo de comportamiento perfectamente elástico en el que la relación esfuerzo-deformación es lineal (punto A). De ahí hasta otro punto B (de límite elástico) el material sigue un comportamiento elástico sigue existiendo una relación entre esfuerzo y deformación, aunque no es lineal, y si se retira el esfuerzo se recupera la longitud inicial). Si se sigue aumentando la carga (por encima del punto b hasta el punto B'), el material se deforma rápidamente y si se retira el esfuerzo no se recupera la longitud inicial, quedando una deformación permanente y el cuerpo tiene un comportamiento plástico. Si se sigue aumentando la carga (por encima del punto B'), el material llega hasta un estado en el que se rompe (punto C).

2.12. Módulo de Young

Si aplicamos una fuerza F a una barra de longitud l_0 el material se deforma longitudinalmente y se alarga $l-l_0$.

Figura 17. Deformación por tracción



Fuente: NAVARRO, M. <https://w3.ual.es/~mnavarro/Tema%206%20%20Elasticidad.pdf>.

Consulta: enero, 2019.

La razón de proporcionalidad entre el esfuerzo (fuerza por unidad de área) y deformación unitaria (deformación por unidad de longitud) está dada por la constante E , denominada módulo de Young, que es característico de cada material.

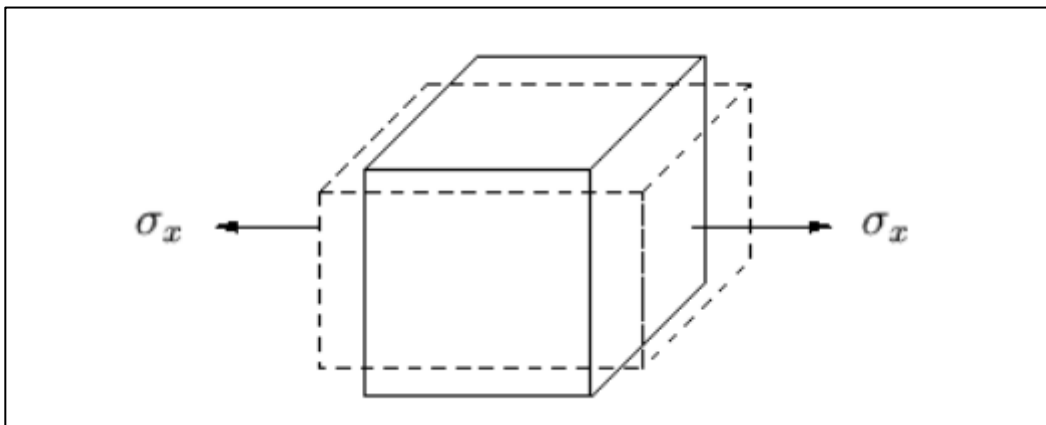
$$\frac{F}{S} = E \frac{l - l_0}{l}$$

La ley de Hooke relaciona la deformación ε_x de una barra sometida a esfuerzo axial, con tensión normal generada por dicho esfuerzo σ_x , mediante la constante E que se denomina módulo de elasticidad lineal o módulo de Young.

La rigidez de un material queda caracterizada por la relación entre el esfuerzo y la deformación, o sea por el módulo de Young.

$$\sigma_x = E \varepsilon_x$$

Figura 18. **Módulo de Young**



Fuente: NAVARRO, M. <https://w3.ual.es/~mnavarro/Tema%206%20%20Elasticidad.pdf>.

Consulta: enero, 2019.

$$E = \frac{\sigma_x}{\varepsilon_x} = \frac{F_x/A}{\Delta x/x}$$

El módulo de Young tiene las mismas unidades que el esfuerzo N/m².

3. DISEÑO EXPERIMENTAL

Las variables por evaluar fueron las siguientes:

3.1. Variables

Tabla III. Descripción de las variables a utilizar

No.	Variable	unidad	Tipo de Variable	
			Dependientes	Independientes
1	Cantidad de ácido acético	mL		x
2	Cantidad de quitosano	g		x
3	Temperatura	°C		x
4	Temperatura de preparación del hidrogel	°C		x
5	Viscosidad (Monitoreo)	μcP	x	
6	índice de refracción	----	X	
8	pH	----	X	
9	Color	----	X	
10	Espesor de película	μm	x	
11	Nitrógeno total Kjeldahl	%N	x	
12	Módulo de Young	N/m ²	x	
13	Longitud	m		x
14	Ancho	m		x

Fuente: elaboración propia.

3.2. Delimitación del campo de estudio

A continuación se presentan los distintos parámetros y recursos utilizados para la realización del trabajo de investigación:

3.2.1. Área de conocimiento

Fundamento de conocimiento: Química general, química analítica, química orgánica, fisicoquímica y transferencia de masa.

3.2.2. Proceso

Formulación y caracterización de un biopolímero obtenido del desecho del camarón marino cultivado (*Litopenaeus vannamei*).

3.2.3. Lugar

La parte experimental de la investigación se realizó en el Laboratorio de Análisis Fisicoquímico (LAFIQ) perteneciente al Centro de Investigaciones de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

3.3. Recursos humanos disponibles

- Investigador: Oscar Alfredo Morales Torres
- Asesor: Ing. Qco. César Alfonso García
- Coaseor: Lic. Qca. Ingrid Lorena Benítez Pacheco

3.4. Recursos materiales disponibles

Los recursos materiales disponibles se dividen en las siguientes áreas:

3.4.1. Materia prima

El desecho de camarón se obtuvo de la especie marina cultivada *Litopenaeus vannamei* recolectado en mercados, y se trabajó en el Laboratorio de Análisis Fisicoquímico (LAFIQ), del Centro de Investigaciones de Ingeniería.

3.4.2. Equipo para la caracterización química y físico-mecánica

En esta sección se divide la cristalería de laboratorio, así como los reactivos y los equipos usados en el mismo:

3.4.2.1. Reactivos

- Hidróxido de sodio grado reactivo
- Ácido clorhídrico grado reactivo
- Ácido acético glacial grado reactivo
- Etanol al 95 % grado reactivo
- Agua desmineralizada, marca salvavidas
- Hipoclorito de sodio grado comercial

3.4.2.2. Cristalería

- Beakers de vidrio con capacidad de 25, 100 y 600 mL.
- Varilla de agitación de vidrio, 8*300 mm.

- Kitazato de vidrio de 500 mL
- Embudo Buchner de porcelana, diámetro 110 mm, 500 mL.
- Earlenmeyer de vidrio de 100 mL.
- Crisol Gooch de porcelana de 40 mL, 1150 °C.
- Mortero con pistilo de porcelana pequeño.
- Embudo de vidrio de 100 mL.
- Vidrio reloj
- Varilla de agitación

3.4.2.3. Materiales y accesorios auxiliares

- Pizeta de polietileno de 125 mL.
- Agitadores magnéticos de 1 pulgada.
- Espátula con mango de madera de 15 cm de largo.
- Bandeja de acero inoxidable (40x60)

3.4.2.4. Instrumentos de medición

- Balones aforados de 500mL, Marca: superior Marienfeeld, Incerteza: ± 0.25 mL
- Balones aforados de 100mL, Marca: superior Marienfeeld, Incerteza: ± 0.1 mL
- Pipetas volumétricas de 10 mL, Marca: KIMAX MEX, No. Serie: 37004, Incerteza: ± 0.02 mL
- Balanza analítica, Marca Radwag, No serie: 208879/07, Rango Máximo: 750 g, Incerteza: ± 0.01 g.
- Termómetro de vidrio con mercurio como fluido, con escala de 0-50 °C

- Potenciómetro, Marca: Hach, Modelo, 50 50 T, No serie: 315062, Rango Máximo 14, Rango Mínimo 0
- Medidor de espesor, Marca SAUTER, Modelo: TB 2000, Rango Mínimo 100 μm , Rango Máximo 2000 μm .

3.4.2.5. Equipo

- Plancha de agitación y calentamiento, Marca Fisher Scien, No Serie: Sec-2, Rango de temperatura: 0-600 °C, Rango de RMP: 0-2000 rpm.
- Horno de secado, Marca PREMLAB, Modelo: CHF5CSA, Serie: A-305, Rango de Temperatura: 0-800 °C, de convección forzada.
- Ozonizador para el agua
- Procesador de alimentos
- Campana de extracción de gases
- Bomba de vacío
- Reactores de acero inoxidable de 50 mL, dimensiones según norma ASTM C 289-03.
- Viscosímetro de Krebs
- Balanza de Humedad, marca Radwag, No. Serie: 321784/11, Rango de temperatura 0-160 °C. Rango de masa 0-50 g.

3.5. Técnicas cualitativas o cuantitativas

Se empleara la técnica cuantitativa para la obtención de la quitina del exoesqueleto del camarón, el cual posteriormente es desacetilado para la obtención del quitosano y finalmente se evaluara que relación Quitosano/ CH_3COOH es la mejor para la elaboración del biopolímero.

3.6. Recolección y ordenamiento de la información

A continuación se presenta de manera ordenada y lógica la recolección de datos:

3.6.1. Preparación de las muestras

La materia prima se obtendrá del mercado de la zona 4, se trabajó únicamente con el exoesqueleto del abdomen del camarón, se lavó con agua ozonizada hasta eliminar la mayoría de las impurezas adheridas a lo largo de su cultivo o restos de masa proteica, posteriormente se dejó secar a 60 °C durante 72 horas, favoreciendo, así, el secado y la eliminación de compuestos volátiles. Finalmente se pulverizó con el procesador de alimentos y se procedió a la preparación de las muestras. El ordenamiento lógico de pasos es:

- Recolectar del abdomen del exoesqueleto del camarón.
- Retirar las patas, cola, cabeza e incluso residuos de carne presentes en el exoesqueleto, y lavar con agua ozonizada.
- Secar en el horno durante 72 horas a una temperatura de 60 °C.
- Someter a un proceso de pulverización la materia prima ya seca.

3.6.2. Obtención de la quitina

La quitina es el principal compuesto que se debe obtener para, posteriormente, desacetilarla para la formación del quitosano y finalmente realizar las pruebas necesarias para la formulación y caracterización del preservante. Los pasos para la obtención de la quitina son:

3.6.2.1. Desproteínización

Tratamiento del abdomen del exoesqueleto del camarón con una solución diluida de NaOH a una temperatura de 60 °C, con el fin de disolver las cadenas proteicas y eliminarlas. Los tratamientos por tiempo prolongados o a temperaturas elevadas permiten la ruptura de las cadenas y la desacetilación parcial del polímero. Los pasos ordenados para la realización de la desproteínización son:

- Preparar solución de Hidróxido de sodio al 0,5% g/mL.
- Los exoesqueletos deben ser sometidos a cocción con hidróxido de sodio en una relación 1:10 (g/mL) por 2 horas a 50 °C.
- Esperar a que la solución enfríe, a temperatura ambiente, aproximadamente media hora.
- De ser necesario realizar reducciones en el tamaño de las partículas obtenidas.
- Filtrar al vacío y trabajar con el sólido precipitado.
- Preparar una solución de hidróxido de sodio 3,0 % g/mL.
- Tratar, el sólido filtrado en el inciso 3, con la solución de hidróxido de sodio preparada en el paso 4, la relación para este tratamiento es de 1:10 (g/mL) por 1 hora a 60 °C.
- Descartar el líquido sobrante y posteriormente lavar hasta pH neutro.
- Filtrar al vacío.

3.6.2.2. Desmineralización

El exoesqueleto de los crustáceos está formado por minerales, principalmente CaCO_3 y MgCO_3 , los cuales son eliminados de manera efectiva

añadiendo una solución ácida, para este caso se utilizó HCl. Los pasos para la desmineralización son:

- Preparar una solución de ácido clorhídrico a 0,5 M, en una relación de 1:4.
- Desmineralizar el sólido remanente con 400mL de HCl a 0,5 M a temperatura ambiente durante 1 hora.
- Lavar hasta pH neutro.
- Filtrar al vacío y descartar el líquido obtenido.

3.6.2.3. Blanqueamiento

Proceso por el cual se busca darle un color blanco a la quitina y aumentar la pureza del sólido adicionando una solución ácida, eliminando residuos. Los pasos para el blanqueamiento son:

- Tratar, el residuo obtenido con una solución de hipoclorito al 3,0 % mL/mL durante 30 min. El volumen de la solución debe ser de 300 mL.
- Lavar y filtrar hasta descartar el líquido.

3.6.3. Preparación del quitosano

El quitosano es obtenido mediante la desacetilación de la quitina proveniente del abdomen del exoesqueleto del camarón, para ello se llevan a cabo los siguientes pasos:

3.6.3.1. Desacetilación de la quitina

La desacetilación es la reacción mediante la cual el grupo acetil de la quitina es eliminado, adicionando una solución básica como lo es el Hidróxido de Sodio, dejando al final un grupo amino. El procedimiento para llevar a cabo la desacetilación es:

- Preparar una solución de hidróxido de sodio al 45 % g/mL.
- Colocar en un reactor una relación de quitina e hidróxido de sodio 1:5.
- Calentar en un horno a 100 °C durante 1.5 horas.
- Esperar a que enfríe a temperatura ambiente, aproximadamente 0.5 horas.
- Lavar el producto con agua hasta un pH neutro y filtrar hasta obtener el sólido.
- Secar durante 24 horas a 75 °C.
- Lavar con una disolución de NaOH al 50% P/V y filtrar para mantener el sólido.

3.6.3.2. Purificación del quitosano

- Colocar en un beacker una relación de 1:20 g/mL de quitosano y ácido acético al 2,0 % mL/mL. Agitar la solución mecánicamente por una hora.
- Lavar hasta conseguir un pH neutro y filtrar al vacío con una bomba de vacío.
- La solución filtrada en el paso dos, debe colocarse en un Earlenmeyer y agregar 300 mL de hidróxido de sodio al 25 % g/mL y agitar mecánicamente por una hora.
- Filtrar y lavar hasta conseguir un pH neutro.

- Agregar 250 mL de etanol al 95 % al sólido filtrado anteriormente y dejar reposar durante 3 horas.
- Filtrar con una bomba de vacío y secar a temperatura ambiente por 1 día.

3.6.4. Realización del preservante

- Realizar una solución de ácido acético 0,1 M en un balón aforado.
- Pesar la solución.
- Agregar 1 % p/p de quitosano con relación al peso de la solución de ácido acético.
- Agregar dos mL de glicerina.
- Agregar dos gotas de octanol.
- Mezclar con una licuadora en lapsos de 5 minutos durante 25 minutos.
- Dejar evaporar la solución hasta obtener una película delgada.
- Repetir pasos 1 a 7 con una relación p/p del 2 y 3 %.

3.6.5. Determinación de las propiedades características del preservante

A continuación se presentan algunas de las características a determinar del preservante:

3.6.5.1. Determinación de pH

- Hacer calibración del potenciómetro con las soluciones estandarizadas de pH.
- Colocar el potenciómetro dentro de la mezcla y medir pH.
- Realizar el paso 2, tres veces.
- Realizar mediciones de pH cada 5 minutos de agitación y mezclado.

3.6.5.2. Medir la viscosidad

- Colocar el preservante en un beacker.
- Colocar la muestra en el viscosímetro de Brookfield.
- Observar el valor de la viscosidad.
- Observar la textura del preservante.
- Medir la viscosidad de la mezcla cada 5 minutos.

3.6.5.3. Medir el color de la película de quitosano

- Cortar cuadros del diámetro de una moneda de 5 centavos.
- Colocar la ficha de la película en el equipo.
- Medir el color.
- Tomar fotografías.
- Compara color de las otras formulaciones.
- Observar tendencia de colores en la escala de grises.

3.6.5.4. Medir el índice de refracción de la película de quitosano

- Armar el equipo para hacer medias de refracción de las mezclas.
- Colocar una o dos gotas de la mezcla en el lente del refractómetro.
- Agregar una gota de lugol o aceite de inmersión.
- Observar el índice de refracción.
- Repetir los pasos 2 a 4 con cada una de las formulaciones.
- Medir la refractancia a cada 5 minutos de agitación.

3.6.5.5. Medir el Módulo de Young

- Preparar el equipo para medir el módulo de Young
- Preparar probetas de 2x10 centímetros para colocar en las mordazas.
- Colocar las probetas en las mordazas conectadas al equipo de medición.
- Medir la longitud inicial de las probetas con el tiempo inicial.
- Agregar peso a la cubeta y medir el estiramiento de la película.
- Repetir el paso 5 hasta el punto de ruptura de la película.
- Medir la masa final.
- Repetir el proceso de los pasos 2 a 7 tres veces con cada una de las formulaciones.

3.6.5.6. Medir el espesor de la película

- Limpiar las bandejas de acero inoxidable con una solución de ácido fosfórico y agua.
- Calibrar lápiz medidor de espesor con la bandeja de acero inoxidable.
- Colocar la película de quitosano en una bandeja de acero inoxidable.
- Esperar a que seque.
- Medir espesor final.

3.7. Tabulación y ordenamiento de los datos

La tabulación y ordenamiento de los datos se presenta a continuación definiendo la forma adecuada para la realización del experimento y así mismo la obtención de datos.

3.7.1. Tabulación y ordenamiento para la caracterización del quitosano

En las siguientes tablas se podrá observar los datos relevantes y necesarios para la caracterización del quitosano:

Tabla IV. **Datos de las cenizas para el quitosano**

Cenizas		
	Inicial	Final
Masa crisol (g)		
Masa total (g)		
Masa Inicial quitosano (g)		
Δm (g)		
Cenizas (g)		
Porcentaje de cenizas (%)		

Fuente: elaboración propia.

Tabla V. **Contenido de humedad en el quitosano**

Humedad			
Variabes	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,100		
Tiempo (min)	01:30		
Masa final (g)	0,088		

Fuente: elaboración propia.

Tabla VI. **Promedio de porcentaje de humedad en el quitosano obtenido**

Promedio de porcentaje de humedad		
	Porcentaje de humedad (%)	Promedio (%)
Corrida 1		
Corrida 2		
Corrida 3		

Fuente: elaboración propia.

3.7.2. **Tabulación y ordenamiento para la formulación de la película**

En las siguientes tablas se podrá observar los datos relevantes y necesarios para la formulación y caracterización de la película de quitosano:

Tabla VII. **Datos de las distintas formulaciones**

Película de quitosano	1%	2%	3%
Agua			
Ácido Acético glacial			
Quitosano			
Glicerina			

Fuente: elaboración propia.

Tabla VIII. **Datos de Viscosidad obtenidos a las distintas formulaciones**

Viscosidad (μ)						
Tiempo (min)	Viscosidad			Promedio μ	HA	HA 0,1M
0						
5						
10						
15						
20						
25						

Fuente: elaboración propia.

Tabla IX. **Datos de pH obtenidos a las distintas formulaciones**

Potencial de Hidrógenos						
Tiempo (min)	pH			Promedio pH	HA	HA 0,1M
0						
5						
10						
15						
20						
25						

Fuente: elaboración propia.

Tabla X. **Datos de Índice de refracción obtenidos a las distintas formulaciones**

Índice de refracción						
Tiempo (min)	Refractancia			Promedio refractancia	HA	HA 0,1M
0						
5						
10						
15						
20						
25						

Fuente: elaboración propia.

Tabla XI. **Datos de color para las distintas formulaciones**

Color			
	1%	2%	3%
Fotografía			
Descripción			

Fuente: elaboración propia.

Tabla XII. **Humedad de las distintas películas, a una temperatura de 105 °C durante 3 minutos**

Humedad de la película de quitosano			
Variables	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,100		
Tiempo (min)	01:30		
Masa final (g)	0,088		

Fuente: elaboración propia.

Tabla XIII. **Datos de espesor para Módulo de Young obtenidos a las distintas formulaciones**

Espesor			
	1%	2%	3%
Espeor (mm)			

Fuente: elaboración propia.

Tabla XIV. **Datos de ΔL para Módulo de Young obtenidos a las distintas formulaciones**

Longitud			
	1%	2%	3%
Longitud (mm)			

Fuente: elaboración propia.

Tabla XV. **Datos de masa añadida para el Módulo e Young**

Masa añadida al Módulo de Young		
Número	Masa promedio	Masa individual

Fuente: elaboración propia.

3.8. Análisis estadístico

Se realizaran 3 repeticiones para cada parámetro a analizar por lo que se utilizara un análisis de varianzas. También se realizará la prueba t de Student para corroborar que los datos sean confiables.

- Media aritmética

$$\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^n x_i}{N} \quad (\text{Ecuación 1})$$

Donde:

\bar{x} = Media aritmética.

x_i = Valores obtenidos.

N = Número de datos.

- Desviación Estándar

$$\sigma = \frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{N-1} \quad (\text{Ecuación 2})$$

Donde:

σ = Desviación estándar.

- Coeficiente de variación

$$C_v = \frac{\sigma}{|\bar{x}|} \quad (\text{Ecuación 3})$$

Donde:

C_v = Coeficiente de variación.

- t - de Student

$$t = \frac{\bar{x} - \mu}{\sigma / \sqrt{n}} \quad (\text{Ecuación 4})$$

Donde:

t : es el valor de la t de student

μ : es el valor a evaluar

- ANOVA

Se realizará la prueba pH, viscosidad, refractancia y modulo de young, cada una con tres repeticiones, por lo que se utilizara un análisis de varianza para cada uno de ellos.

- Datos para el análisis de varianza

Tabla XVI. **Datos para el análisis de la varianza**

Tratamiento	Repeticiones			
	1	2	3	Promedio
1	$X_{1,1}$	$X_{1,2}$	$X_{1,3}$	X_1 promedio
2	$X_{2,1}$	$X_{2,2}$	$X_{2,3}$	X_2 promedio
3	$X_{3,1}$	$X_{3,2}$	$X_{3,3}$	X_3 promedio
Promedio	X_1 promedio	X_2 promedio	X_3 promedio	X

Fuente: elaboración propia.

Donde:

$x_{i,j}$: Total de las observaciones bajo el i , j -ésimo test

x : Promedio total de las observaciones bajo el i , j -ésimo test

$x_{a,b}$: Datos obtenidos para cada observación bajo cada test

3.9. Plan de análisis de resultados

Para el plan de análisis de datos se hizo uso de los siguientes programas computarizados, así como de una confiabilidad presentada a continuación:

3.9.1. Métodos y modelos de los datos según tipo de variables

Para evaluar la confiabilidad de los resultados se realizara la prueba t-de student y así determinar con una confiabilidad del 99% si los valores de los

parámetros evaluados en la caracterización del quitosano obtenido se pueden aceptar como válidos. Se realizarán gráficas de la desviación estándar de los datos obtenidos en cada parámetro evaluado.

3.9.2. Programas a utilizar para análisis de datos

- Microsoft Word 2010.
- Microsoft Excel 2010.
- Qtiplot

4. RESULTADOS

A continuación se presentan los resultados de la investigación realizada para la caracterización del quitosano como la formulación y caracterización del biopolímero a base del mismo.

4.1. Propiedades fisicoquímicas obtenidas del quitosano

Tabla XVII. **Propiedades fisicoquímicas del quitosano obtenido del exoesqueleto del camarón de la desacetilación alcalina**

Quitosano	
Rendimiento quitosano	27,66%
Humedad	11,03%
Cenizas	78,20%
Nitrogeno Total	9,03%N
Desacetilación	77,40%
pH de la desacetilación alcalina	5

Fuente: elaboración propia.

4.2. Formulaciones de las películas de quitosano a distintas concentraciones de quitosano y ácido acético 0,1 M.

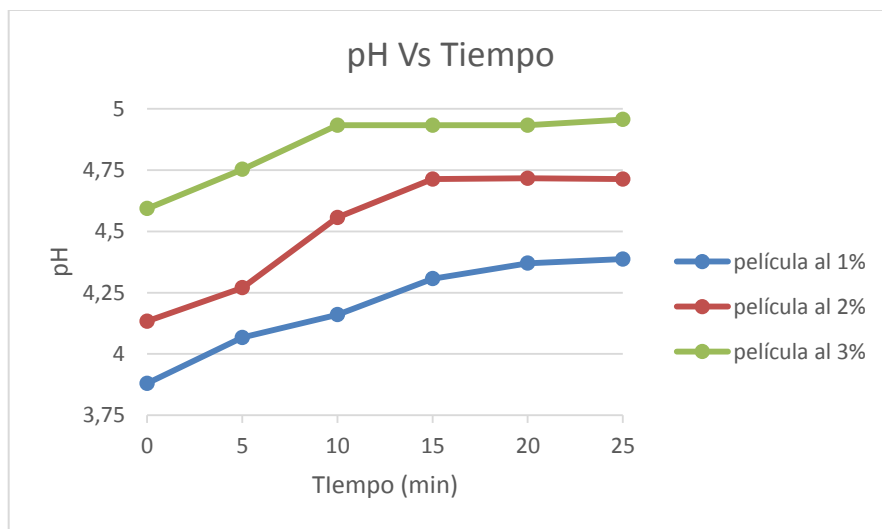
Tabla XVIII. Formulaciones de películas de quitosano/ácido acético 0,1 M a distintas concentraciones de quitosano

	Porcentaje peso/peso (%p/p)		
Película de Quitosano	1.0	2.0	3.0
Agua	96,53	95,60	94,69
Ácido Acético 0,1M	0,56	0,55	0,55
Quitosano	0,97	1,92	2,86
Glicerina	1,94	1,92	1,90

Fuente: elaboración propia.

4.3. Potencial de hidrógeno registrado en las distintas mediciones de tiempo para cada una de las formulaciones quitosano/ácido acético 0,1 M.

Figura 19. Evolución del potencial de hidrógeno (pH) en función del tiempo de refinación de la mezcla quitosano/ácido acético 0,1 M a 600 rpm, 25 °C y 640 mmHg de presión.



Fuente: elaboración propia.

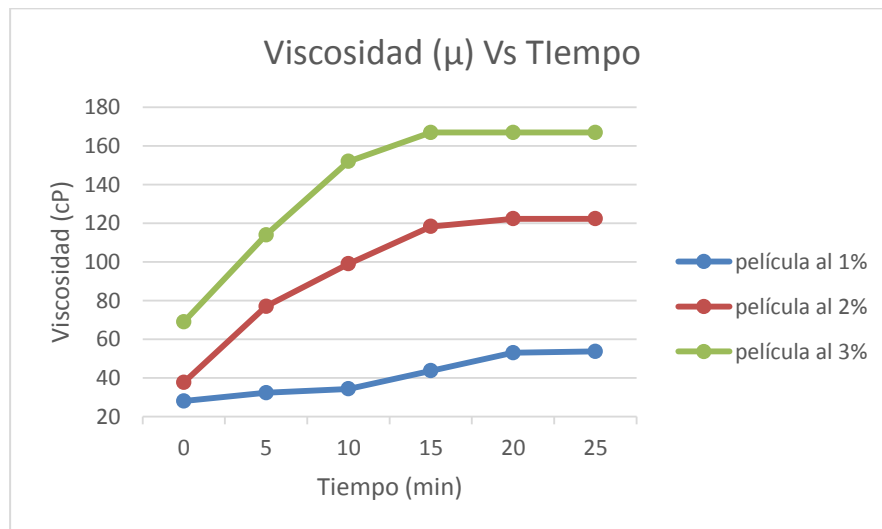
Tabla XIX. Descripción de figura 19

Color	Modelo matemático	Correlación	Tiempo de agitación máxima
1.0%	$-0,017x^2+0,2238x+3,6743$	$R^2 = 0,9927$	(0-25)minutos
2.0%	$-0,071x^2+0,563x+3.667$	$R^2 = 0,9733$	(0-25)minutos
3.0%	$-0,0251x^2+0,2428x+ 4,38$	$R^2 = 0,9568$	(0-25)minutos

Fuente: elaboración propia.

4.4. Viscosidad registrada en las distintas mediciones de la mezcla quitosano/ácido acético 0,1 M en función del tiempo de refinación.

Figura 20. Viscosidad (μ) en función del tiempo de refinación de las distintas formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M a 600 rpm, 25 °C y 640 mmHg de presión



Fuente: elaboración propia.

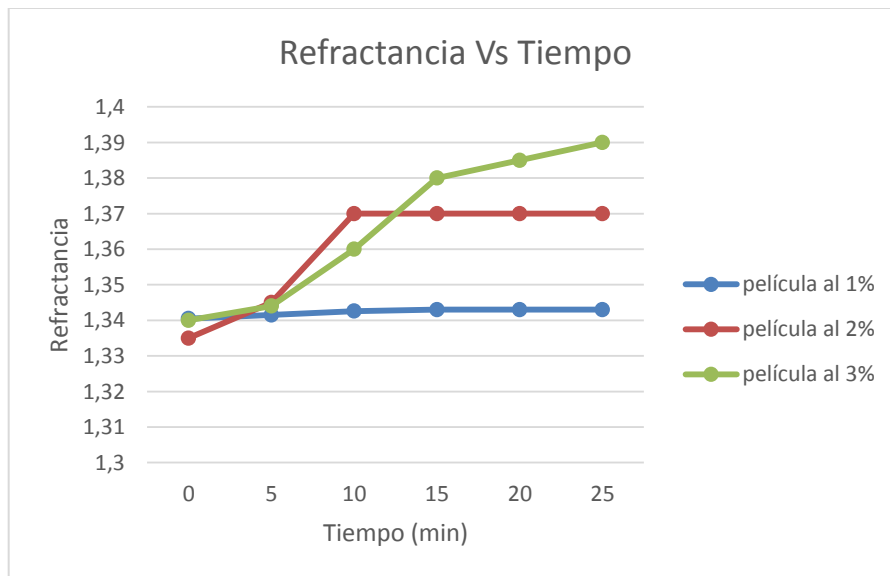
Tabla XX. Descripción de figura 20

Color	Modelo matemático	Correlación	Tiempo de agitación máxima
1.0%	$-0,4969x^3 + 5,414x^2 - 11,422x + 35,222$	$R^2 = 0,9784$	(0-25)minutos
2.0%	$-4,7976x^2 + 50,117x - 6,5333$	$R^2 = 0,9973$	(0-25)minutos
3.0%	$-6,7321x^2 + 66,096x + 10,1$	$R^2 = 0,9932$	(0-25)minutos

Fuente: elaboración propia.

4.5. Índice de refracción registrada en las mezclas de quitosano/ácido acético 0,1 M en función del tiempo de refinación para cada una de las formulaciones

Figura 21. Refractancia registrada para las distintas formulaciones quitosano/ácido acético 0,1 M en función del tiempo de agitación a 600 rpm, 25 °C y 640 mmHg de presión.



Fuente: elaboración propia.




Tabla XXI. Descripción de figura 21

Color	Modelo matemático	Correlación	Tiempo de agitación máxima
1.0%	$-0,0002x^2 + 0,0017x + 1,339$	$R^2 = 0,9896$	(0-25)minutos
2.0%	$-0,0027x^2 + 0,0259x + 1,31$	$R^2 = 0,9286$	(0-25)minutos
3.0%	$-0,0007x^2 + 0,0161x + 1,3207$	$R^2 = 0,9558$	(0-25)minutos

Fuente: elaboración propia.

4.6. Color evaluado para cada película obtenida en base a las formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M.

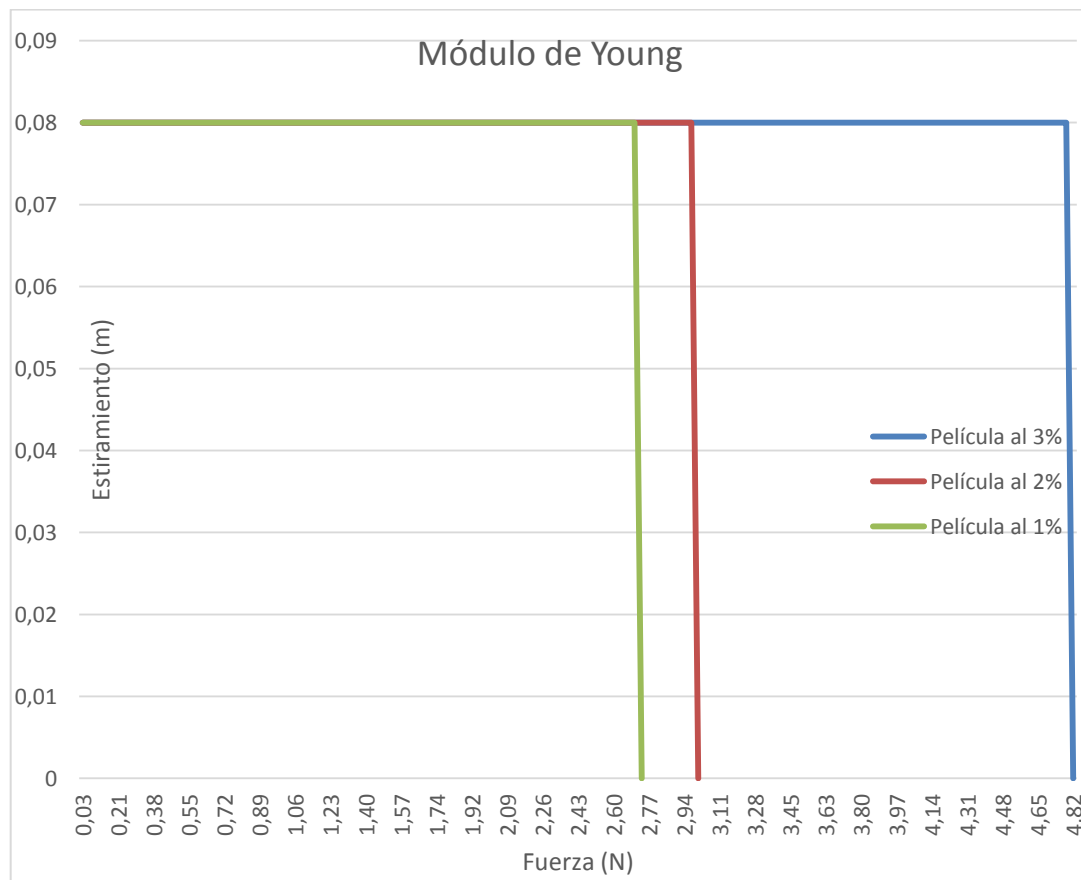
Tabla XXII. Datos de color para las distintas películas en función de las formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M de 1 %, 2 % y 3 %

Color			
	1%	2%	3%
Fotografía			
Descripción de color	Amarillo leve	Amarillo	Amarillo oscuro
Descripción de transparencia	Semi-transparente	Poco transparente	Totalmente opaco
Descripción de textura	Rugosa y granulada	Poco rugosa y granulada	Rugosa

Fuente: elaboración propia.

4.7. Módulo de Young para cada una de las formulaciones

Figura 22. **Módulo de Young para las distintas formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M a 25 °C y 640 mmHg de presión y 0,002 m de grosor de la película.**



Fuente: elaboración propia.

5. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

Se realizó una película a base de ácido acético 0,1 M y quitosano, el cual fue sintetizado a partir de la quitina localizada en el exoesqueleto del camarón marino cultivado, con la finalidad de poder caracterizar las propiedades fisicoquímicas tanto del quitosano como de la película.

En la tabla XIV, se puede observar la caracterización del quitosano que se sintetizó a partir del exoesqueleto del camarón marino cultivado de lo cual se puede observar que desde el momento en el que el exoesqueleto fue pesado para ponerse a secar hasta el momento de obtener el quitosano, el rendimiento de obtención es del 27,66 % lo que determina un porcentaje bajo de obtención, sin embargo hay que recordar que la mayoría de la cascara está compuesta por metales y otros compuestos orgánicos.

Así mismo se calculó el porcentaje de humedad y de cenizas de lo cual resultó un valor de 11,03 % y 78,20 % respectivamente. Lo que demuestra que qué al momento de ser sintetizado el quitosano se obtiene un aproximado de 11,03% de agua en las partículas y que un 22 % del mismo no son materiales orgánicos, por lo que puede ser humedad y así mismo algunos metales que no son eliminados en su totalidad y son procedentes de la mineraralización.

Posteriormente se evaluó el factor más importante de la síntesis del quitosano que es la desacetilación para ello se hizo un análisis de Kjeldahl para la determinación de nitrógeno total obteniéndose un 9,03 %, y una desacetilación en base al nitrógeno total de 77,40 %, demostrando que un gran

porcentaje de la quitina extraída del exoesqueleto del camarón se sintetizó a quitosano

Se formuló la película en base a la cantidad de quitosano, para lo cual se puede observar la tabla XV, en la cual se proporcionan las cantidades de agua, ácido acético glacial, quitosano y glicerina en porcentajes p/p, para las formulaciones de 1, 2 y 3 % respectivamente, sin importar la cantidad de volumen a utilizar.

En las distintas formulaciones se hizo uso de ácido acético 0,1 M debido a que bibliografías de estudios previos demostraron que es la concentración más efectiva para otras gelaciones de quitosano.

Se puede observar que la relación ácido acético glacial y quitosano son los componentes que le darán las propiedades gelantes a las distintas formulaciones debido a que la interacción entre los hidrógenos desprendidos por el ácido acético y el grupo amino desprendido por el quitosano, da lugar a la formación de puentes de hidrógeno.

Para que dicha película adquiriera las propiedades del hidrogel elásticas de un elastómero se utilizó un plastificante, que para este caso fue la glicerina que cumplió con dos funciones principales, evitó que la mezcla espumara al momento de utilizar la licuadora de mano, y segundo como un plastificante hidrófilico, que permite realizar una mezcla homogénea, cabe mencionar que la solución espumeó en menores proporciones a medida que la cantidad de quitosano aumentaba.

Se llevó a cabo tres distintas formulaciones con una sola variante, la cantidad de quitosano presente en las soluciones, para ello se preparó una

solución de ácido acético 0,1 M, y se agregó una proporción de quitosano en 1, 2 y 3 %.

Para obtener el biopolímero como hidrogel se pesó 100 mL de la solución de Ácido Acético 0,1 M y se añadió 2 mL de glicerina, se mezcló con una licuadora de mano durante 5 minutos para favorecer el mezclado y obtener una mezcla homogénea refinada. Posteriormente se pesó nuevamente la mezcla y se procedió a pesar el 1, 2, 3 % en peso de quitosano para realizar el biopolímero. Se agitó con una licuadora de mano durante 25 minutos en lapsos de 5 minutos con la finalidad de poder disminuir el tamaño de partícula, y obtener lo que se conoce como un corpúsculo de quitosano, lo cual permitió que aumentara la formación de puentes de hidrogeno y conseguir así una buena homogenización, se consiguió las cualidades adecuadas o requeridas para el biopolímero.

La mezcla fue colocada en recipientes de Pyrex, debido a que se podía desprender con mayor facilidad, agregando una capa fina de vaselina, el área de confinamiento de la solución en los pyrex fue de 10 x 10 cms agregando 75 mL de la solución, así mismo se vertió la solución en recipientes de acero inoxidable, sin embargo dicha mezcla desprendió el níquel de los recipientes, obteniéndose una mezcla verde, lo cual indica la presencia y reacción con el níquel de las bandejas.

Una vez obtenida la mezcla se realizaron las mediciones de las variables de control entre las cuales están el pH, la viscosidad, el índice de refracción, el módulo de Young y el color aparente.

Se realizó la medición de pH para cada una de las películas a cada 5 minutos de agitación para verificar dos factores importantes la estabilidad de las

formulaciones y a su vez observar los cambios de pH. Se obtuvo que la película del 1 % estabilizó su pH a los 20 minutos aproximadamente y con un valor de 4,38, la del 2 % a los 15 minutos y con un valor de 4,73 y finalmente la película al 3 % a los 10 minutos con un valor de 4,91. Los valores mencionados son cercanos o tienden a un valor de 4,74 que se puede observar en la figura 13, el cual es el valor de pKa del ácido acético lo que demuestra la fuerte interacción del quitosano con los iones hidrogeno, disociados por el ácido acético. Cabe mencionar que si se usara un ácido fuerte y no un ácido débil se favorecería la interacción del quitosano con el ácido.

Posteriormente se midió la viscosidad de cada una de las formulaciones con el mismo tiempo de medición que el pH, a cada 5 minutos, y se observó la tendencia de aumento de la viscosidad a medida que la cantidad de quitosano aumentó. Para la formulación del 1 % se obtuvo un valor de 53,67 cP, la del 2 % un valor de 122,33 cP y la del 3 % un valor de 167 cP. Se puede observar que las fuerzas de cohesión en la película del 3 % es 2 veces mayor que en la del 1 % y 1 vez mayor que en la del 2 % demostrando que la película del 3 % tiene un mayor esfuerzo cortante que las otras dos y mayor resistencia debido al mismo fenómeno de la atracción entre moléculas. Así mismo la tendencia de aumento de la viscosidad es a medida que la concentración de quitosano aumenta, ya que la dispersión aumenta y la tensión también.

En la figura 14 se puede observar que las películas del 2 y 3 % tienden a un comportamiento similar al de una ecuación de grado 2, lo que demuestra que se estabilizan con mayor facilidad que la del 1 %.

Se hizo uso del refractómetro para poder determinar que tanto dejan pasar la luz las distintas formulaciones, observándose que la formulación del 3 % dejaba pasar menos la luz con un valor de 1,39 teniendo en cuenta que el valor

máximo de refractancia es de 1,70, por lo tanto el paso de luz a través del biopolímero es mínima, para la de 2 % se obtuvo un valor de 1,37 y para la de 1 % un valor de 1,343.

Cabe mencionar que la refractancia es un dato importante para el experimento debido a que al no dejar pasar la luz, permitirá crear una atmosfera protectora, evitando la oxidación del producto que se vaya a recubrir.

Se realizó el Módulo de Young para las tres formulaciones, para lo cual es necesario mencionar que el biopolímero es rígido y frágil, para las 3 formulaciones, razón por la cual en la figura 22 podemos observar que el elongamiento o estiramiento de la película es el mínimo, hasta llegar a su punto de ruptura. Así mismo se puede observar que la formulación del 3 %, es la que presenta una mayor resistencia a la tensión, con un valor de 4,82 N, seguida de la formulación del 2 %, con un valor de 3,01 N y finalmente la del 1 %, con un valor de 2,73 N.

Para determinar la estabilidad del biopolímero se realizó medidas de pH, viscosidad y refractancia a cada 5 minutos, se notó cambios en las diferentes mediciones, así como en cada una de las formulaciones, notándose que la película de 3 % alcanzo la estabilidad en las diferentes mediciones más rápido que la de 1 y 2 %.

Si se desea obtener mezclas estables es necesario realizar agitaciones de 15 minutos para la formulación del 3 %, de 20 minutos para la del 2 % y de 25 minutos para la formulación del 1 %

Finalmente se verificó que las distintas formulaciones Quitosano/Ácido Acético 0,1 M si presentan diferencias significativas.

CONCLUSIONES

1. Se formuló de manera exitosa el biopolímero a base de quitosano obtenido de la desacetilación alcalina del exoesqueleto del camarón.
2. Se caracterizó el quitosano obtenido del exoesqueleto del camarón marino cultivado de la desacetilación alcalina con la composición porcentual de quitosano de 1 %, 2 % y 3%.
3. Se formuló 3 biopolimeros con diferente composición porcentual de quitosano con 1 %, 2 % y 3 % y ácido acético 0,1 M.
4. Los valores de pH para las distintas formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M de 1 %, 2 % y 3 % variaron de 4,38 a 4,91 unidades respectivamente.
5. El Índice de refracción para cada formulación de quitosano/ácido acético 0,1 M de 1 %, 2 % y 3 % variaron de 1,343 a 1,37 unidades respectivamente.
6. Los valores de viscosidad para las distintas formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M variaron de 167 cP a 53,67 cP respectivamente.
7. Las Tres formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M de 1 %, 2 % y 3 % presentaron un color amarillo aparente y así mismo un rugosidad.

8. El Módulo de Young para cada una de las formulaciones quitosano/ácido acético 0,1 M de 1 %, 2 % y 3 % vario de 2,73 N a 4,82 N respectivamente.

9. Existe diferencia significativa entre las 3 formulaciones de quitosano/ácido acético 0,1 M en la relación a las propiedades fisicoquímicas y fisicomécanicas evaluadas.

RECOMENDACIONES

1. Evaluar opciones de métodos de limpieza del exoesqueleto del camarón para agilizar el proceso de obtención de quitosano.
2. Realizar la desacetilación de la quitina utilizando una autoclave en la cual se pueden utilizar mayor presión y temperatura.
3. Utilizar licuadoras más potentes que las manuales para lograr mayor esfuerzo mecánico en la refinación de las partículas de quitosano y disminuir más el tamaño de partícula.
4. Revisar el diseño del equipo de medición del Módulo de Young para mejorar su eficiencia.
5. No utilizar bandejas de acero inoxidable debido a que las películas se adhieren al mismo, y alternar a recipientes de vidrio tipo Pírex.
6. Añadir vaselina como antiadherente a las superficies para evitar que se peguen las películas de quitosano/ácido acético.
7. Refinar el tamaño de partícula lo máximo posible mediante la utilización de licuadoras.
8. Evaluar las proporciones de glicerina o sustituir el plastificante para garantizar que el biopolímero sea totalmente flexible.

9. Realizar un estudio nuevamente variando la concentración de ácido acético como formación del hidrogel.

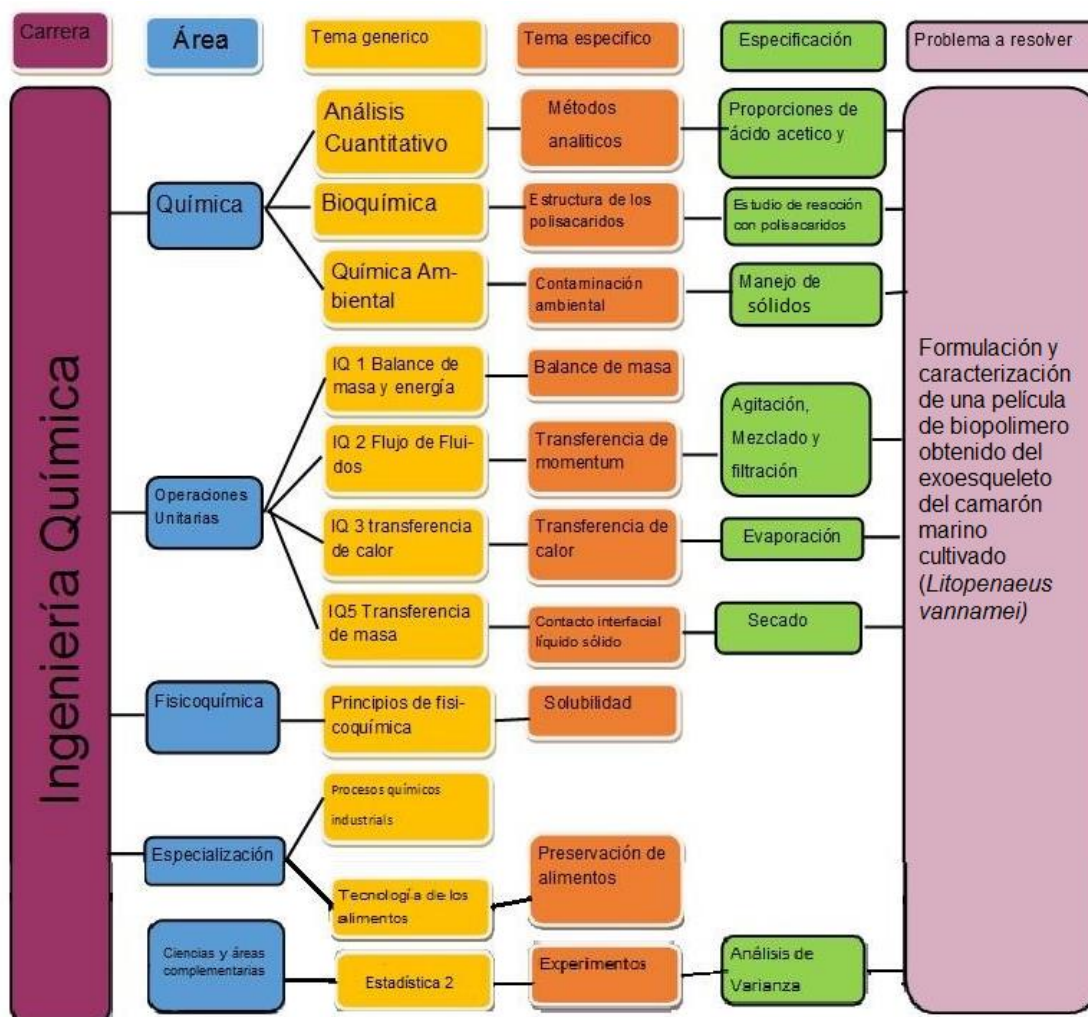
BIBLIOGRAFÍA

- 1 ABADÍA PIQUERO, Javier. *Preparación y caracterización mecánica de hidrogeles de quitosano para soporte de células de cartílago*. Trabajo de graduación de Química Industrial. Zaragoza, Escuela Universitaria, Ingeniería Técnica Industrial. 2010, 50 p.
- 2 ARACETA BARTRINA, Javier. PÉREZ-RODRIGO, Carmen. *Frutas, Verduras y Salud*. España: Elsevier-Masson 2015, 226 p.
- 3 BALANTA, Danny. *Extracción, identificación y caracterización de quitosano del micelio de Aspergillus Niger y sus aplicaciones como material bioadsorbente en el tratamiento de aguas*. Cali, Colombia: Universidad del Valle, Departamento de Química. 2010. 213 p.
- 4 BERGER, JJ; et al. *Structure and interactions in chitosan hydrogels formed by complexation or aggregation for biomedical applications*. Inglaterra: J. Pharm Biopharm. 2004, 325 p.
- 5 ESCOBAR, J.L.; GARCÍA, D.M.; ZALDIVAR, D,; KATIME, I. *Hidrogeles. Principales características en el diseño de sistemas de liberación controlada de fármacos*. Ecuador: Rev. Iberoam. Polim. 2002. 75 p.
- 6 HERNÁNDEZ LUCAS, María Jesús. *Caracterización reológica de hidrogeles de MCC-NaCMC + almidón. Tixotropía y sinergismo*. USA: United Sades Code, 1996. 232 p.

- 7 FONG REYES, Andrea Lizet. *Evaluación del grado de conversión de quitina a quitosano procedente del abdomen del camarón (Litopenaeus vannamei) en función del contenido de nitrógeno total medido durante la hidrólisis alcalina a nivel laboratorio*. Trabajo de graduación, Universidad de San Carlos de Guatemala, Escuela de Ingeniería Química. 2012, 109 p.
- 8 KIM, Se-kwon. *Chitin, chitosan, oligosaccharides and their derivatives: biological activities and applications*. New York, USA: CRC Press, 2011. 643 p.
- 9 SÁENZ, V.; HERNÁEZ, E; L. *Liberación controlada de fármacos en Hidrogeles*. Chile: Rev. Iberoamerica. Polim. 2003, 200 p.
- 10 SÁNCHEZ, et al. *Síntesis y caracterización de hidrogeles de quitosano obtenido a partir del camarón langostino (Pleuroncodes planipes) con potenciales aplicaciones biomedicas*. México: 2007. Volumen 1, 27 p.
- 11 LIN, C.C, METTERS, A. T. *Hydrogels in controlled release formularions: Network desing and methematical modeling*. USA: Deliver. Rev. 2006. 1408 p.

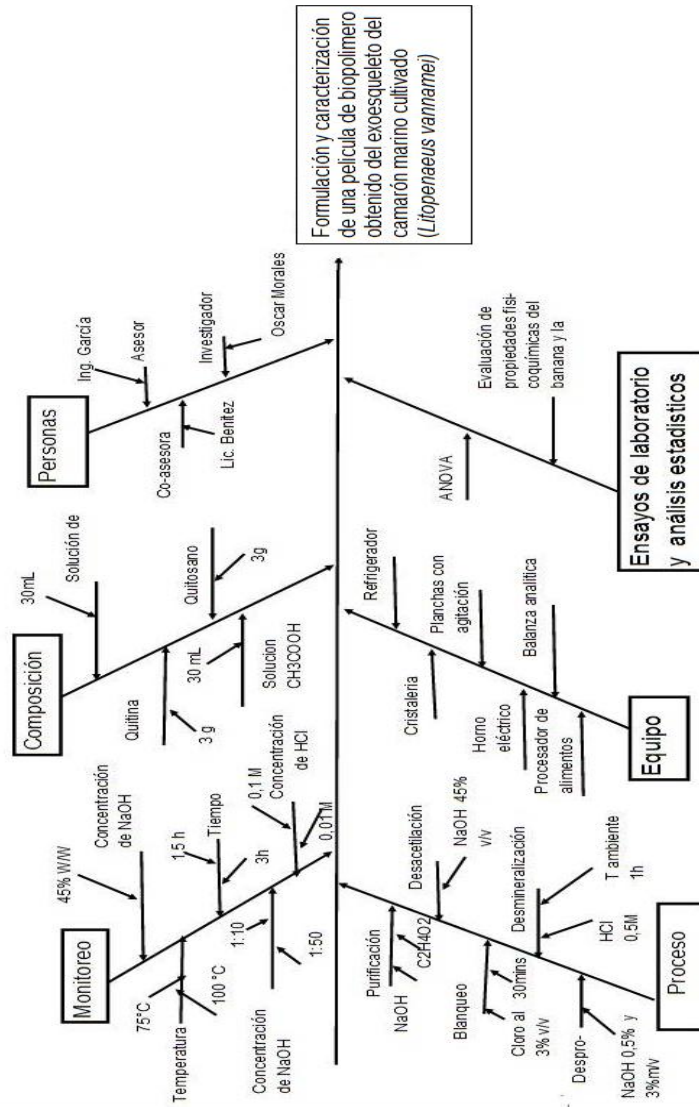
APÉNDICES

Apéndice 1. Requisitos académicos



Fuente: elaboración propia.

Apéndice 2: Diagrama de Ishikawa



Fuente: elaboración propia.

Apéndice 3. Recopilación de datos para la caracterización del quitosano

Porcentaje de cenizas

Cenizas		
	Inicial	Final
Masa crisol (g)	16,836	16,836
Masa total (g)	17,336	16,945
Masa Inicial quitosano (g)	5,000	1,090
Δm (g)	0,391	
Cenizas (g)	0,782	
Porcentaje de cenizas (%)	78,2%	

Fuente: elaboración propia.

Porcentaje de humedad de quitosano obtenido corrida 1

Porcentaje de Humedad			
Corrida 1			
Variables	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,100	0,11111	11,11 %
Tiempo (min)	01:30		
Masa final (g)	0,088		

Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 3

Porcentaje de humedad de quitosano obtenido corrida 2

Porcentaje de Humedad			
Corrida 2			
Variables	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,099	0,10101	10,10 %
Tiempo (min)	01:30		
Masa final (g)	0,089		

Fuente: elaboración propia.

Porcentaje de humedad de quitosano obtenido, corrida 3

Porcentaje de Humedad			
Corrida 3			
Variables	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,101	0,11881	11,88 %
Tiempo (min)	01:30		
Masa final (g)	0,089		

Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 3

Promedio de porcentaje de humedad del quitosano obtenido

Promedio de porcentaje de humedad		
	porcentaje de humedad (%)	Promedio (%)
Corrida 1	11,11	11,03
Corrida 2	10,10	
Corrida 3	11,88	

Fuente: elaboración propia.

Apéndice 4. Datos para resolución de resultados

pH de la formulación del 1%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Potencial de Hidrógeno (pH)						
Tiempo (min)	pH			Promedio pH	HA	HA 0,1M
0	3,80	3,84	4,00	3,88	1,00	3,10
5	4,09	4,08	4,03	4,06	1,00	3,12
10	4,33	4,15	4,00	4,16	1,05	3,14
15	4,20	4,33	4,39	4,30	1,10	3,15
20	4,36	4,37	4,38	4,37	1,11	3,17
25	4,38	4,38	4,40	4,38	1,11	3,17

Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 4

pH de la formulación del 2%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Potencial de Hidrógeno (pH)						
Tiempo (min)	pH			Promedio pH	HA	HA 0,1M
0	4,12	4,14	4,14	4,13	1,00	3,10
5	4,00	4,08	4,03	4,03	1,00	3,12

10	4,50	4,57	4,60	4,55	1,05	3,14
15	4,75	4,69	4,70	4,71	1,10	3,15
20	4,72	4,73	4,70	4,71	1,11	3,17
25	4,73	4,71	4,70	4,71	1,11	3,17

Fuente: elaboración propia.

pH de la formulación del 3%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Potencial de Hidrógeno (pH)						
Tiempo (min)	pH			Promedio pH	HA	HA 0,1M
0	4,56	4,60	4,62	4,59	1,00	3,10
5	4,72	4,75	4,79	4,75	1,00	3,12
10	4,90	4,93	4,97	4,93	1,05	3,14
15	4,97	4,90	4,93	4,93	1,10	3,15
20	4,93	4,97	4,90	4,93	1,11	3,17
25	4,93	4,95	4,99	4,95	1,11	3,17

Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 4

Promedio del pH de las distintas formulaciones, en un tiempo de 25 minutos con lapsos de 5 minutos de agitación

pH			
Tiempo (min)	1%	2%	3%
0	3,88	4,13	4,59
5	4,06	4,03	4,75
10	4,16	4,55	4,93
15	4,30	4,71	4,93
20	4,37	4,71	4,93
25	4,38	4,71	4,95

Fuente: elaboración propia.

Viscosidad de la formulación del 1%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Viscosidad (μ)						
Tiempo (min)	Viscosidad (cP)			Promedio de μ (cP)	HA	HA 0,1M
0	27	30	27	28	0	2
5	32	29	36	32	0	2
10	33	37	33	34	0	2
15	45	46	40	43	0	2
20	51	55	53	53	0	2
25	56	53	52	53	0	2

Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 4

Viscosidad de la formulación del 2%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Viscosidad ()						
Tiempo (min)	Viscosidad			Promedio u	HA	HA 0,1M
0	41	36	36	37	0	2
5	77	75	79	77	0	2
10	100	97	100	99	0	2
15	115	120	120	118	0	2
20	120	122	125	122	0	2
25	120	125	122	122	0	2

Fuente: elaboración propia.

Viscosidad de la formulación del 3%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Viscosidad ()						
Tiempo (min)	Viscosidad			Promedio u	HA	HA 0,1M
0	70	57	80	69	0	2
5	110	115	117	114	0	2
10	150	153	153	152	0	2
15	169	165	167	167	0	2
20	167	169	165	167	0	2
25	169	165	167	167	0	2

Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 4

Promedio de la Viscosidad de las distintas formulaciones, en un tiempo de 25 minutos con lapsos de 5 minutos de agitación, a 25°C y 1 atm de presión

Viscosidad			
minutos	1%	2%	3%
0	28	37	69
5	32	77	114
10	34	99	152
15	43	118	167
20	53	122	167
25	53	122	167

Fuente: elaboración propia.

Índice de refracción de la formulación del 1%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Refractancia						
Tiempo (min)	Refractancia			Promedio de la Refractancia	HA	HA 0,1M
0	1,3405	1,3405	1,3405	1,3405	1,6300	1,5000
5	1,3415	1,3415	1,3415	1,3415	1,6300	1,5000
10	1,3426	1,3426	1,3426	1,3426	1,6300	1,5000
15	1,3430	1,3430	1,3430	1,3430	1,6300	1,5000
20	1,3430	1,3430	1,3430	1,3430	1,6300	1,5000
25	1,3430	1,3430	1,3430	1,3430	1,6300	1,5000

Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 4

Índice de refracción de la formulación del 2%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Refractancia						
Tiempo (min)	Refractancia			Promedio de la Refractancia	HA	HA 0,1M
0	1,3350	1,3350	1,3350	1,3350	1,6300	1,5000
5	1,3450	1,3450	1,3450	1,3450	1,6300	1,5000
10	1,3700	1,3700	1,3700	1,3700	1,6300	1,5000
15	1,3700	1,3700	1,3700	1,3700	1,6300	1,5000
20	1,3700	1,3700	1,3700	1,3700	1,6300	1,5000
25	1,3700	1,3700	1,3700	1,3700	1,6300	1,5000

Fuente: elaboración propia.

Índice de refracción de la formulación del 3%, medida a 25°C, a 1 atm de presión a cada 5 minutos de agitación con una rpm de 600

Refractancia						
Tiempo (min)	Refractancia			Promedio de la Refractancia	HA	HA 0,1M
0	1,3400	1,3400	1,3400	1,3400	1,6300	1,5000
5	1,3400	1,3400	1,3400	1,3440	1,6300	1,5000
10	1,3600	1,3600	1,3600	1,3600	1,6300	1,5000
15	1,3800	1,3800	1,3800	1,3800	1,6300	1,5000
20	1,3900	1,3900	1,3900	1,3850	1,6300	1,5000
25	1,3900	1,3900	1,3900	1,3900	1,6300	1,5000

Fuente: elaboración propia.

Continuación del apéndice 4

**Promedio del Índice de refracción de las distintas formulaciones
medida a 25°C, a 1 atm de presión y a cada 5 minutos de agitación con 600
rpm**

Índice de refracción			
Minutos	1%	2%	3%
0	1,3405	1,3350	1,3400
5	1,3415	1,3450	1,3440
10	1,3426	1,3700	1,3600
15	1,3430	1,3700	1,3800
20	1,3430	1,3700	1,3850
25	1,3430	1,3700	1,3900

Fuente: elaboración propia.

**Porcentaje de Humedad de la película de 1%, para un tiempo de 03:00
minutos a 105°C, y 1 atm de presión**

Porcentaje de Humedad Película al 1%			
Variabes	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,160	0,031	19,11 %
Tiempo (min)	03:00		
Masa final (g)	0,129		

Fuente: elaboración propia.

Continuación del apéndice 4

Porcentaje de Humedad de la película de 2%, para un tiempo de 03:00 minutos a 105°C, y 1 atm de presión

Porcentaje de Humedad Película al 2%			
Variables	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,171	0,022	12,79 %
Tiempo (min)	03:00		
Masa final (g)	0,149		

Fuente: elaboración propia.

Porcentaje de Humedad de la película de 3%, para un tiempo de 03:00 minutos a 105°C, y 1 atm de presión

Porcentaje de Humedad Película al 3%			
Variables	Valor	Humedad (g)	Porcentaje de humedad
Masa inicial (g)	0,106	0,021	19,81%
Tiempo (min)	03:00		
Masa final (g)	0,085		

Fuente: elaboración propia.

Apéndice 5. Análisis estadístico

Anova de potencial de hidrógenos (pH) para el tiempo 0 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	11,64	3,88	0,0112		
Fila 2	3	12,4	4,13	0,00013		
Fila 3	3	13,78	4,59	0,00093		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,784622222222222	2	0,3923111111111	95,94	0,00002	5,143
Dentro de los grupos	0,0245333333333334	6	0,0040888888888			
Total	0,809155555555555	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de potencial de hidrógenos (pH) para el tiempo 5 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	12,2	4,066	0,00103		
Fila 2	3	12,11	4,036	0,00163		
Fila 3	3	14,26	4,753	0,00123		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,986022222222222	2	0,4930111111111	379,239	0,00000007	5,14
Dentro de los grupos	0,0078	6	0,0013			
Total	0,993822222222222	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de potencial de hidrógenos (pH) para el tiempo 10 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	12,48	4,16	0,0273		
Fila 2	3	13,67	4,556	0,0026		
Fila 3	3	14,8	4,933	0,0012		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,8972666666666666	2	0,4486333333	43,18	0,00027408	5,14
Dentro de los grupos	0,0623333333333333	6	0,0103888888			
Total	0,9595999999999999	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de potencial de hidrógenos (pH) para el tiempo 15 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	12,92	4,30	0,00943		
Fila 2	3	14,14	4,71	0,00103		
Fila 3	3	14,8	4,93	0,00123		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,606488888888889	2	0,3032444444	77,75	0,00005	5,14
Dentro de los grupos	0,0233999999999999	6	0,0038999999			
Total	0,629888888888889	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de potencial de hidrógenos (pH) para el tiempo 20 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	13,11	4,37	1E-04		
Fila 2	3	14,15	4,71	0,00023		
Fila 3	3	14,8	4,93	0,00123		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,484466666666666	2	0,2422333333	463,851	0,00000002	5,14
Dentro de los grupos	0,00313333333333	6	0,000522222			
Total	0,4876	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de potencial de hidrógenos (pH) para el tiempo 25 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	13,16	4,38	0,00013		
Fila 2	3	14,14	4,71	0,00023		
Fila 3	3	14,87	4,95	0,00093		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,490822222222222	2	0,245411111111111	566,333	0,00000001	5,14
Dentro de los grupos	0,00260000000000005	6	0,0004333333333			
Total	0,493422222222222	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de viscosidad (μ) para el tiempo 0 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	84	28	3		
Fila 2	3	113	37,66	8,333		
Fila 3	3	207	69	133		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	2 756,22	2	1 378.11	28,645207056680459		5,143
Dentro de los grupos	288,666	6	48,11			
Total	3 044,88	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de viscosidad (μ) para el tiempo 5 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	97	32,333	12,333		
Fila 2	3	231	77	4		
Fila 3	3	342	114	13		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	1 0033,55	2	5 016,77	513,079	0,00000001	5,14
Dentro de los grupos	58,666	6	9,777			
Total	1 0092,22	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de viscosidad (μ) para el tiempo 10 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	103	34,333	5,333		
Fila 2	3	297	99	3		
Fila 3	3	456	152	3		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	20 836,222	2	10 418,11	2 757,735	0,000000001	5,143
Dentro de los grupos	22,666	6	3,777			
Total	20 858,888	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de viscosidad (μ) para el tiempo 15 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	131	43,666	10,333		
Fila 2	3	355	118,333	8,333		
Fila 3	3	501	167	4		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	23 154,666	2	11 577,333	1 532,294	0,000000007	5,143
Dentro de los grupos	45,333	6	7,555			
Total	23 200	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de viscosidad (μ) para el tiempo 20 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	159	53	4		
Fila 2	3	367	122,333	6,333		
Fila 3	3	501	167	4		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	19 798,22	2	9 899,111	2 071,906	0,0000000009	5,143
Dentro de los grupos	28,666	6	4,777			
Total	19 826,889	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de viscosidad (μ) para el tiempo 25 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	161	53,666	4,333		
Fila 2	3	367	122,333	6,333		
Fila 3	3	501	167	4		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	19 554,667	2	9 777,333	1 999,909	0,000000003	5,143
Dentro de los grupos	29,333	6	4,888			
Total	19 584	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de refractancia para el tiempo 0 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	4,021	1,340	7,39E-32		
Fila 2	3	4,005	1,335	0		
Fila 3	3	4,02	1,34	0		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,0000555	2	0,00002775	1,12E+27	1,80E-68	5,143
Dentro de los grupos	1,47E-31	6	2,46E-32			
Total	0,0000555	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de refractancia para el tiempo 5 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	4,024	1,341	0		
Fila 2	3	4,035	1,345	0		
Fila 3	3	4,032	1,344	0		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0.0000195	2	9,2E-06	65.535	1,89E-77	5,143
Dentro de los grupos	0	6	0			
Total	0.0000195	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de refractancia para el tiempo 10 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	4,027	1,342	0		
Fila 2	3	4,11	1,37	0		
Fila 3	3	4,08	1,36	0		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,001153520	2	0,000576760000000004	65 535	1,00E-80	5,143
Dentro de los grupos	0	6	0			
Total	0,001153520	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Anova de refractancia para el tiempo 15 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	4,029	1,343	0		
Fila 2	3	4,11	1,37	0		
Fila 3	3	4,14	1,38	0		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,002198	2	0,001099	65 535	1,00E-80	5,143
Dentro de los grupos	0	6	0			
Total	0,002198	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de refractancia para el tiempo 20 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
Fila 1	3	4,029	1,343	0		
Fila 2	3	4,11	1,37	0		
Fila 3	3	4,155	1,385	0		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0,002718000	3	0,000906000000000003	65 535	1.00E-77	5,409
Dentro de los grupos	0	5	0			
Total	0,002718000	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Continuación del apéndice 5

Anova de refractancia para el tiempo 25 min

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Fila 1	3	4,029	1,343	0		
Fila 2	3	4,11	1,37	0		
Fila 3	3	4,17	1,39	0		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0,00333799999	2	0,001669	65 535	1,00E-66	5,146
Dentro de los grupos	0	6	0			
Total	0,00333799999	8				

Fuente: elaboración propia, empleando Excel 2013.

Apéndice 6. Proceso de elaboración de la biopelícula

Recolección y limpieza del exoesqueleto



Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 6.

Secado y triturado



Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 6.

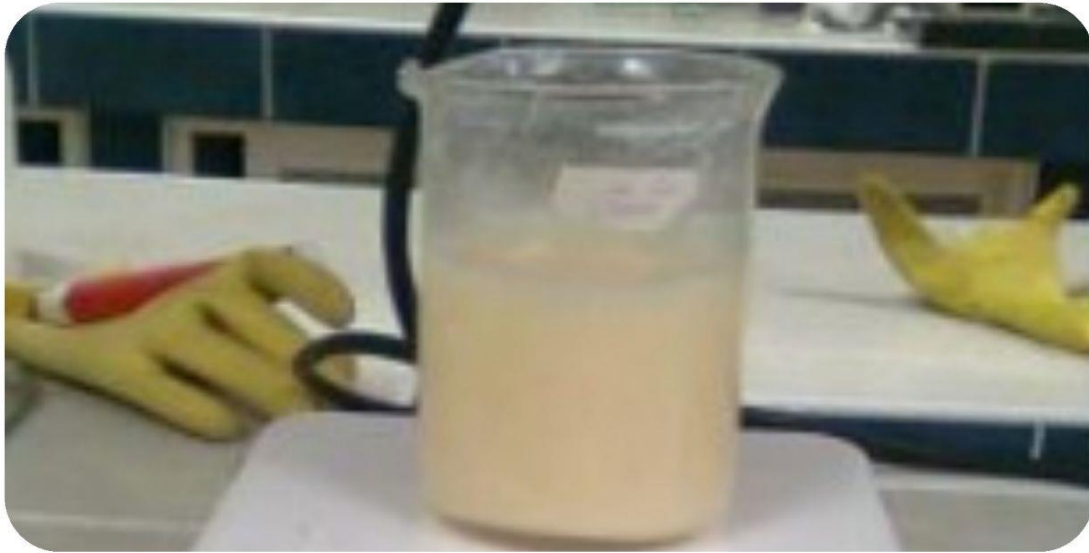
Desproteinización



Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 6.

Desmineralización



Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 6.

Desacetilación y Filtrado



Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 6.

Reducción de tamaño y tamizaje



Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 6.

Proceso de elaboración de la biopelícula.

Preparación de película



Fuente: elaboración propia.

Continuación apéndice 6.


Equipo de Modulo de Young



Fuente: elaboración propia.

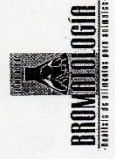
ANEXOS

Anexo 1. Informe de resultados del nitrógeno total presente en el quitosano sintetizado a partir del exoesqueleto del camarón extendido por el Laboratorio de Bromatología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia USAC



Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Escuela de Zootecnia
Unidad de Alimentación Animal

FORMULARIO BROMATO 7
INFORME DE RESULTADO DE ANÁLISIS



Bromatología
LABORATORIO DE BROMATOLOGÍA

Edificio M6, 7ª. Nivel, Ciudad Universitaria zona 1,
Ciudad de Guatemala
Teléfono: 24188307 Teléfono: 24188307 ext. 16
Email: bromato2000@uhoo.es

Solicitado por: **OSCAR MORALES** Dirección: **CIUDAD GUATEMALA** No. **394**
Fecha de recibido la muestra: **02-11-2017** Fecha de realización: **DEL 02-SAL-02-11-2017**

Reg.	Descripción de la muestra	Agua %	M.S.T. %	E.E. %	F.C. %	INTROSGNO total %	Centizas %	E.L.N. %	Calcio %	Fósforo %	F.A.D. %	F.N.D. %	Lignina %	Dig. Pepsina %	PH	TND %	E.R. Kcal/Kg
632	QUITOSANO	---	---	---	---	9.03	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	BASE SECA	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	COMO ALIMENTO	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	SECA	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	COMO ALIMENTO	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	SECA	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	COMO ALIMENTO	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	SECA	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
	COMO ALIMENTO	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---	---
<p>OBSERVACIONES: Distinga resultados fueron calculados en base a materia seca total y húmeda. Si precisa proveer el nivel de este informe, para mayor información comunicarse al teléfono 24188307.</p> <p style="text-align: right;">TOTAL DE MUESTRAS ANALIZADAS EN ESTE RESULTADO: 1</p>																	

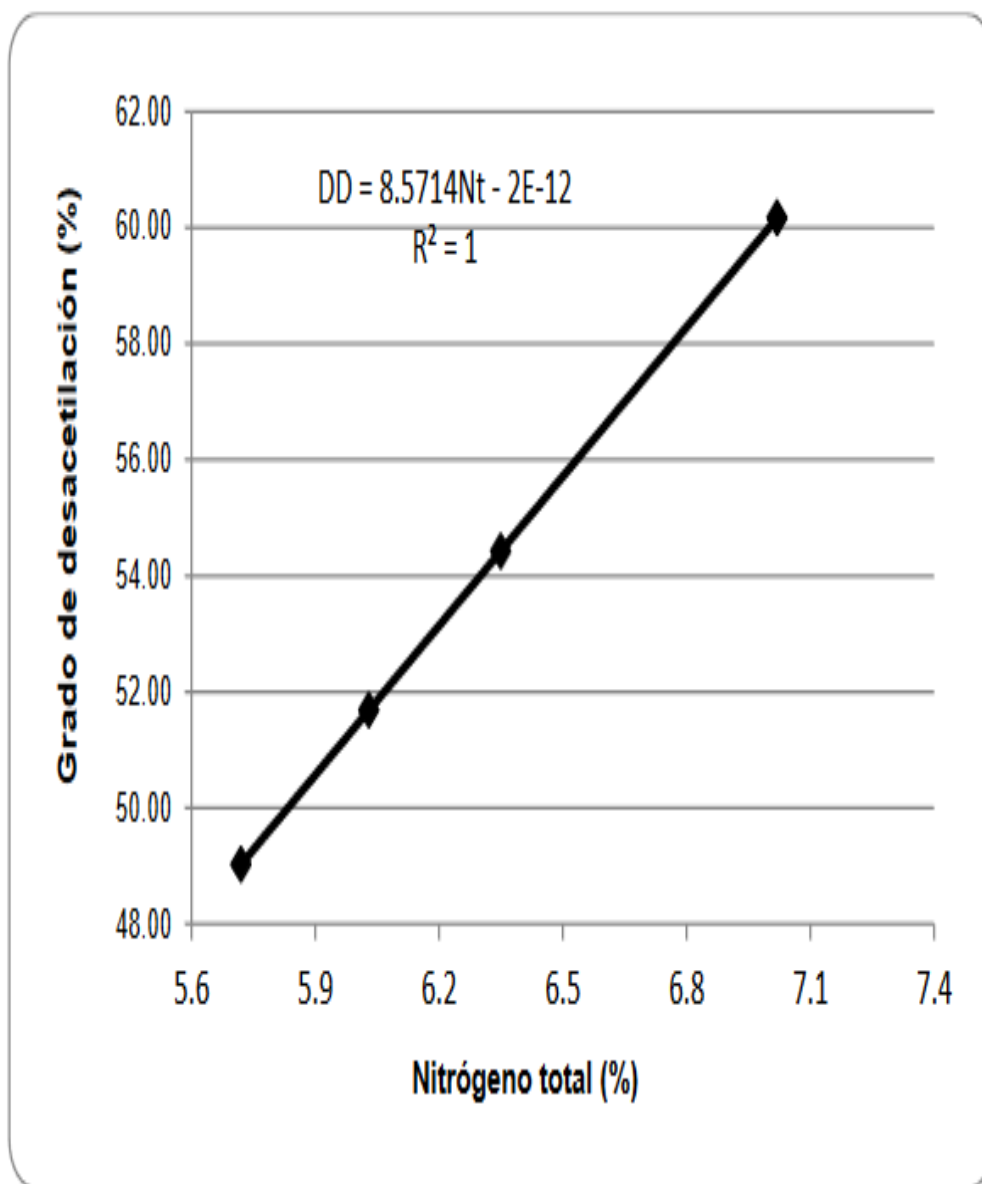
T. L. Hans A. Noya R.
Laboratorista

Lic. Miguel Inaja Pederneras
Jefe Laboratorio de Bromatología

Resultados 2017/394
02/11/17

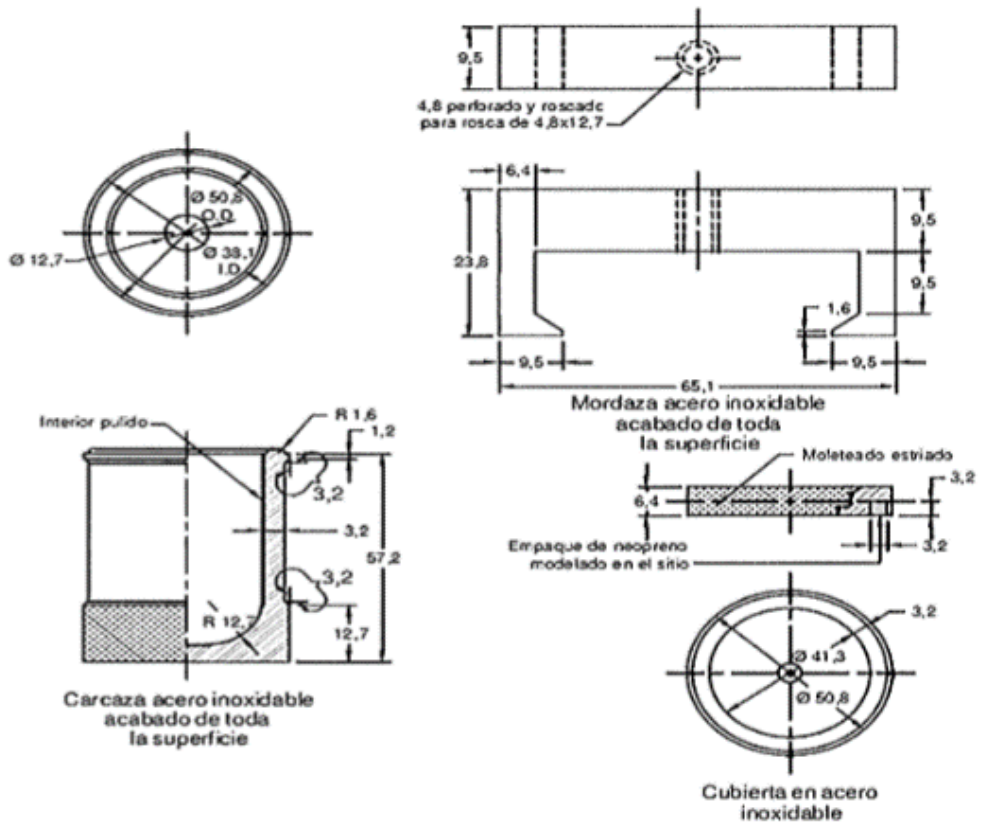
Fuente: Laboratorio de Bromatología. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, USAC.

Anexo 2. **Gráfica del grado de desacetilación en función del contenido de nitrógeno total**



Fuente: FONG REYES, Andrea. *Evaluación del grado de conversión de quitina a quitosano procedente del abdomen del camarón (Litopenaeus vannamei) en función del contenido de nitrógeno total medido durante la hidrólisis alcalina a nivel laboratorio.* p 49.

Anexo 3. Dimensiones del reactor según norma ASTM C 289-03



Fuente: Norma ASTM C 289-03

