

Remoción de Azul de metileno utilizando quitina entomogénica Removal of methylene blue using entomogenic chitin

V. G. Alonzo Hernández ^a, F. V. Pérez-Castillo *, R. Y. Pérez-Rodríguez  ^b^a Facultad de Ciencias Básicas, Ingeniería y Tecnología, Universidad Autónoma de Tlaxcala, C.P. 90070 Tlaxcala, México.^b Departamento de Química, División de Ciencias Naturales y Exactas, Universidad de Guanajuato, C. P. 36050, Guanajuato, Gto, México.

Resumen

La quitina que se puede extraer a partir de insectos se emplea como biopolímero natural en la remoción de contaminantes en aguas residuales por su alta capacidad de adsorción y biodegradabilidad. Este estudio evaluó la capacidad la quitina extraída a partir de chapulines por desproteinización y desmineralización para eliminar el colorante azul de metileno en solución. Se obtuvo quitina con un rendimiento 6.72% y se verificó su estructura mediante FTIR. La remoción del azul de metileno se realizó utilizando la prueba de jarras, en la cual se removió un 29.3 % de azul de metileno a partir de una solución de 77 mg/L, así mismo se redujo en un 40.10 % la turbidez. La remoción del azul de metileno a partir de la quitina sugiere interacciones hidrofóbicas, electrostáticas y de puente de hidrógeno entre ambos. El uso de la quitina entomogénica es una alternativa sostenible y económica en el tratamiento de aguas.

Palabras Clave: Quitina de insectos, biopolímero, remoción, azul de metileno.

Abstract

Chitin, which can be extracted from insects, is used as a natural biopolymer to remove contaminants from wastewater due to its high adsorption capacity and biodegradability. This study evaluated the ability of chitin extracted from grasshoppers by deproteinization and demineralization to remove methylene blue dye from solution. Chitin was obtained with a 6.72% yield, and its structure was verified by FTIR. Methylene blue removal was performed using the jar test, in which 29.3% of methylene blue was removed from a 77 mg/L solution, and turbidity was reduced by 40.10%. The removal of methylene blue from chitin suggests hydrophobic, electrostatic, and hydrogen bonding interactions between the two. The use of entomogenic chitin is a sustainable and economical alternative for water treatment.

Keywords: Insect chitin, biopolymer, removal, methylene blue.

1. Introducción

La quitina es el segundo biopolímero más abundante en la naturaleza y posee un alto potencial para aplicaciones biotecnológicas (Pacheco López, 2013), se encuentra en aproximadamente un 75% en peso seco de los exoesqueletos de crustáceos, camarones e insectos, en general, en todos los artrópodos, y en un 30% en la pared celular de los hongos (Sastoque et al., 2007; Cuahuizo, 2016; Elieh-Ali-Komi y Hamblin, 2016; Urbia et al., 2020).

El proceso de extracción de quitina a partir de insectos ha sido descrito por diversos autores (Kaya et al., 2015a, 2015b y 2015c; Amador-Mendoza et al., 2016, 2022; Morter-Miranda, 2016; Zamudio Domínguez, 2023; ver Tabla 1), y consta de dos etapas principales: desmineralización con tratamiento de

ácido clorhídrico (HCl) y desproteinización con hidróxido de sodio (NaOH). Las concentraciones de HCl y de NaOH, las temperaturas y el tiempo del tratamiento varían de acuerdo con la especie del insecto (Kaya et al., 2015b).

El *Sphenarius purpurascens*, conocido comúnmente como chapulín de la milpa, es la especie de chapulín más abundante en México (Figura 1), con una amplia distribución geográfica que abarca los estados de Oaxaca, Guerrero, Michoacán, Veracruz, Puebla, Tlaxcala, Hidalgo, Morelos, Ciudad de México, Estado de México, Chiapas y Tabasco (Amador-Mendoza et al., 2016; Villalobos et al., 2016; Cuj-Laines et al., 2018; Torruco-Uco et al., 2019). Su principal derivado es el quitosano, que se obtiene por desacetilación ácida o alcalina (Hajji et al., 2014; Younes y Rinaudo, 2015).

*Autor para la correspondencia: filibertavirginia.perez.c@uatx.mx

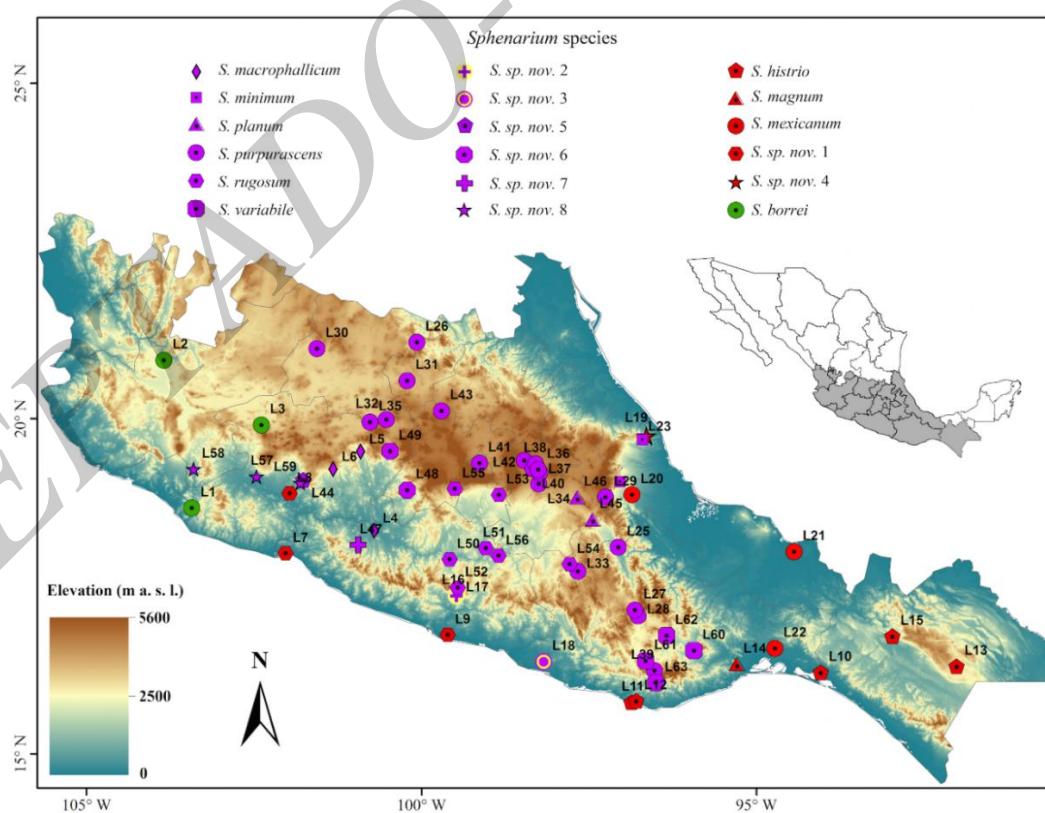
Correo electrónico: veralonzo04@gmail.com (Verónica Getsemaní Alonzo-Hernández), filibertavirginia.perez.c@uatx.mx (Filiberta Virginia Pérez-Castillo), rebeca.perez@ugto.mx (Rebeca Yasmín Pérez-Rodríguez).

Historial del manuscrito: recibido el 07/09/2025, última versión-revisada recibida el 24/11/2025, aceptado el 03/12/2025, en línea (postprint) desde el 11/02/2026, publicado el DD/MM/AAAA. **DOI:** <https://doi.org/10.29057/icbi.v14i27.15948>



Tabla 1. Condiciones de extracción de quitina en insectos ortópteros.

Insecto	Desmineralización	Desproteinización	Rendimiento (%) En base seca	Referencia
Chapulín	HCl 1 M, 100 °C, 30 min	NaOH 1M, 80 a 90°C, 21 h	<i>C. barbarus</i> : 20.5 ± 0.7 <i>O. decorus</i> : 16.5 ± 0.7	Kaya et al., 2015 ^a
Chapulín	HCl 1 M, 100 °C, 30 min	NaOH 1M, 80 a 90°C, 21 h	<i>A. multitarix</i> : 5.3 <i>A. strepens</i> : 7.4 <i>D. fractaand</i> : 5.7 <i>D. laticornis</i> : 6.5 <i>O. miniata</i> : 8.1 <i>O. caeruleascens</i> : 8.9 <i>P. Cognata</i> : 6.6	Kaya et al., 2015b
Chapulín	HCl 4 M, 75 °C, 2 h	NaOH 4 M, 150°C, 20 h	<i>C. variabilis</i> : 6.65 a 9.93 <i>D. verrucivorus</i> : 10.03 a 11.84 <i>M. desertu</i> : 4.71 a 7.35 <i>P. labiata</i> : 6.80 a 7.60	Kaya et al., 2015c
Chapulín	HCl 0.6 M, 28 °C, 3 h	NaOH 0.4 M, 25 °C, 1 h	<i>S. purpurascens</i> : 51.88	Amador-Mendoza et al., 2016, 2022
Chapulín	HCl 1 M, 97 °C, 30 min	NaOH 1 M, 82 ± 5 °C, 24 h	<i>Brachystola magna</i> : 10.4	Morter-Miranda, 2016
Chapulín	HCl 1 M, 90 – 95 °C, 30- 40 min.	NaOH 1 M, 65 °C, 24 h.	<i>S. purpurascens</i> <i>S. mexicanum</i> , <i>Melanoplus spp.</i> , <i>Taeniopodaques</i> y <i>Brachystola magna</i> : NR	Zamudio Domínguez, 2023
larvas de mosca soldado negra	HCl 2 M, 25 - 100 °C, 1 a 72 h.	NaOH 1 M, 40 – 100 °C, 1 – 72 h	<i>Hermetia illucens</i> : 11.7–14.6%	Caligiani et al., 2018



Esta especie es una de las más importantes desde el punto de vista agrícola, ya que provoca daños significativos en cultivos básicos como maíz, frijol, calabaza y habas, así como en hortalizas, forrajes (alfalfa, avena, trigo y cebada) y frutales como el tejocote, debido a su hábito alimenticio basado en el follaje de estas plantas cultivadas. Además, puede hospedarse en especies de maleza de hoja ancha y pastos, lo cual también afecta el rendimiento agrícola (Villalobos et al., 2016).

En regiones agrícolas de México, esta especie forma biomasa cuantiosa, ya que las infestaciones pueden alcanzar hasta 30 individuos por metro cuadrado (Castellanos-Vargas y Cano-Santana, 2017; Ríos et al., 2014). En estado de ninfa o adulto, un chapulín puede consumir diariamente casi la mitad de su peso corporal en forraje verde, lo que equivale a aproximadamente 250 mg. Así, una infestación de 30 chapulines/m² o más (Ríos et al., 2014) en una hectárea podría consumir hasta 75 kg de forraje por día. Bajo condiciones controladas, la cría masiva de *S. purpurascens* puede generar entre 200 y 500 kg de biomasa por hectárea al año (Rodríguez-Mirada et al., 2019). Una densidad de población de 7 - 8 chapulines/m², en una superficie de 4 hectáreas, consume la misma cantidad de forraje por día que una vaca (Capinera y Sechrist, 2002). Por lo tanto, su recolección contribuiría al control de plagas y permitiría su aprovechamiento como fuente alternativa de quitina (García-Gutiérrez y González-Maldonado, 2009; Cerritos et al., 2014; Castellanos-Vargas y Cano-Santana, 2017 y 2019). Además, contribuye a disminuir los costos asociados a la producción de alimentos, derivados del uso de plaguicidas con impactos negativos en la salud humana y en el ambiente empleados para el control de estos insectos (Mena-Covarrubias, 2009).

En el tratamiento de aguas residuales, la quitina se ha empleado como floculante para la remoción de partículas coloidales y aceites, coagulante primario en aguas de alta turbidez y alcalinidad, eliminación de colorantes, tratamiento de lodos y agente de deshidratación (Lárez-Velázquez, 2006; Liang et al., 2015). La búsqueda de nuevos mecanismos de tratamiento de aguas residuales, que sea amigables con el medio ambiente, surge derivado de la problemática de escases del agua y contaminación excesiva. Dado que los chapulines provocan daños que repercuten en forma directa sobre los rendimientos de los cultivos por unidad de superficie, en la calidad fitosanitaria y comercial y en las ventas de productos y subproductos agrícolas en el mercado nacional (Fontana et al., 2008). El propósito de este trabajo es extraer quitina a partir del chapulín *Sphenarium purpurascens*, mediante tratamientos químicos de desmineralización y desproteinización, y posteriormente evaluar su capacidad para la remoción de azul de metileno en solución acuosa utilizando la prueba de jarras.

2. Metodología

Los chapulines *Sphenarium p.* se recolectaron en el campo deportivo de la Facultad de Ciencias Básicas, Ingeniería y Tecnología de la Universidad Autónoma de Tlaxcala en Apizaco, Tlaxcala. Las muestras recolectadas se dejaron en una botella de vidrio durante 3 días para vaciar sus estómagos (Figura 2a), posteriormente se lavaron con agua potable varias veces hasta que el agua estuvo clara y finalmente se lavaron con agua destilada. Una vez limpias se colocaron en charolas

de aluminio para su secado en horno (Marca Rirossa, modelo y No. de serie HCF-62/60602) a 60 °C por 48 horas (Figura 2b). Una vez secas las muestras se molieron (Goldfruit Electric Grinder 150 W) para obtener la harina de los chapulines (Figura 2c). Finalmente, la harina se almacenó en bolsas herméticas medianas de 18x20 cm (Ziploc, Johnson y Sons, Inc., Racine, WI, USA) protegiéndola de la humedad y la luz hasta su posterior uso.



Figura 2. Muestra de Chapulines en a) colecta, b) secado, c y d) harina de chapulín.

La extracción de quitina a partir de biomasa de chapulín se adaptó de los métodos descritos por Monter-Miranda et al. (2016) y Zamudio Domínguez (2023), y se llevó a cabo en dos etapas. 1) La desmineralización química se realizó mediante hidrólisis ácida (Figura 3a), utilizando una solución 1 M de HCl en una proporción 1:10 (p/v), con agitación constante durante 2 horas a una temperatura de 25 °C. Finalizado el proceso, el material se lavó con agua destilada hasta pH neutro y se filtró. 2) La desproteinización (Figura 3b-c) se llevó a cabo mediante hidrólisis alcalina con una solución 2.5 M de NaOH, también en una proporción 1:10 (p/v), incubando la muestra durante 24 horas a 65 °C en un horno (Riessa HS-33, serie: HSML). Al finalizar, la muestra fue lavada con agua destilada hasta la neutralidad, filtrada y secada a 55 °C durante 3 horas en horno (Riessa HS-33, serie: HSML; Figura 3d-f). Todas las sustancias fueron grado reactivo HCl (SIGMA-ALDRICH, 37%) y NaOH (Merck, nivel de calidad: MQ200). La caracterización de la quitina se realizó mediante espectroscopio de Infrarrojo FTIR-ATR (Tensor 27 de Bruker), con lecturas en el IR de 4000 – 400 cm⁻¹ y 32 escaneos.

En la prueba de jarras para la remoción de color y turbidez se utilizaron parrillas eléctricas donde se colocaron vasos de precipitados con 50 ml de agua sintética de azul de metileno a 77 mg/L. Se agita a una velocidad de 120 – 150 rpm y se adiciona 1 g de quitina. Se deja 1 – 2 minutos y se baja la velocidad entre 20 – 50 rpm por 20 – 30 min. Se deja sedimentar por 30 min (Ramos-Guevara, 2024). La prueba se hace por triplicado para asegurar la reproducibilidad de los resultados. Después del periodo de sedimentación, se recolectó

una muestra de agua sobrenadante cuidando de no arrastrar flóculos para determinar color y turbidez (Figura 4). El color fue medido utilizando espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 10S UV-Vis; Thermo Scientific) registrando la absorbancia a 664 nm. Se realizó curva de calibración para las concentraciones de 0, 5, 25, 50, 75 mg/L. Obteniendo la ecuación (1) para la determinación de concentración de azul de metileno en la muestra tratada con $R^2 = 0.9952$. Cada ensayo fue realizado por triplicado para asegurar la reproducibilidad de los resultados. El porcentaje de remoción de color a partir de esta prueba fue calculado empleando la ecuación (2). La turbidez fue medida utilizando un turbidímetro (4K HDR modelo HD-2A) expresando en Unidades Nefelométricas de Turbidez (NTU). Se calibró el equipo y se obtiene la ecuación (3) como resultado de la linealización de la curva de calibración con $R^2 = 0.9973$. La eficiencia de remoción de turbidez se calculó mediante la ecuación (4).

$$y = 0.0053C_{AM} + 0.0083 \quad (1)$$

$$\text{Eficiencia (\%)} = \left[\frac{C_0 - C_f}{C_0} \right] \cdot 100 \quad (2)$$

$$y = 0.0021x + 0.0072 \quad (3)$$

$$\text{Eficiencia (\%)} = \left[\frac{T_0 - T_f}{T_0} \right] \cdot 100 \quad (4)$$

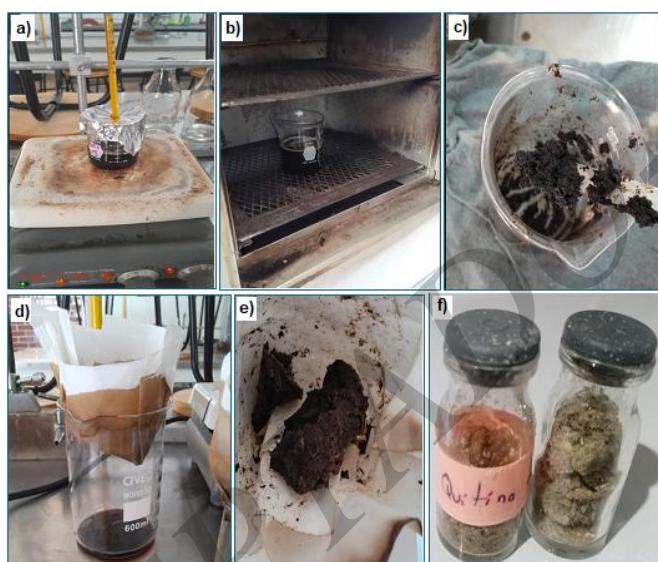


Figura 3. Procesamiento de *S. purpurascens*: a) desmineralización b) desproteinización, c) quitina, d) lavado de quitina, e) filtrado de quitina y f) quitina seca.

3. Resultados y discusión

La extracción de quitina se realizó mediante un proceso de desmineralización con HCl 1M, seguido de desproteinización con NaOH 2.5 M, 24 h a 65 °C. A partir de 20 gramos de biomasa se obtuvieron 12.47 gramos de quitina en base húmeda después de desmineralizar, mientras que en la desproteinización se obtuvieron 1.34 gramos de quitina en base seca. Se obtuvo un rendimiento de 6.72 % de quitina, resultado que está de acuerdo con los reportados en Monter-Miranda et al., (2016) que reportan valores de 5.3 a 20 % para diversas especies de chapulines, escarabajos y larvas. Específicamente para la especie de chapulín *Brachystola magna* obtiene valores

de 10.4%, mientras que Kaya et al., (2015b) obtuvieron rendimientos de 5.3 a 8.9 % de quitina para 7 especies de chapulines. Las diferencias en los rendimientos pueden deberse a las diferencias entre las especies de insecto que se utilizaron y a las condiciones del tratamiento para la extracción (Tabla 1). El rendimiento menor de este trabajo comparado con Kaya et al., (2015b) y Monter-Miranda (2016) sugiere que las condiciones de extracción fueron más agresivas. No obstante, la obtención de la quitina se encuentra dentro de los valores reportados e indica que el proceso de extracción es eficiente y elimina proteínas e impurezas durante la desacetilación.

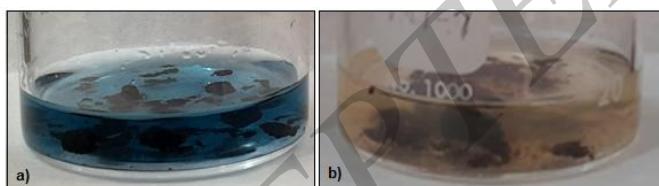


Figura 4. Prueba de jarras con quitina remoción de color y turbidez.

La quitina se analizó por Espectroscopía de Infrarrojo FTIR para identificarla mediante los grupos que corresponden a las bandas de amida I ($C=O-NHR$), amida II, del grupo amino ($-NH_2$) y del grupo hidroxilo. En la Figura 5 se pueden apreciar los picos relacionados con la amida I en 1653 cm^{-1} debido al estiramiento vibracional del enlace C-N del grupo $C=O$ superpuesto como un grupo OH- por un enlace puente de hidrógeno, b) la amida II en el punto 1558.48 cm^{-1} debidos a la flexión NH en la amina (Kaya et al., 2015a; Kaya et al., 2015c). La banda observada a 3441.26 cm^{-1} corresponde a la vibración del estiramiento de los grupos OH- por moléculas de agua presentes en las muestras con una extensión en la banda ubicada a 3267.43 cm^{-1} correspondiente a la vibración de los NH_2 presentes la quitina. En cuanto a las bandas localizadas a 2922.17 y 2858.51 cm^{-1} , estas se pueden atribuir a la presencia de grupos $-COCH_3$ y al estiramiento simétrico y asimétrico de los enlaces C-H (Morter-Miranda et al., 2016). También se observan las bandas correspondientes a los pigmentos presentes en la muestra, los cuales presentan grupos funcionales $C=C$ en 1631.48 cm^{-1} . La meseta entre 2800 y 1700 cm^{-1} indicó que las interacciones de hidrógeno están menos pronunciadas y evidenció la presencia de grupos hidroxilo libres. La banda observada a 1382.96 cm^{-1} correspondió a una deformación simétrica del grupo CH_3 del grupo acetil. También se observaron bandas en el número de onda 1070.49 y 1029.90 cm^{-1} , el cual se debió al estiramiento producido por la vibración del C-O en los alcoholes secundario y primario. En el número de onda de 899.40 cm^{-1} se mostraron los CH fuera del plano de vibración. La intensidad de estas bandas depende mucho del contenido de agua presente en la muestra, lo cual puede afectar la absorción IR en las bandas de estiramiento CH- de la quitina en los grupos amida I y amida II, aun y para números de onda más pequeños de 1500 cm^{-1} . Las bandas entre 899.40 y 1155.36 cm^{-1} representan estructuras de polisacáridos. Los resultados confirman que el producto obtenido por este procedimiento corresponde a quitina (Brugnerotto, 2010; Kaya et al., 2015a, 2015b, 2015c; Monter-Miranda et al., 2016, 2022).

En la Tabla 2 se observan las bandas más relevantes de la quitina comparadas con otros autores. En esta, se pueden

observar similitudes en los valores obtenidos, cabe recalcar que la intensidad de estas bandas depende del contenido de

agua presente en la muestra, afectando la absorción IR en las bandas de estiramiento CH- de la quitina (Beil et al., 2012).

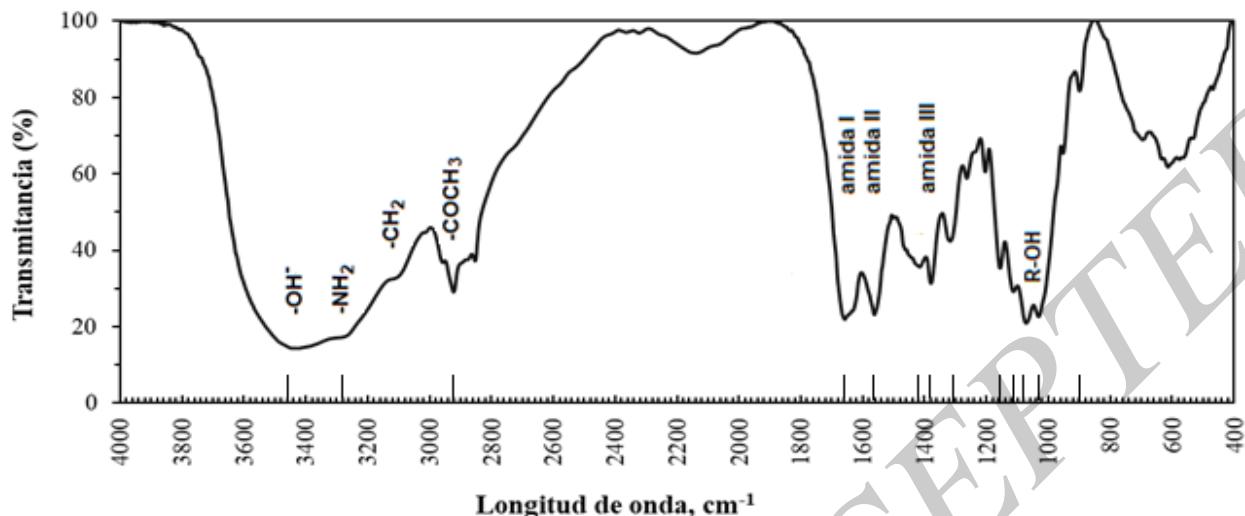


Figura 5. Espectro FTIR de quitina extraída de chapulín *S. purpurascens*.

Tabla 2. Asignación de las señales de banda relevantes del espectro FTIR de la quitina de insectos ortópteros (chapulín y/o saltamontes): *S. purpurascens* y *B. magna* (Monter-Miranda, 2016^a, 2022^b) *C. Barbarus* y *O. decorus* (Kaya, 2015a).

Asignación	Banda en cm ⁻¹			
	<i>S. purpurascens</i>	<i>B. magna</i>	<i>C. barbarus</i>	<i>O. decorus</i>
v(O-H)	3270 ^b 3441.26 ^a	3440	3433	
v(-NH)	3267.43		3261	
v(-COCH ₃)	2922.11	2935	2918	2925
v(-CH) simétrico y asimétrico	2858.51	2885	2849	2876
v(C-O) amida I	1653.00	1668	1652	1655
v(C=O del grupo NHCOCH ₃), amida I	1631.48 ^a 1635 ^b	1619	1621	1620
δ(-NH del grupo NHCOCH ₃), amida II	1438 ^b 1554.05 ^a	1554	1555	1552
δ(-CH del grupo NHCOCH ₃), amida III	1382.96		1376	1375
(CH ₂) amida III – componente de proteína	1317.79		1308	
v(C-O-C) asimétrico	1155.36		1155	
v(C-O) vibraciones esqueléticas alcohol secundario	1070.40 ^{a,b}		1061	
v(C-O-C) vibraciones esqueléticas alcohol primario	1029.90		1011	1009
Señales debidas a v (estiramiento) y δ (flexión)				

3.1. Remoción de color y turbidez

Utilizando una muestra de agua residual preparada con 77 mg/L de azul de metileno, a partir de la prueba de jarras la quitina obtenida a partir de chapulín remueve un 29.27 % el color. La adsorción de azul de metileno con quitina se efectúa principalmente por interacciones hidrofóbicas, electrostáticas, puentes de hidrógeno y fuerzas de Van der Waals. Esta interacción puede resultar en la adsorción o unión de las moléculas de azul de metileno a la superficie de la quitina o dentro de su estructura (Figura 6). Estas interacciones están de acuerdo con lo que indica Ben Amour et al., (2023). Los grupos

funcionales hidroxilo (-OH) y aminoacetilo (-NHCOCH₃) de la quitina pueden actuar como sitios activos para atrapar moléculas; e interactúan con el azul de metileno que es un colorante catiónico que tiene afinidad por superficies con carga negativa o capacidad de formar enlaces por interacciones electrostáticas o de tipo Van der Waals. El azul de metileno está formado con un anillo de fenotiazina que permite la deslocalización de electrones π a través del sistema conjugado y los grupos dimetilamino ($-N(CH_3)_2$) que incrementa la reactividad y la capacidad para formar enlaces de hidrógeno con otras moléculas debido a su fuerte capacidad de donación de electrones (Ben Amour et al., 2023). También, los átomos de nitrógeno en la estructura del azul de metileno pueden actuar como aceptores de enlaces de hidrógeno.

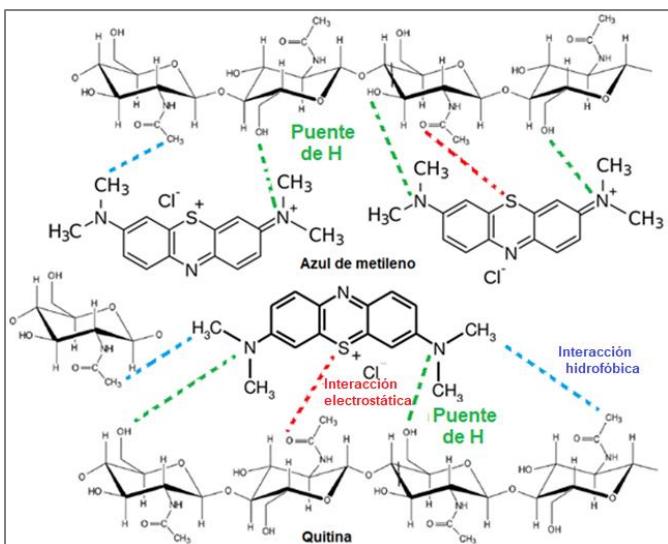


Figura 6. Interacciones químicas entre la quitina y el azul de metileno durante la remoción del color en aguas residuales. Adaptado de Ben Amor et al., (2023).

La turbidez en la muestra de agua se reduce de 101 a 60.5 NTU removiendo 40.1% respecto de la inicial. Esta disminución puede deberse a la interacción de los grupos acetil y amino que interactúan con los contaminantes. Con base en lo anterior, la quitina actúa como un buen material natural para remover contaminantes catiónicos del agua como se observa en este estudio; estando en concordancia con Ben Amor et al., (2023), que indican que la extracción de quitina de origen entomo y su aplicación en la remoción de colorante es un proceso prometedor, económico, rentable y biodegradable respetuoso con el ambiente.

4. Conclusiones

La metodología de extracción de la quitina a partir de la biomasa de chapulín mediante desmineralización y desproteinización química, permitió la obtención de quitina con propiedad adsorbente de colorantes y remoción de turbidez para su uso en procesos de tratamiento de aguas residuales. La quitina de origen entomológico representa una opción sustentable, biodegradable y de bajo costo, que puede sustituir o complementar a coagulantes químicos convencionales, reduciendo la carga contaminante del agua sin generar subproductos tóxicos. Así mismo, promover la valorización y aprovechamiento de los chapulines y contribuir al control de plagas en los cultivos productivos.

Conflictos de intereses: los autores declaran no tener conflicto de intereses.

Agradecimientos: a la Dra. Eneida Reyes Pérez, al IQ. Rolando E. Limón González y a la QI. Carmen Ramos Tejeda, por facilitar el uso del material de laboratorio, los equipos y las instalaciones de los Laboratorios de Ambiental, Operaciones Básicas y Operaciones Unitarias de la FCBIyT-UATx.

Referencias

- Amador Mendoza, A., Huerta Ochoa, S., Herman Lara, E., Membrillo Venegas, I., A. Aguirre Cruz, A., M.A. Vivar Vera, M. A. and Ramírez Coutiño, L., 2016. Efecto de la purificación química, biológica y física en la recuperación de quitina de exoesqueletos de camarón (*Penaeus sp*) y chapulín (*Sphenarium purpurascens*). Revista Mexicana de Ingeniería Química, 15, pp. 711-725. <https://doi.org/10.24275/rmq/bio1020>.
- Amador Mendoza A., Juárez Barrientos JM., Hernández Hernández H., Ramírez Coutiño LP., Huerta Ochoa S., Herman Lara E., Rodríguez Miranda J., 2022. Evaluación de procesos combinados: purificación de quitina a partir de exoesqueletos de camarón (*Penaeus sp*) y chapulín (*Sphenarium purpurascens*). Tropical and Subtropical Agroecosystems 25 (102), 1-12, <http://doi.org/10.56369/tsaes.4240>.
- Beil, S., Schamberger, A., Naumann, W., Machill, S. y van Pee, K.-H. 2012. Determination of the degree of N-acetylation (DA) of chitin and chitosan in the presence of water by first derivative ATR FTIR spectroscopy. Carbohydrate Polymers 87, 117-122.
- Ben Amor, I.; Hemmami, H.; Laouini, S.E.; Zeghoud, S.; Benzina, M.; Achour, S.; Naseef, A.; Alsalme, A.; Barhoum, A. 2023. Use of Insect-Derived Chitosan for the Removal of Methylene Blue Dye from Wastewater: Process Optimization Using a Central Composite Design. Materials. 16, 5049.
- Brugnerotto, J.; Lizardi, J.; Goyolea, F.M.; Argüelles-Monal, W.; Desbrières, J.; Rinaudo, M. 2001. An infrared investigation in relation with chitin and chitosan characterization. Polymer. 42, 3569–3580.
- Caligian A., Marseglia A., Leni G., Baldassarre S., Maistrello L., Dossena A., Sforza S., Composition of black soldier fly prepupae and systematic approaches for extraction and fractionation of proteins, lipids and chitin, Food Res. Int. 105 (2018) 812–820, <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.12.012>.
- Capinera, J.L. y Sechrist T. S. 2002. Grasshoppers (Acrididae) of Colorado: Identification, biology and management. Colorado State University Experiment Station, Fort Collins. Bulletin No. 584S.
- Castellanos-Vargas I. y Cano-Santana Z. 2017. Variaciones ecomorfológicas de las ootecas de *Sphenarium purpurascens* Charpentier (Orthoptera: Pyrgomorphidae) en un matorral xerófilo del centro de México. Folia Entomológica Mexicana (nueva serie), 3(2): 54–69, 2017.
- Castellanos-Vargas I. y Cano-Santana Z. 2019. Historia natural y ecología de *Sphenarium purpurascens* (Orthoptera: Pyrgomorphidae). Departamento de Ecología y Recursos Naturales, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Cerritos, F.R., R. Ponce-Reyes and F. Rojas-García. 2014. Exploiting a pest insect species *Sphenarium purpurascens* for human consumption: ecological, social and economic repercussions. Journal of Insects as Food and Feed 1:75-84.
- Cuj-Laines R., Hernández-Santos, B., Reyes-Jaquez, D., Delgado-Licon, E., Juárez-Barrientos, J. M., y Rodríguez-Miranda, J. 2018. Physicochemical properties of ready-to-eat extruded nixtamalized maize-based snacks enriched with grasshopper. International journal of Food Science and Technology, 53 (8), 1889 – 1895. <https://doi.org/10.1111/ijfs.13774>.
- Cuahuizco Huitzil, G. 2016. Obtención de quitosano por el método químico a partir del hongo seta (*Pleurotus ostreatus*) y su caracterización. Puebla: Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.
- Elieh Ali Komi, D. and Hamblin, M. R., 2016. Chitin and chitosan: production and application of versatile biomedical nanomaterials. International Journal of Advanced Research (indore). 4(3), 411-427
- Fontana P., Buzzetti F.M. y Mariño P. 2008. Chapulines, langostas, grillos y esperanzas de México. Guía fotográfica. Edición Hand Books, Verona.
- García-Gutiérrez, C. y González-Maldonado, M. (2009). Control biológico de la plaga del chapulín (Orthoptera: Acrididae) en Durango, México. Vedalia.
- Hajji S., Younes I., Ghorbel-Bellaaj O., Hajji R., Rinaudo M., Nasri M., et al. 2014. Structural differences between chitin and chitosan extracted from three different marine sources. International journal of biological macromolecules. 65:298–306. [PubMed: 24468048]
- Kaya, M., Baran, T., Asan-Ozusaglam, M., Cakmak, Y. S., Tozak, K. O., Mol, A., Mentes, A. y Sezen, G. (2015a). Extraction and characterization of chitin and chitosan with antimicrobial and antioxidant activities from cosmopolitan Orthoptera species (Insecta). Biotechnology and Bioprocess Engineering 20, 168-179.
- Kaya, M., Erdogan, S., Mol, A. y Baran, T. (2015b). Comparison of chitin structures isolated from seven Orthoptera species. International Journal of Biological Macromolecules 72, 797-805.
- Kaya, M., Lelesius, E., Nagrockaité, R., Sargin, I., Arslan, G., Mol, A., Baran, T., Can, E. and Bitim, B., (2015c). Diferentiations of Chitin Content and Surface Morphologies of Chitins Extracted from Male and Female Grasshopper Species. PLoS ONE 10, e0115531. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0115531>.
- Lárez Velásquez C. 2006. Quitina y quitosano: materiales del pasado para el presente y el futuro. Avances en Química, 1(2), 15-21.

- Liang, T. W., Huang, C. T., Dzung, N. A., and Wang, S. L. 2015. Squid pen chitin chitooligomers as food colorants absorbers. *Marine drugs*, 13(1), 681-696. <https://doi.org/10.3390/MD1301068>.
- Mena-Covarrubias, J. 2009. Control biológico del chapulín *Brachystola spp.* (Orthoptera: Acrididae) con el uso del protozoario *Nosema locustae canning* (Microsporidia: Nosematidae) en Zacatecas, México.
- Monter, Miranda, J., Tirado Gallegos, J., Zamudio Flores, P., Ríos Velasco, C., Ornelas Paz, J.D. J., Salgado Delgado, R., Espinosa Solís, V. and Hernández Centeno, F., 2016. Extracción y caracterización de propiedades fisicoquímicas, morfológicas y estructurales de quitina y quitosano de *Brachystola magna* (Girard). *Revista Mexicana de Ingeniería Química*. 15, pp. 749-761. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=62048168007>.
- Pacheco López N. A. 2013. Extracción biotecnológica de quitina para la producción de quitosanos: caracterización y aplicación. Universidad Autónoma Metropolitana.
- Ramos Guevara I. C. 2024. Estudio de la degradación de azul de metileno. Tlaxcala: Universidad Autónoma de Tlaxcala. 1 - 50
- Ríos V.C., Berlanga R. D. I., Acosta M. C. H., Romo C. A., Zamudio F. P. B., Sepúlveda A. D. R., y Jacobo C. J. L., 2014. caracterización y control microbial del chapulín gordinflón *Brachystola magna* Girad en frijol en el estado de Chihuahua. Folleto Técnico Generado en el proyecto 499. Financiado por fundación produce Chihuahua.
- Rodríguez-Miranda, J., Alcántar-Vázquez, J. P., Zuñiga-Marroquín, T., y Juárez-Barrientos, J. M., 2019. Insects as an alternative source of protein: a review of the potential use of grasshopper /*Sphenarium purpurascens* CH.) as a food ingredient. In *European Food Research and Technology*. 245 (12) 2613 – 2620. Springer Verlag. <https://doi.org/10.1007/s00217-019-03383-0>
- Sanabria-Urbán S, Song H, Oyama K, González-Rodríguez A, Serrano-Meneses MA, Cueva del Castillo R. 2015. Adaptaciones del tamaño corporal a la variación climática altitudinal en saltamontes neotropicales del género *Sphenarium* (Orthoptera: Pyrgomorphidae). MÁS UNO 10(12): e0145248. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0145248>
- Santos, V. P., Marques, N. S., Maia, P. C., Lima, M. A. B. D., Franco, L. D. O., & Campos-Takaki, G. M. D. 2020. Seafood waste as attractive source of chitin and chitosan production and their applications. *International journal of molecular sciences*, 21(12), 4290. <https://doi.org/10.3390/ijms21124290>
- Sastoque Cala L., Mercado Reyes M., Martínez Salgado M. M., Quevedo Hidalgo B., y Pedroza Rodríguez A. M. 2007. Producción de quitinas extracelulares con una cepa alcalófila halotolerante de *streptomyces* sp. aislada de residuos de camarón. *revista mexicana de ingeniería química* Vol. 6, No.2, págs. 137-146.
- Torraco-Uco, J. G., Hernández-Santos, B., Herman-Lara, E., Martínez-Sánchez, C. E., Juárez-Barrientos, J. M., y Rodríguez_Miranda, J., 2019. Chemical functional and thermal characterization, and fatty acid profile of the edible grasshopper (*Sphenarium purpurascens* Ch.) European Food Research and Technology, 24 (2), 285 – 292. <https://doi.org/10.1007/s00217-018-3160-y>
- Urbia Salazar A. D., Inca Torres A. R., Carbonero Aguilar M., y Bautista Palomas J. 2020. Preparación de quitina fúngica a partir de subproductos de hongos comestibles (*Agaricus bisporus*). Ciencias técnicas y aplicadas.
- Villalobos Arámbula V. M., Trujillo Arriaga F. J., Ramírez y Ramírez, F., y Santiago Martínez G. 2016. Chapulines de Importancia Económica en México. Dirección General de Sanidad Vegetal.
- Younes I., y Rinaudo M. 2015. Preparación de quitina y quitosano de origen marino. Estructura, propiedades y aplicaciones. Obtenido de National Library of Medicine: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC4377977/>
- Zamudio Domínguez V. 2023. Extracción y purificación de quitina de saltamontes. Uriangato: Instituto Tecnológico Superior del sur de Guanajuato.