



**UNIDAD IZTAPALAPA
DIVISION DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
POSGRADO EN BIOTECNOLOGIA**

**“NANOFIBRILLAS DE QUITINA DE PROCESO BIOLÓGICO-
MECÁNICO PARA SU USO EN EMULSIONES TIPO PICKERING
COMO FLUIDOS DE CORTE”**

T E S I S

para obtener el grado de
Maestro en Biotecnología

P R E S E N T A

Ing. Erwin Antonio Coraza Limón
Matricula: 2223801887
mrblhuesca@gmail.com

Directora de Tesis:
Dra. Concepción Keiko Shirai Matsumoto
Asesores de Tesis:
Dr. Leonardo Israel Farfán Cabrera
Dra. Carmen Guadalupe Hernández Valencia

Jurado
Presidenta: Dra. Carmen Guadalupe Hernández Valencia
Secretario: Dr. Manuel Eduardo Martínez López
Vocal : Dra. Edith Ponce Alquicira
Vocal : Dra. Leonor Zavaleta Avejar

México, Ciudad de México, 22 de octubre de 2024.

“La maestría en Biotecnología de la Universidad Autónoma Metropolitana está incluido en el Sistema Nacional de Posgrados (SNP) del CONAHCyT, con la referencia 001466” Esta tesis se realizó en el Laboratorio de Biopolímeros (PACTO Laboratorio 10) y Planta Piloto de Bioprocesamiento de Subproductos Agroindustriales y Alimentarios (Planta Piloto 10) del Departamento de Biotecnología de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa, bajo la dirección de la Dra. Concepción Keiko Shirai Matsumoto.

México, Ciudad de México a 22 de octubre del 2024

El jurado designado por la
División de Ciencias Biológicas y de la Salud de la Unidad Iztapalapa aprobó la
Tesis

**NANOFIBRILLAS DE QUITINA DE PROCESO BIOLÓGICO-MECÁNICO PARA SU
USO EN EMULSIONES TIPO PICKERING COMO FLUIDOS DE CORTE**

que presentó

Ing. Erwin Antonio Coraza Limón

Comité de tutores:

Directora:

Dra. Concepción Keiko Shirai Matsumoto
Universidad Autónoma Metropolitana- Unidad Iztapalapa, Departamento de
Biotecnología, Laboratorio de Biopolímeros y Planta Piloto de Bioprocesamiento de
Subproductos Agroindustriales y Alimentarios

Asesores:

Dr. Leonardo Israel Farfán Cabrera
Tecnológico de Monterrey, Escuela de Ingeniería y Ciencias

Dra. Carmen Guadalupe Hernández Valencia
Universidad Nacional Autónoma de México-Facultad de Química.

Jurado:

Presidenta: Dra. Carmen Guadalupe Hernández Valencia
Universidad Nacional Autónoma de México-Facultad de Química.

Secretario: Dr. Manuel Eduardo Martínez López
Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, Departamento de Ciencias de la
Salud.

Vocal: Dra. Edith Ponce Alquicira
Departamento de Biotecnología, Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa.

Vocal: Dra. Leonor Zavaleta Avejar
Tecnológico Nacional de México. Instituto Tecnológico de Zacatepec, Morelos

AGRADECIMIENTOS

A la Doctora Keiko Shirai por brindarme la oportunidad de ser parte de su grupo de trabajo donde aprendí muchas cosas y pude desarrollar mi proyecto de Tesis, por su asesoría y por la confianza otorgada al proyecto.

A mis tutores, los Doctores Leonardo Israel Farfán Cabrera y la doctora Carmen Guadalupe Hernández Valencia por su asesoría apoyo durante el desarrollo de mi tesis así como a los doctores Manuel Hernández y la doctora Xenia mena y maestros como Jennyfer Hernández y Ricardo Marín por su apoyo y asesoría en mi experimentación así como en el asesoramiento de uso de equipos, al Dr. Alberto castillo por su apoyo y guía académica, al doctor Humberto Vázquez por su apoyo y facilitación en el uso de equipos, así como por el tiempo otorgado a asesorías; al tecnológico de Monterey por su apoyo en las pruebas tribológicas y uso de equipos en su plantel así como al doctor Ernesto Rivera por asesorarme y permitirme usar el equipo para las determinaciones de potencial z en la UAM Cuajimalpa.

A mis compañeros de la Planta Piloto 10 por su acompañamiento y momentos agradables en este camino de formación académica, esfuerzo a Andy por su amistad, a Christopher por su empatía, así como su amistad y el apoyo brindado, a Jessy por su amabilidad y amistad y a todos los amigos del servicio social y amigos fuera de la planta que encontré durante esta etapa, los cuales me brindaron su tiempo, apoyo y confianza.

Contenido

Resumen.....	8
Abstract.....	9
1 Introducción.....	10
2 Revisión bibliográfica	11
2.1 Residuos de camarón en México	11
2.1.1 Fuentes de quitina y quitosano	11
2.2 Biopolímero	12
2.2.1 Quitina	12
2.2.2 Método de producción de quitina por tratamiento químico.....	13
2.2.3. Proceso biológico para producción de quitina.....	14
2.2.4. Proceso mecánico de obtención de nanofibrillas y microfibrillas de quitina	15
2.3. Emulsiones.....	15
2.3.1 Emulsiones tipo Pickering	17
2.3.2. Lubricantes	19
2.3.3 Fluidos de corte.....	20
2.3.4 Refrigerantes.....	21
2.3.5 Fluidos de corte.....	21
2.3.6 Aplicación de los fluidos de corte.....	22
3 Antecedentes.....	22
3.1. Cultivo con microorganismos para obtención biológica de quitina.....	23
3.2 Obtención de quitina como nanofibrillas	24
3.3 Obtención de emulsiones.....	24
4. Justificación	24
5. Hipótesis.....	25
6. Objetivo general.....	25
6.1 Objetivos particulares.....	25
7. Materiales y Métodos	25
7.1 Primera Etapa.....	25
7.1.1 Preparación de la materia prima.....	25
7.1.2 Fermentación	26
7.2 Segunda Etapa.....	26

7.2.1 Purificación.....	26
7.2.2 Desmineralización y Desproteínización	26
7.2.3 Despigméntación.....	26
7.3 Tercera etapa	27
7.3.1 Desacetilación parcial	27
7.3.2 Desacetilación heterogénea.....	27
7.3.3 Desacetilación homogénea	27
7.4 Cuarta etapa	28
7.4.1 Fibrilación.....	28
7.5 Quinta etapa	28
7.5.1 Caracterización de los biopolímeros obtenidos.	28
7.5.2 Determinación del porcentaje de humedad (%H).....	28
7.5.3 Determinación del porcentaje de cenizas (%C).....	28
7.5.4 Determinación de los porcentajes de desmineralización y desproteínización.	29
7.5.5 Determinación de Nitrógeno total, Nitrógeno proteico, Nitrógeno de quitina	29
7.5.6 Determinación de peso molecular	30
7.5.7 Espectroscopía de Infrarrojo con Transformada de Fourier (FTIR).	30
7.5.8 Porcentaje de N-Acetilación.....	30
7.6 Séptima etapa	31
7.6.1 Formulación de emulsiones y caracterización de estas.....	31
7.6.2 Tamaño de gota.....	31
7.6.3 Estabilidad	31
7.6.4 Potencial Zeta.....	32
7.7 Octava etapa	32
7.7.1 Pruebas tribológicas	32
7.7.2 Prueba de cuatro bolas	32
7.7.3 Prueba de mecanizado	34
8 Resultados y discusión	36
8.1. Obtención de lote de quitina	36
8.1.1 Determinación del peso molecular (PM), DA de los biopolímeros obtenidos y contenido de solubles.....	40
8.1.2 Caracterización de espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)	42

8.1.3 Caracterización de espectroscopia por resonancia magnética nuclear (RMN)	43
8.2 Determinación de porcentaje de transmitancia	44
8.2.1 Obtención de material fibrilado a base de quitina PDFC y PDFCQ por método mecánico... 44	
8.2.2 Obtención de material fibrilado a base de quitina PDFC y PDFCQ por método de homogeneizador tipo Gaulin	45
8.3 Caracterización de las emulsiones tipo Pickering	46
8.3.1 Determinación del tamaño del microencapsulados de las emulsiones	46
8.3.2 Determinación de índice de cremado de las emulsiones	47
8.3.3 Determinación de la eficiencia del encapsulado y porcentaje de aceite en cremado	48
8.4 Efecto de tipo de fase continua para la formulación de emulsiones	50
8.4.1 Determinación del tamaño de microencapsulados de emulsiones formuladas con diferentes tipos de fases continua.....	52
8.4.2 Determinación de índice de cremado de las emulsiones con diferente tipo de fase continua	54
8.4.3 Determinación de la eficiencia del encapsulado y porcentaje de aceite en cremado en diferentes tipos de fase continua	55
8.5 Caracterización de las emulsiones tipo Pickering diseñadas con NF Y PDFC.....	56
8.5.1 Determinación de índice de cremado de las emulsiones con NF y PDFC	57
8.5.2 Determinación de la eficiencia del encapsulado y porcentaje de aceite en cremado de PDFC y NF.....	58
8.5.3 Determinación de potencial z de emulsiones diseñadas con PDFC y NF.....	58
8.6 Pruebas tribológicas	59
8.6.1 Prueba de tipo 4 bolas	59
8.6.2 Pruebas de mecanizado	60
8.7 Pruebas microbiológicas.....	62
8.7.1 Comparación entre emulsiones diseñadas y aceite sintético	62
Conclusión	66
Bibliografía	67
Anexos.....	76
Anexo A	76

Resumen

En la actualidad, los fluidos de corte son fundamentales debido a su capacidad para mejorar la eficiencia de corte y protección frente a la corrosión, pero también presentan desventajas como el costo, el mantenimiento, la contaminación, los problemas de salud y producción de residuos. Es por ello por lo que se buscan nuevas alternativas para sustituir estos fluidos, en el presente trabajo se usa el empleo de fibrillas de quitina que resulta atractivo por sus propiedades surfactantes que ayuda a estabilizar las emulsiones tipo Pickering, las partículas sólidas (nanofibrillas) se adsorben en la interfaz de la fase acuosa y oleosa, formando una capa que evita la coalescencia de las gotas. El método de obtención de las nanofibrillas se considera un proceso verde por el bajo impacto ambiental. Por lo que en el presente estudio se produjeron fibrillas de quitina, obtenida mediante un bioproceso a partir de residuos de camarón Aunado a lo anterior, son biodegradables a diferencia de los lubricantes comerciales que son derivados del petróleo y que además pueden presentar toxicidad, algunos componentes son incluso cancerígenos, provocando enfermedades cutáneas y respiratorias. La quitina fue fibrilada por diferentes fases por tratamientos mecánicos y purificada desde su desproteización y su desmineralización hasta una desacetilación parcial y su caracterización. Las fibrillas de quitina fueron empleadas para emulsificar aceite de jatrofa (*Jatropha curcas*), que es biodegradable no comestible con notables propiedades de lubricidad. Por su parte, las fibrillas de quitina conservan residuos hidrofóbicos e hidrofílicas mejorando la estabilidad mediante la interacción con las fases continua (agua) y dispersa (aceite) en la emulsión. De manera adicional, con la fibrilación se logró incrementar el área de contacto de la suspensión coloidal del polímero en la interfase. El desempeño de las emulsiones con fibrillas de quitina fue comparable e incluso mejor que el observado con aceite sintético en operaciones reales de torneado de barras de acero AISI 1018 empleando cantidades mínimas de lubricación, así como realizando pruebas de desgaste. El remplazo de los lubricantes convencionales por emulsiones a base de fibrillas de quitina puede contribuir a la conservación de la biodiversidad y ayudar a minimizar la contaminación del suelo y agua.

Abstract

Nowadays, the use of cutting fluids is essential due to their ability to improve productivity and product quality. However, they also have disadvantages such as cost, maintenance, pollution, health problems, and waste, so new alternatives are sought to replace these fluids. This work uses chitin fibrils, which are attractive due to their surfactant properties that help stabilize Pickering-type emulsions. Solid particles (nanofibrils) are adsorbed at the interface of the aqueous and oily phases, forming a layer that prevents the coalescence of the drops. The method of obtaining nanofibrils is green due to its low environmental impact. Therefore, chitin fibrils were produced in the present study and obtained through a bioprocess from shrimp waste. In addition to the above, they are biodegradable, unlike commercial lubricants derived from petroleum, and can also present toxicity and cause diseases. Chitin was fibrillated in different phases by mechanical treatments and purified from its deproteinization and demineralization to partial deacetylation and characterization. Chitin fibrils were used to emulsify jatropha oil (*Jatropha curcas*), which is a non-edible biodegradable oil with remarkable lubricity properties.

On the other hand, chitin fibrils retain hydrophobic and hydrophilic residues, improving stability through interaction with the continuous (water) and dispersed (oil) phases in the emulsion. Additionally, fibrillation increased the contact area of the colloidal suspension of the polymer at the interface. The performance of the emulsions with chitin fibrils was comparable and even better than that observed with synthetic oil in real turning operations of AISI 1018 steel bars using minimum amounts of lubrication and performing wear tests. Replacing conventional lubricants with chitin fibril-based emulsions can contribute to the conservation of biodiversity and help minimize soil and water pollution.

1 Introducción

La demanda de componentes alimentarios biológicamente activos y funcionales ha aumentado significativamente. Las emulsiones tipo Pickering, que utilizan partículas sólidas como emulsionantes, han llamado la atención de la comunidad científica debido a su capacidad para encapsular bioactivos de manera efectiva. Estas emulsiones, descubiertas por Ramsden en 1903 y descritas por Pickering en 1907, permiten un equilibrio entre fases de aceite y agua.

La quitina y el quitosano, abundantes en la naturaleza, se han convertido en materiales prometedores para la encapsulación de bioactivos. La quitina, extraída de Residuos de crustáceos, puede ser procesada en nanofibrillas mediante métodos sencillos, lo que aumenta su superficie de respuesta y facilita su uso en diversas aplicaciones (Kumar, M. 2000).

Sin embargo, todavía existen desafíos en el escalamiento de la producción de nanofibrillas de quitina. Se necesitan métodos más eficientes para obtener estas nanofibrillas y aprovechar su potencial en campos como la agricultura, la liberación de medicamentos y la producción de textiles y fibra alimentaria (Escobar et al., 2014).

La industria de productos marinos, especialmente la de crustáceos, genera entre 6 y 8 millones de toneladas de residuos al año, lo que supone un grave problema ambiental debido a su lenta descomposición. Sin embargo, estos residuos contienen entre un 14 y un 35% de quitina, asociada a proteínas y depósitos de calcio que puede ser aprovechada para diferentes aplicaciones. La extracción de quitina y quitosano de estos residuos no solo ayuda a resolver el problema ambiental, sino que también beneficia a las industrias que utilizan estos compuestos como materias primas. La quitina y el quitosano tienen aplicaciones en biotecnología y medicina, ya que la quitina es bioestable y el quitosano es biodegradable (Kehong y et., 2015). Los compuestos poliméricos de quitina y quitosano tienen diversas aplicaciones en campos como el biotecnológico y el biomédico, destacando el uso de la quitina como material estable en el cuerpo y el quitosano como material que se degrada de manera natural en el organismo.

La obtención de nanofibrillas de quitina se ha investigado mediante electrospinning y solubilización en disolventes, pero estos métodos presentan desafíos para su escalamiento. Se ha explorado una alternativa más sencilla: la molienda de quitina en condiciones ácidas, lo que facilita la fibrilación y reduce el entrecruzamiento de fibras, obteniendo nanofibrillas (Ifuku et al., 2009). Estas nanofibrillas tienen una mayor superficie de respuesta y son fácilmente dispersables en agua o disolventes, lo que las hace útiles en diversas aplicaciones como agricultura, liberación de medicamentos, tratamiento de heridas, textiles y fibra alimentaria (Ifuku y Saimoto, 2012).

2 Revisión bibliográfica

2.1 Residuos de camarón en México

En las últimas dos décadas, el mundo ha enfocado su atención en el aprovechamiento de los residuos de la pesca, especialmente de camarón, debido a su importancia económica, social y ambiental. En México, en 2023, se generaron aproximadamente 290,000 toneladas de residuos de camarón, de las cuales el 45% fueron desperdicio, lo que representa 130,500 toneladas de residuos que pueden contaminar el medio ambiente (de Agricultura y Desarrollo Rural, s/f) . Estos residuos, principalmente cabezas y caparazones, son una fuente valiosa de quitina, minerales, proteínas y grasa. México está avanzando en el aprovechamiento de estos residuos, no solo para la elaboración de harinas, sino también para la producción de quitosano y quitina, un biopolímero con propiedades antivirales, antibactericidas, fungicidas y nematocidas, útil en la producción de fertilizantes naturales y promotor del crecimiento saludable de cultivos (Rodriguez-Gonzalez et al., 2019).

El aprovechamiento de residuos pesqueros es una práctica sustentable que ofrece beneficios ambientales y sociales. Genera empleos y recursos, y es compatible con las comunidades pesqueras. Sin embargo, en México se produce una gran cantidad de desperdicios, aproximadamente 1 millón 690 toneladas al año, que contaminan el medio ambiente y representan una carga económica para las industrias procesadoras debido a la problemática y costosa eliminación (de Agricultura y Desarrollo Rural, n.d.). Por lo que es importante implementar estrategias para aprovechar estos residuos y minimizar su impacto negativo.

2.1.1 Fuentes de quitina y quitosano

La fuente industrial principal de quitina actualmente es el exoesqueleto de muchos crustáceos (cangrejos, langostas, camarones y langostinos) debido a la facilidad de encontrar estos materiales como desecho de las plantas procesadoras.

La quitina se encuentra en: Camarón (14-27%) y cangrejo (13-15%), asociada con proteínas, sales inorgánicas y lípidos, conchas de almeja (6%) y ostra (4%), con alto contenido mineral. Pluma del calamar (β -quitina) y crustáceos (α -quitina exclusivamente). Las conchas de almeja y ostra contienen cantidades significativas de quitina. Sin embargo, las producciones del polímero son bajas y el contenido mineral es muy alto en ambos. Contienen quitina al 6 y 4% y cenizas al 90 y 85%, respectivamente. La pluma del calamar es una fuente importante de β -quitina, mientras que los crustáceos contienen exclusivamente α -quitina (Peniche, 2006).

Por su parte, el quitosano se puede encontrar en forma natural en las Paredes celulares de plantas y hongos como *Mucor rouxii* (30%) y *Choanephora cucurbitarum* (28%). Diatomeas marinas como *Cyclotella cryptica* y *Thalassiosira fluviatilis*, está

presente en forma de quitina no asociado a proteínas. También, dos diatomeas marinas, *Cyclotella cryptica* y *Thalassiosira fluviatilis* han demostrado ser una fuente de quitosano que no se asocia a las proteínas (Rinaudo, 2016).

Las propiedades de la quitina y el quitosano dependen de su fuente y método de preparación, y difieren en distribución, masa molecular y grado de acetilación. El quitosano tiene propiedades antimicrobianas y se utiliza para controlar el crecimiento de microorganismos en plantas y alimentos. (Kaya et al., 2014; Marei et al., 2016). No es digerible por humanos, por lo que se considera una fibra dietética. El contenido de quitina, proteínas, minerales y carotenoides en el exoesqueleto de crustáceos varía según la especie, nutrición y ciclo reproductivo. El caparazón de camarón contiene principalmente quitina (15-40%), proteínas (20-40%) y carbonato de calcio (20-50%), con menor cantidad de pigmentos y sales (Younes y Rinaudo, 2015).

2.2 Biopolímero

Los biopolímeros se clasifican en dos categorías: aquellos producidos por sistemas biológicos (microorganismos, plantas, animales) y aquellos sintetizados químicamente a partir de fuentes biológicas (aminoácidos, azúcares, grasas naturales). Son macromoléculas de origen natural, sintetizadas por seres vivos, a menudo derivadas de celulosa, quitina o petróleo. Los biopolímeros pueden generarse biológicamente o sintetizarse químicamente a partir de materiales renovables. Una característica clave es su degradación rápida, que ocurre en lapsos de tiempo cortos, desde semanas a pocos meses. (Shimao, M 2011).

Un polímero es biodegradable y medioambientalmente asimilable, bajo condiciones ambientales específicas, sufre un cambio significativo en su estructura química debido a la acción de enzimas biológicas o microorganismos como bacterias, hongos y algas. Esto resulta en la pérdida de sus propiedades iniciales y la formación de productos finales como dióxido de carbono, agua, metano, compuestos inorgánicos o biomasa. La biodegradación se produce por la acción de promotores enzimáticos originados por microorganismos, que reducen el tamaño molecular del polímero. (Kaufman y Dayton 1997).

2.2.1 Quitina

Estructuralmente, la quitina es un polisacárido lineal compuesto por unidades repetidas de β -(1-4)-2-deoxi-2-acetamido-D glucopiranosas (Goodrich & Winter, 2007). Presenta propiedades como dureza, inelasticidad, baja solubilidad, inmunogenicidad y reactividad química. La biosfera produce aproximadamente 100 millones de toneladas de quitina al año. (Goal., 2020).

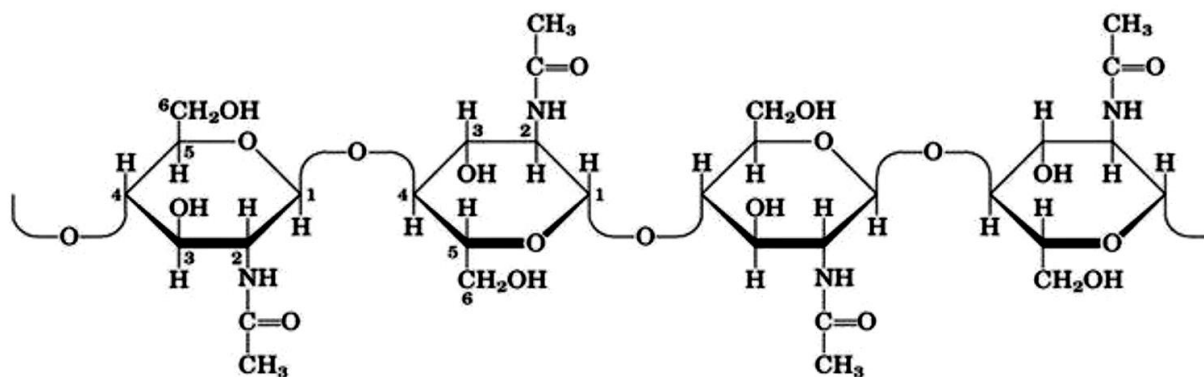


Figura 1. Estructura de quitina (Mármol *et al.*, 2011).

La quitina es un biopolímero renovable que se puede transformar en diversas formas, como fibra, película, esponja o polvo. Generalmente, se obtiene mediante métodos químicos a partir de conchas de crustáceos, utilizando tratamientos con álcalis y ácidos, y modificando condiciones como temperatura, tiempo de reacción y concentración de reactivos. Sin embargo, también se puede producir quitina mediante fermentación basada en hongos, lo que ofrece una alternativa adicional (Kurita, 2006).

Los nanocristales y nanofibrillas de quitina, han cobrado interés debido a que se pueden aplicar en áreas alimenticias, farmacéuticas o cosméticas. Los nanocristales de manera convencional son obtenidos por hidrólisis ácida (Tzoumaki *et al.*, 2011, 2015; Gülseren & Corredig, 2013; Perrin *et al.*, 2014; Demina *et al.*, 2018; Barkhordari & Fathi, 2018; Larbi *et al.*, 2018), mientras que las nanofibrillas pueden obtenerse por la oxidación mediada por tiempo (Ifuku *et al.*, 2015; Pang *et al.*, 2017) o bien por métodos mecánicos (Ifuku *et al.*, 2009; 2014; Larbi *et al.*, 2018). Si bien, tanto los nanocristales como las nanofibrillas han sido empleadas para estabilizar emulsiones tipo Pickering, en un estudio de Larbi *et al.* (2018) se observó las diferencias que tenían tanto las nanofibrillas como los nanocristales en la cual las nanofibrillas tienen una mejor capacidad de estabilización de emulsiones O/W debido a que tienen mayor viscosidad y mejor estabilidad térmica que los nanocristales que solo presentaron mayor grado de transparencia.

2.2.2 Método de producción de quitina por tratamiento químico

El proceso de obtención de quitina pura a partir de residuos de mariscos implica dos etapas principales: desmineralización y desproteización.

Desmineralización: Utiliza ácidos fuertes como HCl, ácido sulfúrico, ácido acético o ácido nítrico para remover el CaCO_3 . La reacción produce cloruro de sodio (CaCl_2) y dióxido de carbono (CO_2), lo que provoca formación de espuma. El calcio se retira mediante filtración y lavado con agua desionizada. La desmineralización depende de la cantidad de minerales originales en los residuos.

Desproteínización: Utiliza hidróxido de sodio (NaOH) o potasio (KOH) para remover las proteínas. La desproteínización es difícil debido al enlace químico entre la proteína y la quitina. Es importante para eliminar alérgenos y obtener quitina pura. Puede llevarse a cabo a altas temperaturas o periodos largos de tiempo. Se recomienda iniciar la purificación con la desmineralización para evitar la introducción de álcali y facilitar la remoción de proteínas. La quitina pura obtenida puede tener diversas aplicaciones (Younes y Rinaudo, 2015).

La purificación de la quitina puede realizarse mediante métodos alternos como la extracción de pigmentos con disolventes (metanol o acetona) o blanqueado con peróxido de hidrógeno o hipoclorito de sodio. Sin embargo, estos métodos químicos tienen desventajas como la pérdida de propiedades funcionales de la quitina (disminución del PM y cristalinidad) y la imposibilidad de obtener otros productos valiosos (proteínas y pigmentos antioxidantes) a partir de los desperdicios.

2.2.3. Proceso biológico para producción de quitina

La purificación de la quitina puede realizarse mediante la inoculación de microorganismos en los residuos de crustáceos, como bacterias de los géneros *Lactobacillus*, *Bacillus*, *Pseudomonas* y *Serratia*. La fermentación es un proceso que utiliza ácidos orgánicos producidos por los microorganismos para: Disminuir el pH e inhibir el crecimiento de patógenos, solubilizar minerales como el CaCO_3 y desproteínizar mediante la producción de enzimas. La fermentación ácido-láctica (FAL) con bacterias lácticas como *Lactobacillus plantarum* ha sido utilizada con éxito para la desmineralización de residuos de camarón. Este método es una alternativa prometedora para la purificación de la quitina (Shirai et al., 2001; Cira et al., 2002; Jung et al., 2006).

También se utilizan microorganismos no fermentadores con alta actividad proteolítica para extraer quitina por métodos químicos (Jung et al., 2006). La combinación de microorganismos fermentadores y proteolíticos facilita la extracción y reduce la necesidad de métodos químicos (Mao et al., 2013). Las bacterias son los principales microorganismos fermentadores, pero pocas tienen alta actividad proteolítica (Jung et al., 2006). Por ello, se han estudiado hongos altamente proteolíticos y generadores de ácidos orgánicos, como *Rhizopus*, para la extracción de quitina (Huang et al., 2003; Phrueksawan et al., 2012). También se han investigado procesos de co-fermentación con bacterias y hongos para mejorar la eficiencia de la extracción.

Para utilizar microorganismos fermentadores en la extracción de quitina, es necesario agregar una fuente de carbono, como glucosa, sacarosa o melazas, debido a la baja cantidad de carbohidratos fermentables en el camarón (Cira et al., 2002; Shirai et al., 2001). Los procedimientos biológicos ofrecen ventajas como: reducción de residuos

químicos, mantenimiento de las características estructurales del biopolímero y la posibilidad de obtener otros productos, como hidrolizados proteicos y ácidos orgánicos

Sin embargo, requieren largos periodos de tiempo, en comparación con los métodos químicos, que pueden ser más rápidos (horas vs. días/semanas) (Cira et al., 2002; Shirai et al., 2001).

2.2.4. Proceso mecánico de obtención de nanofibrillas y microfibrillas de quitina

La obtención de quitina puede realizarse mediante fibrilación para obtener nanofibrillas. El proceso implica: desproteización y desmineralización del desecho de cangrejos con NaOH y HCl. Mezcla de la quitina cruda en una solución acuosa con ácido acético para ajustar el pH a 3. Molienda a 1,500 rpm para separar las nanofibrillas de la matriz un previo mantenimiento de la quitina en estado húmedo para evitar la formación de puentes de hidrógeno. Ifuku et al., (2009) y Ifuku y Saimoto (2012) utilizaron este método para obtener nanofibrillas de quitina de cangrejos y hongos, y las utilizaron para: Obtener nanocompuestos ópticamente transparentes, crear membranas de separación quiral y funcionalizar las nanofibrillas para tratar inflamación intestinal También se desarrolló un método alternativo de tratamiento mecánico utilizando quitina comercial, que resultó en una mayor obtención de nanofibrillas. Se destacó la importancia de mantener condiciones ácidas para asegurar la completa fibrilación de la quitina.

La obtención de quitina como nanofibrillas aumenta su superficie de respuesta y facilita su dispersión en agua u otros disolventes, lo que la hace útil para diversas aplicaciones como la agricultura, liberación de medicamentos, para tratamiento de heridas, producción de textiles y fibra alimentaria (Ifuku y Saimoto, 2012). Las nanofibrillas de quitina pueden encapsular compuestos activos y ser utilizadas para desarrollar materiales de empaque biodegradables para alimentos, crear películas que funcionen como barreras eficientes al oxígeno y al agua y en la farmacología, las fibras de biopolímeros pueden encapsular moléculas activas para tratamiento tópico de enfermedades, recuperación de lesiones cutáneas y mejoramiento de la piel (Gamboa, et al., 2007).

Se han investigado películas a base de nanofibrillas de zeína, queratina, albúmina de huevo, colágeno, caseína y suero de leche para empaquetado de alimentos, y fibras de biopolímeros para aplicaciones farmacéuticas (Granda, et al., 2014).

2.3. Emulsiones

Una emulsión es una mezcla de dos líquidos inmiscibles, como aceite y agua, que se mantienen juntos gracias a un agente emulsionante (Maron & Prutton, 1982) El agente emulsionante es afín a ambas fases y se localiza en la interfase de las gotas formadas evitando su coalescencia (Fitzpatrick, 2010). Existen dos tipos de emulsiones agua-

en-aceite (W/O): la fase dispersa es agua y la fase dispersante es aceite, con un contenido de agua menor al 25% y aceite-en-agua (O/W): la fase dispersa es aceite y la fase dispersante es agua, con un contenido de agua mayor al 31% y hasta un 80%.

La ley de Bancroft establece que la fase dispersante es aquella en la que es soluble el emulsificante (Aranberri et.al, 2006). También existen emulsiones múltiples, como: W/O/W (agua-en-aceite-en-agua) y O/W/O (aceite-en-agua-en-aceite) donde la fase interna es también una emulsión (Salager, 1999).

Las emulsiones son inestables termodinámicamente debido a la energía libre en la superficie de las gotas, lo que provoca la coalescencia y la separación de fases (Gennaro, 2003). Para minimizar esto, se agrega un agente emulsionante, usualmente un surfactante, que tiene una parte polar y otra apolar. El surfactante se orienta en la interfase, con la parte polar hacia el agua y la apolar hacia el aceite, y ayuda a estabilizar la emulsión (Buceta, 2012).

Las fuerzas de atracción y repulsión en la emulsión dependen del tamaño de las gotas y del surfactante adsorbido. Al disminuir el tamaño de las gotas, se favorecen las fuerzas repulsivas y se disminuyen las fuerzas atractivas, lo que asegura la estabilidad de la dispersión. Los surfactantes ayudan a: reducir la tensión superficial entre las fases, estabilizar las gotas y prevenir la coalescencia y favorecer las fuerzas repulsivas y disminuir las fuerzas atractivas. De esta manera, los surfactantes juegan un papel crucial en la estabilidad de las emulsiones (Salager, 1999).

El uso de fibrillas de quitina como surfactantes es una alternativa biodegradable y no tóxica para estabilizar emulsiones. El tamaño de las gotas en una emulsión es crucial para su estabilidad, y las fibrillas de quitina pueden ayudar a reducir el tamaño de las gotas y aumentar el área superficial (Lissant k, 1984). Las emulsiones se pueden clasificar en macroemulsiones: tamaño de gota mayor a 500 nm (0.5 micra), nanoemulsiones: tamaño de gota inferior a 500 nm y microemulsiones: sistemas termodinámicamente estables que se forman espontáneamente con un tamaño de gota típico de 2-50 nm.

Las microemulsiones son sistemas monofásicos que permiten la coexistencia de agua y aceite a escala molecular, gracias a la presencia de un surfactante eficaz. El uso de surfactantes químicos es poco amigable con el ambiente, por lo que el uso de las fibrillas de quitina son una alternativa biodegradable y no tóxica. El tamaño con el subsecuente incremento del área superficial lo que favorece la estabilidad en la emulsión (Salager et al., 2001).

Otra clasificación de las nano-emulsiones es de acuerdo con la concentración de la fase dispersa diluidas: fracción en volumen de fase dispersa < 0.2 , concentradas: fracción en volumen de fase dispersa entre 0.2 y 0.74 y altamente concentradas: fracción en volumen de fase dispersa > 0.74 (Aranberri et al., 2006; Lissant, k 1984) y tiene características de acuerdo a su concentración si son concentradas: viscosas, comportamiento plástico o pseudoplástico, altamente concentradas: aspecto sólido o semisólido, gotas deformadas con forma poliédrica (Boatella, R 2004).

2.3.1 Emulsiones tipo Pickering

El mecanismo de estabilización por partículas o estabilización Pickering es un proceso en el que las partículas se acumulan en la interfase de una emulsión para formar una barrera mecánica que evita la coalescencia de las gotas (Dickinson, 2012). Este mecanismo fue descubierto por S. Pickering en 1907 y permite la creación de emulsiones estabilizadas por partículas en lugar de surfactantes. Las emulsiones Pickering conservan las propiedades básicas de las emulsiones clásicas, pero también ofrecen propiedades específicas dependiendo de la naturaleza funcional de las partículas, como modificar la textura de los productos, liberar controladamente componentes bioactivos y reducir las calorías Chevalier y Bolzinger, 2013. El tipo de emulsión Pickering que se forma depende de la naturaleza de las partículas y del ángulo de contacto que forman con la interfase agua-aceite. Por ejemplo: partículas hidrofílicas ($\theta < 90^\circ$): emulsiones O/W o partículas hidrofóbicas ($\theta > 90^\circ$): emulsiones W/O (Figura 2) (Dickinson, 2012).

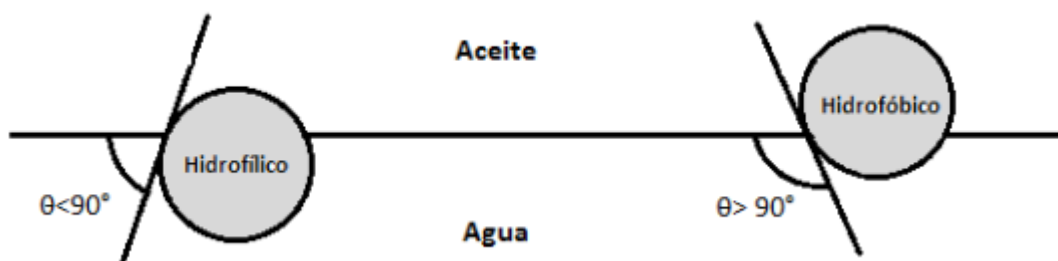


Figura 2. Partículas situadas en la interfase mostrando los ángulos de contacto según su afinidad.

Las emulsiones Pickering pueden ser de cualquier tipo, incluyendo emulsiones múltiples, y ofrecen una alternativa prometedora para diversas aplicaciones.

Existen dos mecanismos principales (Figura 3) para la estabilización de interfases con partículas: Formación de una película densa: Las partículas se adsorben en la interfase y forman una barrera estérica que inhibe la coalescencia. Esto es más efectivo cuando las partículas son preferentemente mojadas por la fase continua y la adsorción de

partículas agregadas: Las partículas forman redes tridimensionales en la fase continua, limitando la movilidad y coalescencia de las gotas. Ambos mecanismos contribuyen a la estabilización de las emulsiones Pickering, y el tipo de mecanismo que predomina depende de las propiedades de las partículas y de la interfase. (Dickinson, 2010; Aveyard et al., 2003; Binks y Whitby, 2005).

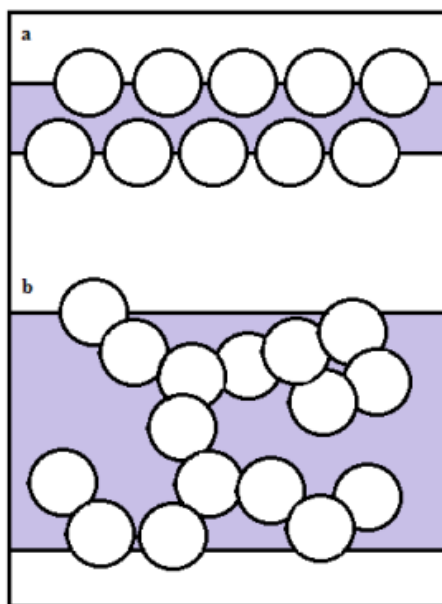


Figura. 3 Representación esquemática de los arreglos que presentan las partículas en la interfase en emulsiones Pickering (Dickinson, 2010).

Las interfases formadas por partículas pueden presentar propiedades reológicas y funcionales únicas, lo que las hace atractivas para la formulación de productos con características específicas (Pichot et al., (2009); Fouconnier et al. (2012); Golemanov et al., (2012). La reología de las capas interfaciales es crucial, ya que la presencia de partículas sólidas afecta la viscoelasticidad del sistema. La caracterización precisa de las propiedades reológicas de las interfases estabilizadas con sólidos puede proporcionar información valiosa sobre los mecanismos físicos y químicos involucrados en la formación y evolución de las estructuras de la mono y multicapa. Esto puede permitir un control más preciso del mecanismo de estabilización y, en última instancia, permitir definir sistemáticamente las propiedades del sistema interfacial. En resumen, la comprensión de la reología de las interfases estabilizadas con partículas es fundamental para diseñar productos con propiedades específicas, controlar el mecanismo de estabilización y definir sistemáticamente las propiedades del sistema interfacial (Kragel y Derkatch, 2010).

La mayoría de la literatura sobre emulsiones Pickering para consumo humano se enfoca en partículas orgánicas de origen botánico, como proteínas (Dickinson, 2012),

complejos de celulosa (Kalashnikova et al., 2011), gránulos de almidón hidrofólicamente modificados (Murray et al., 2011; Timgren et al., 2011), nanopartículas sólidas lipídicas (Tzoumaki et al., 2011) y cristales de grasa, nanopartículas de quitina. En los últimos años, se ha buscado obtener partículas de recursos naturales regionales para promover la sostenibilidad ambiental y las economías locales. Algunos ejemplos de materiales considerados para estabilizar sistemas dispersos en aplicaciones alimentarias son puré de Fruta estrella (*Averrhoa carambola* L.) (*Averrhoa carambola* L.) (Karim y Wai, 1999), gránulos de almidón de quínoa (*Chenopodium quinoa*) (*Chenopodium quinoa*) (Rayner et al., 2012) y celulosa microfibrilada de mangostino (*Garcinia mangostana* L.) (Winuprasith y Suphantharika, 2013). Estos materiales se utilizan para crear emulsiones Pickering que pueden ser utilizadas en productos alimenticios, ofreciendo una alternativa natural y sostenible a los estabilizantes sintéticos.

2.3.2. Lubricantes

Los lubricantes verdes o biolubricantes son aquellos que tienen baja toxicidad y excelente biodegradabilidad, y se derivan de fuentes naturales renovables (Garcés y et., 2011; Zainal y et., 2018). Los aceites naturales tienen excelentes propiedades lubricantes y presentan altos índices de viscosidad y altos puntos de inflamación (Menezes y et., 2013). Los lubricantes biodegradables se pueden dividir en inherentemente biodegradables: se degradan en más del 20% en 28 días y fácilmente biodegradables: se degradan en más del 60% en 28 días (Menezes y et., 2013).

Debido a la creciente conciencia ambiental y la disminución de las reservas de petróleo, el uso de lubricantes biodegradables será prioritario en el futuro. Los aceites vegetales no comestibles, como el aceite de Neem, Karanja, Jatrofa, ricino y semilla de algodón, han demostrado ser una buena alternativa ecológica a los aceites minerales, con mejores propiedades tribológicas y lubricidad inherente (Syahrullail et al., 2013).

La evaluación tribológica de los biolubricantes incluye características físicas y químicas, la capacidad de carga crítica de la película y la respuesta al desgaste y fricción de las superficies en contacto. Investigaciones en tribología han desarrollado biolubricantes derivados de la planta *Jatropha curcas* L como sustituto para sistemas de enfriamiento en máquinas herramientas, sistemas de embrague para motores de combustión interna.

Syahrullail et al. (2013) evaluó las propiedades tribológicas del aceite de Jatrofa y lo comparó con otros aceites vegetales y un aceite hidráulico comercial. Los resultados mostraron que, a altas cargas, se observó un alto coeficiente de fricción con aceites vegetales que la capa lubricante de destilado de ácido graso de oleína de palma se rompió a cargas pesadas que el aceite de Jatrofa y el aceite de oleína de palma tienen

potencial para ser utilizados como lubricantes en la industria debido a sus propiedades como aceites vegetales (tabla 2). Estos resultados sugieren que los biolubricantes derivados de plantas pueden ser una alternativa viable a los lubricantes tradicionales en ciertas aplicaciones.

Tabla 2. Propiedades de los aceites vegetales y aceites minerales

Propiedad	Aceite vegetal	Aceite mineral
Densidad	Mas alto	Mas bajo
Densidad (kg/m ³)	890-970	840-920
Índice de la variación de la viscosidad	100-200	100
Biodegradabilidad	80%-100%	10%-30%

Fuente: Syahrullail et al.,2013

2.3.3 Fluidos de corte

Los fluidos de corte se utilizan en operaciones de mecanizado por arranque de viruta para lubricar y refrigerar la fricción, así como eliminar o desalojar la viruta y proteger frente a la corrosión (Gonzales et al.,2010). Los principales tipos de fluidos de corte son aceites íntegros: derivados del petróleo, animal, marino o vegetal, no diluidos en agua, emulsiones oleosas: mezcla de aceite y agua, con 30-85% de aceite y emulsionantes, soluciones semisintéticas: emulsiones con 5-30% de aceite y mayor proporción de emulsionantes, soluciones sintéticas: no contienen aceite, contienen componentes similares a detergentes y aditivos para mejorar el rendimiento, diseñados para ser diluidos con agua (Sullon et al., 2017). Cada tipo de fluido tiene características y propiedades específicas que los hacen adecuados para diferentes aplicaciones y operaciones de mecanizado.

Los emulsificantes permiten mezclar agua y aceite, pero en lubricación, la emulsificación es generalmente indeseable. Sin embargo, existen aplicaciones donde los aceites minerales emulsificantes son miscibles en agua y se utilizan como refrigerantes o lubricantes en operaciones de maquinaria. La adición de nanopartículas a los lubricantes puede mejorar sus propiedades de presión extrema, lo que se busca lograr con el uso de emulsiones. Existen dos categorías generales de fluidos de corte refrigerantes: enfocados en reducir la temperatura y el calor generado durante el proceso de mecanizado y lubricantes: enfocados en reducir la fricción y el desgaste entre las superficies en contacto durante el proceso de mecanizado. Ambas categorías son importantes y se utilizan dependiendo de las necesidades específicas de la operación de mecanizado (Manual de Lubricación Automotriz, 2008).

2.3.4 Refrigerantes

Los refrigerantes son fluidos de corte diseñados para reducir el calor generado durante las operaciones de maquinado. No reducen la cantidad de energía calorífica generada, pero extraen el calor para reducir la temperatura de la herramienta y la pieza de trabajo, prolongando la vida de la herramienta. La efectividad de un fluido refrigerante depende de sus propiedades térmicas, como calor específico y conductividad térmica. El agua es un refrigerante común debido a sus propiedades térmicas ideales. Los fluidos refrigerantes suelen ser soluciones o emulsiones en agua y son más efectivos a velocidades de corte altas, donde la generación de calor es un problema. Se utilizan principalmente en procesos de maquinado como torneado y fresado (Calm, 2007).

2.3.5 Fluidos de corte

Los lubricantes son fluidos basados en aceite que reducen la fricción en las interfaces herramienta-viruta y herramienta-pieza de trabajo. Operan mediante lubricación de presión extrema, formando una capa delgada de sales sólidas sobre la superficie metálica caliente y limpia a través de reacciones químicas. Los compuestos de azufre, cloro y fósforo en el lubricante causan la formación de estas capas superficiales, que separan las superficies metálicas. Los fluidos lubricantes son más efectivos a velocidades bajas de corte (<400 pies/min) y pierden efectividad a altas velocidades. Operaciones de maquinado como el taladrado y el roscado se benefician de los lubricantes, que pueden ser recirculados en máquinas-herramientas individuales o instalaciones integradas. Es crucial monitorear la calidad del lubricante y mantener una cantidad adecuada (Rodríguez, y Ramírez, 1981).

Estos fluidos se forman mediante una combinación de ingredientes y procesos como lo son: Base de aceite hidrocarburos, ésteres, aditivos como detergentes, dispersantes, anti-desgaste, emulsificantes, surfactantes, etc. Estabilizantes antioxidantes y otros aditivos como anti-espuma, anti-corrosión, etc.

Tipos de aceites usados en fluidos de corte

- Aceite mineral (parafínico, nafténico)
- Aceite sintético (polialfaolefinas, poliésteres)
- Aceite vegetal (soja, colza, girasol)
- Aceite semi-sintético (mezcla de aceite mineral y sintético)

Emulsificantes comunes en fluidos de corte

1. Surfactantes no iónicos (etoxilados, alquilfenol etoxilados)
2. Surfactantes aniónicos (sulfatos, sulfonatos)
3. Surfactantes catiónicos (aminas, amidas)

Concentraciones típicas de aceites y emulsificantes

1. Aceite base: 70-90% del total
2. Emulsificantes: 5-20% del total
3. Aditivos (detergentes, dispersantes, etc.): 1-10% del total

2.3.6 Aplicación de los fluidos de corte

Para que un fluido de corte cumpla su función de reducir temperatura y fricción, existen tres métodos de aplicación inundación (enfriamiento por inundación): se dirige una corriente constante del fluido hacia la interface herramienta-trabajo o herramienta-viruta. Comúnmente usado con fluidos de enfriamiento, aplicación de niebla: se dirige el fluido hacia la operación en forma de niebla acarreada por una corriente de aire presurizado. Principalmente usado con fluidos de corte basados en agua, aplicación manual: se aplica el fluido mediante una aceitera o brocha. No es recomendado debido a la variabilidad en las dosificaciones del fluido (Groover, et al., 2014).

Las funciones principales de los fluidos de corte son lubricación: reducir la fricción entre la herramienta y la pieza, y entre la herramienta y la viruta, refrigeración: mantener una temperatura moderada, eliminando el calor generado durante el proceso, eliminación de viruta: retirar la viruta lejos de la zona de maquinado, protección frente a la corrosión: evitar la oxidación y corrosión de la máquina, herramienta o pieza. Sin embargo, los fluidos de corte también pueden tener inconvenientes, como efectos negativos para la salud del trabajador cancerígenos, problemas respiratorios, etc, impacto medioambiental si no se tratan adecuadamente sus residuos. Es importante elegir y utilizar fluidos de corte adecuados y seguros, y seguir las recomendaciones para su manejo y disposición (Groover,1997).

3 Antecedentes

El uso de métodos biológicos para obtener quitina es más beneficioso que la extracción química porque no degrada el polímero, permite obtener mayores rendimientos, produce productos de mayor valor agregado y reduce la contaminación ambiental al evitar el uso de químicos. Esto hace que la obtención alternativa de quitina por métodos biológicos sea una opción más sostenible y eficiente.

3.1. Cultivo con microorganismos para obtención biológica de quitina.

La inoculación de microorganismos que generan ácidos orgánicos en residuos de crustáceos es un método para purificar quitina. Estudios previos han investigado variables como el tipo de bacteria láctica, el nivel de inóculo y la concentración de glucosa para optimizar la remoción de proteínas y minerales. Los hallazgos incluyen: una concentración de *Lactobacillus sp.* B2 al 5% y glucosa al 10% resulta en mayor remoción de proteínas y minerales (Shirai et al., 2001) donde la sacarosa puede ser utilizada como fuente de carbono alternativa a la glucosa (Cira et al., 2002). La inoculación sucesiva de dos microorganismos, *Lactobacillus paracasei* sub. *tolerans* y *Serratia marcescens*, aumenta la eficiencia de la purificación de quitina (Jung et al., 2006). Estos estudios demuestran que la optimización de las variables en la inoculación de microorganismos puede mejorar la purificación de quitina en residuos de crustáceos.

En resumen, los estudios de Pacheco et al. (2009 y 2011) sobre la fermentación láctica (FAL) para obtener quitina a partir de residuos de camarón utilizando *Lactobacillus plantarum*. Los hallazgos incluyen la temperatura óptima para la obtención de quitina es entre 30°C y 40°C, con un menor porcentaje de proteína y minerales y mayor rendimiento de quitina. La quitina obtenida mediante FAL presenta mayor peso molecular (PM) y cristalinidad en comparación con la quitina obtenida químicamente, Estos estudios demuestran que la FAL es una técnica efectiva para obtener quitina de alta calidad a partir de residuos de camarón.

En resumen, los estudios de Flores-Albino et al. (2012), Ghorbel-Bellaaj et al. (2012) y Mao et al. (2013) utilizaron microorganismos para la obtención de quitina a partir de residuos de crustáceos. Los hallazgos incluyen la adición de melazas de caña de azúcar como fuente de carbono mejora el rendimiento de quitina en la fermentación láctica de residuos de cangrejo (Flores-Albino et al., 2012). La cepa de *Bacillus cereus* es efectiva para la remoción de minerales y proteínas de residuos de camarón, y produce una fracción líquida con alta actividad antioxidante (Ghorbel-Bellaaj et al., 2012). La fermentación con *Streptococcus thermophilus* aumenta la capacidad antioxidante y la concentración de astaxantina en la fracción líquida a medida que aumenta el tiempo de fermentación (Mao et al., 2013). Estos estudios demuestran que la selección de microorganismos y condiciones de fermentación adecuadas puede mejorar la eficiencia de la obtención de quitina y compuestos antioxidantes a partir de residuos de crustáceos.

En resumen, las investigaciones previas utilizaron bacterias para obtener quitina, pero también se pueden usar hongos como *Rhizopus oligosporus*, que tiene alta actividad proteolítica, baja actividad quitinolítica y alta producción de ácidos orgánicos. *Rhizopus oligosporus* es adecuado para obtener quitina biológicamente, logrando altos porcentajes de desmineralización y desproteínización en 96 horas, en comparación con 120-144 horas con bacterias (Aranday-García, 2013).

3.2 Obtención de quitina como nanofibrillas

La obtención de quitina puede también llevarse a cabo mediante la fibrilación para la obtención de nanofibrillas, como es presentado por Ifuku et al., (2009), después de desproteínizar y desmineralizar residuos de cangrejos con NaOH y HCl a través de una mezcla de quitina cruda con ácido acético y molienda a 1,500 rpm para separar nanofibrillas mantenimiento de condiciones húmedas y ácidas para evitar formación de puentes de hidrógeno. Obtención de nanofibrillas para aplicaciones como nanocompuestos transparentes, membranas de separación quiral y funcionalización para tratar inflamación intestinal. Uso de tratamiento mecánico con bolas de cerámica y alta presión para obtener mayor volumen de nanofibrillas, así como la quitina es soluble en dimetilformamida pero al ser fibrilada se puede solubilizada en agua. En el mismo año Ifuku et al., fibrilaron quitina seca mediante tratamiento mecánico, eliminando la necesidad de mantener el biopolímero húmedo.

3.3 Obtención de emulsiones

El estudio de Aguilar-Rosas et al., (2022) obtuvieron quitina parcialmente desacetilada con un grado de desproteínización y desmineralización del 99,98% y 99,97%, respectivamente, y un peso molecular viscosimétrico de 150,62 kDa. La quitina se disolvió en agua debido a su grado de acetilación del 25%, que rompe la estructura cristalina. La emulsión resultante tuvo un pH entre 3,5 y 4,5, lo que permitió la carga positiva de los grupos amino y la interacción con la fase acuosa. La desintegración mecánica de la quitina parcialmente desacetilada permitió la formación de nanofibrillas con un diámetro medio reducido. El estudio también evaluó el uso de aceite de jatrofa en la emulsión, encontrando que una concentración del 20% produjo el mejor rendimiento como fluido de corte, pero no redujo la temperatura de la interfaz de corte. El objetivo del trabajo es reducir el porcentaje de crema y la temperatura en la interfaz de corte.

4. Justificación

Existe un gran interés en investigar la extracción de quitina debido a sus diversas aplicaciones biotecnológicas y farmacéuticas.

La industria procesadora de mariscos (camarón, cangrejos, etc.), es altamente generadora de residuos sólidos debido a que del 75% - 85% del peso vivo de estos son residuos (conchas, cabezas y patas) que contaminan el medio ambiente y se convierten en una carga económica para las industrias procesadoras, porque su eliminación es problemática y costosa.

En la actualidad existen alternativas tecnológicas para el aprovechamiento de estos residuos y su conversión en productos de utilidad como lo son la quitina y el quitosano. Los residuos del procesado del marisco contienen en general un 14-35% de quitina asociada con proteínas (30-40%), lípidos, pigmentos y depósitos de calcio (30-50%),

estimándose por tanto una producción mundial anual de quitina en los residuos de unas 120.000 toneladas.

Es así que el aprovechamiento de estos y su conversión en productos de utilidad como lo son la quitina y el quitosano, para la producción de nanofibrillas de quitina ha sido de gran interés por la importancia que esta tiene ya que el uso de surfactantes químicos para la estabilización de emulsiones es poco amigable con el ambiente, lo que conlleva que el uso de las nanofibrillas sea una alternativa biodegradable y no tóxica que aumenta el área superficial y suelen ser fácilmente dispersables en agua u otros disolventes.

Por otro lado, los fluidos de corte tienen ciertas desventajas como son la contaminación y riesgos para la salud de los trabajadores que lo manipulan, además de costos elevados limitaciones en compatibilidad y problemas de limpieza.

5. Hipótesis

Si se extrae quitina utilizando procedimientos biológicos-físicos se facilitará la obtención de nanofibrillas mejorando sus propiedades surfactantes en emulsiones tipo Pickering para su uso como fluidos de corte eco-amigables y sustentables.

6. Objetivo general

Evaluar y caracterizar la producción de fibrillas de quitina extraída biológicamente para su uso en emulsiones tipo Pickering como fluidos de corte.

6.1 Objetivos particulares

- Obtener y caracterizar nanofibrillas de quitina extraída biológicamente a partir de residuos de camarón.
- Evaluar la estabilidad que tiene el uso de fibrillas en emulsión tipo Pickering de aceite de jatrofa.
- Evaluar las emulsiones diseñadas en análisis microbiológico y pruebas tribológicas (cuatro bolas y de corte).

7. Materiales y Métodos

7.1 Primera Etapa

7.1.1 Preparación de la materia prima

El proceso inició con la recepción y pesaje de la materia prima. Las cabezas de camarón recibidas fueron molidas en un molino para carnes hasta obtener un tamaño de partícula de entre 5 mm a 10 mm y estas fueron almacenadas en congelación a -20° C hasta su uso.

7.1.2 Fermentación

La obtención de quitina fue llevada a cabo como lo reporto (Aranday et al., 2013) en un reactor con una bacteria ácido láctica heterofermentativa.

Lactobacillus brevis

La bacteria ácido-láctica utilizada en este estudio fue previamente aislada de residuos de camarón (Cira et al., 2002). La cepa se mantuvo en tubos con agar Man Rogosa Sharpe (MRS) a 4°C. El inóculo se preparó transfiriendo de 2 a 3 asadas cargadas del cultivo en caldo MRS y se incubaron a 30°C por 24h hasta obtener 10⁹ UFC/mL.

Las dimensiones del reactor fueron 42 cm de largo y 20 cm de diámetro interno. La incubación se mantuvo a 30° C durante 144 h totales para *L. brevis*. Se tomaron muestras cada 24 h, las cuales fueron filtradas para separar las fracciones sólidas y líquidas para análisis posteriores. Los licores fueron almacenados a -20° C mientras la fracción líquida fue enjuagada con agua corriente y secada a temperatura ambiente por tres días. La muestra final (144 h) fue tratada con las mismas condiciones y la fracción sólida correspondiente a quitina calcárea fue desmineralizada y desproteïnizada.

Posteriormente fue enjuagada con agua corriente y secada a temperatura ambiente durante tres días.

7.2 Segunda Etapa

7.2.1 Purificación

7.2.2 Desmineralización y Desproteïnización

La remoción de los carbonatos de calcio de los caparazones se logró mediante inmersión de la muestra en solución de HCl, a una concentración 0,5N, en una relación sólido: líquido 1:15 a temperatura ambiente, bajo agitación constante, por 24 h. Posteriormente la muestra se filtró y lavo hasta la neutralización.

Cabe mencionar que la desproteïnización solo se hace si el contenido de proteínas presentes en el proceso de fermentación es alto en este caso se tuvo que tratar, ya que contenía un 19.48 % por lo cual se hizo tratando la muestra con solución de hidróxido de sodio con una concentración de 0.5 N a 70 °C por 5 h.

7.2.3 Despigmentación

La despigmentación o blanqueo de la quitina solo se realiza cuando es indispensable tener un producto completamente puro para usos médicos (Suárez et., 2013), ya que el pigmento (astaxantina) no afecta la influencia del comportamiento del polímero en solución, su reactividad o propiedades fisicoquímicas. En este caso se despigmento con acetona en una relación 1:25 en agitación constante por 1 h.

7.3 Tercera etapa

7.3.1 Desacetilación parcial

Con el fin de obtener una quitina parcialmente desacetilada (DA>50%) se realizó mediante una solución de hidróxido de sodio NaOH, mediante la desacetilación se obtiene el quitosano como derivado de la quitina. Una vez se ha retirado el grupo acetyl de la estructura. Este proceso consistió en tratar la muestra de quitina con solución de hidróxido de sodio (NaOH) a una concentración de 40% v/v por 1 hora. Posteriormente la muestra a obtener fue filtrada, lavada y secada a temperatura ambiente por 3 días, como lo reporta Arachchi et al., (2018) donde la efectividad de dicho proceso depende de la concentración del álcali, la temperatura y el tiempo de reacción, así como la relación disolvente/sólido.

7.3.2 Desacetilación heterogénea

La desacetilación se logró mediante una concentración alcalina en fase heterogénea, utilizando altas temperaturas de entre 50°C a 90°C y concentraciones de álcalis, lo que produce quitosano con un grado de acetilación bajo. Sin embargo, este proceso también provoca la degradación de la cadena principal, lo que reduce el peso molecular del producto. La desacetilación puede ser controlada utilizando álcalis diluidos y condiciones de reacción específicas, lo que permite obtener productos con diferentes grados de desacetilación y propiedades. Los productos resultantes son copolímeros tipo bloques compuestos de residuos de N-acetilglucosamina y glucosamina (Kurita 2001; Nemtsev et al., 2002).

7.3.3 Desacetilación homogénea

La desacetilación homogénea es un método que buscaba minimizar los efectos adversos de la desacetilación heterogénea en la quitina. Este proceso implicó tratar la quitina con álcali y luego almacenarla durante un período prolongado, lo que resulta en quitosano con una distribución regular de grupos acetamido y un alto grado de desacetilación (hasta 90%). Los objetivos de la desacetilación homogénea son:

- Obtener un producto con una distribución regular de grupos acetamido residuales.
- Conservar la estructura y el peso molecular del polímero inicial, pero con alta solubilidad en agua.
- Regular el proceso mediante factores como tiempo y temperatura para obtener productos con grados de desacetilación deseados.

Otra alternativa para lograr condiciones de desacetilación homogénea es disolver la quitina en álcali a concentraciones intermedias mediante congelamiento y descongelamiento, lo que forma soluciones alcalinas de quitina (Nemtsev et al, 2002).

7.4 Cuarta etapa

7.4.1 Fibrilación

La obtención de nanofibrillas fue llevado a cabo mediante la fibrilación, Se siguió la metodología de Ifuku et al. (2009), quienes después de desproteínizar y desmineralizar el desecho de cangrejos con concentraciones de NaOH y HCl respectivamente, mezclaron la quitina cruda en una solución acuosa con 1% de quitina y ácido acético para ajustar el pH a 3, posteriormente se colocó la mezcla en un molino a 1,500 rpm, logrando una separación óptima de las nanofibrillas de quitina de la matriz en que se encuentran embebidas; para lo cual hace notar que la quitina molida debe permanecer húmeda para evitar la formación de puentes de hidrógeno y lograr así la separación.

En el mismo año, Ifuku et al., obtuvieron nanofibrillas mediante otro tratamiento mecánico con un equipo que colisiona la dispersión con bolas de cerámica a través de una apertura de 100 µm utilizando agua a alta presión (245 MPa). Este procedimiento resulta en la obtención de un mayor volumen de nanofibrillas que las obtenidas mediante molienda, resaltando nuevamente la necesidad de mantener las condiciones ácidas para asegurar la completa fibrilación de la quitina y comprobando que aun cuando la quitina se encuentre seca, puede ser fibrilada por tratamiento mecánico, eliminando así la necesidad de mantener el biopolímero en estado húmedo.

7.5 Quinta etapa

7.5.1 Caracterización de los biopolímeros obtenidos.

Todos los ensayos y pruebas fueron realizadas a las muestras de quitina luego de realizar los resultados en el protocolo establecido.

7.5.2 Determinación del porcentaje de humedad (%H)

El porcentaje de humedad fue determinada después de secar muestra sólida en crisoles a peso constante durante 24h a 110° C en una estufa con temperatura controlada, calculando el porcentaje por diferencia de pesos (Ecuación 1) (AOAC, 1990).

$$H (\%) = \frac{\text{peso seco muestra} - (\text{Peso seco crisol con muestra} - \text{peso crisol})}{\text{Peso muestra}} \times 100 \quad (1)$$

7.5.3 Determinación del porcentaje de cenizas (%C)

El porcentaje de cenizas fue determinado por gravimetría. La muestra sólida fue calcinada en crisoles a peso constante, en una mufla a 550° C, durante 24 h obteniendo así la diferencia de pesos (Ecuación 2) (AOAC, 1990).

$$C (\%) = \frac{\text{Peso seco crisol con cenizas} - \text{peso crisol}}{\text{Peso seco muestra}} \times 100 \quad (2)$$

7.5.4 Determinación de los porcentajes de desmineralización y desproteización.

Los porcentajes de desmineralización (DM) y desproteización (DP) de cada muestra fueron calculados utilizando los porcentajes de cenizas y proteína en los residuos de camarón y los porcentajes residuales después del tratamiento (Ecuación 3) (Pacheco et al., 2011).

$$y (\%) = \frac{[(x_0 * S_0) - (x_R * S_R)]}{(x_0 * S_0)} \times 100 \quad (3)$$

Dónde:

Y = % de desmineralización o desproteización

X₀ = cenizas o proteína de la muestra de camarón

X_R = cenizas o proteína de la muestra fermentada

S₀ = peso de la muestra de camarón en base seca

S_R = peso de la muestra fermentada en base seca

7.5.5 Determinación de Nitrógeno total, Nitrógeno proteico, Nitrógeno de quitina

El nitrógeno total y el nitrógeno de quitina fue determinado por el método de Kjeldahl, llevando a cabo una combustión en húmedo de la muestra por calentamiento con ácido sulfúrico concentrado en presencia de catalizadores para reducir el nitrógeno orgánico de la muestra hasta amoníaco, el sulfato de amonio producido se alcaliniza y se destila para desprender el amoníaco que posteriormente es atrapado y titulado (Ecuación 4).

$$\text{Nitrogeno total} = \text{Nitrogeno proteico} + \text{Nitrogeno no proteico} \quad (4)$$

El porcentaje de nitrógeno de proteína corregido se calculó mediante la sustracción del nitrógeno de quitina usando como valor de referencia (Yeul, y Rayalu, 2013) de nitrógeno total y se multiplicó por el factor 6.25. (Ecuación 5)

$$\% P_R = (N_t - N_{CH}) \times 6.25 \quad (5)$$

7.5.6 Determinación de peso molecular

El porcentaje de solubles en la quitina se determinó disolviendo 0.02 g de esta en 25 mL de una solución de N, N-dimetilacetamida (DMAc) con cloruro de litio (LiCl) al 5%, durante 72 h con agitación constante a 25 °C; posteriormente se filtró en membrana de fibra de vidrio. Para las muestras desacetiladas fueron llevadas a cabo pesando, 0.1 g los cuales se disolvieron en una solución de ácido acético al 2% con acetato de sodio 0.2 M bajo las mismas condiciones, calentando a baño María (50° C) 8 h diarias por tres días. Posteriormente la solución fue filtrada con una membrana de celulosa. Las membranas de fibra de vidrio y celulosa se secaron a 100 °C durante 24 h. La cantidad de quitina y quitosano disuelto se calculó por diferencia de peso.

Para determinar el peso molecular de ambos biopolímeros se realizó una curva de la solución filtrada para determinar la viscosidad intrínseca. El peso molecular fue calculado mediante la ecuación de Mark-Houwink-Sakurada (Ecuación 6) utilizando las constantes correspondientes de la Tabla 3 (Pacheco et al., 2011).

$$[n] = kPM^a \quad (6)$$

Donde:

PM = Peso molecular

K y a = parámetros de conformación del polímero dependientes del disolvente y temperatura empleados

Tabla 3. Constantes para determinación de peso molecular viscosimétrico.

Constante	Quitina	Quitosano
k	2.4×10^{-4} L/g	1.38×10^{-5} L/g
a	0.69	0.85

7.5.7 Espectroscopía de Infrarrojo con Transformada de Fourier (FTIR).

Los espectros por infrarrojo fueron obtenidos de desperdicios de camarón, quitina cruda y quitina purificada pulverizados, tamizados hasta obtener un tamaño de partícula < 177 µm y secados 24 h a 40° C. El análisis se realizó en un sistema ATR equipado con un cristal de zinc y selenio (modelo Spectrum 100 ATR FTIR Perkin Elmer, Estados Unidos) aplicando 64 escaneos por muestra.

7.5.8 Porcentaje de N-Acetilación.

La determinación del grado de acetilación (DA) fue realizado mediante RMN (Resonancia Magnética Nuclear) de protón (RMN H1). La quitina fue disuelta en DCI

concentrado, se agitó por 8 h a 50°C y se diluyó con D₂O. La quitina parcialmente desacetilada se disolvió en DCI al 1.4% por 72 h alternando ciclos de baño maría a 50°C por 8 h cada 24 h. Posteriormente ambas muestras se filtraron con una membrana de 0.45 µm. Los espectros se obtuvieron en un espectrómetro Bruker CA 300DA.

7.6 Séptima etapa

7.6.1 Formulación de emulsiones y caracterización de estas

Para la formulación de emulsiones fue tomado 1 % nanofibrillas de quitina y estas fueron dispersadas en ácido acético al 0.5 % por 1 h se homogenizo en un sonicador durante 10 min a 40 Hz (Hielscher hasta 400S, Alemania) y posterior se tomó concentraciones al: 0.25%, 0.5%, 0.75% 1% para después gotear la fase dispersa aceite de jatrofa y homogeneizar a 10,000 rpm en un Ultra Turrax T-25 (Janke and Kunkel GmbH and Co., Alemania).

7.6.2 Tamaño de gota

El tamaño de partícula se determinó por microscopía óptica, tomando fotografías de las emulsiones diluidas (1:10) y se capturaron en un microscopio (Olympus BX53, Japón) equipado con una cámara digital (Olympus U-TV1XC, Japón) Los diámetros de los encapsulados se determinaron mediante el software Image J 1.51k (USA) tomando el promedio de 100 encapsulados.

7.6.3 Estabilidad

La estabilidad gravitacional fue determinada por la inspección visual a lo largo de las primeras 4 horas y durante 8 días y se determinó el índice de cremado de acuerdo con la (ecuación 7) (Gu, Decker & McClements, 2005). El índice de cremado (% IC) se ha utilizado para indicar la susceptibilidad de las gotitas de aceite al cremado y a la coalescencia inducida por la fuerza gravitatoria y para determinar la resistencia de la membrana o película que rodea a la gota a la ruptura durante un cierto período de tiempo.

$$CI = 100 * \left(\frac{H_T}{H_C} \right) \quad (7)$$

Donde:

H_T altura de la emulsión total

H_C altura del cremado

Mientras que la estabilidad acelerada fue determinada transfiriendo 15 g de emulsión a un tubo cónico y centrifugado (AS ONE AS185, Japan) a 4000g por 5 min (Zhang *et al.*, 2015). El aceite flotante, la fase de cremado y el sobrenadante fueron observados y se determinaron sus volúmenes a partir de su espesor, que se midió con un calibre digital (Mitutoyo, absolute digimatic, Japón). Estos volúmenes se usaron para determinar la eficiencia de encapsulado (EE) (ecuación 8) y el porcentaje de aceite en la parte cremada (AC) (ecuación 9) (Jia *et al.*, 2015).

$$EE (\%) = \frac{\text{Volumen de cremado}}{\text{Volumen de la emulsion}} * 100 \quad (8)$$

$$\text{Aceite en cremado} (\%) = \frac{\text{Volumen de aceite}}{\text{Volumen de cremado}} \quad (9)$$

7.6.4 Potencial Zeta

El potencial zeta (ζ) de las emulsiones se determinó en un equipo ELSZ-1000 (Otsuka Electronics Co., Ltd, Osaka, Japan).

7.7 Octava etapa

7.7.1 Pruebas tribológicas

7.7.2 Prueba de cuatro bolas

El propósito de esta prueba fue determinar la capacidad de carga máxima de un lubricante en aplicaciones de alta carga como lo son los rodamientos. La máquina de prueba 4 Ball EP (Extrema presión) funciona con un movimiento deslizante o rodante. Una sola bola de acero inoxidable gira sobre tres bolas de acero inoxidable, todas las cuales están completamente recubiertas con una película lubricante que se mantienen sin movimiento.

En la prueba de desgaste de 4 Pelotas, una bola de acero gira en contra de tres bolas de acero estacionaria lubricados bajo una carga especificada, velocidad, temperatura y tiempo, por ASTM D-2266 (grasa) o ASTM D-4172 (óleos). Cuanto mejor sea el lubricante es al desgaste prevenir, cuanto menor sea la marca de desgaste será en las tres bolas estacionarias. Al término de la prueba, las tres marcas de desgaste fueron medidas y se informa la media. El coeficiente de fricción se mide también en todo los 60min de prueba con la media que se informa al final de la prueba.

4 datos de la bola es útil para diferenciar entre grasas lubricantes que tienen diferentes niveles de capacidad de soporte de carga, protección contra el desgaste y la reducción de la fricción. Aunque estos resultados no necesariamente se correlacionan con las

aplicaciones de la vida real, el método se ha convertido en un estándar de la industria en la comparación de EP, el desgaste por fricción y funcionalidad.

Este método de prueba cubre un procedimiento para hacer una evaluación preliminar de las propiedades anti-desgaste del fluido lubricantes en contacto deslizante por medio del Four-Ball Wear Máquina de prueba. Evaluación de grasa lubricante utilizando la misma máquina se detalla en el método de prueba D 2266.

Los valores indicados en unidades pulgada-libra o unidades SI deben considerarse por separado como estándar. Dentro de la prueba las unidades de pulgada-libra se muestran entre paréntesis. Los valores indicados en cada sistema no son equivalentes exactos, por lo tanto, cada sistema debe ser utilizado independientemente del otro. Combinando valores de los dos sistemas pueden resultar en la no conformidad con la especificación.

La máquina fue equipada con una relación de brazo de palanca de 10:1 para obtener un control preciso de la carga aplicada a los especímenes de prueba; las tres bolas inferiores están alineadas y sujetas firmemente por medio del anillo de alineación y la tuerca de bloqueo, las cuales son de de acero de 12,7 mm [1/2 pulg.] de diámetro están sujetas juntas y cubiertas con el lubricante a evaluar. La cuarta bola de acero de 12,7 mm de diámetro, denominada bola superior está sujeta en el collar, que tiene un diámetro ligeramente más pequeño que la esfera de prueba para evitar la rotación durante la prueba se presiona con una fuerza de 147 o 392 N [15 o 40 kgf] en la cavidad formada por las tres bolas sujetas para tres puntos contacto. La temperatura del lubricante de prueba se regula a 75 °C [167 °F] y luego la bola superior se gira a 1200 rpm por 60 minutos. Los lubricantes se compararon usando el tamaño promedio de los diámetros de cicatriz desgastados en las tres bolas sujetas inferiores.

El husillo fue conectado a un motor de 3 HP a través de un conjunto de rodamientos cónicos y poleas para obtener la velocidad angular deseada. La fuerza de fricción se registró durante toda la prueba a través de una celda de carga (10 Hz) conectada al brazo de torsión. El cojinete de empuje inferior asegura que la lectura de la celda de carga provenga solo del par de fricción y no del deslizamiento entre las superficies metálicas.

Cada prueba duro 10 segundos y se determinó si pasa o no pasa con la carga establecida. Si pasa la prueba se puede ir aumentando la carga y repetir nuevamente la prueba con nuevo lubricante y nuevas bolas. La carga máxima es de 800 kgf. En caso de que la prueba no pase no durará los 10 segundos y las bolas se sueltan. Los parámetros de prueba se pueden observar en la Tabla 4.

Norma ASTM-4172: (Método de prueba estándar para características de prevención del desgaste del fluido lubricante).

Esta norma regula el ensayo de desgaste que se puede realizar. Es el ensayo más largo, y la huella dejada por él es más profunda. Las especificaciones para su realización son las siguientes:

- La carga (kg) se pudo variar entre dos opciones 15 kg o 40 kg
- La velocidad 1200 rpm
- Temperatura de 75°C
- Tiempo 3600s

Tabla 4. Parámetros de prueba de 4 bolas

Parámetro de prueba	
Temperatura (°C)	TA
Velocidad (RPM)	1200 rpm
Carga (N)	40 kg
Duración (min)	10 min
# de pruebas	3 pruebas

El coeficiente de Fricción (CoF) se obtuvo utilizando la (ecuación 10), cuya derivación se encuentra en la norma ASTM D5183.

$$CoF = 00223 \frac{FL}{P} \quad (10)$$

Dónde:

F: Fuerza de fricción (g)

L: Longitud del brazo de palanca de fricción (cm)

P: Carga de prueba (Kg)

Por lo general, la evaluación del desgaste de los resultados de la prueba de cuatro bolas se realizó a través del diámetro de la cicatriz de desgaste de las tres bolas inferiores. Así, el diámetro de la cicatriz de desgaste producida en las tres bolas inferiores se midió mediante microscopía óptica.

7.7.3 Prueba de mecanizado

Para evaluar el rendimiento de mecanizado tanto de PDFC y como de Cimstar 60 se utilizaron datos reales. Se realizaron operaciones de torneado bajo la técnica MQL (cantidad de lubricante para lubricar). Barras de acero AISI 1018 (cuyos químicos composición se encuentran en la tabla 5) de 25,4 mm ende diámetro (Ø) y 120 mm de longitud fueron mecanizados en un Torno de 5,5 HP (Pinacho SP 200) en la zona de corte. Parámetros dados en la tabla 6. Las pruebas de mecanizado se ejecutaron con MQL utilizando las dos diferentes muestras en las mismas condiciones para fines de comparación.

Tabla 5. Composición química de AISI 1018.

Elemento	Fe	C	Mn	P	S
Content (%)	98.8–99.2	0.14-0.2	0.6-0.9	≤0.04	≤0.05

Tabla 6. Parámetros de mecanizado.

Parámetros de mecanizado	
Velocidad superficial (m/min)	70
Velocidad de rotación (RPM)	860
Alimentación (mm/rev)	0.15
Profundidad de corte (mm)	0.5

Para las operaciones MQL, el flujo de la emulsión se dirigió a la cara del flanco de la herramienta a través de una boquilla (0,4 mm de diámetro) con parámetros constantes de presión de aire de 0,4 MPa y a una distancia de la boquilla de 20 mm. Las fuerzas de corte se midieron con un dinamómetro piezoeléctrico Kistler Tipo 9121, un amplificador de modo dual (Kistler tipo 5814B1) y un NI-USB 6008 como dispositivo de adquisición de datos que se ejecuta en un programa LabVIEW personalizado. La temperatura de corte se midió utilizando una cámara termográfica FLIR TG 165 apuntada a la interfaz de corte.

Después de finalizar cada prueba de mecanizado, el acabado de la superficie de la pieza de trabajo se midió en términos de rugosidad superficial (Ra) utilizando un rugosímetro Surfcom 130A. La rugosidad se midió en la dirección longitudinal del componente mecanizado y se utilizó el promedio de 3 pruebas con un desplazamiento de 120° para estimar la rugosidad. Cada muestra se probó tres veces en las mismas condiciones, y se analizaron estadísticamente los resultados en términos de fuerza de corte, cambio en la temperatura de corte y rugosidad de la superficie.

8 Resultados y discusión

8.1. Obtención de lote de quitina

El exoesqueleto del camarón fue procesado mediante una fermentación ácido-láctica para obtener quitina cruda (CONACYT-SE-FINNOVA No. 229649). El residuo de camarón fue molido hasta un tamaño de 5 mm y se fermentó con *Lactobacillus brevis* (5 % v/p), con 10 % azúcar de caña como sustrato durante 144 horas. Esta concentración de la fuente de carbono jugó un papel importante en el crecimiento adecuado de las bacterias lácticas. Después de la fermentación se hizo un análisis químico proximal (AQP) para su caracterización de esta.

La extracción química de quitina se llevó a cabo según Percot et al., (2003) para la desmineralización, se sumergió 1 g de residuos de camarón en HCl 0,25 N (40ml) durante 20 minutos con agitación vigorosa. La desproteínización se realizó con 15 ml de NaOH 1 N por 1 g de muestra a 70 °C durante 24 h con agitación, posterior esta quitina fue sometida a diferentes concentraciones HCl y NaOH y a diferentes tiempos hasta encontrar la mejor concentración donde se logrará la mejor remoción de minerales y proteínas, la cual se muestra a continuación (tabla 7 y 8).

Tabla 7. Caracterización de los biopolímeros purificados

Sin Tratamiento Quitina Cruda % Cenizas	Tratamientos	Concentración (M)	% Desmineralización
12.96	HCl 1 h	0.2	44.26 ± 0.27
	HCl 24 h	0.2	81.31 ± 0.20
	HCl 1 h	0.25	82.88 ± 0.29
	HCl 24 h	0.25	95.91 ± 0.11
	HCl 1 h	0.5	95.20 ± 0.17
	HCl 24 h	0.5	98.12 ± 0.10

Los resultados obtenidos se procedió a analizarlos mediante análisis estadístico ANOVA de un factor para probar la hipótesis nula (H_0) de que tres o más medias poblacionales son iguales frente a la hipótesis alternativa (H_a) de que al menos una de las medias es diferente y una prueba de tukey que permite discernir si los resultados obtenidos fueron significativamente diferentes. (anexo A)

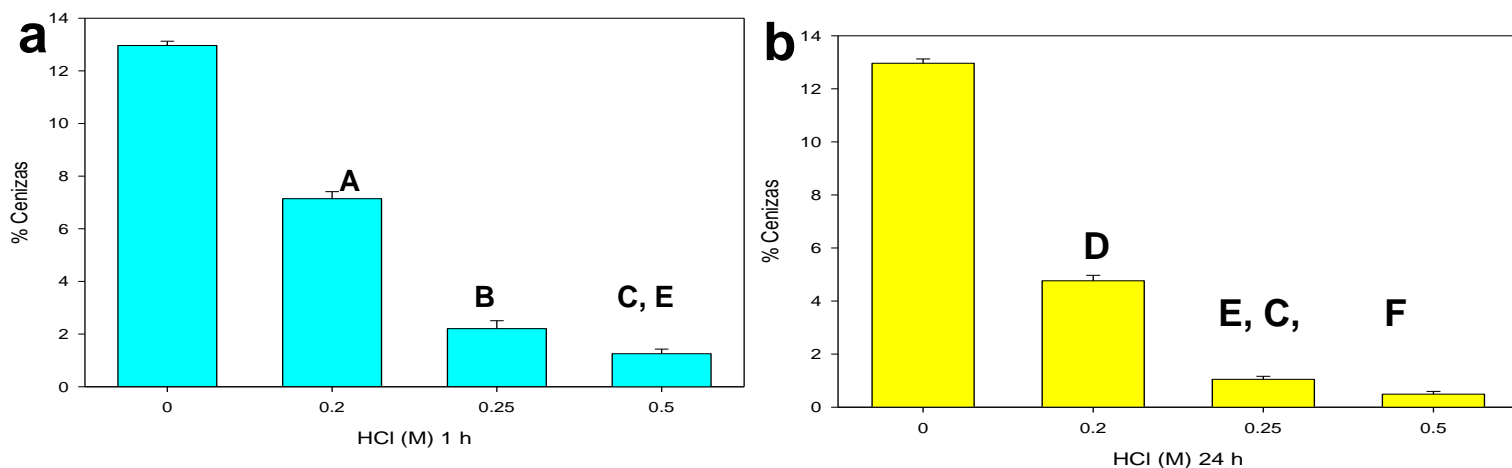


Fig. 4 Efecto de los tratamientos con ácido clorhídrico sobre la eliminación de calcio en la quitina del ensilaje de camarón durante 1 hora y 24 horas. Los histogramas con la misma letra no son significativamente diferentes ($P < 0.05$) entre tratamientos con diferente concentración de ácido.

Como se muestra en los histogramas (Fig. 4) no hay diferencia significativa entre concentraciones entre los grupos de HCl 1 h y 24 h por lo que tratar con HCl 0.5 M 1 h y tratar con ácido 0.25 M por 24 h, sin embargo se requiere una quitina purificada que tenga el menor porcentaje de proteínas por lo que tratar con HCl con 0.5 M a 24 h sería el mejor tratamiento a utilizar para la remoción de minerales, ya que el caparazón de crustáceos contiene grandes cantidades de proteínas y de carbonato de calcio, y estas moléculas envuelven las microfibrillas de quitina (Isla y Boone, 2016).

Tabla 8. Caracterización de los biopolímeros purificados

Sin Tratamiento Quitina Cruda % Proteínas residuales	Tratamiento después de desmineralizar	Concentración (M)	% Desproteínización
20.48	NaOH 5 h	0.2	69.12 ± 0.018
	NaOH 24 h	0.2	81.82 ± 0.038
	NaOH 5 h	0.5	92.53 ± 0.02
	NaOH 24 h	0.5	97.01 ± 0.078
	NaOH 5 h	1	93.34 ± 0.1
	NaOH 24 h	1	97.17 ± 0.45

En cuanto a los resultados obtenidos se procedió a analizarlos mediante análisis estadístico ANOVA de un factor para probar la hipótesis nula (H_0) de que tres o más medias poblacionales son iguales frente a la hipótesis alternativa (H_a) de que al menos una de las medias es diferente y una prueba de tukey que permite discernir si los resultados obtenidos son significativamente diferentes o no. (Ver anexo A)

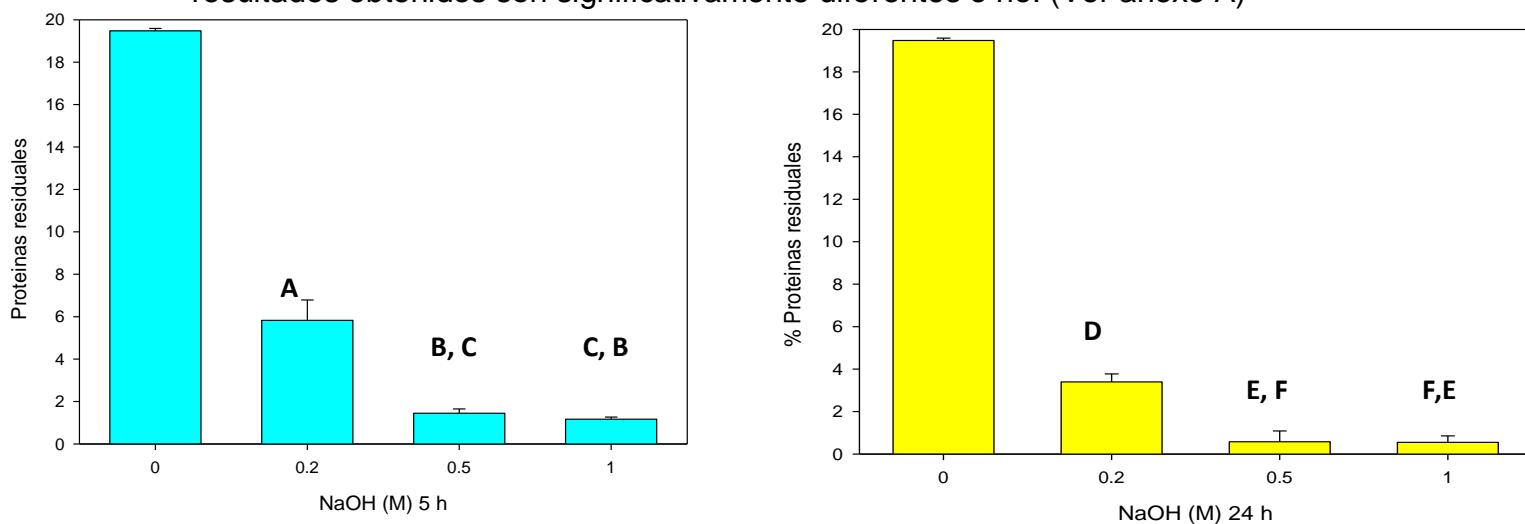


Fig. 5 Efecto de los tratamientos con NaOH sobre la eliminación de proteínas de la quitina del ensilaje de camarón durante 1 hora y 24 horas. Los histogramas con la misma letra no son significativamente diferentes ($P < 0.05$) entre tratamientos con diferente concentración de hidróxido de sodio.

Como se muestra en los histogramas (Fig. 5) no hay diferencia significativa entre concentraciones entre grupos de NaOH y tiempo de 5 h, con concentraciones con NaOH y tiempo de 24 h respectivamente, en cuanto a diferencias entre tratamientos no hay diferencia significativa de tratar con NaOH 0.5 M 5 h y tratar con ácido 1 M por 5 h y entre concentración de 0.5 M a 24 h y 1 M a 24 h no hay diferencia significativa por lo que nos conviene el tratamiento con NaOH 0.5 M a 24 h por lo que tratar la muestra con 0.5 M durante 24 h sería el mejor tratamiento a utilizar para la remoción de minerales, ya que el caparazón de crustáceos contiene grandes cantidades de proteínas y de carbonato de calcio, y estas moléculas envuelven las microfibrillas de quitina (Isla y Boone, 2016).

Posteriormente la quitina fue tratada utilizando la mejor concentración tanto de HCl y de NaOH logrando tener las mejores condiciones posibles tanto de porcentaje de humedad, cenizas y proteína residual de la quitina cruda, se obtuvo el mayor porcentaje de desproteínización y desmineralización logrando remover el 98.16 % de minerales y el 97.16% de proteínas residuales respectivamente, ya que la quitina cruda contenía 12.96 % de minerales y 19.48 % de proteínas (Tabla 9).

Tabla 9. Caracterización de los biopolímeros purificados

Material	Humedad (%)	D _M (%)	D _P (%)
Quitina Cruda	15 ± 0.16	ND	ND
Quitina Purificada	3.7 ± 0.55	98.16 ± 0.10	97.16 ± 0.078

Los resultados son promedio de las repeticiones (n=3) y su error estándar.

El método de purificación de quitina (desmineralización y desproteínización) lograron remover eficientemente el 98.16% (Tabla 5) de los minerales contenidos compuestos principalmente por CaCO₃ a través de un tratamiento con HCl 0.5 N por 24 horas, ya que este fue descompuesto a sales de calcio solubles en agua con liberación de CO₂ (Younes & Rinaudo, 2015); por otro lado, se logró un remover el 97.16 % (Tabla 7) de la proteína contenida en CH-C a través de un tratamiento con NaOH 0.5 N por 24 horas.

8.1.1 Determinación del peso molecular (PM), DA de los biopolímeros obtenidos y contenido de solubles

Se determinó el PM de quitina y de las muestras desacetiladas las cuales fueron obtenidas mediante viscosidad intrínseca, al igual que el DA por RMN H⁺. En el caso de la quitina parcialmente desacetilada se obtuvo un PM de 208.3 kDa mientras que otra muestra derivada de la quitina obtenida y desacetilada el pM se redujo a 103.4 kDa, lo cual indica que durante el proceso hubo depolimerización. De acuerdo con lo reportado por Pacheco et al., (2011), es posible minimizar el grado de depolimerización mediante fermentación ácido-láctica (FAL) preservando así los valores de viscosidad y, por lo tanto, el PM del biopolímero; en cuanto al DA obtenido fue del 67.5 % lo cual nos indica que la desacetilación fue parcial. Esto fue atribuido al proceso de desacetilación homogénea y a que el tamaño de la partícula tamizada se encontraba en 1 cm el cual paso por (malla no. 30) favoreciendo la depolimerización en la etapa de purificación, lo cual nos indica que se conservó el 67.5 % de los grupos acetilo, los cuales juegan un papel importante en la estabilidad de emulsiones tipo Pickering, el resto de los grupos acetilos que se encontraban originalmente fueron removidos obteniendo un 32.5 % de grupos aminos disponibles para ser protonados en presencia de ácidos orgánicos (Tabla 10).

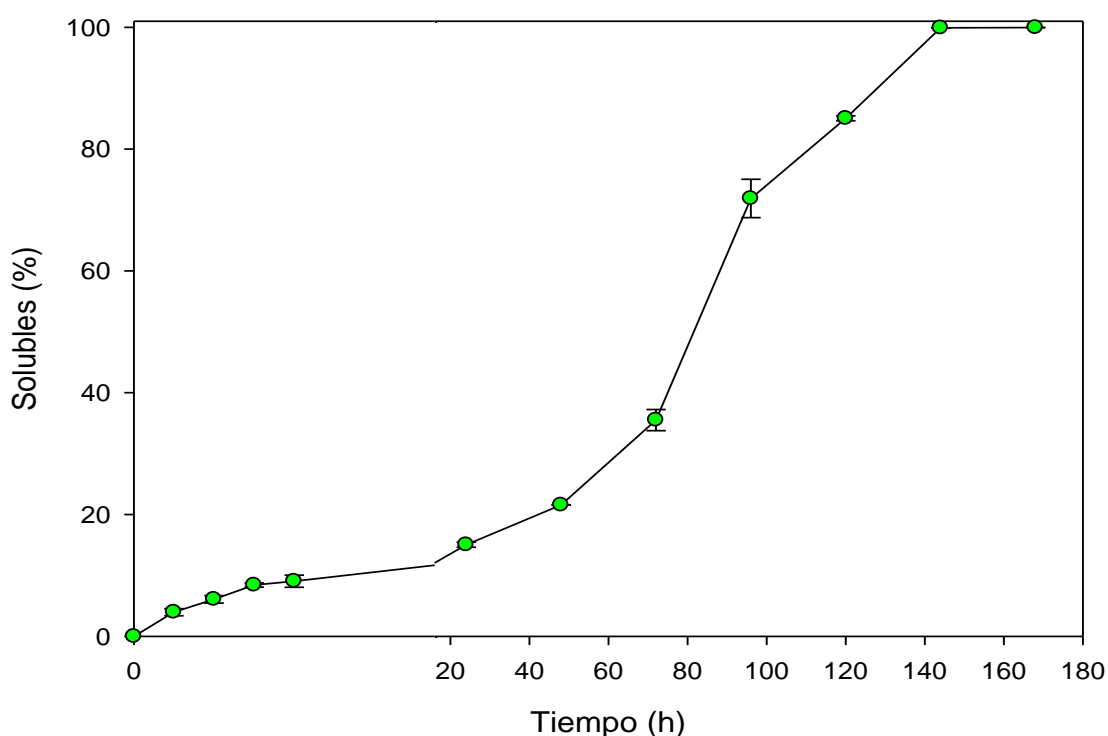
Tabla 10. Caracterización de los biopolímeros purificados

Material	Humedad (%)	Desmineralización (%)	Desproteización (%)	pM (kDa)	DA (%)	Contenido Soluble
Quitina Obtenida	6.80 ± 0.4	98.16 ± 0.10	97.01 ± 0.078	ND	ND	ND
Quitina parcialmente desacetilada 24 h	5.40 ± 0.27	ND	ND	208.5	67.5	13.2
Quitina parcialmente desacetilada 120 h	4.20 ± 0.15	ND	ND	103.4	47.5	61.58

Los resultados son promedio de las repeticiones (n=2) y su error estándar.

La desacetilación homogénea sobre el porcentaje de solubles de quitina pasado previamente por malla 30, y con tamaño de partícula aproximado de entre 0.5-1 cm de diámetro, fueron realizados empleando NaOH a una concentración del 50% (Hernández-Romero 2004). En dichos reportes, a una concentración de álcali del 50% a las 144h de desacetilación, se observó un incremento gradual de la solubilidad, hasta 50% y 30% para quitinas con tamaño reducido y en hojuela respectivamente. La

disminución del peso molecular en quitinas desacetiladas ha sido reportada en procesos heterogéneos. Autores como Lusena y Rose (1953) y Bough y Wu (1978) encontraron que la desacetilación aumenta con la temperatura y la concentración de álcali, pero reduce el peso molecular y se alcanzan grados de desacetilación altos en tiempos cortos, como el 68% en 1 hora. Debido al aumento en la solubilidad con tamaño de partícula reducido, además del NaOH que no reacciona, se efectuaron experimentos con muestras pequeñas empleando una concentración de álcali menor de 30%, tanto para disminuir la solubilidad en soluciones ácidas diluidas hasta obtener un 100 % de solubles, como para tener un control con el tiempo de desacetilación ya que esto favorecería a obtener una quitina parcialmente desacetilada y el tiempo adecuado para tener un lote mayor con las condiciones de desacetilación deseadas y favorecer a la estabilidad de las emulsiones tipo Pickering (Grafica 6).



Grafica 6. Evaluación de la solubilidad en ácido acético 0.1M a 25°C de quitina parcialmente desacetilada con tamaño de partícula reducido de entre 1 y 0.5 μ m de diámetro, desacetilada homogéneamente con álcali al 30%(w/v).

Se esperaba que un tamaño de partícula menor aumentara la reactividad y solubilidad del polímero, pero no se encontró una diferencia significativa. Esto puede deberse a la estructura del polímero, como el empaquetamiento denso de las cadenas y puentes de hidrógeno, o a la presencia de grupos acetilo remanentes. A tiempos prolongados de desacetilación, el álcali puede actuar sobre regiones cristalinas expuestas, formando geles y películas gruesas (Shigemasa et al., 1994).

8.1.2 Caracterización de espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

El espectro de quitina (Fig. 7) mostro bandas nítidas a 3434 cm^{-1} (vibración de estiramiento del grupo O-H, interacciones intermoleculares de hidrógeno) y 3254 cm^{-1} (vibración NH). La posición exacta de la banda de vibración O-H depende de la fuerza del enlace de hidrógeno. La nitidez de estas bandas se puede atribuir a la concentración y la conformación molecular ordenada de las cadenas de polisacáridos (Sócrates, 2001) y también pueden corresponder a señales propias del agua. En el espectro del quitosano, esas bandas aparecen como un cambio a números de onda más bajos (3363 cm^{-1}), lo que podría asignarse a la presencia de enlaces de hidrógeno intramoleculares adicionales (Sócrates, 2001).

Palpandi et., al (2009) informo resultados similares para quitina y quitosano preparados a partir del exoesqueleto y opérculo de gasterópodos de manglar *Nerita crepidularia*. La banda de amida I parece dividirse en dos señales en el espectro de quitina a 1654 y 1617 cm^{-1} . Según Var (2006), la aparición de esta doble banda es típica del alomorfo α -quitina en la estructura cristalina. La forma α -quitina se caracteriza por la fuerte adhesión entre las láminas de la estructura cristalina de quitina debido a los enlaces de hidrógeno (Argüelles et al., 2004). Este resultado sugiere que la quitina aislada del camarón tiene principalmente este alomorfo. Asimismo, se observa la banda de amida II a 1564 cm^{-1} . Por otro lado, el espectro del quitosano muestra bandas fuertes típicas a 1644 cm^{-1} (amida I, vibración de estiramiento del grupo C=O), a 1564 cm^{-1} (amida II, movimiento de flexión N-H) y, a 1075 y 1028 cm^{-1} debido a la vibración esquelética del anillo de piranosa (Pastor, 2004; Sócrates G, 2001).

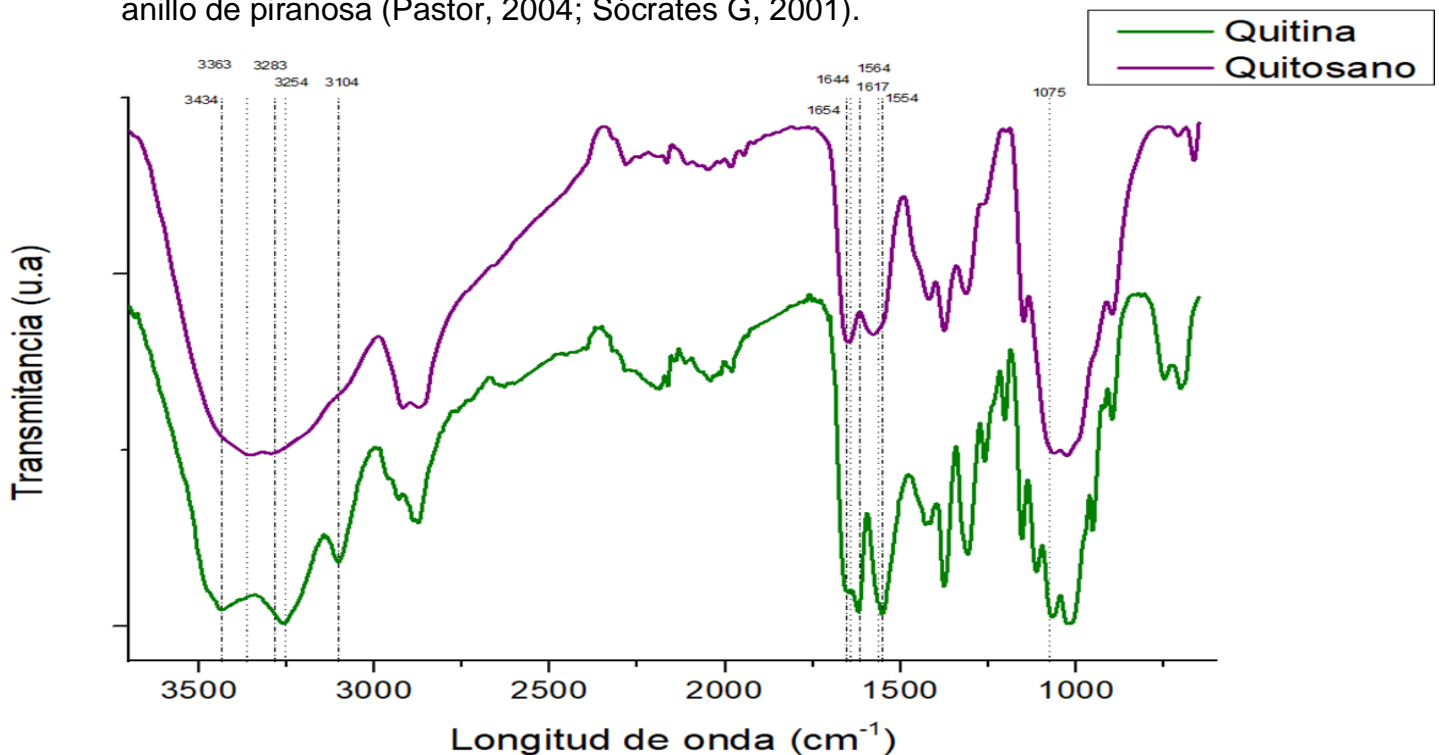


Fig. 7 Espectros FTIR de la quitina utilizada y quitosano como referencia.

8.1.3 Caracterización de espectroscopia por resonancia magnética nuclear (RMN)

En cuanto a la espectroscopia de $^1\text{H-NMR}$ de alta resolución para determinar la estructura molecular de la muestra de quitina (Fig 8). El espectro mostro cambios químicos para los protones correspondientes a la unidad molecular de N-acetilglucosamina a 2,00 ppm (H-acetilo) y 4,51 ppm (H-1). Además, la resonancia atribuida al residuo de N-glucosamina se observó en 3,10 ppm (H-2), y los picos correspondientes a los protones H-2/H-6 se localizaron entre 3,5 y 3,83 ppm (Rinaudo, 2006; Vårum et al., 1991).

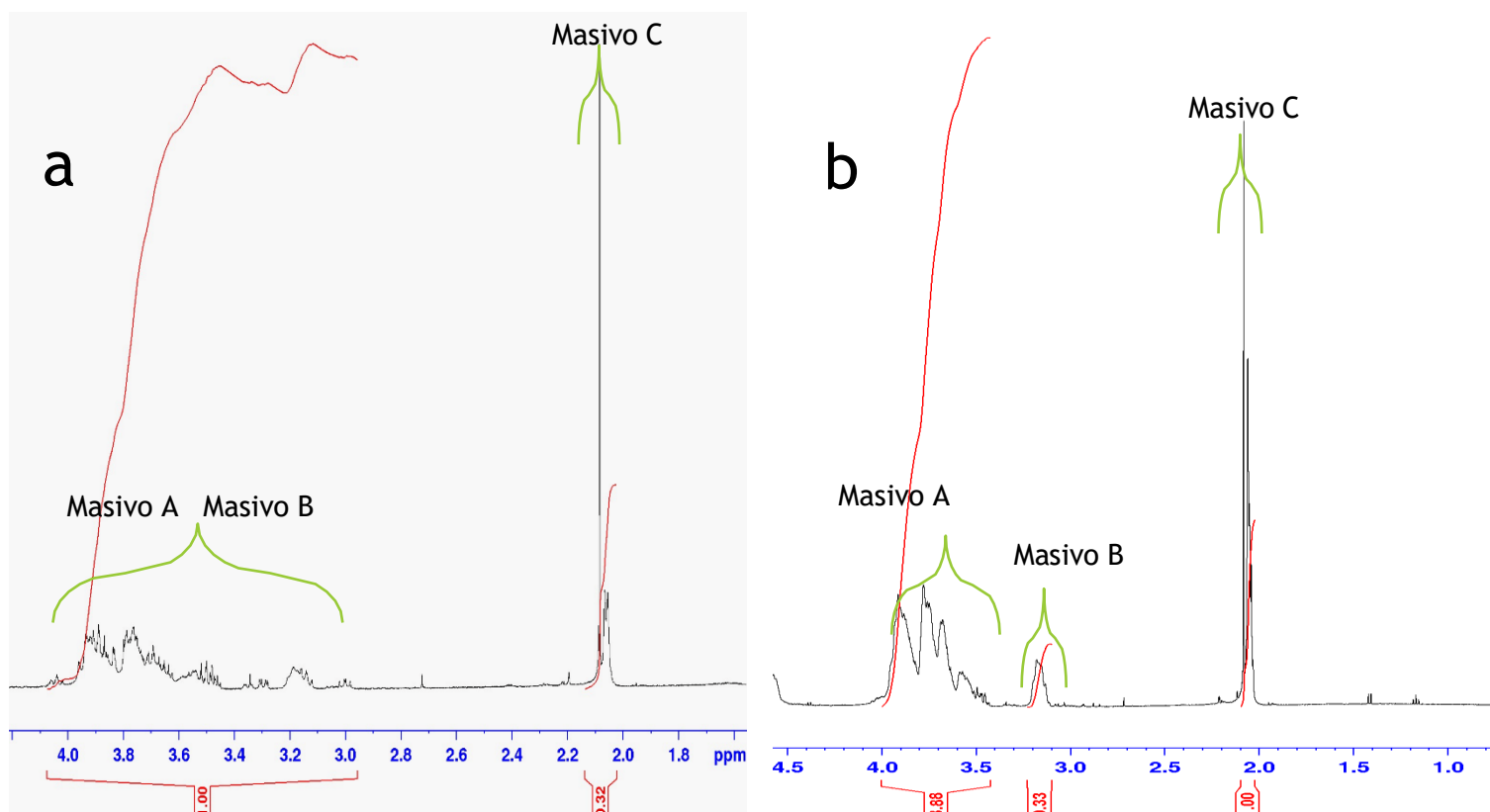
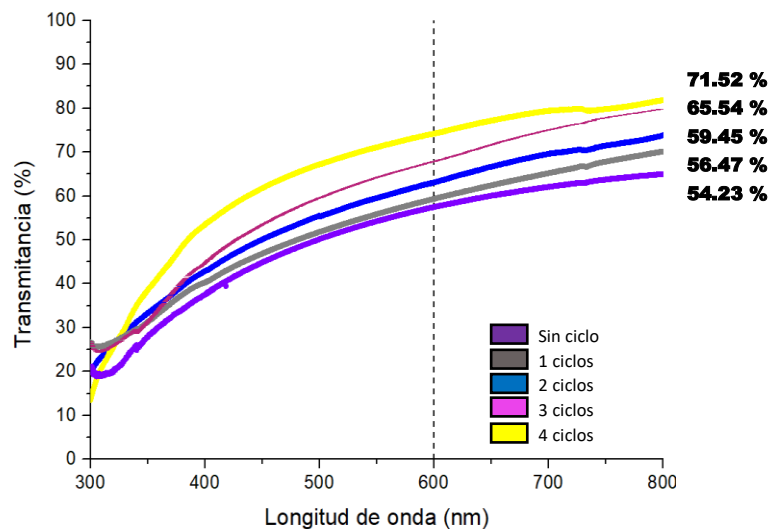
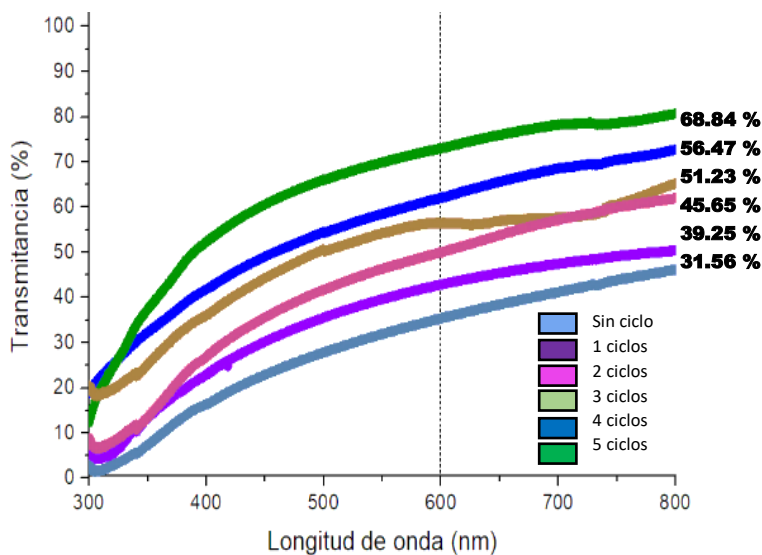


Fig. 8 Espectros de $^1\text{H-NMR}$ para quitina (a) 24 h y quitina (b) 120 h, disuelto en DCI /D2O (pH~4), analizado a 400 MHz, 25 °C, a una concentración de 8 mg mL⁻¹.

8.2 Determinación de porcentaje de transmitancia

8.2.1 Obtención de material fibrilado a base de quitina PDFC y PDFCQ por método mecánico

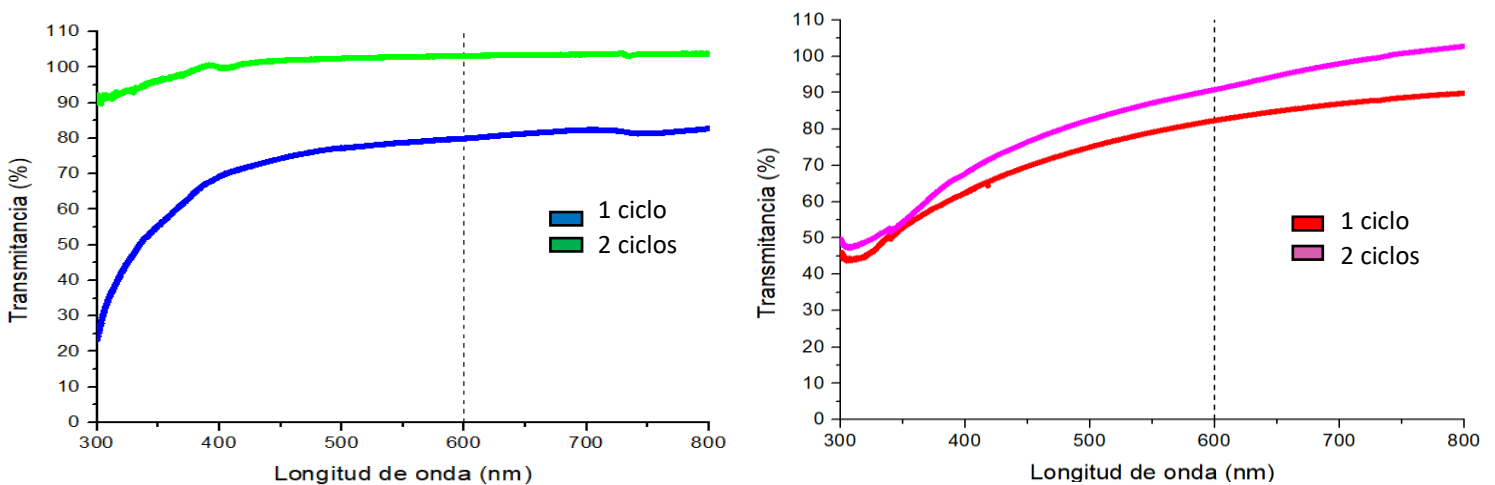
En cuanto al porcentaje de Transmitancia se obtuvo (%T) a 600nm (Grafica 9); donde la quitina (PDFC) sin fibrilar presentó una T de 31.56 % después de tener una agitación previa de 15 horas disuelta en ácido acético al 0.5 %, esta quitina fue pasada por diferentes ciclos por un tratamiento mecánico donde se observa que al pasar 5 ciclos se alcanza un porcentaje de transmitancia estacionario de 68.84 % donde, está ya no hubo diferencia significativa, en cuanto a la quitina (PDFCQ) tenemos un porcentaje sin fibrilar con una agitación previa de 15 horas de 54.23 % y al pasar por 4 ciclos ya no hubo diferencia alcanzando un porcentaje de 71.52 %, en ambos casos tenemos que la reducción del diámetro de las fibras fue efectiva ya que a menor diámetro la transmitancia aumenta. Lo que quiere decir que para la reducción de tamaños Ifuku et al (2013), explican que la protonación de los grupos amino de la quitina a pH 3 facilita la formación de fibras y mantienen un estado de dispersión estable mediante repulsiones electrostáticas entre las nanofibrillas de la quitina con superficies catiónicas.



Grafica 9. Transmitancia (T) de las suspensiones con quitina (PDFC Y PDFCQ) sin fibrilar y durante los diferentes ciclos, determinado por UV-vis 300 a 800 nm, el porcentaje de T.

8.2.2 Obtención de material fibrilado a base de quitina PDFC y PDFCQ por método de homogeneizador tipo Gaulin

Se obtuvo material fibrilado por el tratamiento mecánico después este fue pasado la solución de quitina por un homogeneizador tipo Gaulin por dos ciclos los cuales se muestran en la (Grafica 10) donde también se determinó el porcentaje de (%T) a 600nm donde la quitina (PDFC) en el primer ciclo presentó una T de 79.91 % y alcanzó una T de 103.205 % en dos ciclos donde ya no hubo cambios significativos, en cuanto a PDFCQ empezó con un ciclo con una T de 75.21 % y después de dos ciclos alcanzó un porcentaje de 85.74 % esto pudo deberse a que este tiene un grado de desacetilación el cual se convierte en quitosano y es soluble por lo que la transmitancia suele disminuir a medida que aumenta la concentración, ya que las partículas en solución pueden dispersar la luz lo que pudo verse como lo reporta Nakagawa, et. al. (2013) donde mencionan también que las quitinas tratadas para reducción de tamaño presentan cambios en la zona de alrededor de 1600 cm^{-1} en los espectros de FTIR, mostrándose una mayor intensidad en esta banda conforme disminuye el tamaño de partícula la cual es apreciable en la figura 10.

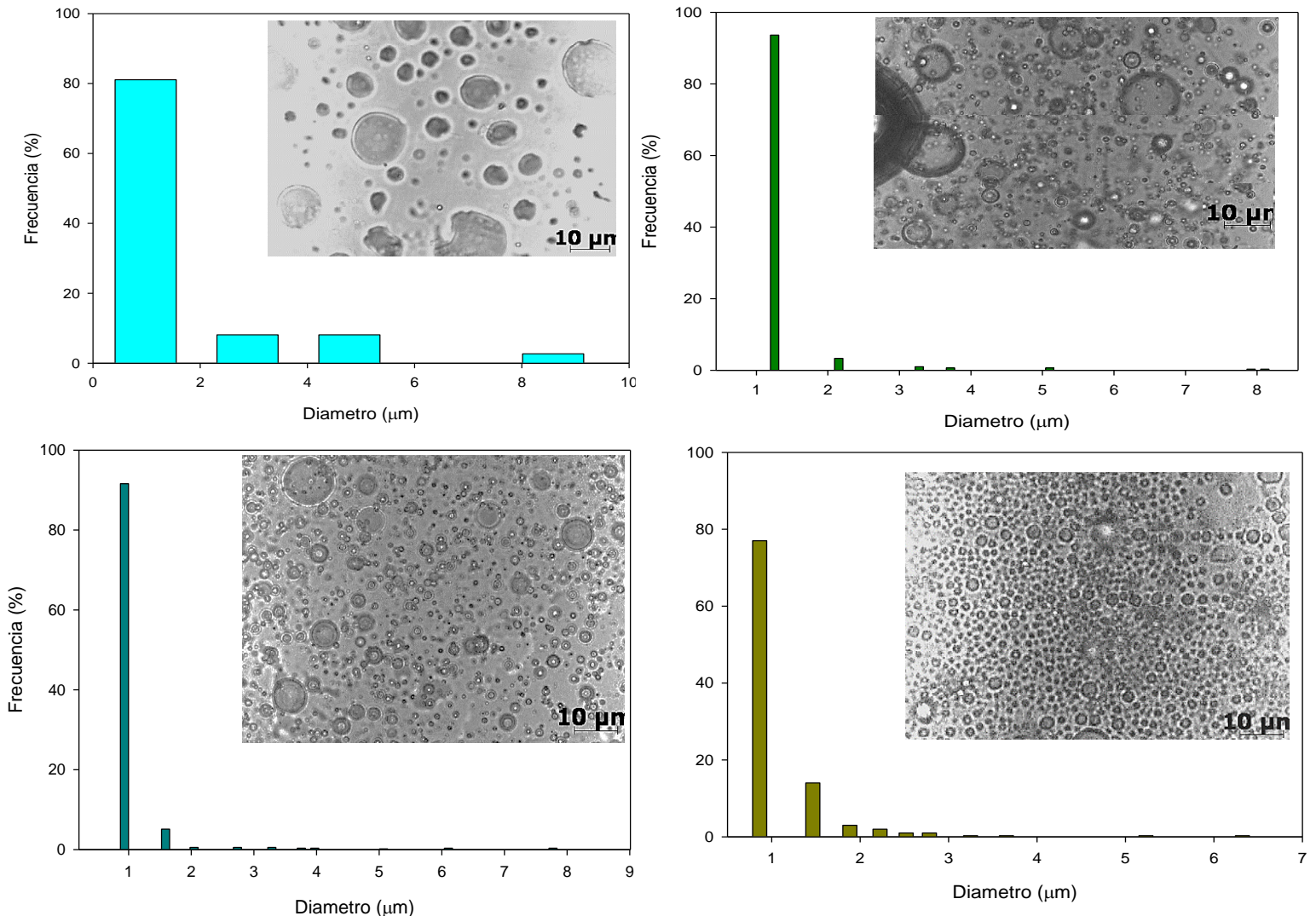


Grafica 10. Transmitancia (T) de las suspensiones con quitina (PDFC Y PDFCQ) fibrilado y durante los diferentes ciclos, determinado por UV-vis 300 a 800 nm, el % T.

8.3 Caracterización de las emulsiones tipo Pickering

8.3.1 Determinación del tamaño del microencapsulados de las emulsiones

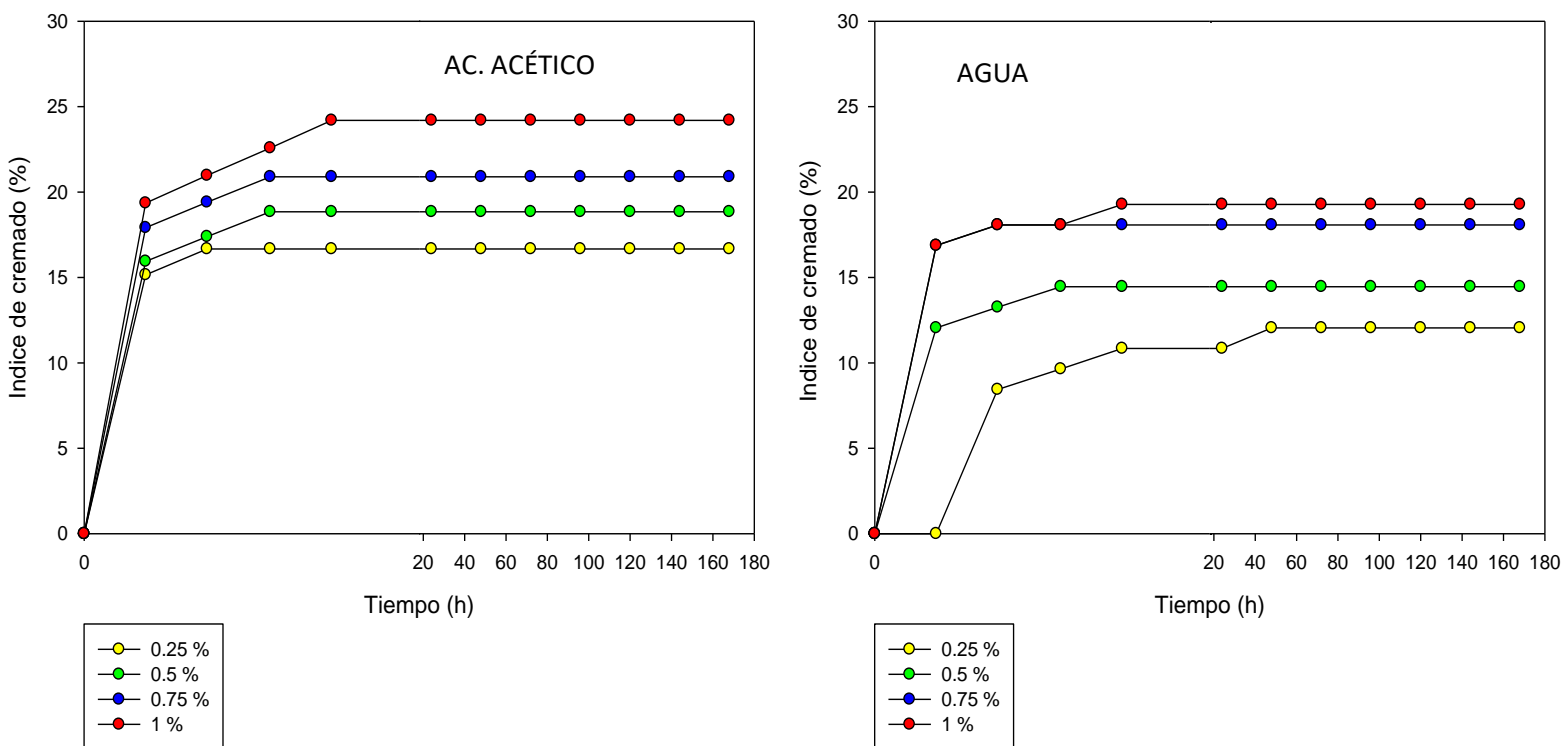
Las emulsiones estabilizadas con nanofibrillas de quitina con NF, observadas al microscopio óptico. Se observaron micro encapsulados esféricos, delimitados por una barrera oscura, de superficie suave como se muestra en la (Grafica 11). Se realizó un análisis de distribución (frecuencia) de los tamaños de los microencapsulados, donde se observó que a mayor concentración de nf la variación del tamaño de los diámetros aumentó siendo la concentración 1 % la con mayor variación de diámetros, mientras que al 0.25, y 0.5 % presentaron la misma variación de diámetros, con esto también se observaron microencapsulados de diámetro mayor en comparación con el resto de las concentraciones de nanofibrillas. Para estabilizar gotas de emulsiones del tamaño de micras, las partículas sólidas deben de ser al menos un orden de magnitud más pequeño. Por lo tanto, es esencialmente relevante reducir las dimensiones de las partículas nativas como quitina (Xiao, Li, & Huang, 2016). En cuanto a la polidispersidad tenemos que a mayor concentración hubo una mayor polidispersidad lo que nos indica que es menos estable.



Grafica 11. Imágenes de los microencapsulados con los tipos de concentraciones de nanofibrillas de quitina escala de barra 10 μm . Los resultados fueron tomados por el promedio del tamaño de los encapsulados.

8.3.2 Determinación de índice de cremado de las emulsiones

Se observó un menor porcentaje de cremado al 0.25% de nanofibrillas de quitina dispersadas en agua, y que el cremado aumento a medida que la concentración aumentaba también se observó que al 1 % presentó mayor porcentaje de cremado (Grafica 12). En cuanto a las emulsiones dispersadas en ácido acético en comparación con las dispersadas en agua fue observado un aumento del índice de cremado (IC) a medida que aumentaba la concentración de NF, sin embargo, las emulsiones dispersadas en agua presentaron menor IC las dispersadas con agua (Grafica 12). McClements (2005), el pH puede afectar la estabilidad de emulsiones aceite-en-agua, ya que un pH alto puede mejorar la estabilidad de la emulsión las partículas pueden repelerse entre sí debido a que las partículas de la emulsión pueden adquirir una carga eléctrica negativa, y mejorar la estabilidad de la emulsión de lo contrario si el pH es bajo, las partículas pueden tener una carga positiva afectando las cargas.



Grafica 12. Efecto de la concentración de nanofibrillas de quitina sobre la distribución del tamaño de los microencapsulados variando las concentraciones de NF.

8.3.3 Determinación de la eficiencia del encapsulado y porcentaje de aceite en cremado

La estabilidad se evaluó para predecir su comportamiento a largo plazo de una emulsión a través del método acelerado. En esta prueba se determinó la eficiencia del encapsulado en el cual se centrifugo las muestras, y se pudo observar la capacidad de la emulsión para encapsular y proteger adecuadamente el aceite en su interior en cuanto a la concentración de 0.25% resulto ser la con mayor eficiencia de encapsulado en ambos casos, y la concentración de 1% en ambos casos resulto con la menor eficiencia de la misma sin embargo, en las demás concentraciones se observa que a medida que aumenta la concentración de nanofibrillas la eficiencia de encapsulado es menor como se ve en la tabla 11 y 12 sin en cambio sí hay diferencia entre usar ácido acético y agua, donde la mejor eficiencia de encapsulado fue obtenido con la dispersada en agua en concentración de 0.25%. Esto pudo deberse a la influencia del pH, este efecto fue observado por Martins et al. (2015), donde observo que el tipo de material encapsulante utilizado puede afectar la eficiencia de encapsulado, así como también el tamaño de partícula del material encapsulado y factores como son las condiciones de proceso, como la temperatura y la presión.

Tabla 11. Eficiencia de encapsulado de emulsiones dispersadas en ácido acético 0.5%

Concentración (%)	Volumen de la emulsión (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	EE (%)	
1	34.29 ± 0.07	4.58 ± 0.44	11.89 ± 0.7	a
0.75	34.45 ± 0.14	5.72 ± 0.7	15.14 ± 0.43	b,c,d
0.5	37.3 ± 0.13	6.29 ± 0.6	15.52 ± 0.68	c,b,d
0.25	38.3 ± 0.08	6.87 ± 0.7	16.62 ± 0.35	d,b,c

Tabla 12. Eficiencia de encapsulado de emulsiones dispersadas en agua.

Concentración (%)	Volumen de la emulsión (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	EE (%)	
1	12.08 ± 0.07	1.23 ± 0.01	10.05 ± 0.49	a
0.75	12.16 ± 0.01	1.84 ± 0.09	14.97 ± 0.38	b,c
0.5	12.39 ± 0.14	1.92 ± 0.28	15.29 ± 0.21	c,b
0.25	12.08 ± 0.04	2.5 ± 0.13	19.81 ± 0.07	d

Los resultados son promedio de las repeticiones (n=2) y su error estándar.

Para la determinación del aceite en la parte del cremado se refiere a la separación del aceite de la emulsión donde se forma una capa oleosa en la superficie, en cuanto a la concentración de 0.25% resulto ser el tener el menor porcentaje en ambos casos, y la concentración de 1% en ambos casos resulto con el mayor porcentaje, sin embargo en las demás concentraciones se ve que a medida que aumento la concentración de nanofibrillas el aceite en la parte cremada es mayor como se ve en la tabla 13 y 14 por lo que sí hay diferencia entre usar ácido acético y agua, donde el mejor porcentaje obtenido fue obtenido con la dispersada en agua en concentración de 0.25%. Según Choe et al. (2015), este fenómeno pudo deberse a que el aceite en la parte cremada pudo oxidarse, lo que puede llevar a la formación de compuestos indeseables y afecto la estabilidad del producto también el tipo de aceite utilizado puede afectar la cantidad de aceite que se absorbe en la parte cremada lo que puede proporcionar un medio para el crecimiento de microorganismos, lo que puede afectar la seguridad del producto (Yoon et al., 2017).

Tabla 13. Porcentaje de aceite en la parte cremada de emulsiones dispersadas en ácido acético 0.5%.

Concentración (%)	Volumen del aceite (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	AC (%)	
1	4.18 ± 0.15	4.58 ± 0.33	91.26 ± 0.55	a
0.75	4 ± 0.08	5.72 ± 0.42	69.93 ± 0.75	b
0.5	3.43 ± 0.25	6.29 ± 0.27	54.53 ± 0.76	c
0.25	2.86 ± 0.21	6.87 ± 0.26	41.63 ± 0.16	d

Tabla 14. Porcentaje de aceite en la parte cremada de emulsiones dispersadas en agua.

Concentración (%)	Volumen del aceite (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	AC (%)	
1	0.61 ± 0.14	1.23 ± 0.23	49.59 ± 0.35	a
0.75	0.60 ± 0.28	1.84 ± 0.42	32.6 ± 0.56	b
0.5	0.53 ± 0.14	1.92 ± 0.33	27.6 ± 0.21	c
0.25	0.42 ± 0.04	2.5 ± 0.70	16.8 ± 0.14	d

Los resultados son promedio de las repeticiones (n=2) y su error estándar.

8.4 Efecto de tipo de fase continua para la formulación de emulsiones

El efecto del tipo de fase continua en las emulsiones puede ser significativo. El agua puede contener diferentes minerales y compuestos que afectan la estabilidad y la apariencia de las emulsiones. Por ejemplo, el contenido de minerales en el agua puede influir en la viscosidad, la estabilidad y la vida útil de una emulsión.

Los minerales pueden interactuar con la estabilidad de las emulsiones de varias maneras, dependiendo de su naturaleza y concentración. Algunos minerales ver (tabla 15) pueden actuar como electrolitos, lo que significa que pueden afectar la carga eléctrica en la interfaz aceite-agua de la emulsión. Esta interacción influye en la repulsión o atracción entre las gotas de aceite y agua, lo que a su vez puede afectar la estabilidad de la emulsión. Además, ciertos minerales pueden formar complejos con los emulsionantes presentes en la formulación, lo que puede alterar su capacidad para estabilizar la emulsión. Por ejemplo, la formación de complejos entre iones metálicos y emulsionantes aniónicos o catiónicos puede afectar las propiedades de superficie de los emulsionantes, lo que a su vez impacta en la estabilidad de la emulsión algunos minerales.

Además, el pH del agua también pudo desempeñar un papel importante en la formación y estabilidad de las emulsiones. Dependiendo del uso final de la emulsión, es importante considerar el tipo de agua que se utiliza y cómo puede afectar las propiedades deseadas del producto final. El pH ideal para la formulación de emulsiones puede variar dependiendo del tipo específico de emulsión y de los componentes utilizados en la formulación. Sin embargo, en general, un rango de pH cercano al punto isoeléctrico de los emulsionantes utilizados tiende a favorecer la estabilidad de la emulsión (Albers et al., 2020).

El punto isoeléctrico es el pH al cual la carga neta de las moléculas de emulsionante es cero, lo que puede minimizar la repulsión entre las gotas de aceite y agua, favoreciendo la estabilidad de la emulsión. Este punto puede variar dependiendo del emulsionante utilizado. En muchos casos, un rango de pH entre 5 y 7 se considera adecuado para muchas emulsiones cosméticas y alimenticias, ya que este rango suele ser compatible con la piel y con muchos ingredientes alimenticios, y además favorece la estabilidad de la emulsión (Bourrel et al., 1988).

Es importante tener en cuenta que el pH ideal puede variar según los ingredientes específicos utilizados en la formulación, por lo que es recomendable realizar pruebas y ajustes para determinar el pH óptimo para cada emulsión en particular.

Tabla 15. Composición de minerales en distintos tipos de fase continua

Fase continua	Composición de minerales por mg/L
Agua purificada	<ul style="list-style-type: none"> • Cobre: 1,0 mg/L • Cromo: 0,01 mg/L • Manganeso: 0,05 mg/L • Zinc: 3,0 mg/L • Selenio: 0,005 mg/L • Hierro: 0,3 mg/L • Fluoruro: 1,5 mg/L • Magnesio: 125,0 mg/L
Agua llave	<ul style="list-style-type: none"> • Cobre: 2,0 mg/L • Cromo: 0,05 mg/L • Manganeso: 0,1 mg/L • Zinc: 5,0 mg/L • Selenio: 0,01 mg/L • Hierro: 0,3 mg/L • Fluoruro: 2,4 mg/L • Magnesio: 125,0 mg/L
Agua bidestilada	<ul style="list-style-type: none"> • Cobre: 1,0 mg/L • Cromo: 0,01 mg/L • Manganeso: 0,05 mg/L • Zinc: 3,0 mg/L • Selenio: 0,005 mg/L • Hierro: 0,3 mg/L • Fluoruro: 1,5 mg/L • Magnesio: 125,0 mg/L
Agua desionizada	<ul style="list-style-type: none"> • Cobre: 0.1 mg/L • Cromo: 0,001 mg/L • Manganeso: 0,0004 mg/L • Zinc: 0,0015 mg/L • Selenio: ausente mg/L • Hierro: 0,003 mg/L • Fluoruro: 0.0010 • Magnesio: ausente

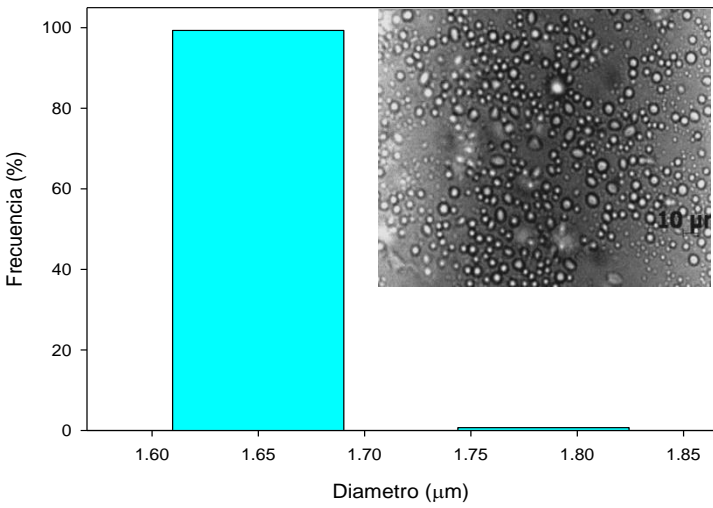
Fuente: Norma Oficial Mexicana para cada tipo de agua (NOM)

8.4.1 Determinación del tamaño de microencapsulados de emulsiones formuladas con diferentes tipos de fases continua

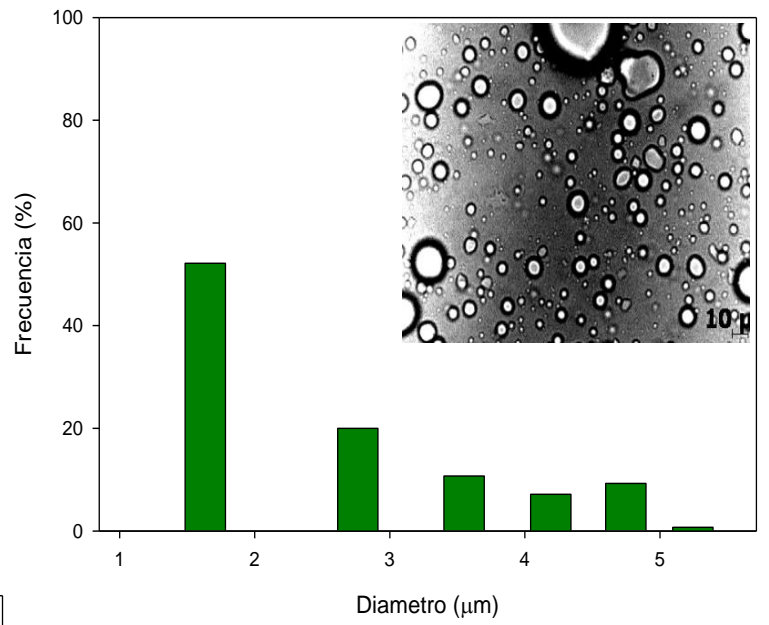
Las emulsiones de nanofibrillas de quitina, fueron observadas al microscopio óptico con las diferentes tipos de fase continua (agua purificada, agua bidestilada, agua desionizada y agua llave). En donde se observó micro encapsulados esféricos, delimitados por una barrera oscura, de superficie suave como se muestra en la (grafica 13), Se realizó un análisis de distribución (frecuencia) de los tamaños de los microencapsulados, donde se observó que a menor concentración de nf la variación del tamaño de los diámetros disminuyo siendo la concentración 0.1 % en agua purificada la con menor dispersidad de diámetros, mientras que al 0.25% con cualquier tipo de fase presentaron la menor variación de diámetros y, con esto también se observaron microencapsulados de diámetro mayor en comparación con el resto de las concentraciones de nanofibrillas. Esto supone que si tiene un impacto la fase continua utilizando algún tipo agua en la emulsión según Myers, (2006) el agua dura puede afectar la estabilidad, ya que los iones de calcio y magnesio pueden interactuar con los emulsionantes y afectar la formación de la emulsión, otro factor fue el contenido de minerales en el agua puede afectar la estabilidad, ya que pueden interactuar con los emulsionantes y afectar la formación de la emulsión Kim, (2018) y otro factor importante es el pH ya que puede afectar la carga eléctrica de las partículas en la emulsión, lo que repercute en la estabilidad de la misma (Shaw, 2017).

Por lo que el tipo de fase continúa adecuada fue el agua purificada ya que cuenta factores como, el pH, el contenido de minerales y la pureza del agua ayudan a obtener una emulsión monodispersa es decir obtener una emulsión en que las gotas de la fase dispersa tienen un tamaño uniforme y están distribuidas de manera uniforme en la fase continua.

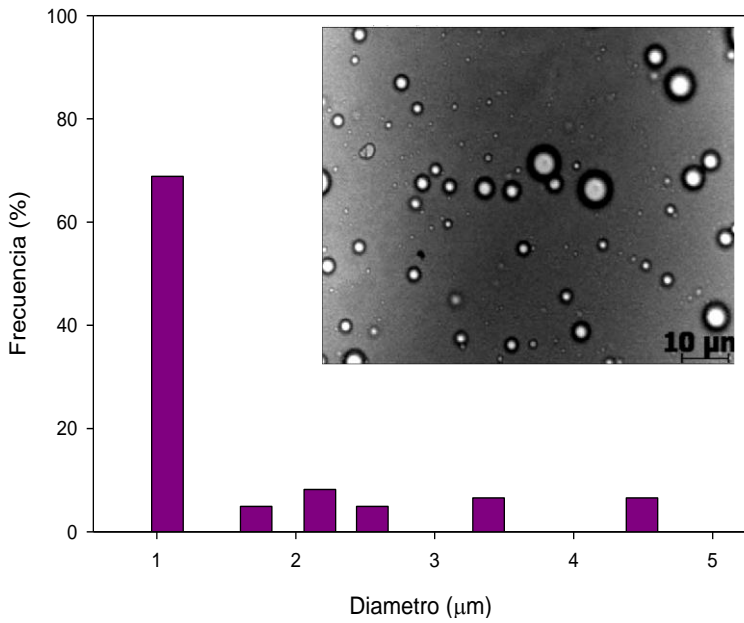
Fase continua (Agua Purificada) 0.25 % Nanofibrillas



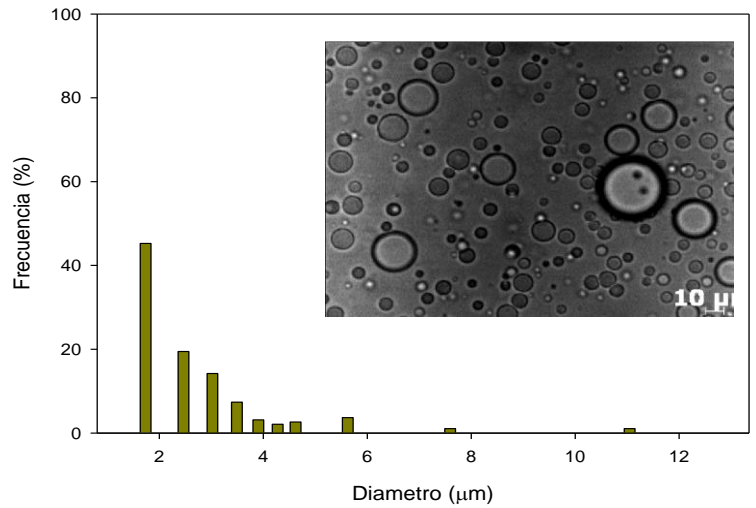
Fase continua (Agua llave) 0.25 % Nanofibrillas



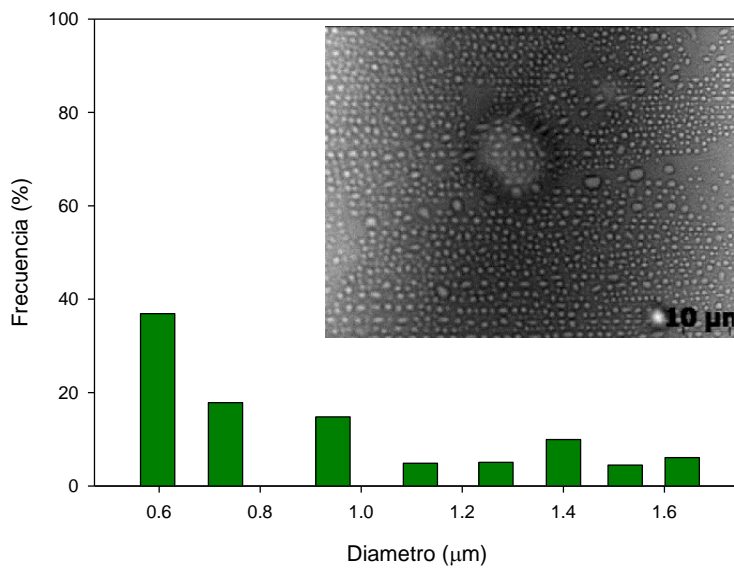
Fase continua (Agua bidestilada) 0.25 % Nanofibrillas



Fase continua (Agua desionizada) 0.25 % Nanofibrillas



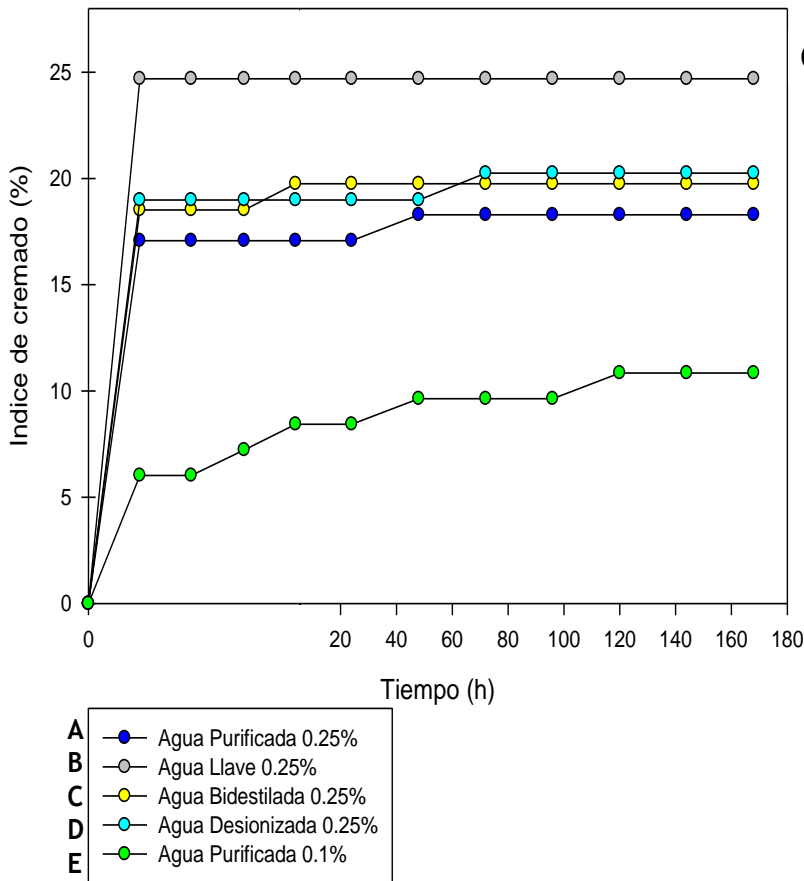
Fase continua (Agua Purificada) 0.1 % Nanofibrillas



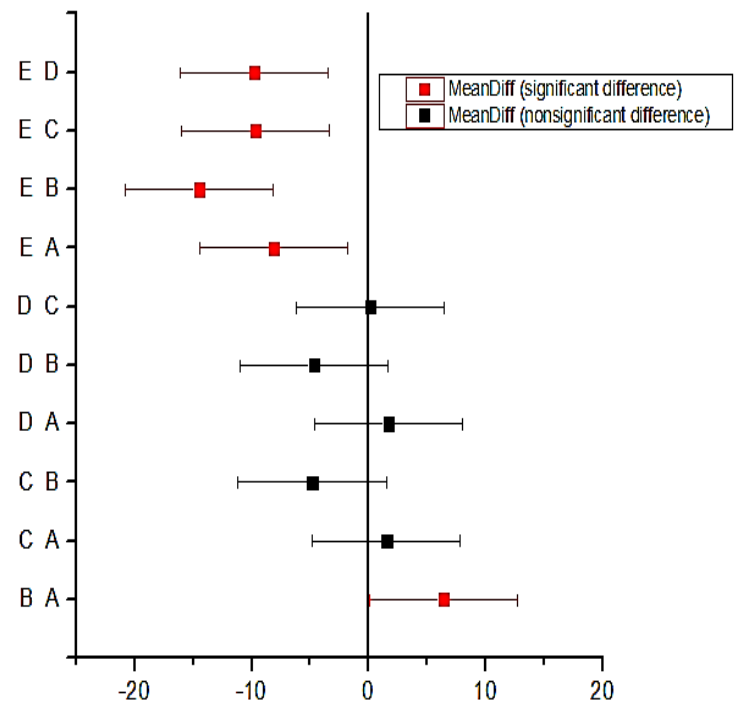
Grafica 13. Imágenes de los microencapsulados con los tipos de concentraciones de nanofibrillas de quitina en diferentes tipos de fase continua escala de barra 10 μm . Los resultados fueron tomados por el promedio del tamaño de los encapsulados.

8.4.2 Determinación de índice de cremado de las emulsiones con diferente tipo de fase continua

Se observó un menor porcentaje de cremado al 0.1% de nanofibrillas de quitina dispersadas en agua purificada con un 10.84 %, y que el cremado aumento en las diferentes tipos de fase continua, así como también se observó que el que tenía mayor porcentaje de cremado era el del agua de la llave y estas no eran significativas entre sí en utilizar cualquier tipo de fase continua con concentración de 0.25% (Grafica 14). Según McClements (2005), el pH puede afectar la estabilidad de emulsiones aceite-en-agua, ya que un pH alto puede mejorar la estabilidad de la emulsión ya que las partículas pueden repelerse entre sí, lo que puede mejorar la estabilidad de la emulsión y de lo contrario si el pH es bajo, las partículas pueden tener una carga positiva afectando ya que cargas opuestas pueden atraerse y agruparse.



Comparación de medias utilizando la prueba de tukey



Grafica 14. Efecto de la concentración de nanofibrillas de quitina sobre la distribución del tamaño de los microencapsulados variando las concentraciones de NF y tipo de fase continua, las letras corresponden a cada tipo de fase continua donde.

8.4.3 Determinación de la eficiencia del encapsulado y porcentaje de aceite en cremado en diferentes tipos de fase continua

La estabilidad acelerada se evaluó para predecir su comportamiento a largo plazo de una emulsión a través del método acelerado. En esta prueba se determinó la eficiencia del encapsulado las cuales fueron centrifugadas, donde se pudo observar la capacidad de la emulsión para encapsular y proteger adecuadamente el aceite en su interior en cuanto a la concentración de 0.1 % resulto ser la con mayor eficiencia, y la concentración de 0.25% en cualquier tipo de fase resulto con el menor eficiencia, como se ve en la tabla 16 sin en cambio sí hay diferencia entre usar algún tipo de fase, donde la mejor eficiencia de encapsulado fue obtenido con la dispersada en la fase de continua en concentración de 0.1 % en agua purificada.

Tabla 16. Eficiencia de encapsulado de emulsiones dispersadas en diferentes fases continuas.

Concentración	Volumen de la emulsión (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	EE (%)	
0.25 % Agua Purificada	17.11	11.64 ± 0.05	68.28 ± 0.34	a
0.25 % Agua Llave	17.11	9.74 ± 0.17	57.66 ± 1.02	b
0.25 % Agua Bidestilada	17.11	10.73 ± 0.05	62.97 ± 0.34	c,d
0.25 % Agua Desionizada	17.11	10.48 ± 0.04	61.52 ± 0.27	d,c
0.1 % Agua Purificada	17.11	13.012 ± 0.02	76.14 ± 0.13	e

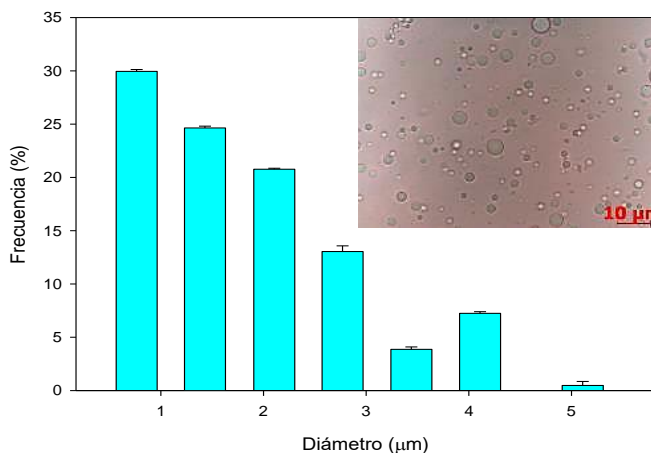
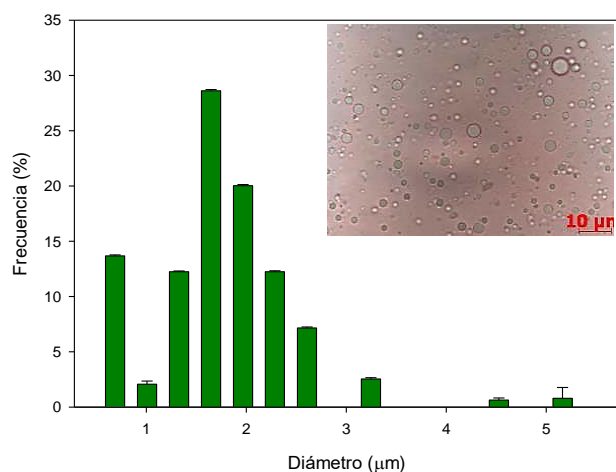
Para la determinación del aceite en la parte del cremado se refiere a la separación del aceite de la emulsión donde se forma una capa oleosa, en cuanto a la concentración de 0.1% resulto ser el tener el menor porcentaje, y la concentración de 0.25 % para cada fase continua resulto con el mayor porcentaje, como se ve en la tabla 17 por lo que sí hay diferencia entre usar algún tipo de fase continua , donde el mejor porcentaje obtenido fue obtenido con la dispersada en la fase continua de agua purificada y con concentración de 0.1%.

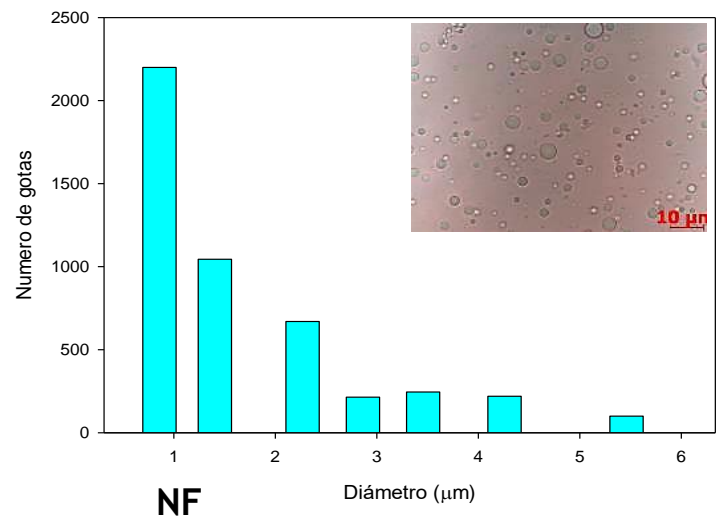
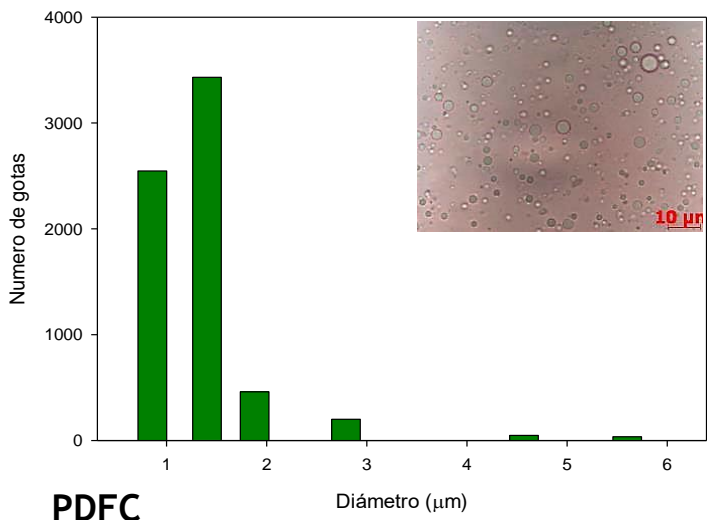
Tabla 17. Porcentaje de aceite en la parte cremada de emulsiones dispersadas en diferentes fases continuas.

Concentración	Volumen del aceite (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	AC (%)	
0.25 % Agua Purificada	0.99 ± 0.035	11.64 ± 0.05	8.69 ± 0.34	a
0.25 % Agua Llave	2.49 ± 0.13	9.74 ± 0.17	25.36 ± 0.56	b
0.25 % Agua Bidestilada	1.15 ± 0.09	10.73 ± 0.05	11.33 ± 0.80	c
0.25 % Agua Desionizada	1.65 ± 0.11	10.48 ± 0.04	16.46 ± 1.3	d
0.1 % Agua Purificada	0.66 ± 0.011	13.012 ± 0.02	5.006 ± 0.08	e

8.5 Caracterización de las emulsiones tipo Pickering diseñadas con NF Y PDFC

Las emulsiones estabilizadas con nanofibrillas de quitina con (NF) y (PDFC) en una concentración de 0.1 % fueron observadas al microscopio óptico. En donde se observaron micro encapsulados esféricos, delimitados por una barrera oscura, de superficie suave como se muestra en la (grafica 15). Se digitalizaron las imágenes de la muestra con los objetivos de 40x y 100x para después medir el diámetro promedio de la gota para eso se visualizaron un total de 50 observaciones, tanto para PDFC y NF, donde se observó que la variación del tamaño de los diámetros es significativamente igual gracias a una prueba de tukey donde presentaron la misma variación de diámetros ambas emulsiones son monodispersas ya que se encuentran diámetros similares, sin embargo, al hacer un análisis de la cantidad de encapsulados podemos encontrar que PDFC encontramos la mayor cantidad de microencapsulados, sin embargo, no fue significativamente diferente.





PDFC

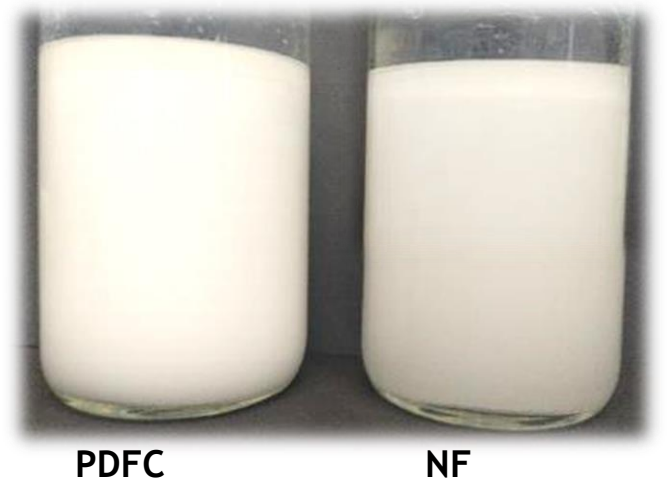
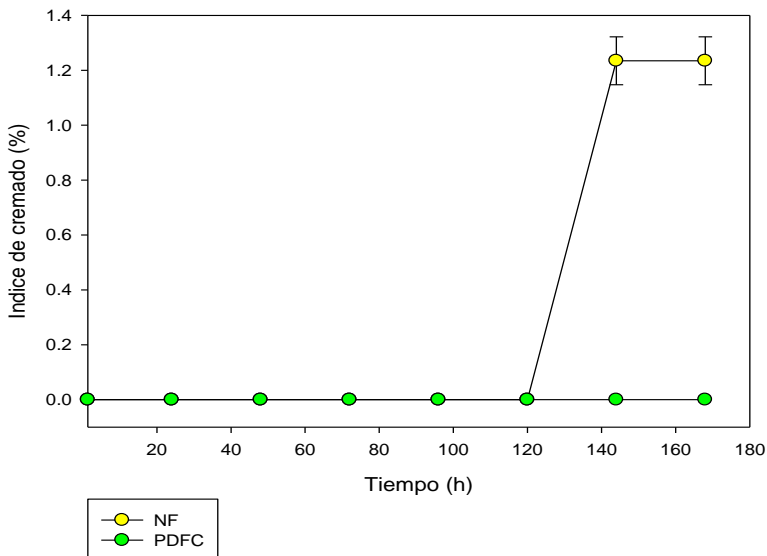
NF

Grafica 15. Imágenes de los microencapsulados con PDFC y NF, así como el número de gotas encontrados a una concentración de 0.1 % de nanofibrillas. Los resultados fueron tomados por el promedio del tamaño de los encapsulados.

Estas diferencias pueden ser a que la quitina tiene una mayor hidrofiliicidad que la quitina parcialmente desacetilada, lo que le permite formar gotas más grandes en emulsiones (Kumar et al., 2018). La desacetilación de la quitina reduce su hidrofiliicidad y aumenta su hidrofobicidad, lo que le permite formar gotas más pequeñas en emulsiones.

8.5.1 Determinación de índice de cremado de las emulsiones con NF y PDFC

Se observó un menor porcentaje de cremado en PDFC de 0 % en comparación con NF que a lo largo de los días se comportó de igual manera que PDFC, pero al día 5 se empezó a observar un ligero cambio donde el porcentaje de cremado fue del 1.3 % sin embargo al hacer la comparación de medias por tukey no eran significativas entre si (Grafica 14).



Grafica 14. Efecto del tipo de nanofibrillas de quitina utilizadas PDFC y NF sobre la distribución del tamaño de los microencapsulados a lo largo de 8 días.

8.5.2 Determinación de la eficiencia del encapsulado y porcentaje de aceite en cremado de PDFC y NF

La estabilidad acelerada se evaluó para predecir su comportamiento a largo plazo de una emulsión a través del método acelerado. En esta prueba se determinó la eficiencia del encapsulado en el cual se centrifugo por 5 min a 4000g, donde se pudo observar la capacidad de la emulsión para encapsular y proteger el aceite en su interior en cuanto a utilizar las nanofibrillas de PDFC resulto obtener la con mayor eficiencia y el menor porcentaje de aceite en la parte cremada como se ve en la tabla 18 y 19 sin en cambio al utilizar NF si ubo una diferencia significativa ya que obtuvimos una eficiencia menor de encapsulado y un porcentaje de aceite en la parte cremada mayor.

Tabla 18. Eficiencia de encapsulado de emulsiones con diferente tipo de Nanofibrilla utilizada PDFC y NF.

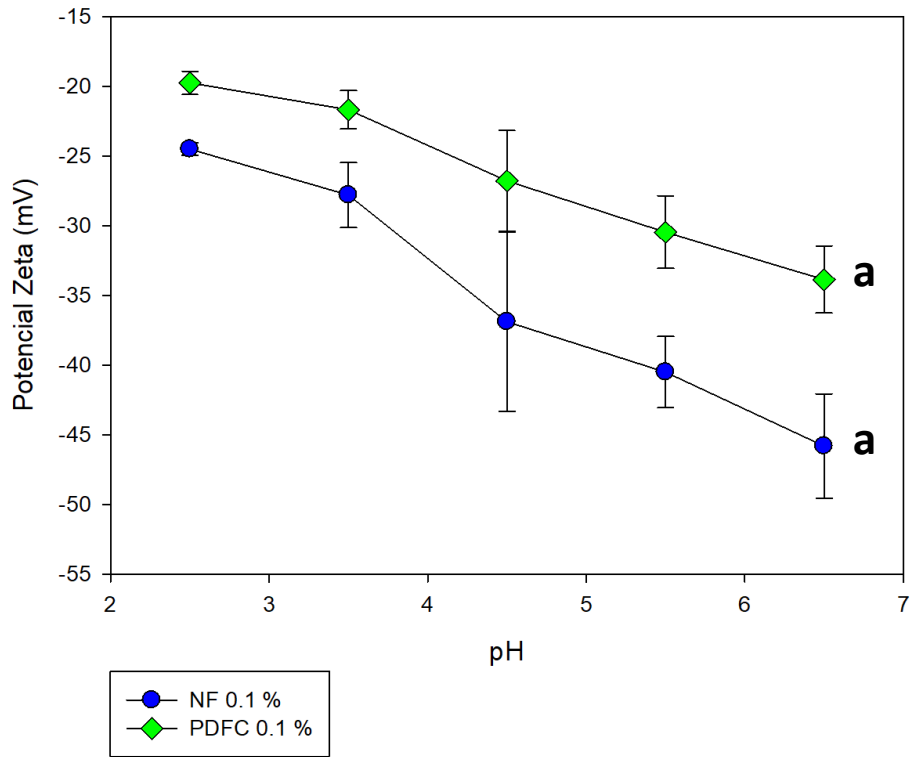
Tipo de Nanofibrilla utilizada	Volumen de la emulsión (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	EE (%)	
PDFC	55.07	46.33 ± 1.08	84.23 ± 1.34	a
NF	50.08	4.95 ± 0.4	9.89 ± 0.08	b

Tabla 19. Porcentaje de aceite en la parte cremada de emulsiones con diferente tipo de Nanofibrilla utilizada PDFC y NF.

Tipo de Nanofibrilla utilizada	Volumen del aceite (cm ³)	Volumen de cremado (cm ³)	AC (%)	
PDFC	5.07 ± 0.21	46.33 ± 1.08	10.96 ± 0.2	a
NF	2.49 ± 0.04	4.95 ± 0.4	50.3 ± 0.43	b

8.5.3 Determinación de potencial z de emulsiones diseñadas con PDFC y NF

Se determino el potencial zeta de las emulsiones grafica 16 obteniendo valores negativos, en las que a mayor pH fue mayor carga negativa por lo tanto un potencial negativo nos indica que las partículas están repeliéndose entre sí, lo que puede contribuir a una mayor estabilidad y previene la coalescencia de las gotas lo cual indica que estas se mantendrán dispersas por más tiempo.



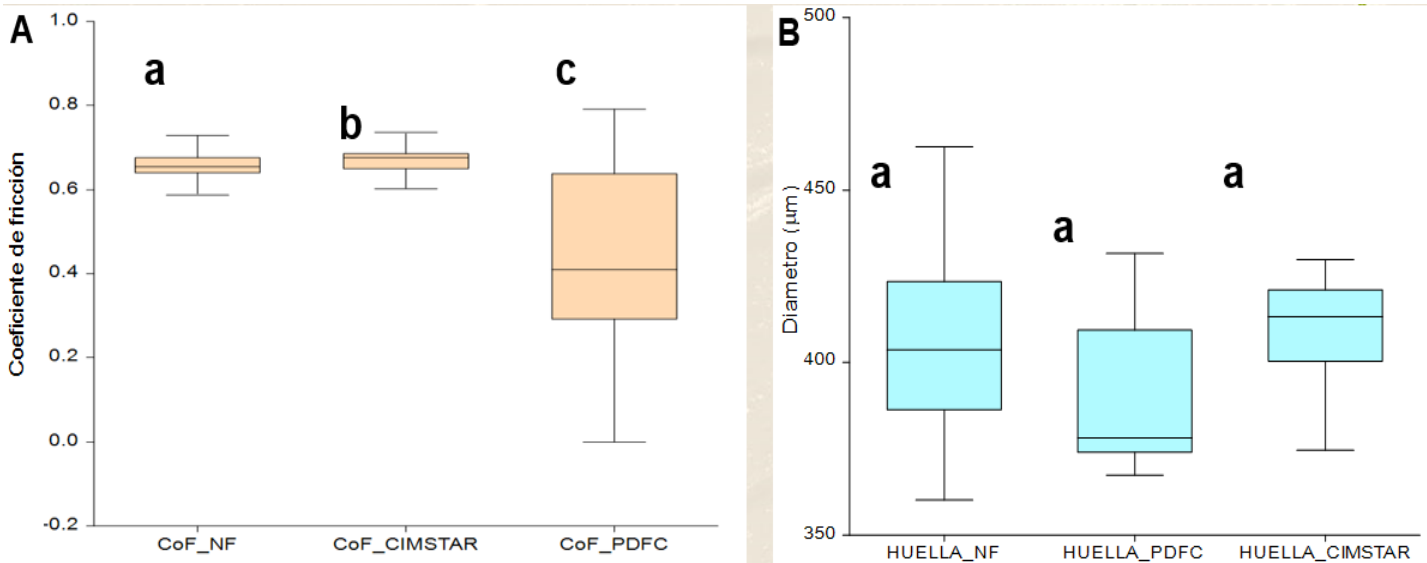
Grafica 16. Efecto del tipo de emulsión diseñada de nanofibrillas de quitina PDFC y NF a diferentes pH. Las letras representan la comparación de medias de grupos formados por la prueba de Tukey-Kramer.

En cuanto a los resultados obtenidos tenemos que NF tiene un potencial menor esto debido a que la quitina parcialmente desacetilada tiene un mayor contenido de grupos amino que la quitina, lo que le confiere una mayor carga positiva y un potencial z más alto (Kumar et al., 2018).

8.6 Pruebas tribológicas

8.6.1 Prueba de tipo 4 bolas

En la prueba de tipo 4 bolas se evaluó el coeficiente de fricción como el tamaño de huella generado tanto de las emulsiones diseñadas con NF Y PDFC contra un aceite sintético CIMSTAR 60 con los mismos parámetros en cuanto al coeficiente de fricción es una medida de la resistencia al movimiento entre dos superficies en contacto se obtuvo que PDFC fue significativamente diferente de NF y del aceite sintético gracias a una comparación de medias de grupos formados por la prueba de Tukey-Kramer, en cuanto a la huella generada se obtuvo que PDFC tuvo el menor diámetro sin embargo no fue significativamente diferente de NF y CIMSTAR, como se ve en la (grafica 17).



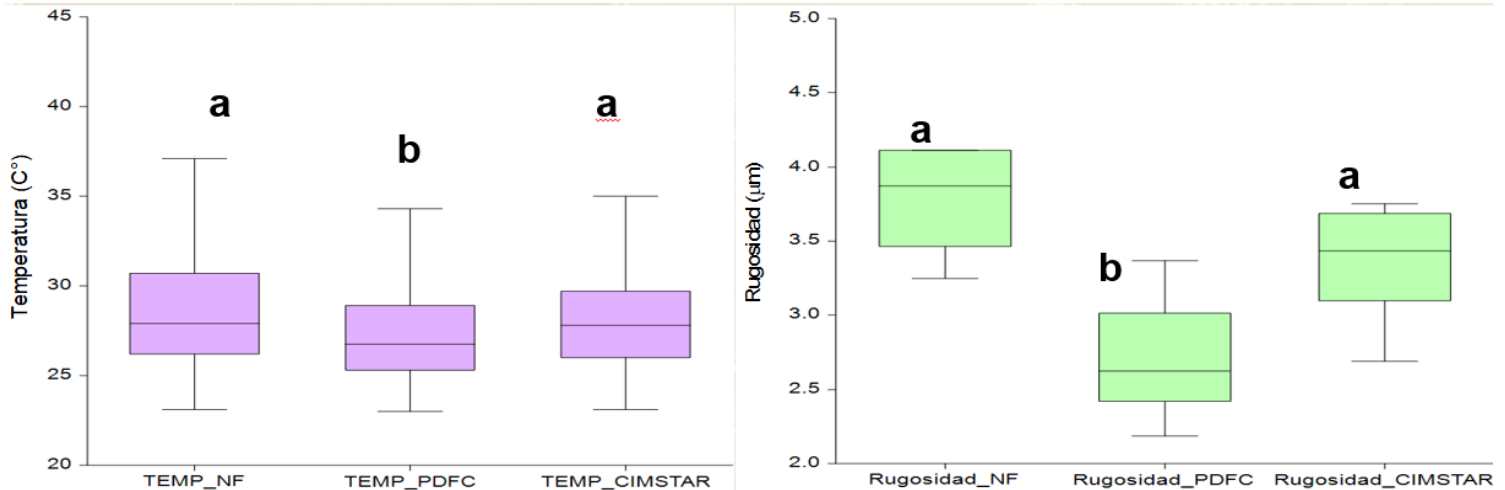
Gráfica 17. Efecto del tipo de emulsión/lubricante en pruebas de tipo 4 bolas.

En cuanto a los resultados obtenemos que PDFC fue menor en comparación a la del aceite sintético esto debido a que redujo el 21% la reducción del coeficiente de fricción y el tamaño del diámetro fue ligeramente menor, pero sin diferencias significativas en comparación con la del aceite sintético. Resultados similares se han encontrado como la Kumar et al., (2018) donde probaron una emulsión biodegradable a base de aceite de jatrofa sin embargo fue probado con concentraciones de glicerol y partículas de molibdeno de disulfuro donde mostró un mejor desempeño que el aceite sintético Cimstar en la prueba de 4 bolas, con una reducción del 30% en el coeficiente de fricción y un aumento del 25% en la vida útil de la herramienta" u otro estudio de Sahoo et al., (2019) demostró ser más efectiva que el aceite sintético Cimstar en la reducción de la fricción y el desgaste en la prueba de 4 bolas.

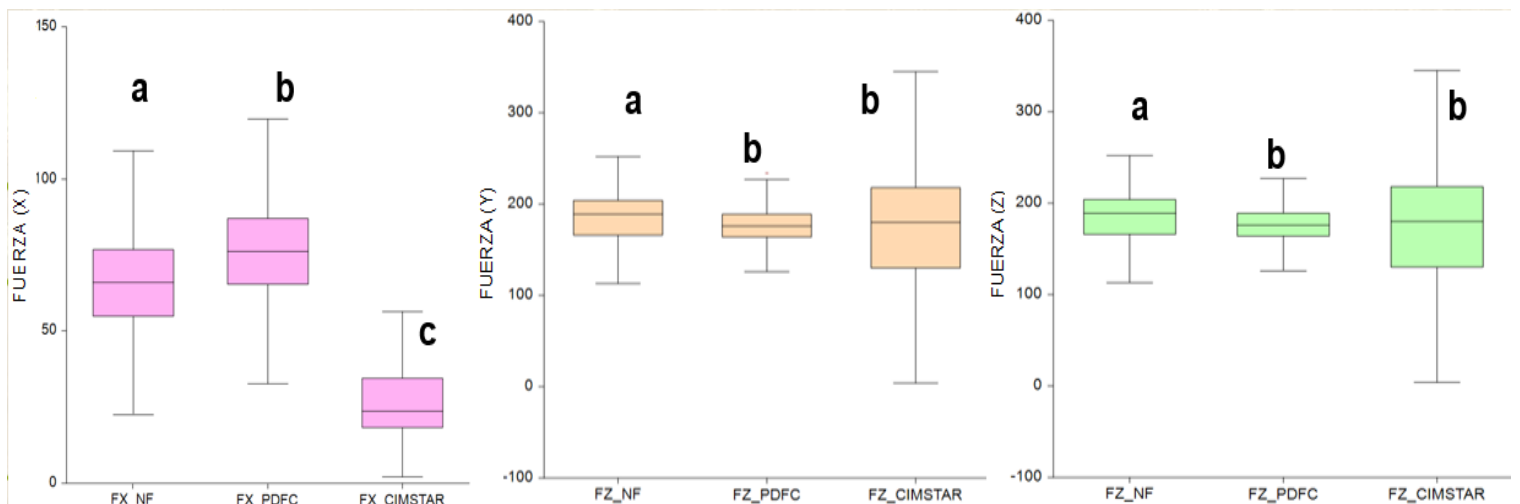
8.6.2 Pruebas de mecanizado

En la prueba de mecanizado nos da ciertos parámetros importantes en mediciones de tolerancia, acabado superficial, velocidad de corte, desgaste de herramientas, entre otros aspectos, en cuanto a la evaluación de las emulsiones diseñadas tanto NF y PDFC contra el aceite sintético se obtuvo que para la evaluación de la temperatura generada del corte y el acabado superficial PDFC fue significativamente diferente de NF y CIMSTAR como se ve en la gráfica 18, en cuanto a las diferentes fuerzas ejercidas en cuanto al corte tenemos 3 fuerzas que son la fuerza de corte, la fuerza de fricción y la fuerza de avance de las cuales se encuentran de un orden de menor a mayor importancia, las más importante es la fuerza de corte (F_z) ya que es la que realiza el trabajo real de cortar el material en este parámetro tenemos que tanto CIMSTAR y PDFC no hay diferencia significativa en cuanto a la segunda más importante tenemos la fuerza de fricción (F_y) la cual también es muy importante, ya que puede afectar significativamente la vida útil de la herramienta y la calidad del mecanizado, obtenemos que de igual manera CIMSTAR y PDFC no son significativamente diferente gracias a una prueba de comparación de medias de

grupos formados por la prueba de Tukey-Kramer y como ultima fuerza tenemos la fuerza de avance (Fx) la cual impulsa la herramienta de corte hacia adelante a medida que corta el material tenemos que CIMSTAR es diferente significativamente de PDFC y NF como se ve en grafica 19.



Gráfica 18. Efecto del tipo de emulsión/lubricante en pruebas de mecanizado donde letras iguales no son diferentes significativamente.



Gráfica 19. Efecto del tipo de emulsión/lubricante en pruebas de mecanizado evaluando los 3 tipos de fuerzas (Fuerza de avance (Fx), Fuerza fricción (Fy) y Fuerza de corte (Fz)).

En cuanto a los resultados obtenidos obtenemos que fueron similares a previos estudios sin embargo en los presentes estudios utilizan aditivos como emulsionantes anticorrosivos, antioxidantes y biocidas según (Kumar et al., 2019) la emulsión biodegradable a base de aceite de jatrofa mostró un desempeño superior al aceite sintético Cimstar en la máquina de corte CNC, con una reducción del 25% en el desgaste de la herramienta y un acabado más suave" o (Sahoo et al., 2020) donde se demostró que la emulsión con aceite de jatrofa fue más efectiva que el aceite sintético Cimstar en la reducción de la temperatura de corte y el desgaste de la herramienta en

la máquina de torno" según (Patil et al., 2020) la emulsión a base de jatrofa mostró un mejor desempeño que el aceite sintético Cimstar en la reducción de las fuerzas de corte y la temperatura de corte en la maquinaria de perforación”.

8.7 Pruebas microbiológicas

Las pruebas microbiológicas se realizaron con *K. pneumoniae* se trata de un bacilo Gram negativo aerobio (Fig. 9). Se considera un patógeno oportunista que puede causar neumonías, infecciones del tracto urinario y bacteriemias, así como una alta morbilidad y mortalidad en pacientes con fibrosis quística, debido a las infecciones crónicas que eventualmente conducen a un daño a nivel pulmonar e insuficiencia respiratoria (Echeverri et al, 2010).

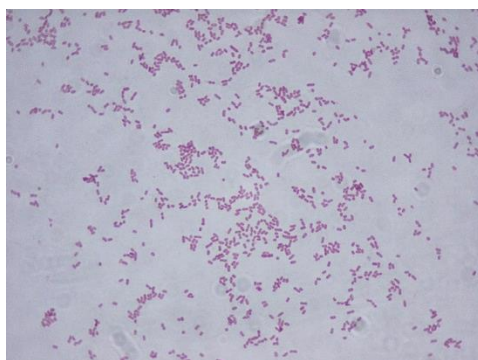
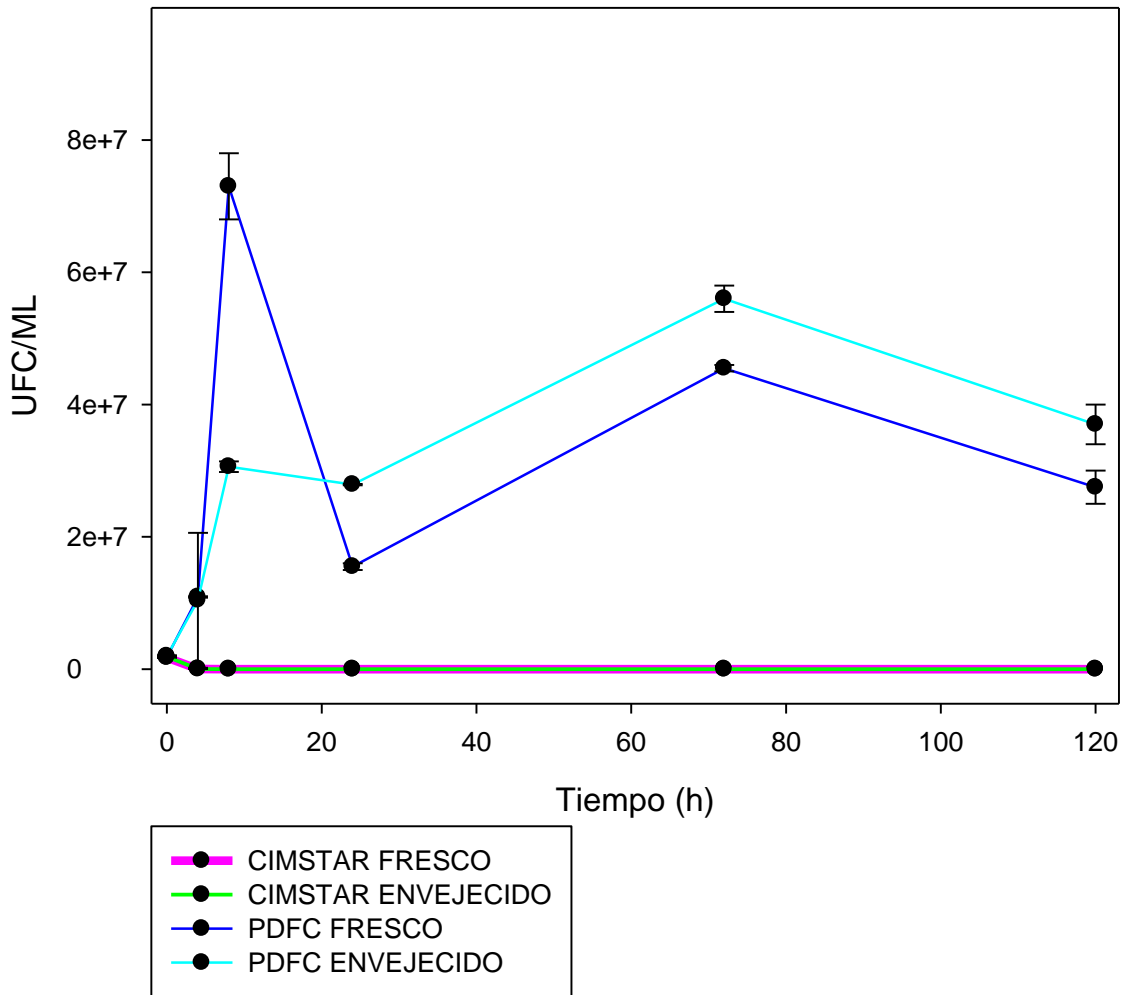


Fig. 9 Tinción Gram de *K. pneumoniae* ATCC 4352 (40x).

8.7.1 Comparación entre emulsiones diseñadas y aceite sintético

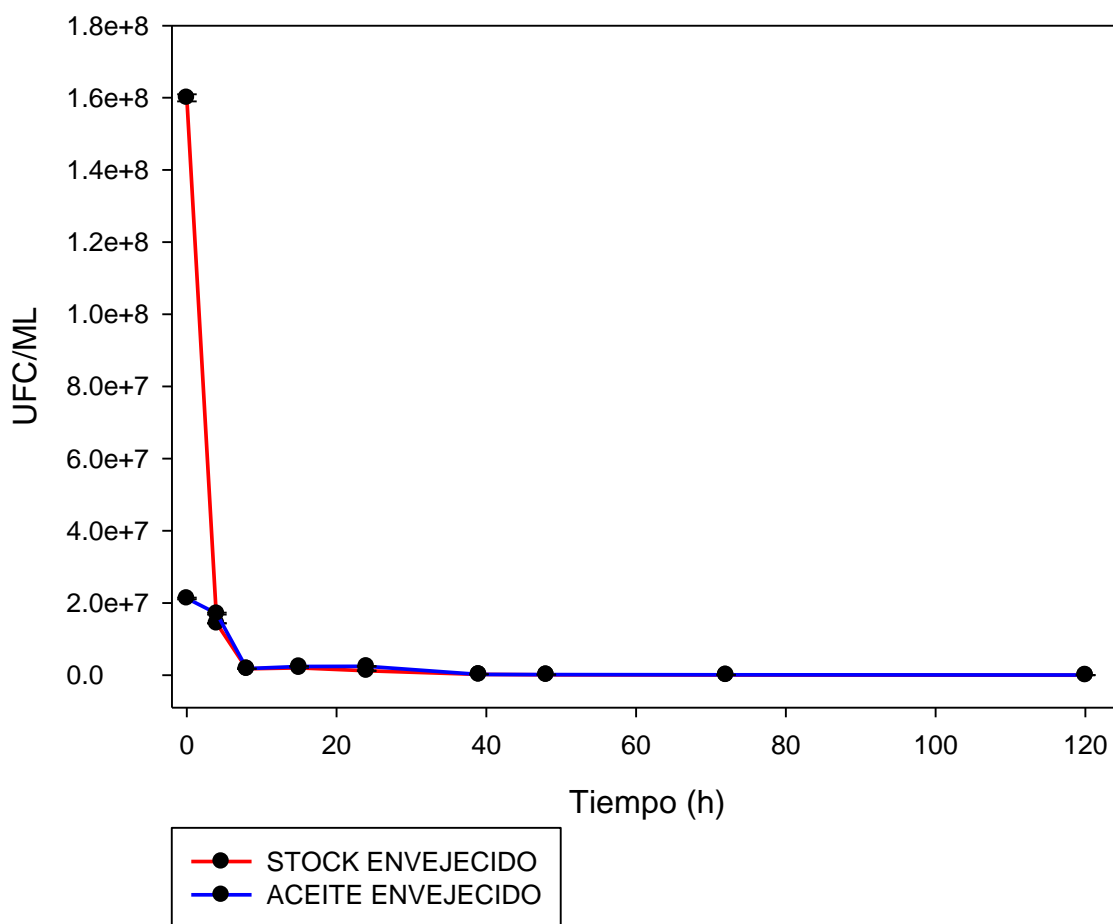
En cuanto a las pruebas realizadas con el microorganismo *K. pneumoniae* se realizaron de acuerdo con la norma ASTM D-4172 donde se inoculo con la bacteria tanto el aceite (CIMSTAR 60) y la emulsión (PDFC) estas fueron recién formuladas y envejecidas, estas tuvieron un tratamiento previo sumergiendo una laminilla de acero 1018 y fue calentado a 35°C durante 3 h durante 5 días para posteriormente incubar a 35°C por diferentes horas (0,4,8,24,72,120) después sembrar en cajas petri con agar de cuenta estándar y hacer el conteo correspondiente los cuales se muestran en la gráfica 20.



Grafica 20. Efecto del crecimiento de *K. pneumoniae* en los diferentes tipos de fluidos frescos y envejecido (CIMSTAR y PDFC) durante 5 días.

De acuerdo con los resultados obtenidos vemos que en la gráfica 20 tanto como el aceite envejecido y el fresco del aceite sintético cimstar no hubo crecimiento a partir de las 8 horas de haberlo inoculado esto pudo deberse al pH principalmente ya que no es típicamente considerada una bacteria alcalófila, hay algunas referencias han estudiado el crecimiento como Kumar et al. (2017) estudiaron el crecimiento de *K. pneumoniae* en un rango de pH de 6 a 10 y encontraron que la bacteria podía crecer a pH 9, aunque con una tasa de crecimiento reducida así como Patil et al. (2020) estudiaron el crecimiento de *K. pneumoniae* en un rango de pH de 5 a 11 y encontraron que la bacteria podía crecer a pH 9,5, aunque con una tasa de crecimiento reducida, con nutrientes proporcionados, sin embargo, aunque *K. pneumoniae* puede tolerar pH más altos, su crecimiento puede ser inhibido o incluso detenido a pH arriba de 9. Esto se debe a que la bacteria tiene mecanismos para mantener el pH homeostático en su

entorno, y un pH alto puede alterar la función de las enzimas y las membranas celulares lo que dependerá de factores como la composición química del aceite, la disponibilidad de nutrientes y la temperatura. En cuanto a PDFC notamos cambios los cuales nos muestran que si hubo crecimiento durante los 120 horas (figura 22) donde el PDFC tanto fresco y envejecido hubo un incremento durante las primeras 15 horas, sin embargo, se denota más el cambio en PDFC envejecido por lo que se procedió a analizar sus componentes de la emulsión (solución stock) esta solución está compuesta de nanofibrillas de quitina 0.1 % más un porcentaje de agua y aceite de jatropa, de igual manera se siguió el mismo procedimiento antes mencionado de acuerdo con la norma ASTM D-4172 los cuales se muestran a continuación en la gráfica 21.



Grafica 21. Efecto del crecimiento de *K. pneumoniae* en los componentes de la emulsión envejecida (stock y Aceite de jatropa) y stock (fibrillas de quitina 0.1 % en agua) durante 5 días.

En cuanto al stock que recordemos que está compuesta de nanofibrillas de quitina 0.1 % más un porcentaje de agua envejecido observamos en la gráfica 21 hubo un menor crecimiento comparado con el aceite e incluso hubo inhibición esto pudo deberse a que los grupos aminos conservados en la estructura de la quitina parcialmente desacetilada pueden interactuar con la membrana celular de *K. pneumoniae*, alterando su integridad y funcionamiento, lo que lleva a la inhibición del crecimiento, sin embargo, como se trata de una quitina parcialmente desacetilada no tiene muchos grupos aminos pero si redujo su crecimiento y hubo inhibición según Kumar et al. (2020) estudiaron el efecto de la quitina en la formación de biofilms de *K. pneumoniae* y encontraron que la quitina parcialmente desacetilada inhibía la formación de biofilms y reducía la viabilidad de la bacteria. Pero si hay pocos grupos aminos en la estructura de la quitina parcialmente desacetilada la inhibición del crecimiento de *Klebsiella pneumoniae* puede ser menor o incluso nula como lo reporta Zhao et al. (2013) donde estudiaron el efecto de la cantidad de grupos aminos en la quitina parcialmente desacetilada en la inhibición del crecimiento de *K. pneumoniae* y encontraron que la quitina con pocos grupos aminos (10%) tenía una actividad antimicrobiana menor que la quitina con más grupos aminos (50%).

En cuanto al aceite de jatrofa vemos que en la gráfica 21 un ligero incremento en las UFC/ml en comparación con la solución de stock, sin embargo, también hay inhibición los cuales nos pueden indicar que *Klebsiella pneumoniae* tiene la capacidad de crecer en aceite de *Jatropha curcas*. Algunos estudios han demostrado que esta bacteria puede utilizar el aceite de *Jatropha curcas* como fuente de carbono y energía para su crecimiento según Kumar et al. (2015) estudiaron la capacidad de *K. pneumoniae* para degradar el aceite de *Jatropha curcas* y encontraron que la bacteria podía crecer en el aceite y producir biodegradación, así como otro estudio más reciente de Patil et al. (2020) encontraron que la bacteria podía utilizar el aceite como fuente de carbono y energía, y producir biodegradación del aceite. En un estudio publicado en la revista "Journal of Ethnopharmacology" encontró que el aceite de *Jatropha* inhibió el crecimiento de *K. pneumoniae* con un valor de CIM (Concentración Inhibitoria Mínima) de 12,5 µg/mL esto es aque contiene, terpenos, así como flavonoides.

Conclusión

El proceso de purificación de quitina es un factor importante que afecta las características fisicoquímicas de las emulsiones Pickering esto puede ser modulado mediante la desacetilación, lo que permite controlar su interacción con otras moléculas y superficies.

La estabilización de PDFC con nanofibrillas de quitina se lleva a cabo mediante la formación de una barrera física en la superficie de las gotas del aceite de jatrofa, cargándola positivamente y con esto limitando la coalescencia de los microencapsulados medida que la cantidad de fibras de quitina incrementa, mediante la atracción de las amina protonada de la quitina parcialmente desacetilada y el grupo polar del aceite de jatrofa principalmente por atracción electrostática y formando puentes de hidrógeno entre estos grupos funcionales así como la interacción de los grupos acetilos (-COCH₃) en su estructura molecular, los cuales pueden interactuar con las moléculas de aceite de jatrofa a través de enlaces de hidrógeno y fuerzas de van der Waals. Estas interacciones pueden influir en las propiedades de la emulsión, como la estabilidad, la viscosidad y la distribución de tamaño de partícula. La presencia de grupos acetilos en la quitina puede ayudar a estabilizar la emulsión y mejorar la compatibilidad entre el aceite de jatrofa y la quitina.

En el presente trabajo se obtuvo un porcentaje de IC de 0 % con PDFC y NF de alrededor del 2 % respectivamente. En cuanto a las emulsiones PDFC exhibió fuerzas de corte significativamente similares un aceite comercial (CIMSTAR 60) teniendo la fuerza en z similar a la del aceite lo que nos dice que no necesita mucha fuerza y así puede evitar el desgaste de la punta. La emulsión PDFC redujo la temperatura de la interfaz de corte tan efectivamente como el aceite, y la emulsión de PDFC generó un mejor acabado que el aceite comercial. Al evaluar las emulsiones contra un aceite sintético con los mismos parámetros en pruebas tipo 4 bolas resulto ser significativamente diferente PDFC con el menor coeficiente de fricción, por lo que utilizar esta emulsión podría ser una buena opción, para reemplazar a estos aceites sintéticos no biodegradables.

En cuanto a las pruebas microbiológicas Cimstar tuvo mejor resultados que PDFC ya que inhibe el crecimiento de *K. pneumoniae* porque no tenía las condiciones favorables para su crecimiento, sin embargo, PDFC al ser una emulsión neutra y que al combinar con el aceite de jatrofa biodegradable favoreció su crecimiento por más tiempo ya que como se menciona pudo haber sido su fuente carbono para la bacteria, pero por separado se comportan teniendo una inhibición por separado.

Bibliografía

- Aguilar, R. O., Blanco, S., Flores, M., Shirai, K., & Farfan, C. L. (2022). Partially Deacetylated and Fibrillated Shrimp Waste-Derived Chitin as Biopolymer Emulsifier for Green Cutting Fluids—Towards a Cleaner Production. *Polymers*, 14.
- Albers W., O. J. (2020). *Albers W., Overbeek J.T. Stability of emulsions of water in oil.*
- Aranberri, I., Binks, B. P., Clint, J. H., & Fletcher, P. D. (2006). Elaboración y caracterización de emulsiones estabilizadas por polímeros y agentes tensioactivos. *Revista Iberoamericana de Polímeros*, 211-231.
- Aranday Garcia, R. (2013). *Obtención de quitina a partir de desechos pesqueros mediante un sistema de cultivo con Rhizopus oligosporus y Lactobacillus spp.* Tesis para obtener título de Maestría en Biotecnología. Universidad Autónoma.
- Arenberri, I., Binks, B. P., Clint, J. H., & Fletcher, P. D. (2006). Elaboración y caracterización de emulsiones estabilizadas por polímeros y agentes tensoactivos. *Revista Iberoamericana de Polímeros Volumen 7*, 5-15.
- Argüelles, W. H. (2004). *Caracterización de quitina y quitosano. In: Quitina y Quitosano: obtención, caracterización y aplicaciones.* . Pontificia Universidad Católica del Perú, Lima, Perú, pp. 157-206.
- Aveyard, R., Binks B, P., & Clint J, H. (2003). Emulsiones estabilizadas únicamente por partículas coloidales. *Avances en la ciencia de coloides e interfaces*, 503-546.
- Binks, B., & Whitby, C. (2005). Nanoparticle silica-stabilised oil-in-water emulsions:improving emulsion stability. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*. 105-115, 253.
- Boatella, R. J. (s.f.). *Química y Bioquímica de los alimentos II*. España:Universidad de Barcelona.
- Bough, W. S. (1978). *Influence of manufacturing variables on the characteristics and effectiveness of chitosan products. I Chemical composition, viscosity and molecular weight distribution of chitosan products.* Biotech.Bioeng. 1978, 20:1931-1943.
- Bourrel M., S. R. (1988). *Microemulsions and Related Systems*. Marcel Dekker.
- Bowden, F. P., & Tabor, D. (2001). The friction and lubrication of solids (Vol. 1). *Oxford university press*, 115-160.
- Brugnerotto, J., Lizardib, F., Goycoolea, W., Argüelles, & Desbrières, J. (2001). "An infrared investigation in relation with chitin and chitosan characterization". *Polymer*, 42, 3569-3580.
- Calm J, M. (2007). La próxima generación de refrigerantes. *ACR Latinoamérica*, 21-25.
- Chevalier, Y., & Bolzinger, M. A. (2013). Emulsions stabilized with solid nanoparticles: Pickering emulsions. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*. 7-14.

- Cho Y-W, J. J.-P.-W. (2000). *Preparation and solubility in acid and water of partially deacetylated chitins*. *Biomacromolecules*. 1,4, 609-614.
- Choe, J. e. (2015). Effects of oil type on the oxidation of fried foods. *Journal of Food Science*, 80(5), S1478-S1486.
- Cira, L., Huerta, S., Hall, G., & Shirai, K. (2002). Pilot scale lactic acid fermentation of shrimp wastes for chitin recovery. *Process Biochemistry* 37. 1359-1366.
- Cubero, N., Monferrer, A., & Villalata, J. (2002). *Aditivos alimentarios*. Mundi-Prensa.
- De Agricultura y Desarrollo Rural, S. (. (s.f.). *Residuos pesqueros, recursos aprovechables*. *gob.mx*. <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/residuos-pesqueros-recursos-aprovechables>.
- Dickinson, E. (2012). Emulsion gels: The structuring of soft solids with protein protein-stabilized. *Food Hydrocolloids*, 28, 224.
- Dickinson, E. (2012). Use of nanoparticles and microparticles in the formation and stabilization of food emulsions. *Trends in Food Science & Technology*. 24(1) 4-12.
- DM, E., Ossa, C., Quintana, M., & Ospina, W. (2014). Optimización de un protocolo de extracción de quitina y quitosano desde caparzones de crustáceos. *Scientia y Technia*, 260-266.
- Farfan, C. L., Gallardo, H. E., Gómez, G. M., Pérez, G. J., & Godínez, S. J. (2020). Alteration of Lubricity of Jatropa Oil Used as Bio-Lubricant for Engines Due to Thermal Ageing. *Renew. Energy*, 149. 1197-1204.
- Farfan, C. L., Gallardo, H. E., Pérez, G. J., Marín, S. B., & Lewis, R. (2019). Effects of Jatropa Lubricant Thermo-Oxidation on the Tribological Behaviour of Engine Cylinder Liners as Measured by a Reciprocating Friction Test. *Wear*. 426-427 910-918.
- Flores, A. B., Arias, L., Gómez, J., Castillo, A., Gimeno, M., & Shirai, K. (2012). Chitin and L (+)-lactic acid production from crab (*Callinectes bellicosus*) wastes by fermentation of *Lactobacillus* sp. B2 using sugar cane molasses as carbon source *Bioprocess and Biosystems Engineering*. 1193-1200.
- Fouconnier, B., Roman, G. A., & Vernon, C. E. (2012). Effect of [CTAB]-[SiO₂] ratio on the formation and stability of hexadecane/water emulsions in the presence of NaCl. *Colloids and Surfaces. A: Physicochemical and Engineering Aspects*, 400, 10-17.
- Gamboa, W., Mantilla, O., & Castillo, V. (2007). Producción de micro y nano fibras a partir de la técnica "electrospinning" para aplicaciones farmacológicas. 47-53.
- Garcés, R., Martínez, F. E., & Salas, J. J. (1982). Vegetable oil basestocks for lubricants. *Grasas y aceites*, 62(1): 21-28.
- Gennaro, A. (2003). *Remington: Farmacia Tomo I*. Ed. Medica Panamericana.

- Ghorbel, B. O., Younes, I., Maâlej, H., Hajji, S., & Nasri, M. (2012). Chitin extraction from shrimp shell waste using *Bacillus* bacteria. *International Journal of Biological Macromolecules*, 51: 1196-1201.
- Ghosh, S., & Rousseau, D. (2011). Fat crystals and water-in-oil emulsion stability. *Current Opinion in Colloid & Interface Science*, 16(5), 421-431.
- Goal. (2020). *Global Seafood Alliance*. Obtenido de Revisión de la producción mundial de camarones. : <https://www.globalseafood.org/advocate/goal-2020-revision-de-la-produccion-mundial-de-camarones/>
- Golemanov, K., Tcholakova, S., Denkov, N., Pelan, E., & Stoyanov, S. (2012). Reología por cizalladura superficial de capas de adsorción de saponina. *Langmuir*, 28. 12071-12084.
- Golemanov, K., Tcholakova, S., Denkov, N., Pelan, E., & Stoyanov, S. (2012). Surface shear rheology of saponin adsorption layers. *Langmuir*, 28. 12071-12084.
- Gonzales, C. J., Maruri, G. J., & Gonzales, A. A. (2005). Evaluación de diferentes concentraciones de *Trichoderma* sp. Contra *Fusarium oxysporum*, agente causal de la pudrición de plántulas de papaya (*Caruca papaya* L.) en Tuxpan Veracruz, México. *Revista ODU agrícola* 1, 45-57.
- González, L. W., & Estrada, C. A. (2003). Fluidos de corte, consecuencias y perspectivas. *Ciencias Holguín*, 8(3). 45-57.
- Goodrich, J. ., & Winter, W. T. (2007). Chitin nanocrystals prepared from shrimp shells and their specific surface area measurement. *Biomacromolec.* 8, 252-257.
- Goodrich, J. D., & Winter, W. T. (2007). Alpha-chitin nanocrystals prepared from shrimp shells and their specific surface area measurement. *Biomacromolecules*. 8(1) 252-257.
- Granda, R. D., Medina, P. Y., Culebras, R. M., & Gómez, C. C. (2014). Desarrollo y caracterización de una película activa biodegradable con antioxidantes (Alfa-tocoferol) a partir de las proteínas del lactosuero. . *Revista de la Facultad de Química Farmacéutica*, 21(1), 11-19.
- Granda, R. D., Porras, B. L., Quintero, C. O., & Morales, C. J. (2014). Desarrollo de un módulo piloto para tratamiento de lactosuero residual, aplicando el método de ósmosis inversa.
- Groover, M. P. (1997). *Fundamentos de manufactura moderna: materiales procesos y sistemas*. Pearson Educación.
- Groover, M. P., Aguilar, J. E., Lopez, U. F., & Palafox, F. J. (2014). *Introducción a los procesos de manufactura*. McGraw-Hill Interamericana.
- Gu, Y. S., Decker, E. A., & McClements, D. J. (2005). Influence of pH and carrageenan type on properties of beta-lactoglobulin stabilized oil-in-water emulsions. *Food Hydrocolloids*, 19, 83-91.

- Gülseren, I., & Corredig, M. (2013). Interactions of chitin nanocrystals with β -actoglobulin at the oil-water interface, studied by drop shape tensiometry. *Colloids and Surfaces. B, Biointerfaces*, *111*, 672-679.
- Gülseren, I., & Corredig, M. (2013). Interactions of chitin nanocrystals with β -lactoglobulin at the oil-water interface, studied by drop shape tensiometry. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces* *111*, 672-679.
- Gulzar, M., Masjuki, H. H., Kalam, M. A., Varman, M., Zulkifli, N. W., Mufti, R. A., & Zahid, R. (2016). Rendimiento tribológico de las nanopartículas como aditivos lubricantes del aceite. *Journal of Nanoparticle Research*, *18*, 4-25.
- Guo, W., Bian, Z., Zhang, D., Tang, G., Liu, W., Wang, J., . . . Yang, F. (2015). Simultaneous Determination of Herbicide Residues in Tobacco Using Ultrapformance Convergence Chromatography Coupled with Solid-Phase Extraction. *J. Sep. Sci.* *20*, *38*, 858-863.
- Hernández, M. R. (2004). "Obtención de α -quitina a partir de desechos de camarón y su uso como substrato de enzimas quitinolíticas de *Verticillium*". Reporte de Servicio social. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalapa. México, D.F. Marzo.
- Huang, L., Jin, B., Lant, P., & Zhou, J. (2003). Biotechnological production of lactic acid integrated with potato wastewater treatment by *Rhizopus arrhizus*. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, *78* 899-906.
- Ifuku, S., Hori, T., Izawa, H., Morimoto, M., & Saimoto, H. (2015). Preparation of zwitterionically charged nanocrystals by surface TEMPO-mediated oxidation and partial deacetylation of α -chitin. *Carbohydr Polym*, *122*, 1-4.
- Ifuku, S., Nogi, M., Abe, K., Yoshioka, M., Morimoto, M., Saimoto, H., & Yano, H. (2009). Preparation of chitin nanofibers with a uniform width as α -chitin from crab shells. *Biomacro molecules*, *10*, 1584.
- Ifuku, S., Yamada, K., Morimoto, M., & Saimoto, H. (2012). Nanofibrillation of dry chitin powder by Star burst System. *Journal of Nanomaterials*, 1-7.
- Ikasari, L., & Mitchell, D. A. (1996). Leaching and characterization of *Rhizopus oligosporus* acid protease from solid-state fermentation. *Enzyme and Microbial Technology*. *19*(171-175).
- Jia, X., Xu, R., Shen, W., Xie, M., Abid, M., Jabbar, S., . . . Wu, T. (2015). Stabilizing oil-in-water emulsion with amorphous cellulose. *Food Hydrocoll* *43*, 275-282.
- Jung, W. J., Jo, G. H., Kuk, J. H., Kim, K. Y., & Park, R. D. (2006). Extraction of chitin from red crab shell waste by cofermentation with *Lactobacillus paracasei* subsp *tolerans* KCTC-3074 and *Serratia marcescens* FS-3. *Applied Microbiology and Biotechnology*. *71*, 234-237.
- Kalashnikova, I., Bizot, H., Cathala, B., & Capron, I. (2011). Nuevas emulsiones Pickering estabilizadas por nanocristales de celulosa bacteriana *Langmuir*, *27*(12). 7471-7479.

- Karim, A. A., & Wai, C. C. (1999). Characteristic of foam prepared from star fruit (*Averrhoa carabora* L.) puree by using methyl cellulose, *Food Hydrocolloid* 13(3). 203-210.
- Kaufman, L., & P, D. (1997). Impacts of marine resource extraction on ecosystem services and sustainability. *Daily, editor Nature's Services: Societal Dependence on Natural Ecosystems.*, 275-293.
- Kaya, M., Baran, T., Mentey, A., Asaroglu, M., Sezen, G., & Tozak. (2014). Extraction and characterization of α chitin and chitosan from six different aquatic. 145-157.
- Kehong, J., & Press, X. (2015). Don't waste seafood waste Nature. 155-157.
- Kim, J. (2018). Effects of mineral content on emulsion stability. *Journal of Food Science*, 83(5), S1448-S1456.
- Kin, Y. (1997). *Advance Chitin Science*, 2. 837-844.
- Kragel, J., & Derkatch, S. (2010). Interfacial shear rheology. *Current Opinion in Colloid & Interface Science*, 15, 246-255.
- Kumar, M. N. (2000). Chitin and Chitosan: Properties and Applications. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 52(11), 1263-1274. doi: 10.1211/0022357001777196.
- Kumar, S. e. (2018). Effect of deacetylation on the surface properties of chitin nanofibers. *Carbohydrate Polymers*, 195, 345-353.
- Kumar, S. e. (2018). Evaluation of jatropha oil-based biodegradable cutting fluid in 4-ball test. *Journal of Tribology*, 140(4), 041801.
- Kumar, S. e. (2019). Performance evaluation of jatropha oil-based biodegradable cutting fluid in CNC machining. *Journal of Manufacturing Processes*, 42, 346-355.
- Kumar, S. M. (2017). *Effect of pH on the growth and survival of Klebsiella pneumoniae.* . *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, 52, 342-348.
- Kurita, K. (2006). "Chitin and chitosan: Functional biopolymers from marine crustacean", *Marine Biotechnology mini-review*. 8, 203.
- Kurita., K. (2001). *Controlled functionalization of the polysaccharide chitin. Prog. Polym. Sci.* 26:1921-1971.
- Lissant, K. J. (1984). Emulsions and Emulsion Technology. Vol VI. *Marcel Dekker, Inc. Nueva York. E.U.*, 254-256.
- Lusena, C. a. (1953). *Preparation and viscosity of chitosan.* 10:521-527.: *J.Fish.Res.Board*.
- M, F. J., Heinämäki, M., Räsänen, S., Maunu, M., Karjalainen, O., Nieto, A., . . . Yliruusi. (2004). "Solid-state characterization of chitosan derived from lobster chitin". *Carbohydrate Polymers*. 58, 401-408.

- Mao, X., Zhang, J., Kan, F., Gao, Y., Lan, J., Zhang, X., . . . Lin, H. (2013). Antioxidant Production and Chitin Recovery from Shrimp Head Fermentation with *Streptococcus thermophilus*. *Food and Science Biotechnology* 22, 1023-1032.
- Marmol, Z., Paéz, G., Rincón, M., Araujo, K., Aiello, C., Chandler, C., & Gutiérrez, E. (2011). Quitina y quitosano polímeros amigables. Una revisión de sus aplicaciones. *Revista Tecnocientífica URU*. No. 1. 53-58.
- Maron, S., & Prutton, C. (1982). *Fundamentos de fisicoquímica*. Ed Limusa. México.
- Martinez, H. (2021). *J. El piñón Mexicano: Una Alternativa Bioenergética*. Obtenido de <http://www.revista.unam>.
- Martins, I. M. (2015). *Encapsulation of bioactive compounds*. *Journal of Food Science*, 80(5), S1478-S1486.
- McClements, D. J. (2005). *Food Emulsions: Principles, Practice, and Techniques*. CRC Press.
- Menezes, P. L., Reeves, C. J., & Lovell, M. R. (2013). Fundamentals of Lubrication. En Menezes PL, Ingole SP, Nosonovsky M, Kailas SV y Lovell MR (Eds.), *Tribology for Scientists and Engineers*. 295-336.
- Murray, B., Durga, K., Yusoff, A., & Stoyanov, S. (2011). Stabilization of foams and emulsions by mixtures of surface active food-grade particles and proteins. *Food Hydrocolloids*, 25(4) 627-638.
- Myers, D. (2006). *Surfactant Science and Technology*. John Wiley & Sons.
- Nemtsev, S. G. (2002). *Deacetylation of chitin under homogeneous conditions*. *Applied Biochem Microbiol*. 38(6):521-526.
- Pacheco, N., Garnica, G. M., Gimeno, M., Bárzana, E., Trombotto, S., David, L., & Shirai, K. (2011). Structural characterization of chitin and chitosan obtained by biological and chemical methods. *Biomacromolecules*. 12:3285-3290.
- Pacheco, N., Gárnica, G. M., Ramírez, H. J., Flores, A. B., Gimeno, M., Bárzana, E., & Shirai, K. (2009). Effect of temperature on chitin and astaxanthin recoveries from shrimp waste using lactic acid bacteria. *Bioresource Technology*. 100:2849-2854.
- Palpandi, C. S. (2009). *Extraction of chitin and chitosan from shell and operculum of mangrove gastropod Nerita (Dostia) crepidularia Lamarck*. *International Journal of Medicine and Medical Sciences* 1, 198-205.
- Pastor de Abram, A. (2004). *Quitina y Quitosano: Obtención, caracterización y aplicaciones*, 1st ed. . Fondo Editorial de la Pontificia Universidad Católica del Peru, Peru.
- Patil, S. S. (2020). *Effect of pH on the growth and survival of Klebsiella pneumoniae*. . *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, 55, 1-8.

- Peniche, A. (2006). Estudios sobre quitina y quitosana. *Tesis doctoral, Universidad de la Habana, Cuba*, 89.
- Peniche, C. (2006). "Estudios sobre quitina y quitosana". Ph.D. Disertación Universidad de la Habana, La Habana-Cuba. 89.
- Pesca, A. E. (2023). *Comision nacional de acuacultura y pesca*.
- Phrueksawan, P., Kulpreecha, S., Sooksai, S., & Thongchul, N. (2012). Direct fermentation of L (+)-lactic acid from cassava pulp by solid state culture of *Rhizopus oryzae*. *Bioprocess Biosystems Engineering*. 35: 1429-1436.
- Pichot, R., Spyropoulos, F., & Norton, I. T. (2009). Emulsiones estabilizadas emulsionantes mixtas: Investigación del efecto de las mezclas de partículas de monooleína y sílice hidrófila sobre la estabilidad frente a la coalescencia. *Revista de ciencia coloidal e interfaz*, 329(2), 284-291.
- Pichot, R., Spyropoulos, F., & Norton, I. (s.f.). Mixed-emulsifier stabilized emulsions: investigation of the effect of monoolein and hydrophilic silica particle mixtures on the stability against coalescence. *Journal Colloid Interface Sci.*, 329, 284-291.
- Pickering. (1907). Emulsiones. *Revista de la Sociedad Química, volumen 91*, 45-57.
- Ramsden, W. (1903). The Separation of Solid Materials on the Surface of Solutions and Suspensions. Observation Concerning Surface Diagrams, Foam Blisters, Emulsions and Mechanical Coagulation. *Proceedings of the Royal Society*. 156-164.
- Rayner, M., Timgren, A., Sjö, M., & Dejmek, P. (2012). Quinoa starch granules: a candidate for stabilising food-grade Pickering emulsions. *Food and Agriculture Food and Agriculture*, 92(9), 1841-1847.
- Rayner, M., Timgren, A., Sjö, M., & Dejmek, P. (2012). Quinoa starch granules: a candidate for stabilising food-grade Pickering emulsions. *Journal of the Science of. Food and Agriculture*, 92(9), 1841-1847.
- Rinaudo, M. (2006). Chitin and chitosan: properties and applications. *CERMAVCNRS, Affiliated with Joseph Fourier University, France. Progress in polymer science* 31., 603-632.
- Rodríguez, S., & Ramírez, F. (1981). Lubricantes. 45-86.
- Sahoo, P. K. (2020). Experimental investigation of jatropha oil-based biodegradable cutting fluid in turning operation. *Journal of Cleaner Production*, 287, 120414.
- Sahoo, P. K., et al. (2019). *Investigation of jatropha oil-based biodegradable cutting fluid in 4-ball test. Journal of Cleaner Production*, 235, 1220-1228.
- Salager, J. (1999). Formulación, composición y fabricación de emulsiones para obtener las propiedades deseadas. 5-25.
- Shaw, D. J. (2017). Introduction to Colloid and Surface Chemistry. *Elsevier*.

- Shigemasa, Y. S. (1994). *Enzymatic degradation of chitins and partially deacetylated chitins. Int. J. Biol. Macromol.* 16(1):43-49.
- Shimao, M. (2011). Biodegradation of plastics. *Revista Environmental*, 10-15.
- Shirai, K., Guerrero, I., Huerta, S., Saucedo, G., Castillo, A., González, R. O., & Hall, G. M. (2001). Effect of initial glucose concentration and inoculation level of lactic acid bacteria in shrimp waste ensilation. *Enzyme and Microbial Technology* 28, 446-452.
- Shirai, K., Guerrero, I., Huerta, S., Saucedo, G., Castillo, A., González, R. O., & Hall, G. M. (2001). Effect of initial glucose concentration and inoculation level of lactic acid bacteria in shrimp waste ensilation. *Enzyme and Microbial Technology*, 28: 446-452.
- Socrates, G. (2001). *Infrared and Raman Characteristic Group Frequencies: Tables and Charts, 3rd ed. John Wiley & Sons.*
- Socrates, G. (2001). *Infrared and Raman Characteristic Group Frequencies: Tables and Charts, 3rd ed. John Wiley & Sons.*
- Solans, C., Uson, N., García, C. M., Azemar, N., & Esquena, J. (2004). Procedimiento de Preparación de nano-emulsiones de tipo agua-en-aceite (w/o) por métodos de emulsificación de condensación. Oficina Española de Patentes y Marcas. ES2197836A1.
- Sullon, C. T., & Vasquez, C. J. (2017). Efecto Del Fluido de Corte Y La Velocidad de Avance Sobre La Rugosidad, Fuerza de Corte Y Potencia Específica de Corte Para El Mecanizado del Aluminio 6061-T6. 25-29.
- Syahrullail, S., Kamitani, S., & Shakirin. (2013). A. Performance of Vegetable Oil as Lubricant in Extreme Pressure Condition. *Procedia Eng* 68. 172-177.
- Teli, M. D., & Sheikh, J. (2012). Extraction of chitosan from shrimp shells waste and application in antibacterial finishing of bamboo rayon. *Int. J. Biol. Macromol.*, 1195-1200.
- Telil, M. D., & Sheikh, J. (2012). Extraction of chitosan from shrimp shells waste and application in antibacterial finishing of bamboo rayon. *Int. J. Biol. Macromol.*, 50: 1195-1200.
- Testing, A. S. (2000). *Materials ASTM D-5488-94*. New York.
- Timgren, A., Rayner, M., Sjö, M., & Dejmek, P. (2011). Starch particles for food. *based Pickering emulsions. Procedia Food Science*, 1, 95-103.
- Tomihata, K., & Ikada, Y. (1997). "In vitro and in vivo degradation of films of chitin and its deacetylated derivatives". *Biomaterials*, 18, 567,575.
- Tzoumaki, M. V., Karefyllakis, D., Moschakis, T., Biliaderis, C. G., & Scholten, E. (2015). Aqueous foams stabilized by chitin nanocrystals. *Soft Matter*, 11(31), 6245-6253.

- Tzoumaki, M. V., Moschakis, T., & Biliaderis, C. G. (2011). Mixed aqueous chitin nanocrystal–whey protein dispersions: Microstructure and rheological behaviour. *Food Hydrocolloids* 25, 935-942.
- Tzoumaki, M., Moschakis, T., Kiosseoglou, V., & Biliaderis, C. (2011). Oil-in-water emulsions stabilized by chitin nanocrystal particles. *Food Hydrocolloids*. 25(6), 1521-1529.
- U.S. (1993). Congress, Office of Technology Assessment, Biopolymer Making Materials Nature’s Way- Background Paper,. 42-43.
- Vårum, K. A. (1991). *Determination of the degree of N-acetylation and the distribution of N-acetyl groups in partially N-deacetylated chitins (chitosans) by high-field n.m.r. spectroscopy. Carbohydrate Research* 211, 17-23.
- Vongchan, W., Sajomsang, D., & P., K. (2003). “Anticouagulant activities of the chitosan polysulfate synthesized from marine crab by semi heterogeneous conditions”. *Science Asia*. 29, 115-120.
- Weiss, J., Decker, E., McClements, D., Kristbergsson, K., Helgason, T., & Awad, T. (2008). Solid Lipid Nanoparticles as Delivery Systems for Bioactive Food Components. *Food Biophysics*. 3(2), 146-154.
- Winuprasith, T., & Supphantharika, M. (2013). Microfibrillated cellulose from mangosteen (*Garcinia mangostana* L.) rind: Preparation, characterization, and evaluation as an emulsion stabilizer. *Food Hydrocolloids*. 32, 1133-1174.
- Yen, M. J., J, Y., & Mau. (2009). “Physicochemical characterization of chitin and chitosan from crab shells”. *Carbohydrate Polymers*, 75, 15-21.
- Yoon, S. e. (2017). Effects of flour type on the growth of microorganisms in fried foods. . *Journal of Food Science and Technology*,54(4), 1056-1063.
- Younes, I., & Rinaudo, M. (2015). Chitin and chitosan preparation from marine sources. Structure, properties and applications. *Mar. Drugs*. 13:1133-1174.
- Younes, I., & Rinaudo, M. (2015). Chitin and Chitosan Preparation from Marine Sources. Structure, Properties and Applications. *Marine Drugs*. 13. 1133-1174.
- Zainal, N. A., Zulkifli N, W. M., Gulzar, M., & Masjuki, H. H. (2018). A review on the chemistry, production, and technological potential of biobased lubricants. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*. 82:80-102.

Anexos

Anexo A

ANÁLISIS DE VARIANZA DE UN FACTOR PARA REMOCION DE MINERALES

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	76.8893181	5	15.3778636	404.071801	2.6512E-10	3.48165865
Dentro de los grupos	0.3425153	9	0.03805726			
Total	77.2318334	14				

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para un tratamiento para la remoción de minerales hay diferencias entre las medias. Por lo que se procedió a hacer una prueba de tukey para conocer que tratamientos son significativamente diferente de los demás y cuáles no.

Q TEST

Grupo 1	Grupo 2	mean	std err	p-value	α 0.05
A	B	4.93250571	0.13794429	1.1085E-08	Si hay diferencias
A	C	5.88665901	0.12592533	8.0425E-10	Si hay diferencias
A	D	2.37871447	0.12592533	3.2028E-06	Si hay diferencias
A	E	6.09316091	0.12592533	6.6692E-10	Si hay diferencias
A	F	6.64926363	0.13794429	6.7983E-10	Si hay diferencias
B	C	0.9541533	0.12592533	0.00427991	Si hay diferencias
B	D	2.55379124	0.12592533	1.7367E-06	Si hay diferencias
B	E	1.1606552	0.12592533	0.00106405	Si hay diferencias
B	F	1.71675792	0.13794429	0.00010396	Si hay diferencias
C	D	3.50794454	0.11263104	4.3703E-08	Si hay diferencias
C	E	0.2065019	0.11263104	0.78056477	no hay diferencias
C	F	0.76260462	0.12592533	0.01785512	Si hay diferencias
D	E	3.71444644	0.11263104	2.5502E-08	Si hay diferencias
D	F	4.27054916	0.12592533	1.9311E-08	Si hay diferencias
E	F	0.55610272	0.12592533	0.09236216	no hay diferencias

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA LA
REMOCION DE PROTEINAS**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	15.6524389	5	3.13048778	309.309199	3.7714E-07	4.38737419
Dentro de los grupos	0.06072541	6	0.0101209			
Total	15.7131643	11				

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para un tratamiento para la remoción de minerales hay diferencias entre las medias. Por lo que se procedió a hacer una prueba de tukey para conocer que tratamientos son significativamente diferente de los demás y cuáles no.

Q TEST

Grupo 1	Grupo 2	mean	std err	q-stat	p-value	α 0.05
A	B	2.638812076	0.07113684	37.0948716	1.3742E-06	si hay diferencia
A	C	2.795287977	0.07113684	39.294518	1.0275E-06	si hay diferencia
A	D	0.695772325	0.07113684	9.78075904	0.00349591	si hay diferencia
A	E	2.562022713	0.07113684	36.0154118	1.6283E-06	si hay diferencia
A	F	2.893023874	0.07113684	40.6684319	8.8556E-07	si hay diferencia
B	C	0.156475901	0.07113684	2.19964638	0.64888842	No hay diferencia
B	D	1.943039751	0.07113684	27.3141126	1.0084E-05	si hay diferencia
B	E	0.076789363	0.07113684	1.07945981	0.96458387	No hay diferencia
B	F	0.254211798	0.07113684	3.57356028	0.24859604	No hay diferencia
C	D	2.099515652	0.07113684	29.513759	6.1002E-06	si hay diferencia
C	E	0.233265264	0.07113684	3.27910619	0.31192592	No hay diferencia
C	F	0.097735898	0.07113684	1.37391389	0.91179977	No hay diferencia
D	E	1.866250388	0.07113684	26.2346528	1.2957E-05	si hay diferencia
D	F	2.197251549	0.07113684	30.8876729	4.4878E-06	si hay diferencia
E	F	0.331001162	0.07113684	4.65302009	0.10592273	No hay diferencia

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE UN
FACTOR PARA EL TAMAÑO DE
GOTA**

<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>Entre grupos</i>	0.5700834	1	0.5700834	0.2541	0.62153
<i>Dentro de los grupos</i>	33.65899	15	2.243932		
<i>Total</i>	34.22907	17			

Se acepta la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión no hay diferencias entre las medias y no hay diferencia entre emulsiones en su tamaño de gota.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
TGOTA_PDFC - TGOTA_NF	10 7	2.44637 2.818457	-0.3720872	-1.945546	1.201372	0.62156
TGOTA_NF - TGOTA_PDFC	7 10	2.818457 2.44637	0.3720872	-1.201372	1.945546	0.62156

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA EL INDICE
DE CREMADO**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	0.560128	1	0.560128	4.5875	0.03753
Dentro de los grupos	5.616522	46	0.1220983		
Total	6.17665	48			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión hay diferencias entre las medias. Por lo que se procedió a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones en su índice de cremado el cual nos indica que PDFC es diferente de NF.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
IC_PDFC	24	0				
- IC_NF	24	0.2160494	-0.2160494	-0.4190912	-0.01300759	0.03753
IC_NF	24	0.2160494				
- IC_PDFC	24	0	0.2160494	0.01300759	0.4190912	0.03753

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA LA
EFICIENCIA DE ENCAPSULADO**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	5526.024	1	5526.024	417.4003	0.00239
Dentro de los grupos	26.4783	2	13.23915		
Total	5552.502	4			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión hay diferencias entre las medias. Por lo que se procedió a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones en su eficiencia de encapsulado el cual nos indica que PDFC es diferente de NF.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
EE_JP	2	9.897496				
- EE_PDFC	2	84.23473	-74.33723	-89.99271	-58.68175	0.00239
EE_PDFC	2	84.23473				
- EE_JP	2	9.897496	74.33723	58.68175	89.99271	0.00239

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA LA ACEITE
EN LA PARTE CREMADA**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	1547.563	1	1547.563	13422.7239	0.00007
Dentro de los grupos	0.2305885	2	0.1152942		
Total		4			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión hay diferencias entre las medias. Por lo que se procedió a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones para el aceite en la parte cremada el cual nos indica que PDFC es diferente de NF.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
AC_JP	2	50.30864				
- AC_PDFC	2	10.96957	39.33907	37.87811	40.80004	0.00007
AC_PDFC	2	10.96957				
- AC_JP	2	50.30864	-39.33907	-40.80004	-37.87811	0.00007

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA EL
POTENCIAL Z**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	184.5562	1	184.5562	3.2721	0.10807
Dentro de los grupos	451.2284	8	56.40355		
Total		4			

No se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que el tipo de emulsión no hay diferencias entre las medias. Por lo que se procedió a hacer una prueba de tukey solo para confirmar que PDFC no es diferente de NF.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
PZ_NF	5	-35.098				
- PZ_PDFC	5	-26.506	-8.592	-19.54526	2.361258	0.10807
PZ_PDFC	5	-26.506				
- PZ_NF	5	-35.098	8.592	-2.361258	19.54526	0.10807

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA EL
COEFICIENTE DE FRICCIÓN**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	629.5721	2	314.7861	22963.1498	0.00000
Dentro de los grupos	823.0198	60038	0.01370831		
Total, ajustado	1452.592	60040			
Total		60041			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión o el aceite hay diferencias entre las medias. Por lo que se procede a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones para el aceite el cual nos indica que PDFC tiene el menor el coeficiente de fricción y que NF es significativamente de CIMSTAR.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
CoF_JP	19863	0.6451342				
- CoF_CIMSTAR	19923	0.6616347	-0.01650048	-0.01925198	-0.01374899	0.00000
- CoF_PDFC	20255	0.4372846	0.2078496	0.2051093	0.2105898	0.00000
CoF_CIMSTAR	19923	0.6616347				
- CoF_JP	19863	0.6451342	0.01650048	0.01374899	0.01925198	0.00000
- CoF_PDFC	20255	0.4372846	0.2243501	0.2216119	0.2270882	0.00000
CoF_PDFC	20255	0.4372846				
- CoF_JP	19863	0.6451342	-0.2078496	-0.2105898	-0.2051093	0.00000
- CoF_CIMSTAR	19923	0.6616347	-0.2243501	-0.2270882	-0.2216119	0.00000

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA EL
DIAMETRO DE LA HUELLA**

<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>Entre grupos</i>	1801.912	2	900.9561	1.6632	0.21063
<i>Dentro de los grupos</i>	13000.47	24	541.6862		
<i>Total, ajustado</i>	14802.38	26			
<i>Total</i>		27			

No se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión o el aceite no hay diferencias entre las medias. Por lo que se procede a confirmar con una prueba de tukey para conocer si no hay diferencia entre emulsiones para el aceite el cual nos indica que para todas no hay diferencia significativa entre utilizar una emulsión o el aceite.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
HUELLA_JP	9	405.1189				
- HUELLA_PDFC	9	390.3956	14.72333	-12.67617	42.12284	0.38640
- HUELLA_CIMSTAR	9	409.4933	-4.374444	-31.77395	23.02506	0.89649
HUELLA_PDFC	9	390.3956				
- HUELLA_JP	9	405.1189	-14.72333	-42.12284	12.67617	0.38640
- HUELLA_CIMSTAR	9	409.4933	-19.09778	-46.49728	8.301725	0.21116
HUELLA_CIMSTAR	9	409.4933				
- HUELLA_JP	9	405.1189	4.374444	-23.02506	31.77395	0.89649
- HUELLA_PDFC	9	390.3956	19.09778	-8.301725	46.49728	0.21116

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA EL
ACABADO DEL MATERIAL**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	5.723564	2	2.861782	14.6669	0.00005
Dentro de los grupos	5.268199	27	0.1951185		
Total, ajustado	10.99176	29			
Total		30			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión o el aceite hay diferencias entre las medias. Por lo que se procede a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones para el aceite el cual nos indica que PDFC tiene el mejor acabado de material (Rugosidad) y que NF no es significativamente de CIMSTAR.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
Rugosidad_JP	9	3.796111				
- Rugosidad_PDFC	9	2.697	1.099111	0.5828012	1.615421	0.00004
- Rugosidad_CIMSTAR	12	3.446333	0.3497778	-0.133186	0.8327415	0.19014
Rugosidad_PDFC	9	2.697				
- Rugosidad_JP	9	3.796111	-1.099111	-1.615421	-0.5828012	0.00004
- Rugosidad_CIMSTAR	12	3.446333	-0.7493333	-1.232297	-0.2663696	0.00186
Rugosidad_CIMSTAR	12	3.446333				
- Rugosidad_JP	9	3.796111	-0.3497778	-0.8327415	0.133186	0.19014
- Rugosidad_PDFC	9	2.697	0.7493333	0.2663696	1.232297	0.00186

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA LA
TEMPERATURA GENERADA
POR EL CORTE**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	267.1485	2	133.5742	15.1491	0.00000
Dentro de los grupos	8826.112	1001	8.817295		
Total, ajustado	9093.261	1003			
Total		1004			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión o el aceite hay diferencias entre las medias. Por lo que se procede a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones y para el aceite el cual nos indica que PDFC tiene la temperatura menor generada por el corte y que NF no es significativamente de CIMSTAR.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
TEMPERATURA_JP	349	28.649				
- TEMPERATURA_PDFC	388	27.45979	1.189203	0.6756275	1.702779	0.00000
- TEMPERATURA_CIMSTAR	267	28.21607	0.4329297	-0.1330767	0.9989362	0.17202
TEMPERATURA_PDFC	388	27.45979				
- TEMPERATURA_JP	349	28.649	-1.189203	-1.702779	-0.6756275	0.00000
- TEMPERATURA_CIMSTAR	267	28.21607	-0.7562736	-1.309813	-0.2027342	0.00391
TEMPERATURA_CIMSTAR	267	28.21607				
- TEMPERATURA_JP	349	28.649	-0.4329297	-0.9989362	0.1330767	0.17202
- TEMPERATURA_PDFC	388	27.45979	0.7562736	0.2027342	1.309813	0.00391

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA LA FUERZA
DE AVANCE Fx**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	1104289	2	552144.6	1665.3988	0.00000
Dentro de los grupos	842109	2540	331.539		
Total, ajustado	1946398	2542			
Total		2543			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión o el aceite hay diferencias entre las medias. Por lo que se procede a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones y para el aceite el cual nos indica que todas son diferentes entre sí, sin embargo, el valor menor de fuerza de avance la tiene CIMSTAR.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
FX_JP	993	65.77656				
- FX_PDFC	678	74.90462	-9.128068	-11.25437	-7.00177	0.00000
- FX_CIMSTAR	872	26.2523	39.52425	37.5435	41.50502	0.00000
FX_PDFC	678	74.90462				
- FX_JP	993	65.77656	9.128068	7.00177	11.25437	0.00000
- FX_CIMSTAR	872	26.2523	48.65232	46.46699	50.83766	0.00000
FX_CIMSTAR	872	26.2523				
- FX_JP	993	65.77656	-39.52425	-41.50502	-37.5435	0.00000
- FX_PDFC	678	74.90462	-48.65232	-50.83766	-46.46699	0.00000

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA LA FUERZA
DE FRICCIÓN Fy**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	4594.951	2	2297.476	15.4756	0.00000
Dentro de los grupos	335366.9	2259	148.4581		
Total, ajustado	339961.9	2261			
Total		2262			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión o el aceite hay diferencias entre las medias. Por lo que se procede a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones y para el aceite el cual nos indica que CIMSTAR y PDFC no son diferentes entre sí, pero NF es diferente de todas.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
FY_JP	667	34.88838				
- FY_PDFC	726	32.49686	2.391524	0.8596951	3.923353	0.00073
- FY_CIMSTAR	869	31.43493	3.453449	1.983207	4.92369	0.00000
FY_PDFC	726	32.49686				
- FY_JP	667	34.88838	-2.391524	-3.923353	-0.8596951	0.00073
- FY_CIMSTAR	869	31.43493	1.061925	-0.3741204	2.49797	0.19289
FY_CIMSTAR	869	31.43493				
- FY_JP	667	34.88838	-3.453449	-4.92369	-1.983207	0.00000
- FY_PDFC	726	32.49686	-1.061925	-2.49797	0.3741204	0.19289

**ANÁLISIS DE VARIANZA DE
UN FACTOR PARA LA FUERZA
DE CORTE FZ**

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	58522.46	2	29261.23	11.8858	0.00001
Dentro de los grupos	5187162	2107	2461.871		
Total, ajustado	5245685	2109			
Total		2110			

Se rechaza la hipótesis nula al nivel de significación de 0.05 se puede establecer que al menos para una emulsión o el aceite hay diferencias entre las medias. Por lo que se procede a hacer una prueba de tukey para conocer si hay diferencia entre emulsiones y para el aceite el cual nos indica que CIMSTAR y PDFC no son diferentes entre sí, pero NF es diferente de todas.

Comparison Groups	Count	Mean	Mean Difference	95% Simultaneous Confidence Limits of the Difference		P-Value
				Lower	Upper	
FZ_NF	681	187.3035				
- FZ_PDFC	575	175.442	11.86147	5.274471	18.44847	0.00007
- FZ_CIMSTAR	854	176.5034	10.80016	4.824966	16.77536	0.00006
FZ_PDFC	575	175.442				
- FZ_NF	681	187.3035	-11.86147	-18.44847	-5.274471	0.00007
- FZ_CIMSTAR	854	176.5034	-1.061311	-7.335444	5.212822	0.89610
FZ_CIMSTAR	854	176.5034				
- FZ_NF	681	187.3035	-10.80016	-16.77536	-4.824966	0.00006
- FZ_PDFC	575	175.442	1.061311	-5.212822	7.335444	0.89610



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE EXAMEN DE GRADO

No. 00308

Matrícula: 2223801887

NANOFIBRILLAS DE QUITINA DE PROCESO BIOLÓGICO-MECÁNICO PARA SU USO EN EMULSIONES TIPO PICKERING COMO FLUIDOS DE CORTE.

En la Ciudad de México, se presentaron a las 11:00 horas del día 22 del mes de octubre del año 2024 en la Unidad Iztapalapa de la Universidad Autónoma Metropolitana, los suscritos miembros del jurado:

DRA. CARMEN GUADALUPE HERNANDEZ VALENCIA
DRA. EDITH PONCE ALQUICIRA
DRA. LEONOR ZAVALA AVEJAR
DR. MANUEL EDUARDO MARTINEZ LOPEZ

Bajo la Presidencia de la primera y con carácter de Secretario el último, se reunieron para proceder al Examen de Grado cuya denominación aparece al margen, para la obtención del grado de:

MAESTRO EN BIOTECNOLOGÍA

DE: ERWIN ANTONIO CORAZA LIMON

y de acuerdo con el artículo 78 fracción III del Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado resolvieron:

A PROBAR

Acto continuo, la presidenta del jurado comunicó al interesado el resultado de la evaluación y, en caso aprobatorio, le fue tomada la protesta.



ERWIN ANTONIO CORAZA LIMON
ALUMNO

REVISÓ

MTRA. ROSALIA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CBS

DR. JOSE LUIS GOMEZ OLIVARES

PRESIDENTA

DRA. CARMEN GUADALUPE HERNANDEZ VALENCIA

VOCAL

DRA. EDITH PONCE ALQUICIRA

VOCAL

DRA. LEONOR ZAVALA AVEJAR

SECRETARIO

DR. MANUEL EDUARDO MARTINEZ LOPEZ