



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

Unidad Iztapalapa

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

UNIDAD IZTAPALAPA

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

POSGRADO EN BIOTECNOLOGÍA

“Evaluación fisicoquímica y antimicrobiana del quitosano extraído a partir de ortóptero comestible”

TESIS PARA OBTENER EL DIPLOMA DE ESPECIALIDAD EN
BIOTECNOLOGÍA

QUE PRESENTA:

I.A. LUIS DAVID SIMÓN RODRÍGUEZ

MATRICULA: 2241800271

CORREO: apu1totto@gmail.com

DIRECTORA: DRA. YENIZEY MERIT ÁLVAREZ CISNEROS

JURADO

ASESORA: DRA. YENIZEY MERIT ÁLVAREZ CISNEROS

LECTOR: DR. PONCIANO GARCÍA GUTIÉRREZ

IZTAPALAPA, CIUDAD DE MÉXICO, A 12 DE MAYO 2025

Ciudad de México, a 12 de mayo de 2025

El comité Tutorial designado por la División de Ciencias Biológicas y de la Salud de la Unidad Iztapalapa aprobó la idónea comunicación de resultados del trabajo:

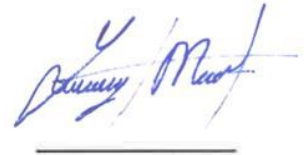
“Evaluación fisicoquímica y antimicrobiana del quitosano extraído a partir de ortóptero comestible”

Presenta:

I.A. Luis David Simón Rodríguez

Comité Tutorial:

Directora: Dra. Yenizey Merit Álvarez Cisneros.



Lector: Ponciano García Gutiérrez



Agradecimientos

Quiero comenzar expresando mi más profundo agradecimiento a mis padres, mi abuela y mi hermano, así como a mis amistades más cercanas, quienes han estado presentes en cada logro y en cada tropiezo. Su compañía, cuidado y guía han sido fundamentales para llegar al lugar en el que me encuentro hoy.

Agradezco sinceramente al M. en C. Salvador y a la Dra. Yenizey, quienes, desde su generosidad y confianza, me abrieron las puertas del laboratorio sin conocerme previamente. Me brindaron la libertad para desarrollarme, tanto personal como profesionalmente, durante esta etapa de mi vida, lo cual valoro profundamente.

Dedico también este trabajo a Sayuri H., cuya presencia ha sido invaluable. No hay palabras suficientes para describir su apoyo constante, sus consejos, observaciones y llamadas de atención, que sin duda han marcado y continúan marcando mi trayectoria. Muchas gracias por todo. Vamos por más.

Desde una perspectiva profesional, agradezco al profesor Ponciano García Gutiérrez por su tiempo, dedicación y disposición para encauzar parte de este trabajo. Extiendo también mi agradecimiento a la laboratorista Citlalli A. Arroyo Gómez, por su paciencia, apoyo y colaboración constante; al Dr. Jorge E. Miranda Calderón de la UAM-X; así como a la Dra. María S. Córdova Aguilar del ICAT-UNAM, por su orientación, tiempo, equipo, disposición y generosidad durante la realización de esta investigación.

Estoy seguro de que muchas más personas merecen ser mencionadas en esta sección. A todas ellas, les estoy profundamente agradecido por haberme acompañado, guiado o inspirado en este camino. Lamento no poder nombrarlas a todas, pero llevaré siempre su apoyo en el corazón y les agradeceré personalmente en su momento.

Gracias a todos.

.

Tabla de Contenido

Resumen	1
1. Introducción	3
1.1 <i>Uso de insectos como fuente de quitina y quitosano</i>	4
1.1.1 <i>Sphenarium purpurascens</i>	5
1.1.2 <i>Acheta domesticus</i>	5
1.2 <i>Generalidades de la quitina</i>	6
1.3 <i>Generalidades del quitosano</i>	6
1.4 <i>Pretratamientos</i>	7
1.5 <i>Extracción de quitina y quitosano</i>	7
1.5.1 Extracción química	8
1.5.1.1 Desmineralización	9
1.5.1.2 Desproteínización	9
1.5.1.3 Decoloración	10
1.5.1.4 Desacetilación	10
1.5.2 Proceso enzimático para la obtención de quitina	11
1.6 <i>Propiedades fisicoquímicas del quitosano y métodos para su evaluación</i>	11
1.6.1 Solubilidad	11
1.6.2 Viscosidad	12
1.6.3 Grado de desacetilación	12
1.6.4 Análisis de color	12
1.6.5 Espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier, vinculada a un sistema de reflectancia total atenuada (FTIR-ATR)	12
1.7 <i>Propiedades antimicrobianas del quitosano</i>	13
2. Antecedentes	14
3. Justificación	18

4.	Hipótesis	19
5.	Objetivos	19
5.1	<i>Objetivo general</i>	19
5.2	<i>Objetivos específicos</i>	19
6.	METODOLOGÍA	20
6.1	<i>Diseño Experimental para la obtención de quitina</i>	20
6.2	<i>Obtención de harina</i>	21
6.3	<i>Obtención de harina desengrasada</i>	21
6.4	<i>Extracción de quitina</i>	22
6.4.1	Desmineralización	22
6.4.2	Desproteínización	22
6.4.2.1	Químico	22
6.4.2.2	Enzimático	22
6.4.2.3	Pretratamiento	23
6.4.3	Decoloración	23
6.4.4	Determinación de color	24
6.5	<i>Obtención de quitosano</i>	24
6.6	<i>Evaluaciones fisicoquímicas del quitosano</i>	24
6.6.1	Grado de desacetilación	24
6.6.2	Solubilidad	25
6.6.3	Reología	25
6.6.4	Espectroscopia FTIR -ATR	26
6.6.5	Calorimetría diferencial de barrido	26
6.7	<i>Actividad antimicrobiana del quitosano</i>	26
6.8	<i>Análisis estadístico</i>	27
7	Resultados y discusión	28

7.1	<i>Extracción de Quitina</i>	28
7.2	<i>Análisis de color para Quitina</i>	31
7.3	<i>Comparación entre los métodos de extracción de quitina</i>	34
7.4	<i>Espectroscopia FTIR -ATR de quitina.</i>	35
7.5	<i>Solubilidad de quitina</i>	37
7.6	<i>Obtención de quitosano</i>	38
7.7	<i>Parámetros de color CIELab* del quitosano</i>	39
7.8	<i>Grado de desacetilación</i>	40
7.9	<i>Espectroscopia FTIR -ATR del quitosano</i>	42
7.10	<i>Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC) en quitosano</i>	44
7.11	<i>Reología del quitosano</i>	46
7.12	<i>Actividad antimicrobiana del quitosano.</i>	47
8	<i>Conclusión</i>	49
9	<i>Perspectivas</i>	49
10	<i>Bibliografía</i>	51
11	<i>Anexos</i>	58
	Anexo A. Determinación del mejor método de desproteización Químico y enzimático	58
	Anexo B Análisis estadístico	60
	Anexo C. Congresos y divulgación científica.....	66

Índice de figuras y tablas

Figura 1 Estructura química de quitina (izquierda) y quitosano (derecha)	6
Figura 2 Metodología general para evaluar el quitosano obtenido a partir de insectos comestibles.....	20
Figura 3 Diseño experimental y tabla de abreviaturas.....	21
Figura 4. Obtención de Quitina a partir de harina de chapulín a través de cada tratamiento.	29
Figura 5. Obtención de Quitina a partir de harina de Grillo a través de cada tratamiento.	30
Figura 6 Análisis de componentes principales (PCA) de los parámetros de color CIELab* de los diferentes tratamientos para obtener quitina a partir del grillo (<i>Acheta domesticus</i>).	32
Figura 7 Análisis de componentes principales (PCA) de los parámetros de color CIELab* de los diferentes tratamientos para obtener quitina a partir del chapulín (<i>Sphenarium purpurascens</i>).....	33
Figura 8 Comparación entre los tratamientos obtenidos en Grillo y Chapulín de harinas desengrasadas con decoloración con hipoclorito de sodio.....	34
Figura 9 Espectro ATR- FTIR de quitina obtenida a partir del tratamiento químico de la harina desengrasada del grillo <i>Acheta domesticus</i> (HADQ2).....	36
Figura 10 Espectro ATR- FTIR de quitina obtenida a partir del tratamiento enzimático de la harina desengrasada del grillo <i>Acheta domesticus</i> (HADE2).	36
Figura 11 Porcentaje de solubilidad en ácido acético (1%) de la quitina obtenida del grillo.	37
Figura 12 Rendimientos de quitosano a partir de quitina extraída de grillo.	38
Figura 13 Solubilidad del quitosano en ácido acético (1%).	40
Figura 14 Grado de desacetilación del quitosano.	42
Figura 15 Espectro ATR-FTIR de quitosano comercial Sigma-Aldrich 448869	43
Figura 16 Espectro ATR-FTIR de QO-HADQ2.....	43
Figura 17 Espectro ATR-FTIR de quitosano tratamiento enzimático, QO-HADE2	44

Figura 18 Calorimetría diferencial de barrido, quitosano control, Sigma-Aldrich 448869..	45
Figura 19 Calorimetría diferencial de barrido quitosano enzimático, QO-HADE2.....	45
Figura 20 Calorimetría diferencial de barrido quitosano químico, QO-HADQ2.....	46
Figura 21 Comportamiento viscoelástico de los quitosanos	47
Tabla 1 Parámetros de color CIELab* de quitosano.....	39
Tabla 2 Actividad antimicrobiana del quitosano obtenido con diferentes tratamientos.	48
Tabla B 1 Anova para la determinación del mejor método de desproteinización enzimático....	60
Tabla B 2 Test Tukey para la determinación del mejor método de desproteinización enzimático.	60
Tabla B 3 Anova para la determinación del mejor método de desproteinización químico.	60
Tabla B 4 Test Tukey para la determinación del mejor método de desproteinización químico.	60
Tabla B 5 Anova para obtención de quitina a partir de harina de chapulín a través de cada tratamiento.....	61
Tabla B 6 Test Tukey para obtención de quitina a partir de harina de chapulín a través de cada tratamiento.	61
Tabla B 7 Anova para obtención de quitina a partir de harina de grillo a través de cada tratamiento.....	61
Tabla B 8 Test Tukey para obtención de quitina a partir de harina de grillo a través de cada tratamiento.....	61
Tabla B 9 Anova para la comparación entre los tratamientos obtenidos en Grillo y Chapulín de harinas desengrasadas con decoloración con hipoclorito de sodio.	62
Tabla B 10 Test Tukey para la comparación entre los tratamientos obtenidos en Grillo y Chapulín de harinas desengrasadas con decoloración con hipoclorito de sodio.....	62
Tabla B 11 Anova para la solubilidad quitina (%)	63
Tabla B 12 Test Tukey para la solubilidad quitina (%).....	63
Tabla B 13 Anova para el rendimiento quitosano.....	63

Tabla B 14 Test Tukey para el rendimiento de quitosano	63
Tabla B 15 Anova para la solubilidad quitosano (%)	63
Tabla B 16 Test Tukey para la solubilidad quitosano (%).....	64
Tabla B 17 Anova de los Grados de desacetilación de los quitosanos.....	64
Tabla B 18 Test Tukey de los grados de desacetilación de los quitosanos	64
Tabla B 19 Test Tukey de color (a^*) de los quitosanos	64
Tabla B 20 Anova de color (b^*) de los quitosanos.....	65
Tabla B 21 Test Tukey de color (b^*) de los quitosanos	65

Resumen

Los insectos comestibles son, desde hace miles de años, una fuente importante de alimento por sus macronutrientes y en la actualidad se han empezado a producir de forma industrial por sus bajos niveles de gases de efecto invernadero, mínimo uso de suelos y agua, en comparación con el ganado tradicional, esto con el fin de ser alimento para animales, así como para el consumo humano. Dentro de los insectos comestibles se encuentra el orden Orthoptera, del griego *orthós*: "recto, derecho", y *pteron*: "ala", los cuales tienen una distribución normalmente destacada por zonas tropicales y son preferentemente termófilos y estenotermos, por mencionar algunos grillos, saltamontes, chapulines y langostas, además, su exoesqueleto este compuesto principalmente de quitina, por lo cual, desde su cosecha tradicional, producción, o desde los subproductos industriales de estos, se pueden ocupar para la obtención de polímeros como la quitina y posteriormente quitosano.

El presente trabajo se centró en la extracción de quitina y obtención de quitosano a través de insectos comestibles, inicialmente se trabajó con *Sphenarium purpurascens* (SP) y *Acheta domesticus* (AD), donde el primero fue cosechado en Huejotzingo Puebla, llevado a sacrificio por congelación, lavado y deshidratado y el segundo, obtenido por la empresa *Insect Nutrition* de forma deshidratada, posteriormente, por separado, a los dos insectos se les realizó una reducción de tamaño y tamizado obteniendo harinas de AD y SP (HA, y HS respectivamente), posteriormente a una fracción de cada harina se le realizó un desengrasado (HDA y HDS respectivamente). A las fracciones obtenidas se les realizó una desmineralización y una desproteínización con tres tratamientos diferentes: tratamiento químico, pretratamiento y tratamiento enzimático (Q, P, E, respectivamente), después se realizó una decoloración, con dos tratamientos: agua:cloroformo:alcohol e hipoclorito de sodio al 1%). Finalmente, a la quitina obtenida se le realizaron pruebas fisicoquímicas, rendimiento, solubilidad en ácido acético y colorimetría CIE-L*a*b* a los sólidos totales obtenidos. Para obtener el quitosano, a partir de la quitina obtenida se realizó una desacetilación y posteriormente se neutralizó con agua inyectable, al pellet obtenido, quitosano (QO), se le realizaron pruebas fisicoquímicas, grado de desacetilación y pruebas antimicrobianas.

Las harinas desengrasadas obtenidas de *A. domesticus* presentaron mayores de rendimiento de sólidos (quitina), además presentó mejores resultados de luminosidad con el tratamiento con hipoclorito de sodio, por lo que se decidió continuar trabajando con HDA para la obtención de quitosano (QO). *purpurascens*. Así, los tratamientos enzimático y

químico en combinación con decoloración con hipoclorito de sodio se utilizaron para la obtención de quitosano (QO-E, y QO-Q respectivamente), utilizando un quitosano comercial (Sigma-Aldrich 448869), como control (QO-C). Los resultados obtenidos para el quitosano QO-Q no presentaron diferencia significativa con respecto al control en las pruebas de rendimiento, solubilidad, grado de desacetilación y concentración mínima gelificante. Para las pruebas antimicrobianas el QO-E obtuvo los resultados más favorables en comparación con los otros tratamientos, las pruebas de FTIR-ATR y Calorimetría diferencial de barrido mostraron que, tanto en la obtención de quitina, así como de quitosano tienen las propiedades adecuadas para determinar la presencia de quitina y quitosano, respectivamente. Con respecto a la reometría, el QO-Q y QO-C comparten similitudes, mientras el QO-E es más fluido que el control.

Con esto, se puede decir que el QO-Q tiene cualidades similares al control, por lo que puede ser utilizado como un conservador natural debido a sus propiedades fisicoquímicas y microbianas.

1. Introducción

Los insectos se han considerado una valiosa fuente de alimento desde la antigüedad, aproximadamente 2 mil millones de personas en todo el mundo consumen 1900 especies diferentes de insectos para la alimentación humana (Van Huis, 2013). Además, constituyen más del 80% del reino animal y proporcionan una rica diversidad de proteínas, lípidos y su valor nutricional es ampliamente reconocido por la presencia de minerales y vitaminas en comparación con el ganado tradicional (Rahman *et al.*, 2023). Por otro lado, los insectos son beneficiosos en términos ambientales, ya que la crianza de insectos emite menos gases de efecto invernadero, requieren sustancialmente menos agua y menor cantidad de tierra en comparación con el ganado (FAO, 2022). Además, los insectos son muy eficientes para convertir piensos en proteínas, por ejemplo, los grillos necesitan 12 veces menos alimento que el ganado para producir la misma cantidad de proteína (FAO, 2022).

Aunque se ha demostrado que los insectos son nutritivos y se han consumido en diversas formas en Asia, África y América Latina durante años, los consumidores todavía se muestran reacios a comer insectos enteros en las sociedades occidentales por lo cual se han buscado alternativas para su consumo como polvos del insecto completo o extractos (proteínas, grasas o fibra) los cuales pueden ser utilizados como ingredientes o aditivos en la preparación y procesamiento de productos alimenticios (Rahman *et al.*, 2023). Por otra parte, algunos de estos extractos han demostrado tener propiedades bioactivas (antimicrobianas o antioxidantes), por lo que su extracción y purificación se vuelven importantes para su funcionalidad (Rahman *et al.*, 2023). El sector industrial está cada vez más involucrado en la creación, procesamiento y comercialización de insectos comestibles debido a los diferentes beneficios asociados con el uso de insectos en la alimentación humana (Da Silva Lucas *et al.*, 2021).

El informe oficial de las Naciones Unidas presenta una evaluación intermedia del progreso hacia los objetivos de desarrollo sostenible (ODS) de la agenda 2030, si bien, se destacan que más de la mitad de las metas están desviadas y que solo cerca del 15% están en camino de cumplirse para dicho año (Naciones Unidas, 2023), se menciona, por lo menos tres puntos, que motivan e invitan a la producción de insectos, entre ellos se encuentran: (2) Hambre cero, (9) Industria innovación e infraestructura y (15) Vida de ecosistemas terrestres. Si bien, ya se mencionó la importancia de los insectos a un nivel de macronutrientes, bajos niveles de uso de suelo, uso de agua y gases de efecto invernadero es importante también resaltar lo ecológicamente sostenibles y con oportunidades en la economía por su producción relativamente sencilla de realizar tanto en zonas urbanas así

como en zonas rurales por el poco espacio que se requiere, de igual forma es necesario recordar la presente mal nutrición y más específico desnutrición que hay en el mundo, pues este punto se puede y se empieza a cubrir con los insectos, sin embargo, es de importancia la neofobia alimentaria, que es el miedo a probar alimentos nuevos que de acuerdo a Dzvukamanja *et al.* (2025) puede estar relacionada con cuestiones sociales, culturales y afectan a las personas en cualquier etapa de su vida y en cualquier parte del mundo. Esta situación permite e invita a la industria alimentaria a realizar nuevos productos, modificando a los insectos comestibles, normalmente realizando harinas a partir de ellos y así incorporarlos en los productos, por mencionar algunos, panes, galletas, snacks, etc. (Lee *et al.*, 2025). Actualmente los insectos se fraccionan en sus productos de alto valor, por ejemplo, la obtención de proteína o grasas genera a su vez productos secundarios como lo es la quitina (Vilas-Franquesa *et al.*, 2024). Otros autores como Ojha, *et al.* (2020) menciona que, a través de la producción de los insectos, se pueden recuperar exuvias utilizando corrientes de aire y obtener quitina.

La crianza de insectos representa una estrategia clave para la bioconversión de residuos, alineada con los principios de las 3R (reducir, reutilizar y reciclar). Su producción puede llevarse a cabo tanto en zonas rurales como urbanas, ya que requiere poco espacio, poca agua y mínimos cuidados. Además, permite valorizar subproductos, mermas y residuos generados a lo largo de toda la cadena alimentaria: desde la cosecha y postcosecha hasta la distribución, el consumo doméstico y en restaurantes. Esta capacidad de transformar desechos orgánicos en biomasa de alto valor nutricional posiciona a los insectos como una alternativa sostenible y eficiente en los modelos de economía circular (Ojha *et al.*, 2020).

1.1 Uso de insectos como fuente de quitina y quitosano

En México se han registrado alrededor de 549 especies de insectos comestibles y en las comunidades rurales se utilizan como fuente de alimentación, además de atribuirles propiedades medicinales y bioactivas, por la relación coevolutiva que tienen con las plantas (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, 2013). Los insectos comestibles se encuentran ampliamente distribuidos en el sureste de México, encontrando diferentes especies de acuerdo con la región, clima y temperatura de desarrollo (Cruz-López *et al.*, 2022). Como se mencionó anteriormente los insectos también tienen en su composición una cantidad considerable de fibra, presente en forma de quitina, la cual, es un material de construcción estructural que proporciona resistencia a los exoesqueletos de los insectos (Rahman *et al.*, 2023). Los contenidos de quitina varían entre los tipos de insectos, por ejemplo, grillos (8.7%), pupas de gusano de seda *Bombyx mori* (3.7%), pupas de polillas

Dendrolimus houi Lajonquiere (7.5%) y saltamontes (4.7-11.8%), mosca soldado negra *Hermetia illucens* (9.0%), langosta del desierto (12.2%), abeja melífera (2.5%) y escarabajos (5%) (Finke, 2007; Kaya *et al.*, 2015; Marei *et al.*, 2016; Jayanegara *et al.*, 2017; Caligiani *et al.*, 2018).

1.1.1 *Sphenarium purpurascens*

Sphenarium purpurascens es una especie de ortóptero perteneciente a la familia Pyrgomorphidae y al suborden Caelifera. Sus registros fósiles se remontan al Cretácico temprano, lo que le confiere relevancia evolutiva dentro de la entomofauna mexicana (López, 2020). Esta especie se distingue por ser el ortóptero más abundante en el país y presenta una amplia distribución geográfica que incluye entidades como Oaxaca, Guerrero, Michoacán, Jalisco, Veracruz, Puebla, Tlaxcala, entre otros. En estas regiones, especialmente en sistemas agrícolas tradicionales, es comúnmente denominado “chapulín de la milpa” debido a su alta presencia en cultivos de maíz (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Desde el punto de vista ecológico y agronómico, *S. purpurascens* representa una dualidad: por un lado, puede generar daños significativos en el follaje y las estructuras florales de diversas especies vegetales debido a su actividad fitófaga; por otro, constituye una fuente trófica importante para mamíferos durante la temporada de lluvias. En términos de su potencial biotecnológico, destaca su elevado valor nutricional, lo que ha promovido su aprovechamiento en zonas rurales como un recurso alimentario sustentable, aportando proteínas, lípidos y micronutrientes esenciales a la dieta humana (López, 2020).

1.1.2 *Acheta domesticus*

Su procedencia es del suroeste de Asia, aunque actualmente se encuentra en gran cantidad de países y continentes como Europa, el Norte de África, el Oeste de Asia, India, Canadá, EE. UU., México y Australia.

En la actualidad, el grillo *Acheta domesticus* se cultiva de manera comercial a nivel mundial como una alternativa viable en la alimentación humana, así como en la nutrición de especies insectívoras, animales de granja y como cebo en la pesca recreativa. Esta especie de grillo ha ganado relevancia por su alto valor nutricional, sus bajos costos de producción y su reducido impacto ambiental en comparación con las fuentes convencionales de proteína animal (Apolo-Arévalo & Lannacone, 2015).

1.2 Generalidades de la quitina

La quitina es un polisacárido elaborado por algunas plantas y animales, y es, tal vez, el segundo polisacárido natural más abundante a nivel mundial; la estructura química de la quitina es β -(1 $\rightarrow$ 4)-*N*-acetil-*D*-glucosamina (Figura 1) Las principales fuentes comerciales de quitina son los caparazones de cangrejo y el camarón (Son *et al.*, 2021). Sin embargo, esto está cambiando por la producción industrial de los insectos.

Dentro de sus cualidades, Khor (2001a) menciona el contenido de los grupos acetamido, cuando son mayores al 50%, entre el 70% y 90%, el biopolímero se denomina quitina, además, es importante mencionar que este polímero no se encuentra en la naturaleza en un 100% de contenido de grupos acetamido. Y no es por menos mencionar también que es un polímero ecológico, biodegradable y biocompatible que se utiliza, por sus propiedades anteriormente mencionadas, como apósito para heridas, recubrimientos de los tubos de contacto con la sangre, sustitutos óseos y aplicaciones en ingeniería de tejidos (Khor, 2001b).

1.3 Generalidades del quitosano

El quitosano en comparación de la quitina es menos abundante en la naturaleza, se puede encontrar en la pared celular de ciertos hongos y algunas plantas.

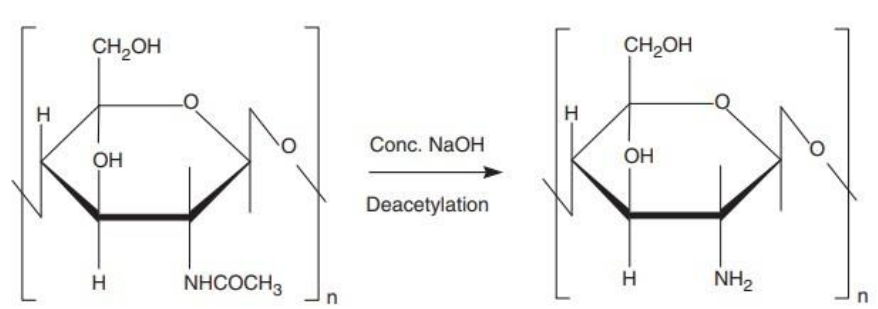


Figura 1 Estructura química de quitina (izquierda) y quitosano (derecha)

Fuente: Younes *et al.*, 2015

De acuerdo con Khor (2001a) se considera quitosano cuando los grupos acetamido son menores. Este polímero biodegradable, biocompatible, no posee toxicidad y tiene un carácter antimicrobiano, por otro lado, es un biomaterial muy versátil que puede emplearse en forma de solución, película, fibra, hidrogel, o nanopartícula (Sandoval, 2014). El quitosano es un polisacárido de cadena lineal compuesto por la repetición de unidades de 2-amina-2-desoxi- β -(1,4)-*D*- glucosamina y 2-acetamida-2-desoxi- β -(1,4)-*D*-glucosamina

(figura 1), y es obtenido por la desacetilación parcial de la quitina en condiciones alcalinas (El Knidri *et al.*, 2018).

Por otro lado, Sayed *et al.* (2024) realzan la importancia de este derivado de la quitina, el compuesto se presenta en tres variantes alomórficas: α -, β - y γ -quitosano, cada una con características cristalinas particulares que determinan su idoneidad para distintas aplicaciones. La forma α , por ejemplo, se caracteriza por una fuerte cohesión estructural mediada por enlaces de hidrógeno intermoleculares, lo que le otorga una elevada resistencia mecánica y baja solubilidad, siendo ideal para su uso en ingeniería de tejidos. En contraste, la forma β muestra una mayor permeabilidad y capacidad de hinchamiento, cualidades que la hacen más apropiada para aplicaciones en las industrias alimentaria y biomédica. Finalmente, la forma γ constituye una combinación de las estructuras α y β , integrando propiedades de ambas. Otra de sus características del quitosano es su peso molecular cuando es de peso molecular alto es insoluble en agua, mientras los de mediano y bajo peso molecular si presentan solubilidad en agua (Sayed *et al.*, 2024). Tanto el quitosano como sus derivatizaciones se pueden encontrar en diferentes presentaciones, como nano fibras, nanopartículas, perlas, nanocompuestos y películas. Con respecto a la derivatización del quitosano se puede conseguir mejorar sus propiedades mecánicas, su solubilidad en agua, propiedades térmicas e incluso sus cualidades antimicrobianas (Sobahi *et al.*, 2014).

1.4 Pretratamientos

Los pretratamientos normalmente van dirigidos a la materia prima, en este caso los insectos, donde se les realizan metodologías como muerte por congelamiento, lavados con agua potable y posteriormente un secado en horno, reducción de tamaño, tamizado y desengrasado (Laing *et al.*, 2024).

1.5 Extracción de quitina y quitosano

Como bien lo menciona Sayed *et al.* (2024) la quitina se encuentra en la naturaleza en un heterogéneo y complejo de biopolímeros, ya sea extraída de hongos, caparazones de crustáceos o insectos, esta se encuentra junto con minerales, proteínas y pigmentos, por su parte el quitosano se encuentra en cantidades mínimas en la naturaleza por lo que se obtiene principalmente de la desacetilación de la quitina (Sayed *et al.*, 2024)

Para la obtención de la quitina normalmente se puede dividir en dos principales grupos de procesos de extracción: métodos químicos y biológicos y en el caso del quitosano, se han empezado a utilizar otros métodos más amigables con el medio ambiente. Por mencionar

algunos, los métodos de radiación. Sayed *et al.* (2024) menciona que la cavitación generada por ultrasonido facilita la solubilización de proteínas sobre plumas de calamar, la ruptura de enlaces covalentes y la dispersión de agregados moleculares. En particular, la aplicación de ultrasonido de baja frecuencia permitió reducir significativamente el tiempo requerido para la extracción, logrando un incremento en el rendimiento de quitina entre un 50 y 65%. Asimismo, la ultrasonificación contribuye a mitigar condiciones extremas, como las elevadas temperaturas, que suelen ser necesarias en los métodos de extracción convencionales, ofreciendo además una vía de desacetilación más amigable con el medio ambiente. No obstante, los procesos de extracción y desacetilación asistidos por ultrasonido provocaron una disminución en la estabilidad térmica y una reducción en la longitud de las cadenas poliméricas de la quitina obtenida (Wardhono *et al.*, 2021).

Otro método de radiación es mediante microondas de baja energía donde mejoró significativamente el proceso de desproteínización, incrementó la eficiencia de la desacetilación (alcanzando valores entre el 20 y 80 %) y elevó el rendimiento de quitina (del 6.67 al 13.43 %). Además, permitió una notable reducción en los tiempos de extracción, limitándolos a intervalos de 10 a 30 minutos. Aunque esta técnica no resulta suficiente por sí sola para la obtención completa de quitina, representa una alternativa respetuosa con el medio ambiente y presenta un alto potencial de escalabilidad (Sebastian *et al.*, 2019).

Los métodos químicos implican el uso de ácidos y bases fuertes para disolver carbonatos de calcio y proteínas, respectivamente. Para evitar tratamientos ácidos y alcalinos, extremadamente peligrosos para el medio ambiente, los tratamientos biológicos ofrecen una alternativa de extraer quitina y quitosano. Se han utilizado bacterias productoras de ácido láctico y proteasas de bacterias para la desmineralización y desproteínización, y métodos enzimáticos con quitina desacetilasa para la desacetilación (El Knidri *et al.*, 2018).

1.5.1 Extracción química

La denominada "biorrefinería de insectos" ha superado su fase inicial de desarrollo y actualmente puede clasificarse en tres principales áreas de interés comercial: la obtención de proteínas y lípidos, así como la generación de quitina como subproducto de valor añadido (Hadam *et al.*, 2020).

El proceso de extracción de quitina implica tres pasos principales. Para la obtención se realiza una desmineralización y desproteínización, así como una despigmentación (Srinivasan *et al.*, 2017).

1.5.1.1 Desmineralización

Hahn *et al.* (2020) mencionan que el ácido clorhídrico ha sido ampliamente utilizado como el agente preferido para la desmineralización de exoesqueletos de insectos, debido a su eficacia en la eliminación de componentes minerales. No obstante, su elevado impacto ambiental ha llevado a su reemplazo parcial por ácidos orgánicos en diversos estudios. Además, se ha reportado que el uso de ácido clorhídrico puede afectar negativamente la estructura y la composición química de la quitina. Entre las alternativas más estudiadas para la desmineralización de biomasa de insectos se encuentran el ácido oxálico, el ácido acético y el ácido fórmico.

La relación entre soluto y disolvente está determinada por la concentración del ácido empleado; en el caso del ácido clorhídrico, se requieren dos moléculas de este para reaccionar con una molécula de carbonato de calcio el principal componente mineral del exoesqueleto, generando cloruro de calcio, dióxido de carbono y agua como productos de la reacción (Hahn *et al.*, 2020).

1.5.1.2 Desproteínización

La desproteínización remueve las proteínas superficiales del extracto de interés, y el hidróxido de sodio ha demostrado la capacidad de eliminar estas proteínas eficientemente (Falfán *et al.*, 2022). La eliminación de proteínas se realiza normalmente con un tratamiento alcalino donde se utilizan productos químicos como hidróxido de potasio (KOH), carbonato de sodio (Na_2CO_3), carbonato de potasio (K_2CO_3), hidróxido de calcio (CaOH_2) y sulfato de sodio (Na_2SO_4). Pero el hidróxido de sodio (NaOH) es la base más comúnmente utilizada en diversas concentraciones de soluciones acuosas (Hahn *et al.*, 2020). Los resultados de la desproteínización dependen de la concentración de la base, así como de los tiempos de exposición, pero también es importante la temperatura ya que se pueden llegar a generar subproductos indeseables (Younes y Rinaudo, 2015). A diferencia de su comparativo industrial, los crustáceos o sus desechos, la desproteínización en el uso de insectos requiere de mayor concentración de reactivos o tiempo de acción, así como catalizadores como lo es la temperatura elevada, ya que los insectos tienen una cantidad mayor de proteína, a diferencia del proceso de desmineralización donde los crustáceos contienen mayores niveles de cenizas.

1.5.1.3 Decoloración

Se sabe que la coloración de la cutícula en los insectos está influenciada por una variedad de pigmentos y mecanismos de coloración estructural. Estos pigmentos se generan principalmente a través de la ruta biosintética del bronceado cuticular, la cual está mediada por la tirosina. Dentro de esta vía, se sintetizan compuestos como las melaninas, así como derivados de la 3,4-dihidroxifenilalanina (DOPA) y la dopamina, que participan activamente durante los procesos de esclerotización y endurecimiento de la cutícula (Sugumaran, 2009)

Hahn *et al.* (2020) indican que, durante los diferentes procesos anteriormente mencionados, desengrasado, desmineralización y desproteínización se pierden pequeñas cantidades de pigmentos, el proceso de decoloración se realiza mediante varios métodos: lavado con alcohol, soluciones de cloroformo y alcohol, soluciones de pentóxido de fósforo, permanganato de potasio, una mezcla de soluciones de ácido oxálico y ácido sulfúrico y soluciones de hipoclorito de sodio. La decoloración es un paso opcional, aunque es recomendable realizarlo ya que la presencia de pigmentos puede afectar la obtención de quitosano, como es el caso de los exoesqueletos de crustáceos que poseen de forma natural pigmentos que les proporcionan sus colores característicos (Abidin *et al.*, 2020). Los productos comerciales de quitina y quitosano obtenidos a partir de fuentes marinas suelen presentar una apariencia blanquecina o color crema como resultado de procesos de blanqueamiento aplicados durante su purificación. En consecuencia, a nivel industrial, se prioriza alcanzar estas características visuales mediante la implementación de distintos métodos de blanqueamiento, tanto para la quitina como para el quitosano derivado de ella a partir de insectos y hongos.

1.5.1.4 Desacetilación

La desacetilación es un procedimiento utilizado para eliminar el grupo acetilo de la estructura de la quitina y obtener los grupos amino libres, característicos de la obtención de quitosano. Se pueden utilizar ácidos o álcalis para desacetilar la quitina, sin embargo, los enlaces glicosídicos son muy susceptibles al ácido en solución por lo que la desacetilación alcalina se utiliza con más frecuencia (Hajji *et al.*, 2014).

Hahn *et al.* (2020) menciona que, como resultado, el quitosano presenta una elevada densidad de grupos amino libres ($-NH_2$), los cuales actúan como sitios reactivos que permiten una amplia gama de transformaciones químicas. Esta característica confiere al quitosano una notable versatilidad, haciéndolo adecuado para múltiples modificaciones estructurales y aplicaciones tecnológicas.

Win y Stevens (2001) mencionan que se ha investigado la desacetilación enzimática de la quitina como una alternativa al enfoque químico convencional, utilizando enzimas del tipo desacetilasa. Si bien se ha confirmado que varias de estas enzimas presentan actividad sobre la quitina, su capacidad para convertirla eficientemente en quitosano resulta limitada. Esta baja eficiencia se atribuye principalmente a la elevada cristalinidad del biopolímero, la cual dificulta el acceso enzimático a los grupos acetilo dentro de la matriz estructural.

1.5.2 Proceso enzimático para la obtención de quitina

Los métodos biológicos para la extracción de quitina se presentan como una alternativa sostenible frente a los procedimientos químicos convencionales, los cuales requieren el uso intensivo de agentes corrosivos bajo condiciones severas de temperatura y concentración. Además, estos últimos implican un elevado consumo de agua y energía, generando efluentes alcalinos con alta demanda biológica de oxígeno, lo que representa un riesgo ambiental significativo (Rao & Stevens, 2005).

La extracción de quitina mediada por enzimas ha demostrado mejorar significativamente su cristalinidad, así como conservar un alto grado de acetilación y aumentar su solubilidad. Además, este método presenta la ventaja de reducir la despolimerización del biopolímero, lo que contribuye a preservar su integridad estructural (Huang *et al.*, 2025).

De acuerdo con Cabanillas *et al.* (2022) la extracción asistida con enzimas es una técnica para obtener quitina porque el proceso enzimático separa la quitina de las proteínas de manera eficiente y protege la molécula de cambios fitoquímicos. Después de la obtención de quitina el siguiente paso es la desacetilación, la cual puede hacerse químicamente mediante una hidrólisis alcalina o con el uso de la enzima quitina desacetilasa (El Knidri *et al.*, 2018).

1.6 Propiedades fisicoquímicas del quitosano y métodos para su evaluación.

Las características fisicoquímicas del quitosano influyen directamente en su funcionalidad y aplicación, las cuales están determinadas tanto por la fuente biológica y el procedimiento de extracción de la quitina, como por las condiciones específicas empleadas durante el proceso de desacetilación (Sayed *et al.*, 2024). Las principales propiedades fisicoquímicas del quitosano se mencionan a continuación (No *et al.*, 2002).

1.6.1 Solubilidad

El quitosano presenta insolubilidad en agua y en la mayoría de los solventes orgánicos; sin embargo, puede disolverse en soluciones de ácidos orgánicos, como el ácido acético, así como en ciertos ácidos inorgánicos. Esta propiedad se atribuye a la protonación de los

grupos amino libres presentes en su estructura polimérica, lo cual favorece la formación de sales solubles en solución (Park *et al.*, 2002). En contraste, la quitina no muestra solubilidad en medios acuosos debido a su bajo contenido de grupos amino libres (Argüelles *et al.*, 2004). Así, la presencia de cargas positivas en el quitosano influye significativamente en su comportamiento en disolución, siendo factores determinantes la proporción de desacetilación, la distribución de los grupos amino y el peso molecular (Rinaudo, 2006).

1.6.2 Viscosidad

El quitosano tiene la capacidad de generar soluciones con comportamiento viscoso cuando se encuentra en medios que contienen diversos ácidos orgánicos, como el ácido acético. Esta propiedad reológica está influenciada por múltiples factores, entre los que destacan el peso molecular del polímero, su grado de desacetilación, la concentración empleada, la temperatura del sistema, el valor de pH, la fuerza iónica de la solución, así como la naturaleza específica del ácido orgánico utilizado (Park *et al.*, 2002; Rabea *et al.*, 2003; Argüelles *et al.*, 2004).

1.6.3 Grado de desacetilación.

El grado de desacetilación, como se ha ido mencionando a través del texto, es el porcentaje de grupos amino libres presentes en la obtención de quitosano, se puede decir que es el mayor indicador de la obtención de quitosano a través de quitina. Además, es un factor para determinar las propiedades fisicoquímicas de este polímero.

1.6.4 Análisis de color

El espacio de color CIELAB* es uno de los sistemas más utilizados y estandarizados para la evaluación del color, ya que permite una correspondencia numérica precisa con la percepción visual humana. En este modelo, el parámetro L* representa la luminosidad; a* describe la tonalidad en el eje rojo-verde (donde valores positivos indican rojo y negativos verdes); y b* representa el eje amarillo-azul (con valores positivos hacia el amarillo y negativos hacia el azul). Para llevar a cabo estas mediciones se emplean equipos como espectrofotómetros y colorímetros, tal como lo señala Konica (2014).

1.6.5 Espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier, vinculada a un sistema de reflectancia total atenuada (FTIR-ATR)

La espectroscopia nos indica los grupos funcionales característicos del quitosano. Las bandas espectrales obtenidas por FTIR correspondientes a los grupos funcionales característicos donde el grupo amino es el sobresaliente ($-NH_2$), metilo ($-CH_3$), hidroxilo ($-OH$) y, de manera particularmente relevante, el metoxilo ($-OCH_3$) característico de las

cadenas del polímero de quitina que no se logran desacetilar completamente, sirven como marcadores fundamentales en la caracterización estructural. El análisis detallado de estas señales permite validar la integridad química del polímero y confirmar su identidad (Swamy y Ramaprasad, 2022).

1.7 Propiedades antimicrobianas del quitosano

El quitosano presenta propiedades antimicrobianas relevantes, capaces de inhibir el crecimiento de bacterias y hongos. No obstante, las interacciones moleculares que vinculan su estructura con estas funciones bioactivas aún no se comprenden por completo, lo que deja abierta la necesidad de estudios más profundos en este ámbito (Eickelpasch *et al.*, 2025).

La actividad antimicrobiana limita o previene el crecimiento microbiano reduciendo la tasa de crecimiento. Se ha informado que la quitina de saltamontes (*Calliptamus barbarus* y *Oedaleus decorus*) posee importantes propiedades antimicrobianas. La quitina de saltamontes es un antimicrobiano eficaz contra bacterias Gram-negativas, y contra *Salmonella enterica* y *Vibrio alginolyticus* (Kaya, *et al.*, 2015).

Hahn *et al.* (2020) indican que una de las propiedades más explotadas del quitosano es su capacidad antimicrobiana. Este biopolímero ha demostrado eficacia en la inhibición del crecimiento de diversos patógenos de relevancia clínica, incluyendo *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Aspergillus niger*. Debido a su actividad antimicrobiana, el quitosano no solo se ha posicionado como un candidato prometedor en aplicaciones biomédicas, sino también como un recubrimiento natural eficaz para la conservación de alimentos frescos. En este contexto, las películas activas formuladas a base de quitosano han sido empleadas con éxito en el envasado de frutas, hortalizas, huevos y productos cárnicos, contribuyendo a reducir la contaminación microbiana y prolongar la vida útil de dichos productos.

2. Antecedentes

Como se ha mencionado anteriormente, los insectos comestibles representan una alternativa prometedora para abordar los desafíos nutricionales tanto actuales como futuros. Además de su valor alimenticio, los avances en los métodos de extracción, el desarrollo industrial y la mejora de la infraestructura asociada a su producción ofrecen ventajas significativas en términos de sostenibilidad ambiental, especialmente en comparación con las fuentes convencionales de proteína animal. En este contexto, los insectos también constituyen una fuente viable para la obtención de quitina y quitosano, dado que su cría a escala industrial genera grandes cantidades de residuos biológicos. Este potencial ha cobrado mayor relevancia debido al aumento del interés en su producción y consumo, tanto para la nutrición humana como para la alimentación animal (Machado *et al.*, 2024).

A continuación, se mencionarán algunas de las fuentes de insectos en uso para la obtención de la quitina, sus diferentes métodos de extracción, metodologías para su análisis, relevancias de sus resultados y usos que se les ha dado. También es valioso entender que la concentración de quitina varía dependiendo de algunos parámetros, por ejemplo: De un insecto a otro, si es hembra o macho, época de año, si se presenta en etapa de larva, pupa o etapa adulta. Al igual del método de extracción para la extracción de quitina y posterior obtención de quitosano.

Podemos comenzar con Nafary *et al.* (2023), donde realizaron extracciones de quitina y quitosano de escarabajos *Tenebrio Molitor*, con dos diferentes métodos, realizando en el primero la desmineralización-desproteínización y en el segundo la desproteínización-desmineralización, donde obtuvieron rendimientos de 13.3% y 17.7% de rendimiento respectivamente. El rendimiento de la obtención de quitosano a partir de la quitina extraída fue de 78.3% y 76.4%, respectivamente. El quitosano extraído mostró un efecto antibacteriano contra *Pseudomonas aeruginosa*.

Machado *et al.* (2024) utilizaron residuos de los exoesqueletos cuticulares, en estado larvario y escarabajo de: *Tenebrio molitor* y *Zophobas morio*, al igual que *Blaptica dubia* en estado ninfa y en estado adulto, como fuente alternativa de quitina y quitosano, los resultados obtenidos indican un intervalo de obtención de quitina de especies *Tenebrio molitor* 13.25% y 15.13% (larva y adulto, respectivamente) y *Zophobas morio* (11.21% y 20.89% (larva y adulto, respectivamente) mostraron mayores porcentajes de quitina en la adultez (escarabajo). Por su parte, *Blaptica dubia* no mostró el mismo comportamiento. El

rendimiento de quitina en la fase inicial (19,23 %) fue significativamente mayor que en la fase adulta (15,68 %). Con respecto a la obtención de quitosano los valores rondan entre los 74.9% a 83.4%, los cuales, de acuerdo con Samar *et al.* (2013) concuerda con los valores obtenidos de fuentes como conchas y cabeza de camarón (73.1% a 90.1%).

Otros valores obtenidos son la solubilidad del quitosano entre 69.9 y 94.4%, y sus soluciones presentaron un comportamiento pseudoplástico, con viscosidades aparentes que oscilaron entre 195.96 y 249.86 mPa*s.

Kim *et al.* (2023) determinaron las condiciones óptimas para la hidrólisis enzimática de la quitina utilizando proteasas como la alcalasa en el gusano de la harina, *T. molitor*, obteniendo una solubilidad y grado de desacetilación del 45 y 37%, respectivamente. En este estudio no se expresaron resultados de desmineralización, ni procesos de decoloración. Sin embargo, es importante para conocer las condiciones óptimas en este insecto al utilizar proteasas, en este caso, alcalasa y posteriormente ser un parteaguas para las metodologías posteriormente utilizadas en este trabajo.

Chalghaf *et al.* (2023), realizaron la caracterización fisicoquímica de quitina y quitosano obtenidos a partir de *T. molitor* con diferentes tratamientos, los resultados indican que el tratamiento con la combinación desproteinización-desmineralización presentaron mayor rendimiento de extracción, también, observaron diferencias en el grado de desacetilación entre ambos métodos. Utilizando primero la desmineralización y posteriormente desproteinización, demostrando el mayor rendimiento de aproximadamente $14.6 \% \pm 0.15$ y $6.1 \% \pm 0.10$ %, respectivamente. Por el contrario, cuando primero se realizó la desproteinización y posteriormente la desmineralización, los rendimientos registrados fueron $10.1 \% \pm 0.18$ y $5.31 \% \pm 0.38$, respectivamente. Se realizó la caracterización fisicoquímica por medio de análisis de espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier, medición de viscosidad, Espectroscopia de RMN, difracción de rayos X en polvo, capacidad de retención de agua y capacidad de retención de grasas.

Zhu *et al.* (2023) investigaron cómo la intensidad del molido afecta las propiedades de extracción de quitina y quitosano extraído de saltamontes adultos (*Locusta migratoria manilensis*) proveniente de la provincia china de Shandong. Donde obtuvieron tres diferentes tamaños de partícula, a los cuales se le realizó el mismo tratamiento para la obtención de quitina, reportando rendimientos de 11.9% a 16.3% y con respecto al quitosano de 84.5% a 91.8%. Posteriormente realizaron películas de quitosano y

concluyeron que cuanto más fino fue el polvo utilizado como material de extracción, más delgadas fueron las películas de quitosano y más compacta su estructura.

Kaya *et al.* (2015), estudiaron dos especies de Orthoptera (*Calliptamus barbarus* y *Oedaleus decorus*) como fuentes potenciales de quitosano, obtuvieron un rendimiento de quitosano de 74 ~ 76% (70 ~ 75% de grado de desacetilación), lo que se acerca al rendimiento de las preparaciones comerciales obtenidas de las partes no utilizadas de cangrejos y camarones.

Además, investigaron las propiedades antimicrobianas de quitosano contra microorganismos patógenos indicando actividad antimicrobiana significativa contra todos los microorganismos patógenos analizados (*Listeria monocytogenes*, *Bacillus subtilis*, *Salmonella enteritidis*, *Yersinia enterocolitica*, *Candida albicans*, *Lactococcus garvieae*, *Streptococcus agalactiae* y *Vibrio alginolyticus*). Por último, sugieren que estas dos especies, que actualmente se consideran plagas debido a la reproducción excesiva, son fuentes potencialmente alternativas de quitina y quitosano, que se utilizan en la industria de alimentos y piensos por sus propiedades antimicrobianas.

Sayari *et al.* (2016) investigaron las actividades antibacterianas (*Salmonella enterica*, *Escherichia coli*, *Micrococcus luteus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis*, *Bacillus thuringiensis*, *Listeria monocytogenes*, *Salmonella typhimurium* y *Enterobacter sp.*) y antifúngicas (*Fusarium solani*, *Alternaria solani*, *Botrytis cinerea* y *Aspergillus niger*) del quitosano obtenido de la langosta noruega (*Nephrops norvegicus*). Observaron que el quitosano presentó actividad frente a todas las bacterias probadas y generalmente tenía actividades antimicrobianas más altas en las bacterias Gram-positivas que en las Gram-negativas. En cuanto a la actividad antifúngica solo *Fusarium solani* presentó resistencia.

Keerthika y Jayakumar (2024) investigaron la extracción de quitosano a partir de *Zophobas morio* y evaluaron su actividad antimicrobiana, donde se logró obtener un rendimiento del 19.17 %. Por otro lado, menor viscosidad intrínseca (317.95 cm³/g) que el quitosano comercial (680,20 kDa y 480,87 cm³/g, respectivamente). Y la actividad antimicrobiana frente a diversos microorganismos patógenos, incluyendo *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Proteus mirabilis*, *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis* y *Candida albicans*, con zonas de inhibición de 5mm a 11 mm.

Nasaj *et al.* (2024) analizaron diversos factores que influyen en el mecanismo antimicrobiano del quitosano y sus derivados. El quitosano ejerce su efecto antimicrobiano

mediante diversos mecanismos que actúan de forma sinérgica. Uno de los procesos primarios involucra la interacción electrostática entre los grupos amino protonados del quitosano y los componentes de la superficie celular microbiana que presentan carga negativa, tales como los lipopolisacáridos en bacterias Gram-negativas y los ácidos teicoicos en bacterias Gram-positivas. Esta interacción favorece la disrupción de la membrana celular, provocando la pérdida de integridad estructural, la liberación del contenido intracelular y, en consecuencia, la muerte celular. Además, el quitosano puede alterar directamente la estabilidad de las membranas citoplasmáticas, intensificando el efecto bactericida mediante una mayor permeabilidad. Paralelamente, este biopolímero interfiere con funciones celulares esenciales, inhibiendo procesos metabólicos clave y bloqueando la replicación celular.

Psarianos *et al.* (2025) evaluaron las propiedades funcionales y bioactivas del quitosano extraído de *Acheta domesticus* mediante métodos de fermentación, enzimáticos y asistidos por microondas. Se ha reportado que es posible obtener quitosano con una pureza superior al 85 % mediante los tres métodos, además, el quitosano obtenido a través de estos métodos mostró actividad antimicrobiana efectiva frente a *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* y *Salmonella enterica* subespecie *enterica* serotipo *Typhimurium*.

Si bien la quitina y el quitosano aquí mencionados fueron obtenidos de insectos aún faltan estudios relacionados a otros tipos de insectos y confirmar que las metodologías son apropiadas para ellos y así obtener quitina y quitosano con características a las presentes a nivel comercial.

3. Justificación

La quitina, al igual que la celulosa, es uno de los polisacáridos más importantes encontrados en seres vivos y se pueden extraer principalmente de los caparazones de los crustáceos. Sin embargo, constantemente surgen nuevas áreas de aplicación de la quitina y su derivado el quitosano, lo que demanda el estudio de nuevas fuentes. Los insectos son una opción interesante como fuente alternativa de quitina y en aumento entre la comunidad científica, ya que la mayoría de estos son considerados plagas, tienen tasas de crecimiento altas y su mantenimiento es bajo en comparación con otras fuentes. Además, en los métodos utilizados para extracción de proteína soluble a partir de insectos, la quitina presente en los exoesqueletos es considerado un residuo, que hasta el momento no tiene reportes de actividad biológica (antimicrobiana) o comparación con fuentes convencionales de quitina. Por todo lo anterior, se trabajará con *Acheta domesticus* ya que se cultiva en granjas, convirtiéndolo en materia prima disponible y con *Sphenarium purpurascens* el cual es considerado plaga en cultivos de maíz en el Sureste de México, y la bibliografía reportada hasta el momento se centra en analizar el valor nutricional o en la incorporación en alimentos, pero no hay reportes de la viabilidad de estos insectos como fuente de quitina y quitosano, así como el estudio de su actividad antimicrobiana para proponer posteriores aplicaciones como aditivo alimentario o incorporado en biopelículas para recubrimiento de alimentos.

4. Hipótesis

Si el exoesqueleto de los insectos está compuesto principalmente de quitina, entonces se podría obtener quitosano con propiedades fisicoquímicas y antimicrobianas equiparables a muestras comerciales.

5. Objetivos

5.1 Objetivo general

- Evaluar las propiedades fisicoquímicas y antimicrobianas del quitosano extraído a partir de los insectos comestibles *Acheta domesticus* y *Sphenarium purpurascens*.

5.2 Objetivos específicos

- Obtener harina desengrasada del grillo *Acheta domesticus* y del chapulín *Sphenarium purpurascens*.
- Realizar la extracción química y enzimática de quitina a partir de la harina de los insectos *Acheta domesticus* y *Sphenarium purpurascens*.
- Obtener quitosano a partir de la quitina extraída de los insectos *Acheta domesticus* y *Sphenarium purpurascens*.
- Determinar el rendimiento, las propiedades de solubilidad, colorimetría, FTIR-ATR, Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC), grado de desacetilación, reología y actividad antimicrobiana del quitosano obtenido.

6. METODOLOGÍA

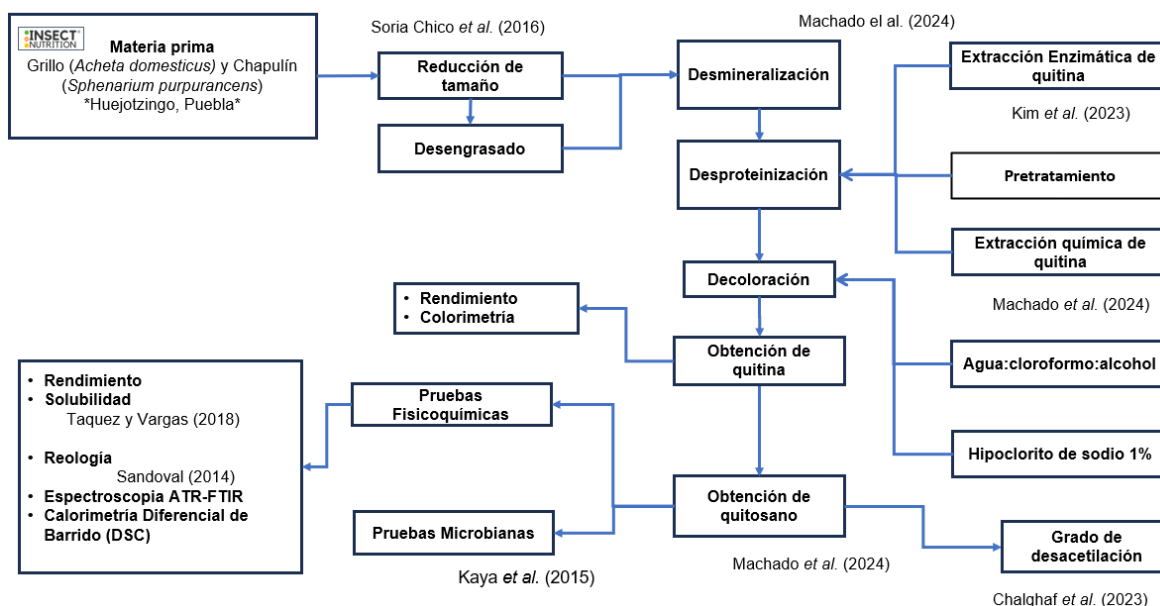


Figura 2 Metodología general para evaluar el quitosano obtenido a partir de insectos comestibles.

6.1 Diseño Experimental para la obtención de quitina

Para la extracción de quitina, se siguió el siguiente diseño experimental (Figura 2). Primero se realizó la desmineralización para cada insecto 2 sin desengrasado (HA y HS) y 2 desengrasados (HAD o HSD), posteriormente se utilizaron tres diferentes métodos de desproteínización química (HQ), enzimático (HE) y pretratamiento (HP), obteniendo 6 tratamientos para cada insecto. Y a partir de estas muestras se utilizaron dos tratamientos de decoloración con dos metodologías diferentes, etiquetadas como 1 y 2, para tener 12 tratamientos diferentes para cada insecto. Al final del diseño se obtuvieron 24 tratamientos de extracción: 12 tratamientos de las harinas del grillo y chapulín sin desengrasar (Q1, Q2, E1, E2, P1 y P2), y 12 tratamientos de las harinas del grillo y chapulín desengrasado (DQ1, DQ2, DE1, DE2, DP2). Cada extracción se realizó por triplicado dando un total de 72 tratamientos.

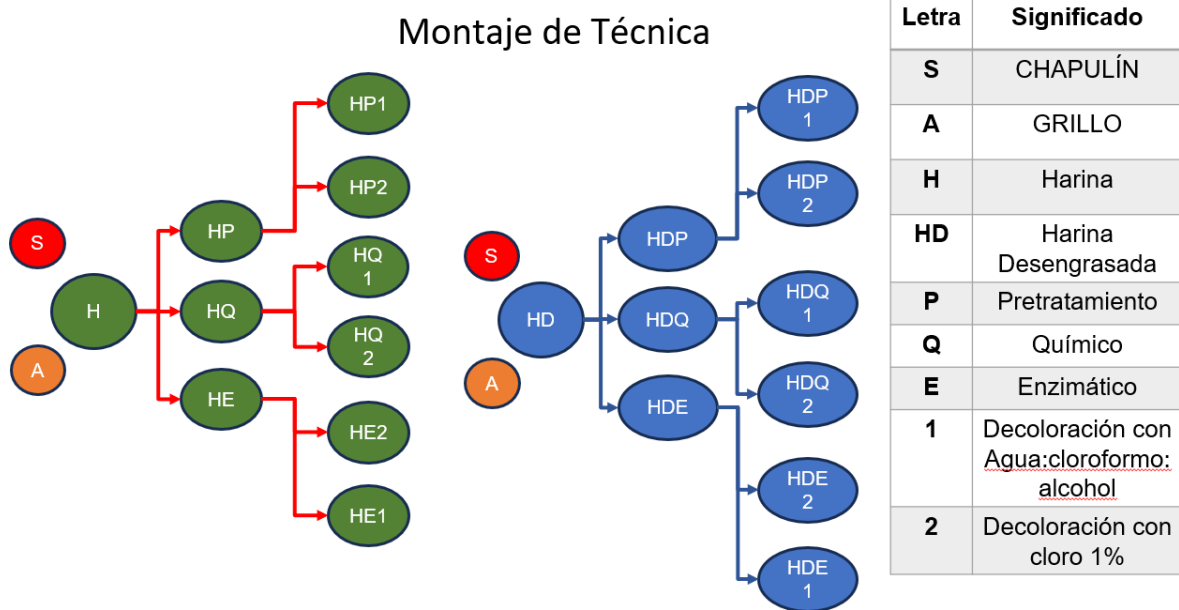


Figura 3 Diseño experimental y tabla de abreviaturas

6.2 Obtención de harina

La obtención de harina se realizó siguiendo la metodología descrita por Soria Chico *et al.* (2016), con ciertas modificaciones. Se emplearon chapulines de la milpa, *Sphenarium purpurascens*, recolectados en Huejotzingo, Puebla, y ejemplares de *Acheta domesticus* proporcionados por la empresa Insect Nutrition. En el caso de los chapulines, se procedió a retirar impurezas y residuos sólidos por medio de lavados con agua potable antes de someterlos a un proceso de deshidratación en horno a 50 °C durante un periodo de 48 h. Posteriormente, los insectos deshidratados se sometieron a una reducción de tamaño utilizando una licuadora doméstica hasta obtener un polvo fino. que fue etiquetado como harina de chapulín (HS). El grillo (*Acheta domesticus*) se adquirió deshidratado en la empresa Insect Nutrition (Apaseo el Grande, Guanajuato) y se obtuvo la harina con el mismo procedimiento antes mencionado para al chapulín para su reducción de tamaño, obteniendo harina de grillo (HA).

6.3 Obtención de harina desengrasada

HS y HA, fueron desengrasadas de acuerdo con el método descrito por Choi *et al.* (2017), con algunas modificaciones. Los lípidos se extrajeron de las muestras de grillos usando hexano (Meyer, México) como disolvente, en una relación de muestra-solvente de 1:5 agitando las muestras durante 2 h y el hexano se eliminó mediante filtración, y posteriormente se destiló para su recuperación. Posteriormente se reemplazó cada 2 h hasta, hasta un total de tres repeticiones. La harina se dejó sobre una charola de aluminio

a temperatura ambiente durante 24 h y fue etiquetada como HAD y HSD (harina de grillo desengrasada y harina de chapulín desengrasada) y almacenada a temperatura ambiente y oscuridad hasta su uso.

6.4 Extracción de quitina

La extracción de quitina se realizó en tres etapas: desmineralización, desproteización y despigmentación.

6.4.1 Desmineralización

La desmineralización se realizó de acuerdo con Machado *et al.* (2024), para lo que se mezclaron 5 g de cada una las diferentes muestras (HA, HAD, HS y HSD) con 50 mL de ácido clorhídrico (J.T. Baker, USA) 1 M, a 60 °C, durante 120 min. a 100 rpm. Posteriormente las muestras se lavaron con agua inyectable y se centrifugaron (Velab PRO 8M, CDMX, México) a 2432 x g, dos veces, y posteriormente se neutralizó el pH con Hidróxido de sodio (J.T. Baker, USA) 1 M y nuevamente se lavaron con agua inyectable, se centrifugó, y el pellet obtenido fue almacenado en refrigeración hasta su uso.

6.4.2 Desproteización

Para esta etapa se utilizaron tres métodos diferentes: químico, enzimático y pretratamiento.

6.4.2.1 Químico

La desproteización se realizó de acuerdo a Machado *et al.* (2024) con algunas modificaciones (ver anexo A) a partir de, los pellets obtenidos en la sección 6.4.1 los cuales se mezclaron con 50 mL de hidróxido de sodio (J.T. Baker, USA) 1 M, a 60 °C, durante 2 h, seguido de un lavado con agua inyectable y centrifugado (Velab PRO 8M, CDMX, México) a 2432 x g durante 30 min, posteriormente se neutralizo con Ácido clorhídrico (J.T. Baker, USA) 1 M y agua inyectable, después se centrifugó a 2432 x g durante 30 min. Se recuperó el pellet y se almacenó en refrigeración hasta su uso y fue etiquetado como como HADQ y HSDQ para la harina desengrasada y HAQ y HSQ para las harinas sin desengrasar para ambos insectos en estudio.

6.4.2.2 Enzimático

Se utilizó la metodología de Kim *et al.* (2023), con modificaciones. Se realizó a partir de los pellets obtenidos en la sección 6.4.1 utilizando la enzima alcalasa® (Sigma-Aldrich, USA) de acuerdo con el anexo A, con una actividad enzimática de 2.98 U/mL, Para ello, se preparó una mezcla utilizando 1 g de harina suspendido en 10 mL de agua inyectable, a la cual se adicionaron 60 µL de enzima y la reacción enzimática se realizó a 60 °C, durante

24 hora. Una vez completada la reacción enzimática, se calentó a 100 °C durante 10 minutos para inactivar la enzima. A continuación, la solución se centrifugó (Velab PRO 8M, CDMX, México), 2432 x g durante 20 min. El pellet obtenido, fue recuperado y se lavó dos veces con agua inyectable hasta neutralizar, posteriormente se secó en un deshidratador a 50°C durante 24 h. El pellet obtenido será almacenado hasta su uso y etiquetado como HADE y HSDE para la harina desengrasada y HAE y HSE para las harinas sin desengrasar para ambos insectos en estudio.

6.4.2.3 Pretratamiento

Se realizó de acuerdo con Acevedo-León *et al.* (2023) con algunas modificaciones. Se disolvieron 5 g de los pellets obtenidos en la sección 6.4.1 en 30 ml de agua destilada, y se agitó a velocidad constante hasta obtener una mezcla homogénea. Luego, la solución se goteó a 20 ml de sulfato de cobre pentahidratado 0.04 M, y se adicionó 2 ml de Ácido clorhídrico (J.T. Baker, USA) a 4% (v/v) directamente a la mezcla, la cual se mantuvo en agitación a velocidad constante durante 2 horas a 60 °C. La solución se centrifugó (Velab PRO 8M, CDMX, México) durante 20 minutos a 2432 x g, y el precipitado se lavó con agua destilada hasta neutralizar. Finalmente, las muestras serán tratadas de acuerdo con el tratamiento químico, punto 6.4.2.1., desmineralización, desproteización y decoloración. El pellet obtenido será almacenado en refrigeración hasta su uso. como HADP y HSDP para la harina desengrasada y HAP y HSP para las harinas sin desengrasar para ambos insectos en estudio.

6.4.3 Decoloración

Para la etapa de despigmentación, se utilizaron dos tratamientos a partir de las muestras desmineralizadas y desproteizadas para eliminar los pigmentos de las muestras de quitina. Para el primer tratamiento se realizó de acuerdo con Machado *et al.* (2024), con algunas modificaciones, se utilizó una solución, 1:20 (p/v), de agua inyectable, etanol al 95 % y cloroformo (4:2:1) y fueron agitadas a 200 rpm, a temperatura ambiente, durante 2 h y para el segundo tratamiento se realizó modificando el método de Ibitoye *et al.* (2018) se utilizó una solución de hipoclorito de sodio al 1%, 1:20 (p/v) y fueron agitadas a 200 rpm, a temperatura ambiente durante 2 h. Posteriormente, las muestras fueron centrifugadas y deshidratadas a 50 °C durante 24 h. Las muestras fueron almacenadas y etiquetadas como HADE1, HSDE1, HADQ1 y HADEQ1 para la decoloración agua-etanol-cloroformo y HADE2, HSDE2, HADQ2 y HADEQ2 para hipoclorito de sodio.

Finalmente, los sólidos recuperados (quitina) fueron pesados para determinar el rendimiento, de acuerdo con la siguiente formula:

$$\text{Rendimiento de solidos expresados en quitina (\%)}: \frac{\text{Peso Final de quitina}}{\text{Peso del insecto}} \times 100$$

6.4.4 Determinación de color

El análisis del color de todos los tratamientos, así como el quitosano control, las harinas de grillo y chapulín, se realizaron con tres repeticiones, Esto utilizando un colorímetro HunterLab (MiniScan EZ, Virginia, USA) Las determinaciones se realizaron colocando lo requerido para cubrir 1 cm³ dentro de un vaso de precipitado de 10 mL y posteriormente se realizaron las determinaciones con el equipo rotando 90° el vaso en cada medición. Los resultados se expresan en un análisis de componentes principales (Cruz-López *et al.*, 2022).

6.5 Obtención de quitosano

Para la obtención de quitosano se utilizó el método descrito por Machado *et al.* (2024) con algunas modificaciones. Para ello, se realizó una desacetilación utilizando 0.5 g de quitina (obtenida con los tratamientos anteriormente descritos) con 50 mL de Hidróxido de sodio (J.T. Baker, USA) (60 % p/v) durante 20 h a 100 °C y 100 rpm. Luego las muestras se centrifugaron (Velab PRO 8M, CDMX, México) a 2432 x g., durante 30 min, se lavaron con agua inyectable hasta su neutralización y se deshidrataron a 50 °C durante 24 h. Después se calculó el rendimiento de acuerdo con la siguiente fórmula.

$$\text{Rendimiento de quitosano (\%)}: \frac{\text{Peso de quitosano}}{\text{Peso de quitina}} \times 100$$

6.6 Evaluaciones fisicoquímicas del quitosano

6.6.1 Grado de desacetilación

El grado de desacetilación se midió mediante titulación potenciométrica de acuerdo con Machado *et al.* (2024) con algunas modificaciones. Se preparó una disolución de quitosano disolviendo 0.1 g de muestra seca en 25 mL de ácido clorhídrico (J.T. Baker, USA) 0.1 M. La mezcla fue agitada a 100 rpm durante 30 min. Posteriormente, se añadieron 25 mL de agua destilada, y la agitación se mantuvo hasta lograr la completa disolución del quitosano. Para la titulación, se empleó hidróxido de sodio (J.T. Baker, USA) 0.025 M como agente

titulante. El proceso de titulación se realizó a temperatura ambiente (25 °C) con agitación lenta y constante. Para la determinación del pH, se empleó un potenciómetro (Hanna Instruments HI 2210-01, Nuşfalău, Rumania), agregando hidróxido de sodio (J.T. Baker, USA) en incrementos constantes de 0.5 mL bajo agitación mecánica continua. Se registraron los valores de pH tras cada adición hasta alcanzar un pH de 2. Posteriormente, se continuó la titulación con la misma solución, hasta un pH de 6. Como control se utilizó quitosano comercial (Sigma-Aldrich 448869), etiquetado como QO-C, y a partir de estos datos, se determinó el grado de desacetilación (DD) del quitosano con la siguiente ecuación:

$$DD(\%) = 2.03 * \frac{V_2 - V_1}{m + 0.0042 * (V_2 - V_1)}$$

Donde m es el peso de la muestra, V_1 y V_2 son los volúmenes de la solución de hidróxido de sodio entre los dos puntos de diferencia de pH, 2.03 es el coeficiente resultante de la masa de la unidad monomérica de quitina y 0.0042 corresponde al coeficiente resultante de la diferencia entre los pesos moleculares de las unidades monoméricas de quitina y quitosano.

6.6.2 Solubilidad

El análisis se realizó de acuerdo con la metodología de Taquez y Vargas (2018), con modificaciones. Las pruebas de solubilidad se realizaron a una concentración final de quitina y quitosano del 2% (p/v). Se disolvió 0.1 g de muestra en 5 mL de agua y por otro lado en ácido acético al 1%, y se dejarán en reposo durante 24 horas para determinar posteriormente en qué solvente se presenta la mayor solubilidad. Como control se utilizó quitosano comercial (Sigma-Aldrich 448869), etiquetado como QO-C.

6.6.3 Reología

La metodología para determinar las propiedades reológicas se realizó de acuerdo con Sandoval (2014), con algunas modificaciones. Todas las pruebas reológicas se realizaron utilizando un reómetro MCR 300 (Paar Physica Messtechnik GmbH, Stuttgart, Alemania) equipado con un baño de circulación (Paar Physica y un sistema Peltier controlado (TEZ 150/MCR) con precisión de $\pm 0,1^\circ\text{C}$), equipado con una geometría PP 50/S (50 mm de diámetro), con un gap de 1 mm, utilizando aproximadamente 3 mL de muestra para cada determinación. Se realizaron barridos de frecuencia a una gama de amplitud variable (ajustado a cada muestra) de acuerdo con los datos obtenidos del barrido de amplitud (asegurándose de su medición dentro de la zona viscoelástica lineal) en un intervalo de frecuencia angular de 0.1–100 rad/s a 23° C, con un total de 16 puntos. La temperatura se

controló con un baño de circulación Paar Physica y un sistema Peltier controlado (TEZ 150/MCR) con precisión de $\pm 0,1^{\circ}\text{C}$. Obtuvimos gráficos del módulo de almacenamiento (G'), módulo de pérdida (G''). Los datos se analizaron con el software RHEOPLUS/32 V3.40.

Como control se utilizó quitosano comercial (Sigma-Aldrich 448869), etiquetado como QO-C.

6.6.4 Espectroscopia FTIR -ATR

Este método se realizó de acuerdo con Guarnieri *et al.* (2022) con algunas modificaciones, para esto se realizó el proceso de absorción y emisión de luz en el intervalo del infrarrojo de barrido determinado, por lo cual se colocó 0.1 g de quitosano y quitina a analizar, con ayuda del programa Spectra Manager. Se registran los espectros FTIR en el equipo PIKE GladiATR, colocando las muestras sobre el dispositivo de reflexión total atenuado con un vidrio de diamante. Para cada muestra se efectuarán 50 barridos entre 4000 cm^{-1} y 400 cm^{-1} . Como control se utilizó quitosano comercial (Sigma-Aldrich 448869).

6.6.5 Calorimetría diferencial de barrido

De acuerdo con Álvarez y Baena (2022) la caracterización térmica (DSC) se realizó sobre los tratamientos de quitosano, así como el quitosano control, utilizando un equipo TGA-DSC marca TA modelo TMA 450 a una velocidad de calentamiento de 10°C/min , en atmósfera de nitrógeno, desde los 25°C hasta los 300°C .

6.7 Actividad antimicrobiana del quitosano

La evaluación de la actividad antimicrobiana del quitosano se llevó a cabo siguiendo el protocolo descrito por Sayari *et al.* (2016), con algunas modificaciones. Para ello, se utilizaron cultivos bacterianos ajustados a una concentración de 10^6 unidades formadoras de colonias por mililitro (ufc/mL) la cual equivale a una absorbancia de 0.25 y 0.3 a una longitud de onda de 600 nm. Las cepas utilizadas como microorganismo sensible son: *Vibrio cholerae*, *Staphylococcus aureus*, *Listeria innocua*, *Listeria monocytogenes*, *Listeria spp.*, *Enterococcus faecalis*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas putida*, *Bacillus cereus*, *Pediococcus acidilactici*, *Brochothrix thermosphacta* y *Weissella viridescens*.

Cada cultivo se inoculó en placas de Petri que contenían una doble capa de agar realizado con caldo de soya tripticaseína, TSB, (BD BIOXON 211670) y agar bacteriológico (BD BIOXON 9277621). La primera capa consistió en TSB suplementado con agar bacteriológico al 0.8 % (p/v), mientras que la segunda, sobre la cual se realizó la

inoculación, contenía TSB con agar bacteriológico al 1.5 % (p/v). Todos los medios y materiales fueron previamente esterilizados en autoclave a 121 °C durante 15 minutos.

Las muestras de quitosano se prepararon a una concentración de 20 mg/mL, disueltas en ácido acético al 1 %. Esta solución se esterilizó mediante exposición a radiación ultravioleta (UV) durante 30 minutos dentro de una campana de flujo laminar. Posteriormente, se realizaron pozos en el agar utilizando un sacabocados estéril, y en cada pozo se depositaron 100 µL de la solución de quitosano. Las placas se incubaron a 35 °C durante un periodo de 18 a 24 horas. La actividad antimicrobiana se determinó midiendo el diámetro de las zonas de inhibición en torno a cada pozo, comparándolas con un control negativo. Como control positivo interno se utilizó ácido acético 1% y el quitosano comercial (Sigma-Aldrich 448869).

6.8 Análisis estadístico

Todas las mediciones se realizaron por triplicado, y los resultados se expresaron como promedio $\pm$ desviación estándar. El análisis estadístico se llevó a cabo utilizando el software XLSTAT versión 2014.5.03 (Addinsoft), considerando un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$. Para la comparación de tratamientos, se aplicó un análisis de varianza unidireccional (ANOVA) seguido de una prueba de comparación de medias mediante el método de Tukey. Además, se efectuó un análisis de componentes principales (PCA, por sus siglas en inglés) para las pruebas de color.

7 Resultados y discusión

7.1 Extracción de Quitina

En la figura 4 se presentan los resultados del porcentaje de sólidos (quitina) obtenidos a partir de la harina desengrasada y no desengrasada del chapulín, *Sphenarium purpurascens*, utilizando diferentes tratamientos. Se observa que los tratamientos con harina desengrasada son significativamente mayores en comparación con la harina sin desengrasar. La desproteínización enzimática con la harina desengrasada presenta los mayores porcentajes de sólidos (quitina), siendo la decoloración agua:cloroformo:alcohol (HADE1) la que tiene el mayor porcentaje de sólidos totales (23.8%), y es significativamente diferente ($p < 0.05$) en comparación con los demás tratamientos. Con respecto al tratamiento químico, se observa que el mayor valor de sólidos se obtiene con la harina desengrasada y decoloración agua:cloroformo:alcohol (10.9%), y se observa que es el tratamiento con los menores porcentajes de recuperación de sólidos. Las harinas que tuvieron un pretratamiento previo a la desproteínización química presentaron mayores rendimientos en comparación con los tratamientos químicos sin pretratamiento, sin embargo, presentaron un menor porcentaje de recuperación de sólidos con respecto a los tratamientos enzimáticos, por lo tanto, el pretratamiento no favorece la extracción de quitina en comparación con el método enzimático.

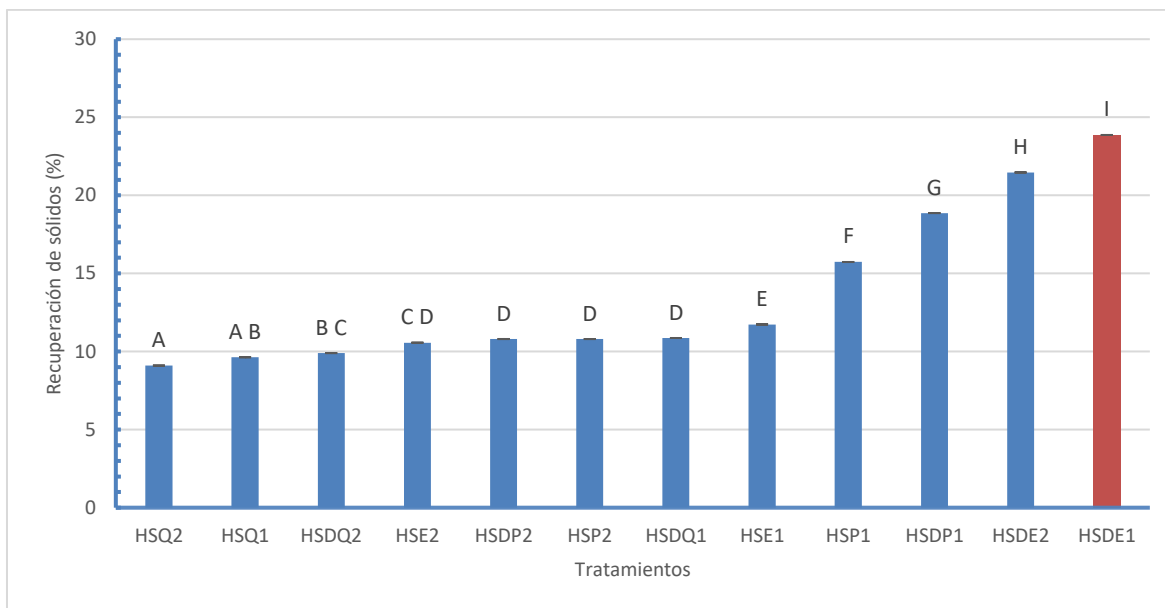


Figura 4. Obtención de Quitina a partir de harina de chapulín a través de cada tratamiento.

Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes (A-I) indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento. HSQ1: Harina de chapulín por desproteinización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSQ2: Harina de chapulín por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSP1: Harina de chapulín por pretratamiento de desproteinización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSP2: Harina de chapulín por pretratamiento de desproteinización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSE1: Harina de chapulín por desproteinización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSE2: Harina de chapulín por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDQ1: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSDQ2: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDP1: Harina de chapulín desengrasada por pretratamiento de desproteinización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSDP2: Harina de chapulín desengrasada por pretratamiento de desproteinización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDE1: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol y HSDE2: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

En la figura 5, se presentan los resultados del porcentaje de sólidos (quitina) obtenidos a partir de la harina desengrasada y no desengrasada del grillo, *Acheta domesticus*, utilizando diferentes tratamientos. De forma general se observa que la harina de grillo presentó diferentes características en comparación con la harina de chapulín, ya que se tuvieron que realizar algunos cambios en el protocolo de extracción de quitina, como ampliación del tiempo de centrifugado, entre las neutralizaciones y entre las etapas de extracción. El tratamiento con desproteinización enzimática y decoloración con agua:cloroformo:alcohol presenta los mayores porcentajes de sólidos totales (quitina), tanto para harina desengrasada como no desengrasada, sin embargo, el tratamiento con harina no desengrasada presentó el mayor porcentaje (37%) y es significativamente diferente ($p < 0.05$) en comparación con los otros tratamientos. Los menores porcentajes de recuperación de quitina se obtuvieron cuando se utilizaron los tratamientos de

desproteínización química con y sin pretratamiento y siendo significativamente menores ($p < 0.05$) en comparación con el método enzimático.

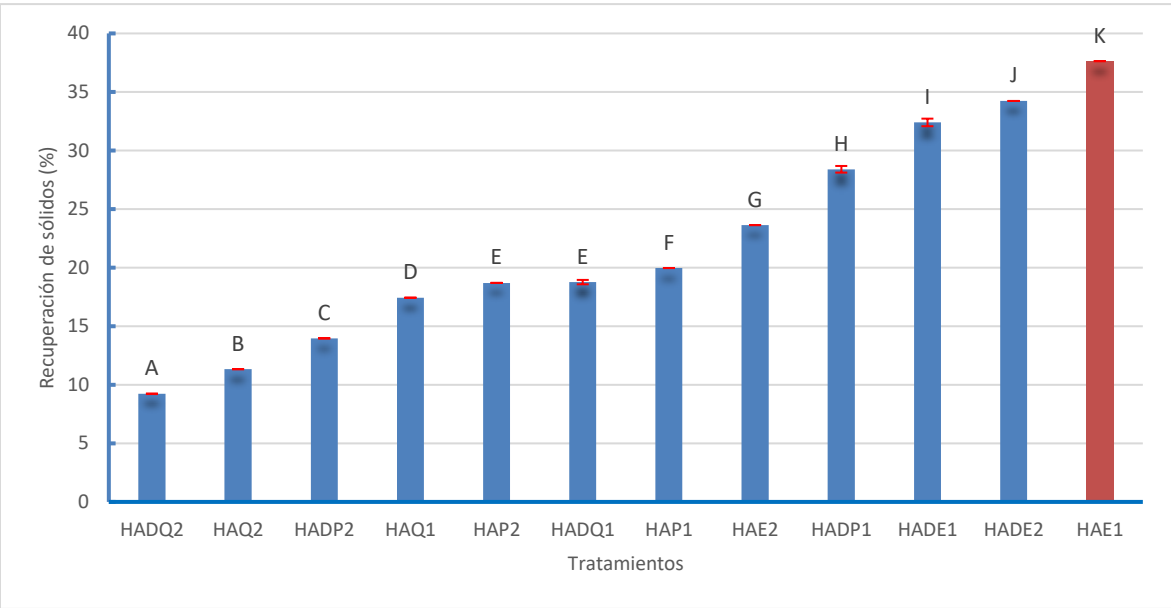


Figura 5. Obtención de Quitina a partir de harina de Grillo a través de cada tratamiento. Cada valor se expresa como la media ($n \pm$ desviación estándar; letras diferentes (A-I) indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento. HAQ1: Harina de grillo por desproteínización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HAQ2: Harina de grillo por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HAP1: Harina de grillo por pretratamiento de desproteínización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HAP2: Harina de grillo por pretratamiento de desproteínización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HAE1: Harina de grillo por desproteínización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HAE2: Harina de grillo por desproteínización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADQ1: Harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HADQ2: Harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADP1: Harina de grillo desengrasada por pretratamiento de desproteínización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HADP2: Harina de grillo desengrasada por pretratamiento de desproteínización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADE1: Harina de grillo desengrasada por desproteínización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol y HADE2: Harina de grillo desengrasada por desproteínización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

Los resultados obtenidos de porcentaje de sólidos (quitina) recuperados a partir de ambos insectos son menores a los reportados por Zhu et al. (2023) el cual trabajo con el insecto saltamontes (*Locusta migratoria manilensis*), en etapa adulta, quienes reportan valores de 11.9 a 16.3 %, de recuperación de quitina utilizando el método químico sin pretratamiento, en comparación con 10.9 % para chapulín y 11.3 % para grillo. Por otra parte, los resultados obtenidos con el método enzimático para ambos insectos (23.8 y 37.6 % para chapulín y grillo, respectivamente) son comparables con lo reportado en cucarachas *Eupolyphaga sinensis* Huang et al. 2025), los cuales obtuvieron 30.5% de quitina, utilizando proteasas, al 3 % (p/p; proteasa alcalina/muestra), Estas diferencias se pueden atribuir a los tiempos del tratamiento, así como las concentraciones y tipo de proteasa utilizada. Otras posibles causas por las cuales se presentan diferencias en los dos tratamientos de

desproteínización, pueden ser atribuidas a las características que presentan los insectos, por ejemplo, el estadio de madurez y la concentración de lípidos y proteínas, además de las etapas en el método de extracción utilizado. Los chapulines en edad adulta pueden tener un mayor contenido de macronutrientes en comparación con aquellos en una etapa joven, por lo que durante el método de desengrasado y desproteínización se tienen mayores pérdidas de quitina unida a las proteínas (Zhu et al., 2023).

También se observó que para ambos insectos el tratamiento de decoloración agua:cloroformo:alcohol mejora el proceso de recuperación de quitina sin importar el tratamiento de desproteínización utilizado. Sheng et al. (2022) menciona que el hipoclorito de sodio (NaClO) es un agente oxidante de alta eficacia que permite la eliminación de pigmentos en procesos de blanqueamiento. No obstante, su aplicación a concentraciones elevadas puede inducir la degradación parcial de la quitina, ocasionando una disminución en su peso. Por su parte, Hahn et al. (2020) mencionan que esta mezcla se utiliza comúnmente como agente de blanqueamiento para la decoloración de quitina, derivados de insectos. La combinación de estos solventes permite la eliminación eficaz de pigmentos y compuestos que causan color sin alterar significativamente la estructura de la quitina.

7.2 Análisis de color para Quitina

Se realizó la evaluación de color de las muestras de quitina de ambos insectos obtenidos con los diferentes tratamientos, obteniendo los parámetros CIELab*, los cuales fueron interpretados con un análisis de componentes principales (PCA, por sus siglas en inglés). En la figura 6, se observa el PCA para los tratamientos con grillo, y se puede observar que los tratamientos químicos con decoloración con hipoclorito de sodio al 1%, (HADQ2, HAQ2 y HAP2) presentan mayor luminosidad (L*), y tonalidades amarillas (b*). Los resultados obtenidos indican que las muestras son más claras, lo cual es importante ya que se espera tonalidades similares a los productos comerciales de quitina. Por su parte Hahn et al. (2020) realizó una revisión bibliográfica en la que se concluyó que los procesos sin decoloración tienen mayores rendimientos, pero en su mayoría sin diferencia significativa, por su parte, los bajos rendimientos se pueden atribuir a la posible solubilidad de la quitina con los reactivos de los tratamientos de decoloración, como lo menciona Sheng et al. (2022) el uso de hipoclorito de sodio, siendo altamente oxidante, a concentraciones mayores de 1% puede llegar a oxidar las cadenas de quitina así como la interacción con los grupos hidroxilo degradando el polímero, sin embargo, Hahn et al. (2020) resalta que la decoloración de los insectos se realiza principalmente con alcohol y cloroformo ya que no interactúa con la cadena glicosídica. Brown et al. (2004) explican que el uso del cloroformo, solvente no

polar, disuelve pigmentos como melaninas y carotenoides, así como residuos lipídicos aun presentes, por su parte, el alcohol ayuda a reducir la tensión superficial y mejora la penetración del cloroformo. Con respecto al lado izquierdo, encerrados en un ovalo, los pretratamientos presentaron tonalidades azuladas, esto se debe a la posible presencia de trazas hidratadas de cobre al formar complejos, produciendo esta coloración (Brown *et al.*, 2004). En el caso de HAE2, a comparación de los otros tratamientos de desproteínización enzimática, presentó una coloración verde-azulada y oscura, esto se le atribuye a un error en la metodología ya que al guardar la muestra en refrigeración es factible que no se cubrió correctamente con Parafilm dejando expuesto el tratamiento al aire que posiblemente oxido compuestos proteicos, como tirosina o triptófano (Davies, 2025).

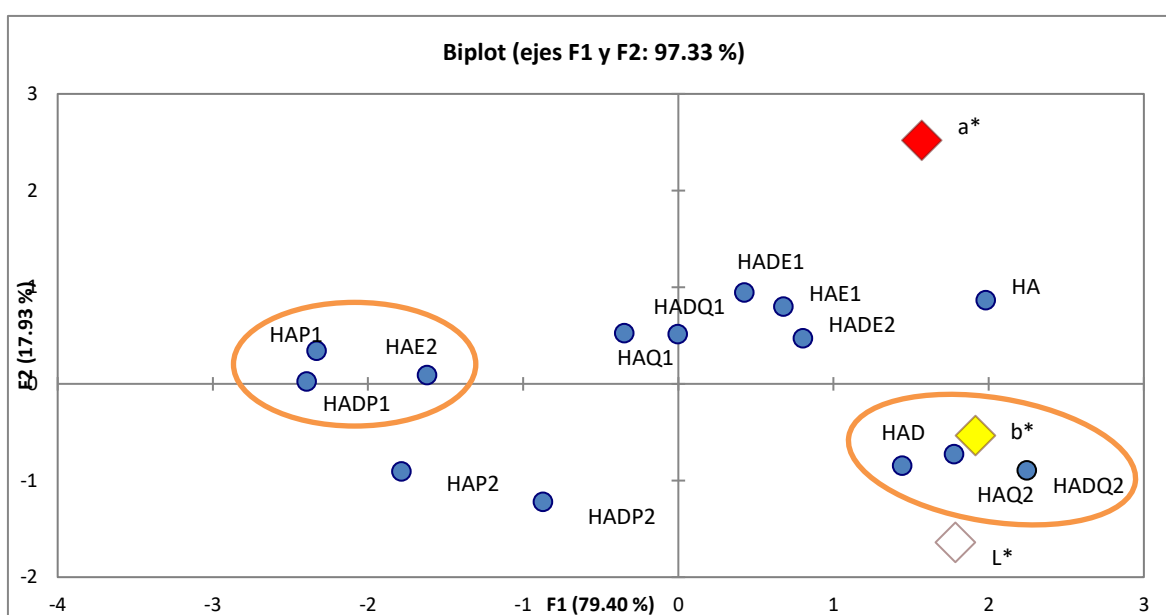


Figura 6 Análisis de componentes principales (PCA) de los parámetros de color CIELab* de los diferentes tratamientos para obtener quitina a partir del grillo (*Acheta domesticus*).

HA: Harina de grillo, HAD: Harina de grillo desengrasada, HAQ1: Harina de grillo por desproteínización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HAQ2: Harina de grillo por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HAP1: Harina de grillo por pretratamiento de desproteínización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HAP2: Harina de grillo por pretratamiento de desproteínización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HAE1: Harina de grillo por desproteínización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HAE2: Harina de grillo por desproteínización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADQ1: Harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HADQ2: Harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADP1: Harina de grillo desengrasada por pretratamiento de desproteínización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HADP2: Harina de grillo desengrasada por pretratamiento de desproteínización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADE1: Harina de grillo desengrasada por desproteínización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol y HADE2: Harina de grillo desengrasada por desproteínización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

En la figura 7 se observa el PCA para los tratamientos con chapulín. Los tratamientos químicos con y sin pretratamiento con decoloración con hipoclorito de sodio al 1%, (HSP2, HSDQ2 y HSQ2) presentan la mayor luminosidad (L^*), por lo que estos tratamientos permiten obtener muestras más claras en comparación con los tratamientos enzimáticos. Por otra parte, se observa que las demás muestras se encuentran alejadas de los parámetros a^* y b^* , lo que indica que los diferentes métodos de decoloración eliminan el color rojizo, característico del chapulín, aunque prevalecen las tonalidades verdosas, lo que se puede deber a la oxidación del cobre, como se mencionó el PCA anterior.

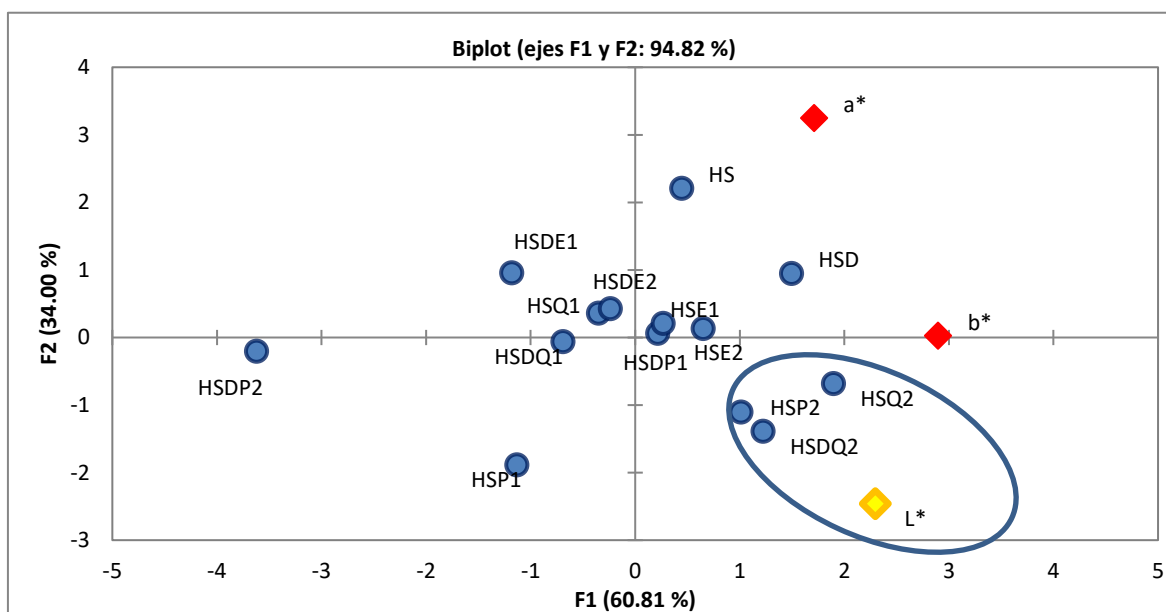


Figura 7 Análisis de componentes principales (PCA) de los parámetros de color CIELab* de los diferentes tratamientos para obtener quitina a partir del chapulín (*Sphenarium purpurascens*).

HA: Harina de chapulín, HAD: Harina de chapulín desengrasada, HSQ1: Harina de chapulín por desproteinización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSQ2: Harina de chapulín por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSP1: Harina de chapulín por pretratamiento de desproteinización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSP2: Harina de chapulín por pretratamiento de desproteinización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSE1: Harina de chapulín por desproteinización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSE2: Harina de chapulín por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDQ1: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización química y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSDQ2: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDP1: Harina de chapulín desengrasada por pretratamiento de desproteinización y decoloración por agua:cloroformo:alcohol, HSDP2: Harina de chapulín desengrasada por pretratamiento de desproteinización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDE1: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por agua:cloroformo:alcohol y HSDE2: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

7.3 Comparación entre los métodos de extracción de quitina

En la figura 8 se presenta una comparación entre los tratamientos de las harinas desengrasadas y decoloración con hipoclorito de sodio al 1%, ya que de acuerdo con los resultados previos son los mejores tratamientos de recuperación de sólidos (quitina) y mayor luminosidad (L^*). Se puede observar que los tratamientos químicos en ambos insectos (HADQ2 y HSDQ2) no presentan diferencias significativas ($p>0.05$) y presentan los valores más bajos. Los tratamientos químicos con pretratamiento (HSDP2 y HADP2) presentan valores mayores en comparación con los tratamientos químicos, sin embargo, las muestras obtenidas a partir de harina del grillo *Acheta domesticus* son significativamente diferentes ($p<0.05$) a las obtenidas con el grillo *Sphenarium purpurascens*. Finalmente se observa que los mejores tratamientos son los enzimáticos para ambos insectos, donde *Acheta domesticus* (HADE2) es la que presenta el mayor porcentaje de sólidos (quitinas) y es significativamente diferente ($p<0.05$) a la muestra obtenida con el chapulín (HSDE2). Hahn *et al.* (2020) indican que un parámetro de importancia, dentro de los pretratamientos, es la reducción de tamaño de la materia prima y la relación e interacción del disolvente con respecto al soluto; por su parte, podemos mencionar que las características obtenidas por un proceso de desengrasado son el aumento en el rendimiento de sólidos totales, quitina, por la eliminación de grasas (Machado *et al.*, 2024).

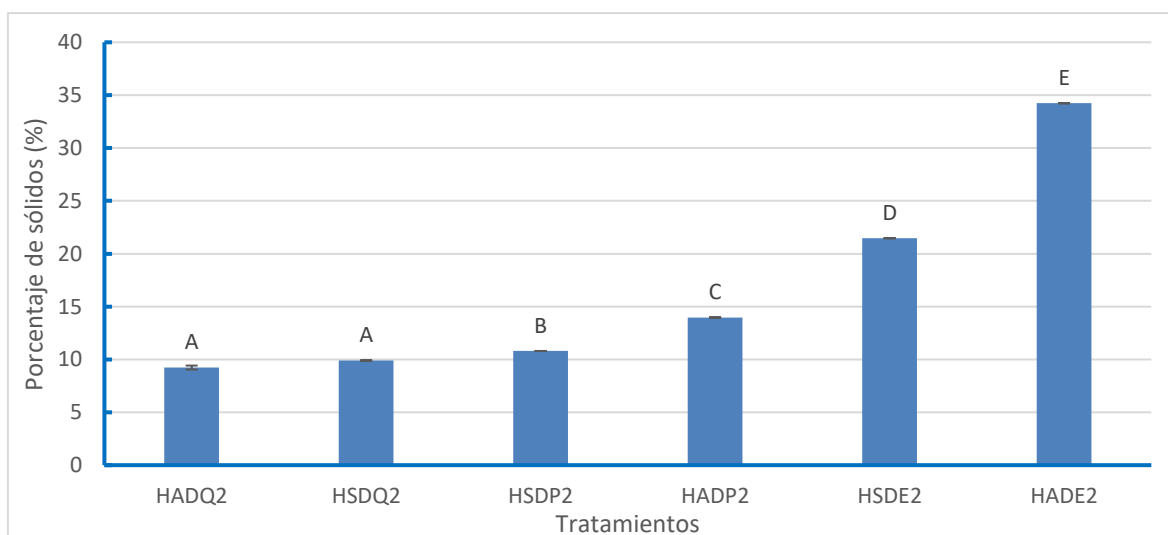


Figura 8 Comparación entre los tratamientos obtenidos en Grillo y Chapulín de harinas desengrasadas con decoloración con hipoclorito de sodio.

Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes (A-E) indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre medias de cada tratamiento. HADQ2: Harina de grillo desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADP2: Harina de grillo desengrasada

por pretratamiento de desproteinización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HADE2: Harina de grillo desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDQ2: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, HSDP2: Harina de chapulín desengrasada por pretratamiento de desproteinización y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 % y HSDE2: Harina de chapulín desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

A partir de los resultados obtenidos se decidió continuar el trabajo experimental solo con los tratamientos químicos y enzimáticos con decoloración con hipoclorito de sodio al 1% a partir de las harinas desengrasadas del grillo *Acheta domesticus*, por tener mayores porcentajes de recuperación de quitina y mejor luminosidad. En el caso del pretratamiento, se descarta continuar trabajando con él por las trazas presentes de cobre ya que las muestras son verdosas, y esto puede interferir con la obtención de quitosano.

7.4 Espectroscopia FTIR -ATR de quitina.

En la figura 9 y 10 se presentan los espectros de FTIR-ATR donde de la quitina obtenida con el tratamiento químico (HADQ2) y enzimático (HADE2), en ambas figuras se puede observar picos característicos de la estructura de la quitina. En la figura 10 se observa un pico muy pronunciado en 1009 cm^{-1} , esto se puede deber a que en el momento de limpiar el equipo con alcohol no se le dio el tiempo adecuado para que se evapore, esta hipótesis se complementa con la concavidad presente entre el intervalo de 3400 cm^{-1} propio del grupo hidroxilo (Swamy y Ramaprasad, 2022). Por su parte en los espectros de la figura 11 esta concavidad es mínima a la comparación anterior y el pico en 1009 cm^{-1} de igual forma es menos pronunciado. Dentro de las figuras se colocaron los picos característicos que tiene la quitina y su grupo funcional, de acuerdo con Swamy y Ramaprasad, (2022) no se comparó con un control de quitina, sin embargo, hay suficiente bibliografía que concuerda con los autores mencionados con respecto a los grupos funcionales marcados en el espectro de $400\text{ a }4000\text{ cm}^{-1}$.

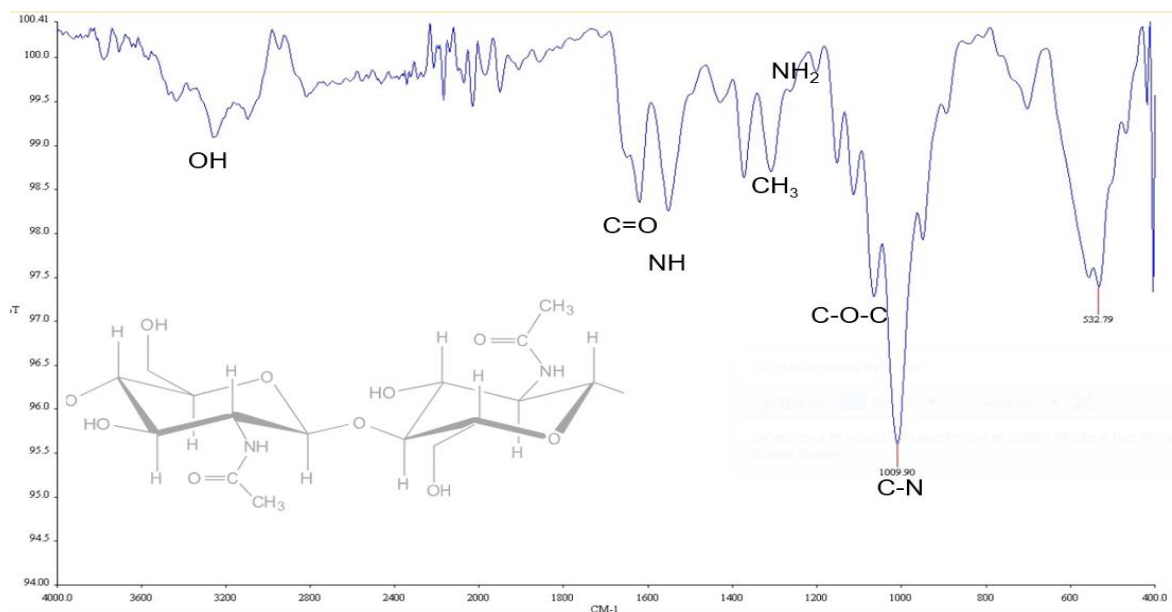


Figura 9 Espectro ATR- FTIR de quitina obtenida a partir del tratamiento químico de la harina desengrasada del grillo *Acheta domesticus* (HADQ2).

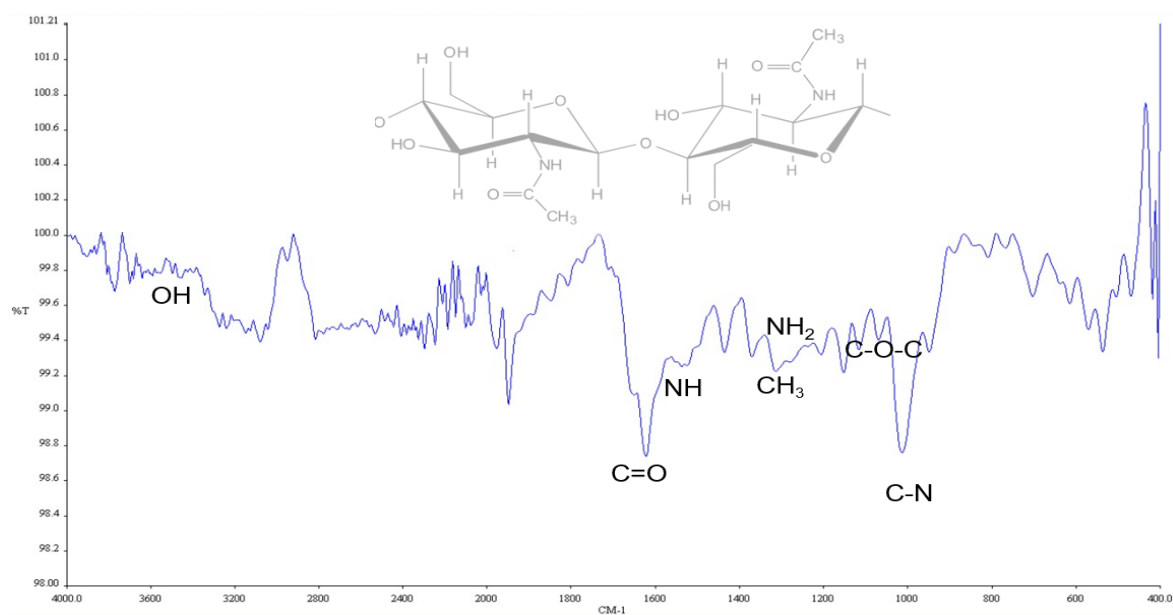


Figura 10 Espectro ATR- FTIR de quitina obtenida a partir del tratamiento enzimático de la harina desengrasada del grillo *Acheta domesticus* (HADE2).

7.5 Solubilidad de quitina

En la figura 11 se pueden observar los resultados de solubilidad de la quitina obtenida con el tratamiento químico (HADQ2) y enzimático (HADE2). De acuerdo con los resultados el proceso enzimático tiene menor solubilidad (32.3 %) en comparación con el método químico (56%) esto se puede deber a trazas presentes, ya sea de proteína, grasa o minerales, que no se retiraron entre los lavados. La quitina es un amino polisacárido N-acetilado caracterizado por su rigidez, inelasticidad e hidrofobicidad elevada, lo que le confiere una marcada insolubilidad tanto en agua como en la mayoría de los disolventes orgánicos (Ravi Kumar, 2000). Para ampliar sus aplicaciones industriales y biomédicas, es necesario transformar la quitina en derivados con mayor solubilidad en medios acuosos, siendo el quitosano el principal producto de interés. Hahn *et al.* (2020) propone que la solubilización directa de la quitina requiere el uso de ácidos minerales fuertes en concentraciones elevadas, lo cual limita su procesamiento directo.

Hosney *et al.* (2022) mencionan que el tratamiento químico posiblemente desacetiló algunas cadenas de la quitina generando así una diferencia de solubilidad a comparación del tratamiento enzimático. Esta prueba es de utilidad, pues cualitativamente indica la posible desacetilación durante los tratamientos de extracción de la quitina.

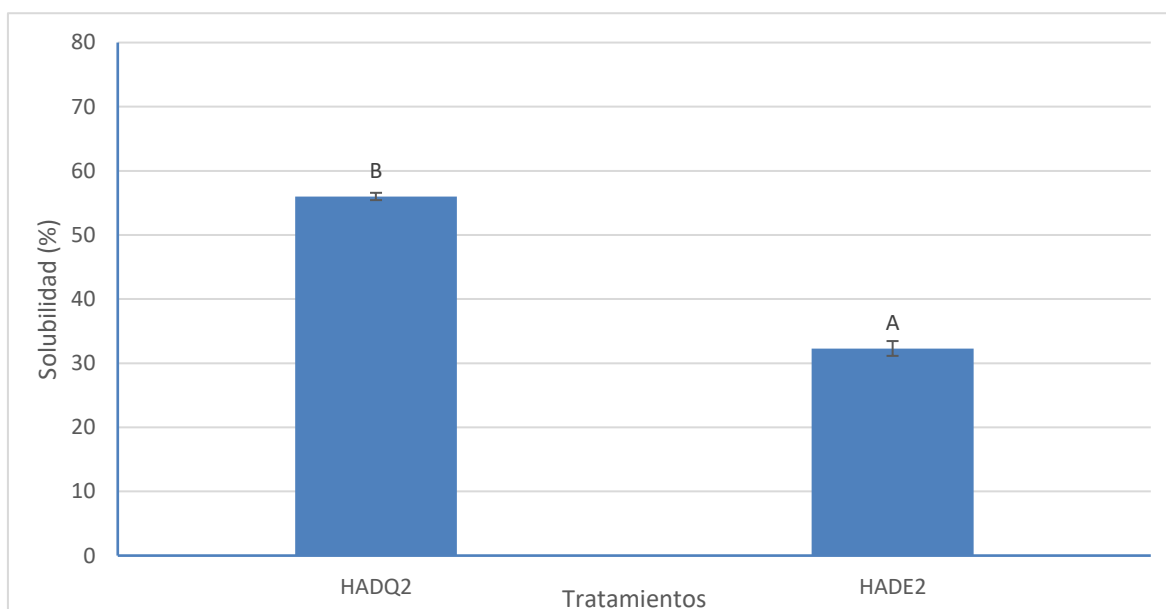


Figura 11 Porcentaje de solubilidad en ácido acético (1%) de la quitina obtenida del grillo.

Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes (A-B) indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento. HADQ2: Harina de grillo desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 % y HADE2: Harina de grillo desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

7.6 Obtención de quitosano

En la figura 12 se presentan los rendimientos de la obtención de quitosano a partir de la quitina obtenida con el tratamiento químico (HADQ2) y enzimático (HADE2). Como se observa el quitosano obtenido a partir del tratamiento químico presenta 85.3%, el cual es significativamente diferentes ($p < 0.5$) con el tratamiento enzimático (16.5%), a pesar de que esté último presentó los mayores rendimientos de sólidos. Esto se puede deber a la presencia, por ejemplo, de proteína en el tratamiento enzimático y que al momento de realizar la desacetilación con hidróxido de sodio terminara de desproteinizar la proteína presente. Los valores obtenidos de quitina con el tratamiento enzimático y químico son similares con lo reportado por algunos autores. Zhu *et al.* (2023) obtuvieron 84.5% de quitosano a partir de quitina obtenida de saltamontes adultos (*Locusta migratoria manilensis*) utilizando tratamiento químico con la principal diferencia en el tiempo de desacetilación, donde en el presente trabajo la reacción fue de 20 h, comparado a las 2 h del tratamiento realizado por Zhu *et al.* (2023). Por otra parte, Huang *et al.* (2025) reportó valores de 17.5% con quitina obtenida del tratamiento enzimático a partir del insecto *Eupolyphaga sinensis* Walker, teniendo diferencias en el tiempo de reacción del tratamiento de desacetilación, realizándose en 6 horas.

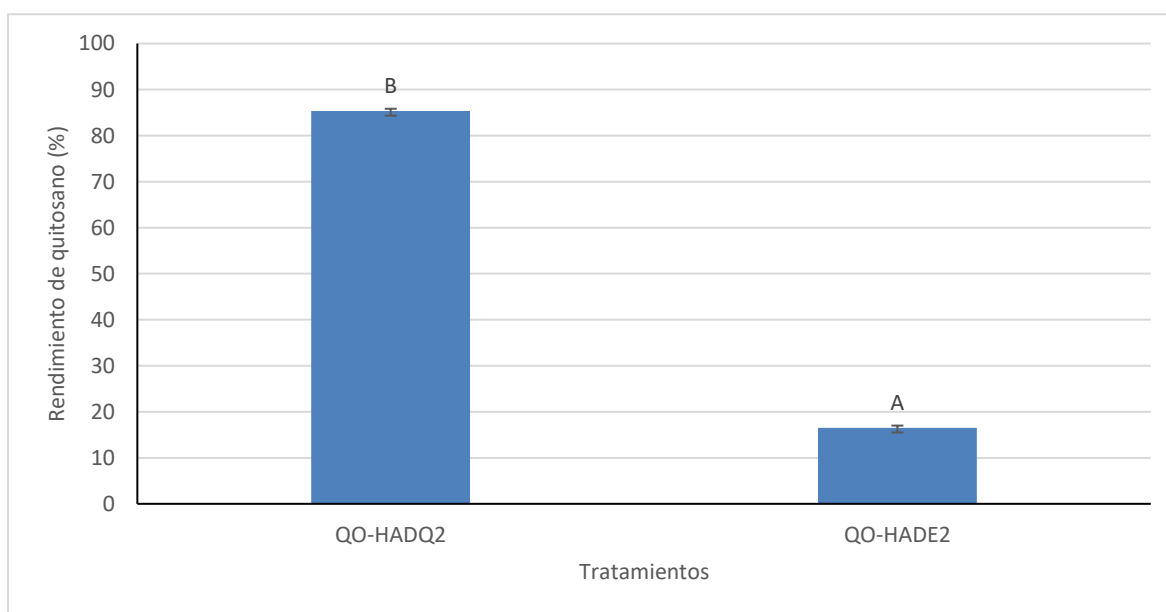


Figura 12 Rendimientos de quitosano a partir de quitina extraída de grillo.

Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes (A-B), indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento. QO-HADQ2 quitosano obtenido a partir de quitina con tratamiento químico; QO-HADE2 es quitosano obtenido a partir de quitina con tratamiento enzimático.

7.7 Parámetros de color CIELab* del quitosano

En la tabla 2 se presentan los resultados de los parámetros de color CIELab* del quitosano a partir de la quitina obtenida con el tratamiento químico (HADQ2) y enzimático (HADE2). Se observa que, con respecto a la luminosidad, hay diferencias significativas ($p < 0.05$) entre todas las muestras y el control comercial, donde el tratamiento enzimático presenta los valores más bajo (68.26) que tienden a muestras oscuras, por el contrario, las muestras de tratamiento químico tienden a ser más claro y es más equiparable al control comercial (QO-C). Los parámetros L^* , a^* y b^* mostraron diferencias significativas entre los tratamientos químicos y enzimáticos y el control. Esta variación puede atribuirse al proceso de desacetilación, particularmente al tiempo de reacción y a la concentración del reactivo utilizado. Asimismo, se evidenció una pérdida de decoloración durante la conversión de quitina a quitosano. Aunque sería posible aplicar tratamientos de blanqueamiento al quitosano, este paso disminuiría la viscosidad y el peso molecular (Pakizeh *et al.*, 2021).

Tabla 1 Parámetros de color CIELab* de quitosano.

Tratamientos	L^*	a^*	b^*
QO-C	86.92 ± 0.22^c	0.23 ± 0.01^a	12.61 ± 0.04^a
QO- HADQ2	73.33 ± 0.12^b	4.76 ± 0.01^b	23.34 ± 0.01^b
QO- HADE2	69.26 ± 0.07^a	5.16 ± 0.03^c	24.34 ± 0.04^b

Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes (A-C), indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento. QO-C Quitosano control, QO- HADQ2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, QO- HADE2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

7.8 Solubilidad del quitosano

La solubilidad de los distintos tratamientos de quitosano se presenta en la Figura 13, observándose diferencias significativas entre los grupos ($p < 0.05$), siendo el tratamiento enzimático el que mostró menor porcentaje de solubilidad. Resultados comparables fueron reportados por Psarianos *et al.* (2025), quienes trabajaron con *Acheta domesticus* empleando métodos similares. En su estudio, el tratamiento químico consistió en una desacetilación durante 24 horas a 80 °C con una solución de NaOH 1 M, obteniéndose un porcentaje de solubilidad del 70 %. Este valor se encuentra cercano al 75 % del tratamiento QO-HADQ2. Por su parte, el enfoque biológico utilizado por dichos autores se basó en una

fermentación con *Lactococcus lactis* durante 7 días a 30 °C y 150 rpm en medio MRS, seguida por una digestión con bromelina en medio líquido. Este tratamiento arrojó una solubilidad de 55 %, similar al 55.6 % registrado en el presente estudio para el tratamiento QO-HADE2. Por otro lado, podemos mencionar que Zhu *et al.* (2023) trabajó con soluciones que incluían cloroformo, metanol y agua (en una proporción de 1:2:4) donde realizaron el tratamiento a tres diferentes tamaños de partícula, 956 μm , 492 μm y 79,1 μm durante una hora en solución, con el saltamontes, *Locusta migratoria manilensis*, los resultados indican que los porcentajes obtenidos de solubilidad del quitosano se encuentran en un intervalo entre 81 a 89%.

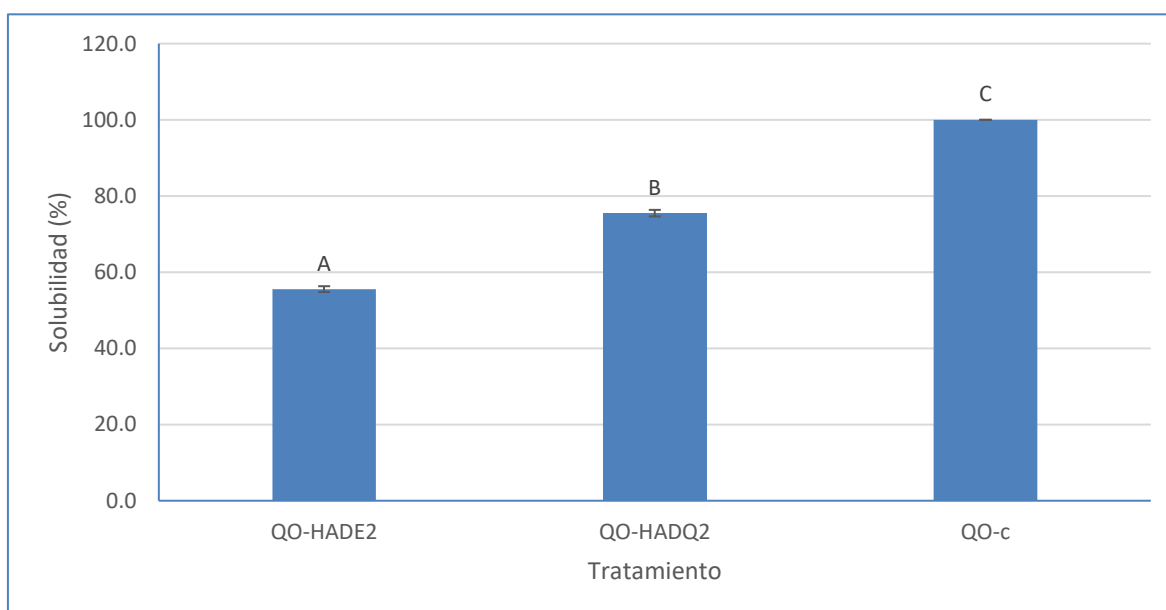


Figura 13 Solubilidad del quitosano en ácido acético (1%).

Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes (A-C), indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento. QO-C Quitosano control, QO- HADQ2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, QO- HADE2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

7.8 Grado de desacetilación

Por su parte en la figura 14 se representan los grados de desacetilación obtenidos. El grado de desacetilación (DD) representa la eficiencia con la que se eliminan los grupos *N*-acetilo de la quitina durante su conversión a quitosano. Este parámetro es crucial, ya que determina el contenido de grupos amino libres ($-\text{NH}_2$) en la estructura del polímero. Estos grupos funcionales influyen de manera directa en propiedades fundamentales del quitosano, como su solubilidad en medio acuoso, su reactividad química frente a otras moléculas, y su biodegradabilidad (Hahn *et al.*, 2020). Por ello, el DD es considerado un

indicador clave de calidad y funcionalidad para su aplicación en sectores como el biomédico, farmacéutico, alimentario y agrícola (Sayed *et al.*, 2024). Los grados de desacetilación (DD) alcanzados en los tratamientos QO-HADQ2 (72.8 %) y QO-HADE2 (62.3 %) fueron inferiores a los valores reportados por Machado *et al.* (2024), quienes reportaron DD en el intervalo de 78 a 89 %. En su estudio, emplearon como materia prima cutículas de diferentes estadios de desarrollo de insectos, incluyendo el escarabajo adulto *Zophobas morio*, larvas de *Zophobas*, el escarabajo adulto *Tenebrio molitor*, larvas de *Tenebrio molitor*, así como adultos y ninfas de *Blaptica dubia*. Por otra parte, Zhu *et al.* (2023), trabajaron con ejemplares adultos de *Locusta migratoria manilensis*, reportando grados de desacetilación (DD) de 62 a 65 %. En su estudio evaluaron tres tamaños de partícula de quitina (956 μm , 492 μm y 79.1 μm), observando que el menor tamaño condujo a un mayor DD. Este efecto fue atribuido a una mayor difusión del agente desacetilante, facilitada por el incremento en el área superficial de la quitina, lo que favorece un contacto más eficiente durante el proceso de desacetilación. De manera complementaria, Kaya *et al.* (2015) evaluaron el grado de desacetilación en quitina extraída de dos especies de ortópteros (*Calliptamus barbarus* y *Oedaleus decorus*), obteniendo valores relativamente bajos, de 74 a 76 %. Al comparar estos resultados con los obtenidos en los tratamientos QO-C y QO-HADE2, cuyos DD fueron de 61 y 62 %, respectivamente, se observa una tendencia similar.

Las variaciones observadas en el grado de desacetilación (DD) están directamente relacionadas con diversos factores del proceso de extracción. Entre estos se incluyen el tipo de método empleado para desacetilar, el tamaño de partícula de la quitina original, así como parámetros operativos como la temperatura, el tiempo de reacción, la concentración y velocidad de los reactivos utilizados. Además, la atmósfera bajo la cual se lleva a cabo la reacción también influye significativamente en la eficiencia de la desacetilación.

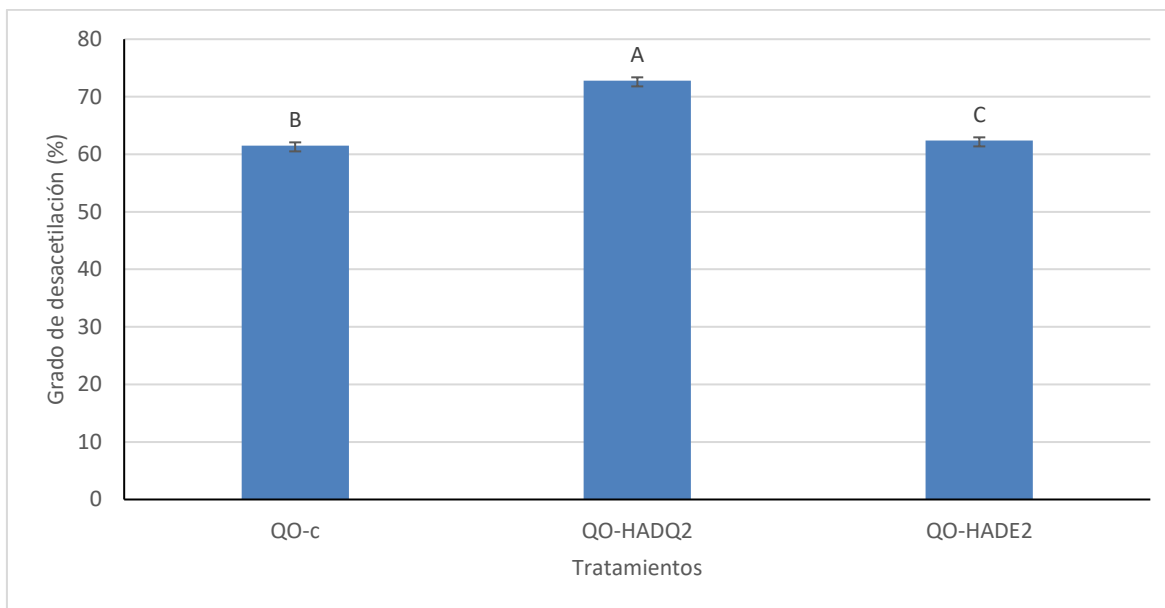


Figura 14 Grado de desacetilación del quitosano.

QO-C Quitosano control Sigma-Aldrich 448869I, QO- HADQ2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, QO- HADE2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %. Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes, (A-C) indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento.

7.9 Espectroscopia FTIR -ATR del quitosano.

Por otro lado se analizaron los espectros ATR- FTIR de los quitosanos, comercial, químico y enzimático (figuras 15 a 17) donde el espectro comercial se utilizó como modelo en los quitosanos obtenidos, en este podemos observar los grupos funcionales y también un error humano ya que se presentan picos propios del grupo OH y la concavidad, como se mencionó en el espectro de la quitina, aun así se pueden observar los picos pertenecientes a los grupos amino y una menor proporción del pico del grupo metilo. Estos análisis se tendrán que volver realizar con algunas modificaciones en los lavados entre los tratamientos, ya que se encontraron picos típicos de proteínas, así como de lípidos. Entre 3111 y 2876, 1416, 1310, 1260 y 1204 cm^{-1} atribuibles a la vibración de alargamiento CH_2 atribuida al anillo de piranosa (Pavia *et al.*, 2015). Una de las bandas características del quitosano se presenta en la región de 1650 cm^{-1} , correspondiente a la vibración de estiramiento del grupo C=O de la amida tipo I, la cual disminuye en intensidad en comparación con la quitina, debido al proceso de desacetilación. Asimismo, se observa una banda en 1590 cm^{-1} , asociada a la vibración angular del enlace N-H , que se vuelve más evidente conforme se incrementa la cantidad de grupos amino libres (Machado *et al.*, 2024).

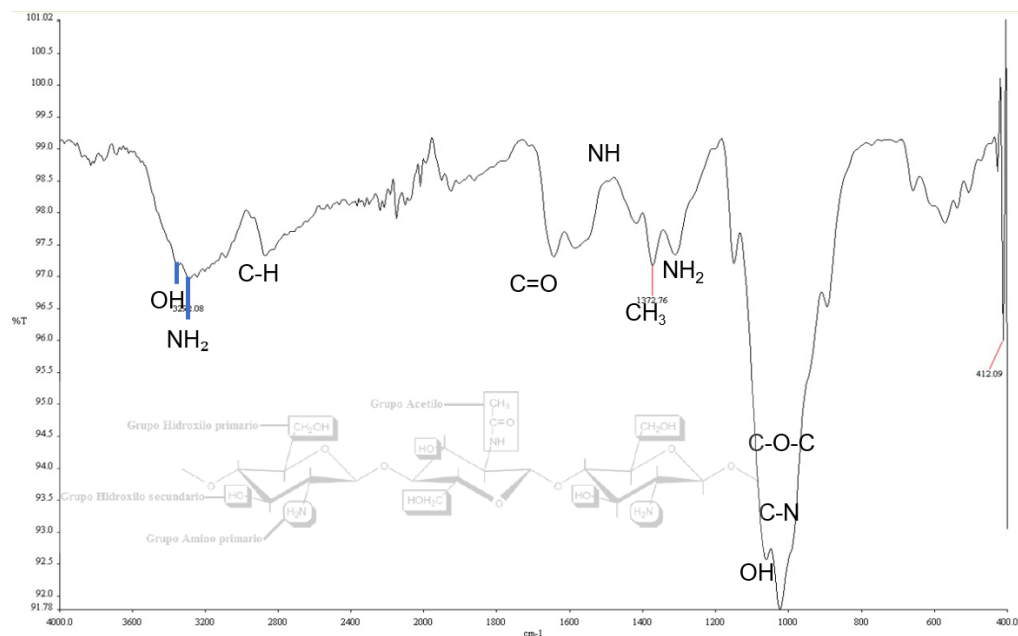


Figura 15 Espectro ATR-FTIR de quitosano comercial Sigma-Aldrich 448869

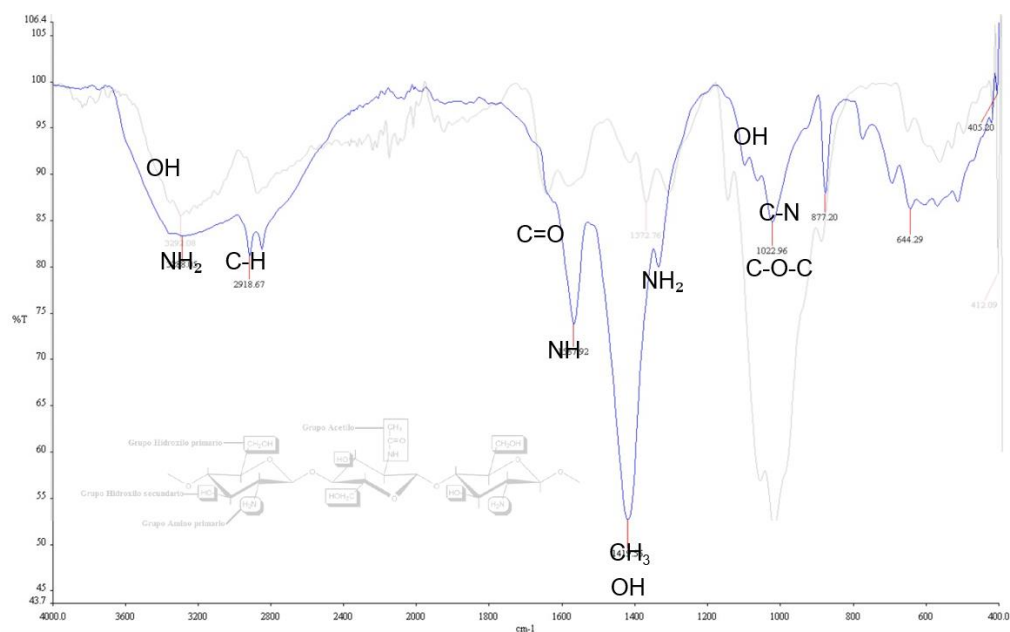


Figura 16 Espectro ATR-FTIR de QO-HADQ2

QO- HADQ2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %

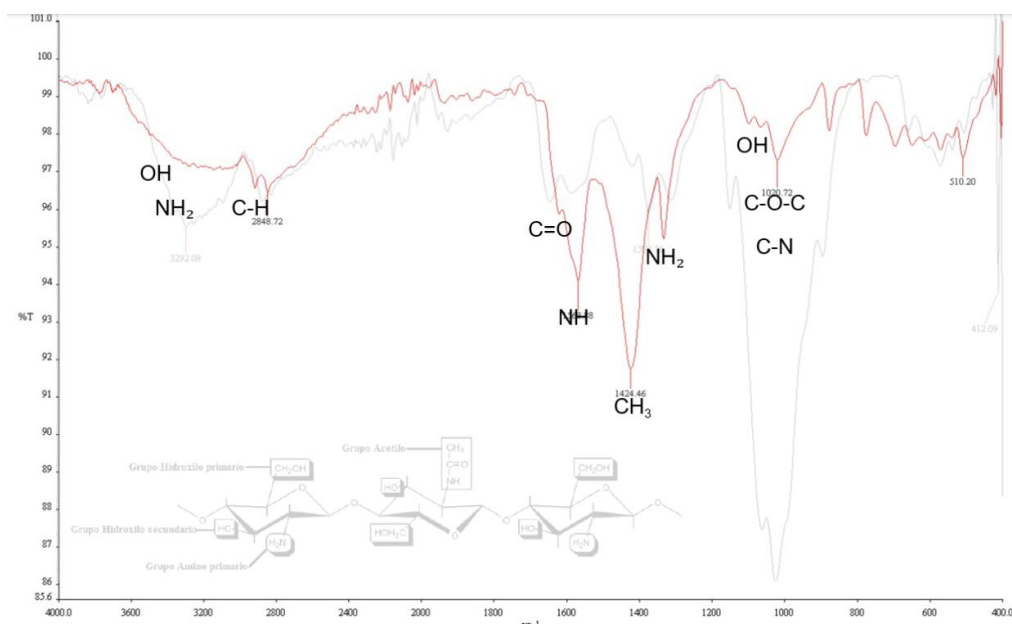


Figura 17 Espectro ATR-FTIR de quitosano tratamiento enzimático, QO-HADE2

QO-HADE2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

7.10 Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC) en quitosano.

Se realizó un análisis por Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC) en tres muestras de quitosano con el objetivo de evaluar sus propiedades térmicas y detectar posibles modificaciones estructurales. Las curvas obtenidas revelaron diferencias notables en la transición vítrea (T_g), eventos endotérmicos y exotérmicos entre las muestras, lo cual permitió inferir su grado de modificación y estabilidad térmica.

La Figura 18, quitosano por extracción enzimático presentó una T_g centrada en $78.3\text{ }^{\circ}\text{C}$ y un ΔC_p de $0.287\text{ J/g}\cdot\text{K}$, característicos del quitosano nativo. Mostró una pérdida endotérmica significativa a $119.5\text{ }^{\circ}\text{C}$ (-470.5 J/g), atribuida a la desorción de agua, así como un pico exotérmico a $240.1\text{ }^{\circ}\text{C}$ (116.8 J/g), posiblemente relacionado con el inicio de la degradación térmica (Huang *et al.*, 2025).

En contraste, la figura 19, quitosano por extracción química. presentó una T_g elevada ($201.0\text{ }^{\circ}\text{C}$) y un cambio en la capacidad calorífica (a presión constante), ΔC_p , considerable, ($46.623\text{ J/g}\cdot\text{K}$) comparado con los resultados de DSC de CO-c, lo que indica una estructura altamente modificada, probablemente mediante entrecruzamiento. La pérdida endotérmica fue ligeramente menor (-385.8 J/g a $122.7\text{ }^{\circ}\text{C}$), y el evento exotérmico mostró mayor intensidad (162 J/g a $249.5\text{ }^{\circ}\text{C}$), lo que sugiere una mayor estabilidad térmica y reorganización estructural más marcada. concuerda con lo reportado con Álvarez y Baena

(2022). Los quitosanos analizados demuestran ser un material estable que presenta una degradación simple.

La muestra de quitosano control, figura 20, mostró un comportamiento intermedio. Su T_g se centró en 114.8°C con un ΔC_p de $8.547\text{ J/g}\cdot\text{K}$, lo que sugiere una modificación parcial del polímero. El pico endotérmico ocurrió a menor temperatura (95.6°C , -240.4 J/g), y el evento exotérmico fue apenas detectable (226.8°C , 0.09515 mW/mg), lo cual sugiere una estructura más estable, pero con menor grado de reorganización térmica (Huang *et al.*, 2025).

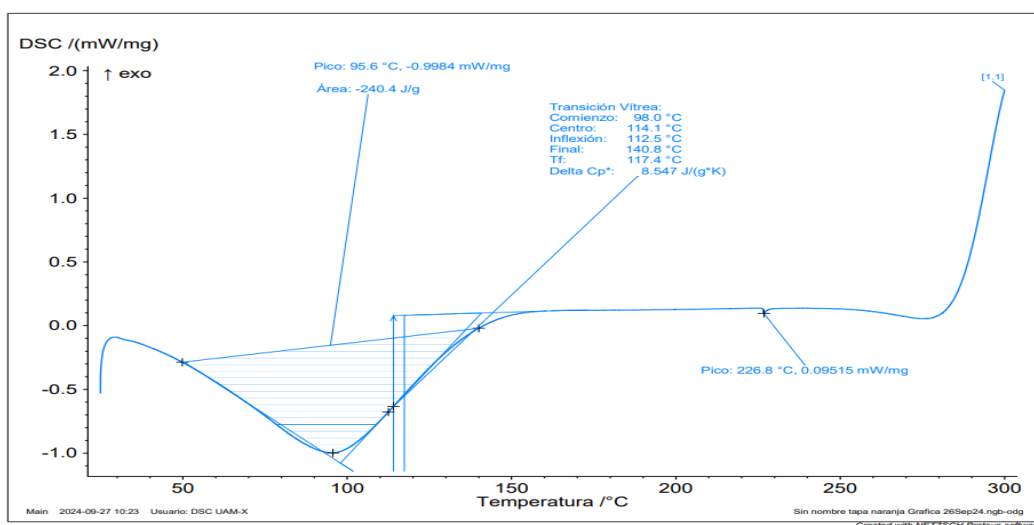


Figura 18 Calorimetría diferencial de barrido, quitosano control, Sigma-Aldrich 448869.

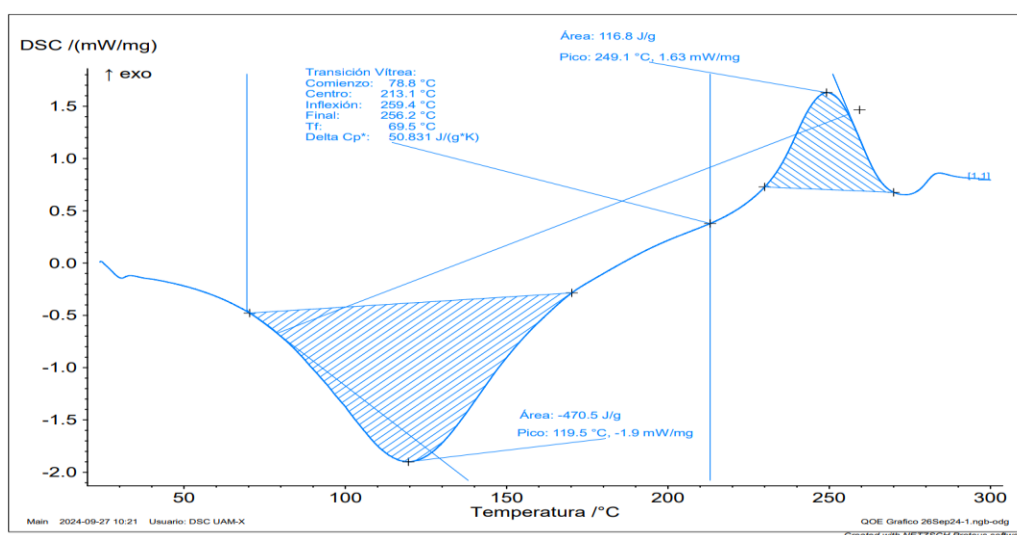


Figura 19 Calorimetría diferencial de barrido quitosano enzimático, QO-HADE2

QO-HADE2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteinización enzimática y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

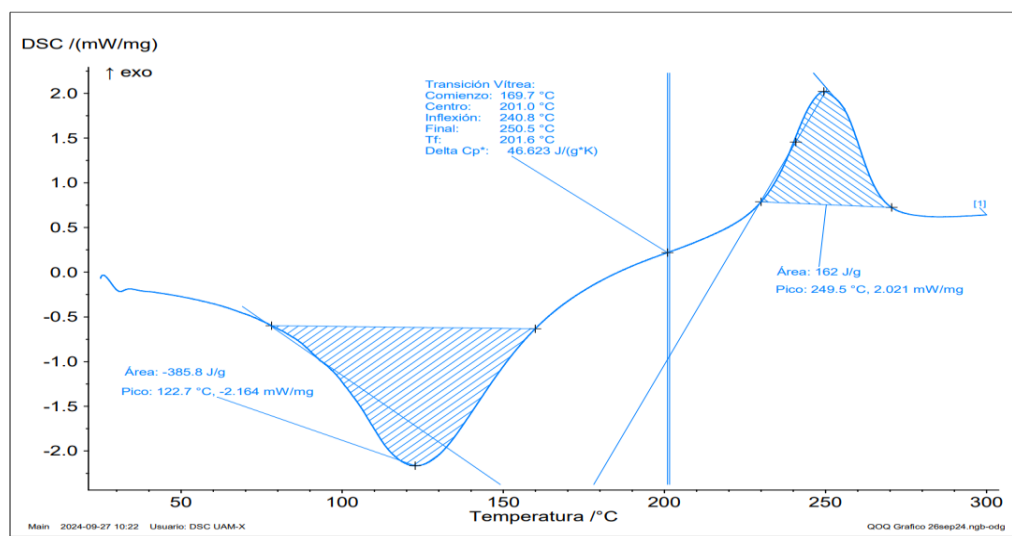


Figura 20 Calorimetría diferencial de barrido quitosano químico, QO-HADQ2

QO- HADQ2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %

7.11 Reología del quitosano

En la figura 21 se presenta el comportamiento viscoelástico de los diferentes quitosanos en estudio. Con respecto al quitosano control en el análisis de reometría, los resultados muestran que el módulo de pérdida G'' es mayor que el módulo de almacenamiento G' en todo el intervalo de deformación, lo que indica un comportamiento predominantemente viscoso del material.

Por otra parte, el quitosano obtenido con tratamiento químico se observa un comportamiento predominantemente elástico a bajas deformaciones ($G' > G''$), con buena capacidad de recuperación. La transición al dominio viscoso ocurre cerca del 6.3% de deformación, después de lo cual la estructura se degrada progresivamente. Por último, el quitosano por tratamiento enzimático tiene comportamiento completamente viscoso ($G'' > G'$) en todo el rango de deformación. La ausencia de un módulo de almacenamiento medible indica que el material no retiene estructura elástica, y la energía se disipa completamente.

El quitosano por tratamiento químico exhibe la mejor resistencia y recuperación elástica, seguido del quitosano control. Por otro lado, el quitosano modificado enzimáticamente actúa más como un fluido, lo que limita su uso en aplicaciones que requieren integridad mecánica estructural. Como se mencionó anteriormente el tratamiento enzimático, no

presento propiedades viscoelásticas, además de que se observa que es la muestra con el comportamiento de reometría menos estable, esto está relacionado con la solubilidad del mismo, y por lo cual se comporta como un fluido no newtoniano, por lo cual, en la actividad antimicrobiana, esta permitió y se distribuyó mejor entre las placas de agar mejorando así su distribución. El método químico compite con las propiedades y características del quitosano comercial utilizado.

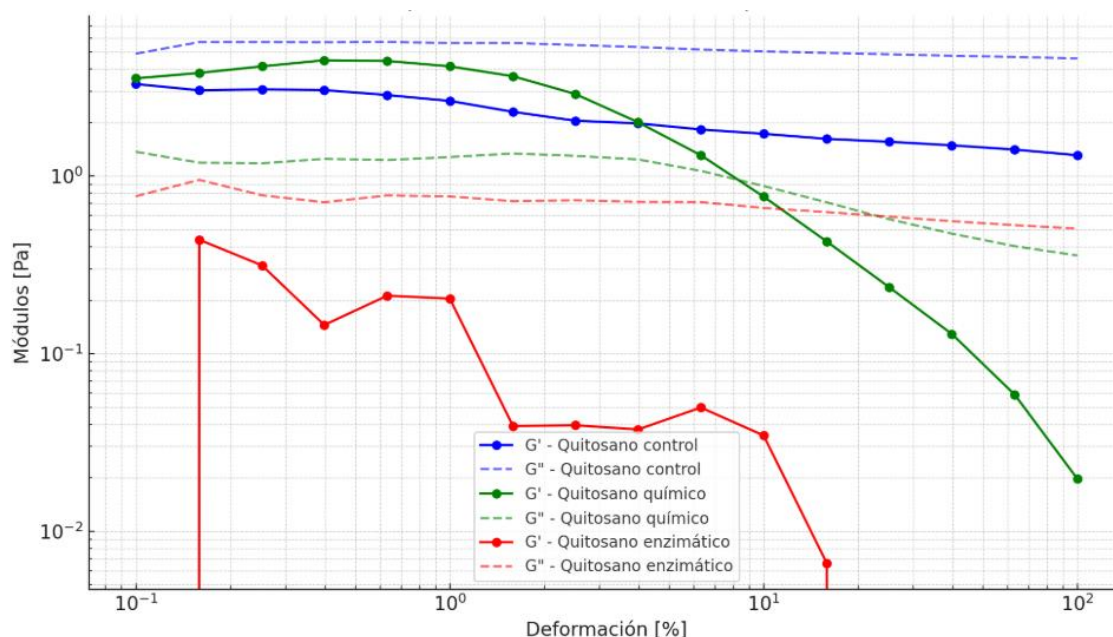


Figura 21 Comportamiento viscoelástico de los quitosanos

Quitosano control: Sigma-Aldrich 448869, Quitosano químico: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, Quitosano enzimático: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteínización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

7.12 Actividad antimicrobiana del quitosano.

El quitosano enzimático mostró en general mayor eficacia frente a patógenos como *Listeria innocua*, *Pseudomonas putida* y *Bacillus cereus*, con áreas de inhibición significativamente mayores ($p < 0.05$). Si bien el tratamiento enzimático y el control comparten el mismo grado de desacetilación, las diferencias se pueden deber a la estructura celular de las bacterias, ya que el quitosano puede desestabilizar la pared celular y presentar actividad enzimática (Guarnieri et al., 2022). Es interesante el mencionar que posiblemente las características reológicas del QO-HAD2, con comportamiento fluido, ayudo o funciono de mejor manera en la actividad antimicrobiana.

El quitosano químico también fue altamente efectivo contra *Pseudomonas putida*, superando incluso al enzimático. En contraste, para microorganismos como *Staphylococcus aureus*, *Listeria monocytogenes* y *Brochothrix thermosphacta*, no se observaron diferencias significativas entre tratamientos. En general, se evidencia que el tipo de quitosano influye de forma variable dependiendo el microorganismo, destacando el potencial del quitosano enzimático como una alternativa más eficaz. Comparando los resultados con Guarnieri *et al.* (2022) se obtuvieron resultados similares, tanto para bacterias Gram-positivas como Gram-negativas.

Tabla 2 Actividad antimicrobiana del quitosano obtenido con diferentes tratamientos.

Microorganismo sensible	TRATAMIENTOS		
	mm de inhibición/ 100µL de quitosano		
	QO-HADE2	QO-c	QO-HADQ2
<i>Vibrio cholerae</i>	0.26 ± 0.04 ^a	0.24 ± 0.02 ^a	0.23 ± 0.03 ^a
<i>Staphylococcus aureus</i>	0.62 ± 0.00 ^a	0.63 ± 0.04 ^a	0.61 ± 0.01 ^a
<i>Listeria innocua</i>	0.98 ± 0.01 ^b	0.66 ± 0.06 ^a	0.72 ± 0.01 ^a
<i>Listeria monocytogenes</i>	0.88 ± 0.01 ^a	0.80 ± 0.05 ^a	0.86 ± 0.03 ^a
<i>Listeria spp</i>	0.30 ± 0.01 ^a	0.23 ± 0.00 ^a	0.20 ± 0.04 ^a
<i>Enterococcus faecalis</i>	0.67 ± 0.03 ^{ab}	0.73 ± 0.03 ^a	0.58 ± 0.02 ^b
<i>E. coli</i>	0.52 ± 0.01 ^b	0.36 ± 0.01 ^a	0.33 ± 0.0 ^a
<i>Pseudomonas putida</i>	0.92 ± 0.08 ^b	0.41 ± 0.03 ^a	1.04 ± 0.04 ^b
<i>Bacillus cereus</i>	1.08 ± 0.04 ^b	0.22 ± 0.04 ^a	0.66 ± 0.03 ^c
<i>Pediococcus acidilactici</i>	0.44 ± 0.02 ^b	0.29 ± 0.03 ^a	0.48 ± 0.01 ^b
<i>Brochothrix thermosphacta</i>	0.59 ± 0.11 ^a	0.45 ± 0.04 ^a	0.44 ± 0.10 ^a
<i>Weissella viridescens</i>	0.68 ± 0.05 ^a	0.91 ± 0.33 ^a	0.73 ± 0.11 ^a

Cada valor se expresa como la media (n) ± desviación estándar; letras diferentes (a-c) indican diferencias significativas (p<0.05) entre las medias de cada tratamiento por microorganismo. QO-C Quitosano control Sigma-Aldrich 448869, QO- HADQ2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %, QO- HADE2: Quitosano obtenido por la harina de grillo desengrasada por desproteinización química y decoloración por hipoclorito de sodio al 1 %.

8 Conclusión

De acuerdo con los resultados obtenidos, se logró obtener quitosano a partir de la quitina obtenida de *Acheta domesticus* utilizando el tratamiento químico y enzimático, lo que demuestra que este insecto puede considerarse una fuente alternativa a las fuentes convencionales de este polímero. Las pruebas de caracterización confirmaron la calidad del biopolímero obtenido para ser aplicado en diversas áreas como la industria alimentaria o biomédica, pero son necesarios más estudios para evaluar las posibles aplicaciones.

9 Perspectivas

- Mejorar la sostenibilidad del proceso

La combinación de métodos químicos y enzimáticos permitió comparar dos enfoques complementarios para la obtención de quitina y quitosano. Esta estrategia no solo buscó mejorar el rendimiento y la calidad del biopolímero, sino también hacer más eficientes los recursos utilizados, reduciendo tiempos de procesamiento y el impacto ambiental asociado.

- Potencial en aplicaciones funcionales

El quitosano obtenido mostró un elevado grado de desacetilación y actividad antimicrobiana significativa, lo que respalda su viabilidad para diversas aplicaciones, en los sectores biomédico y alimentario. Esto incluye su uso como recubrimiento activo, conservante natural y componente en tecnologías de liberación controlada.

- Aprovechamiento de subproductos entomológicos

El uso de insectos como fuente alternativa de quitina representa una oportunidad relevante dentro del enfoque de biorrefinería, ya que permite valorizar residuos derivados de su producción industrial. Esta práctica contribuye a un modelo más sostenible, alineado con la economía circular y la reducción de desperdicios orgánicos.

- Validación estructural del material obtenido

Las diferentes técnicas de caracterización aplicadas (como FTIR, SEM y análisis térmicos) confirmaron que el quitosano extraído presenta propiedades estructurales adecuadas y comparables al material comercial, incluso utilizando materia prima no convencional y procesos más amigables con el medio ambiente.

- Limitaciones del enfoque enzimático

Aunque el proceso enzimático demostró ser menos agresivo y más selectivo, su eficacia se ve limitada por la alta cristalinidad de la quitina, que dificulta el acceso de las enzimas. Esto sugiere que futuras investigaciones deberán centrarse en optimizar el diseño enzimático para incrementar su rendimiento.

- Proyección industrial y escalabilidad

Los resultados obtenidos demuestran que es posible desarrollar procesos híbridos que integren ventajas de ambos métodos evaluados. Esto podría facilitar la transferencia tecnológica hacia esquemas productivos más sostenibles, permitiendo obtener quitosano con características funcionales específicas para su uso en múltiples industrias.

10 Bibliografía

- Álvarez, D. E. G., & Baena, L. M. (2022). Caracterización fisicoquímica y propiedades morfológicas de quitina y quitosano de *Bombyx mori* L. Híbrido Pílamó 1. *Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural*, 26(2), 147–158
- Apolo-Arevalo, L., & Lannacone, J. (2015). Crianza del grillo (*Acheta domesticus*) como fuente alternativa de proteínas para el consumo humano. *Scientia*, 17(1), 155–167.
- Argüelles, W., Heras, A., Acosta, N., Galed, G., Gallardo, A., Miralles, B., Peniche, C., & Román, J. (2004). Caracterización de quitina y quitosano. En W. Argüelles et al. (Eds.), *Quitina y quitosano: Obtención, caracterización y aplicaciones* (1.^a ed., pp. xx–xx). Fondo Editorial Pontificia Universidad Católica del Perú.
- Brown, T. L., LeMay, H. E., Bursten, B. E., & Burdge, J. R. (2004). *Química: La ciencia central* (9.^a ed.). Pearson Educación.
- Cabanillas, L., Uranga, M., Gutiérrez, E., & Basilio, J. (2022). Extracción enzimática de compuestos bioactivos a partir de subproductos de crustáceos. *Academic Press*, 24, 321–332.
- Caligiani, A., Marseglia, A., Leni, G., Baldassarre, S., Maistrello, L., Dossena, A., & Sforza, S. (2018). Composition of black soldier fly prepupae and systematic approaches for extraction and fractionation of proteins, lipids and chitin. *Food Research International*, 105, 812–820.
- Chalghaf, M., Charradi, K., Ksouri, R., Alsulami, Q., Jaouani, A., Keshk, S., & Hayouni, A. (2023). Physicochemical characterization of chitin extracted by different treatment sequences from an edible insect. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253(Part 6), 1302–1311.
- Cho, Y., No, H., & Meyers, S. (1998). Physicochemical characteristics and functional properties of various commercial chitin and chitosan products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46, 3839–3843.
- Choi, B. D., Wong, N. A. K., & Auh, J. H. (2017). Defatting and sonication enhances protein extraction from edible insects. *Korean Journal of Food Science and Animal Resources*, 37(6), 955–961.

- Cruz-López, S. O., Escalona-Buendía, H. B., Román-Guerrero, A., Domínguez-Soberanes, J., & Álvarez-Cisneros, Y. M. (2022). Characterization of cooked meat models using grasshopper (*Sphenarium purpurascens*) soluble protein extracted by alkalisation and ultrasound as meat-extender. *Food Science of Animal Resources*, 42(3), 536–555.
- Da Silva Lucas, A. J., Quadro Oreste, E., Leão Gouveia Costa, H., Martín López, H., Dias Medeiros Saad, C., & Prentice, C. (2021). Extraction, physicochemical characterization, and morphological properties of chitin and chitosan from cuticles of edible insects. *Food Chemistry*, 343, 128550.
- Dutta, J., Tripathi, S., & Dutta, P. K. (2011). Progress in antimicrobial activities of chitin, chitosan and its oligosaccharides: A systematic study needs for food applications. *Food Science and Technology International*, 18(1), 3–34.
- Dzvikamanja, S. T., Chopera, P., & Matsungu, T. M. (2025). The prevalence and determinants of food neophobia among adolescents and young adults in Zimbabwe. *Applied Food Research*, 5(1), 100840.
- Eickelpasch, K., Lemke, P., Sreekumar, S., Chilukoti, N., Moerschbacher, B. M., & Richter, C. (2025). A bioactivity matrix for antimicrobial activities of chitosans: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 299, 140740.
- El Knidri, H., Belaabed, R., Addaou, A., Laajeb, A., & Lahsini, A. (2018). Extraction, chemical modification and characterization of chitin and chitosan. *International Journal of Biological Macromolecules*, 120, 1181–1189.
- Falfán, A., Robles, N., & Contreras, R. (2022). Desproteinización del esmalte primario: paso fundamental en el protocolo de adhesión. *Revista de Odontopediatría Latinoamericana*, 12.
- FAO. (2022). *¿Por qué deberíamos interesarnos en los insectos comestibles?* Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.?
- Finke, M. D. (2007). Estimate of chitin in raw whole insects. *Zoo biology* 26 (2):105–15.
- Hahn, T., Tafi, E., Paul, A., Salvia, R., Falabella, P., & Zibek, S. (2020). Estado actual de la purificación de quitina y la producción de quitosano a partir de insectos. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, 95(9), 2775–2795.
- Hajji, S., Younes, I., Ghorbel-Bellaj, O., Hajji, R., Rinaudo, M., Nasri, M., & Jellouli, K. (2014). Structural differences between chitin and chitosan extracted from three

- different marine sources. *International Journal of Biological Macromolecules*, 65, 298–306.
- Hosney, A., Ullah, S., & Barčauskaitė, K. (2022). Revisión de la extracción química de quitosano de desechos de camarón y predicción de los factores que afectan la producción de quitosano mediante una red neuronal artificial. *Marine Drugs*, 20(11), 675.
 - Huang, Y., Dabbour, M., Mintah, B. K., Pan, J., Wu, M., Long, R., Zhang, S., Liu, S., Liao, H., He, R., & Ma, H. (2025). Extraction and characterization of chitin and chitosan from molts and *Eupolyphaga sinensis* Walker: Influence of chemical and ultrasound-assisted enzymatic processing. *International Journal of Biological Macromolecules*, 309(Part 1), 142804.
 - Huet, G., Hadad, C., Husson, E., Laclef, S., Lambertyn, V., Araya Farias, M., Jamali, A., Courty, M., Alayoubi, R., Gosselin, I., Sarazin, C., & Nguyen Van Nhien, A. (2020). Straightforward extraction and selective bioconversion of high purity chitin from *Bombyx eri* larva: Toward an integrated insect biorefinery. *Carbohydrate Polymers*, 228, 115382.
 - Ibitoye, E. B., Lokman, I. H., Hezmee, M. N. M., Goh, Y. M., Zuki, A. B. Z., & Jimoh, A. A. (2018). Extraction and physicochemical characterization of chitin and chitosan isolated from house cricket. *Biomedical Materials*, 13(2), 025009.
 - Jayanegara, A., Sholikin, M. M., Sabila, D. A. N., Suharti, S., & Astuti, D. A. (2017). Lowering chitin content of cricket (*Gryllus assimilis*) through exoskeleton removal and chemical extraction and its utilization as a ruminant feed in vitro. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 20(10), 523–529.
 - Kaya, M., Baran, T., Asan-Ozusaglam, M., Cakmak, Y. S., Tozak, K. O., Mol, A., Montes, A., & Sezen, G. (2015). Extraction and characterization of chitin and chitosan with antimicrobial and antioxidant activities from cosmopolitan Orthoptera species (Insecta). *Biotechnology and Bioprocess Engineering*, 20(1), 168–179.
 - Keerthika, K., & Jayakumar, M. (2024). Extraction, characterization and evaluation of antimicrobial activity of chitosan from adult *Zophobas morio* (Fabricius, 1776) (Coleoptera: Tenebrionidae). *International Journal of Biological Macromolecules*, 279(Part 2), 135188.
 - Khor, E. (2001a). The relevance of chitin. En E. Khor (Ed.), *Chitin* (pp. 1–8). Elsevier Science Ltd.

- Kim, H., Kim, H., Ahn, Y., Hong, K.-B., Kim, I.-W., Choi, R.-Y., Suh, H. J., & Han, S. H. (2023). The preparation and physiochemical characterization of *Tenebrio molitor* chitin using Alcalase. *Molecules*, 28, 3254.
- Konica Minolta Sensing. (2014). *Entendiendo el espacio de color CIE L*a*b**. Konica Minolta Sensing México.
- Lee, J., Kim, W. G., & Haldorai, K. (2025). Shaping the future of sustainable dining in the US: Marketing insect-based food using degree of visibility and consumer adventurousness. *International Journal of Hospitality Management*, 127, 104108.
- Liang, S., Wang, X., Sun, S., Xie, L., & Dang, X. (2024). Extraction of chitin from *Flammulina velutipes* waste: A low-concentration acid pretreatment and *Aspergillus niger* fermentation approach. *International Journal of Biological Macromolecules*, 273(Part 2), 133224.
- López, S. (2020). *Evaluación del efecto del ultrasonido en la funcionalidad de proteínas extraídas de chapulín (Sphenarium purpurascens)* [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa].
- Machado, S. S. N., da Silva, J. B. A., Nascimento, R. Q., Lemos, P. V. F., Assis, D. de J., Marcelino, H. R., Ferreira, E. de S., Cardoso, L. G., Pereira, J. D., Santana, J. S., da Silva, M. L. A., & de Souza, C. O. (2024). Insect residues as an alternative and promising source for the extraction of chitin and chitosan. *International Journal of Biological Macromolecules*, 254(Part 3), 127773.
- Marei, N., El-Samie, E., Salah, T., Saad, G., & Elwahy, A. (2014). Isolation and characterization of chitosan from different local insects in Egypt. *International Journal of Biological Macromolecules*, 82, 871–877.
- Naciones Unidas. (2023). *Informe de los Objetivos de Desarrollo Sostenible 2023: Edición especial*.
- Nafary, A., Mousavi Nezhad, S. A., & Jalili, S. (2023). Extraction and characterization of chitin and chitosan from *Tenebrio molitor* beetles and investigation of its antibacterial effect against *Pseudomonas aeruginosa*. *Advanced Biomedical Research*, 12, 96.
- Nasaj, M., Chehelgerdi, M., Asghari, B., Ahmadih-Yazdi, A., Asgari, M., Kabiri-Samani, S., Sharifi, E., & Arabestani, M. (2024). Factors influencing the antimicrobial mechanism of chitosan action and its derivatives: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 277(Part 2), 134321.

- No, H., Park, N., Lee, S., Hwang, H., & Meyers, S. (2002). Antibacterial activities of chitosan and chitosan oligomers with different molecular weights on spoilage bacteria isolated from tofu. *Journal of Food Science*, 67(4), 1511–1514.
- Ojha, S., Bußler, S., & Schlüter, O. K. (2020). Food waste valorisation and circular economy concepts in insect production and processing. *Waste Management*, 118, 600–609.
- Pakizeh, M., Moradi, A., & Ghassemi, T. (2021). Chemical extraction and modification of chitin and chitosan from shrimp shells. *European Polymer Journal*, 159, 110709.
- Park, S., Marsh, K., & Rhim, J. (2002). Characteristics of different molecular weight chitosan films, affected by the type of organic solvents. *Journal of Food Science*, 67(1), 194–197.
- Psarianos, M., Marzban, N., Ojha, S., Schneider, R., & Schlüter, O. K. (2025). Functional and bioactive properties of chitosan produced from *Acheta domesticus* with fermentation, enzymatic and microwave-assisted extraction. *Sustainable Food Technology*, 3(1), 277–285.
- Purschke, B., Tanzmeister, H., Meinschmidt, P., Baumgartner, S., Lauter, K., & Jäger, H. (2018). Recovery of soluble proteins from migratory locust (*Locusta migratoria*) and characterisation of their compositional and techno-functional properties. *Food Research International*, 106, 271–279.
- Pavia, D. L., Lampman, G. M., Kriz, G. S., & Vyvyan, J. R. (2015). Capítulo 7: La espectroscopía FTIR-ATR. En *Introducción a la espectroscopía* (5.^a ed., pp. 137–153). Cengage Learning.
- Rahman, M. M., Byanju, B., & Lamsal, B. P. (2023). Protein, lipid, and chitin fractions from insects: Method of extraction, functional properties, and potential applications. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 24, 1–17.
- Rao, M., & Stevens, W. (2005). Chitin production by *Lactobacillus* fermentation of shrimp biowaste in a drum reactor and its chemical conversion to chitosan. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, 80(9), 1080–1087.
- Ravi Kumar, M. N. V. (2000). A review of chitin and chitosan applications. *Reactive and Functional Polymers*, 46(1), 1–27.
- Rinaudo, M. (2006). Chitin and chitosan: Properties and applications. *Progress in Polymer Science*, 31, 603–632.

- Sandoval, L. (2014). *Preparación y caracterización de quitosano funcionalizado con ácido láctico* [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México]. Repositorio Institucional de la UNAM.
- Sayari, N., Sila, A., Abdelmalek, B. E., Abdallah, R. B., Ellouz-Chaabouni, S., Bougatef, A., & Balti, R. (2016). Chitin and chitosan from the Norway lobster by-products: Antimicrobial and anti-proliferative activities. *International Journal of Biological Macromolecules*, 87, 163–171.
- Sayed, A. M., Hasnain, S. S., & Abdelrady, Y. A. (2024). Introduction to chitosan and its nanocomposites. En N. Ali, M. Bilal, A. Khan, & T. A. Nguyen (Eds.), *Chitosan-based hybrid nanomaterials* (pp. 25–45). Elsevier.
- Sebastian, J., Rouissi, T., Brar, S. K., Hegde, K., & Verma, M. (2019). Microwave-assisted extraction of chitosan from *Rhizopus oryzae* NRRL 1526 biomass. *Carbohydrate Polymers*, 219, 431–440.
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. (2013). *Insectos comestibles*. Gobierno de México.
- Serrano-Limón, G., & Ramos-Elorduy, J. (1989). Biología de *Sphenarium purpurascens* (Charpentier) y algunos aspectos de su comportamiento (Orthoptera: Acrididae). *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*, 59, 139–152.
- Sheng, Z., Guo, A., Wang, J., & Chen, X. (2022). Preparation, physicochemical properties and antimicrobial activity of chitosan from fly pupae. *Heliyon*, 8(10), e11168.
- Sobahi, T. R. A., Abdelaal, M. Y., & Makki, M. S. I. (2014). Chemical modification of chitosan for metal ion removal. *Arabian Journal of Chemistry*, 7(5), 741–746.
- Son, Y.-J., Hwang, I.-K., Nho, C. W., Kim, S. M., & Kim, S. H. (2021). Determination of carbohydrate composition in mealworm (*Tenebrio molitor* L.) larvae and characterization of mealworm chitin and chitosan. *Foods*, 10, 640.
- Soria Chico, M. Y., Canchola Alvizo, M. G., González Martínez, D. M., & Torres Bravo, A. M. (2016). Elaboración de una botana tipo fritura adicionada con haba y chapulín. *Revista Científica del Tecnológico de Estudios Superiores de Ecatepec*, 1(2), 618–622.
- Srinivasan, H., Kanayairam, V., & Ravichandran, R. (2017). Chitin and chitosan preparation from shrimp shells *Penaeus monodon* and its human ovarian cancer cell line, PA-1. *International Journal of Biological Macromolecules*, 107(Pt A), 662–667.

- Sugumaran, M. (2009). Complexities of cuticular pigmentation in insects. *Pigment Cell & Melanoma Research*, 22(5), 523–525.
- Swamy, S. K. K., & Ramaprasad, A. T. (2022). FTIR signal assignment in chitin using density functional theory calculations – A monomer approximation. *Materials Today: Proceedings*, 66(Part 4), 2504–2507.
- Taquez, L., & Vargas, G. (2018). Obtención y evaluación del quitosano a nivel laboratorio para la depuración de aguas residuales industriales provenientes de un laboratorio cosmético. *Universidad Nacional Abierta y a Distancia (UNAD)*.
- Urbina, P., Marin, C., Sanz, T., Rodrigo, D., & Martinez, A. (2021). Effect of HHP, enzymes and gelatin on physicochemical factors of gels made by using protein isolated from common cricket (*Acheta domesticus*). *Foods*, 10(4), 858.
- Van Huis, A., Van Itterbeeck, J., Klunder, H., Mertens, E., Halloran, A., Muir, G., & Vantomme, P. (2013). *Edible insects: Future prospects for food and feed security*. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO).
- Vilas-Franquesa, A., Lakemond, C., & Mishyna, M. (2024). Biotransformation of insect processing residues: Production of lactic acid bacterial biomass and associated partial removal of proteins from chitin. *Bioresource Technology*, 413.
- Wardhono, E. Y., Pinem, M. P., Kustiningsih, I., Effendy, M., Clausse, D., Saleh, K., & Guénin, E. (2021). Heterogeneous deacetylation reaction of chitin under low-frequency ultrasonic irradiation. *Carbohydrate Polymers*, 267, 118180.
- Win, N. N., & Stevens, W. F. (2001). Shrimp chitin as substrate for fungal chitin deacetylase. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 57(3), 334–341.
- Younes, I., & Rinaudo, M. (2015). Chitin and chitosan preparation from marine sources: Structure, properties and applications. *Marine Drugs*, 13(3), 1133–1174.
- Zainol Abidin, N. A., Kormin, F., Zainol Abidin, N. A., Mohamed Anuar, N. A. F., & Abu Bakar, M. F. (2020). The potential of insects as alternative sources of chitin: An overview on the chemical method of extraction from various sources. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(14), 4978.
- Zhu, H., Tang, H., Li, F., Sun, H., & Tong, L. (2023). Effect of milling intensity on the properties of chitin, chitosan and chitosan films obtained from grasshopper. *International Journal of Biological Macromolecules*, 239, 124249.

11 Anexos

Anexo A. Determinación del mejor método de desproteinización Químico y enzimático

Como se muestra en la Figura A1, se llevó a cabo el montaje experimental para la etapa de desproteinización. En este procedimiento se optó por emplear una solución de hidróxido de sodio (Hidróxido de sodio) a una concentración de 5 N, con un tiempo de reacción de dos horas, a 60 °C y bajo agitación constante. Esta condición se seleccionó en lugar del tratamiento con Hidróxido de sodio a 1 N durante 24 horas bajo las mismas condiciones de temperatura y agitación, ya que ambos tratamientos no mostraron diferencias significativas en los resultados obtenidos. Por lo tanto, se eligió el protocolo con Hidróxido de sodio a 5 N por representar una alternativa más eficiente, al reducir considerablemente el tiempo de procesamiento y el consumo energético.

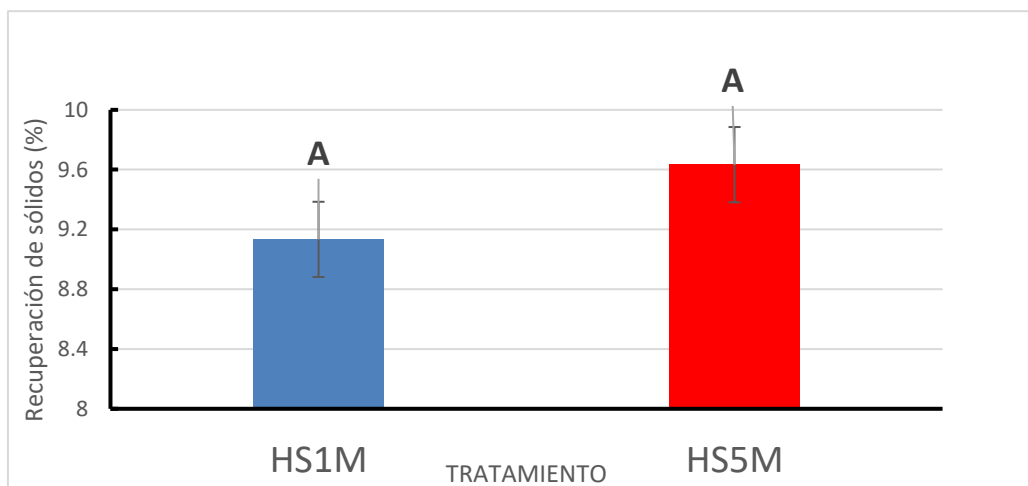


Figura A 1 Montaje de Técnica para la Extracción Química

HS1M Harina de chapulín extracción química con NaOH 1M; **HS5M** Harina de chapulín extracción química con NaOH 5M. Cada valor se expresa como la media (n) $\pm$ desviación estándar; letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento.

En el caso del proceso enzimático (figura A2) los resultados sí tuvieron diferencia significativa y un aumento de los sólidos totales, considerados quitina, las condiciones de tiempo y temperatura fueron las mismas en estos dos procesos.

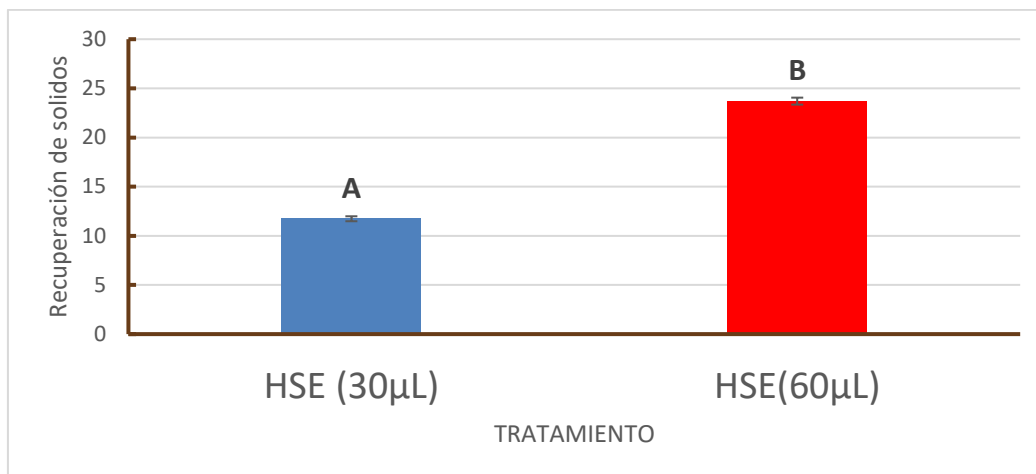


Figura A 2 Montaje de Técnica para la Extracción Enzimática.

HSEE Harina de chapulín extracción enzimática 30µL de alcalasa actividad enzimática 2.98 U/ml (3% enzima/sustrato). **HSEE** Harina de chapulín extracción enzimática con 60µL de alcalasa (6% enzima/sustrato) Cada valor se expresa como la media (n) ± desviación estándar; letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre medias de cada tratamiento.

Anexo B Análisis estadístico

Tabla B 1 Anova para la determinación del mejor método de desproteinización enzimático.

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	1	0.025	0.025	2422.575	< 0.0001
Error	5	0.000	0.000		
Total corregido	6	0.025			

Tabla B 2 Test Tukey para la determinación del mejor método de desproteinización enzimático.

Categoría	Media estimada	Grupos
30μ	0.117	A
60μ	0.237	B

Tabla B 3 Anova para la determinación del mejor método de desproteinización químico.

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	1	0.000	0.000	5.921	0.072
Error	4	0.000	0.000		
Total corregido	5	0.000			

Tabla B 4 Test Tukey para la determinación del mejor método de desproteinización químico.

Categoría	Media estimada	Grupos
HADQ1M	0.091	A
HADQ5M	0.096	A

Tabla B 5 Anova para obtención de quitina a partir de harina de chapulín a través de cada tratamiento.

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	11	855.2622	77.7511	1089.1206	< 0.0001
Error	24	1.7133	0.0714		
Total corregido	35	856.9756			

Tabla B 6 Test Tukey para obtención de quitina a partir de harina de chapulín a través de cada tratamiento.

Categoría	Media estimada	Grupos
HSQ2	9.1000	A
HSQ1	9.6333	A B
HSDQ2	9.9000	B C
HSE2	10.5667	C D
HSDP2	10.8000	D
HSP2	10.8000	D
HSDQ1	10.8667	D
HSE1	11.7333	E
HSP1	15.7333	F
HSDP1	18.8667	G
HSDE2	21.4667	H
HSDE1	23.8667	I

Tabla B 7 Anova para obtención de quitina a partir de harina de grillo a través de cada tratamiento.

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	11	2799.7075	254.5189	6941.4236	< 0.0001
Error	24	0.8800	0.0367		
Total corregido	35	2800.5875			

Tabla B 8 Test Tukey para obtención de quitina a partir de harina de grillo a través de cada tratamiento.

Categoría	Media estimada	Grupos
HADQ2	9.2333	A
HAQ2	11.3333	B
HADP2	13.9667	C

HAQ1	17.4333	D
HAP2	18.7000	E
HADQ1	18.7667	E
HAP1	19.9667	F
HAE2	23.6333	G
HADP1	28.4000	H
HADE1	32.4000	I
HADE2	34.2333	J
HAE1	37.6333	K

Tabla B 9 Anova para la comparación entre los tratamientos obtenidos en Grillo y Chapulín de harinas desengrasadas con decoloración con hipoclorito de sodio.

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	5	1423.0533	284.6107	4454.7757	< 0.0001
Error	12	0.7667	0.0639		
Total corregido	17	1423.8200			

Tabla B 10 Test Tukey para la comparación entre los tratamientos obtenidos en Grillo y Chapulín de harinas desengrasadas con decoloración con hipoclorito de sodio.

Categoría	Media estimada	Grupos			
ADQ2	9.2333	A			
SDQ2	9.9000	A	B		
SDP2	10.8000		B		
ADP2	13.9667			C	
SDE2	21.4667				D
ADE2	34.2333				E

Tabla B 11 Anova para la solubilidad quitina (%)

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	1	842.535	842.535	252760.500	< 0.0001
Error	4	0.013	0.003		
Total corregido	5	842.548			

Tabla B 12 Test Tukey para la solubilidad quitina (%)

Categoría	Media estimada	Grupos
HADE2	32.267	A
HADQ2	55.967	B

Tabla B 13 Anova para el rendimiento quitosano

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	1	7107.042	7107.042	24367.000	< 0.0001
Error	4	1.167	0.292		
Total corregido	5	7108.208			

Tabla B 14 Test Tukey para el rendimiento de quitosano

Categoría	Media estimada	Grupos
QO-HADE2	16.500	A
QO-HADQ2	85.333	B

Tabla B 15 Anova para la solubilidad quitosano (%)

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	2	2963.029	1481.514	30303.705	< 0.0001
Error	6	0.293	0.049		
Total corregido	8	2963.322			

Tabla B 16 Test Tukey para la solubilidad quitosano (%)

Categoría	Media estimada	Grupos	
QO-HADE2	55.633	A	
QO-HADQ2	75.533	B	
QO-c	100.000		C

Tabla B 17 Anova de los Grados de desacetilación de los quitosanos

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	2	235.462	117.731	41715.720	< 0.0001
Error	6	0.017	0.003		
Total corregido	8	235.479			

Tabla B 18 Test Tukey de los grados de desacetilación de los quitosanos

Categoría	Media estimada	Grupos	
Qo-c	61.513	A	
QO-HADE2	62.370	B	
QO-HADQ2	72.767		C

Tabla B 19 Test Tukey de color (a*) de los quitosanos

Categoría	Media estimada	Grupos	
QO-c	0.230	A	
QO-HADQ2	4.757	B	
QO-HADE2	5.157		C

Tabla B 20 Anova de color (b*) de los quitosanos

Fuente	GDL	Suma de los cuadrados	Media de los cuadrados	F	Pr > F
Modelo	2	303.857	151.928	139780.693	< 0.0001
Error	7	0.008	0.001		
Total corregido	9	303.864			

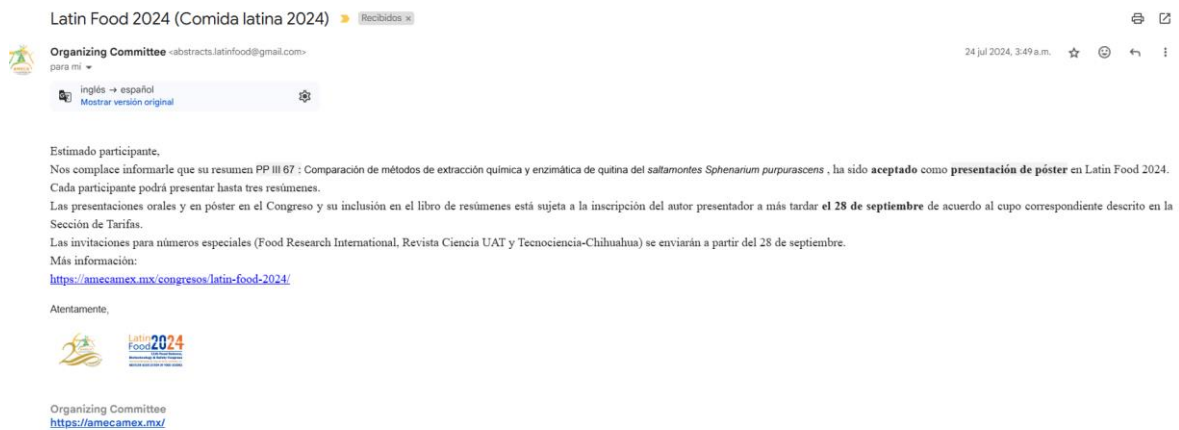
Tabla B 21 Test Tukey de color (b*) de los quitosanos

Categoría	Media estimada(b)	Grupos	
QO-c	12.613	A	
QO-HADQ2	23.337	B	
QO-HADE2	24.337		C

Anexo C. Congresos y divulgación científica

Latin Food 2024:

Carta de aceptación



Resumen:



Latin Food 2024
11th Food Science,
Biotechnology & Safety Congress
Asociación Mexicana de Ciencias de los Alimentos A.C.
MEXICAN ASSOCIATION OF FOOD SCIENCE



AMECA
ASOCIACIÓN MEXICANA
DE CIENCIAS DE LOS ALIMENTOS
25 ANIVERSARIO

Comparison of chemical and enzymatic extraction methods of chitin from the grasshopper *Sphenarium purpurascens*

Simón-Rodríguez, L.D.¹, Cruz-López, S.O.¹, Álvarez-Cisneros, Y.M.^{1*}

¹Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa. Departamento de Biotecnología, Ciudad de México, México.

Presenting and *corresponding authors: acym@xanum.uam.mx

Abstract

Chitin is one of the most important polysaccharides in living organisms and can be primarily extracted from crustacean shells [1]. However, insects are an interesting alternative source of chitin, and their study is increasing within the scientific community [2]. This study aimed to obtain chitin from grasshopper *Sphenarium purpurascens* by chemical and enzymatic methods. The grasshoppers were washed three times with potable water and then dehydrated at 50 °C for 48 hours. Afterward, they were ground to obtain grasshopper flour (GF). The GF was defatted with hexane to obtain defatted grasshopper flour (DGF). Subsequently, chitin extraction was performed using GF and DGF with the following steps: demineralization, deproteinization (chemical or enzymatic), and decolorization with chloroform: alcohol: water (CAW), or chlorine. The results indicate that chitin extraction increases after a defatting process. On the other hand, the lowest concentration of chitin was obtained by the chemical deproteinization method combined with chlorine decolorization (9.1±0.001%). However, it was observed that chlorine decolorization decreases chitin yield. Conversely, using DGF in combination with enzymatic deproteinization and decolorization with the mix CAW resulted in the highest chitin extraction (23.8±0.001%). Regarding decolorization, the chlorine method improved the physicochemical characteristics of chitin obtaining higher values of luminosity (L*) (51.16) as well as lower redness (a*) (0.75) values compared to the other method in this study. In conclusion, a higher chitin content is obtained using defatted flour with an enzymatic method decolorized with CAW. These results are a starting point for securing chitosan from a source different from crustaceans.

Keywords: Chitin, *Sphenarium purpurascens*, chemical extraction, enzymatic extraction.

[1] Vargas-Torres *et al.*, 2017. Scientia Horticulturae, 214, 221-227. [2] Anaya-Esparza *et al.*, 2022. Periodica Polytechnica Chemical Engineering, 1, 1-15.



CHIAPAS
MEXICO | 13-15 NOVEMBER 2024

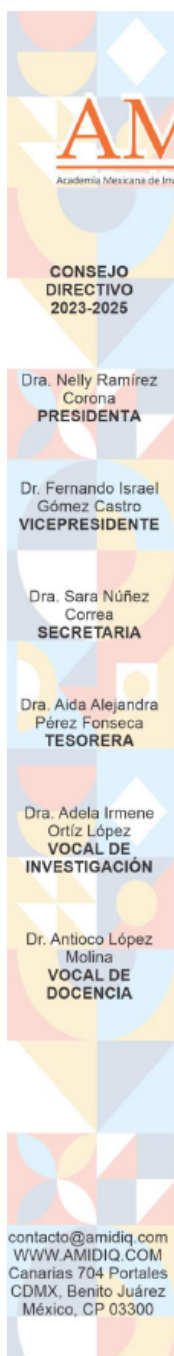
ameca.presidencia@gmail.com/amecaregistro@gmail.com

237

Premio, 3er lugar:



Carta de aceptación AMIDIQ XLVI:



Ciudad de México a lunes, 17 de febrero de 2025

Estimado(a) autor(a) de contacto

Agradecemos sinceramente su interés por participar en el XLVI Encuentro Nacional de la Academia Mexicana de Investigación y Docencia en Ingeniería Química A.C. (AMIDIQ). Por este conducto nos complace informarle que su trabajo:

COMPARACIÓN DE MÉTODOS DE EXTRACCIÓN QUÍMICA Y ENZIMÁTICA DE QUITINA Y QUITOSANO A PARTIR DEL GRILLO (ACHETA DOMESTICUS)
ID: 340

Cuyos autores son:

Luis David Simón, Salvador Osvaldo Cruz, Yenizey Merit Álvarez

Ha sido aceptado para su presentación en la sesión de BIOTECNOLOGÍA en la modalidad ORAL.

Para ser acreedor de la constancia de participación se requiere que al menos uno de los autores esté inscrito, y que el trabajo haya sido efectivamente presentado. Para que el trabajo sea publicado en las memorias del congreso, es necesario cumplir con los criterios anteriores y haber enviado su trabajo en extenso.

En fechas posteriores podrá consultar el programa completo en nuestra página web www.amidiq.com para conocer el día y hora precisa de su presentación. Recuerde que tiene hasta el **14 de marzo** para sustituir el resumen de dos páginas por su trabajo en extenso en la plataforma OpenConf y que al menos uno de los autores del trabajo deberá estar inscrito al evento a más tardar el **14 de marzo** para ser incluido en el programa final.

A nombre de la AMIDIQ le agradecemos una vez más su participación y esperamos tener la oportunidad de saludarlo durante el evento.

Atentamente

COMITÉ TÉCNICO

XLVI Encuentro Nacional de la AMIDIQ A.C

XLVI Encuentro Nacional de la AMIDIQ

COMPARACIÓN DE MÉTODOS DE EXTRACCIÓN QUÍMICA Y ENZIMÁTICA DE QUITINA Y QUITOSANO A PARTIR DEL GRILLO (*ACHETA DOMESTICUS*)

Luis David Simón Rodríguez ^a, Salvador Osvaldo Cruz López ^a, Yenizey Merit Álvarez Cisneros ^a

^aDepartamento de Biotecnología, Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa. Av. Ferrocarril de San Rafael Atlixco 186, Col. Leyes de Reforma, 1a. Sección, C.P. 09310, Ciudad de México, México.

*acym@xanum.uam.mx

Resumen

Este trabajo tuvo como objetivo obtener y caracterizar quitina y quitosano extraído del grillo *Acheta domesticus* a partir de diferentes procesos: utilizando harina desengrasada (HAD) y sin desengrasar (HA); tres procesos de desproteinización: químico, enzimático y pretratamiento (Q, E y P) y dos métodos de decoloración: agua:cloroformo:alcohol (1) e hipoclorito de sodio al 1% (2). Los resultados obtenidos muestran que la quitina obtenida tuvo un rendimiento mayor (37.6 ± 0.001 %), por el método HA-E-1. En cuanto al análisis de color, la muestra HAD-Q-2, presenta las mejores características de color, mientras que los pretratamientos tuvieron los resultados menos favorables. Por otra parte, la obtención de quitosano a partir de quitina extraída por desproteinización química y el grado de desacetilación (DA) fueron mayores que el método enzimático.

Palabras clave: Quitina; Quitosano; *Acheta domesticus*; extracción enzimática.

Introducción

La quitina y el quitosano son biopolímeros con características estructurales extensas que pueden alterarse química y mecánicamente para proporcionar características, capacidades y usos únicos [1]. sin embargo, se extrae principalmente de residuos de crustáceos. Por otra parte, los insectos son una fuente alternativa e interesante de quitina, y su estudio está aumentando dentro de la comunidad científica [2]. Por su parte el quitosano es un polímero biodegradable, biocompatible, no posee toxicidad y tiene capacidad antimicrobiana [3]. Este estudio tuvo como objetivo obtener las condiciones de extracción de quitina y quitosano a partir del grillo *Acheta domesticus*, utilizando métodos químicos y enzimáticos; así como evaluar el porcentaje de sólidos totales, colorimetría y grado de desacetilación (DA) del quitosano.

Metodología

Los grillos fueron obtenidos por parte de la empresa *Insect nutrition* de forma deshidratada, posteriormente se molieron para obtener harina de grillo (HA). La HA se desgrasó con hexano, para obtener harina de grillo desengrasada (HAD). Posteriormente, se realizó la extracción de quitina a partir de las harinas con los siguientes pasos: desmineralización, desproteinización química con NaOH o enzimáticamente (proteasa) y decoloración con agua:cloroformo:alcohol (1; ACA) o hipoclorito de sodio al 1% (2). Una vez obtenida la quitina, se realizó la desacetilación con NaOH para obtener quitosano, el cual se neutralizó con agua inyectable hasta llegar a un pH de 7 y se realizó el análisis de rendimiento del quitosano y el grado de desacetilación (DA).

Resultados

Los resultados indican que la concentración más baja de quitina se obtuvo con el método de desproteinización química combinado con decoloración con cloro (9.23 $\pm$ 0.025 %). Por el contrario, el uso de HA en combinación con desproteinización enzimática y decoloración con ACA resultó en mayores rendimientos de extracción de quitina (37.6 $\pm$ 0.001 %) (Figura 1). En cuanto a la decoloración, el método con cloro mejoró los parámetros de color de la quitina obteniendo valores más altos de luminosidad (L*, 65.83) así como valores más bajos de enrojecimiento (a*, 1.89) en comparación con la decoloración ACA

XLVI Encuentro Nacional de la AMIDIQ

(Figura 2). Con respecto a los rendimientos de quitosano obtenidos a partir de quitina, el tratamiento de desproteinización química es mejor que el método enzimático (Figura 3), así como para el DA (Figura 4). Por lo cual se obtiene un mayor rendimiento de quitosano por el tratamiento químico.

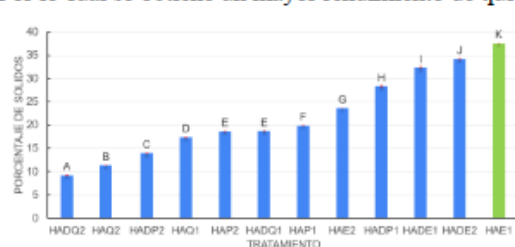


Fig. 1 Obtención de quitina a partir de grillo con diferentes tratamientos de extracción.

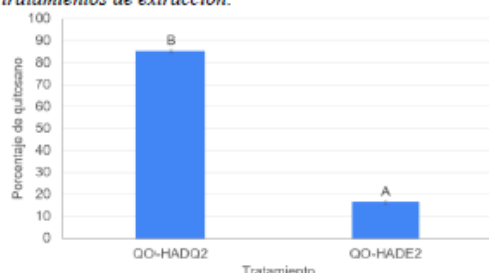


Fig. 3. Rendimientos de quitosano a partir de quitina extraída del grillo. Donde QO-HADQ2 es el quitosano obtenido de la quitina a partir del tratamiento de desproteinización química y decoloración con hipoclorito de sodio al 1%; y QO-HADE2 es el quitosano obtenido de la quitina a partir del tratamiento de desproteinización enzimática y decoloración con hipoclorito de sodio al 1%;

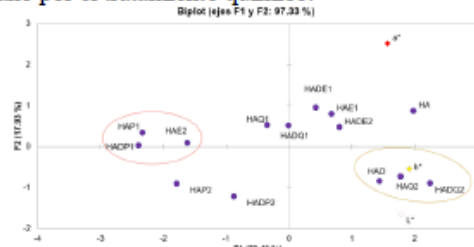


Figura 2. PCA de colorimetría CIELab* de los diferentes tratamientos para obtención de quitina.

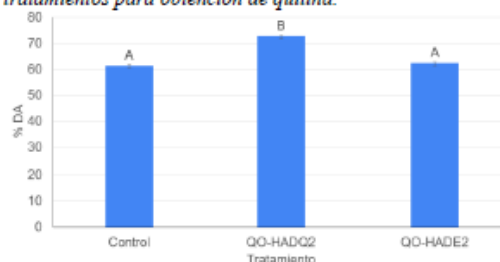


Figura 4. Grado de Desacetilación del quitosano

Conclusión

El mejor método de extracción para quitina fue el método enzimático, sin embargo, el mayor rendimiento de quitosano y el mayor grado de desacetilación se obtuvo a partir del método químico. Por otro lado, aunque la decoloración con cloro aumenta la luminosidad (L^*), también reduce el rendimiento. Este estudio establece una base para obtener quitosano de fuentes no convencionales como los insectos.

Referencias

1. Ahmed *et al.*, "Chapter 3- Chitin and chitosan fibres – synthesis, structure, and applications", *Technical Organic and Inorganic Fibres from Natural Resources*, p. 85-119, 2025. <https://doi.org/10.1016/B978-0-443-15459-1.00026-7>.
2. Anaya-Esparza *et al.*, "Effect of Mixed Oxide-Based TiO₂ on the Physicochemical Properties of Chitosan Films", *Periodica Polytechnica Chemical Engineering*, Vol. 66, No. 3, p. 422-436, 2022. <https://doi.org/10.3311/PPCh.18953>.
3. Kanatt, *et al.*, "Chitosan glucose complex – A novel food preservative", *Food Chemistry*, Vol. 106, No. 2, p. 521-528, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.06.036>.

Constancia de participación XLVI Encuentro Nacional de la AMIDIQ



Academia Mexicana de Investigación y Docencia en Ingeniería Química A.C.

La Academia Mexicana de Investigación y Docencia
en Ingeniería Química (AMIDIQ)

Otorga el presente

RECONOCIMIENTO

a:

Luis David Simón Rodríguez, Salvador Osvaldo Cruz López, Yenizey Merit Álvarez Cisneros

Por la presentación del trabajo

COMPARACIÓN DE MÉTODOS DE EXTRACCIÓN QUÍMICA Y ENZIMÁTICA DE QUITINA Y QUITOSANO A PARTIR DEL GRILLO (ACHETA DOMESTICUS)

En el área de BIOTECNOLOGÍA, en la modalidad ORAL

ID: 340

Presentado en el XLVI Encuentro Nacional de la AMIDIQ, La Ingeniería Química ante los desafíos ambientales y energéticos, realizado en San José del Cabo, Baja California Sur, México, del 13 al 16 de mayo de 2025.

Dra Nelly Ramírez Corona
Presidenta
Consejo Directivo de la AMIDIQ
y Comité Organizador

Dr. Jesús Alberto Ochoa Tapia
Presidente
Comité Técnico



XLVI

Encuentro Nacional
de la AMIDIQ

La Ingeniería Química ante los
desafíos ambientales y energéticos

San José del Cabo, Baja California Sur, México. 13 al 16 de mayo de 2025



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE IDÓNEA COMUNICACIÓN DE RESULTADOS

No. 00220

Matrícula: 2241800271

Evaluación fisicoquímica y antimicrobiana del quitosano extraído a partir de ortóptero comestible.

En la Ciudad de México, se presentaron a las 12:00 horas del día 12 del mes de mayo del año 2025 en la Unidad Iztapalapa de la Universidad Autónoma Metropolitana, los suscritos miembros del jurado:

DRA. YENIZEY MERIT ALVAREZ CISNEROS
DR. PONCIANO GARCIA GUTIERREZ

siendo la primera asesora del alumno y lector el segundo, de la Idónea Comunicación de Resultados, se reunieron a evaluar la presentación cuya denominación aparece al margen, para la obtención del diploma de:

ESPECIALIZACIÓN EN BIOTECNOLOGÍA

DE: LUIS DAVID SIMON RODRIGUEZ

y de acuerdo con el artículo 79 fracción II del Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado resolvieron:

Aprobar

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

REVISÓ

MTRA. ROSALIA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CBS

DR. JOSE LUIS GOMEZ OLIVARES

ASESORA

DRA. YENIZEY MERIT ALVAREZ CISNEROS

LECTOR

DR. PONCIANO GARCIA GUTIERREZ