

Obtención de Quitosano a partir de jaiba por un método químico y la formación de perlas para retención de colorante

Ramírez Márquez Janet¹, Castro Lino Alejandra^{1*}, Padilla Velasco Ana Lilia¹, José Ángel Rivera Ortega², María Aurea Mercedes Hernández¹, Lidia Meléndez Balbuena¹

¹Universidad Autónoma de Puebla, Departamento de Química Inorgánica. Av. San Claudio y 18 Sur Col. San Manuel, C.P.72570 Edificio 105 H Ciudad Universitaria, Puebla.

²Universidad Técnica del Norte, Facultad Ciencias de la Salud. Av. 17 de Julio, 5-21 y Gral. José María Córdova, Ibarra, C.P. 199, Ecuador

*Autor de correspondencia: alcastro1228@yahoo.com.mx

Recibido:

24/mayo/2016

Aceptado:

25/julio/2016

Palabras clave

Quitosano, Perlas, Método

Keywords

Chitosan , Pearl, Method

RESUMEN

Debido a la eficiencia que presenta el quitosano de remover metales pesados, colorante y microorganismos de medios acuosos, se puede considerar como un material natural renovable útil para el tratamiento de aguas contaminadas. Es por eso que alrededor del mundo se están buscando nuevos métodos de remoción de colorantes en aguas residuales, que sean más baratos y sencillos sin la producción de nuevos subproductos que pueden llegar a volver a contaminar el agua con otros compuestos. Es por ello que, a través del método en caliente, se obtiene el quitosano de manera eficiente reduciendo costos y uso de reactivos. Este material se emplea para la formación de perlas de quitosano la cuales son probaron en aguas con colorantes para verificar la retención de este.

ABSTRACT

Because of the efficiency of the chitosan remover Heavy Metals, coloring and microorganisms' aqueous media, it can be considered as a renewable natural material useful for the treatment of contaminated water. That's why around the world are looking for new methods of removal of dyes in wastewater, which are cheaper and easier sin the production of new products that can get to re-contaminate the water with other compounds. That is why Through the hot method, chitosan is obtained Efficiently reducing costs and use of reagents. This material itself used for the formation of beads Chitosan The Which child tested in water with dyes to verify retention of This.

Introducción

El quitosano o Chitosan en inglés es el nombre que se le da a la quitina desacetilada, la cual se obtiene a partir de algunos tipos de hongos, algas, crisálidas del gusano de seda insectos y en mayor proporción de los exoesqueletos de los crustáceos (camarón, jaiba, mejillones, langosta, etc.) (Escobar et al., 2013).

La diferencia que se puede encontrar entre estos dos biopolímeros es que en la estructura de la quitina el grupo N-acetilglucosamina se encuentra en la mayoría de las unidades monoméricas que conforman las cadenas poliméricas; mientras que en el quitosano se puede encontrar que en la mayoría de las unidades monoméricas de la cadena polimérica predomina la glucosamina. La presencia de los grupos amino y e hidroxilo a lo largo de la cadena polimérica, hacen a que este sea susceptible a modificaciones químicas (Chávez et al., 2012). Como se puede apreciar en la figura 1 la estructura del quitosano nos deja ver que es un copolímero ya que está conformado por unidades de glucosamina y unidades N-acetil-D-glucosamina.

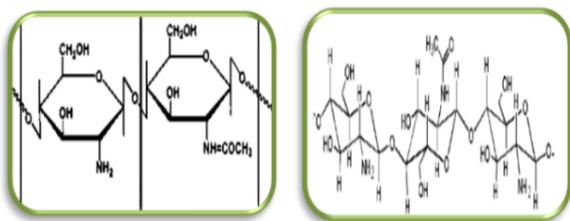


Figura 1. Unidad monómera del quitosano en proyección de Haworth y en conformación de silla (Tomado de Wikipedia).

El grado de desacetilización es la medida de grupos acetil-amino que se pueden encontrar dentro de la cadena polimérica, se considera que cuando la quitina posee un 50% de desacetilación ya se puede considerar como quitosano, sin embargo, para que este tenga una mayor actividad biológica se cree que debe estar al 40% de desacetilación (Rodríguez et al., 2009). Cuando la quitina es desacetilada en un 100% se logra obtener el quitano (Gonzales et al., 2015).

como se puede observar en la figura 2.

El quitosano es un copolímero lineal que se puede encontrar en tres formas fundamentales:

- * Cristalina hidratada
- * Cristalina no hidratada
- * No cristalina o amorfas.

Estudios actuales han demostrado que las formas cristalinas anhidras no se disuelven con facilidad en

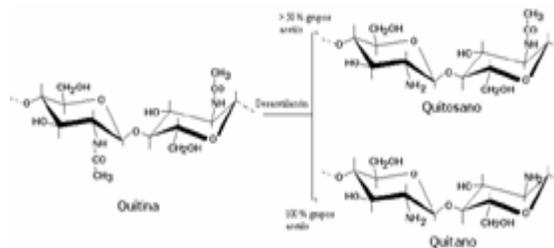


Figura 2. Comparación de la estructura de quitina, quitano y quitosano (tomado de escientiablog.com).

disolventes tales como ácido acético diluido, mientras que en los estudios hechos por difracción de Rayos X las muestras de quitosano totalmente desacetilada prevalece la presencia de formas polimórficas hidratadas (Rodríguez et al., 2009).

Propiedades del quitosano

El quitosano es un polímero catiónico, debido que los grupos aminos libres que se encuentran a lo largo de la cadena polimérica poseen pares libres de electrones que en presencia de protones ácidos pueden ser protonados adquiriendo una carga formal positiva, lo que provoca que el quitosano se comporte como un policatión, dicha característica hace que este biopolímero catiónico pueda enlazarse a lípidos, proteínas, colorantes (sustancias cargadas negativamente); al igual que esta propiedad hace que pueda actuar como floculante, adsorbente y adherente, puede atrapar metales pesados.

Debido a que la molécula del quitosano posee grupos con pares de electrones libres como los grupos hidroxilo y amino, su facilidad de formar puentes de hidrógeno con moléculas que posean hidrógenos ácidos es mucho mayor, por lo que puede poseer una estructura rígida y una buena estabilidad térmica llegando a descomponerse a 170 °C (Rodríguez et al., 2009). El quitosano tiene la propiedad de impedir que los agentes patógenos como los virus, bacterias y hongos puedan crecer; así como también pueden activar la resistencia sistemática adquirida de las plantas que son mecanismos de defensa contra ataques de agentes externos.

El mecanismo de defensa de manera natural funciona de la siguiente manera: un agente patógeno infecta a la planta provocándole un daño el cual queda guardado en la memoria de la planta y promueve a que esta active sus mecanismos de defensa contra ataques subsecuentes del agente patógeno, tanto en el punto de

infección como en zonas distantes a este; mientras que el mecanismo de defensa con ayuda de una molécula inductora funciona de la siguiente manera: la molécula inductora como el quitosano, actúan dentro del organismo activando los mecanismos de resistencia sistemática adquirida de la planta contra el patógeno, retardando o impidiendo su entrada a ella (Gómez y Reis, 2011).

Se ha demostrado que el quitosano con menor grado de desacetilación y mayor carácter catiónico presentan mayor actividad inhibitoria en el crecimiento de hongos; mientras que para hacer que el quitosano sea un buen antibacteriano, el pH debe estar por debajo de 6, debido a que a este valor es soluble y puede actuar mejor sobre la superficie externa de la bacteria, la cual está cargada negativamente causando aglutinación (Rodríguez et al., 2009).

Este biopolímero presenta un alto peso molecular y una estructura lineal no ramificada lo que le proporciona viscosidad en medios ligeramente ácidos, esta propiedad puede aumentar al incrementar su concentración en una solución, pero disminuye cuando el grado de desacetilación y la temperatura aumentan en la solución (Camacho, 2007). El quitosano con un bajo peso molecular presenta baja viscosidad, llegando a ser soluble en soluciones acuosas neutras (Gonzales et al., 2015). El quitosano es soluble en soluciones ácidas diluidas con pH debajo de 6, debido a que este es una base fuerte que posee aminas primarias con valores de pKa de 6.3, siendo este factor dependiente del grado de N-acetilación, mientras que la solubilidad es dependiente del grado de desacetilación, así como del método empleado para desacetilar la quitina. La presencia de estos grupos aminos a lo largo de la cadena polimérica indican que el pH puede alterar el estado de la carga del polímero, ya que a pH bajos las aminas se protonan convirtiendo al quitosano en un polication soluble en soluciones ácidas de ácido acético, fórmico y láctico; mientras que a pH altos las aminas se desprotonan y hacen que se convierta en un polímero insoluble (Gonzales et al., 2015).

Así, por lo tanto, la solubilidad de este biopolímero es una propiedad muy importante ya que también nos permite diferenciar entre quitina y quitosano, debido a que el segundo se puede disolver en ácidos diluidos al 1% - 3% dejando ver que es un quitosano bien preparado; otro aspecto que hace notable la diferencia es que la solución de quitosano con ácidos diluidos, es viscosa y totalmente transparente tanto el quitosano como la quitina son biocompatible, biodegradables y no presenta toxicidad (Ortiz y Monserrat, 2013).

Métodos de extracción de quitosano

El comportamiento físico químico del quitosano dependerá en gran medida de los siguientes aspectos:

Origen: Se refiere al quitosano que proviene de crustáceos, moluscos, hongos, insectos, etc., las propiedades de este pueden variar (Chávez et al., 2012).

La forma de extracción de la quitina:

* Método químico en caliente: a las cascara de los crustáceos se les realiza una desmineralización ácida a altas temperaturas, posteriormente se realiza una desproteínización con hidróxido de potasio o sodio.

* Fermentación láctica: se realiza una fermentación con ácido láctico al 1% de la cascara, en donde las bacterias lácticas liberan la quitina y un licor que contiene minerales, pigmentos, proteínas y nutrientes.

* Extracción por enzimas: la desproteínización y la desmineralización se puede hacer mediante el uso de enzimas comerciales tales como: papaína, alcalasa, neutrasa y tripsina (Ortiz y Monserrat, 2013).

* Método químico en frío: se realiza una desmineralización a bajas temperaturas con ácidos inorgánicos, posteriormente se realiza una desproteínización con hidróxido [14].

* Método con otros reactivos: los residuos de crustáceos se agregan en una mezcla de metanol, agua y cloruro de calcio (Ortiz y Monserrat, 2013).

La forma de desacetilar la quitina: este paso se debe cuidar muy bien ya que si se aplican condiciones extremas (altas temperaturas y tiempos prolongados) se puede llegar a la ruptura de la cadena principal provocando una baja viscosidad del quitosano en soluciones de ácidos diluidos.

* Conversión de quitina en quitosano por una hidrólisis básica: mediante un tratamiento básico concentrado de la quitina a 100 °C).

* Conversión de quitina en quitosano por una hidrólisis ácida: mediante un tratamiento ácido concentrado de la quitina a altas temperaturas, sin embargo, este método no es tan recomendado ya que puede hidrolizar al polisacárido y bajar los rendimientos del producto final (Rodríguez et al., 2009).

* Quitosano totalmente desacetilada, para hacer la acetilación parcial homogénea en disolución metanólica de ácido acético, el único inconveniente de esta reacción es que el lograr quitosano totalmente desacetilada puede provocar rupturas de los enlaces glicosídicos alternado del peso molecular del producto final (Rodríguez et al., 2009).

* Método enzimático: la quitina se somete a un proceso de desacetilación con una enzima bajo las condiciones apropiadas para conservar la enzima sin desnaturalizarla. Las enzimas empleadas son: la quitina

desacetilasas (Zygomycetes, Deuteromycetes, Lindemuthianum) o las Xilan estereasa

* Desacetilación homogénea bajo atmosfera inerte: se realiza con hidróxido de sodio o potasio al 60% a 140°C por tiempos cortos y para evitar la degradación del polímero se agrega NaBH₄ y tiofenol bajo una atmosfera inerte de nitrógeno (Ortiz y Monserrat, 2013).

* Bajo presión: se trata la quitina con sosa al 50% en solución, bajo una presión de 15 psi/ 120 °C por 15 minutos.

* Agregando disolventes orgánicos al medio alcalino: se agrega la quitina en un medio básico y además un disolvente orgánico el cual puede ser: isopropanol, 2-metil-2-propanol, o acetona.

* Método con microondas: la quitina extraída por el método químico se agrega en una solución de hidróxido a 50% de concentración bajo irradiación con microondas por un tiempo de 10 minutos (Ortiz y Monserrat, 2013).

* Desacetilación homogénea: la quitina se suspende en un álcali y la suspensión es refrigerada con hielo para disolverla, posteriormente a temperatura ambiente se desacetila la solución por periodos de tiempo prolongados.

* Desacetilación heterogénea: la quitina se dispersa en una solución alcalina caliente en compañía de un agente antioxidante para evitar la despolimerización (Cabarcas et al., 2011)

Planteamiento del problema

La contaminación del agua se ha convertido en un problema mundial ya que ocasiona una gran variedad de enfermedades como: disentería, fiebre tifoidea, salmonella, diarrea, cólera, hepatitis A, polimielitis, anemia, entre otras que al no ser tratadas oportunamente pueden ocasionar la muerte (Lahiry et al., 1996). Alrededor del mundo la industria textil se ha convertido en el mayor productor de aguas residuales contaminadas con colorantes. Dicha industria utiliza colorantes que contiene compuestos tóxicos y que además son estables a algunos microorganismos, a la luz y a la temperatura, convirtiéndolos en sustancias difíciles de biodegradar, por métodos baratos y fáciles, por lo que el empleo de tecnología muy especializada y cara es empujado para tratar las aguas que son contaminadas con estas sustancias (Jiménez y Catherine 2009). Es por eso que alrededor del mundo se están buscando nuevos métodos de remoción de colorantes en aguas residuales, que sean más baratos y sencillos sin la producción de nuevos subproductos que pueden llegar a volver a contaminar el agua con otros compuestos

Metodología

Reactivo	Material
Hidróxido de sodio	Balanza Analítica
Ácido acético	Parilla
Peróxido de Hidrogeno	Agitadores de vidrio y barras magnéticas
Hidróxido de potasio	Matraz Erlenmeyer
Bisulfito de sodio	Vasos de precipitados
Glutaraldehído	Probetas
Colorante marca mariposa	Kitazato y Büchner,
Ácido clorhídrico	Pipetas

Material y Reactivos

Diagrama de trabajo



Figura 3. Diagrama de trabajo.

El método que se siguió fue el siguiente:

Sobre un baño de agua fría se coloca un vaso de precipitados, al cual se le colocó 50 gr de desecho de jaiba (seca y triturada) y se le agregó de 5 en 5 mL de ácido clorhídrico concentrado hasta a completar 50 mL, la reacción se dejó por un tiempo de 10 minutos a una temperatura de 5 °C como se muestra en la figura 10, transcurrido este tiempo se agregó agua destilada en proporción 1:3 agua/ácido, esta solución se filtró (Figura 4).



Figura 4. Desmineralización de la jaiba.

La cascara desmineralizada se colocó en un vaso de precipitados con 30 mL de peróxido de hidrogeno al 30% dejándola reaccionar por un periodo de tiempo de 60 min a una temperatura de 40 °C y con agitación constante para que la muestra se decolore como se muestra en la figura 5, pasado este tiempo la solución se filtró.



Figura 5. Decoloración y filtración de la quitina.

El siguiente paso fue desproteínizar la muestra con una solución de hidróxido de potasio al 15% agregando 5 gr de Hidrosulfito de sodio el cual permitirá que las cadenas poliméricas no se destruyan por completo, la reacción se dejó por un tiempo de 120 min, a una temperatura de 75 °C y agitación vigorosa, en este paso se obtiene la quitina, la cual se puso a reaccionar agregando una solución de hidróxido de potasio al 2%, para llevar a cabo la purificación de esta por un tiempo de 120 min a una temperatura de 40 °C y agitación, pasado este tiempo la solución se filtró y la quitina obtenida se dejó secar a temperatura ambiente por un periodo de 24 horas, como se muestra en la figura 6.



Figura 6. Desproteínización y purificación de la muestra.

La Quitina obtenida se hizo reaccionar en una solución de hidróxido de potasio al 70% por un tiempo de 120 min, a una temperatura de 120 °C y agitación, luego se realiza una segunda desacetilación con NaOH al 70% por un periodo de tiempo de 120 min, esta desacetilación fue necesaria ya que es una forma de desacetilar por completo a la quitina ya que según lo reportado en bibliografía consultada con una desacetilación era suficiente más sin embargo en el trabajo se pudo observar que no a si mismo mantener a una temperatura de 120 °C y agitación vigorosa se debe controlar para que finalmente se obtenga Quitosano, el cual es filtrado y puesto a secar en la estufa a 30 °C por 24 horas quedando como se muestra en la figura 7.



Figura 7. Quitosano obtenido.

Resultados y discusión

Características físicas

El quitosano obtenido es un polvo blanco fino, e incoloro alguno, aunque se obtiene de desechos de moluscos. En este trabajo para la síntesis de quitosano se realizaron muchas modificaciones de la técnica original, ya que los primeros quitosano que se obtuvieron presentaron una coloración amarilla o café con un aroma a molusco y una consistencia muy parecida a la jaiba o camarón molidos sin ser tratados. Estas características físicas son debidas a que durante los procesos de desmineralización o desproteínización no se lograron eliminar del todo los carbonatos de potasio o la proteína presente en la matriz biológica, encapsulando todavía la quitina, impidiéndole poder ser desacetilada. Finalmente se logró obtener el producto con las características físicas singulares que presenta el quitosano como se muestra en la figura 8.



Figura 8. Características físicas.

Prueba de solubilidad.

El quitosano que se obtuvo fue caracterizado con una prueba de solubilidad en ácido acético al 3%, y 6% ya que esta prueba confirma la presencia de este al observar que la solución quedo transparente y viscosa como se muestra en la figura 9.



Figura 9. Prueba de solubilidad al 3% y 6% de ácido acético.

Espectroscopía de Infrarrojo IR

Para la caracterización de la muestra se empleó el equipo CARY 630 FTIR de punta de diamante. En los espectros de IR se observan las bandas características de los grupos funcionales del quitosano, tales como la banda de las aminas que se encuentra en la región de los 3600 cm⁻¹ y 1550 cm⁻¹; de igual manera se observa la banda del grupo amida en la región de los 1600 cm⁻¹. Se puede observar que el espectro obtenido muestra cierta similitud con el espectro reportado por Escobar et al. 2013, como se muestra en la figura 10.

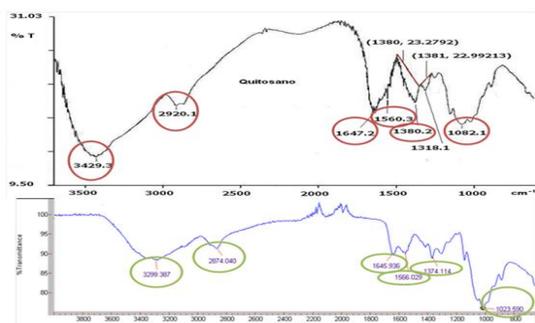


Figura 10 a) Espectro de quitosano referencia b) Espectro de quitosano.

Tabla 1. Tabla de caracterización de las bandas importantes del quitosano obtenido en el espectro de IR.

POSICIÓN N cm ⁻¹	INTENSIDAD	FORMA	VIBRACIÓN	ENLACE	Grupo funcional
3299.387	Fuerte	ancha	Tensión	O-H	Alcohol primario
2874.040	Débil	Ancha	Tensión	C-H ₂	Étil
1645.936	Media	Estrecha	Tensión	CH ₃ -N-CO	Amida
1566.029	Media	Estrecha	Flexión	NH ₂	Amina
1374.114	Débil	Estrecha	Flexión	C-H ₃	Metil
1023.590	Fuerte	Ancha	Tensión	C-O	Éter

Como se puede observar en la figura 11 del análisis de MEB la muestra de quitosano en caliente contiene una superficie homogénea de la superficie del biopolímero observándose tal y como lo muestra el espectro de MEB reportado por Navarro et al. 2010.

En el AQE se logra observar que la no hay presencia de los elementos que conforman a los minerales que se encuentran presentes en las cascara de los crustáceos; pero aun prevalecía el sodio debido a que esta no fue lavada adecuadamente al final del proceso.

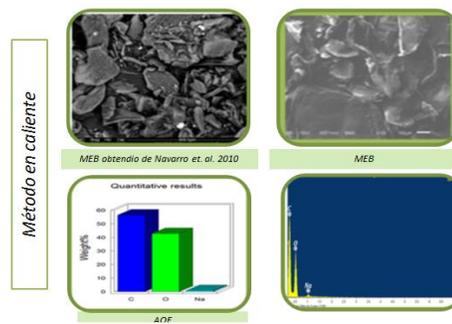


Figura 11. Análisis de Microscopia Electrónica de Barrido y Análisis Químico Elemental del quitosano obtenido.

Formación de perlas

El quitosano obtenido del método en caliente se disolvió en ácido acético al tres por ciento para la formar perlas las cuales fueron empleadas en la remoción de colorantes en aguas de esta manera poder comprobar la efectividad del quitosano obtenido. La técnica que se siguió para la formación de perla fue la de entrecruzamiento de quitosano con glutaraldehído: Se disuelve el quitosano en ácido acético diluido con agitación vigorosa hasta obtener una solución viscosa y transparente, la cual se adiciona gota a gota sobre una solución de KOH al 2 N, formándose al instante las perlas y siendo agitadas por un orbital. Posteriormente las

perlas se filtran y se lavan con agua, y se depositan en una solución de glutaraldehído al 2.5% con agitación como se puede observar en la figura 12a. Por otro lado, se realiza nuevamente la formación de perlas de quitosano sin glutaraldehído, siguiendo los pasos anteriores, obtenido las perlas como se muestran en la figura 12b.



Figura 12. a) formación de perlas de quitosano con y sin glutaraldehído.

Se prepararon soluciones de colorantes con: 0.01 g, 0.05 g, 0.1 g, 0.5 g, 1 g de colorante en 100 mL de agua, las soluciones obtenidas se probaron con 0.2 g de quitosano en perlas, aglutinadas con glutaraldehído y sin glutaraldehído durante un tiempo de ocho días, posteriormente se les midió la absorbancia mediante espectroscopía UV-VIS en las aguas resultantes para medir la concentración de colorante retenido perlas de quitosano, como se muestra en la figura 13.



Figura 13. Tratamiento con perlas de quitosano de aguas contaminadas con colorantes por 8 días.

En las figuras 14 se puede observar la función del quitosano como retenedor de colorante solo que este es retenido con mayor eficiencia cuando este se encuentra con glutaraldehído.



Figura 14. perlas de quitosano reticuladas con glutaraldehído.

En la tabla siguiente se muestran los resultados obtenidos que se obtuvieron de las muestras tratadas con perlas de quitosano y perlas entrecruzadas con quitosano- glutaraldehído observándose que por si solo el quitosano es eficiente en la retención de colorante ya que al hacer la medición de las muestras por ultravioleta visible se puede observar en los resultados como se muestra en la tabla 2.

Tabla 2. Cálculo de la concentración de colorante presente en las aguas tratadas con quitosano.

	Perlas de Quitosano	Perlas de Quitosano Entrecruzado con glutaraldehído
Muestra 1: 0.01g colorante/100 ml agua.	$0.044848 = 0.0124x + 0.038$ $x = (0.0124 - 0.038)/0.044848$ $x = 0.55064 \text{ ppm}$	$0.022068 = 0.0124x + 0.038$ $x = (0.0124 - 0.038)/0.022068$ $x = 1.2848 \text{ ppm}$
Muestra 2: 0.05g colorante/100 ml agua.	$0.0643 = 0.0016x + 0.0224$ $x = (0.0224 - 0.0643)/0.0016$ $x = 26.1875 \text{ ppm}$	$0.11571 = 0.0016x + 0.0224$ $x = (0.0224 - 0.11571)/0.0016$ $x = 58.31875 \text{ ppm}$
Muestra 3: 0.1g colorante/100 ml agua.	$0.063105 = 0.0029x + 0.0172$ $x = (0.0172 - 0.063105)/0.0029$ $x = 15.82931 \text{ ppm}$	$0.14433 = 0.0029x + 0.0172$ $x = (0.0172 - 0.14433)/0.0029$ $x = 43.8379 \text{ ppm}$
Muestra 4: 0.5g colorante/100 ml agua.	$0.81972 = 0.0005x + 2.0039$ $x = (2.0039 - 0.81972)/0.0005$ $x = 2368.36 \text{ ppm}$	$0.3073 = 0.0005x + 2.0039$ $x = (2.0039 - 0.3073)/0.0005$ $x = 3393.2 \text{ ppm}$
Muestra 5: 1g colorante/100 ml agua.	$1.7256 = 0.0001x + 2.7544$ $x = (2.7544 - 1.7256)/0.0001$ $x = 10288 \text{ ppm}$	$0.26852 = 0.0001x + 2.7544$ $x = (2.7544 - 0.26852)/0.0001$ $x = 24858.8 \text{ ppm}$

Conclusiones

- * Se logró obtener quitosano por medio del método en caliente siendo eficiente debido a que el quitosano que se obtuvo paso la prueba de la solubilidad siendo esta una de las pruebas más importantes en la caracterización del quitosano.
- * La prueba de solubilidad en ácido acético al 3% y 6% fue eficiente para el quitosano obtenido por el método en caliente debido a que en la literatura muestra que este es el rango en el que se disuelve el quitosano.
- * Los espectros de IR de las muestras obtenidas muestran las bandas características del quitosano.
- * El Análisis Químico Elemental demostró que el quitosano obtenido por este método presentaba poca contaminación de minerales debido a que es importante los lavados en la parte final.
- * En la Microscopía Electrónica de Barrido la muestra de quitosano, muestra una distribución de partículas homogéneas para el quitosano y esto se debe a la unión de las cadenas lineales propias del quitosano.
- * La elaboración y aplicación en forma de perla que se le dio al quitosano obtenido mostro ser eficiente en la retención de colorante textil.



Sugerencias

Se sugiere que la aplicación de las perlas para la remoción de colorantes se profundice más tomando en cuenta la caracterización de perlas retículas, así mismo se realice la eficiencia del quitosano con un colorante de estructura conocida.

Agradecimientos

A la maestra Alejandra Castro Lino por haber permitido la oportunidad de trabajar con usted.

Al Dr. José Ángel Rivera Ortega por sus enseñanzas y sus consejos.

Al Dr. Sandoval Ramírez del departamento de orgánica por su apoyo en la caracterización por espectroscopia infrarroja.

Al Dr. Efraín Rubio, y el Dr. Genaro Varela del Centro Universitario de Vinculación y Transferencia de Tecnología, por su apoyo en la caracterización por MEB

Al Dr. Javier Martínez Juárez por el apoyo económico brindado para este trabajo.

Al cuerpo académico de "semiconductores nano-estructurados y orgánicos" clave: BUAP-CA-275 y la Red temática "Materiales nano-estructurados avanzados y aplicaciones".

Referencias

Cabarcas L.M., Marimón B.W., y Miranda M.M. (2011). Diseño de un proceso económico y competitivo para la extracción de quitina y producción de quitosano a partir de exoesqueletos de camarón. Tesis de ingeniería química, Universidad de Cartagena, facultad de ingenierías, ingeniería química, Cartagena.

Camacho V. (2007). Obtención de quitosano por desacetilación de quitina vía enzimática. Tesis para obtener el título de ingeniero. D.F., Escuela Superior de Ingeniería Química e Industrias Extractivas, Instituto politécnico nacional.

Chávez H.A., Colina R.M., Valbuena C.L.A. (2012). Obtención y caracterización de papel de quitosano. *Revista Iberoamericana de Polímeros*, 13(2), 1-11.

Escobar S.M., Ossa O.P., Quintana M., Ospina A. (2013). Optimización de un protocolo de extracción de quitina y quitosano desde caparazones de crustáceos. *Revista Scientia et Technica*, 18(1), 260-266.

Gómez E.D; Reis E.M. (2011). Inductores abióticos de resistencia Fitopatógenos. *Revista Química Viva* [en línea], No. 1. Disponible en: quimicaviva@qb.fcen.uba.ar [2015, 30, mayo].

Gonzales C., Valbuena A., Celis B., Perentena L., Colina M. (2015). Degradación oxidativa de quitosano con peróxido de hidrogeno. *Revista Iberoamericana de Polímeros*, 16(1), 43-68.

Jiménez G., Catherine. R. (2009). Cinética de degradación de colorantes textiles de diferentes clases químicas por hongos y bacterias inmovilizados sobre fibra de agave tequilana Webber var. Azul. Tesis de licenciatura en microbiólogo industrial, colaboración académica entre la Pontificia Universidad Javerina (Colombia) y el Instituto Politécnico Nacional (México), Bogotá.

Lahiry D., Sinha S., Gill J.S., Malik U., Mishra A.K. (1996). Plan de estudios para la formación de futuros profesores en educación ambiental. España: Disponible: <https://www.books.google.com.mx/books?isbn=8481981680>

Ortiz R., Monserrat A. (2013). Tratamiento químico y biotecnológico de residuos de camarón para la obtención de productos de valor agregado. Tesis de ingeniería ambiental, Universidad Veracruzana, Xalapa.

Rodríguez P.A. T., Rivero G.D., Bosquez M.E., Barrera N. L., Bautista B.S. (2009). Propiedades químico-estructurales y actividad biológica de la quitosana en microorganismos Fitopatógenos. *Revista Chapingo seriehorticultura*, 15(3), 307-31.