



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ARAGÓN

PROPUESTA DE UN FILTRO ECONÓMICO PARA
MEJORAR LA CALIDAD DEL AGUA POTABLE EN LA
FES ARAGÓN

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO CIVIL

PRESENTA:

LUIS JAIR AVILA SÁNCHEZ



ASESOR:

M. EN C. SERGIO ALFONSO MARTÍNEZ GONZÁLEZ

CIUDAD NEZAHUALCÓYOTL, ESTADO DE
MÉXICO 2017



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS

A MIS PADRES

Les doy gracias por siempre estar detrás de mí, apoyándome durante toda mi vida, gracias por haberme educado para ser un hombre de bien. Los amo a los dos y son las personas más importantes para mí. Espero que estén orgullosos de mí porque yo he estado orgulloso de ustedes toda mi vida, sé que no hay manera de pagarles todo lo que han hecho por mí pero es gracias a ustedes que he logrado todo lo que me he propuesto y sé que siempre podré contar con su apoyo.

A MI HERMANA

Gracias por enseñarme muchas cosas, por ayudarme a resolver algunos problemas y siempre levantarme cuando estoy decaído, sé que puedo confiar en ti siempre y podrás contar conmigo siempre que necesites algo.

AL MAESTRO SERGIO

Le agradezco infinitamente todo el apoyo brindado, todas las enseñanzas y el tiempo invertido en realizar este trabajo, gracias por resolver mis dudas y situaciones difíciles, por todas las pláticas y momentos divertidos que me ayudaron a seguir adelante cuando parecía que esto no tenía fin. Siempre valoraré todo lo que ha hecho por mí.

A LA MAESTRA MARJORIE

Desde que tuve clase con usted sabía que se convertiría en una muy buena amiga, usted es una gran persona, que me ha ayudado desde que la conocí, le doy las gracias por todos esos momentos de risas, de enseñanza, de lecciones aprendidas, de pláticas de chisme y todo el tiempo compartido. Gracias por aguantar mis bobadas, mis comentarios algo ridículos, pero sobre todo gracias por entender mis “padecencias”. Siempre valoraré su amistad y su apoyo.

A MIS AMIGOS

A Ingrid Guerrero, Alfredo Alcántara, Luis Andrés Vargas y Sergio Sánchez, todos ustedes me han apoyado en mi vida, han estado conmigo en los buenos momentos y sobre todo en los malos. Les agradezco el ser su amigo y la confianza que me brindan, gracias a ustedes se lo que es tener un amigo verdadero. Los quiero.

AL ING. MONTAÑO

Por ayudarme a hacer el filtro, hacer las piezas y ayudarme a realizar este proyecto.

A LA UNAM Y FES ARAGÓN

Le doy gracias a mi alma máter, soy orgulloso universitario desde la prepa y cada día me enorgullezco más de esta institución, es un honor formar parte de esta gran Universidad. Doy gracias a mi Facultad y a los académicos que me ayudaron a realizar este proyecto de tesis.

A OLAF

Eres el ser que más ame en este mundo, tú me enseñaste lo que es el amor sincero e incondicional, no hay un día que no piense en ti, que no extrañe ver esos ojos que cada que me veían me iluminaban el día, verte correr hacia mí y jugar contigo han sido los momentos más felices de mi vida, siempre vivirás dentro de mí, te extraño todos los días, extraño tus ladridos, acariciar tu cuerpo, estar contigo sentado en el suelo y tú a mi lado. Yo pertenezco contigo y sé que volveremos a vernos, aún no sé cuándo, pero volveremos a estar juntos, solo espérame un poco más.

“Sé que no querías marcharte, sé que te querías quedar, donde estés un día iré a visitarte, solo guárdame un besito más” – Un besito más – Jesse & Joy.

“En un páramo de luz, despojados del dolor, nos volvemos a encontrar, al final del infinito entre ríos púrpura, a la fuente regresar. Eres mi amor eterno, mi ángel de la guarda”
Zoé – Arrullo de estrellas.



Dirección General de Asuntos del Personal Académico

Se agradece a la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA) por el apoyo otorgado para la realización del proyecto PAPIIME PE105816 “La sustentabilidad aplicada en la Ingeniería Civil”.

INTRODUCCIÓN	IV
ANTECEDENTES	- 1 -
FILTRACIÓN	- 3 -
<i> fuerzas de van der waals</i>	- 4 -
<i> medio filtrante</i>	- 4 -
<i> clasificación de filtros</i>	- 5 -
<i> filtración en multiples etapas (FiME)</i>	- 6 -
Filtración gruesa dinámica (FGDi)	- 7 -
Filtración gruesa (FG)	- 7 -
Filtración lenta con arena (FLA)	- 9 -
<i> tecnología de Membranas</i>	- 9 -
<i> técnicas de filtración por membrana</i>	- 11 -
microfiltración	- 12 -
ultrafiltración	- 13 -
nanofiltración	- 13 -
ósmosis inversa	- 14 -
QUITINA	- 15 -
FUENTES DE QUITINA Y QUITOSANO	- 17 -
APLICACIONES DE LA QUITINA	- 18 -
QUITOSANO	- 19 -
APLICACIONES DEL QUITOSANO	- 21 -
PROPIEDADES DEL QUITOSANO	- 22 -
<i> Peso molecular</i>	- 23 -
<i> grado de desacetilación</i>	- 23 -
<i> Viscosidad</i>	- 23 -
<i> Solubilidad</i>	- 23 -
CAPACIDAD DE ADSORCIÓN DEL QUITOSANO	- 24 -
EXTRACCIÓN DE QUITINA	- 25 -
<i> desmineralización</i>	- 26 -
<i> desproteneización</i>	- 27 -
<i> decoloración</i>	- 27 -
CONVERSIÓN A QUITOSANO	- 27 -
<i> desacetilación: Obtención de quitosano</i>	- 28 -
<i> determinación potenciométrica para el grado de desacetilación</i>	- 28 -
USO DE MEMBRANAS DE QUITOSANO PARA FILTRACIÓN DE AGUA	- 30 -
CALIDAD DEL AGUA EN LA FES ARAGÓN	- 33 -
PROGRAMA PUMAGUA	- 35 -
ANÁLISIS DE AGUA	- 36 -
MEDICIÓN DE CAUDALES DE LOS EDIFICIOS DE LA FES ARAGÓN	- 38 -
OBTENCIÓN DE QUITOSANO COMO MEDIO FILTRANTE	- 44 -
TRABAJOS PRELIMINARES	- 45 -
VALORACIÓN POTENCIOMÉTRICA	- 50 -
METODOLOGÍA DEFINITIVA	- 51 -
<i> Preparación de los caparazones de camarón</i>	- 51 -
<i> extracción de quitina</i>	- 53 -
<i> obtención de quitosano</i>	- 55 -

CONSTRUCCIÓN Y OPERACIÓN DE UN FILTRO	- 60 -
SELECCIÓN DE SUSTRATOS	- 73 -
MANTENIMIENTO DE FILTRO	- 75 -
RESULTADOS	- 77 -
DETERMINACIÓN POTENCIOMÉTRICA	- 78 -
<i>Proceso 1</i>	- 78 -
primera valoración	- 78 -
Segunda valoración	- 79 -
<i>Proceso 2</i>	- 81 -
primera valoración	- 81 -
segunda valoración	- 82 -
<i>Proceso 3</i>	- 84 -
Primera Valoración	- 84 -
Segunda valoración	- 85 -
<i>Proceso 4</i>	- 87 -
primera valoración	- 87 -
segunda valoración	- 88 -
<i>proceso 5</i>	- 90 -
primera valoración	- 90 -
segunda valoración	- 91 -
<i>proceso 6</i>	- 93 -
primera valoración	- 93 -
segunda valoración	- 94 -
<i>proceso 7</i>	- 96 -
primera valoración	- 96 -
segunda valoración	- 97 -
<i>proceso 8</i>	- 99 -
primera valoración	- 99 -
segunda valoración	- 100 -
DETERMINACIÓN POTENCIOMÉTRICA DE METODOLOGÍA DEFINITIVA	- 102 -
<i>Primera valoración</i>	- 102 -
<i>Segunda valoración</i>	- 103 -
ANÁLISIS DE AGUA POTABLE DE LA FES ARAGÓN	- 105 -
<i>Análisis de agua potable con filtro horizontal</i>	- 106 -
Determinación de d _{qo}	- 106 -
Determinación de turbidez nefelométrica	- 107 -
Determinación de ph	- 107 -
determinación de sólidos totales	- 108 -
determinación de dureza total	- 109 -
determinación de cloruros	- 110 -
<i>análisis de agua potable con filtro vertical</i>	- 111 -
determinación de d _{qo}	- 112 -
determinación de turbidez nefelométrica	- 113 -
determinación de ph	- 114 -
determinación de sólidos totales	- 115 -
determinación de dureza	- 117 -
determinación de cloruros	- 118 -
CONCLUSIONES	- 121 -
RECOMENDACIONES	- 124 -
REFERENCIAS	- 128 -

INFORMACIÓN TEÓRICA.....	- 129 -
FIGURAS, DIAGRAMAS, IMÁGENES Y TABLAS	- 141 -
<i>Figuras</i>	- 141 -
<i>Imágenes</i>	- 143 -
<i>Tablas</i>	- 143 -
ANEXO 1	- 144 -
Preparación de soluciones utilizadas en el proceso de extracción de quitina y quitosano.....	- 145 -
Preparación de soluciones de valoración potenciométrica	- 146 -
ANEXO 2	- 148 -
Tablas de titulación potenciométrica de trabajos preliminares y metodología definitiva	- 148 -
ANEXO 3	- 162 -
<i>tablas de análisis de agua potable de filtro horizontal y vertical</i>	- 162 -
tablas filtro horizontal	- 162 -
tablas filtro vertical	- 164 -

INTRODUCCIÓN

Es sabido que el agua que es utilizada para uso y consumo humano es la menor parte disponible de toda el agua en el planeta, cerca del 0.007 %, tanto el incremento de la población y las condiciones de desarrollo obligan a que la calidad de agua potable aumente continuamente, parcialmente debido a que los estándares de calidad ya son más estrictos, es decir, ya no se acepta lo que antes era considerado aceptable, en términos de sabor, color, olor y turbiedad (Sutherland, 2014).

En cuanto al agua de la FES Aragón, se ha implementado el programa PUMAGUA que ha recolectado datos de consumo y calidad desde el 2012, determinando la calidad de agua potable que hay en cada edificio, con esta información se encontró que los parámetros más altos son la dureza total y sólidos totales, es por esta razón que se propuso un proceso de filtración, debido a que la filtración tiene como función principal, en el tratamiento de agua, la retención de sólidos presentes en el agua.

Para poder comprobar si la filtración ayuda a reducir principalmente estos parámetros, se hicieron dos prototipos de filtro, uno horizontal con una pendiente inclinada y un filtro vertical con un sistema de filtración por gravedad, además del mecanismo, la diferencia entre estos filtros es el material llamado quitosano, que se utilizó como medio filtrante experimental con el objetivo de mejorar la remoción de contaminantes. Ambos filtros fueron hechos con acrílico, y como material de soporte se utilizó Nylamid en el filtro vertical.

Ahora bien, para utilizar el quitosano se necesita extraer de alguna fuente, para este caso en particular se utilizaron caparazones de camarón como fuente de quitosano, y se desarrolló una metodología a partir de diferentes procesos químicos investigados.

Una vez conformados los dos prototipos de filtros, se tomaron muestras de agua tanto de la entrada como de la salida, de cada filtro, para comprobar si se habían reducido o al contrario, si hubo un aumento en los parámetros medidos.

Por lo tanto, el objetivo de este trabajo se puede dividir en dos:

1. Determinar si los medios filtrantes ayudan a reducir las sales y otros contaminantes presentes en el agua potable en ambos filtros,
2. Comparar los resultados entre el filtro horizontal y el vertical con el propósito de verificar si los resultados son mejores en el filtro vertical utilizando el quitosano como medio filtrante.

Este trabajo de tesis se divide en los siguientes capítulos:

- Antecedentes: En este primer capítulo se describe la información teórica de la filtración, su clasificación y los diferentes tipos que existen en el tratamiento de agua, el origen de la quitina y quitosano, sus fuentes y aplicaciones, y por

último se describe brevemente el proceso químico de la extracción de quitina y su conversión a quitosano.

- Calidad del agua en la FES Aragón: Como lo dice el nombre, este apartado muestra, con base en los resultados obtenidos en el programa PUMAGUA y los análisis tanto de agua potable como residual medidos en los últimos años, la cantidad de agua consumida en cada edificio de la FES Aragón como gráficas de caudales, así como la calidad de agua potable y residual.
- Obtención de quitosano como medio filtrante: Este capítulo profundiza los diferentes métodos investigados para extraer quitina, se explican los pasos de ocho procesos preliminares para extraer químicamente el quitosano y se llega a una metodología definitiva que se utilizó para extraer quitosano y fabricar membranas.
- Construcción y operación de un filtro: En este capítulo se presenta el procedimiento que se siguió para construir el filtro vertical, el filtro horizontal y la selección de medios filtrantes, por último una serie de pasos para darle mantenimiento al filtro vertical.
- Resultados: En este apartado se presentan los resultados, primeramente el grado de desacetilación obtenido en cada uno de los procesos preliminares y en la metodología definitiva seguido por los resultados de los análisis de agua en ambos filtros, discutiendo cada uno y comparando al final con una tabla de porcentaje de reducción de cada parámetro medido.
- Conclusiones y Recomendaciones: Por último, se muestran las conclusiones con base en los resultados obtenidos y se proponen algunas mejoras para poder continuar con este trabajo de investigación, además se mencionan algunos problemas que se tuvieron y se dan algunas recomendaciones para evitarlos, cabe recordar que este trabajo es una propuesta y aún hay mucho campo de aplicación para poder mejorar este prototipo.

CAPÍTULO I

ANTECEDENTES

Capítulo I

ANTECEDENTES

El agua y la energía son recursos fundamentales usados para el desarrollo económico, social y cultural. Estos recursos se han supuesto como abundantes por mucho tiempo, pero con el aumento de la población y el desarrollo generado por la revolución industrial, su demanda aumentó y su escasez ahora es un innegable resultado (Nunes & Le, 2016).

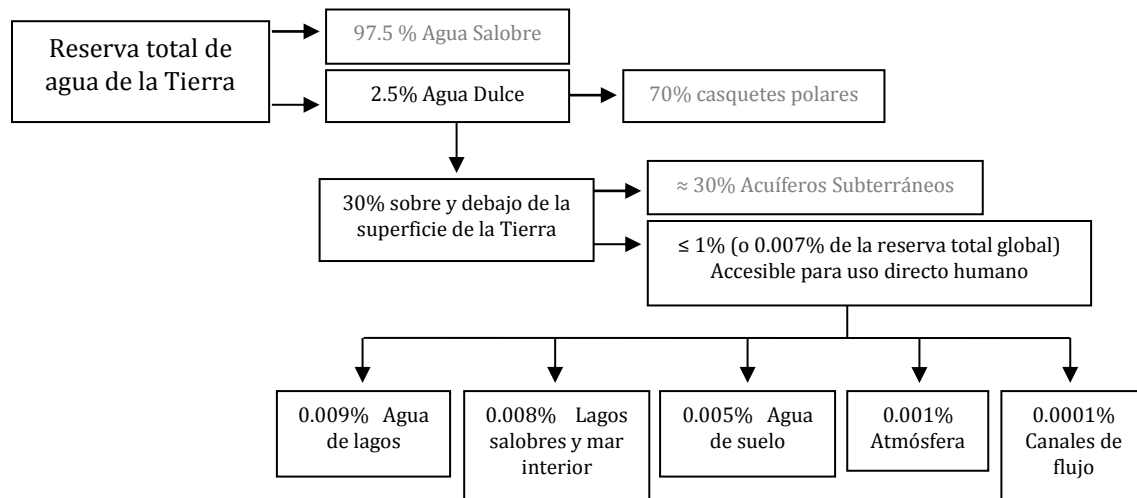


DIAGRAMA 1: RESERVA TOTAL GLOBAL DE AGUA PARA USO HUMANO MODIFICADO DE NUNES & LE, (2016).

De la reserva global de agua, el 2.5% es agua dulce y el resto es salobre. De ese 2.5% la mayoría está congelada en regiones polares y el 30% está en acuíferos de difícil acceso. Como resultado solo el 0.007% del agua total global es directamente accesible para uso humano. Desafortunadamente, gran parte del agua disponible es contaminada por las industrias, la agricultura y otras actividades urbanas. Por lo tanto, la recuperación de agua resulta de gran importancia (Nunes & Le, 2016), los contaminantes más comunes son fenoles, tintes detergentes, insecticidas, plaguicidas y metales pesados (Nemerrow, 1971), y debido al uso excesivo, el desperdicio, la mala administración y el cambio climático, han provocado una crisis de escasez de agua (Mohammad, *et al.*, 2015).

Los contaminantes varían de acuerdo a su fuente de generación, y la mayoría de ellos son tóxicos para la vida animal y humana. Por esta razón, es indispensable tratar el agua residual. Se han propuesto varios métodos para lograrlo, como la coagulación, adsorción, ósmosis inversa, diálisis y procesos biológicos, entre otros (Pontius, 1990), pero el proceso usado depende de la naturaleza del contaminante, no obstante, el proceso de adsorción es considerado el más apropiado para tratar agua, puesto que remueve tanto contaminantes orgánicos como inorgánicos, lo que es conveniente (Bansal & Goyal, 2005), para evitar que los efectos que provoca la falta de agua se agraven.

Capítulo I

También se han implementado medidas como el reciclar y reusar agua, la desalinización y el mejoramiento de las instalaciones de las plantas de tratamiento de agua, no obstante, aunque estas medidas sean importantes, solo pueden mejorar el uso de los recursos existentes, no aumentarlos. Los únicos métodos capaces de aumentar el suministro de agua más allá de lo que nos da el ciclo del agua son la desalinización y el reúso de agua (Elimelech & Phillip, 2011).

La desalinización es un proceso que involucra el rechazo de contaminantes y minerales para producir agua potable (Mohammad, *et al.*, 2015), por lo tanto la desalinización ofrece una oportunidad para evitar el agotamiento de los recursos de agua (Ismail, *et al.*, 2016), sobre todo en las regiones áridas, debido a que contar con agua potable es uno de los principales soportes de vida en muchas regiones en el mundo (Nunes & Le, 2016).

La desalinización y el tratamiento de agua basado en tecnología de membrana es un campo que ha sido estudiado extensivamente para combatir el creciente desafío para proveer agua, tanto para sostener el aumento de población y asegurar el progreso económico (Ismail, *et al.*, 2015).

Por lo tanto, la desalinización de agua es un proceso que se logra a través de la filtración con membrana, pero la mayoría de los polímeros comerciales son derivados del petróleo, sintetizados mediante procesos químicos que no siempre son seguros o amigables con el ambiente. Actualmente, existe un creciente interés para desarrollar alternativas de bajo costo para sintetizar polímeros (Fievet, *et al.*, 2014), es aquí donde entra el quitosano, debido a que se puede producir a partir de materia prima que se considera un desecho (caparazones de crustáceos).

El interés comercial de los productos derivados de la quitina y el quitosano se refleja en el creciente número y complejidad de las patentes otorgadas. Tan solo en Estados Unidos, en el período entre 1976 y 1999, se registraron 2,064 patentes relacionadas con el quitosano, mientras que en los años 1999-2004 se tienen otras 2,939 patentes registradas en la Oficina de Patentes de Estados Unidos – U.S. Patent and Trademark Office - (Araya & Meneses, 2010).

Como se menciona, el quitosano es un producto con gran impacto comercial, pero su uso es más abundante en la industria alimenticia y médica, que en el tratamiento de agua residual.

A continuación se explicará el proceso de filtración, así como los diferentes mecanismos y tipos de filtros que se han desarrollado, haciendo énfasis en las tecnologías de membranas, después se desarrolla el tema de quitina y quitosano, sus propiedades y como se pueden utilizar en la filtración.

Capítulo I

FILTRACIÓN

La filtración es un proceso de separación de sólidos mediante un medio poroso (Zapata, 2015), tiene como objetivo principal la separación de sólidos suspendidos, removiendo partículas desde arenas hasta partículas tan pequeñas como coloides u organismos patógenos (Sutherland, 2014) presentes en el agua, este proceso y el equipo utilizado tienen tres principales objetivos, que son:

- La purificación de agua que es extraída del subsuelo y la superficie, para llegar a una calidad apta para consumo.
- Tratamientos avanzados al agua potable, para aplicaciones industriales específicas, por ejemplo, la destilación de agua, la producción de vapor o el uso de agua para refrigeración.
- El tratamiento de agua de fuentes no convencionales para aumentar la cantidad de agua disponible, estas fuentes pueden ser aguas salobres, recolección de agua de lluvia, aguas grises residenciales y el reciclaje de aguas municipales (Sutherland, 2012).

También existe la filtración rápida (FiR), donde la remoción de partículas es mayormente por acción física. El tamaño de grano del medio filtrante, usualmente arena, está normalmente entre 0.4 – 1.5 mm, donde las partículas pueden ser removidas por filtración simple. Para conseguir una eliminación más efectiva de partículas más pequeñas, la adición de un coagulante para formar un flóculo, es usualmente necesario; pero aun así las partículas del flóculo pueden ser muy pequeñas en comparación con el tamaño de un grano de arena (Ratnayaka, *et al.*, 2009).

El fenómeno de filtración se desarrolla siguiendo alguno de los mecanismos que se mencionan a continuación o por una combinación de los mismos (Cadena, 2008):

- *Retención superficial:* Para este mecanismo, las partículas de mayor diámetro al tamaño de los poros quedan atrapadas en la superficie del filtro formando lo que se denomina “torta”.
- *Retención profunda:* Es cuando las partículas finas de menor tamaño logran atravesar la parte superficial del medio filtrante, pero son retenidas a medida que avanzan a través del mismo, ya que el diámetro se reduce, lo cual disminuye el flujo del líquido. Esto ocurre en los filtros denominados clarificadores.
- *Retención por adsorción:* Es la retención de partículas finas en el interior de los canales del medio filtrante debida a la atracción electrostática entre las moléculas que constituyen el filtro y las moléculas de las partículas mezcladas con el fluido. También sustancias disueltas en un líquido pueden ser

Capítulo I

adsorbidas dentro de los conductos de un material filtrante como consecuencia de su naturaleza eléctrica, logrando con esto su separación.

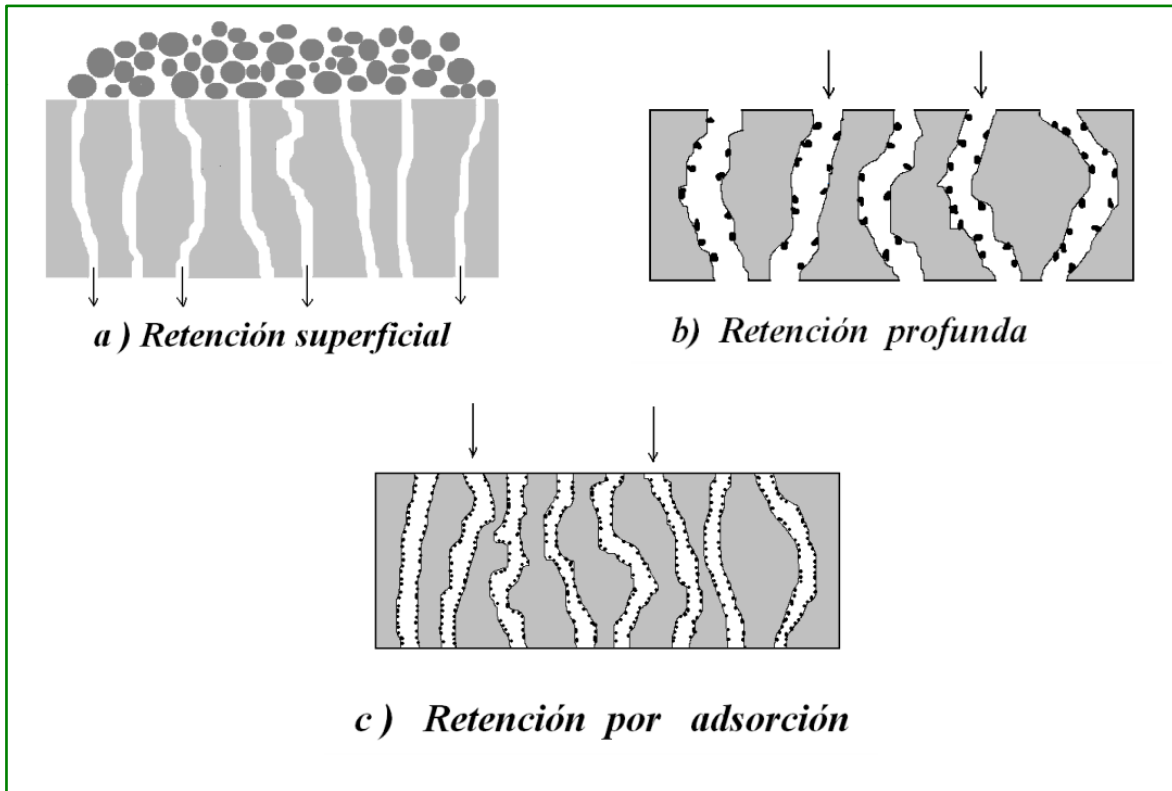


FIGURA 1 MECANISMOS DE FILTRACIÓN (CADENA, 2008)

FUERZAS DE VAN DER WAALS

Las fuerzas de Van der Waals son conocidas como fuerzas de atracción entre moléculas y en teoría se aplican a casi todos los materiales en agua, pero su intervalo está usualmente limitado a distancias menores a $0.05 \mu\text{m}$ (Ratnayaka, *et al.*, 2009).

Es sabido que la ecuación de Van der Waals es una ecuación de estado para un fluido compuesto por partículas que tienen volumen y fuerza interparticular atractiva por pares. La ecuación está basada en una modificación de la ley del gas ideal, y se aproxima al comportamiento de los fluidos reales, tomando en cuenta el tamaño de las moléculas y la atracción entre ellas (Cowan, 2005).

MEDIO FILTRANTE

El medio filtrante debe seleccionarse con un tamaño y densidad que favorezcan las fuerzas de fricción ejercidas durante el lavado para que se lleve a cabo una limpieza adecuada, cualquiera que sea el medio a emplear, éste debe tener los flóculos con poca compresión para

Capítulo I

facilitar el lavado, evitar la formación de lodos y debe retener el mayor volumen posible de flóculos sin obstruirse (Romero, 1999).

Usualmente los diseños de filtros de arena utilizan arena graduada (de gruesa a heterogénea) o arena monograda (tamaño uniforme u homogéneo). No hay una sola especificación de medios filtrantes (tamaño y profundidad) que pueda ser aplicada universalmente a todas las aguas. La decisión depende de la calidad del agua y procesos previos, objetivos de calidad del agua filtrada, método de limpieza, tasa de filtración y longitud del filtro (Ratnayaka, *et al.*, 2009).

La porosidad es conocida como la propiedad más significativa para describir un material poroso, ya que permite indicar el volumen de vacíos (cavidad). La porosidad es expresada como la fracción del volumen total absorbida por el espacio poroso. Su cuantificación es esencial para obtener parámetros como la conductividad térmica, transferencia de masa, coeficiente de difusión y permeabilidad (Khalili, *et al.*, 2014).

Para un material poroso, el nivel de permeabilidad se puede expresar como la facilidad con la que el agua, o cualquier otro líquido, fluyen a través de él. Esta constante es expresada a través de la Ley de Darcy, que involucra el espesor, el área superficial, la tasa de flujo, la viscosidad dinámica y la presión (Yakub, *et al.*, 2013).

En un filtro de varios medios, mientras pasa el agua por cada uno, las partículas suspendidas se acumularán en la superficie de los propios gránulos del filtro (Hawari, *et al.*, 2015), por lo tanto, al ser mayor la concentración de polvo, la eficiencia de filtración disminuye poco a poco; de esto se puede concluir que mientras más pequeño sea el espacio intersticial en un medio filtrante se incrementará la eficiencia (Choudhary, 2017).

CLASIFICACIÓN DE FILTROS

Basándose en la clasificación hecha por Simon Andreu (2009), citado por Lombraña, A., *et al.*, (2010), existen diferentes sistemas de filtración, los más importantes son:

- *Filtros de arena:* En un sistema de filtración por gravedad, donde el fluido pasa a través de capas de diferente granulometría. Cuando el fluido pasa por el medio filtrante los sólidos se quedan atrapados en los poros de la arena. Este tipo de filtración se utiliza cuando la concentración de sólidos no es muy alta ya que al darse por gravedad es difícil hacer pasar un fluido muy concentrado a través del medio.
- *Filtros de tambor:* En estos filtros el fluido hace un recorrido de fuera hacia a dentro gracias a un eje colector instalado horizontalmente y a una bomba de vacío colocada a la salida. El tambor está sumergido parcial o totalmente en el

Capítulo I

fluido. Además, de los filtros de tambor también existen los filtros de discos, que utilizan el mismo mecanismo.

- *Filtros de presión:* Este sistema de filtración se emplea cuando la concentración de sólidos es muy grande y no se puede utilizar ni la filtración por gravedad ni la filtración a vacío, se utilizan los filtros de presión, sobre todo cuando el área de filtrado es muy grande.
- *Filtración centrífuga:* En este sistema la separación sólido-líquido se hace con un recipiente de pared agujerada, la cual está cubierta por el medio filtrante.
- *Filtración de membrana:* Esta técnica se ha desarrollado mucho en los últimos años, y se basa en el empleo de membranas como medio filtrante selectivo, ya que dejan pasar unas sustancias y retienen otras.

FILTRACIÓN EN MÚLTIPLES ETAPAS (FIME)

La tecnología de filtración en múltiples etapas (FiME) es una combinación de dos tipos de pretratamiento con filtración en grava y tratamiento con filtración lenta de arena (Castaño & Montero, 1999), puede estar conformada por dos o tres procesos de filtración, dependiendo del grado de contaminación de las fuentes de agua. Integrada por tres procesos: Filtros Gruesos Dinámicos (FGDi), Filtros Gruesos (FG) y Filtros Lentos de Arena (FLA) (OPS, 2005).

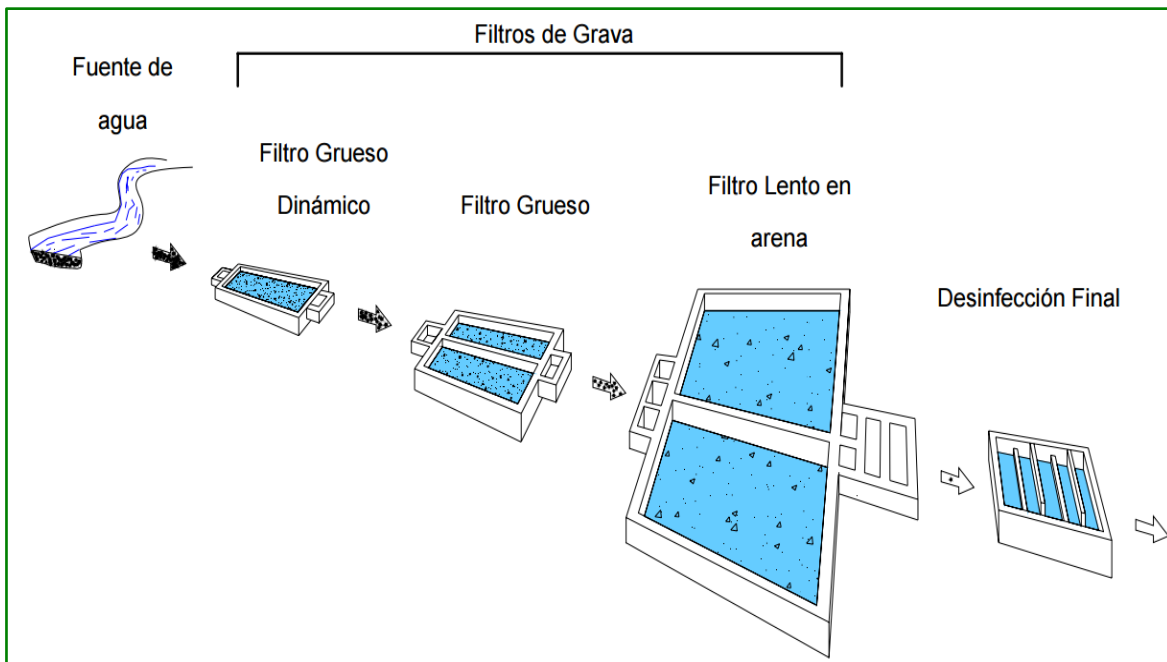


FIGURA 2 ESQUEMA DE UN SISTEMA DE FILTRACIÓN EN MÚLTIPLES ETAPAS (GALVIS, 2000; SÁNCHEZ, ET AL., 2006).

Capítulo I

FILTRACIÓN GRUESA DINÁMICA (FGDI)

Un filtro grueso dinámico es una de las etapas de pre-tratamiento en la FiME, funciona de manera descendente (Zapata, 2015), consiste de dos o más módulos en paralelo (Castaño & Montero, 1999) y contiene una capa delgada de grava fina (6 a 13 mm) en la superficie, sobre un lecho de grava más grueso (13–25 mm) y un sistema de drenaje en el fondo (OPS, 2005).

El agua se filtra a través del lecho de grava desde la superficie hasta el fondo, alcanzando el sistema de drenaje, desde el cual fluye a la siguiente unidad de tratamiento. El FGDi contribuye al mejoramiento de la calidad del agua y protege a las unidades de tratamiento que la precede de cargas excesivas de sólidos suspendidos (Sánchez, *et al.*, 2006).

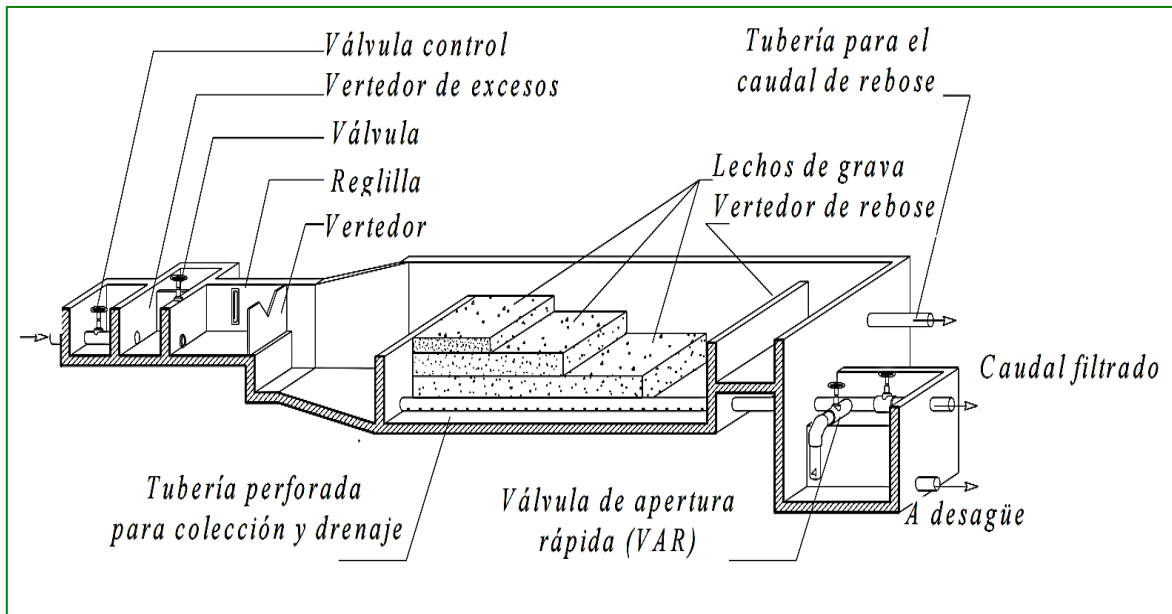


FIGURA 3 ESQUEMA DE UN FILTRO GRUESO DINÁMICO (OPS, 2005)

FILTRACIÓN GRUESA (FG)

Los filtros gruesos de grava pueden ser de flujo horizontal o vertical. Consiste en un compartimento principal donde se ubica un lecho filtrante de grava, el tamaño de la misma disminuye con la dirección del flujo (OPS, 2005).

En sistemas conformados por una sola unidad, Filtración Gruesa Ascendente en Capas (FGAC), ésta es empacada con lechos de grava de diferente tamaño, gruesa en el fondo a fina en la superficie. En sistemas con más de una unidad, Filtración Gruesa Ascendente en Serie (FGAS), cada módulo se llena con un tamaño de grava predominante que decrece en el sentido del flujo (Castaño & Montero, 1999).

Capítulo I

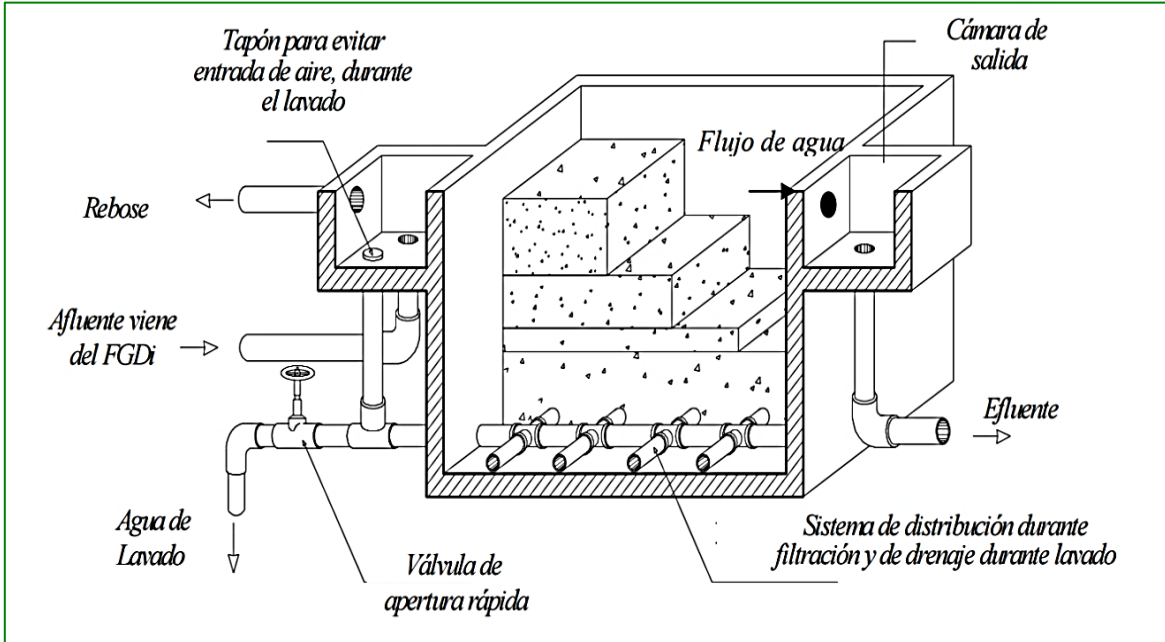


FIGURA 4 ESQUEMA DE UN FILTRO GRUESO ASCENDENTE EN CAPAS (OPS, 2005)

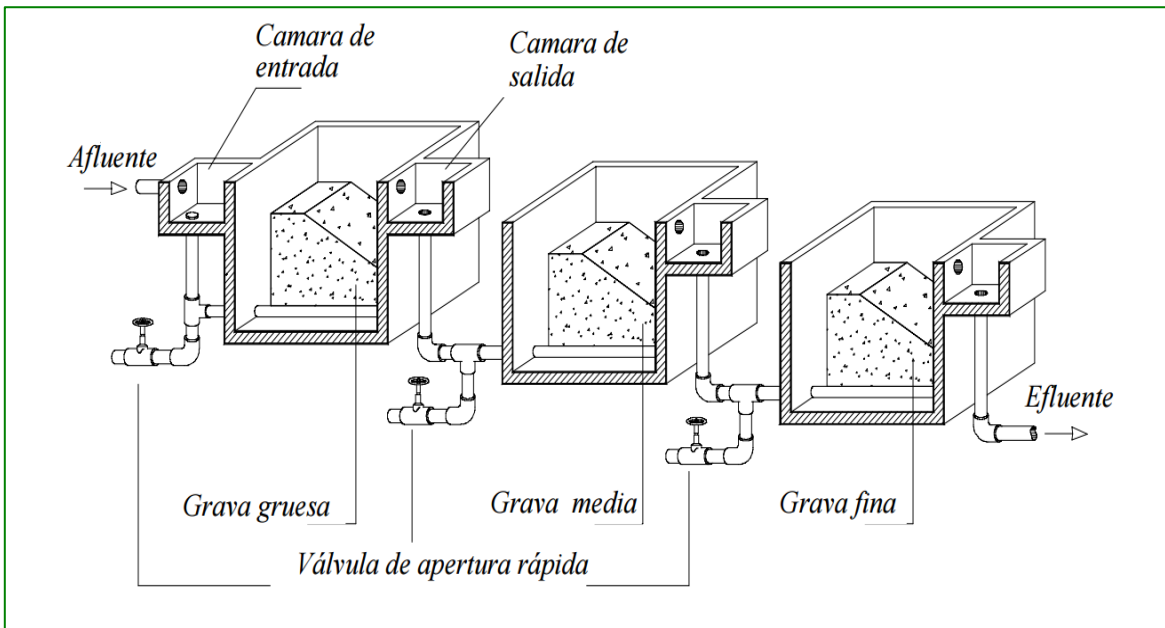


FIGURA 5 ESQUEMA DE UN FILTRO GRUESO ASCENDENTE EN SERIE (OPS, 2005)

Capítulo I

FILTRACIÓN LENTA CON ARENA (FLA)

La filtración lenta con arena es un proceso que consiste en filtrar el agua lentamente a través de una cama porosa de arena, el agua entra a la superficie del filtro y luego drena por el fondo (NESC), consiste en un tanque colocado sobre una capa de grava que a su vez se encuentra sobre un sistema de tuberías perforadas que recolectan el agua filtrada (OPS, 2005).

Las unidades de FLA deben operar con velocidades bajas de filtración, usualmente en el intervalo de 0.1 a 0.3 m/h. La velocidad no debe variar significativamente y para ello, el caudal a filtrar debe ser controlado a la salida o a la entrada (Castaño & Montero, 1999).

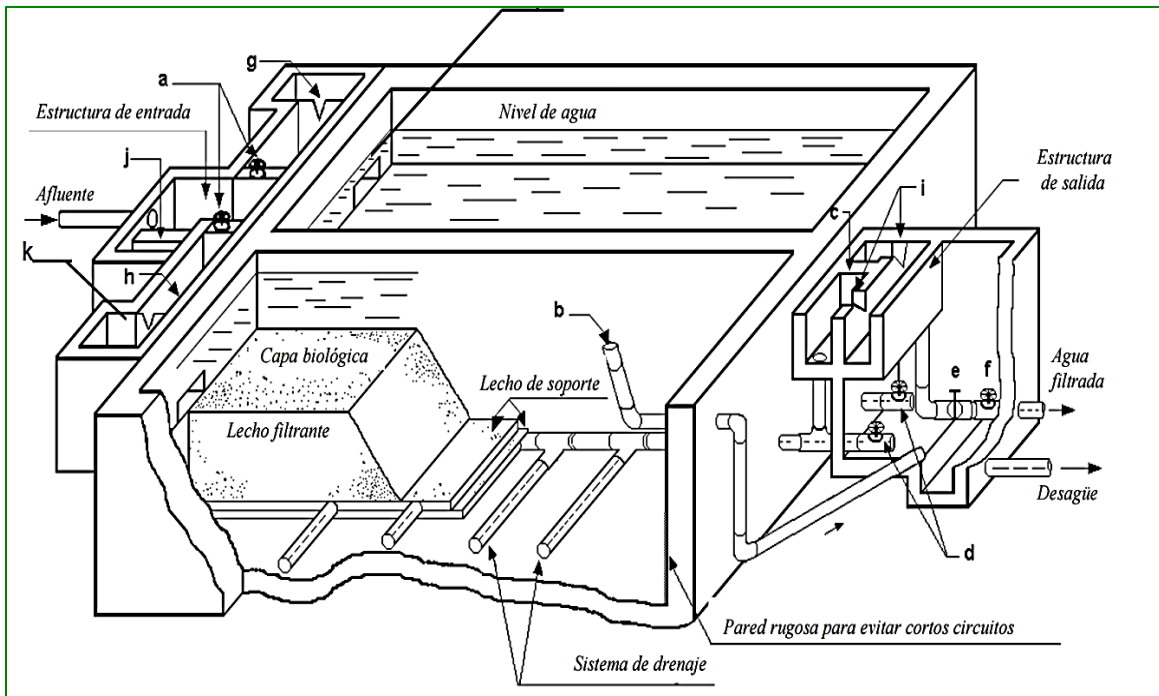


FIGURA 6 ESQUEMA DE UN FILTRO LENTO DE ARENA (OPS, 2005)

TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS

Una membrana es un arreglo permeable o semi-permeable, polímero, inorgánico o metal, el cual restringe el movimiento de ciertos materiales. Esta barrera controla el paso de material que intenta atravesarla, y su rendimiento se define en dos simples factores, flujo y retención o selectividad. Idealmente una membrana sería con una alta selectividad o retención y un alto flujo o permeabilidad. Sin embargo, el intentar maximizar uno de los factores provoca la reducción del otro (Gelman Sciences, 1995).

Las tecnologías de membranas juegan un papel importante en la sustentabilidad de agua y energía. Algunas de ellas, ya se aplican en las industrias a escala. Algunos ejemplos incluyen desalinización por ósmosis inversa, tratamiento de agua residual por reactores de

Capítulo I

membrana, baterías de iones de litio y celdas de combustible con base en membranas. Además de atender la escasez de agua y energía, las membranas cumplen con el criterio de sustentabilidad en términos de impacto ambiental, uso de tierras, fácil uso, flexibilidad y adaptabilidad. Por otro lado, aún es necesario mejorarlas en términos de costo y asequibilidad, consumo de energía y pericia (Nunes, 2016).

El principio de la separación de los componentes por membrana está basado en la exclusión, en su mayoría pero no siempre, se basa en tamaño usando una capa de barrera selectiva (Banat, *et al.*, 2016), por ejemplo, una membrana de ósmosis inversa (OI) permite el paso de agua pero rechaza casi todos los iones y sales, lo que hace que el componente más permeable (agua) se enriquezca en el paso de corriente a través del sistema, mientras que el componente menos permeable (sales) sea retenido en la corriente de entrada, teniendo como resultado una sal concentrada en el lado de alimentación y agua libre de iones del otro lado. Así, el componente más permeable (agua) se enriquece en el flujo de salida, mientras que el componente menos permeable se enriquece en la corriente de rechazo (sal) (Singh & Hankins, 2016).

Otra característica de las membranas, es que existen membranas hidrofílicas e hidrófobas, esto es importante debido a que éstas pueden afectar la eficiencia de la membrana. Por ejemplo, se ha reportado que las membranas hidrofílicas tienden a adsorber menos proteínas y muestran mayores flujos, también presentan descensos de flujo más lentos en comparación con membranas hidrofílicas con características similares. Además de esto, las cargas electrostáticas, tanto en las proteínas y la membrana, afectan el flujo, la adsorción y el mecanismo de ensuciamiento. Otros aspectos que afectan las características de la filtración son las interacciones hidrofóbicas y electrostáticas entre las proteínas y la membrana (Musale & Kulkarni, 1998).

A pesar del progreso significativo que se ha hecho en la aplicación de tecnologías de membrana, la filtración rápida de arenas, es un proceso viejo, bien conocido y confiable para el tratamiento de agua que aún es aplicable (Metcalf & Eddy, *et al.*, 2002).

En el tratamiento de agua potable, los sistemas de membranas son fácilmente automatizados y producen un efluente de muy buena calidad, incluso con las características variables del agua cruda a tratar. Para el tratamiento de agua residual, las membranas usualmente son incorporadas en bio-reactores de membranas para minimizar el impacto ambiental de las plantas de tratamiento y al mismo tiempo sean capaces de producir agua de alta calidad. Estas ventajas han logrado que las membranas sean una de las tecnologías de tratamiento de agua de más rápido crecimiento (Robinson, *et al.*, 2016).

Capítulo I

TÉCNICAS DE FILTRACIÓN POR MEMBRANA

Cuando se requiere utilizar una membrana para la purificación de agua se busca que esta sea: 1) de alto rendimiento, 2) alta selectividad o rechazo, 3) alta integridad mecánica, 4) resistencia al ensuciamiento y 5) bajo costo de procesamiento (Stretz, *et al.*, 2015). Además, se debe de tomar en cuenta el tamaño de poro, la energía requerida para obtener la separación, la calidad del agua (Romero, T. J. L., 1999) y para la separación de líquidos deberá tener, preferentemente, tanto características hidrófobas e hidrofílicas (Singh & Hankins, 2016).

Las membranas se clasifican en microfiltración (MF), ultrafiltración (UF), nanofiltración (NF) y ósmosis inversa (OI). El tamaño de poro de cada capa selectiva se reduce de MF a UF, después a NF y por último a OI, y por lo tanto, la resistencia hidrodinámica para el paso del líquido aumenta (Banat, *et al.*, 2016).

La operación de la micro y ultra filtración se basan en un mecanismo convectivo de flujo de poros (Ley de Darcy) mientras que la membrana de ósmosis inversa se basa en un mecanismo de difusión (Ley de Fick). La membrana de nanofiltración se encuentra entre la difusión y flujo de poro (Baker, 2012).

Todas estas técnicas funcionan con presión, la cual varía dependiendo del tipo de membrana y su configuración, por ejemplo, en el caso de la ósmosis inversa y la nanofiltración las presiones de operación son de 10 a 70 kg/cm², mientras que en los procesos de ultrafiltración y microfiltración las presiones de operación son de 0.3 a 10 kg/cm² (Ordaz, 1998).

El ensuciamiento en las membranas es causado debido al uso de un mecanismo de baja presión, acumulando los constituyentes del afluente en la superficie de la membrana o en sus poros, lo que interfiere con el flujo del permeado. Para controlar el ensuciamiento de la membrana existen métodos de limpieza que son tanto físicos, hidráulicos y químicos, por ejemplo una limpieza de carácter hidráulico es comúnmente utilizada en sistemas donde la membrana está sumergida, conocida como la aplicación de flujo de aire (escurrimiento o burbujeo de aire) en sistemas de membranas sumergidas (Vigneswaran, *et al.*, 2014; Robinson, *et al.*, 2016).

La combinación de la exposición a largo plazo de agentes de limpieza, acumulación de impurezas y el uso riguroso de la membrana, resultan en el envejecimiento de la membrana. Robinson, *et al.*, (2016) definen el envejecimiento de la membrana como el cambio observado en las propiedades de la membrana debido al uso a largo plazo (cambios irreversibles). Estas propiedades pueden ser expresadas ya sea como características químicas y físicas (composición química, tamaño de poro, etc.) o como factores de rendimiento (tasa de incrustación, resistencia de la membrana, etc.). Aunque los cambios en las características de la

Capítulo I

membrana causan cambios en el rendimiento, la relación entre estos dos parámetros no es completamente entendida (Robinson, *et al.*, 2016).

MICROFILTRACIÓN

La técnica principal de separación para tratar suspensiones es la microfiltración, en la que una membrana porosa es utilizada para separar partículas suspendidas, con un tamaño típico entre 0.1 y 10 μm , del líquido. La microfiltración se realiza con frecuencia en modo de flujo cruzado (Schutyser, *et al.*, 2017), donde el líquido que se va a filtrar fluye paralelamente a la superficie de la membrana, atravesándola por efecto de una caída de presión (El Rayess, *et al.*, 2011).

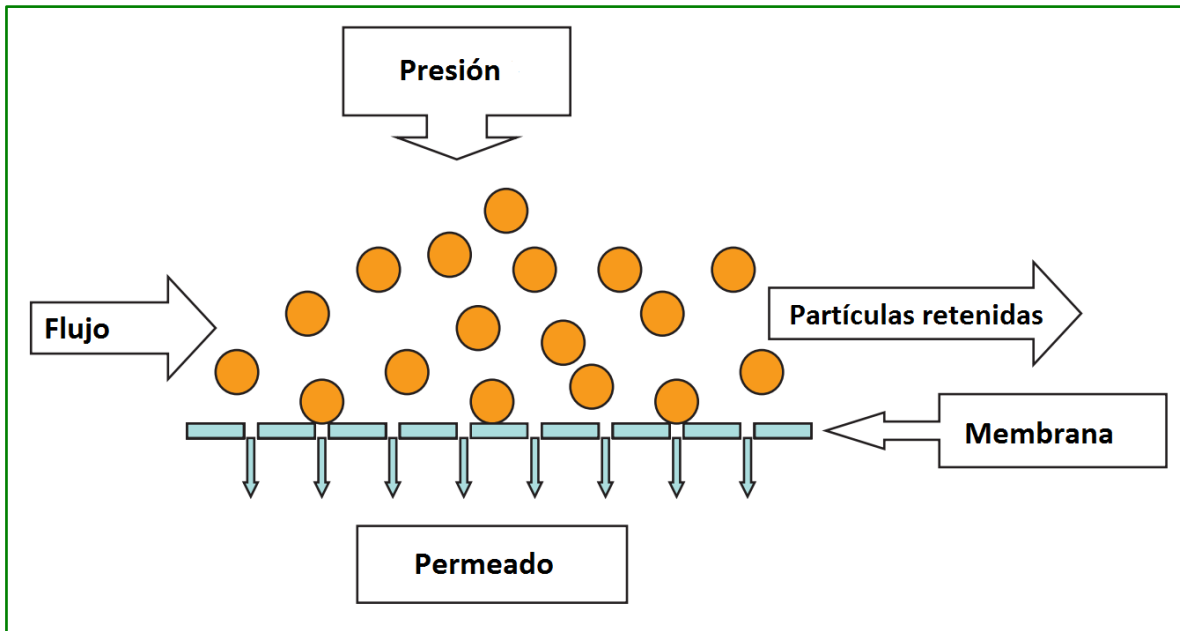


FIGURA 7 ESQUEMA DE MICROFILTRACIÓN DE FLUJO CRUZADO (EL RAYESS, *ET AL.*, 2011).

Como se observa en la figura, la fuerza ejercida por el flujo, puede empujar o barrer las partículas retenidas hacia el lado donde se concentran las mismas (El Rayess, *et al.*, 2011), pero a pesar de que la microfiltración de flujo cruzado mejora el rendimiento y es usada en la industria a escala, no previene la acumulación de partículas en la superficie de la membrana. Por lo tanto se necesitan medidas para prevenir la concentración y acumulación de las mismas, esto se puede lograr rediseñando los módulos de las membranas o por acción de una fuerza mecánica externa (Schutyser, *et al.*, 2017).

Capítulo I

ULTRAFILTRACIÓN

La ultrafiltración se define como la separación de dos o más componentes en un fluido de acuerdo a su tamaño. Este proceso involucra tamaños moleculares que van a ser retenidos por membranas con diámetro de poro comprendido entre 0.001 y 0.02 μm (Vergara, 2008).

Este es un proceso de separación de solutos de alto peso molecular, de disoluciones acuosas por medio de una membrana que es permeable a la disolución pero impermeable al soluto (Ordaz, 1998). Por lo tanto, la ultrafiltración es ampliamente utilizada para concentrar disoluciones de macromoléculas, permitiendo el paso de las moléculas del disolvente y aquellas moléculas del soluto que tengan bajo peso molecular. Además, los efectos causados por las cargas eléctricas se deben tomar en cuenta al momento en que la membrana entra en contacto con la disolución, ya que las membranas, ya sean orgánicas o inorgánicas, adquieren una carga eléctrica superficial, y esto puede ser de gran utilidad cuando se quiere separar moléculas de tamaño similar pero diferente carga (Fievet, *et al.*, 2014).

La ultrafiltración es ampliamente usada en el sector lácteo, para concentrar, fraccionar, y purificar las proteínas presentes en los lácteos, también esta técnica es muy utilizada en el tratamiento de agua. Debido a la alta selectividad de la membrana de ultrafiltración, se ha vuelto económicamente atractiva para la purificación de agua desde hace quince años. En estos dos sectores industriales, las membranas comúnmente usadas son de origen orgánico, sin importar su limitada resistencia a la temperatura, sustancias químicas y su vida útil, la cual va de dos a tres años, pero la diferencia es que estas membranas orgánicas, son mucho más baratas que las membranas de origen mineral (Moulin, *et al.*, 2014).

NANOFILTRACIÓN

La nanofiltración es el proceso de membrana de presión más recientemente desarrollado para separaciones de fase líquida. Ha sido tan grande su impacto que ha reemplazado a la OI en varias aplicaciones debido al consumo menor de energía y mayores tasas de flujo (Gozalvez, *et al.*, 2002; Shon, *et al.*, 2013).

Las propiedades de las membranas de nanofiltración yacen entre aquellas membranas no porosas de la OI (donde el transporte está gobernado por un mecanismo de difusión de la disolución) y las membranas porosas de la UF (donde la separación es usualmente asumida por la exclusión del tamaño y, en algunos casos, efectos de carga) (Shon, *et al.*, 2013), por lo tanto estas membranas pueden separar sales mono/multivalentes y moléculas orgánicas de diferente tamaño (Ji, *et al.*, 2017).

Las membranas de NF muestran un nivel moderado de carga, debido a la disociación de grupos funcionales en la superficie o la adsorción de solutos cargados. Por ejemplo, las membranas poliméricas contienen grupos ionizables como ácido carboxílico y ácido sulfónico que dan lugar a superficies cargadas en presencia de una disolución acuosa. Las membranas

Capítulo I

de nanofiltración operan sin cambio de fase y típicamente tienen altos rechazos de sales inorgánicas multivalentes y pequeñas moléculas orgánicas a presiones aplicadas modestas. Esto hace que el proceso de separación sea altamente competitivo en términos de selectividad y costo beneficio en comparación con las separaciones tradicionales. Por lo tanto, NF ha encontrado amplia aplicación a través de una gama de sectores industriales incluyendo agua y tratamiento de aguas residuales, procesos farmacéuticos y biotecnológicos, e ingeniería de alimentos (Oatley-Radcliffe, *et al.*, 2017).

ÓSMOSIS INVERSA

La ósmosis inversa es un proceso altamente eficiente para la retención de sales disueltas y moléculas orgánicas con baja masa molecular (Ricci, *et al.* 2017; Baker, 2000) y actualmente, es la membrana más utilizada para el proceso de desalinización. A lo largo de las últimas décadas, se han hecho muchos avances en la preparación de membranas de OI de diferentes materiales, lo que ha impulsado el interés comercial de este proceso (Asadollahi, *et al.*, 2017).

En la OI se impulsa por presión para la separación de solutos iónicos y macromoléculas de una disolución. El método de remoción de sales disueltas no es solo un proceso físico basado en la diferencia de tamaño entre el soluto y el disolvente. El aplicar presión a una disolución salina obliga a que el agua fluya a través de la membrana cuando la presión excede la presión osmótica (Gelman Sciences, 1995), así que para evaluar el rendimiento de una membrana se utilizan dos parámetros: el flujo de agua y el rechazo de sales (Asadollahi, *et al.*, 2017).

Así como en las técnicas anteriores el taponamiento y ensuciamiento de la membrana es un problema importante y en la OI la presión es mucho más grande que en los procesos anteriores. Por lo tanto, si se presenta ensuciamiento, la presión osmótica aumenta y puede que también se incremente el consumo de energía en todo el proceso de desalinización, para evitarlo se ha propuesto que se aplique un pretratamiento para asegurar la factibilidad y eficiencia de los sistemas de OI. (Jamaly, *et al.*, 2014).

Como lo plantea Shenvi, *et al.*, (2015), una planta de tratamiento de OI consiste en cuatro procesos principales: Pretratamiento, bombeo de alta presión, separación de sales y post-tratamiento, las cuales se describen brevemente a continuación.

1. **Pretratamiento:** Varias investigaciones reportan que utilizar un pretratamiento antes de la membrana de OI podría tener efectos positivos en el rendimiento, como minimizar su ensuciamiento, aumentar la eliminación de sólidos suspendidos y materias orgánicas disueltas de las aguas del mar, estas tecnologías de pretratamiento pueden ser convencionales como coagulación, floculación e inhibición de incrustaciones o no convencionales como ultrafiltración (UF), microfiltración (MF) y nanofiltración (NF), la selección de

Capítulo I

la tecnología de pretratamiento es de gran importancia al tratar diversos tipos de aguas salinas usando diversas estrategias de pretratamiento (Jamaly, *et al.*, 2014).

2. **Presurización:** Se requieren bombas de acero inoxidable de alta presión para bombear el agua pre-tratada a través del módulo. La presión requerida depende del tipo de agua de alimentación, ya sea salobre o de agua de mar. La membrana utilizada en el módulo debe tener suficiente resistencia mecánica para soportar una alta presión, por lo que las bombas hacen que el proceso de OI sea muy ruidoso.
3. **Separación:** El elemento clave del sistema de OI es la propia membrana. La membrana actúa como una barrera semipermeable que permite el paso selectivo de agua a través de las sales de retención. A la presión aplicada, algunas sales de la alimentación son capaces de entrar en el lado permeado de la membrana. El agua puede contener también cierta cantidad de gases disueltos, estos gases son removidos en la etapa posterior al tratamiento. Las membranas OI convencionales utilizan acetato de celulosa como material base.
4. **Post-tratamiento:** En esta etapa, el permeado es recolectado para neutralizar su pH. Otros procesos incluyen la remoción de dióxido de carbono, aireación, desinfección por cloro y la remineralización de agua, ya sea por inyección química o filtración. Esto es necesario, tanto para mejorar el sabor del agua, como para llegar a los requisitos finales del agua producida.

QUITINA

Como Rinaudo (2006) menciona “La quitina, es un biopolímero sintetizado por una enorme cantidad de organismos vivos; y considerando la cantidad de quitina producida anualmente en el mundo, es el más abundante polímero después de la celulosa.”

Es un polisacárido lineal cristalino, de gran peso molecular, que consiste de un enlace β (1-4) de unidades poli-N-acetil-D-glucosamina (Eijsink, *et. al.* 2010, Kurita, 2001).

Es de gran interés por su abundancia e inusual combinación de propiedades. Sin embargo, al ser insoluble en agua y en la mayoría de solventes comunes, no puede fácilmente fabricarse en artefactos útiles, como fibras o membranas, lo cual requiere una solución de este polímero (Zikakis, 1984).

Fue descrita por primera vez por Braconnot en 1811 en Francia, mientras estudiaba hongos, tratándolos con álcali diluido y quitina aislada, y concluyó que era una sustancia diferente que las identificadas en las plantas. Odier (1823) escribió en un artículo sobre insectos que encontró la misma sustancia en la estructura tanto de los insectos como en las plantas. A esta sustancia la llamó quitina por el término en griego χιτώνα (túnica).

Capítulo I

Ledderhose (1878) indicó claramente que la quitina está compuesta por glucosamina y ácido acético, Gilson (1894) confirmó la presencia de glucosamina (Muzzarelli, 1977).

La estructura de la quitina, es parecida a la estructura de la celulosa con la diferencia de que el grupo hidroxilo (2-OH) de cada unidad de glucosa en la celulosa es reemplazado por un grupo acetil amino (-NHCOCH₃), (Mathur & Narang, 1990), en su propia estructura, la quitina se asocia con proteínas, y por lo tanto tiene un alto contenido (The Textile Institute, 2009).

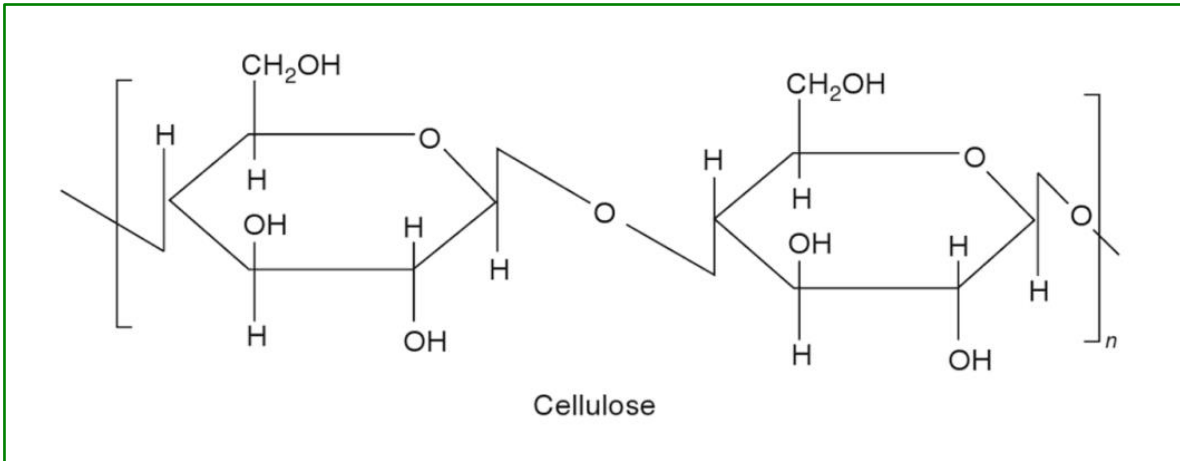


FIGURA 8 ESTRUCTURA QUÍMICA DE LA CELULOSA (THE TEXTILE INSTITUTE, 2009)

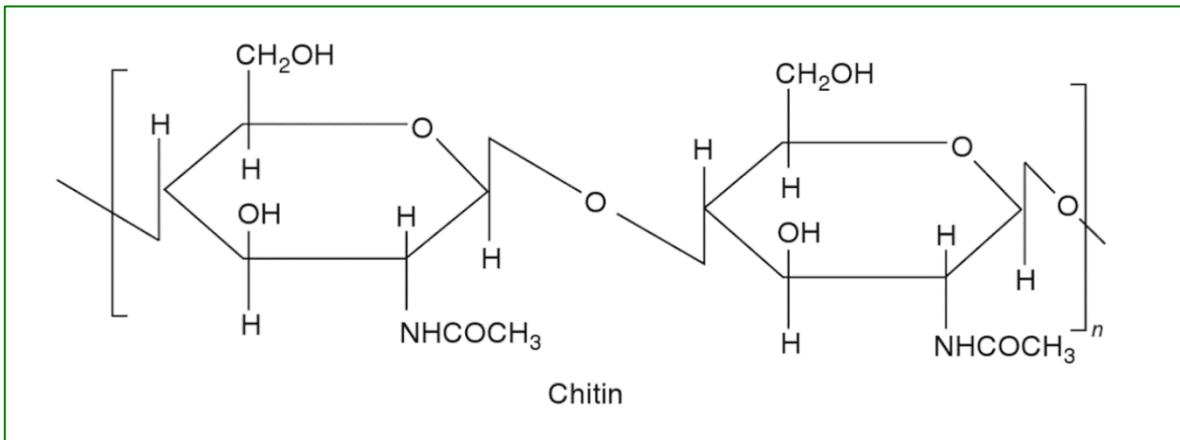


FIGURA 9 ESTRUCTURA QUÍMICA DE LA QUITINA (THE TEXTILE INSTITUTE, 2009)

Existen tres formas cristalográficas conocidas de la quitina, que son: α , β y γ . La α -quitina es la más abundante, donde las moléculas están arregladas en cadenas anti paralelas, como se muestran en estudios de difracción de Rayos X (Blackwell, 1980; Minke, 1978), este arreglo favorece la formación de enlaces de hidrógeno intermolecular, por esta razón es considerada la forma más estable de quitina (Kurita, 2001).

Capítulo I

Las moléculas de la β -quitina están agrupadas en un arreglo paralelo, lo que conlleva a fuerzas intermoleculares más débiles que en la α -quitina (Blackwell, 1980; Gardner, 1975; Mazeau, 1994), sin embargo, ambas formas, α y β , son insolubles en los disolventes más comunes, a pesar de las diferentes variaciones naturales de cristalinidad, esto representa un problema para utilizar la quitina en distintas aplicaciones (Saito, 1997).

En comparación con las dos formas anteriores de quitina, la γ -quitina es menos común. Se considera que es una mezcla, o forma intermedia, de la α -quitina y β -quitina, ya que tiene tanto arreglos paralelos como antiparalelos (Kurita, 2001).

Tanto la β -quitina y γ -quitina pueden, a su vez, ser convertidas a un arreglo anti paralelo (α -quitina) con un tratamiento fuerte de ácido clorhídrico (HCl), (Rudall, 1969), además de esto, la β -quitina es más reactiva que la α -quitina, una propiedad importante en cuanto a las transformaciones enzimáticas y químicas de la quitina (Kurita, *et al.*, 1993).

FUENTES DE QUITINA Y QUITOSANO

La producción de quitina y quitosano está actualmente basada en caparazones de cangrejo y camarón desechados por la industria de enlatado en Oregón, Washington, Virginia, Japón y por varias flotas pesqueras en el Antártico. Algunos países aún tienen grandes cantidades de recursos crustáceos sin explotar como Noruega, México y Chile (Muzzarelli, 1984), la quitina y quitosano son comercialmente producidos en India, Japón, Polonia, Noruega y Australia (Kumar & Majeti, 2000).

Se produce principalmente en insectos e invertebrados marinos (Shahidi, 1996), en plantas, las paredes celulares quitinosas sólo se encuentran en esas formas en hongos y moho (Rudrapatnam, 2003), presenta una tasa de reposición tan alta en la biósfera que, se estima, duplica a la de la celulosa, por lo que constituye un importante recurso renovable (Hernández, H., *et al.* 2009), no obstante se ha convertido en la mayor fuente de contaminación superficial de las áreas costeras (Kumar & Majeti, 2000).

La quitina de los caparazones de crustáceos representa aproximadamente la mitad del peso total de los mariscos. Durante su procesamiento las cabezas, patas y caparazones se consideran desechables (Islam, 2004). El vertido incontrolado de desechos de esta biomasa tiene un efecto negativo en el medio ambiente y debido a su abundancia, estos caparazones de crustáceos son considerados la fuente de mayor opción para aislar quitina (Ramírez, *et al.*, 2010).

El producir quitosano de caparazones de crustáceos obtenidos de los desechos de la industria de alimentos es económicamente factible, especialmente si incluye la recuperación de carotenoides. Los caparazones contienen cantidades considerables de astaxantina, un

Capítulo I

carotenoide que hasta el momento no ha sido sintetizado y que ha sido identificado como un aditivo para comida de peces, especialmente para el salmón (Kumar & Majeti, 2000).

TABLA 1.
FUENTES DE QUITINA Y QUITOSANO (MATHUR & NARANG, 1990)

Animales Marinos	Insectos	Microorganismos
Anélidos	Escorpiones	Alga Verde
Moluscos	Arañas	Levadura (tipo β)
Celentéreos	Braquiópodos	Hongos (paredes celulares)
Crustáceos:	Hormigas	Mycelia Penicillium
Langosta	Cucarachas	Alga Café
Cangrejo	Escarabajos	Esporas
Camarón		Chytridiaceae
Gamba		Ascomydes
Krill		Blastocladiaceae

En estructuras quitinosas, la quitina constituye más de la mitad del total de la materia orgánica, se ha descubierto que en los artrópodos hay altas concentraciones, de hasta un 85%, por lo que son capaces de sintetizar la quitina. Cada año cerca de 100 billones de toneladas de quitina son producidas por crustáceos, moluscos, insectos y hongos, lo que la hace el recurso de biomasa menos explotado disponible en la Tierra (Rudrapatnam, 2003).

APLICACIONES DE LA QUITINA

La quitina tiene baja toxicidad y es inerte en el tracto digestivo de los mamíferos; es biodegradable, debido a la presencia de quitinasas ampliamente distribuidas en la naturaleza y presentes en bacterias, hongos y plantas, y en el sistema digestivo de muchos animales. Las quitinasas están relacionadas con la defensa en contra de la invasión bacteriana (Rinaudo, 2006).

Otro uso muy amplio de la quitina es la inmovilización de enzimas y células completas. El inmovilizar las enzimas se aplica en la industria de la comida, como la clarificación de la fruta y procesamiento de la leche (Krajewska, 2004).

Las propiedades específicas de la quitina y sus derivados proveen numerosas aplicaciones industriales, como se muestran en la Tabla 2, por ejemplo, para la preparación de fibras dietéticas, vendajes, cosméticos y artículos de aseo (Synowiecky & Al-Khateeb, 2003).

Capítulo I

TABLA 2.
APLICACIONES DE LA QUITINA Y SUS DERIVADOS (SYNOWIECKY & AL-KHATEEB, 2003)

Propiedades Específicas	Aplicaciones principales
Bioactividad	Prevención contra el crecimiento microbiano, material para empackado de comida, que actúa como inhibidor de contaminación microbiana, estimulante del sistema inmunológico, agente anti colesterol, cicatrizante, anticoagulante.
Biodegradabilidad	Fuente de carbono para la producción de proteína de células, material biodegradable de empackado, liberación controlada de fármacos, agroquímicos, drogas y nutrientes, producción de cosméticos y artículos de aseo.
Reactividad de los grupo amino desacetilados	Inmovilización de enzimas, medio de afinidad cromatográfica y filtración de gel, retención de humedad, productos electrostáticos y de protección de cabello, formación de poli electrólitos.
Permeabilidad selectiva de membranas y habilidad de formación de películas	Separación de membrana en medicina, biotecnología y procesamiento de alimentos, productos textiles recubiertos con permeabilidad controlada, ajuste de la atmósfera interna del tejido de la fruta, mejora de afinidad a la superficie para colorantes ácidos, prevención de penetración microbiana a heridas, vegetales y frutas, producción de membranas de diálisis y fluidos dentales.
Habilidad quelante	Reducción de contaminación de aguas superficiales y aguas residuales por quelación de metales pesados y radionucleidos, inactivación de metaloenzimas que inducen cambios indeseables en los alimentos.
Capacidad de adsorción	Remoción de fenoles en agua residual, pintura electrostática eficiente, recuperación o separación de proteínas y otros subproductos, clarificación de jugos y bebidas.

QUITOSANO

El quitosano fue descubierto por Rouget (1859), encontró que la quitina que había sido hervida en una disolución concentrada de hidróxido de potasio se vuelve soluble en ácidos orgánicos. Esta quitina modificada fue estudiada de nuevo por Hoppe-Seyler (1894) que la llamó quitosano (Muzarelli, 1977).

El quitosano es el derivado más importante de la quitina, el cual se obtiene de la desacetilación parcial de la quitina en estado sólido bajo condiciones alcalinas (NaOH o KOH concentrado) o por hidrólisis enzimática en presencia de quitina desacetilasa. Se le llama quitosano cuando el grado de desacetilación llega a más del 50%, pues depende del origen del polímero (Rinaudo, 2006).

Capítulo I

La solubilización ocurre por la protonación del grupo $-NH_2$, en la posición C-2 de la unidad repetitiva de la D-glucosamina, donde el polisacárido es convertido a un poli electrolito en un medio ácido (Rinaudo, 2006).

La desacetilación completa de la quitina produce un material totalmente soluble en medio ácido conocido como quitano; sin embargo, cuando la desacetilación es incompleta se crea una mezcla de cadenas de unidades 2-acetamido-2-desoxi-D-glucosa y 2-amino-2-desoxi-D-glucosa, que genera distintas propiedades (Velásquez, 2003), a continuación se presenta la estructura química del quitosano.

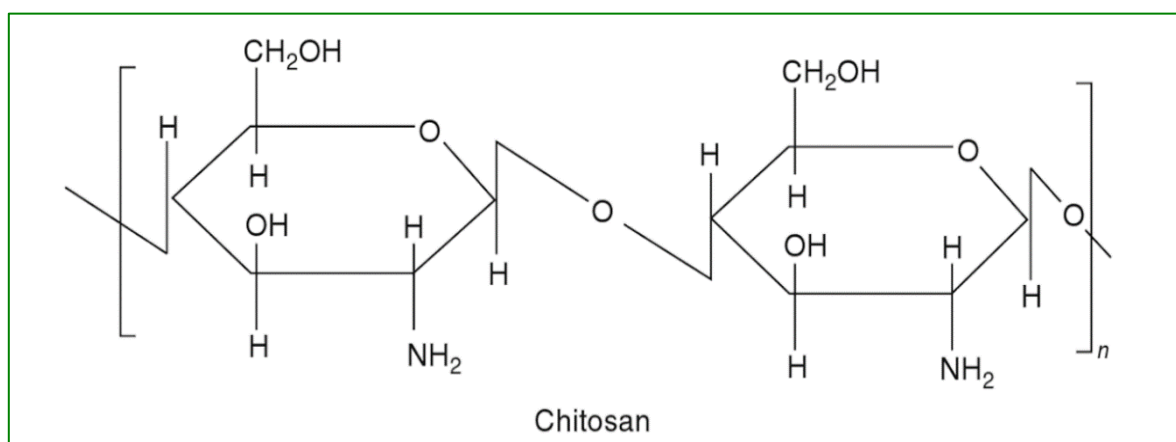


FIGURA 10 ESTRUCTURA QUÍMICA DEL QUITOSANO (THE TEXTILE INSTITUTE, 2009)

El grado de desacetilación del quitosano significa el contenido de grupos amino en la cadena molecular (Tolaimatea, *et al.*, 2003), la protonación de los grupos amino aumenta la carga del poli electrolito, lo que lleva a cambios en la estructura, propiedades y aplicaciones (He, *et al.*, 2015). Un quitosano con grado de desacetilación alto tiene más grupos amino, cargados positivamente al ser disuelto en una disolución ácida (Alsarra, *et al.*, 2002)

Es muy difícil preparar un quitosano cuyo grado de desacetilación sea mayor a 90% sin que exista una degradación significativa de las moléculas del polisacárido (Synowiecky & Al-Khateeb, 2003).

Mientras que la quitina es insoluble en la mayoría de los disolventes orgánicos, el quitosano es soluble en disoluciones ligeramente ácidas diluidas con pH menor a 6.0. Esto ocurre porque el quitosano se considera una fuerte base y posee grupos amino primarios con un valor pK de 6.3. La presencia de grupos amino indica que el pH altera sustancialmente el estado de carga y las propiedades del quitosano (Yi, *et al.*, 2005), a valores bajos de pH, las aminas se protonizan y se cargan positivamente, si el valor de pH asciende a más de 6, las aminas se deprotonizan, el polímero pierde su carga y se vuelve insoluble (Cho, *et al.*, 2000).

Capítulo I

El quitosano es conocido por tener una alta capacidad de adsorción de metales, ya que los grupos NH_2 de su estructura están involucrados con interacciones específicas con los metales. Se han reportado investigaciones acerca de adsorción de metales pesados de las aguas residuales en los que los resultados fueron favorables (Muzzarelli, 1973).

APLICACIONES DEL QUITOSANO

Debido a sus propiedades de biodegradabilidad, biocompatibilidad y no toxicidad, el quitosano y sus derivados tienen una amplia gama de aplicaciones industriales, como en biomedicina, farmacéuticos, alimentos, cosméticos, dermatología, textiles, entre otros. También proveen componentes altamente valiosos para la salud, como efectos anti microbianos, antioxidantes y anti inflamatorios (Hamed, *et al.*, 2016).

- **Conservadores de Comida:** En la industria alimentaria, el quitosano puede ser utilizado como conservador, puesto que tiene actividad antimicrobiana que le permite proteger la comida de deterioro microbiano, inhibe el crecimiento de microorganismos y evita la apariencia pobre, malos olores y pérdidas económicas (Hamed, *et al.*, 2016).
- **Envasado Antimicrobiano:** Las biopelículas han sido formadas de quitosano que le permite el almacenamiento a largo plazo de productos comestibles. Los revestimientos antimicrobianos de vegetales, frutas, granos y pescados, retrasan la invasión microbiana mientras que el quitosano actúa como barrera protectora para mejorar la sensación y la calidad de la comida (Sinha, *et al.*, 2014; Aranaz, *et al.*, 2009).
- **Farmacéuticos:** Para la entrega de productos farmacéuticos, la quitina, el quitosano y sus derivados han sido útiles. Debido a su biocompatibilidad, biodegradabilidad y baja toxicidad los hace polímeros de gran valor que pueden encapsular activos farmacéuticos, protegerlos contra la degradación y permitir su consumo después de un largo período de tiempo (Dash, *et al.*, 2011).
- **Biomedicina:** Un recubrimiento basado en quitina, ayuda a proteger quemaduras y heridas de infección bacteriana. La quitina y sus derivados (quitosano) actúan como matrices de piel artificial que son capaces de promover una rápida regeneración dérmica (Khor & Lim, 2003).
- **Aplicaciones dermatológicas:** Debido a su gran actividad de barrido, el combinar la quitina y el quitosano con anti oxidantes puede ser usado para prevenir los dañinos efectos de la radiación solar, estos biopolímeros son capaces de retener agua y mantener una barrera permeable en la superficie capilar (Gautier, *et al.*, 2008).

Capítulo I

- **Aplicaciones textiles:** Debido a su solubilidad en agua, biodegradabilidad, no toxicidad y actividad anti microbiana, se ha sugerido usar al quitosano como agente protector para textiles (Mourya, *et al.*, 2010; Grupta, 2007). Las fibras de quitina, han sido usadas en ropa hecha para bebés y adultos mayores, ambos de los cuales tienen piel sensible (Pillai, *et al.*, 2009; Chen, *et al.*, 2007).
- **Fotografía:** El quitosano tiene importantes aplicaciones en la fotografía debido a su resistencia a la abrasión, sus características ópticas y capacidad de formación de películas. Los compuestos de plata no son retenidos por el quitosano y por esto son fácilmente penetrados de una capa a otra de películas por difusión (Muzzarelli, 1997).
- **Cosméticos:** Para estas aplicaciones, los ácidos orgánicos son usualmente buenos disolventes, la quitina y quitosano tienen propiedades fungicidas y fungistáticas. El quitosano es la única goma catiónica natural que se vuelve viscosa al ser neutralizada con ácido. Estos materiales son usados en cremas faciales, lociones corporales y otros derivados han sido reportados como lacas de uñas (Mark, *et al.*, 1985).
- **Oftalmología:** El quitosano posee todas las características necesarias para un lente de contacto: claridad óptica, estabilidad mecánica, suficiente corrección óptica, permeabilidad de gases, particularmente hacia el oxígeno, humectabilidad y compatibilidad inmunológica. Las propiedades antimicrobianas y de cicatrización del quitosano, junto con una excelente capacidad de formación de películas lo hacen adecuado para el desarrollo de vendajes oculares (Markey, *et al.*, 1989).

La quitina y el quitosano son de gran interés comercial gracias a su alto porcentaje de nitrógeno (6.89%) comparado con la celulosa (1.25%) (Kumar & Majeti, 2000).

PROPIEDADES DEL QUITOSANO

Las propiedades fisicoquímicas del quitosano afectan su funcionalidad y, además, varían dependiendo de la fuente y método de obtención de la quitina, del método y las condiciones de desacetilación de la misma, así como de los métodos y condiciones de determinación de sus características fisicoquímicas (Cho, *et al.*, 1998).

Sus principales propiedades son la solubilidad, viscosidad, peso molecular y grado de desacetilación, las cuales están estrechamente relacionadas como se explicará a continuación:

Capítulo I

PESO MOLECULAR

El peso molecular y su distribución afectan las propiedades físicas y químicas del quitosano, así como su funcionalidad, y determina en gran parte la solubilidad y viscosidad del mismo (Tsaih & Chen, 1999).

El peso molecular afecta la actividad que presenta el quitosano como espesante, como regulador de la viscosidad, antifúngico, agente ligante de color, grasa y agua, vehículo de liberación, entre otras aplicaciones (Argüelles, *et al.*, 2004; No, *et al.*, 2003).

GRADO DE DESACETILACIÓN

El grado de desacetilación se define como el porcentaje de grupos amino libres en el quitosano, esta es la propiedad que permite la solubilidad de la molécula; de hecho se le llama quitosano a la quitina que ha sido desacetilada entre un 60 - 75% o más, punto en el cual se vuelve soluble en ácidos orgánicos (Argüelles, *et al.*, 2004; Khan, *et al.*, 2002).

La versatilidad del quitosano depende mayormente de la alta reactividad química de los grupos amino en la molécula. Dado que el grado de desacetilación depende en gran parte en el método de purificación y las condiciones de reacción, es esencial caracterizar al quitosano determinando su grado de desacetilación antes de ser utilizado (Martínez, 2009).

VISCOSIDAD

La viscosidad intrínseca mide el volumen específico efectivo de un polímero aislado, por lo tanto su determinación se realiza extrapolando a una concentración de cero. La magnitud de la viscosidad intrínseca depende del tamaño y forma de la molécula de soluto, así como de su interacción con el disolvente y de las condiciones de análisis, principalmente de la temperatura (Parada, *et al.*, 2004).

En el caso particular del quitosano, su viscosidad intrínseca es mayor a la que presentan otros polímeros de peso molecular similar, esto se le atribuye a la rigidez de los enlaces β -(1,4) en la molécula (Hwang & Shin, 2000).

SOLUBILIDAD

El quitosano es insoluble en agua pura y en disolventes orgánicos, pero es soluble en disoluciones acuosas diluidas de ácidos orgánicos y minerales a condiciones específicas (Park, *et al.*, 2002).

Esta disolución, a diferencia de la quitina, es posible por la protonación de los grupos amino libres a lo largo de la cadena del polímero (Argüelles, *et al.*, 2004), por lo tanto las cargas positivas presentes a lo largo de la molécula, determinan en gran medida el

Capítulo I

comportamiento del quitosano en disolución. Sin embargo, no es únicamente el grado de desacetilación lo que influye en la solubilidad, sino la distribución de los grupos amino junto con el peso molecular (Rinaudo, 2006).

El grado de solubilidad del quitosano no solo varía en función del grado de desacetilación y del peso molecular, sino también de otros factores como son el tipo de disolvente, la temperatura, el pH, el pK y la fuerza iónica del ácido donde se disuelva así como de la concentración iónica (Argüelles, *et al.*, 2004; Rinaudo, 2006).

CAPACIDAD DE ADSORCIÓN DEL QUITOSANO

El uso de quitina, quitosano y sus derivados, para remover contaminantes del agua y aguas residuales, es una opción muy atractiva debido a su gran capacidad de adsorción, especialmente para los metales y los tintes, y el hecho de que estos materiales sean de bajo costo, no tóxicos y biocompatibles (Bhatnagar & Sillanpää, 2009).

El quitosano tiene una gran capacidad de adsorción de metales, debido a que en los grupos amino, existe un doblete de electrones libres en el nitrógeno, es decir, que tiene dos espacios libres para llevar a cabo la adsorción de los cationes metálicos, mientras que en un medio ácido, los grupos amino se cargan positivamente atrayendo a los aniones metálicos (Guibal, 2004).

Los metales pesados son uno de los contaminantes más presentes en la aguas residuales, los cuales, en exceso, son muy tóxicos para el ser humano. El quitosano ha sido investigado extensivamente como adsorbente para remover metales pesados del agua residual. El alto potencial de adsorción del quitosano puede ser atribuido a su 1) alta hidrofiliidad, por su gran cantidad de grupos hidroxilo en las unidades de glucosa, 2) presencia de un gran número de grupos funcionales, 3) alta reactividad química de estos grupos, y 4) estructura flexible de la cadena del polímero (Crini, 2005).

El mercurio (Hg), cobre (Cu), níquel (Ni), zinc (Zn), plomo (Pb), cadmio (Cd) y manganeso (Mn), son algunos de los metales de gran importancia al estar presentes en grandes concentraciones en el medio ambiente. Su remoción en el agua ha sido estudiada por muchos investigadores, usando quitina y quitosano.

McKay, *et al.* (1986), investigaron la adsorción de metales a través de quitosano, con un rango de temperatura entre 25-60 °C en un pH casi neutral. Se encontró que la capacidad de adsorción del quitosano para Hg (II), Cu (II), Ni (II), y Zn (II), fueron 815, 222, 164 y 75 mg/g, respectivamente.

Nair y Madhavan (1984) usaron quitosano para remover Mercurio (Hg) de disoluciones y las cinéticas de adsorción de los iones de mercurio del quitosano fueron

Capítulo I

reportados por Peniche-covas, *et al.* (1987). Los resultados indican que la eficiencia de adsorción del Hg^{2+} por medio de quitosano depende del tiempo de tratamiento, el tamaño de la partícula, la concentración inicial de Hg^{2+} y la cantidad de quitosano.

Jha, *et al.* (1988) estudió la adsorción de Cd^{2+} en polvo de quitosano en el intervalo de concentración de 1-10 ppm usando varios tamaños de partícula, adoptando un procedimiento similar al de remoción de mercurio.

EXTRACCIÓN DE QUITINA

Las principales fuentes de materia prima para la producción de quitina son los caparazones o cutículas de algunos crustáceos, principalmente de cangrejos y camarones. La quitina presente en los animales está asociada con proteínas, minerales, lípidos y pigmentos, los cuales deben ser cuantitativamente removidos para alcanzar una quitina con la pureza necesaria para ser utilizada en aplicaciones biológicas (Roberts, 1992).

Estos procesos para la extracción de quitina y su subsecuente conversión a quitosano, pueden llevarse a cabo químicamente o usando métodos biológicos, como fermentación microbiana y reacciones enzimáticas (Acharya, 2005; Gildberg, 2001; Rinaudo, 2006; Zhang, 1999), no obstante, los métodos biológicos desarrollados hasta ahora, no producen buenos rendimientos, y por consiguiente, no son muy económicos (Mohammed, *et al.*, 2013).

Existen algunas desventajas al utilizar un proceso químico para la extracción de quitina, por ejemplo:

- i. El uso de estos químicos puede causar una desacetilación parcial de la quitina e hidrólisis del polímero, lo que llevaría a propiedades fisiológicas inconsistentes (Chaussard & Domard, 2005).
- ii. Los componentes proteínicos hidrolizados se vuelven inservibles durante el proceso químico de remoción de proteínas (Younes, *et al.*, 2014).
- iii. Además, los tratamientos químicos pueden generar problemas para el medio ambiente, como la eliminación de las aguas residuales, haciendo a este proceso agresivo hacia el ambiente y una fuente de contaminación. (Younes, *et al.*, 2014).
- iv. El costo de los compuestos químicos requeridos es otro inconveniente de este tratamiento (Younes, *et al.*, 2014).

A pesar del hecho que los métodos químicos tienen muchas desventajas, el corto tiempo de procesamiento aún la hace el tratamiento más común usado comercialmente. Otro inconveniente de la purificación química de la quitina es que las proteínas y minerales removidos, aunque potencialmente valiosos suplementos para alimentos humanos y animales,

Capítulo I

son los suficientemente dañados que ya no son apropiados para estas aplicaciones (Arbia, *et al.*, 2013).

El procesamiento de caparazones de los crustáceos involucra principalmente la remoción de proteínas, la disolución del carbonato de calcio, el cual está presente en grandes concentraciones (Kumar & Majeti, 2000), así como los lípidos y pigmentos, esto se logra con tres pasos:

1. Desmineralización.
2. Desproteneización.
3. Decoloración: Remoción de lípidos y pigmentos.

Convencionalmente, para llevar a cabo los procesos de desmineralización y desproteneización, la materia prima debe ser tratada con ácido clorhídrico diluido a temperatura ambiente, para remover sales minerales, particularmente, carbonato de calcio, y con bases fuertes para remover proteínas (Roberts, 1992).

Antes de empezar a tratar químicamente la materia prima a procesar, se le debe dar un acondicionamiento, que consiste en lavar los caparazones con agua hasta que ya no tengan ningún tipo de masa adherida a ellas. Después de esto se pulverizan hasta llegar a un tamaño de partícula que sea muy pequeño para poder extraer la quitina (Colina, *et al.*, 2014).

DESMINERALIZACIÓN

A pesar de que existen muchos métodos reportados en la literatura, en lo que refiere al proceso de desmineralización, los efectos en el peso molecular y el grado de desacetilación, no se pueden evitar con ninguno de los procesos de extracción (Kurita, *et al.*, 1993).

El principal componente inorgánico de los caparazones de los crustáceos es el carbonato de calcio (CaCO_3) (Colina, *et al.*, 2014), el ácido clorhídrico es el más usado comúnmente en el proceso de desmineralización de desperdicio de crustáceos, se han utilizado diferentes concentraciones de HCl, tiempos de incubación y temperaturas, pero no se ha establecido un proceso estándar como tal (Muzzarelli, 1977), por consiguiente la concentración del ácido y el tiempo de tratamiento dependen de la fuente, pero deben evitarse los tratamientos a temperaturas más altas que provocan la degradación del polímero (Argüelles, *et al.*, 1988).

Capítulo I

DESPROTENEIZACIÓN

El procedimiento más comúnmente utilizado para desproteneizar consiste en tratar la materia con una solución acuosa diluida de hidróxido de sodio (NaOH) a temperaturas altas, entre 65 - 100 °C, para poder disolver la proteína. El tiempo de tratamiento suele variar entre 0.5 y 72 horas. En ocasiones se realizan dos tratamientos consecutivos por tiempos cortos, esto se hace para evitar la ruptura de las cadenas y la desacetilación parcial del polímero (Argüelles, *et al.*, 1988).

Una alternativa para evitar la dura desproteneización química, es el uso de enzimas proteolíticas para remover proteínas, las cuales son derivadas de animales, plantas y microbios. Dentro de las varias proteasas, las bacterianas son las más usadas (Younes, 2016), pero esta alternativa, además de consumir largo tiempo, suele dejar de 1-7% de proteína residual (Argüelles, *et al.*, 1990).

DECOLORACIÓN

La coloración de los caparazones de crustáceos se debe fundamentalmente a la presencia de pigmentos, como el astaceno, la luteína, el β -caroteno, entre otros. Los tratamientos anteriores no son capaces de eliminar estos pigmentos, por lo tanto se suelen extraer a temperatura ambiente con acetona, cloroformo, éter, etanol, acetato de etilo o mezcla de disolventes (Agüero, *et al.*, 1989).

También se emplean agentes oxidantes tradicionales, como el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) y el hipoclorito de sodio (NaOCl). Sin embargo estos componentes suelen atacar los grupos aminos libres e introducir modificaciones en el polímero. Cuando se utilizan caparazones muy coloreados, como el de langosta, se ha reportado que los tratamientos con acetona y NaClO, a temperatura ambiente, dan resultados muy buenos (Nieto, *et al.*, 1991).

CONVERSIÓN A QUITOSANO

En estado sólido el quitosano es un polímero semicristalino, las principales investigaciones acerca de cómo convertir la quitina a quitosano, conciernen diferentes pesos moleculares y grados de desacetilación, las propiedades de la disolución, dependen mucho en el grado de desacetilación de la quitina, la preparación de sus derivados y aplicaciones (Rinaudo, 2006), también dependen de la distribución de los grupos acetyl a lo largo de la cadena principal junto con el peso molecular (Kubota, 1997; Aiba, 1991; Rinaudo, 1989).

Capítulo I

DESACETILACIÓN: OBTENCIÓN DE QUITOSANO

El procedimiento principal para la obtención de quitosano está basado en la desacetilación de la quitina con una disolución alcalina (Abdou, 2008), el propósito es remover los grupos acetil (COCH_3), no obstante la N-desacetilación nunca es completa (Abdulkarim, *et al.*, 2013).

Generalmente, la reacción se realiza en fase heterogénea empleando disoluciones concentradas de hidróxido de sodio (NaOH) e hidróxido de potasio (KOH) entre el 30 y 50% a temperaturas superiores de 100 °C (Peniche, *et al.*, 1992).

Un aspecto importante que se debe examinar detenidamente es el grado de N-acetilación de la quitina, debido a que tiene un efecto notable en la solubilidad y las propiedades de la disolución. El quitosano es el derivado no tóxico de la quitina universalmente aceptado, mientras que la quitina es el N-acetilado a tal grado que se vuelve soluble en ácido acético acuoso diluido y ácido fórmico (Kumar & Majeti, 2000).

Las condiciones específicas de la reacción dependerán de varios factores, como el material de partida, el tratamiento previo y el grado de desacetilación deseado. No obstante, con un solo tratamiento alcalino, el máximo grado de desacetilación alcanzado no suele sobrepasar del 75 al 85%. Tratamientos prolongados suelen provocar la degradación del polímero sin traducirse en un aumento sensible del grado de desacetilación (Argüelles, 1993).

DETERMINACIÓN POTENCIOMÉTRICA PARA EL GRADO DE DESACETILACIÓN

El procedimiento para determinar el grado de desacetilación mediante una técnica titulométrica consiste básicamente en disolver el quitosano en un exceso de HCl. La disolución de quitosano se valora con una disolución de NaOH (Cocoletzi, *et al.*, 2009).

De esta manera se obtiene una curva de pH vs. mL de NaOH añadidos, la cual presenta dos puntos de inflexión; la diferencia entre ellos se corresponde a la cantidad de ácido requerido para protonar los grupos amino del quitosano; la concentración de estos se determina utilizando la siguiente expresión:

$$\%NH^2 = \frac{16.1(y - x)}{w} * f$$

Dónde:

- y es el punto de inflexión mayor.
- x es el punto de inflexión menor (ambos expresados como volúmenes).
- f es la molaridad de la disolución de NaOH.
- w el peso en gramos de la muestra.
- 16.1 es un valor relacionado con el peso equivalente del quitosano.

Capítulo I

A continuación se muestra las gráficas con las cuales se obtienen los puntos de inflexión mediante el criterio de la primera derivada.

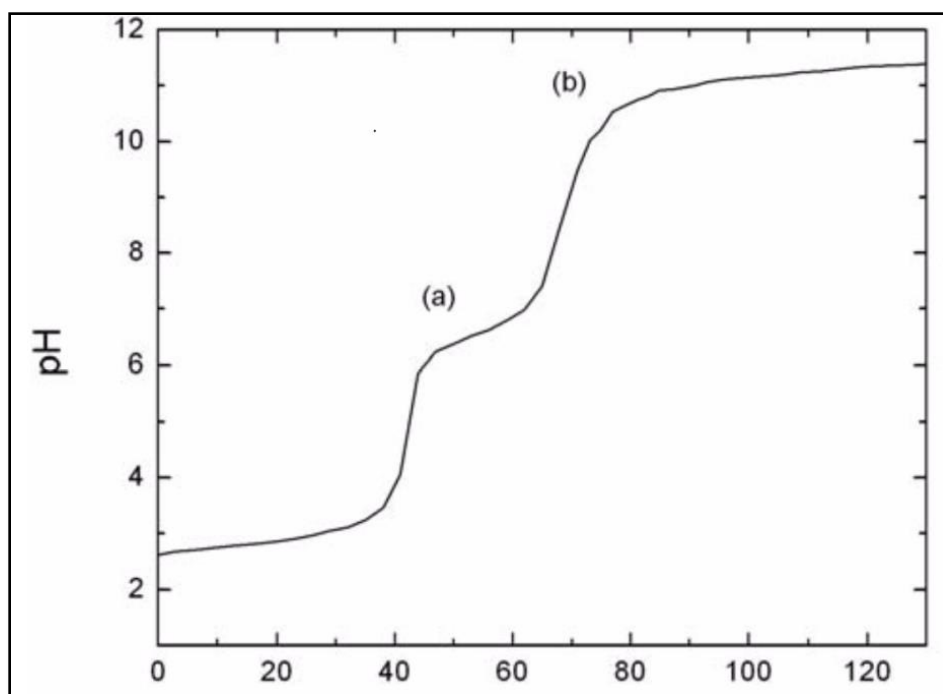


FIGURA 11 GRÁFICA DE PH VS. ML DE NAOH (COCOLETZI, ET AL., 2009).

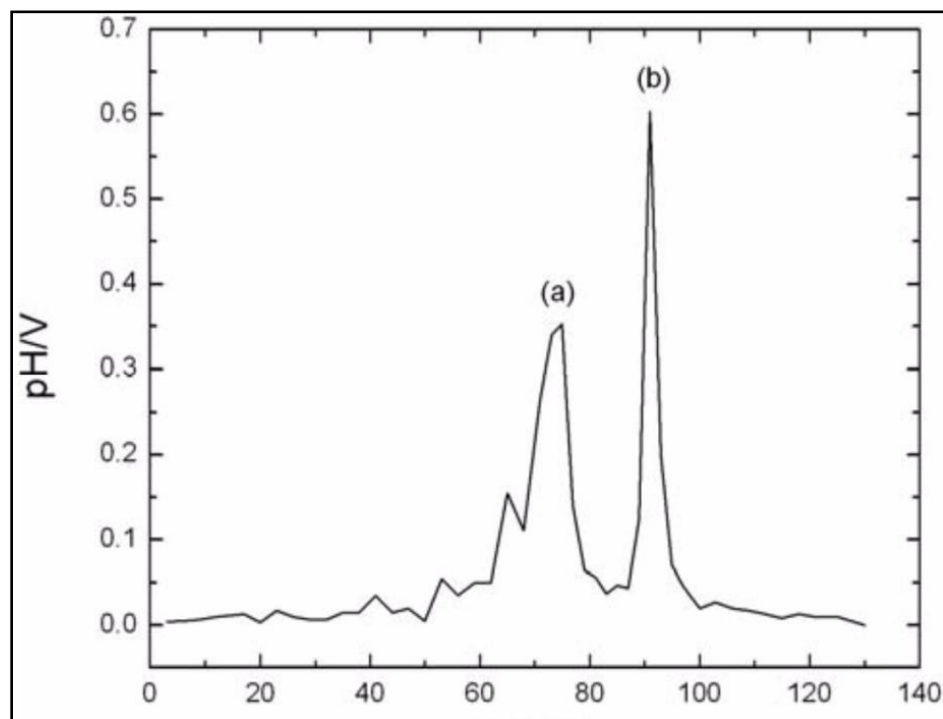


FIGURA 12 GRÁFICA DE LA PRIMERA DERIVADA (COCOLETZI, ET AL., 2009).

Capítulo I

USO DE MEMBRANAS DE QUITOSANO PARA FILTRACIÓN DE AGUA

Como se vio en las secciones anteriores el quitosano tiene propiedades útiles, además de que puede ser fácilmente modificado para preparar productos derivados, ya sea por activación de los grupos funcionales (Cestari, *et al.*, 2005) o utilizando su capacidad de formar polvos y geles, para formar: perlas, membranas, recubrimientos, cápsulas, fibras, esponjas, entre otras (Krajewska, 2005).

Cuando se preparan las membranas, la disolución de ácido acético y quitosano se mezcla y se pone en una caja Petri, y después de haberse evaporado el solvente, usualmente se neutraliza la membrana con hidróxido de sodio, lo que limita su rendimiento y su accesibilidad. Sin embargo, se están investigando mejores procesos de secado para evitar el colapso de la estructura de la membrana (Guibal, 2004),

Los adsorbentes dispersos como las perlas, hojuelas y polvos, a pesar de que proveen una alta superficie de contacto y alto rendimiento de tratamiento, muestran problemas al momento de ser separados del producto final. Es por esto que las membranas de quitosano son preferidas por encima de estos, por la facilidad de separación al terminar el proceso y sin tener la necesidad de filtración post-tratamiento. Otras ventajas de las membranas es una capacidad más alta de adsorción, cinéticas más rápidas, mejor reutilización, facilidad de apilamiento y ampliación, además de tener un mecanismo de separación no-adsorbente que mejora el rendimiento de filtración (Salehi, *et al.*, 2016).

Como lo menciona Krajewska (2005) se pueden dividir los procesos de preparación de quitosano en gel en cinco métodos, que se explican a continuación:

1. **Método de evaporación del disolvente:** El quitosano se mezcla con un ácido orgánico y se extiende en una placa, si es posible a una temperatura elevada (aproximadamente 65 °C). Tras el secado la membrana se neutraliza con una disolución de NaOH y se utiliza un reticulante para evitar que la membrana se desintegre en medios ácidos.
2. **Método de neutralización:** Se utiliza para producir membranas, fibras y principalmente esferas de quitosano. Se obtienen añadiendo gota a gota una disolución de quitosano a una disolución de NaOH mezclada con agua y etanol, debido a que el etanol es un no disolvente para el quitosano, facilita su solidificación.
3. **Método de reticulación:** Para obtener membranas se sumerge la disolución de quitosano extendida sobre una placa en un baño de reticulación, en cambio para obtener perlas, se añade gota a gota a la disolución. En una variación de este método llamado reticulación en suspensión, se aplica la reticulación mediante la adición de un reticulante a una suspensión de perlas formadas dispersadas en un medio no acuoso.

Capítulo I

4. **Método de gelificación ionotrópica:** Se utiliza principalmente para la preparación de perlas de gel, que se consigue añadiendo gota a gota una solución de poli electrólito aniónico a una disolución ácida de quitosano.
5. **Método de liofilización:** Este método consiste en congelar disoluciones de quitosano en gel seguido por liofilización. Como resultado se obtienen membranas, bloques, tubos o perlas, cuya porosidad depende del peso molecular del quitosano, de la concentración de la disolución de la partida, pero sobre todo de la temperatura de congelación y la velocidad de congelación.

Además el quitosano es un material hidrofílico y es muy probable que imparta esta característica a las membranas preparadas con este material, ya que como se explicó antes, en un medio ácido el quitosano se carga positivamente e interactúa con solutos cargados como las proteínas o los metales (Kumar, *et al.*, 1999), ya que su estructura presenta radicales de aminas y acetamida, así como los grupos hidroxilo que hacen que tengan un carácter hidrófilo fuerte (Fievet, *et al.*, 2014).

La capacidad de disolver quitosano en disoluciones ácidas puede ser de gran utilidad para la ultrafiltración mejorada con polímeros, debido a que el quitosano reacciona con iones metálicos, se convierte en un macro-ligante capaz de ligar iones metálicos, por lo tanto será retenido por la membrana de ultrafiltración (Guibal, 2004).

Además de ser adsorbente, otras características del quitosano como la solubilidad, su alto grado de encogimiento después de secarse, biodegradabilidad, diversidad de derivados y alta polaridad son factores importantes que afectan las propiedades de la membrana. Esto hace al quitosano incompatible con la variedad de polímeros sintéticos usados en la tecnología de membranas. Sin embargo, casi todos los estudios reportados están enfocados para mejorar la propiedad adsorbente, así como la permeabilidad y la estabilidad físico-química de la membrana (Salehi, *et al.*, 2016).

Un estudio realizado por Thakur & Voicu (2016) reporta que las membranas compuestas con biopolímeros (celulosa y quitosano), son adecuadas para la retención de sales y compuestos orgánicos. Las diferentes membranas reportadas en esta investigación son recomendadas para procesos de ultrafiltración y nanofiltración. Además la polimerización permite la síntesis de revestimientos activos para las membranas comerciales de ultrafiltración o microfiltración con la ventaja de aumentar la resistencia química por reticulación. Usando esta técnica se transforma una membrana de microfiltración porosa en una membrana de nanofiltración resistente a disolventes con un buen resultado en el rechazo de sales, pero el mayor provecho que tienen estos polímeros es su gran abundancia y el impacto mínimo al medio ambiente, que es mucho menor comparado con los demás polímeros sintéticos.

Capítulo I

Otro estudio, donde la membrana se utilizó para la remoción de colorantes artificiales, hecho por Li, *et al.*, (2017) reporta que para la reutilización de las membranas se deben retirar de la disolución ácida y sumergirse en una disolución de 0.1 mol/L NaOH para remover los colorantes adsorbidos. Estos lavados de adsorción-desorción se realizaron cuatro veces para estudiar la influencia de los tiempos de reciclado sobre la capacidad de adsorción de las membranas. Los resultados de este estudio muestran que la capacidad de adsorción se reduce después del cuarto experimento de adsorción y se mantiene el 70% de la capacidad de adsorción, aproximadamente comparado con la primera adsorción.

CAPÍTULO II

CALIDAD DEL AGUA EN LA FES
ARAGÓN

Capítulo II

CALIDAD DEL AGUA EN LA FES ARAGÓN

La Facultad de Estudios Superiores Aragón, está situada en el municipio de Nezahualcóyotl, Estado de México, este terreno es parte de lo que fuera el Lago de Texcoco, que al irse desecando, permitió que estas tierras se destinarán a uso habitacional, en 1949 había aproximadamente dos mil habitantes, en 1954 aumentaron a cuarenta mil habitantes y carecían de todos los servicios. Fue el gobernador Carlos Hank González, durante 1969 a 1975, quién dotó de agua potable y alcantarillado, luz y pavimento al recién creado municipio de Nezahualcóyotl (H. Ayuntamiento de Nezahualcóyotl, 2010; Martínez, G. S. A., 2010).

El agua potable que abastece a la FES Aragón, proviene de pozos profundos situados en la zona del lago de Texcoco, a través de un acueducto denominado Peñón- Texcoco mediante una tubería de 20 pulgadas (Peralta, 2001; Martínez, S. A. 2010), que a su vez se conecta a otra de 8 pulgadas de hierro fundido, que es el punto donde se alimenta al sistema de distribución de agua potable de la Facultad (Martínez, S. A., 2010).

La red de distribución de agua de la FES Aragón, cuenta con tres cisternas principales y dos secundarias que almacenan y distribuyen el agua en toda la institución. La primera cisterna tiene una capacidad de 180 m³, la cual alimenta a las dos cisternas secundarias, con una capacidad de 54 m³ y 150 m³. Las otras dos cisternas almacenan en conjunto 838 m³ (Martínez, S. A., 2010).

Los usos que se le dan al agua en la FES son:

- Baños: mingitorios, sanitarios, lavabos y regaderas.
- Limpieza de instalaciones
- Uso en laboratorios
- Riego de áreas verdes

Como lo señala Martínez, S. (2010) la problemática detectada en la red de distribución se resume en los siguientes puntos:

- En la época de estiaje, que corresponde de diciembre a abril, el caudal de alimentación de agua a la institución disminuye y en ocasiones, el suministro es suspendido, lo que causa que el riego de áreas verdes es limitado, también se cierran algunos baños para evitar la propagación de enfermedades entre la comunidad universitaria.
- Se detectó que los materiales que conforman la red de alcantarillado son de PVC, polietileno de alta densidad, acero galvanizado y de hierro fundido.
- De acuerdo con el área de Superintendencia de Obras y Mantenimiento de la FES, las fugas en la red de distribución se han incrementado en los últimos

Capítulo II

años, ocasionadas por los hundimientos diferenciales y los diferentes tipos de materiales que conforman dicha red.

Debido a estos problemas presentes en la red de alcantarillado de la FES, el agua potable puede contaminarse durante su paso por las tuberías, cisternas y tanques de almacenamiento temporal (Chaidez, *et al.*, 2008; Martínez, 2010), o debido a la pérdida de presión a causa de la ruptura de tuberías o empaques en mal estado, lo que facilita la entrada de bacterias indicadoras (coliformes fecales) y patógenas presentes en el suelo y agua del acuífero (LeChevallier, *et al.*, 2003; Martínez, 2010).

La calidad del agua también puede ser alterada de manera negativa por la presencia de compuestos químicos (Claderón, 2000; Martínez, 2010) por lo que los riesgos para la salud a estos componentes son distintos a los presentados por la contaminación microbiana y pueden producir efectos adversos sobre la salud tras períodos de exposición prolongados, como es el caso de los metales pesados (Calderón, 2000, OMS, 2006, Martínez, 2010).

Algunos elementos como el Cobre, Níquel, Manganeseo y Zinc (Cu, Ni, Mn y Zn, respectivamente) son esenciales para el cuerpo humano, pero su deficiencia o exceso pueden causar efectos adversos a la salud. Por ejemplo, altas concentraciones de Cu en el agua potable puede causar desordenes metabólicos y efectos gastrointestinales, esto puede afectar al hígado y el cerebro (OMS, 2006; Sidhu, 1995, Martínez, 2010).

Otra de las características del agua, que también debe considerarse, es la dureza ya que se ha encontrado que el cáncer gástrico está inversamente relacionado con ella (Cantor, 1997, Martínez, 2010).

PROGRAMA PUMAGUA

El 13 de octubre de 2009, se implementa en la FES Aragón, el Programa de Manejo, Uso y Reuso del Agua en la UNAM, PUMAGUA, por lo que uno de sus objetivos consiste en conocer la calidad del agua potable a lo largo de todo el sistema de distribución, lo cual incluye la alimentación, las cisternas y las tomas en los lavamanos de los baños o tarjas (Martínez, 2010).

El objetivo principal de PUMAGUA es implantar un programa de manejo, uso y reuso del agua en la UNAM con la participación de toda la comunidad universitaria (PUMAGUA, 2017).

Tiene como metas:

- Reducir en un 50% el consumo de agua potable
- Mejorar la calidad del agua potable para que sea bebible y del agua tratada para que cumplan con las normas aplicables.

Capítulo II

- Fomentar la participación de la comunidad universitaria en el uso responsable del agua.

En la Facultad de Estudios Superiores Aragón, al inicio de la implementación del programa, se realizaron pruebas de laboratorio bimestralmente para determinar la calidad del agua potable, en el Centro Tecnológico Aragón, pero actualmente se hacen de manera trimestral y en dichos análisis se determinan las concentraciones de diferentes parámetros del agua potable para comprobar si está dentro de los límites permisibles establecidos en la normatividad vigente.

Cada seis meses se realiza un informe para reportar los resultados de la calidad del agua potable de la Facultad y verificar si los parámetros evaluados se encuentran dentro de los límites máximos permisibles por la “*NOM-127-SSA1-1996 Salud ambiental, agua para uso y consumo humano-Límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización*”.

ANÁLISIS DE AGUA

Las muestras se toman de cada uno de los edificios de la FES Aragón, y se recolectan en recipientes plásticos de 1.0 L y 0.25 L, para ser analizadas el mismo día de su toma, en el Laboratorio de Ingeniería Ambiental, estos son los puntos que se analizan:

1. Centro Tecnológico Aragón (CTA)
2. Centro de Investigación Multidisciplinaria Aragón (CIMA)
3. Centro de Lenguas Extranjeras (CLE)
4. Edificio de Gobierno
5. Centro de Extensión Universitaria (CEU)
6. Comedor
7. Biblioteca “José Vasconcelos”
8. Centro de Cómputo
9. Gimnasio de Duela
10. Servicio Médico
11. Baños y Vestidores
12. Aulas de Derecho
13. Edificio A1-A4
14. Edificio A2-A3
15. Edificio A5-A6
16. Edificio A7-A8
17. Edificio A9-A10
18. Edificio A11-A12
19. Laboratorio L1

Capítulo II

- 20. Laboratorio L2
- 21. Laboratorio L3
- 22. Laboratorio L4

Todas las muestras recolectadas se analizan en el mismo día de recolección, por lo que no se les aplica ningún cuidado especial de almacenamiento o un conservador.

A continuación se muestra una tabla mostrando los diferentes parámetros que se evalúan, así como la técnica y equipo empleados:

TABLA 3 PARÁMETROS EVALUADOS, TÉCNICA Y EQUIPO UTILIZADOS. (FUENTE: AUTOR)

PARÁMETRO	TÉCNICA	EQUIPO EMPLEADO
Cloro total	Colorimétrica	Colorímetro HACH DR/890 Termoreactor HACH DRB 200
Cloro libre residual		
Cobre total		
Hierro total		
Sulfatos		
Fosfatos		
Demanda Química de Oxígeno	Colorimétrica	Espectrofotómetro HACH DR 3900
Nitrógeno como nitratos		
Nitrógeno como nitritos		
Nitrógeno como Amoniac		
pH	Potenciométrica	Medidor de pH Oakton pH/CON 510 Series
Porcentaje de Saturación		
Turbidez	Nefelométrica	Turbidímetro LaMotte 2020we
Sólidos totales	Gravimétrica	Parrilla de Calentamiento Mufla Thermolyne 1500 Balanza Analítica OHAUS
Sólidos totales fijos		
Sólidos suspendidos totales		
Sólidos suspendidos totales fijos		
Sólidos suspendidos totales volátiles		
Sólidos disueltos totales	Titulométrica	Probeta Graduada Matraz ErlenMeyer
Dureza total		
Alcalinidad total		

Con base en el Informe “Calidad del Agua en los Edificios de la Fes Aragón. Periodo enero – junio 2016” (Márquez & Martínez, 2016) se puede observar:

- El pH se mantiene neutro en la mayoría de los edificios, por esta razón la alcalinidad está dada por bicarbonatos.
- En cuanto a los valores de nitrógeno amoniacal, casi todos los puntos muestran un valor por debajo de la norma, esto indica la presencia de material orgánico que no representa un riesgo y en comparación con las otras especies nitrogenadas, nitrato y nitrito, son valores menores, en los puntos que

Capítulo II

sobrepasan el límite máximo, el CIMA solo tiene presencia de nitritos, esto nos indica que puede existir infiltración cercana al punto de muestreo.

- En los resultados obtenidos en sólidos totales, todos los puntos muestran sólidos en su mayoría de carácter inorgánico, esto se complementa con los valores obtenidos de turbidez Nefelométrica, ya que todos están por debajo del límite establecido.
- La presencia de sales disueltas está por debajo del límite de 1000 mg/L, en todos los puntos excepto en las aulas de Derecho.
- La dureza, es la presencia de CaCO_3 y MgCO_3 en el agua, y en todos los puntos se presentan valores menores a 500 mg CaCO_3 /L. Pero cuando existen valores mayores a 300 mg CaCO_3 /L, el agua se considera muy dura, lo que podría causar incrustaciones y obstrucciones de las tuberías, esto es importante ya que todos los puntos de muestreo sobrepasan los 300 mg CaCO_3 /L.
- Los datos del cloro libre reportados en este período semestral sobrepasan el límite inferior de 0.2 mg/L, los únicos puntos que no lo hacen son tres: CTA, Gimnasio de Duela y L2. Esto nos puede indicar que en el recorrido desde el suministro al edificio en cuestión, el cloro ha sido utilizado, lo que puede ser indicativo de infiltraciones o fugas en la red de distribución.
- El agua en todos los puntos presento buenos resultados de Oxígeno Disuelto, lo que nos dice que el agua llega bien oxigenada.
- En el Informe mencionan que el reactivo para determinar fósforo se agotó por lo que no se pudo analizar: Cómputo, CELE, CIMA y las aulas de Derecho. Los demás puntos que fueron analizados, el L2 y L3 fueron los valores más altos reportados, estos puntos no cumplen con la NOM-127_SSA1-1994, ya que sobrepasan el límite máximo permisible.
- También se analizaron las concentraciones de dos metales: hierro y cobre, ambos metales mostraron estar por debajo del límite permisible indicado en la normatividad vigente. Cabe destacar que los valores más altos de hierro y cobre se dieron en el L1 y el Gimnasio de Duela, respectivamente.

Las recomendaciones dadas en el informe indican que sería prudente implementar un programa de re-cloración para las cisternas de los baños y vestidores, así como en el CTA por igual. También se recomienda aplicar un método de ablandamiento de agua en las calderas y una sustitución de la red de distribución de agua potable en su totalidad.

MEDICIÓN DE CAUDALES DE LOS EDIFICIOS DE LA FES ARAGÓN

Además de analizar la calidad del agua potable, cada seis meses se hacen pruebas en el agua residual de la FES para comprobar si están dentro de los límites que establece la NOM-002-SEMARNAT-1996, para descargas a los sistemas de alcantarillado; por otro lado para

Capítulo II

determinar un tratamiento adecuado al agua residual de la FES, con base en los contaminantes que estén presentes en la misma.

Otro aspecto que comprende el programa PUMAGUA en la FES Aragón es la medición de caudales, es decir, la cantidad de agua que se utiliza diariamente en los edificios de la Facultad, cada uno de los cuales tiene un medidor que registra el caudal.

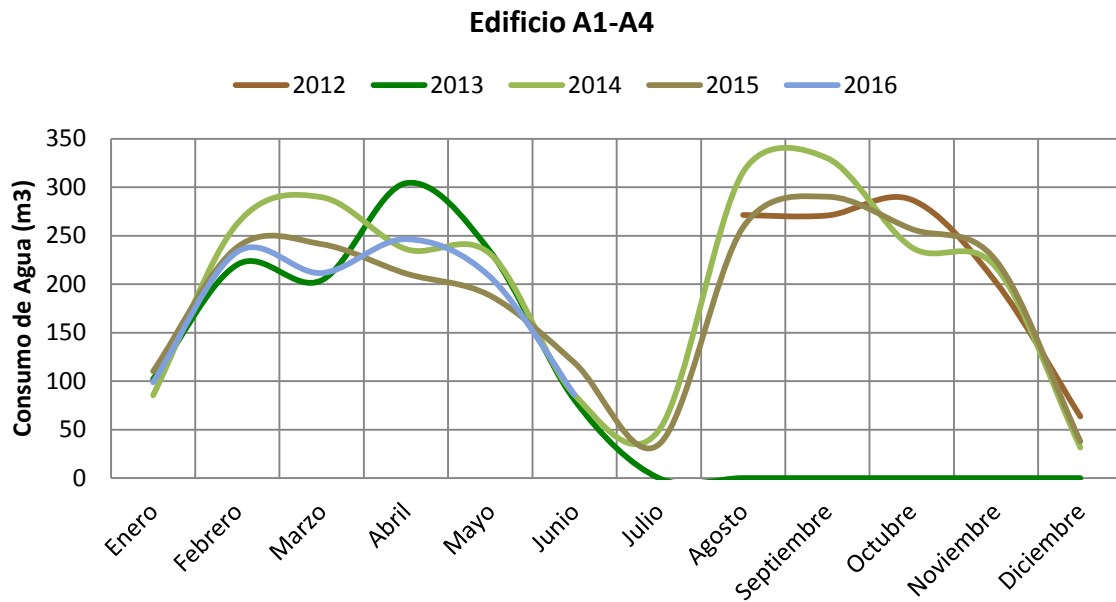


FOTOGRAFÍA 1 MEDIDORES DE CAUDAL (FUENTE: AUTOR)

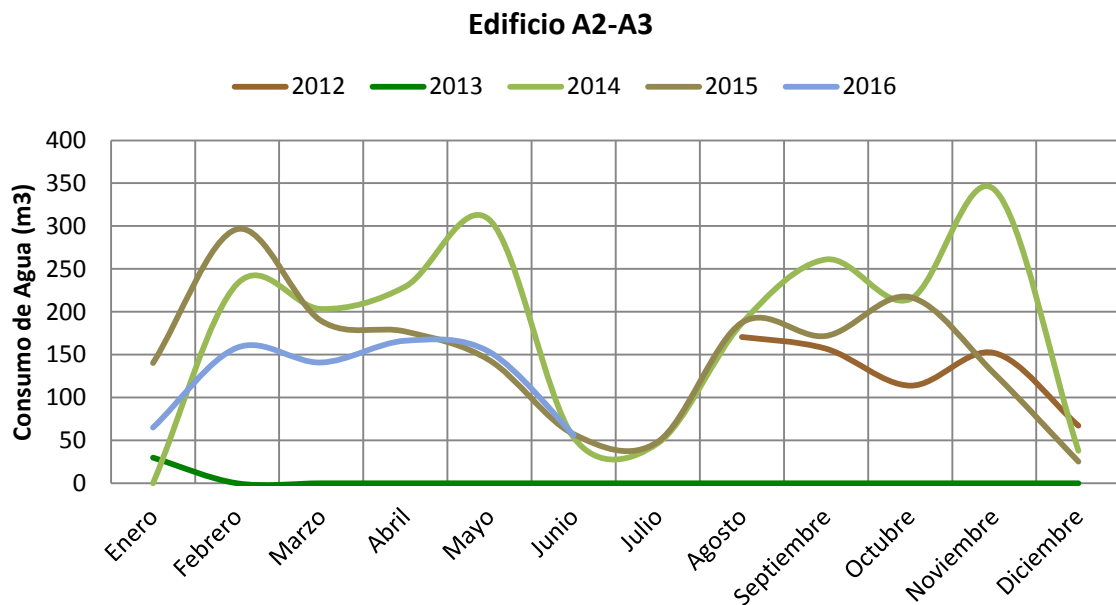
Capítulo II

En total son 18 medidores a lo largo de toda la Facultad cada uno correspondiente a los edificios y aulas. Se toma la lectura cada 24 horas y se hace una estadística del consumo de agua potable durante el año.

En la Figura 1, se puede observar el comportamiento de los caudales de cada uno de los edificios de aulas de la FES Aragón desde el 2012 al 2016:



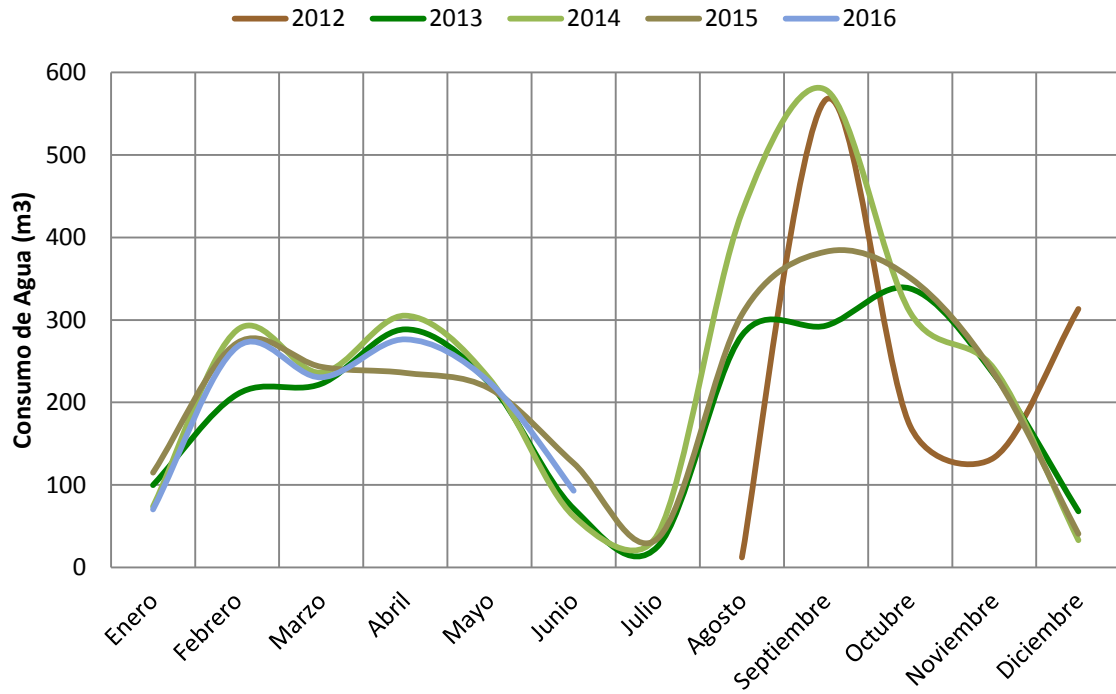
(A)



(B)

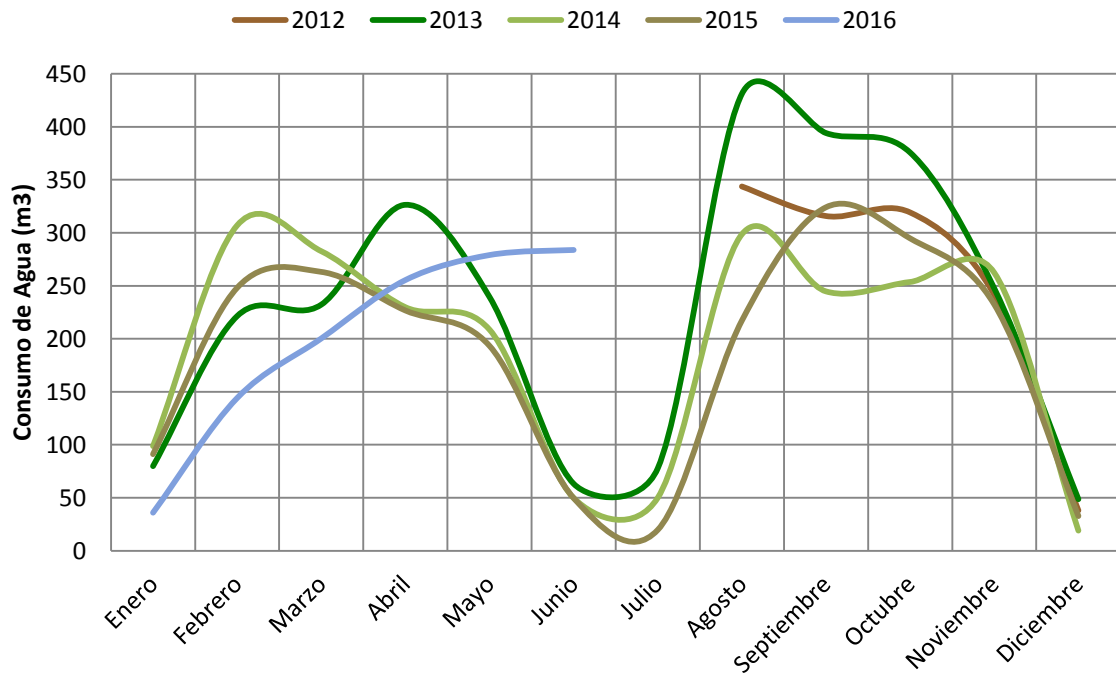
Capítulo II

Edificio A5-A6



(C)

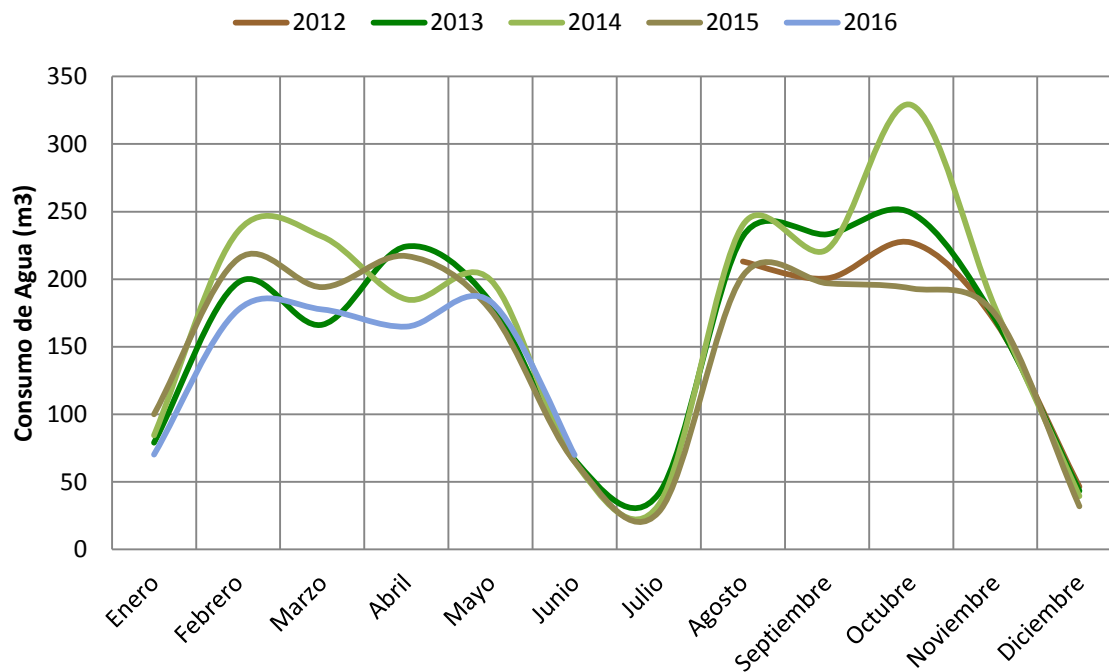
Edificio A7-A8



(D)

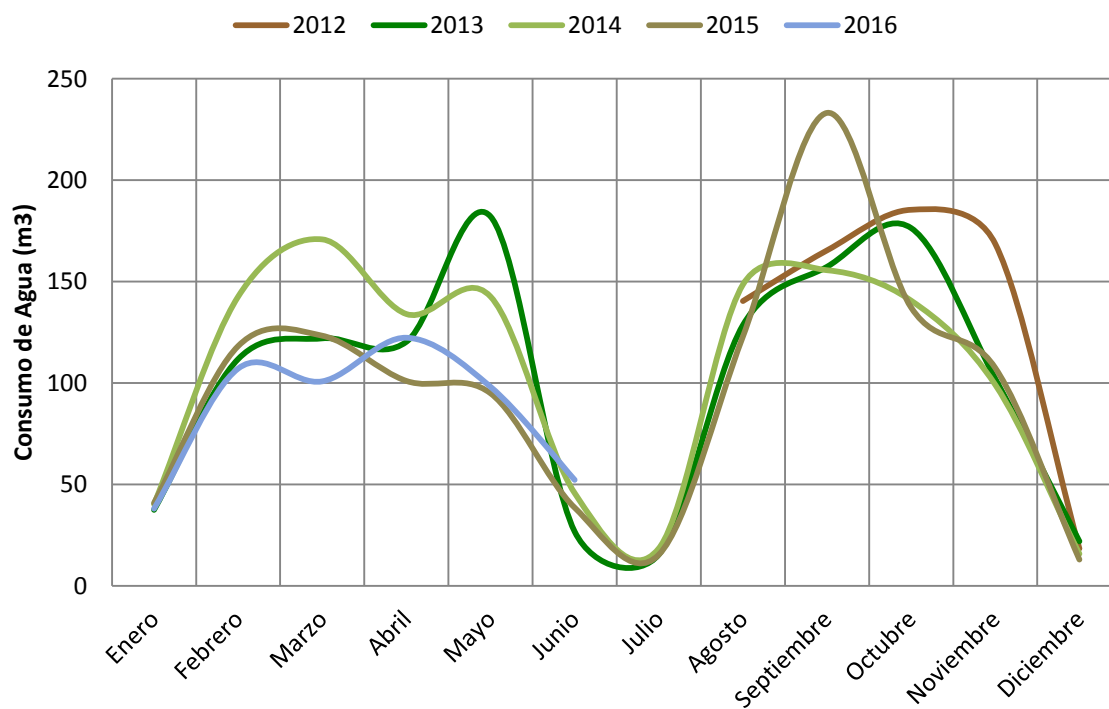
Capítulo II

Edificio A9-A10



(E)

Edificio A11-A12



(F)

Capítulo II

FIGURA 1: COMPORTAMIENTO DE LOS CAUDALES CORRESPONDIENTES A LOS EDIFICIOS DE AULAS DE LA FES ARAGÓN (MARTÍNEZ & MÁRQUEZ, 2016).

- (A) EDIFICIO A1-A4
- (B) EDIFICIO A2-A3
- (C) EDIFICIO A5-A6
- (D) EDIFICIO A7-A8
- (E) EDIFICIO A9-A10
- (F) EDIFICIO A11-A12

Como se aprecia en las gráficas, el caudal de cada edificio de aulas tiene un comportamiento muy alto en el período comprendido entre enero y junio, esto se debe a que en estos meses es cuando hay clases del primer semestre en el año, por lo tanto hay un mayor consumo de agua por parte de los alumnos y académicos de la FES Aragón.

En los años 2013, 2014 y 2015 se representan el bajo consumo de agua de junio a agosto, que es el período intersemestral, lo que significa que la población de la FES Aragón disminuye considerablemente y se refleja en esas gráficas.

Otro aspecto que se puede concluir de las gráficas es que hay un gran consumo en el principio y el final del semestre, pero en el 2016 se consumió mucho menos agua que en años anteriores, lo que significa que el programa PUMAGUA está rindiendo frutos.

CAPÍTULO III

**OBTENCIÓN DE QUITOSANO
COMO MEDIO FILTRANTE**

OBTENCIÓN DE QUITOSANO COMO MEDIO FILTRANTE

TRABAJOS PRELIMINARES

Para poder determinar el proceso con mayor grado de efectividad y mejor calidad de quitosano, se llevaron a cabo diferentes procesos, determinando el grado de desacetilación de cada uno para así, ir descartando procedimientos con resultados poco satisfactorios, hasta obtener un producto óptimo.

Como se mencionó antes, el proceso de extracción de quitina y su subsecuente conversión a quitosano consisten en desmineralización, desproteneización, decoloración y por último la desacetilación alcalina de la quitina.

A continuación se describirá cada uno de los procesos realizados, así como su respectiva valoración y determinación de grado de desacetilación.

PROCESO 1 (Younes, *et. al.*, 2014):

- El desperdicio de camarón fue tratado con 2.5 M NaOH durante 20 minutos. Después de ser filtrado, el residuo sólido fue lavado a fondo hasta alcanzar un pH neutro, y se dejó secar toda la noche a 50 °C
- La desmineralización química se llevó a cabo en un medio de ácido clorhídrico, el sólido se trató con 1.5 M HCl en una proporción 1:10 (*m/v*) por 6 horas a 25 °C en agitación constante (150 rpm). Los residuos de quitina fueron filtrados con ayuda de papel filtro y una bomba de vacío, después lavados hasta neutralidad con agua desionizada y secados toda la noche a 50 °C.
- Las quitinas purificadas fueron tratadas con 12.5 M NaOH en una proporción de 1:10 (*m/v*) por 4 horas a 140 °C para obtener quitosano perfectamente soluble en condiciones ácidas. Después de filtrar, los residuos fueron lavados con agua desionizada, y el quitosano crudo se obtuvieron al ser secados en un horno a 50 °C por 12 horas.

PROCESO 2 (Mohammed, *et. al.*, 2013):

- En principio, los caparazones de camarón se lavaron con agua caliente (60°C) en agitación para remover residuos de carne, lípidos y otros materiales presentes. Se enjuagaron con agua del grifo y se secaron hasta peso constante. Las cáscaras lavadas y secadas fueron pulverizadas con un mortero.

Capítulo III

- Una vez secas y en polvo, las cáscaras se trataron con una disolución de hidróxido de sodio (NaOH) al 5%, en 1:8 (*m/v*), con agitación a 60 °C por 2 horas para eliminar las proteínas restantes y demás contenido orgánico. Después de la reacción, la muestra fue lavada hasta neutralidad y se dejó secar en un horno de vacío a 60 °C hasta peso constante.
- La decoloración se llevó a cabo mediante tratamiento con acetona a temperatura ambiente por 24 horas para quitar pigmentos. Los caparazones se lavaron, filtraron y se dejaron secar a 60 °C hasta peso constante.
- El material ya desproteneizado y decolorado fue tratado con 0.5 % HCl a proporción 1:4 (*m/v*) por 24 horas a 25 °C para disolver el carbonato de calcio. Los caparazones fueron lavados varias veces con agua para remover impurezas.
- La desacetilación química se logró mediante el tratamiento con una solución de hidróxido de sodio a temperaturas elevadas usando una relación solvente de 1:5 (*m/v*). Para este caso se utilizó 50 % NaOH, una temperatura de 100 °C y un tiempo óptimo de 5 horas. Después de la reacción el material fue lavado varias veces con agua destilada hasta llegar a un pH neutral y se dejó secar a 60 °C en un horno de vacío para llegar a peso constante.

Nota: Con las condiciones mostradas en este artículo se realizaron varios experimentos, con diferentes tiempos de reacción, concentraciones de solución y en algunos casos se omitieron pasos, como la desmineralización o la decoloración, este proceso se sintetizó con base en los resultados del artículo.

PROCESO 3 (Benhabiles, *et. al.*, 2012):

- Los caparazones de camarón fueron lavados bajo agua caliente del grifo para remover orgánicos solubles, proteínas adherentes y otras impurezas.
- El carbonato de calcio constituye el principal componente inorgánico del caparazón de camarón, para eliminarlo solo se utilizó ácido clorhídrico diluido para prevenir la hidrólisis de la quitina (No, H. K., *et al.*, 1995). Se preparó ácido clorhídrico de concentración 1.5 M en proporción 1:20 (*m/v*) durante 60 minutos, la desmineralización se realizó a temperatura ambiente y bajo agitación constante. Las cáscaras descalcificadas fueron recolectadas y se lavaron con agua desionizada hasta la neutralidad, por último se dejaron secar en un horno toda la noche.
- Para la desproteneización se aplicaron condiciones similares que en el paso anterior. La concentración del hidróxido de sodio fue de 2 M, y se agrega en una proporción 1:20 (*m/v*), el tiempo de contacto fue 180 minutos a 50 °C. Los residuos fueron lavados con agua, filtrados y puestos a secar en un horno.

Capítulo III

- La quitina residual fue mezclada con acetona en una relación sólido/solvente de 1:10 (m/v) por 10 minutos, se filtró, lavó y secó por 2 horas a temperatura ambiente.
- Para convertir la quitina a quitosano se suspendió 1 gramo de quitina en 50 mL de hidróxido de sodio acuoso (50% por peso), como reactivo de desacetilación, se mezcló a 100 °C durante 5 horas, con agitación. Al terminar este proceso el quitosano fue lavado con agua desionizada, filtrado y se dejó secar toda la noche en un horno.

Nota: Con las condiciones experimentales de este artículo se realizaron diferentes pruebas, con base en los resultados expresados como gráficas se tomó la temperatura, concentración, tiempo de reacción y tiempo óptimos para poder llegar a un grado de desacetilación alto.

PROCESO 4 (Yen, *et. al.*, 2009):

- Los caparazones fueron pulverizados, para llegar a un tamaño fino de partícula, menor a la malla no. 65.
- Se trató con una disolución 1 N de HCl a temperatura ambiente por 6 horas para remover minerales.
- Después se trató con una disolución acuosa de hidróxido de sodio, que en este caso será de 1 N NaOH*, en una proporción 1:10 (m/v) a 100 °C durante 3 horas para retirar la proteína.
- La mezcla fue lavada y filtrada con agua desionizada hasta neutralidad.
- Para el propósito de la descoloración, el precipitado así obtenido fue tratado posteriormente con una solución al 1% permanganato de potasio por 1 hora, y luego se hizo reaccionar con una solución al 1% ácido oxálico por 1 hora (Chang, C.-T., 1982).
- Siguiendo la decoloración, el precipitado fue lavado con agua desionizada hasta neutralidad, y después de ser secado se denominó quitina pura.
- Para alcanzar la N-desacetilación, por cada gramo de quitina a tratar se utilizaron 30 mL de solución al 40% de hidróxido de sodio acuoso a 105 °C, por 120 minutos.
- Una vez finalizado el proceso de N-desacetilación, el producto se lavó con agua desionizada y se filtró hasta llegar a un pH neutral, para posteriormente dejarlo secar.

Capítulo III

Notas:

El artículo señala que se purificó quitina de cangrejo obtenida como producto comercial, lo que significa que los resultados de este proceso pueden variar con los mostrados por los autores.

**En la desproteneización, no mencionan la concentración de la solución de hidróxido de sodio, así que se tomara la misma concentración que en la disolución de ácido usada en la desmineralización.*

Por último, en los tiempos de desacetilación, las muestras se trataron con diferentes tiempos de reacción, después de revisar los resultados se identificó que el tiempo de 120 minutos muestra un grado de desacetilación mayor que los tiempos menores, es por esta razón que se señala este tiempo para desacetilar la muestra.

PROCESO 5 (Paulino, *et. al.*, 2006):

- En principio los caparazones secos fueron tratados con 1.0 mol L^{-1} HCl por 20 minutos a $100 \text{ }^{\circ}\text{C}$. Las muestras pesadas se hicieron reaccionar con una proporción de 10 mL de HCl/g de caparazones secos.
- Usando una bomba de vacío, el residuo fue filtrado y lavado repetidamente con agua desionizada para poder neutralizar el exceso de ácido.
- En la secuencia, el tratamiento con 1 mol L^{-1} NaOH, se llevó a cabo en la misma proporción usada con el ácido, durante 24 horas a $80 \text{ }^{\circ}\text{C}$ para la eliminación de proteínas.
- La solución fue filtrada y lavada varias veces con agua desionizada para remover el exceso de NaOH.
- La reacción de desacetilación de la quitina se usó usando NaOH (40% wt), durante 360 minutos a $100 \text{ }^{\circ}\text{C}$, en proporción 1:30 (m/v)*.

Notas:

Con las condiciones experimentales en este artículo se realizaron diferentes pruebas con diferentes tiempos de reacción y temperaturas mostrando resultados diferentes de cada una de las muestras, con base en los resultados se sintetizó el proceso antes descrito.

**La proporción de la desacetilación se propuso al igual que en la desmineralización y desproteneización, ya que en el artículo no viene una proporción para la desacetilación.*

Capítulo III

PROCESO 6 (Hernández, *et. al.*, 2009):

- Los residuos de camarón fueron separados de sus caparazones, para luego ser lavados con agua, quitando los restos orgánicos que pudieran estar presentes. Los exoesqueletos obtenidos, fueron secados en horno a 50 °C hasta peso constante. Los exoesqueletos secos y libres de cabeza, patas y cola se sometieron a un proceso de tamizado buscando obtener un polvo con tamaños de partícula menor a 250 μm .
- Para llevar a cabo la desmineralización, se pesó una cantidad del polvo del crustáceo y se colocó un matraz conteniendo una solución de HCl 0.6 N en una relación 1:11 sólido-líquido a temperatura de 30°C durante 3 horas.
- Posteriormente, se realizó la desproteneización de la muestra con una solución de NaOH al 1% a una temperatura de 28 °C durante 24 horas de agitación constante para asegurar una completa desproteneización.
- La quitina obtenida finalmente se somete al proceso de desacetilación, mediante el cual es convertida a quitosano; para ello se pesó una cantidad de quitina obtenida y se vertió en una solución de NaOH al 50% en una relación 1:4 sólido-líquido, bajo las siguientes condiciones: primero por 2 horas a 60 °C y luego por 2 horas a 100 °C.
- El producto obtenido es el quitosano. En cada una de las etapas del proceso, el producto fue lavado tenazmente con agua destilada hasta obtener un pH neutro.

PROCESO 7 (Colina, *et. al.*, 2014):

- Los desechos de camarón se recolectaron y se molieron, hasta llegar a un tamaño de partícula adecuado.
- Posteriormente, se realizó la desproteneización colocando la muestra en una parrilla de calentamiento, en la cual se trató con una disolución de NaOH al 10% *m/v* en una proporción 1:1 (*m/v*) y sulfito de sodio al 1% como agente antioxidante para evitar la degradación del material y se calentó a 100 – 110 °C durante 60 minutos, para disolver los restos de proteínas. Luego de lavar repetidas veces con abundante agua, se secaron los desechos a temperatura ambiente por 24 horas.
- Para la eliminación del CaCO_3 , se trató con una solución 2 M de HCl, por 2 horas en una proporción 1:14 (*m/v*). La quitina obtenida se lavó con abundante agua, hasta un pH cercano a 7, para eliminar el ácido en exceso.
- Luego se filtró y lavó con abundante agua para decolorarlo repetidamente con etanol al 99%.
- Posteriormente se realizó la desacetilación sometiéndola a un tratamiento termo alcalino con una solución al 30% de NaOH y sulfito de sodio al 1%

Capítulo III

durante 6 horas a 110 – 120 °C, con el fin de hidrolizar los grupos acetamida en el C2 de la quitina.

- Por último, el quitosano se secó a temperatura ambiente por 48 horas.

PROCESO 8 (Parada, *et. al.*, 2004):

- Los exoesqueletos de camarón, molidos y tamizados, se someten a un proceso de despigmentación química, con la mezcla de solventes: éter de petróleo, agua y acetona en la proporción 15/10/75. Se colocó en un matraz provisto de agitación magnética, por dos horas a temperatura ambiente.
- Posteriormente se procede a filtrar el producto y se pone a secar en un horno a 50 °C durante seis horas.
- El producto obtenido en la fase anterior se sometió a una descalcificación mediante tratamiento con ácido clorhídrico 1 M durante tres horas a temperatura ambiente, en un matraz con agitación constante. La relación masa/volumen fue de 1/10. Finalmente se procedió a filtrar el producto haciendo lavados con agua destilada hasta alcanzar la neutralidad del medio.
- El tratamiento siguiente es la desproteneización química, la cual se llevó a cabo mediante el empleo de hidróxido de sodio al 4.5%, con una relación masa/volumen de 1/15. Esto se hizo durante 3 horas a 65 °C y con agitación constante. El producto se obtuvo al ser filtrado, lavado hasta lograr la eliminación del exceso de base, y llevado a peso constante.
- Para el proceso de obtención de quitosano, se colocó la quitina en un matraz de 250 mL de capacidad, se agregaron 100 ml de solución de hidróxido de sodio al 70% a 105 °C, se mantuvo en agitación durante 2 horas.
- El producto se purifica con filtrado y lavados con agua destilada, hasta lograr eliminar la alcalinidad del medio.

VALORACIÓN POTENCIOMÉTRICA

El contenido de grupos amino en las muestras de quitosano en cada uno de los procesos se determinó por titulación potenciométrica. Las mediciones se realizaron con un medidor de pH Oakton pH/CON 510 Series, para mediciones precisas es necesario calibrar el aparato; las soluciones buffer utilizadas en el calibrado tenían los siguientes pH 7.01, 4.01 y 10.1.

Se pesaron 0.5 gramos de quitosano obtenido a partir de las condiciones experimentales de cada uno de los procesos descritos anteriormente y se disolvieron en 20 mL de HCl 0.3 M. Posteriormente, se agrega de manera lenta y midiendo el volumen, una solución de NaOH 0.1 M, es decir, se hace una titulación potenciométrica (Parada, *et al.*, 2004).

Capítulo III

La valoración se lleva a cabo midiendo el cambio de pH a cada 2 mL de base añadida, al notarse un aumento de más de 0.5 se tomó la lectura a cada mililitro, la adición se realizó de manera lenta y con agitación continua para homogeneizar la solución y evitar errores debidos a la posible precipitación del polímero (Parada, G., *et al.*, 2004). Esto se hizo dos veces por cada proceso hecho.

METODOLOGÍA DEFINITIVA

Una vez realizada la valoración potenciométrica, con la cual se determinó el grado de desacetilación de quitosano obtenido a partir de los procesos descritos anteriormente, se eligió el que reportó los valores más altos.

A continuación se muestra el procedimiento que se siguió para obtener el quitosano que se va a utilizar en este trabajo de tesis, como membrana y de forma granular.

PREPARACIÓN DE LOS CAPARAZONES DE CAMARÓN

- Se tomaron los caparazones de camarón y se les removió la cabeza y las extremidades, quedando solo el caparazón.
- Se lavaron varias veces con agua del grifo y posteriormente con agua destilada hasta que no se visualice algún tipo de residuo orgánico.



FOTOGRAFÍA 2 LAVADO DE MATERIA PRIMA (FUENTE: AUTOR)

- Una vez que no se encontró materia orgánica en el agua, se filtró el material hasta remover el exceso de agua, y ponerlo a secar en un horno de secado Felisa®.

Capítulo III



FOTOGRAFÍA 3 MATERIAL DISPUESTO A SECADO (FUENTE: AUTOR)

- Para remover la humedad restante de los caparazones se extendieron en una superficie plana y se colocó un sistema de ventilación para asegurar un completo secado.
- Una vez secos, se siguió con la pulverización del material. Se utilizó un mortero de porcelana para reducir el tamaño de material hasta una consistencia casi homogénea.

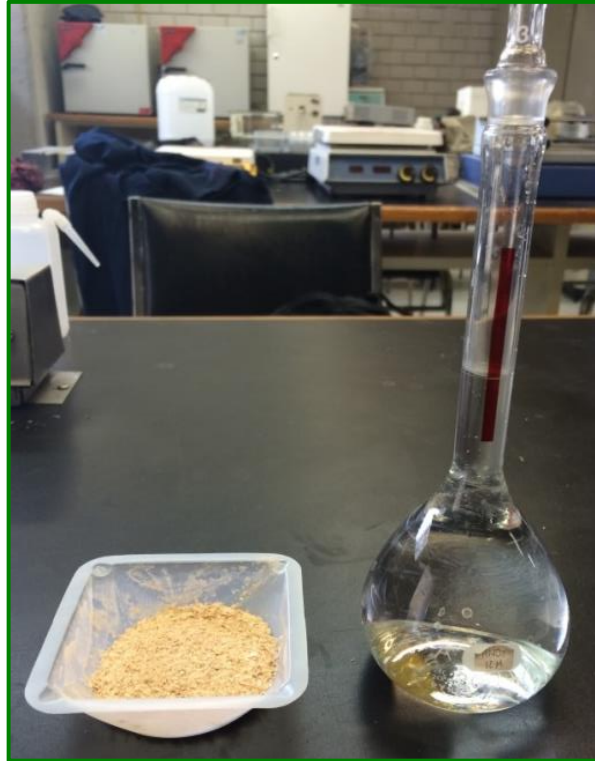


FOTOGRAFÍA 4 REDUCCIÓN DE TAMAÑO DE MATERIAL (FUENTE: AUTOR)

Capítulo III

EXTRACCIÓN DE QUITINA

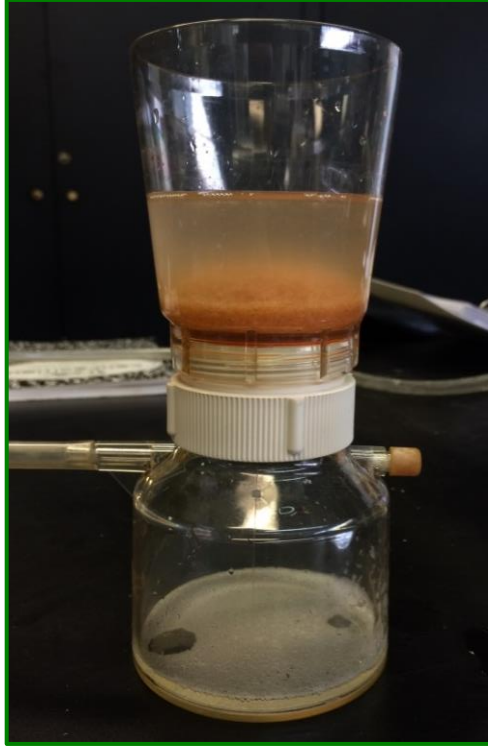
- Se pesaron 10 gramos de polvo de camarón.
- La desmineralización se llevó a cabo con una disolución de HCl 2M, en una proporción 1:15 (m/v), durante 2 horas a temperatura ambiente y en agitación constante.



FOTOGRAFÍA 5 SOLUCIÓN DE HCL 2M PARA DESMINERALIZACIÓN (FUENTE: AUTOR)

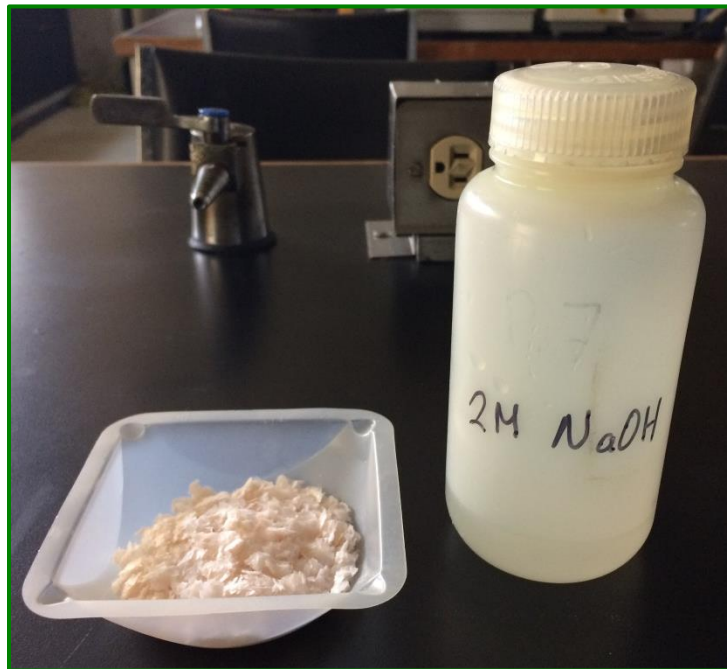
- Transcurrido este tiempo, se lavó y filtró el material con agua desionizada hasta la neutralidad, para después dejarlo secar toda la noche en el horno de secado.

Capítulo III



FOTOGRAFÍA 6 FILTRACIÓN Y LAVADO DEL MATERIAL (FUENTE: AUTOR)

- Para la desproteneización se trató el material con una solución NaOH 2M, en proporción 1:15 (m/v), además se agregó Na₂SO₃ al 1% como agente antioxidante, esto se calentó entre 100 - 110 °C, por 90 minutos.



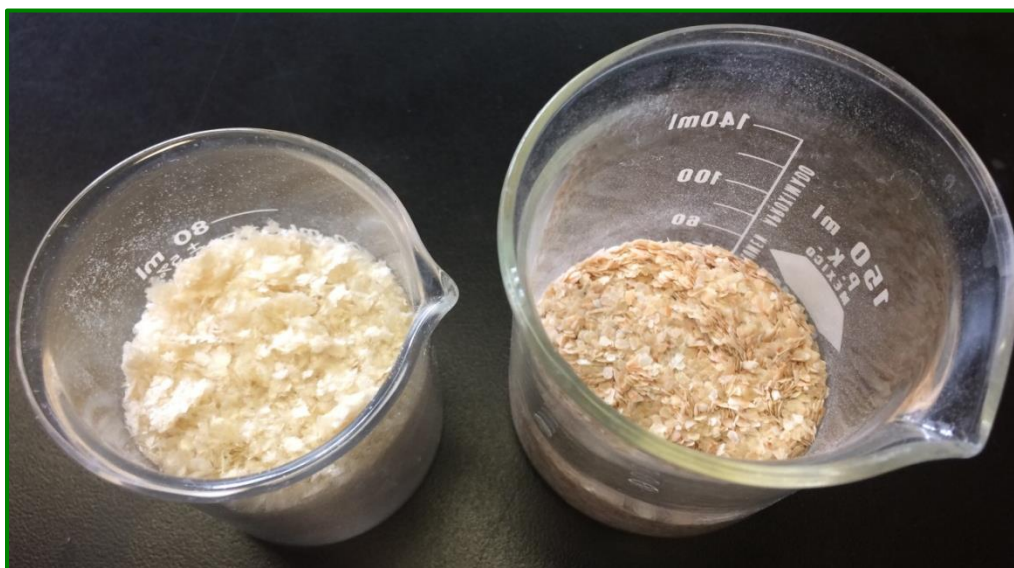
FOTOGRAFÍA 7 MATERIAL DESMINERALIZADO CON NAOH (FUENTE: AUTOR)

Capítulo III

- Al igual que en la desmineralización, se lavó y filtró el material y se puso a secar.

OBTENCIÓN DE QUITOSANO

- Una vez obtenida la quitina se procedió a convertirla en quitosano, para el proceso de desacetilación de la quitina se preparó una solución de NaOH al 50% en proporción 1:10 (m/v), el tiempo de contacto fue de 4 horas a una temperatura de 110 – 120 °C.



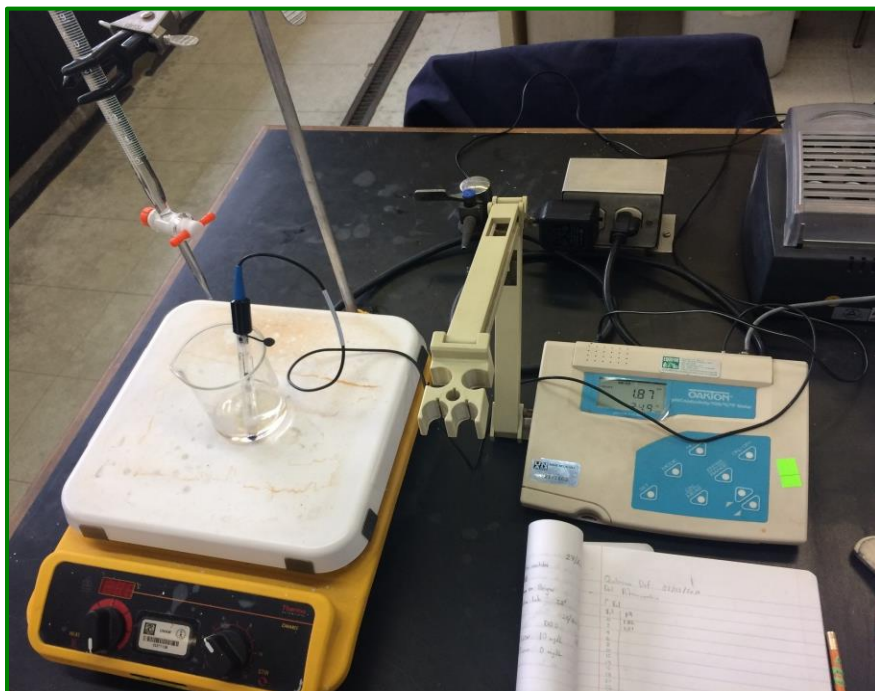
FOTOGRAFÍA 8 COMPARACIÓN DE CAPARAZÓN DE CAMARÓN SECO (DERECHA) Y QUITOSANO (IZQUIERDA) (FUENTE: AUTOR)

- El quitosano obtenido se lavó repetidamente con agua desionizada, hasta remover el exceso de NaOH y llegar a la neutralidad, finalmente se dejó secar durante 14 horas.

Como en los trabajos preliminares, para la metodología definitiva de obtención de quitosano también se realizó una valoración potenciométrica, para determinar el grado de desacetilación, a continuación se describe brevemente el proceso seguido:

- Se pesaron 0.5 g. de quitosano obtenido.
- Se mezcló con una disolución HCl 0.3 M hasta formarse un gel.
- Se preparó una disolución NaOH 0.1 M para titular la mezcla.
- Se midió el cambio de pH a cada 2 mL de base añadida, hasta alcanzar 40 mL.
- Después de 40 mL se midió el cambio de pH a cada mililitro de base añadida, hasta alcanzar 75 mL totales.
- Lo anterior se hace por duplicado, y posteriormente se realizan las curvas de titulación y su primera derivada para obtener el grado de desacetilación.

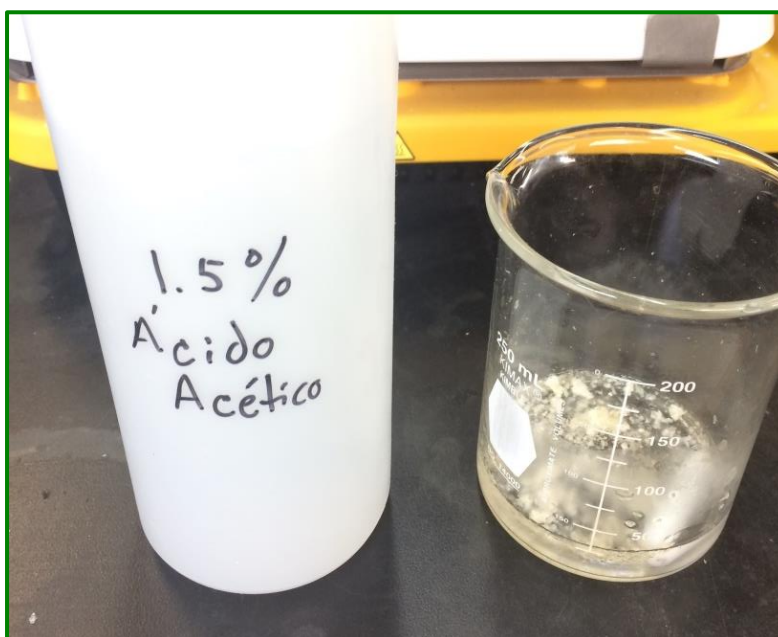
Capítulo III



FOTOGRAFÍA 9 VALORACIÓN POTENCIÓMETRICA (FUENTE: AUTOR)

Después de haber sido determinado el grado de desacetilación del quitosano se procedió a elaborar las membranas para filtrar el agua y mejorar su calidad.

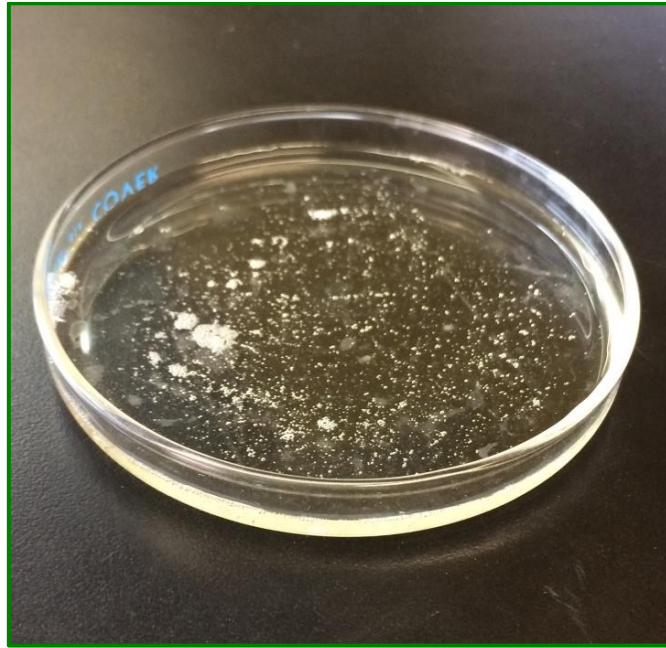
El quitosano se mezcló con ácido acético al 1.5% para formar un gel que tuviera una apariencia homogénea.



FOTOGRAFÍA 10 QUITOSANO Y ÁCIDO ACÉTICO (FUENTE: AUTOR)

Capítulo III

Ya mezclado, el gel se vació y se puso en cajas Petri, para que la membrana tomara una forma circular, esta caja Petri se colocó después en una incubadora para retirar el exceso de ácido y poder formar la membrana de quitosano.



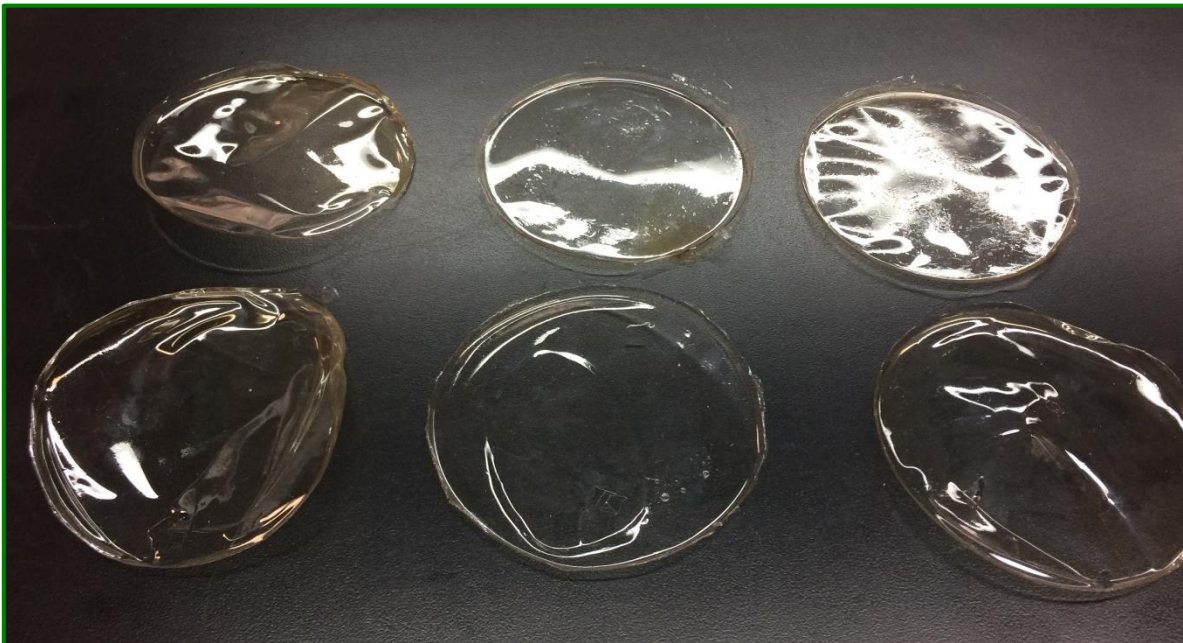
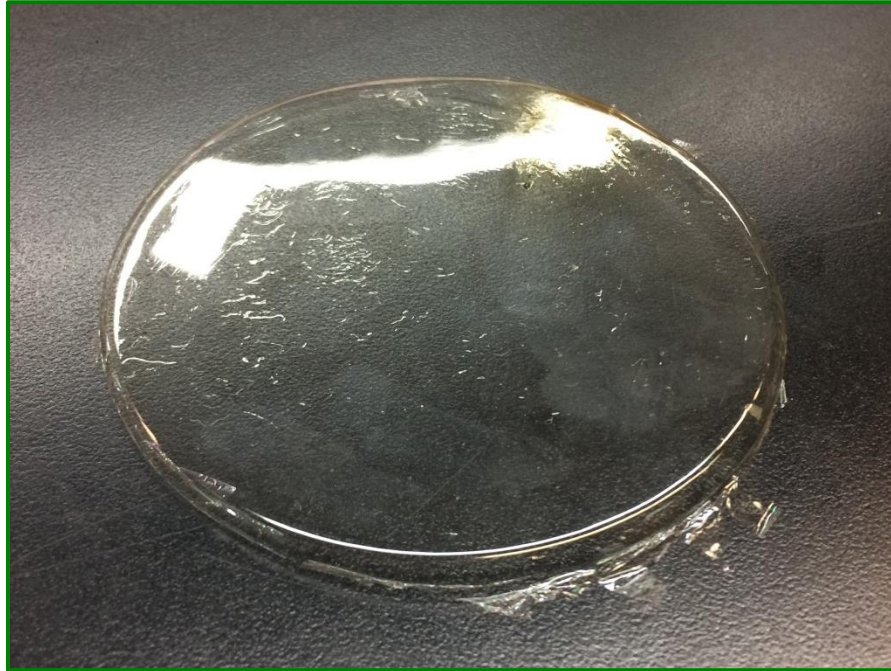
FOTOGRAFÍA 11 GEL DE QUITOSANO EN CAJA PETRI (FUENTE: AUTOR)



FOTOGRAFÍA 12 CAJAS PETRI EN INCUBADORA PARA SECADO (FUENTE: AUTOR)

Capítulo III

Se dejaron en esta incubadora por 4 horas a 50 °C para asegurar el secado completo de las membranas, una vez transcurrido este tiempo se retiraron de la caja Petri, quedando como resultado final unas membranas delgadas de quitosano, como se ve en las siguientes fotografías:



FOTOGRAFÍA 13 MEMBRANAS DE QUITOSANO (FUENTE: AUTOR)

Ya teniendo las membranas, se realizaron pruebas de permeabilidad para comprobar si el agua podía atravesar la membrana, sin embargo, se descubrió que al entrar en contacto

Capítulo III

con agua la membrana comenzaba a disolverse. Esto representaba un problema ya que al disolverse podría contaminar el agua.

Para evitar esto se sumergió cada membrana en una disolución de NaOH para neutralizar el ácido acético residual en la membrana, durante 30 minutos aproximadamente.

Transcurrido este tiempo se lavó la membrana con agua destilada y se puso a secar en el horno de secado. Una vez secas se volvieron a hacer pruebas de permeabilidad notando que la membrana ya no se disolvía, por lo tanto ya se podían usar en el filtro como medio filtrante.

Aun así se colocó la malla protectora para evitar que el medio filtrante granular atravesara la sección del filtro y para darle soporte a la membrana que es bastante frágil.

CAPÍTULO VI

**CONSTRUCCIÓN Y OPERACIÓN DE
UN FILTRO**

CONSTRUCCIÓN Y OPERACIÓN DE UN FILTRO

Para cumplir con el objetivo de este trabajo, se construyó un filtro de flujo descendente para filtrar el agua potable, en este capítulo se desarrollará el proceso de construcción del filtro y posteriormente su operación y mantenimiento.

Al inicio de la construcción del filtro, ya se contaba con un tubo de acrílico de dimensiones específicas, teniendo un diámetro interior de 9.5 cm y un espesor de 0.5 cm.



FOTOGRAFÍA 14 TUBO DE ACRÍLICO (FUENTE: AUTOR)

Este tubo es el cuerpo del filtro, pero al ser demasiado largo, se tuvo que cortar en tres piezas de 15 cm de alto, quedando cada una como se muestra en la siguiente imagen, dichas piezas se colocaron una sobre otra para formar el cuerpo del tubo.

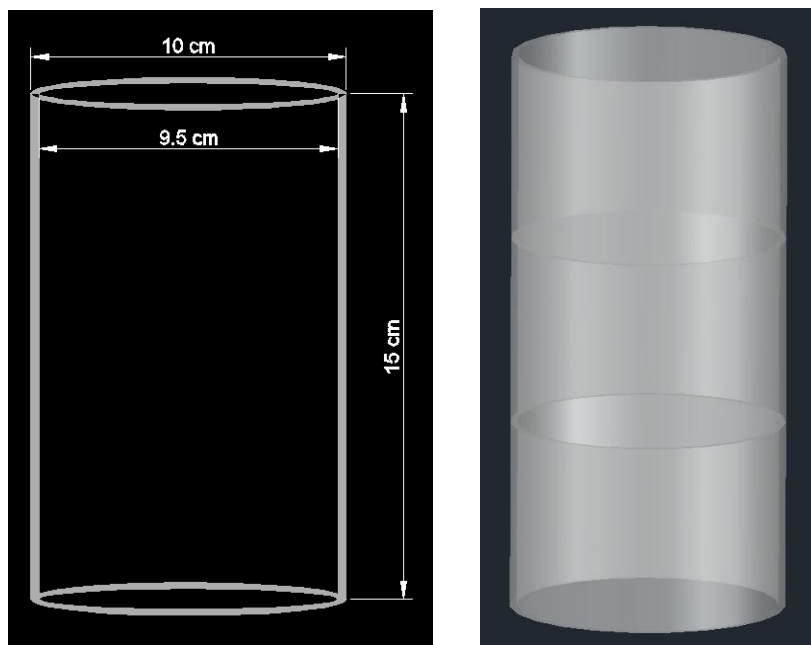


IMAGEN 1 DIMENSIONES Y PIEZAS DE TUBO DE ACRÍLICO EN 3D

El filtro es de flujo descendente para que la fuerza de gravedad ayude al proceso de filtración, y con ayuda de diferentes sustratos poder tener una mayor remoción de sólidos, una vez teniendo las tres secciones diferentes, se colocó, entre cada una de estas, una membrana de quitosano para servir como barrera y permitir solo el paso de agua a través de ella incrementando la calidad del agua.



IMAGEN 2 DIAGRAMA 3D FILTRO CON MEMBRANA DE QUITOSANO

Capítulo IV

Al ser el quitosano un material relativamente frágil, se tuvo que obtener un material de soporte para dichas membranas, por lo tanto, además del tubo de acrílico se utilizó una barra sólida de Nylamid de 10.6 cm de diámetro.



FOTOGRAFÍA 15 BARRA NYLAMID DE NYLON (FUENTE: AUTOR)

Con esta barra de Nylamid, se manufacturaron piezas individuales, que tendrían dos funciones, en primera instancia servirían como tapas para poder montar y desmontar el tubo cuando se requiera el cambio de sustrato y/o membranas y evitar fugas o salpicaduras al entrar el agua en el filtro, estas piezas fueron perforadas para permitir el acceso de agua hacia el filtro, la segunda función es para servir como material de soporte a las membranas de quitosano y sostener las piezas del tubo de acrílico en la circunferencia externa.

Para poder hacer estas piezas primero se tuvo que cortar la barra de Nylamid, para realizar el corte se utilizó un torno paralelo; una vez cortada la barra se hicieron las siguientes piezas.

Las piezas de Nylon que funcionan como tapas, tienen un diámetro externo de 10.2 cm, pero se les hizo una reducción del diámetro interior para que coincidiera con el diámetro

Capítulo IV

interior del tubo de acrílico, además de una perforación en el centro de 2.13 cm que corresponde al diámetro exterior de una tubería de PVC de ½”.

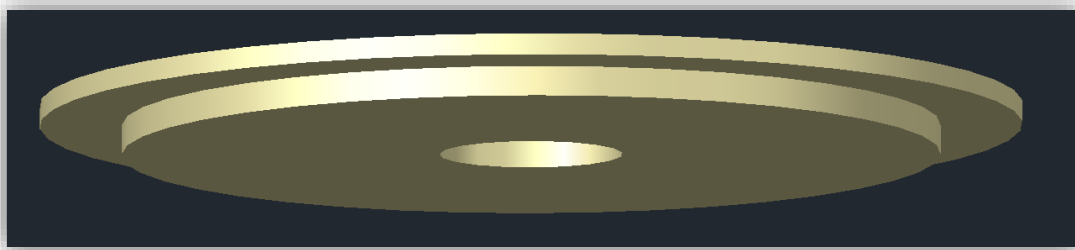
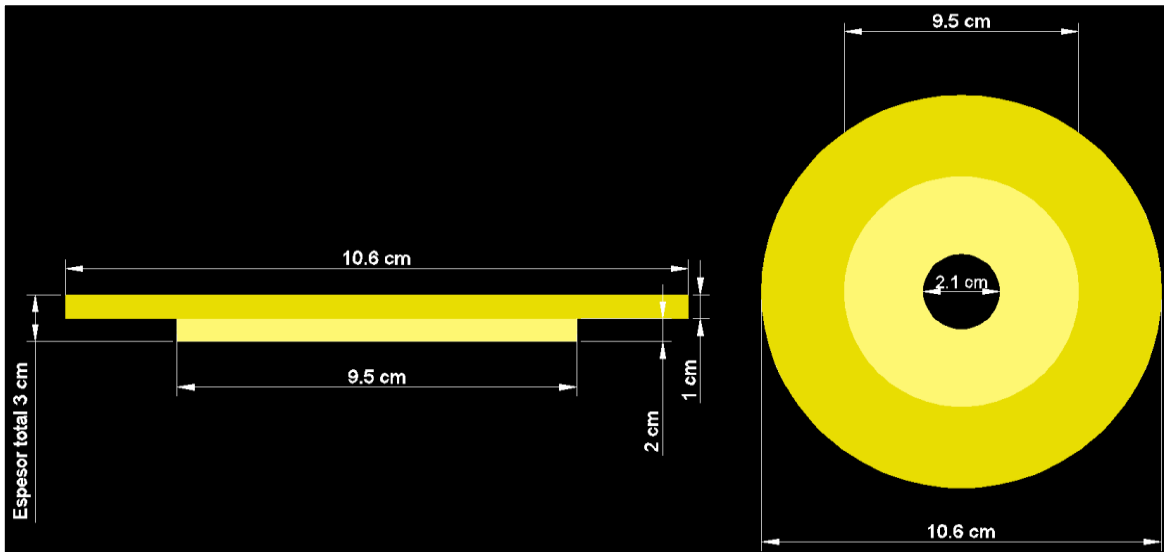


IMAGEN 3 TAPAS DE NYLON, DIMENSIONES Y ESQUEMA 3D (FUENTE: AUTOR)

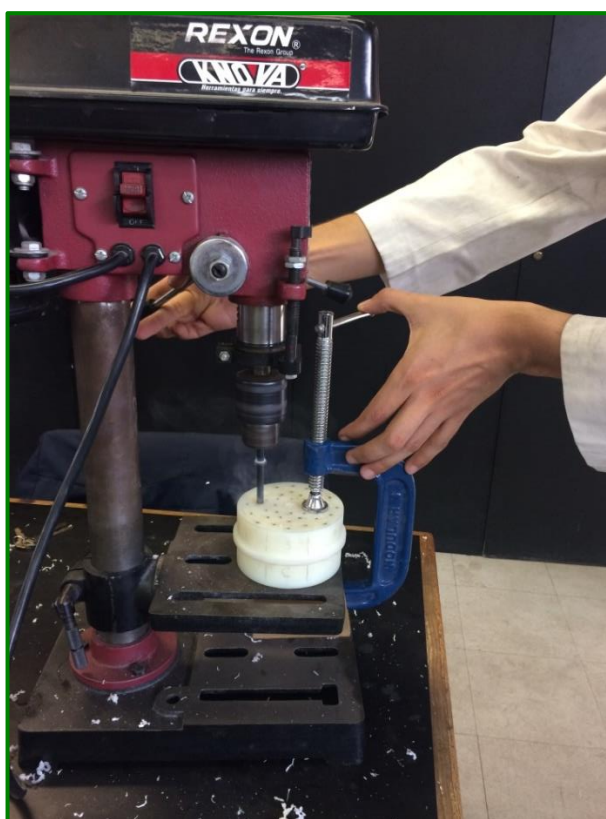
Otras piezas que se hicieron con la barra de Nylamid, serian para sostener las partes del tubo de acrílico, se les hizo un abatimiento de la parte superior e inferior hacia la mitad de altura, estas piezas tienen una altura de 5.5 cm y un diámetro que embona con el correspondiente del tubo de acrílico, haciendo un sellado a presión para poder sostener cada sección del filtro. Además poder desmontar fácilmente las secciones de tubo para darle mantenimiento al filtro.

Capítulo IV



FOTOGRAFÍA 11 PIEZA NYLAMID (FUENTE: AUTOR)

Una vez hechas las piezas se perforaron para permitir el paso del agua a través del filtro, se realizó una plantilla para poder perforar las piezas. Usando un taladro de columna de banco se perforó cada pieza con una broca de $\frac{1}{4}$ " para no comprometer la resistencia y soporte del material.



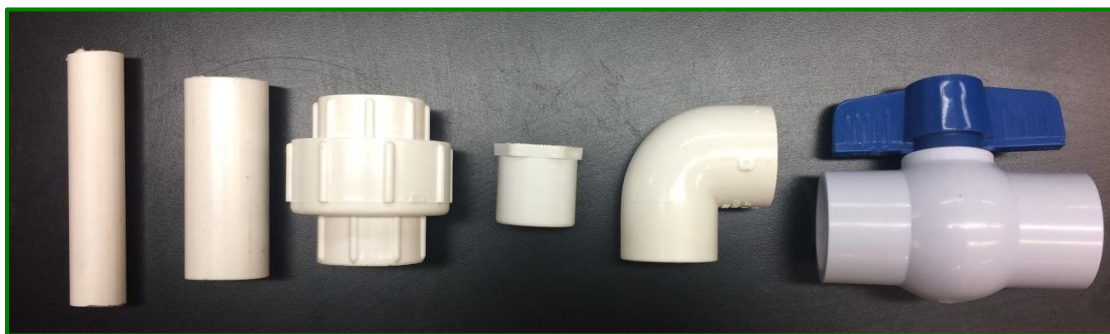
FOTOGRAFÍA 17 BARRENACIÓN DE PIEZAS NYLAMID (FUENTE: AUTOR)

Capítulo IV

Para las tuberías y conexiones necesarias, se optó por utilizar tubería de PVC, este material tiene propiedades importantes y útiles, como por ejemplo es resistente a la abrasión y al impacto, es ligero, impermeable, química y biológicamente inerte, duradero y resistente al fuego, no arde salvo en caso de estar en presencia de llama continuada (DLEP, 2016).

La principal razón por la que se eligió PVC como material de tubería es por la resistencia a la corrosión y bajo costo, en comparación con una tubería de cobre o hierro fundido. Además el PVC cuenta con un gran número de accesorios y conexiones que son de fácil instalación y manejo.

Se utilizaron tuberías de ½" y 1" de diámetro, además se utilizaron válvulas para controlar el flujo de agua, tuercas unión de 1" y reducciones de 1" a ½", las cuáles se pueden observar en la siguiente imagen.



FOTOGRAFÍA 18 PIEZAS Y ACCESORIOS DE PVC (FUENTE: AUTOR)

El filtro tiene tres capas de diferentes sustratos por los que el agua será filtrada, estos sustratos son: arenas finas, arenas medias gruesas y carbón activado.

En la primera sección del filtro se tiene una capa de una mezcla de arenas finas, con lo que se tiene un espacio intersticial pequeño para asegurar un flujo de buena calidad y evitar la penetración de materia que pueda obstruir el paso de agua y como se encuentra a una cierta profundidad no pueda eliminarse con un raspado superficial (EPA, 1995), por lo tanto, es prudente tener arenas finas en la primera sección del filtro. En el fondo de esta sección se coloca una membrana de quitosano y una malla protectora.

Después de este primer medio filtrante y la primera membrana de quitosano, se utilizó una capa de arena más gruesa, que consiste en tamaños de partículas mayores a las arenas de la primera sección, se recomienda que la mayoría de las partículas sean redondeadas, esto es bueno ya que están en contacto constante con agua, además tiene una ventaja de tener gran espacio intersticial, esto ayuda a no esperar mucho tiempo a que pase el líquido por el medio filtrante (Carbotecnia, 2004).

Por último, se encuentra el carbón activado, gracias a su superficie de contacto elevada, su estructura porosa variada, su gran capacidad de adsorción y a su rápida cinética

Capítulo IV

de adsorción (Li, W., *et al.* 2017) es efectivo en la adsorción de cromo hexavalente, mercurio y muchos metales más presentes en compuestos orgánicos (Dorris, K. L., *et al.*, 2000) o disueltos en el agua, fue por estas propiedades que se escogió como último sustrato.

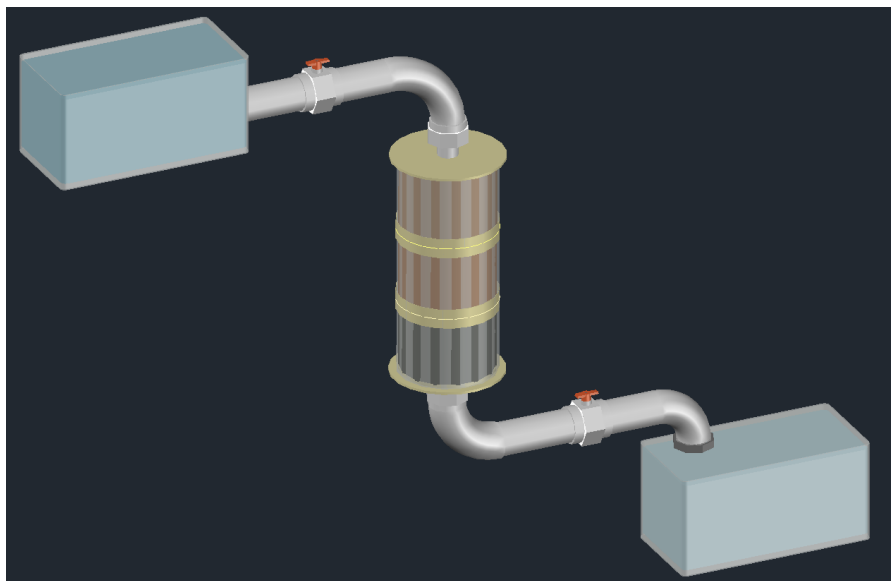


IMAGEN 4 ESQUEMA 3D DE FILTRO

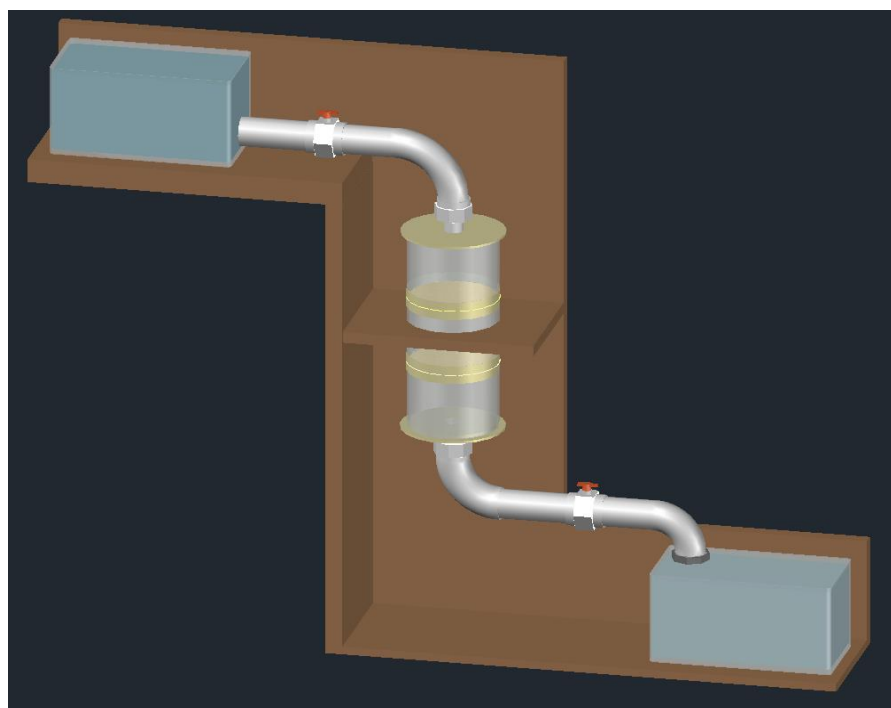
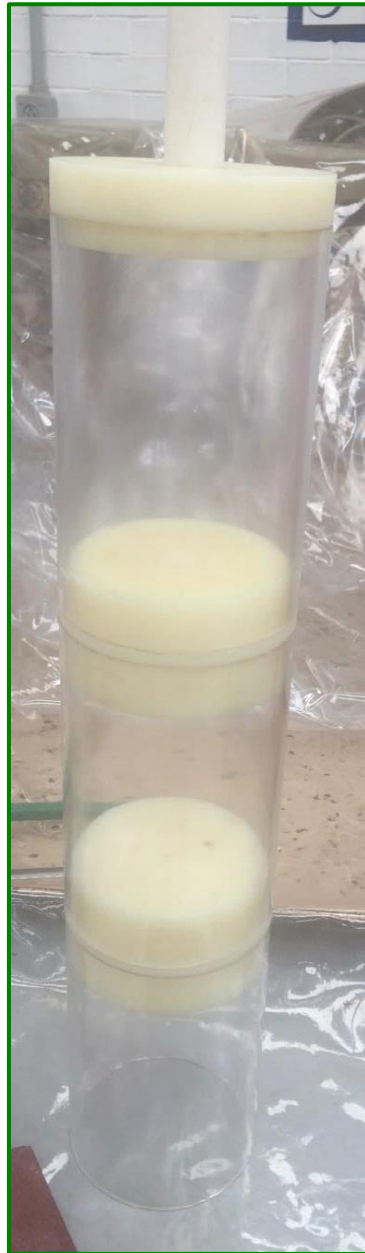


IMAGEN 5 ESTRUCTURA PROPUESTA Y FILTRO

Capítulo IV

El tubo esta ensamblado con las tapas y piezas de Nylamid, como se ve en la siguiente fotografía:



FOTOGRAFÍA 19 VISTA PREVIA DE FILTRO ENSAMBLADO (FUENTE: AUTOR)

Una vez perforadas las piezas y con los sustratos colocados en cada sección del filtro, se pudieron realizar las pruebas de laboratorio pertinentes para determinar la efectividad de remoción del filtro.



FOTOGRAFÍA 20 FILTRO VERTICAL (FUENTE: AUTOR)

Teniendo el filtro armado, se necesitaba una estructura donde pudiera estar fijo y así realizar las pruebas de agua, dicha estructura soportaría tanto el filtro como los depósitos de afluente y efluente del mismo.

Anteriormente se contaba con una estructura de madera que pertenecía a un proyecto de un R.A.F.A. (Reactor Anaerobio de Flujo Ascendente), sin embargo ya no se utiliza para este propósito, por lo tanto, se modificó un poco, para poder cumplir con el objetivo de soportar el filtro, el cual estará sostenido por repisas de madera, en la parte superior tendrá una abrazadera de madera y en la parte inferior una repisa perforada para permitir el paso de los tubos de PVC, conectándose al recipiente del afluente en la parte superior y al final con el bote del efluente en la parte inferior.

Capítulo IV



FOTOGRAFÍA 21 ESTRUCTURA DE MADERA (FUENTE: AUTOR)

Como se puede observar en la fotografía 21, en el lado izquierdo el filtro descansa sobre una repisa perforada y del lado derecho en la parte superior está un bote de plástico, conectado al filtro mediante tubos de acrílico.



FOTOGRAFÍA 22 VISTA PRELIMINAR DEL FILTRO VERTICAL (FUENTE: AUTOR)

En esta fotografía se aprecia perfectamente cómo estará colocado el filtro vertical, esta es una vista preliminar, los tubos se pintaron con pintura dorada y se colocaron letras que indican que este filtro se construyó bajo el apoyo del Proyecto PAPIME PE105816. A continuación se muestra la fotografía con la vista final del filtro.



FOTOGRAFÍA 23 VISTA FINAL DEL FILTRO VERTICAL (FUENTE: AUTOR)

Capítulo IV

SELECCIÓN DE SUSTRATOS

Para poder elegir los sustratos más efectivos en remoción de sólidos se tuvieron que hacer pruebas con un prototipo de filtro en varias etapas, los materiales probados fueron aserrín, arena fina, arena gruesa, grava y carbón activado.

Para estas pruebas se utilizó una estructura de acrílico ya manufacturada. Sin embargo, se le hicieron ciertas modificaciones para poder cumplir con los objetivos de las pruebas y poderlos comparar con la estructura que se está proponiendo en este trabajo y que también usará membranas de quitosano. Al afluente y efluente de dicho filtro se les realizaron pruebas de Turbidez Nefelométrica, DQO, Sólidos Totales, Dureza y Cloruros Totales.



FOTOGRAFÍA 24 FILTRO HORIZONTAL DE ACRÍLICO (FUENTE: AUTOR)

Esta estructura de acrílico es de flujo horizontal descendente, tiene cuatro secciones para colocar los sustratos a probar, en primer lugar se tiene arena fina con un tamaño entre 0.1 – 1 mm, seguida por una sección de arena gruesa con tamaño de 1 – 4 mm, después viene una capa de grava fina la cual tiene un tamaño promedio de 4 – 12 mm. Por último, se tiene una capa de carbón activado, y se eligió este sustrato al final del proceso para que sirva como etapa de pulimento.

Capítulo IV



FOTOGRAFÍA 25 VISTA DE PERFIL DE FILTRO, SUSTRATOS Y DESNIVEL (FUENTE: AUTOR)

Como se puede apreciar en las imágenes, el filtro tiene una pendiente que permite que el agua pase a través de los sustratos y una vez que pase las cuatro secciones se recupera el efluente por el otro lado, el afluente se vierte en la primera sección del filtro donde entra en contacto con las arenas finas, después continúa hacia las arenas medias, siguiendo así hacia la grava y por último el carbón activado, para asegurar que el agua salga lo más transparente posible.

Una vez realizadas las pruebas antes mencionadas se eligieron los siguientes sustratos:

- Combinación de arenas finas.
- Combinación de arenas medias gruesas.
- Carbón activado.

Capítulo IV

MANTENIMIENTO DE FILTRO

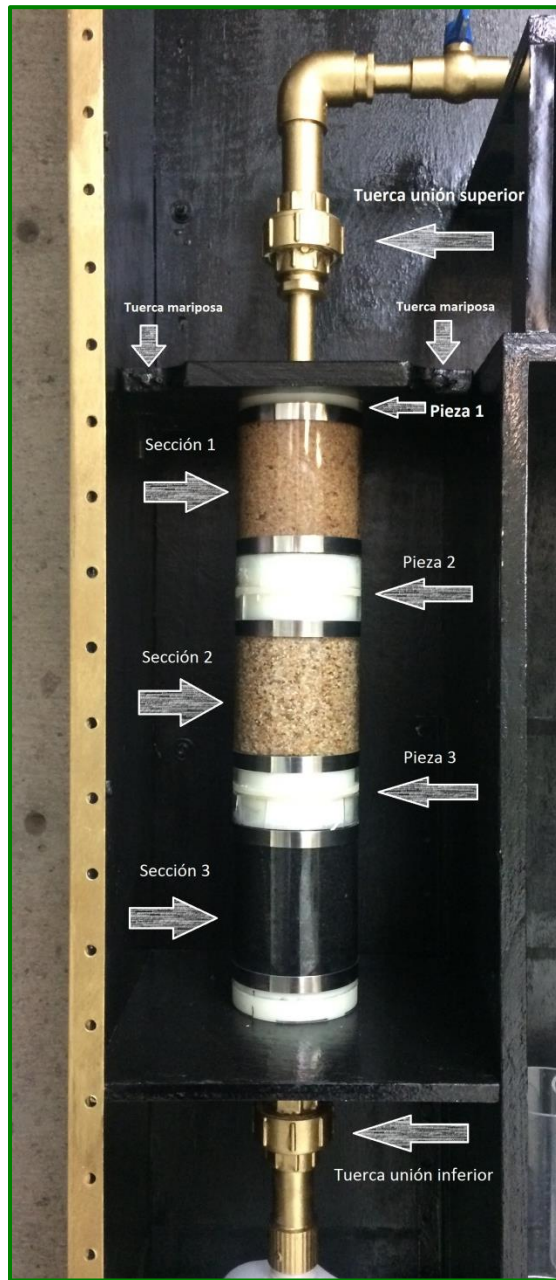
El filtro se diseñó de manera que se pudiera desmontar fácilmente, debido a que las membranas de quitosano se desgastan y necesitan ser reemplazadas, es por esto que se añadieron las tuercas unión de PVC, para así darle limpieza al filtro cada que sea necesario.

Para darle un buen mantenimiento al filtro se deben seguir los siguientes pasos:

1. Girar y separar las tuercas unión en la parte superior e inferior del filtro.
2. Sacar el filtro de la estructura y colocarlo en una superficie plana y resistente.
3. Con un desarmador, aflojar cada una de las abrazaderas metálicas que sujetan el filtro.
4. Quitar la pieza 1 de la parte superior del filtro con cuidado.
5. Remover el sustrato y colocarlo en un recipiente limpio.
6. Quitar la malla negra que esta al fondo de la primera sección.
7. Limpiar bien las paredes del tubo de acrílico de la primera sección.
8. Una vez lavada limpia la primera sección, tomar la pieza 2 y levantarla junto con el tubo de acrílico de la sección 1, dejando unidas la pieza 2 y el tubo.
9. Remover el sustrato de la segunda sección y colocarlo en otro recipiente limpio.
10. Remover la segunda malla negra de la segunda sección.
11. Limpiar el tubo de la segunda sección del filtro.
12. Al igual que la sección anterior, tomar la pieza 3 y levantarla junto con el tubo de la segunda sección, igualmente dejando unidas la pieza 3 con el tubo y con cuidado para evitar rupturas del tubo.
13. Por último se debe remover el sustrato de la tercera sección y colocarlo en un recipiente limpio.
14. Ya lavadas todas las secciones del filtro se debe re-ensamblar el filtro colocando primero el sustrato de la última sección.
15. Con una mano, tomar la pieza 3 y colocarla encima del tubo asegurándose que embone a presión sin forzar las piezas.
16. Tomar la malla protectora y la nueva membrana de quitosano y colocarla encima de la pieza 3, después vaciar el segundo sustrato con cuidado.
17. Tomar la pieza 2 y ponerla encima del tubo de la misma manera que el paso anterior, siempre teniendo cuidado de no forzar las piezas.
18. Nuevamente tomar la malla protectora y una membrana de quitosano y colocarla encima de la pieza 2, después vaciar el sustrato con cuidado.
19. Para terminar de ensamblarlo, tomar la pieza 1 y colocarla encima del tubo asegurándose de que no quede chueco ni sobre puesto, debe embonar firmemente.

Capítulo IV

20. Ya ensamblado, tomar un desarmador y colocar las abrazaderas metálicas en las posiciones originales.
21. Por último, se debe colocar el filtro en la estructura de madera, asegurándose que su posición embone con los tubos de pvc tanto en la parte superior e inferior, y se deben volver a unir las tuercas unión para que quede asegurado.
22. Una vez en su lugar, se debe colocar la pieza de madera que sostiene y abraza la parte superior del filtro, apretando las tuercas mariposa.



FOTOGRAFÍA 26 DIAGRAMA DE PIEZAS Y SECCIONES DE FILTRO (FUENTE: AUTOR)

CAPÍTULO V

RESULTADOS

Capítulo V

RESULTADOS

DETERMINACIÓN POTENCIOMÉTRICA

Para cada proceso de los trabajos preliminares se realizó la determinación del grado de desacetilación por duplicado y los resultados se muestran en las siguientes gráficas:

PROCESO 1

Caparazones de camarón = 10 g.
Quitina recuperada = 2.8956 g.
Quitosano recuperado = 2.2914 g.

PRIMERA VALORACIÓN

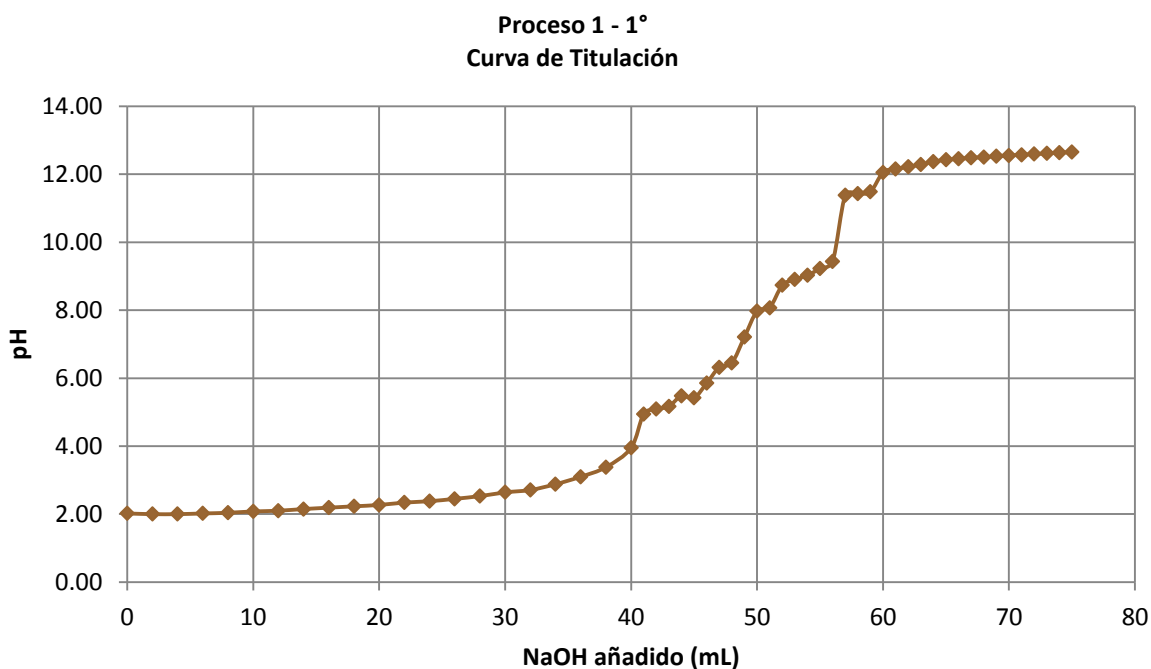
Realizada el 18 de enero de 2017.

Quitosano = 0.5 g.

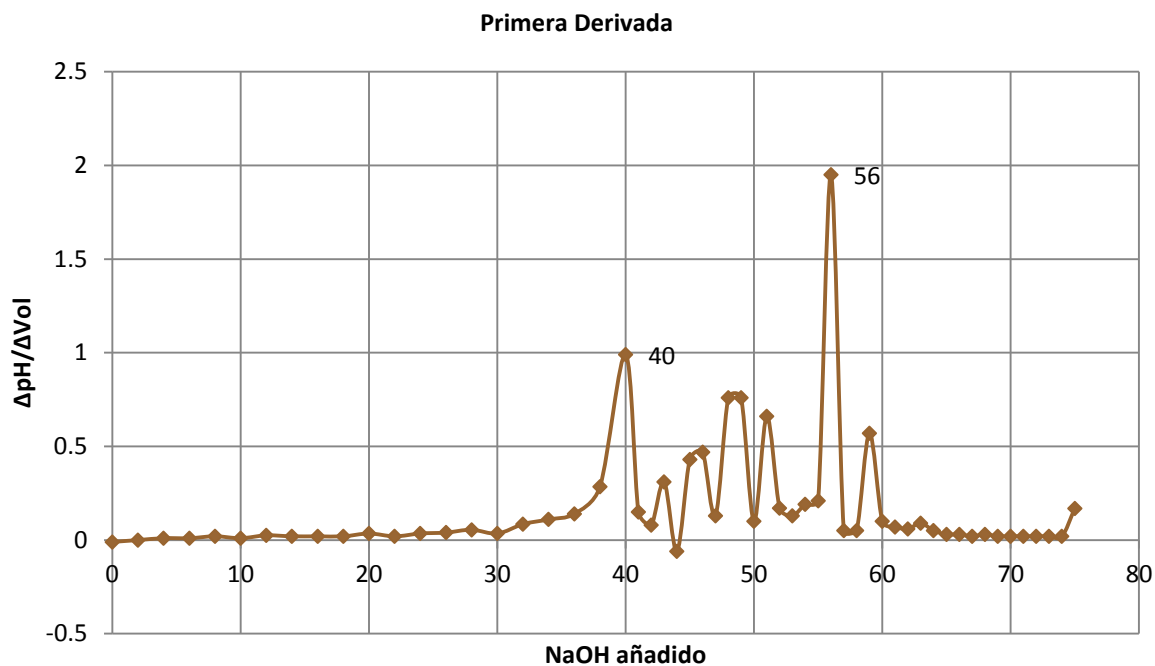
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica.



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 56

Punto de inflexión menor: 40

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(56 - 40)}{0.5} * 16.1 = 51.52\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 18 de enero de 2017.

Quitosano = 0.5 g.

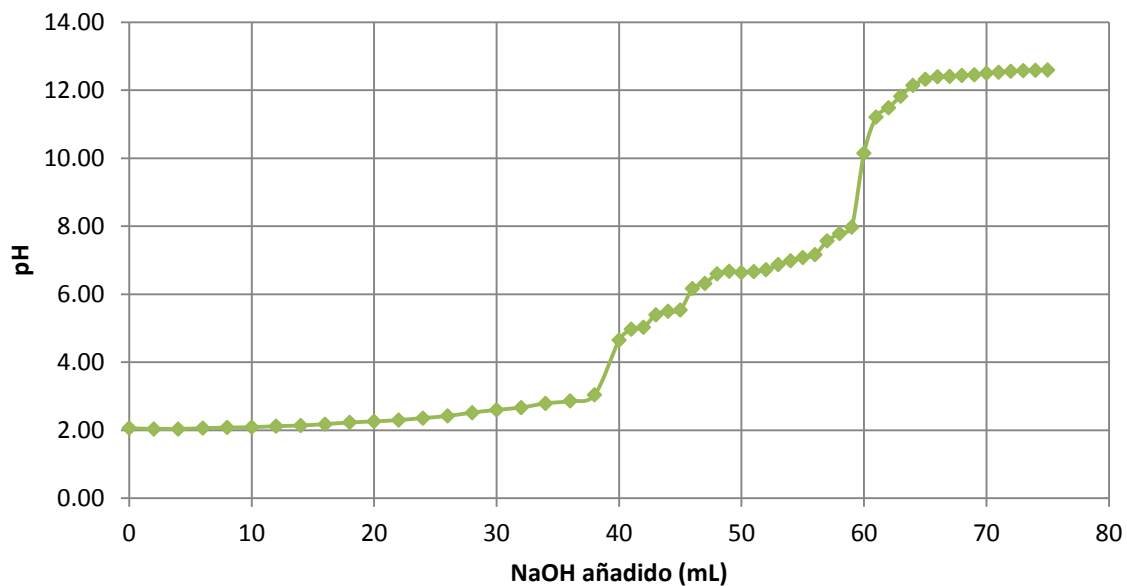
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

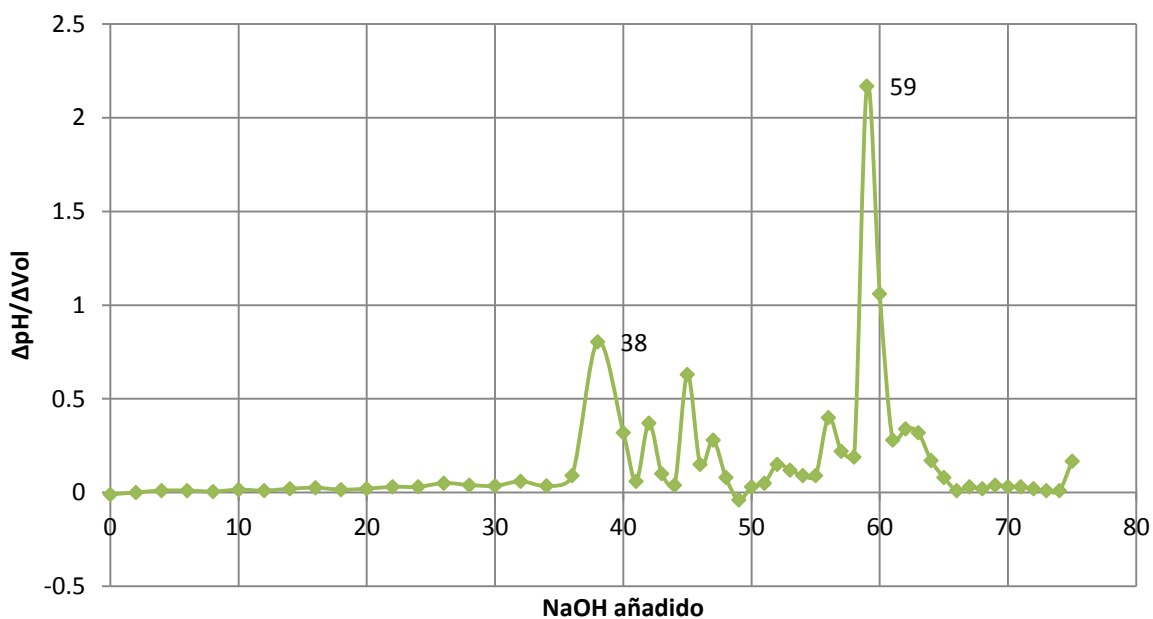
Técnica: Titulométrica.

Capítulo V

Proceso 1 - 2°
Curva de Titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 59

Punto de inflexión menor: 38

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(59 - 38)}{0.5} * 16.1 = 67.62\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM = 59.57%

PROCESO 2

Caparazones de camarón = 10 g.

Quitina recuperada = 2.8314 g.

Quitosano recuperado = 2.1746 g.

PRIMERA VALORACIÓN

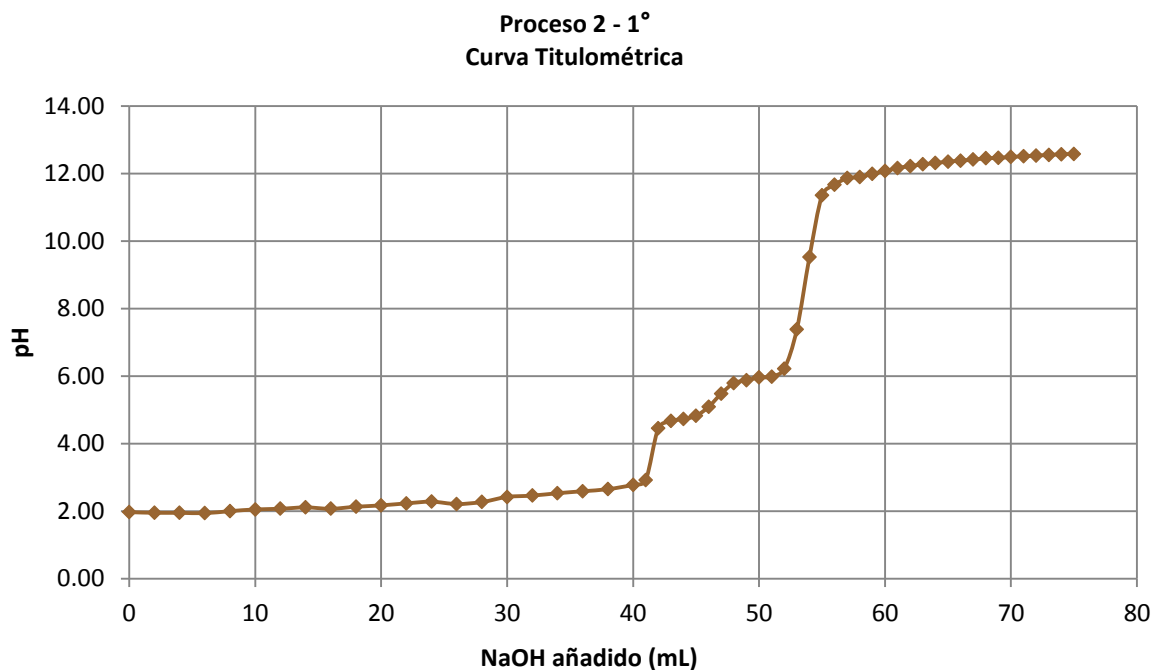
Realizada el 16 de enero de 2017.

Quitosano = 0.5 g.

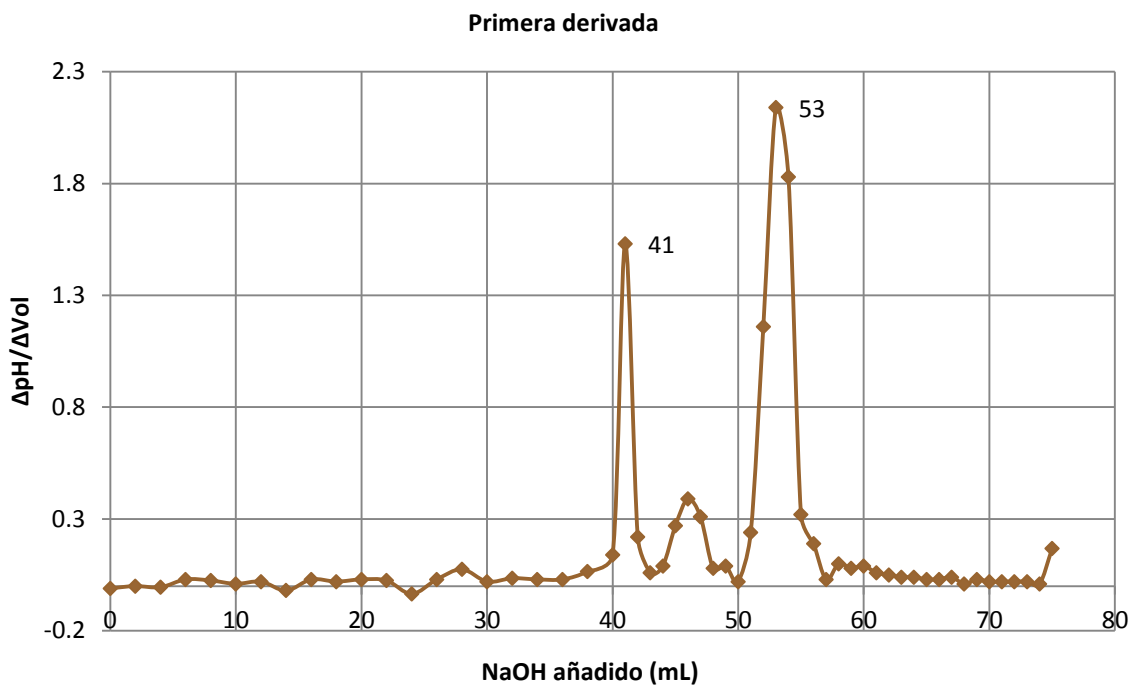
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica.



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión menor: 41

Punto de inflexión mayor: 53

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(53 - 41)}{0.5} * 16.1 = 38.64\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 16 de enero de 2017.

Quitosano = 0.5 g.

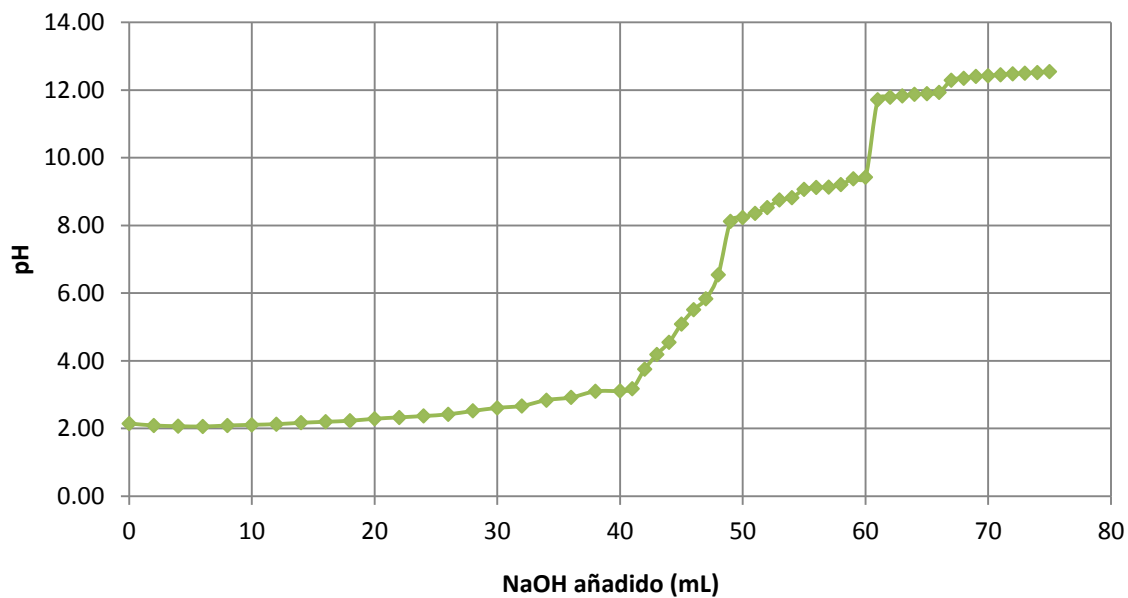
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

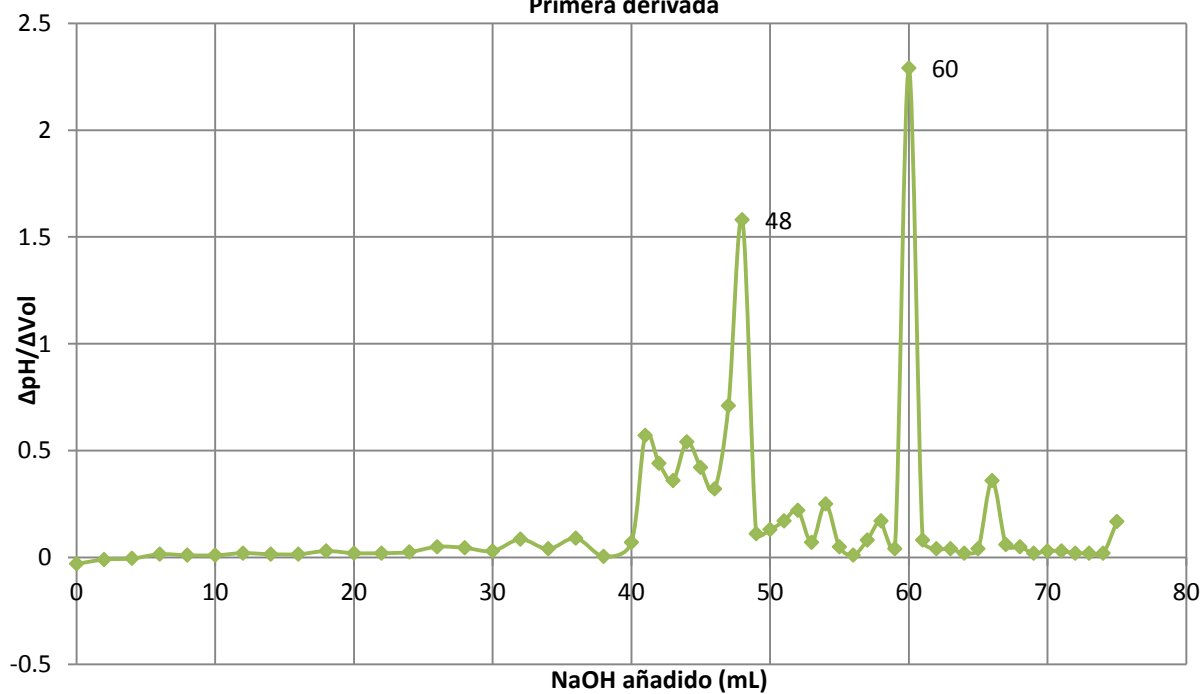
Técnica: Titulométrica.

Capítulo V

Proceso 2 - 2°
Curva de Titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 60

Punto de inflexión menor: 48

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(60 - 48)}{0.5} * 16.1 = 38.64\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM = 38.64%

PROCESO 3

Caparazones de camarón = 10 g.

Quitina recuperada = 8.0930 g.

Quitosano recuperado = 5.0148 g.

PRIMERA VALORACIÓN

Realizada el 14 de noviembre de 2016.

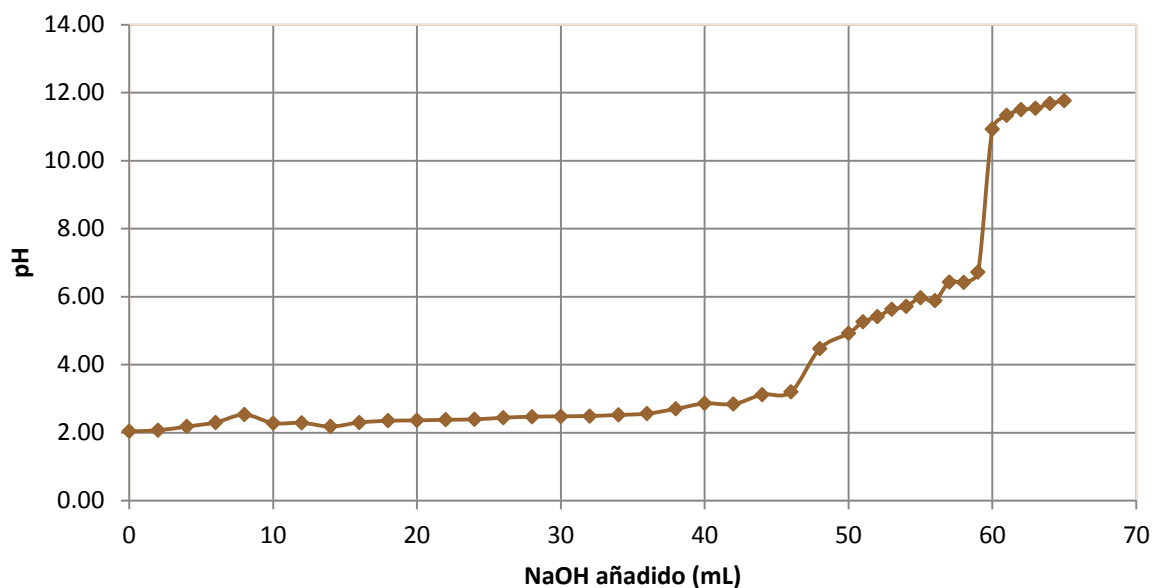
Quitosano = 0.5 g.

Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

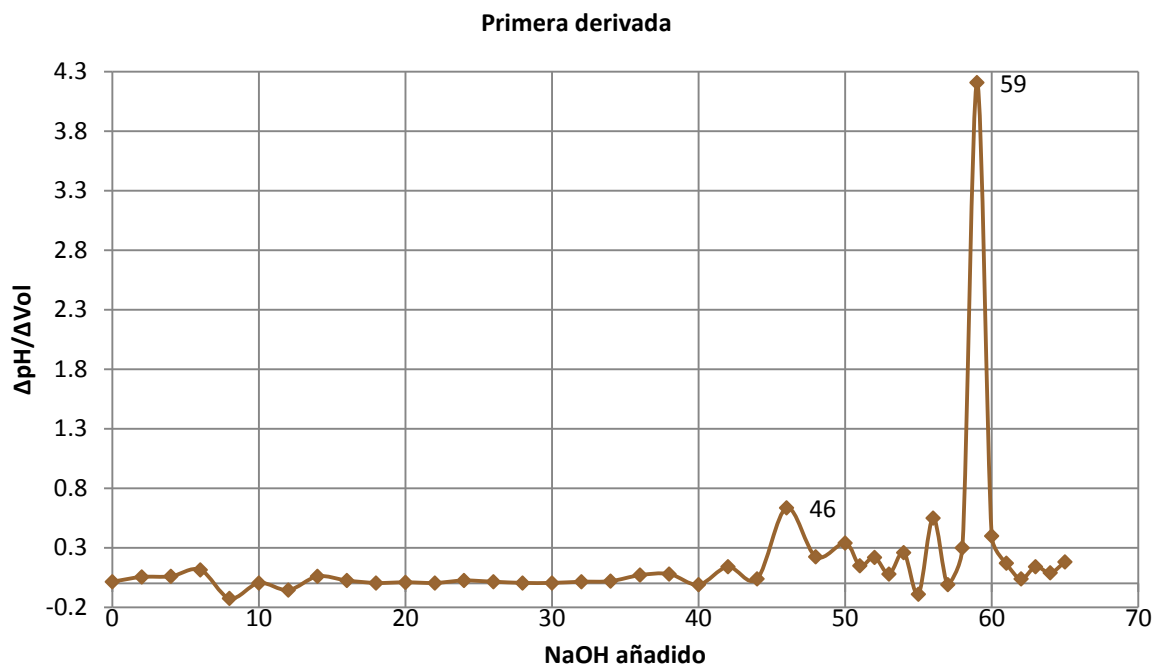
Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica.

Proceso 3 - 1°
Curva de Titulación



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor = 59

Punto de inflexión menor = 46

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(59 - 46)}{0.5} * 16.1 = 38.64\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 14 de noviembre de 2016.

Quitosano = 0.5 g.

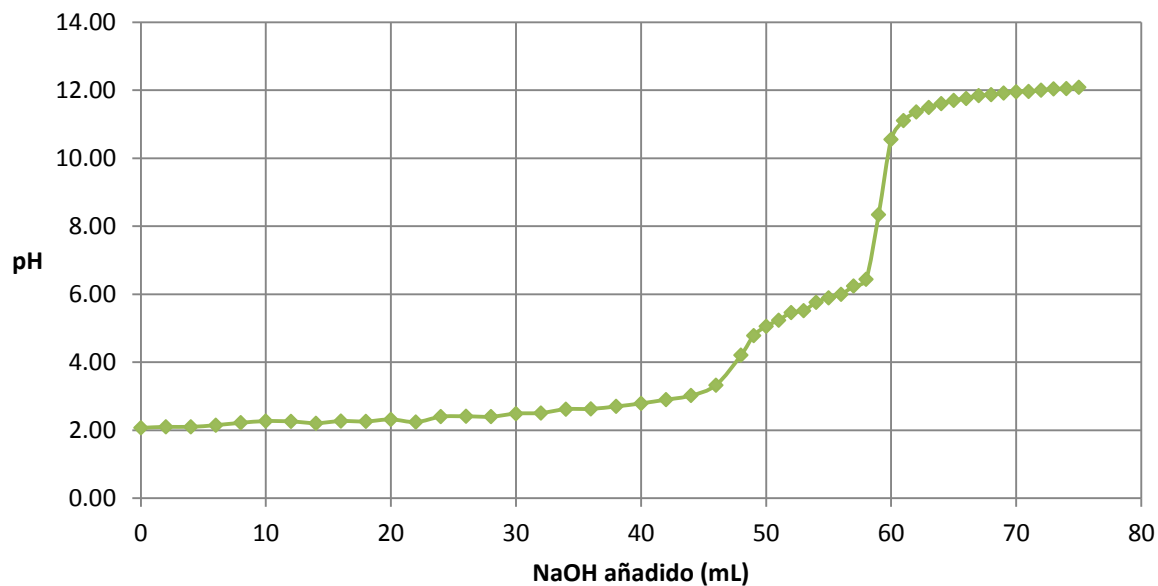
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

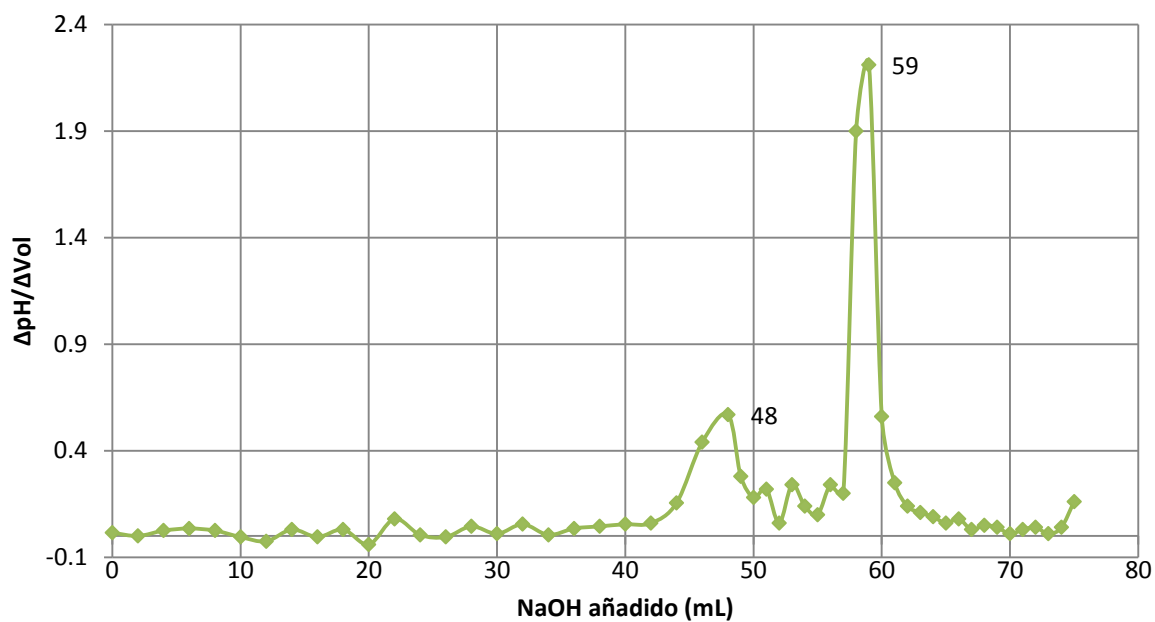
Técnica: Titulométrica

Capítulo V

Proceso 3 - 2°
Curva de Titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 59

Punto de inflexión menor: 48

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(59 - 48)}{0.5} * 16.1 = 35.42\%$$

GRADO DE DESACETILACION PROMEDIO:

% NH₂ PROM = 38.64%

PROCESO 4

Caparazones de camarón: 10 g.

Quitina recuperada: 3.1794 g.

Quitosano recuperado: 2.6283 g.

PRIMERA VALORACIÓN

Realizada el 10 de enero de 2017.

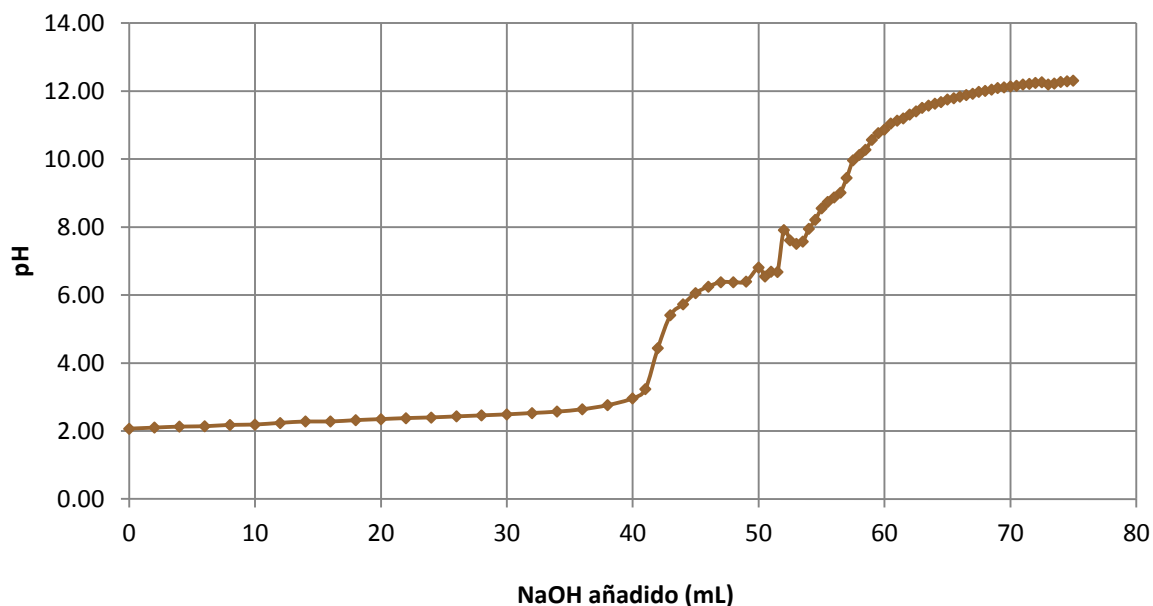
Quitosano = 0.5 g.

Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

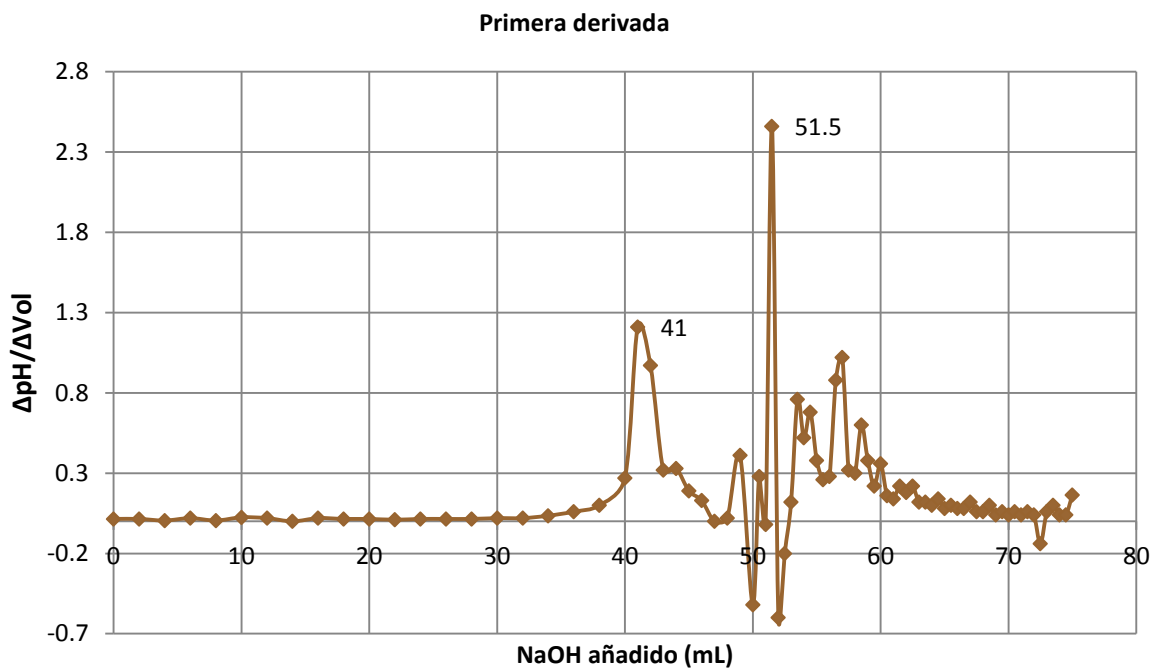
Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica

Proceso 4 - 1°
Curva de Titulación



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 51.5

Punto de inflexión menor: 41

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(51.5 - 41)}{0.5} * 16.1 = 33.81\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 10 de enero de 2017

Qitosano = 0.5 g.

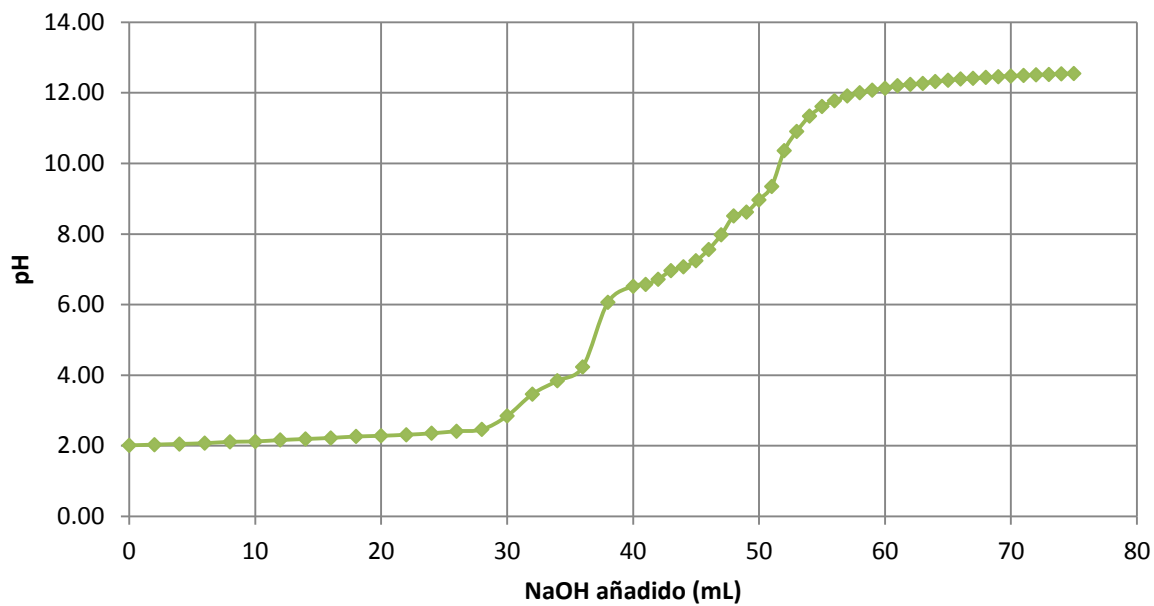
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

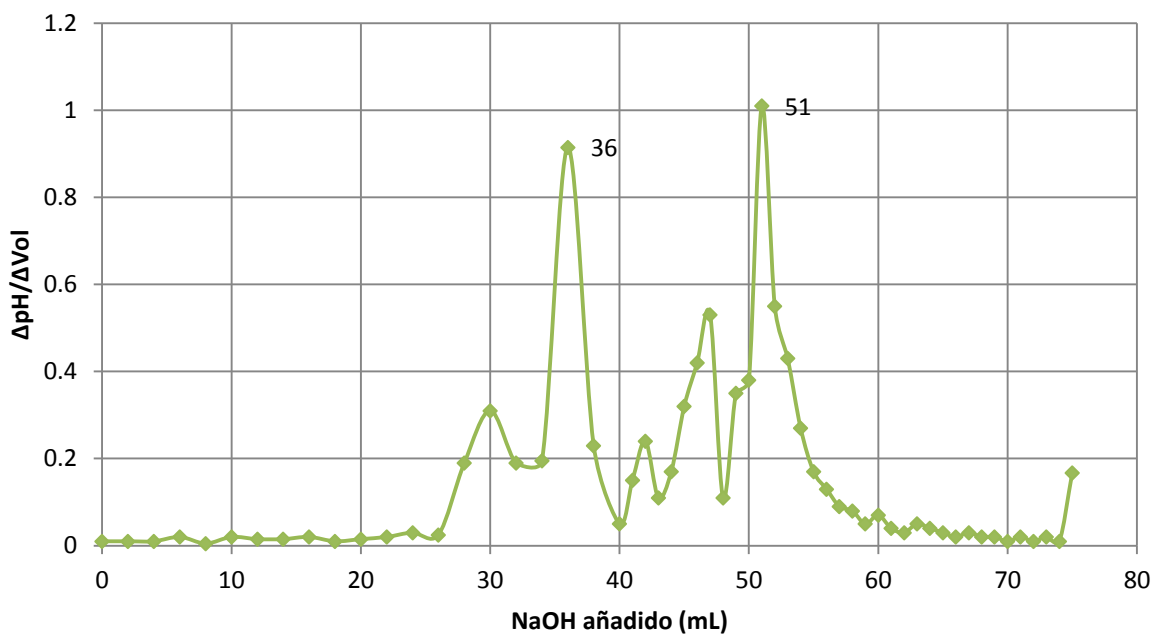
Técnica: Titulométrica.

Capítulo V

Proceso 4 - 2°
Curva de Titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 51

Punto de inflexión menor: 36

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(51 - 36)}{0.5} * 16.1 = 48.30\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM = 41.055%

PROCESO 5

Caparazones de camarón: 10 g.

Quitina recuperada: 2.7189 g.

Quitosano recuperado: 2.4945 g.

PRIMERA VALORACIÓN

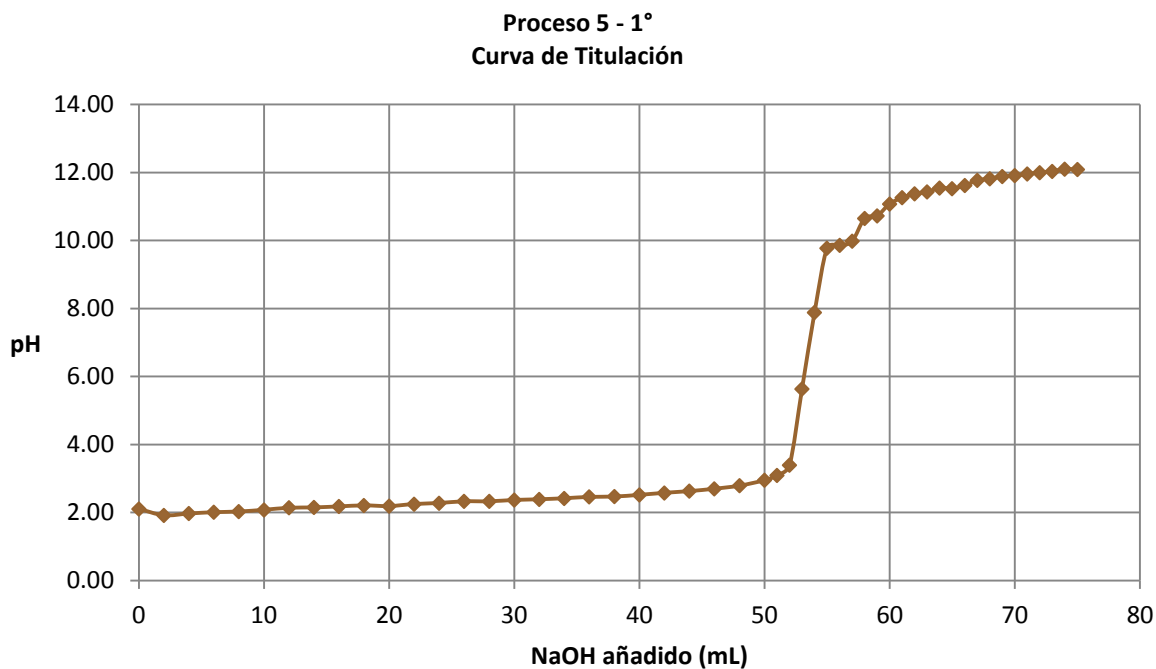
Realizada el 15 de noviembre de 2016.

Quitosano = 0.5g.

Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

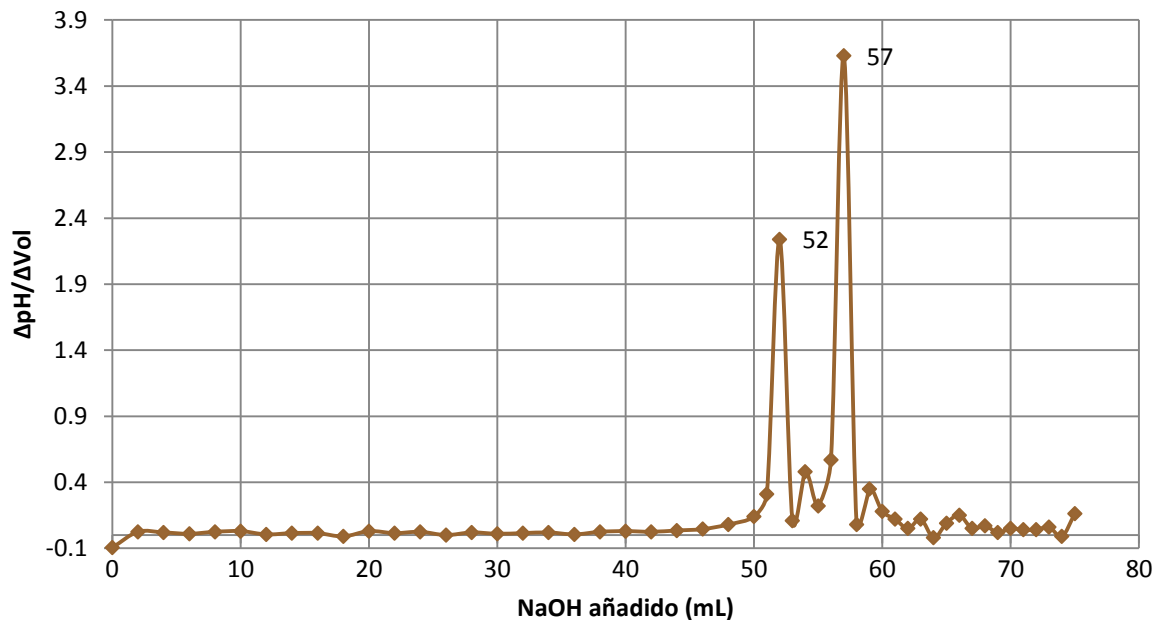
Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica.



Capítulo V

Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 57

Punto de inflexión menor: 52

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(57 - 52)}{0.5} * 16.1 = 16.1\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 15 de noviembre de 2016

Quitosano = 0.5 g.

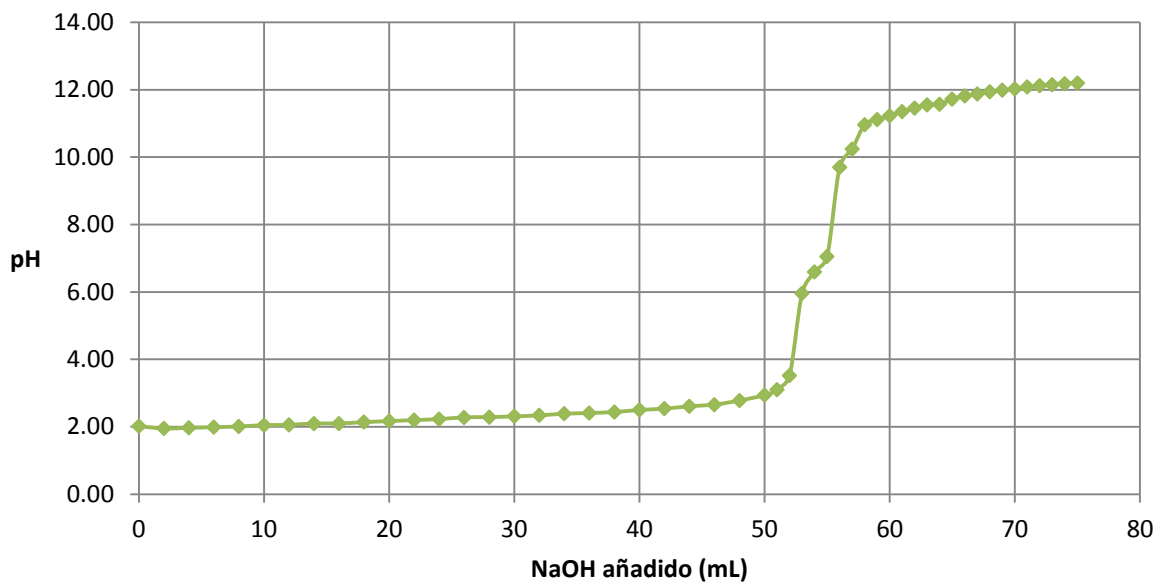
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

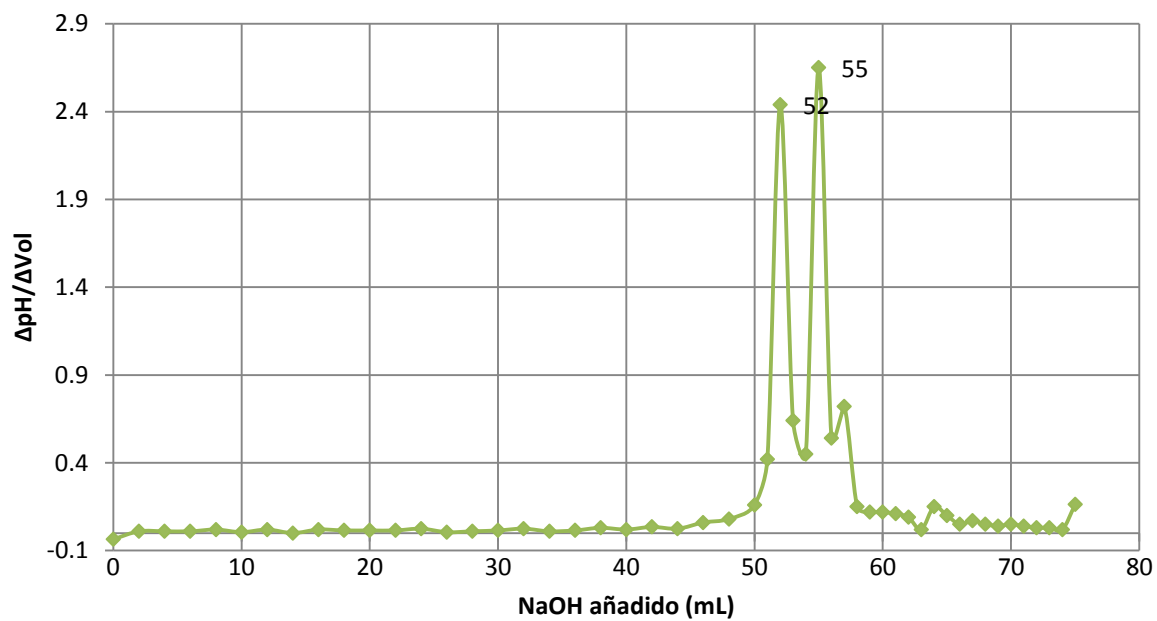
Técnica: Titulométrica.

Capítulo V

Proceso 5 - 2°
Curva de Titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 55

Punto de inflexión menor: 52

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(55 - 52)}{0.5} * 16.1 = 9.66\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM = 12.88%

PROCESO 6

Caparazones de camarón: 10 g.

Quitina recuperada: 3.7431 g.

Quitosano recuperado: 2.4648 g.

PRIMERA VALORACIÓN

Realizada el 12 de enero de 2017

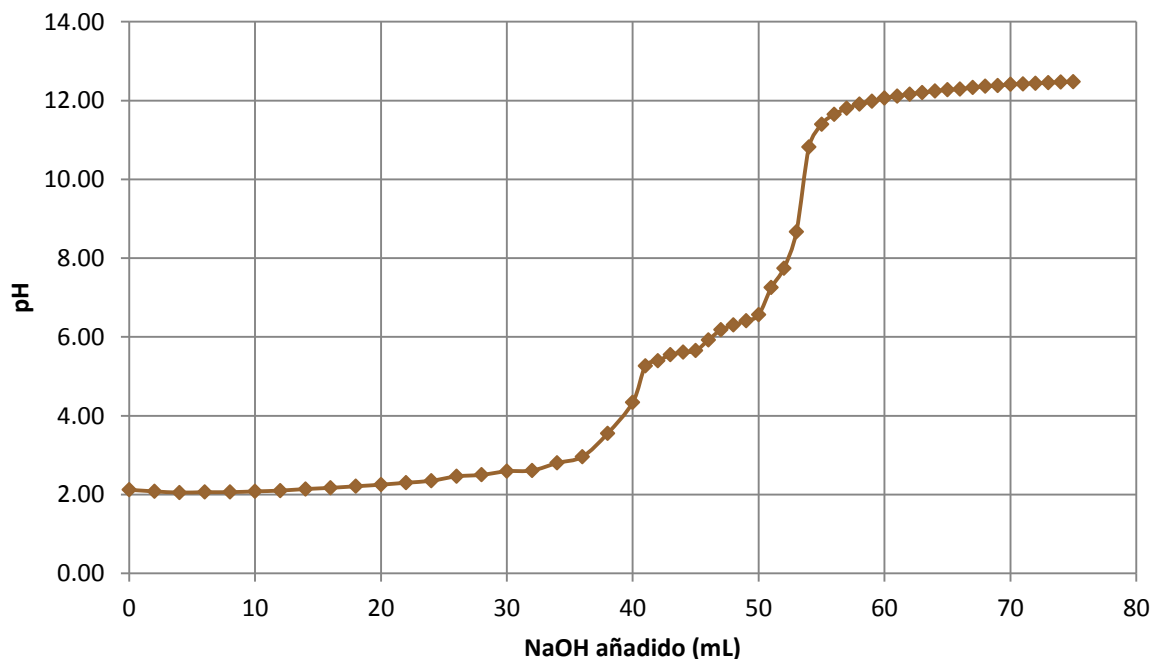
Quitosano = 0.5 g.

Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

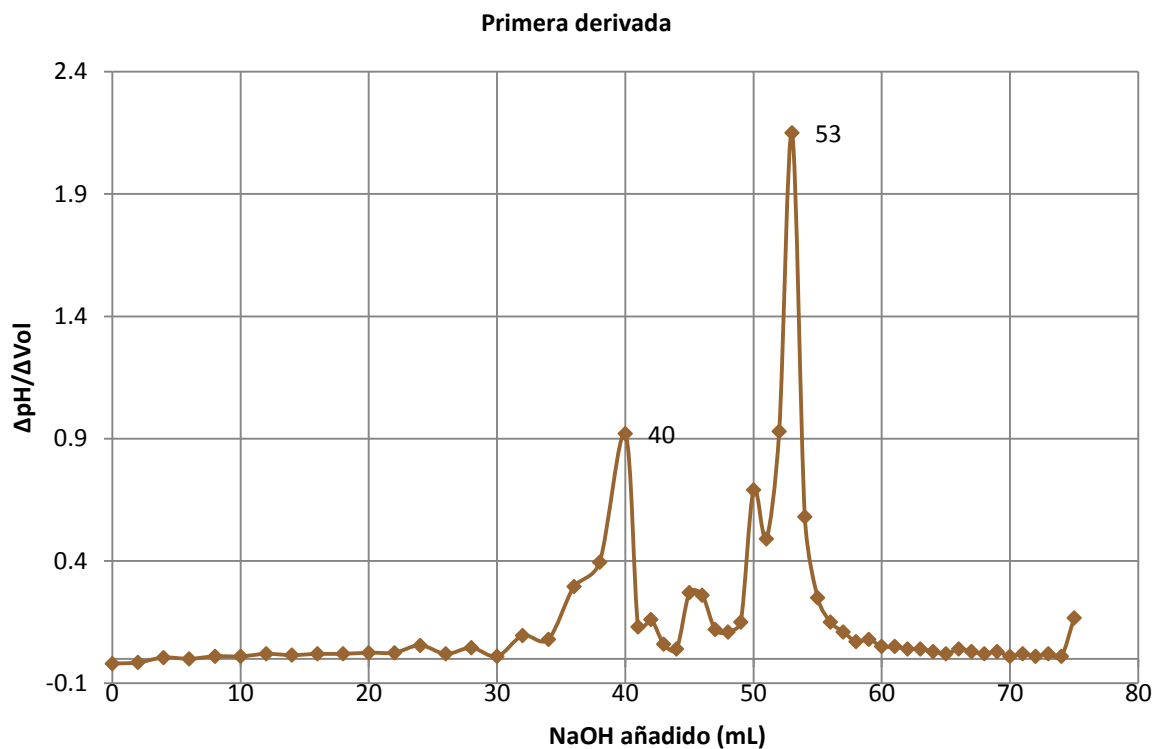
Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica

Proceso 6 - 1°
Curva de Titulación



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 53

Punto de inflexión menor: 40

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(53 - 40)}{0.5} * 16.1 = 41.86\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 12 de enero de 2017

Quitosano = 0.5 g.

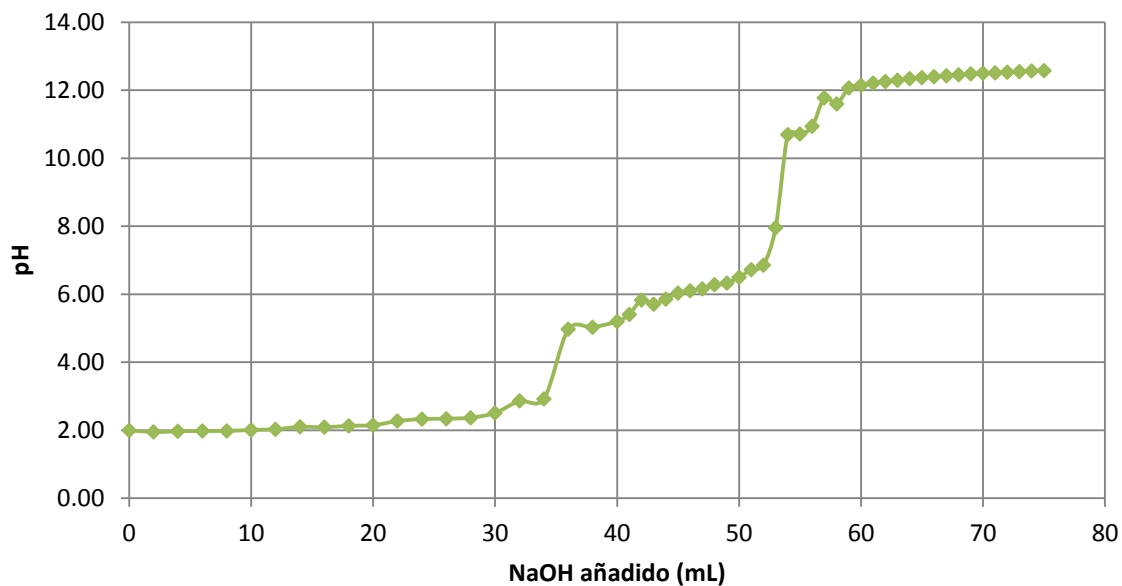
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

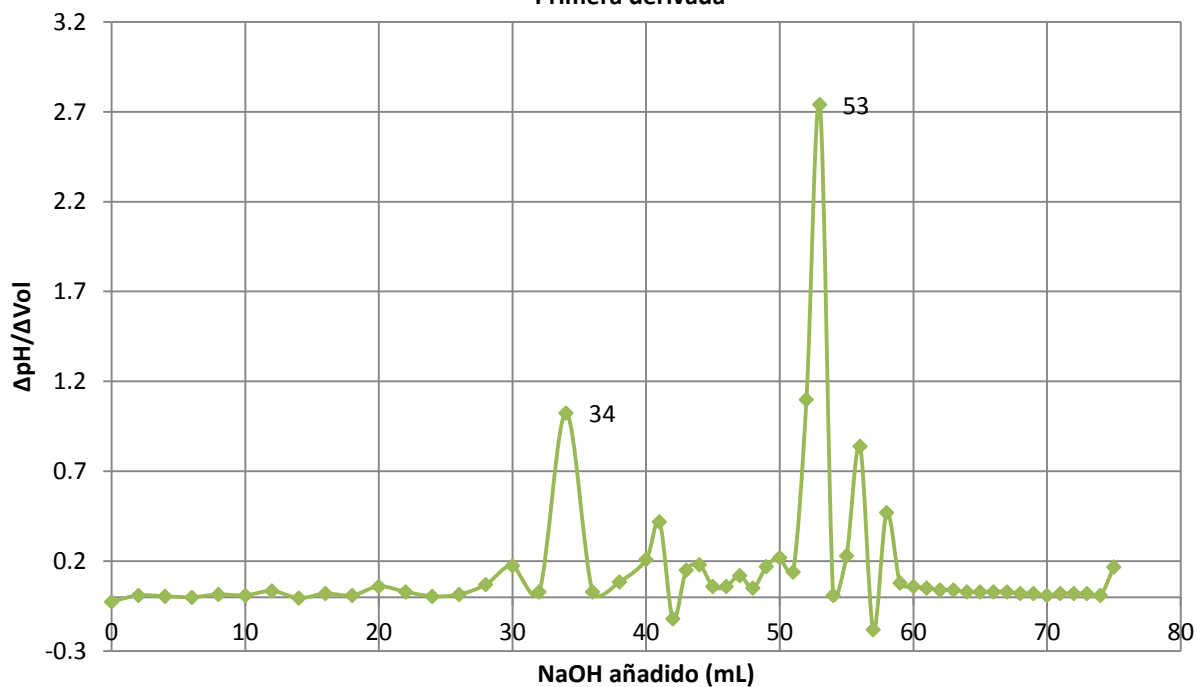
Técnica: Titulométrica

Capítulo V

Proceso 6 - 2°
Curva de titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 53

Punto de inflexión menor: 34

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(53 - 34)}{0.5} * 16.1 = 61.18\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM = 51.52%

PROCESO 7

Caparazones de camarón: 10 g.

Quitina recuperada: 3.0028 g.

Quitosano recuperado: 2.4718 g.

PRIMERA VALORACIÓN

Realizada el 30 de enero de 2017

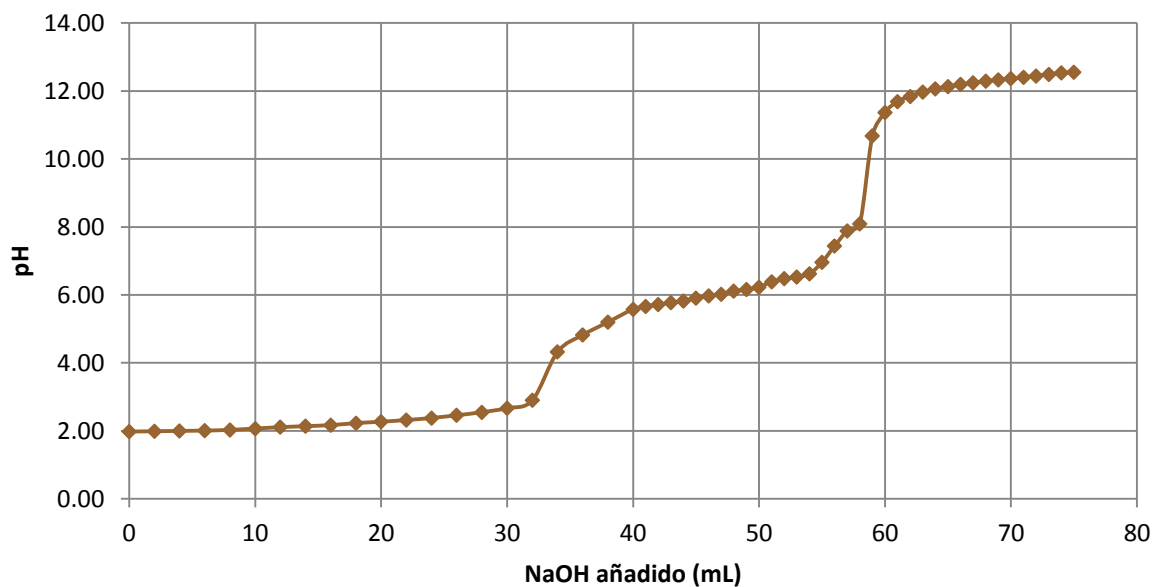
Quitosano= 0.5 g.

Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

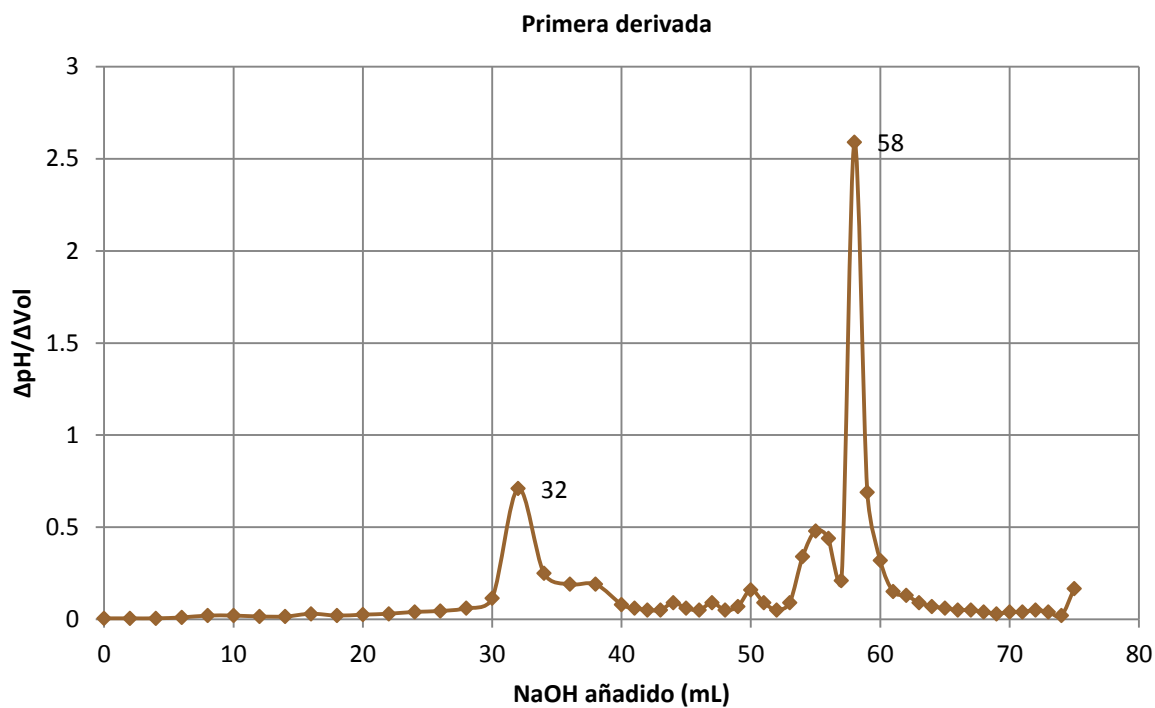
Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica

Proceso 7 - 1°
Curva de titulación



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 58

Punto de inflexión menor: 32

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(58 - 32)}{0.5} * 16.1 = 83.72\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 30 de enero de 2017

Quitosano = 0.5 g.

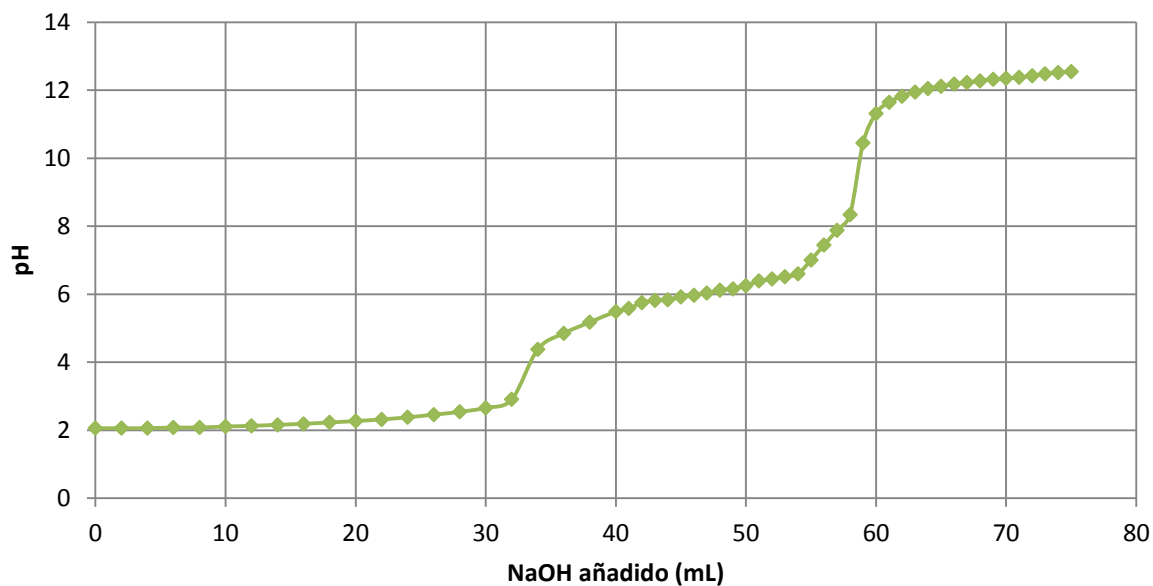
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

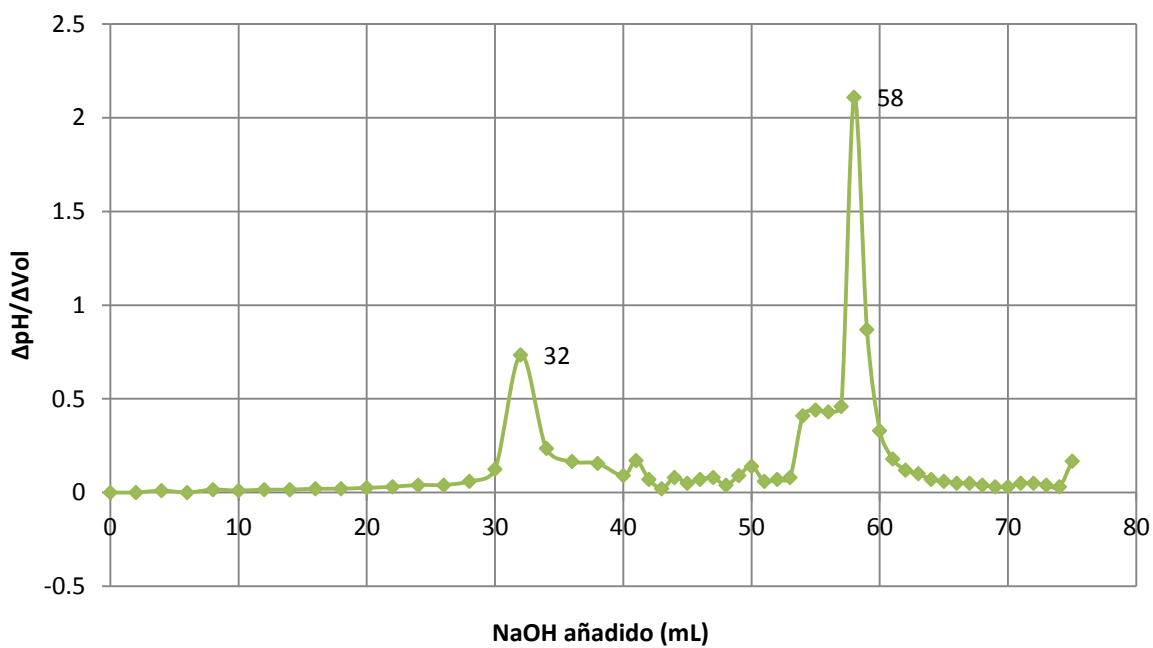
Técnica: Titulométrica.

Capítulo V

Proceso 7 - 2°
Curva de titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 58

Punto de inflexión menor: 32

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(58 - 32)}{0.5} * 16.1 = 83.72\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM = 83.72%

PROCESO 8

Caparazones de camarón: 10 g.

Quitina recuperada: 2.9316 g.

Quitosano recuperado: 2.4422 g.

PRIMERA VALORACIÓN

Realizada el 31 de enero de 2017

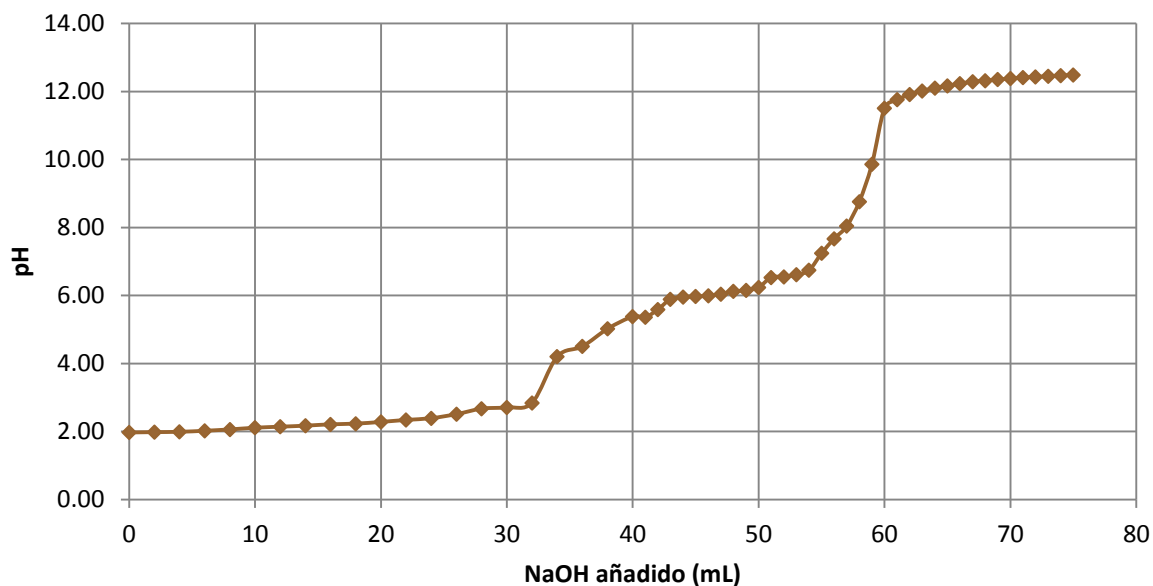
Quitosano = 0.5 g.

Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

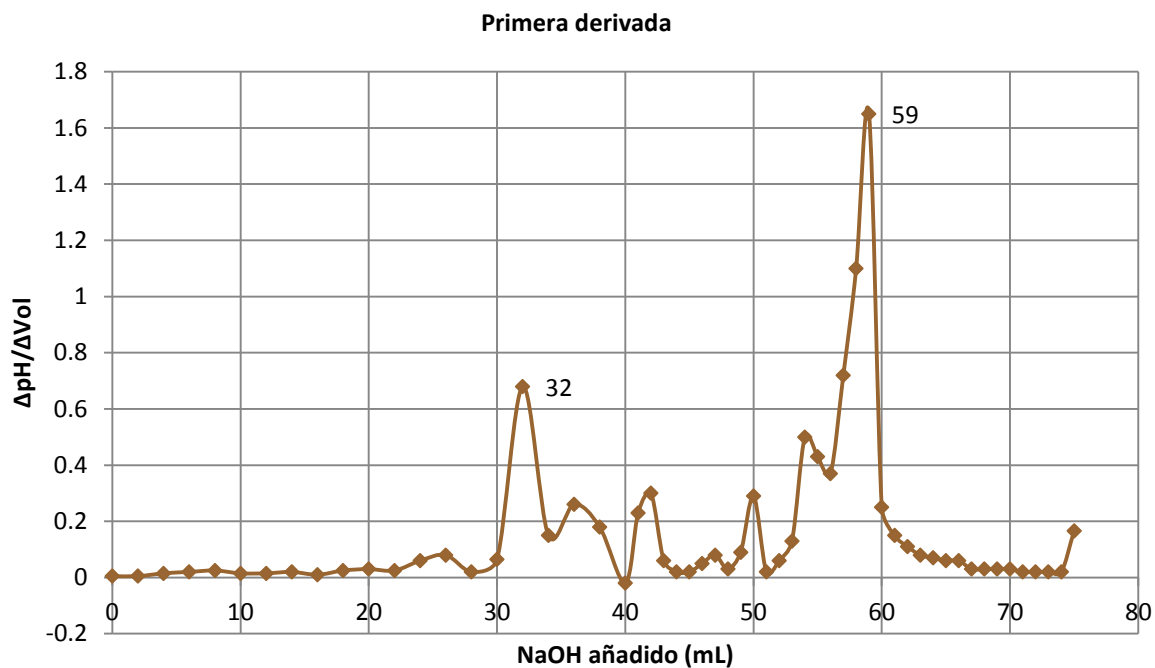
Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica.

Proceso 8 - 1°
Curva de titulación



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 59

Punto de inflexión menor: 32

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(59 - 32)}{0.5} * 16.1 = 86.74\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 31 de enero de 2017.

Quitosano = 0.5 g.

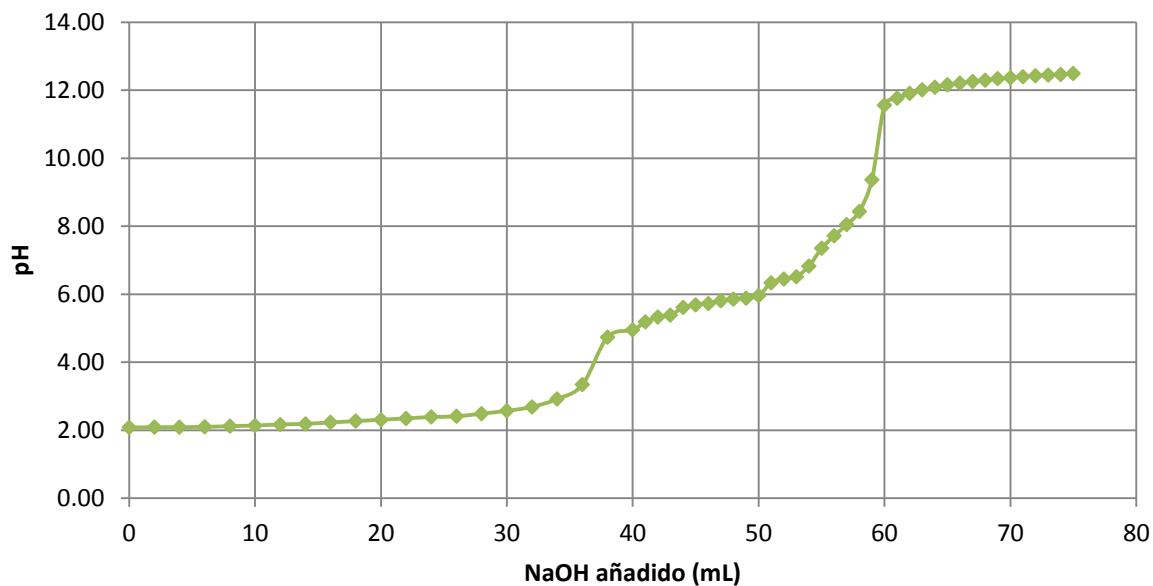
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

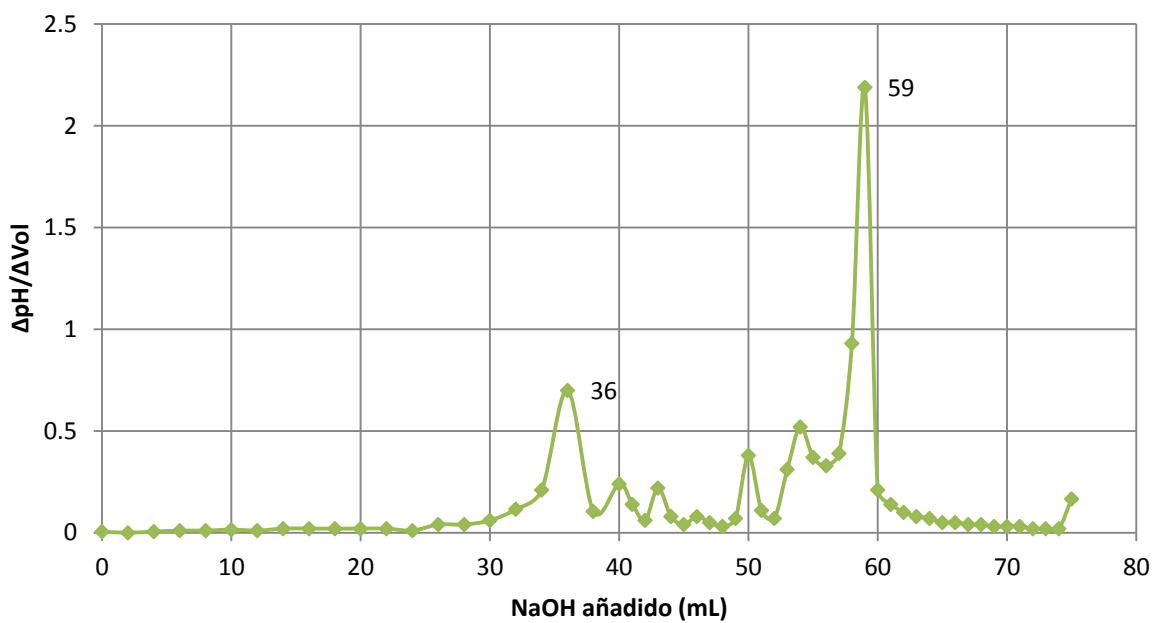
Técnica: Titulométrica.

Capítulo V

Proceso 8 - 2°
Curva de titulación



Primera derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 59

Punto de inflexión menor: 36

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(59 - 36)}{0.5} * 16.1 = 70.84\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM: 78.89%

DETERMINACIÓN POTENCIOMÉTRICA DE METODOLOGÍA DEFINITIVA

Una vez determinado el proceso de extracción de quitosano más adecuado, se obtuvo su grado de desacetilación, el cual se muestra a continuación:

Caparazones de camarón: 40 g.

Quitina recuperada: 14.3598 g.

Quitosano recuperado: 10.0521 g.

PRIMERA VALORACIÓN

Realizada el 02 de mayo de 2017.

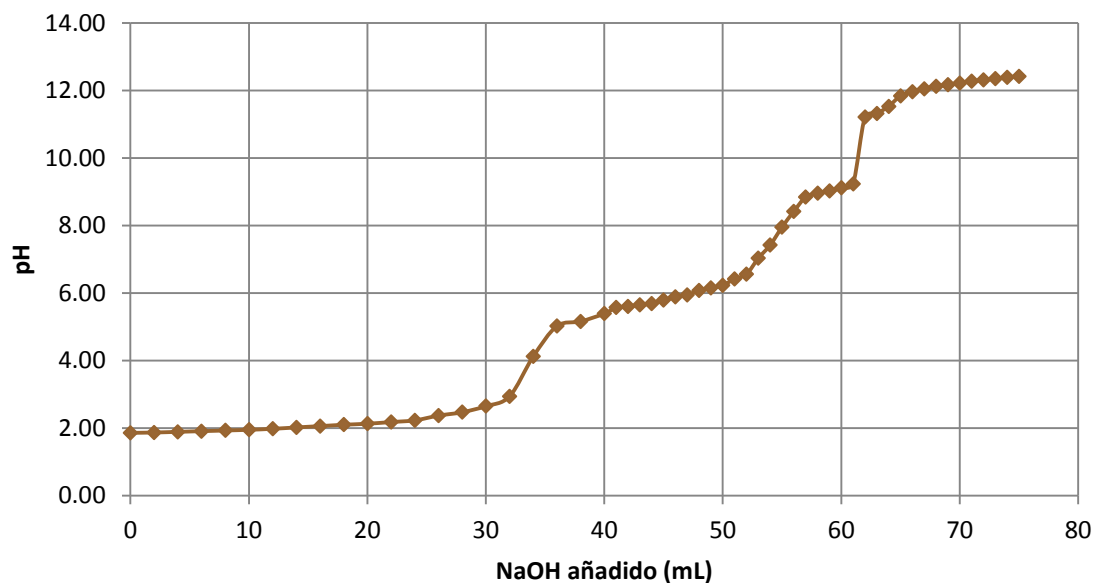
Quitosano = 0.5 g.

Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

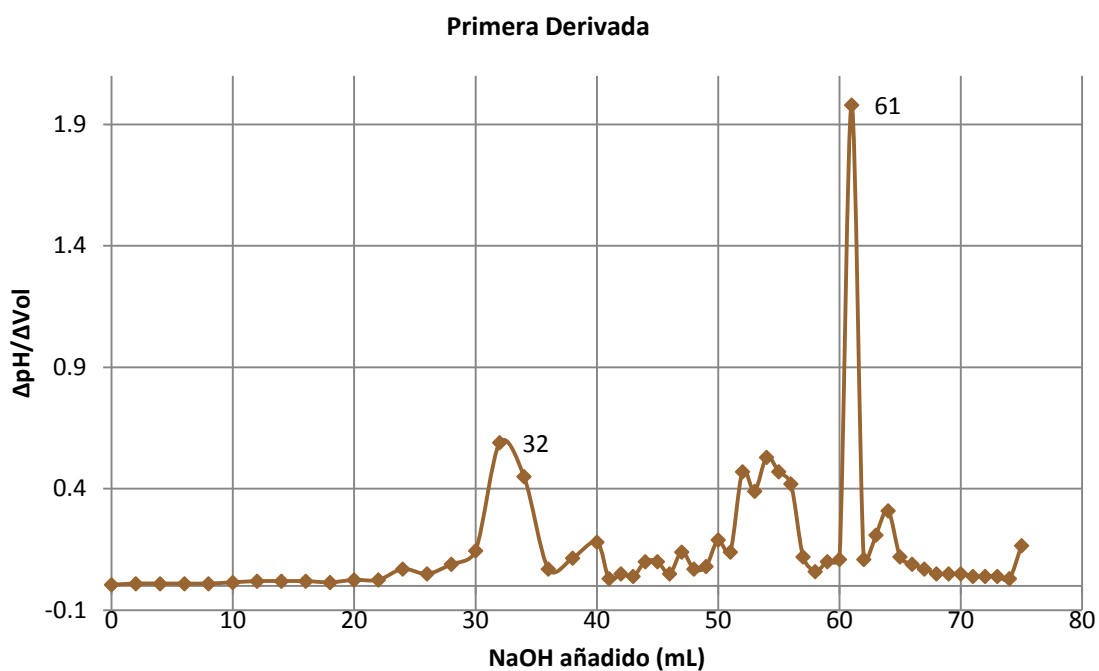
Titulante: NaOH 0.1 M.

Técnica: Titulométrica.

1° Valoración
Curva de Titulación



Capítulo V



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 61

Punto de inflexión menor: 32

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(61 - 32)}{0.5} * 16.1 = 93.38\%$$

SEGUNDA VALORACIÓN

Realizada el 02 de mayo de 2017.

Quitosano = 0.5 g.

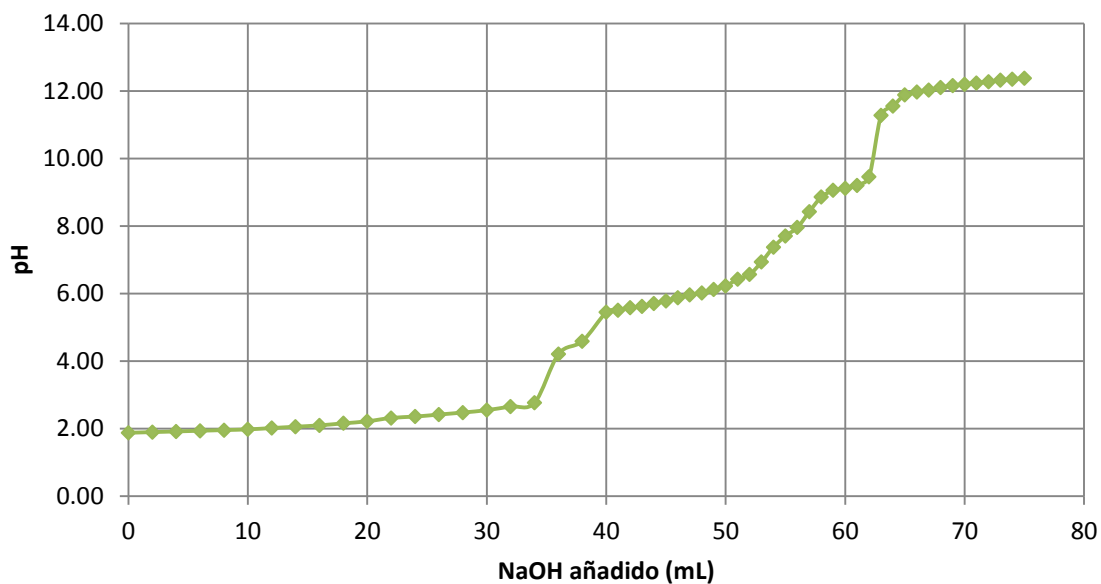
Disolución: 0.3 M HCl, 20 mL.

Titulante: NaOH 0.1 M.

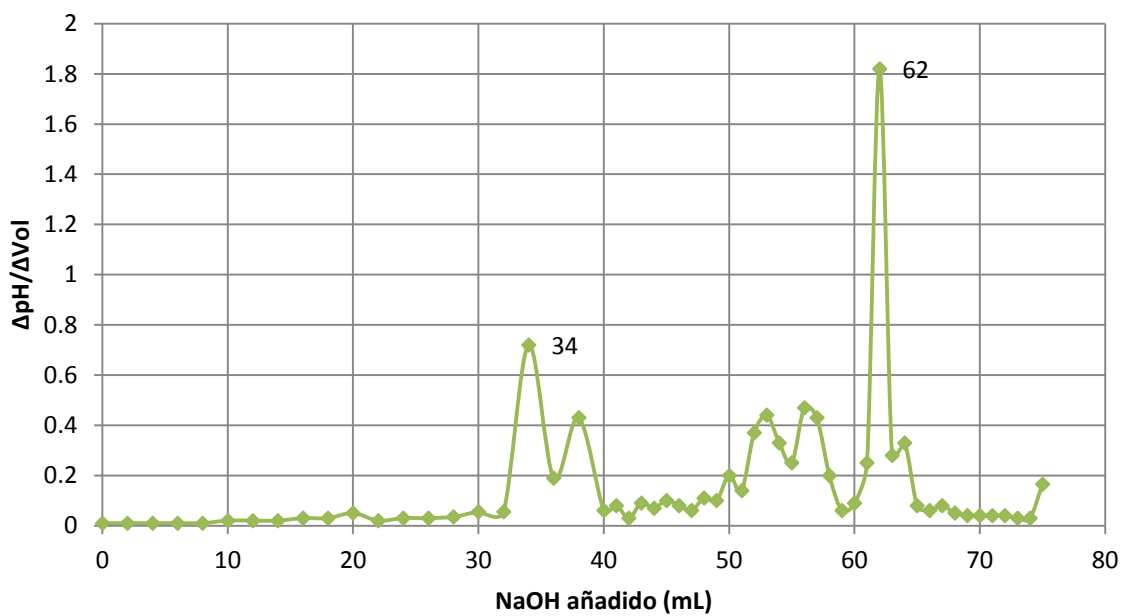
Técnica: Titulométrica.

Capítulo V

2° Valoración Curva de Titulación



Primera Derivada



De la gráfica:

Punto de inflexión mayor: 62

Punto de inflexión menor: 34

Capítulo V

Utilizando la expresión:

$$\%NH_2 = \frac{16.1(62 - 34)}{0.5} * 16.1 = 90.16\%$$

GRADO DE DESACETILACIÓN PROMEDIO:

% NH₂ PROM: 91.77%

Con los resultados de desacetilación se pudo identificar la técnica analítica que genera la producción más alta de quitosano, pero se le hicieron algunas modificaciones para tener un mayor tiempo de reacción y como consecuencia se tiene una mayor cantidad de quitosano y con un alto grado de desacetilación (mayor al 90%); lo cual será fundamental para la remoción de contaminantes en el agua a evaluar.

ANÁLISIS DE AGUA POTABLE DE LA FES ARAGÓN

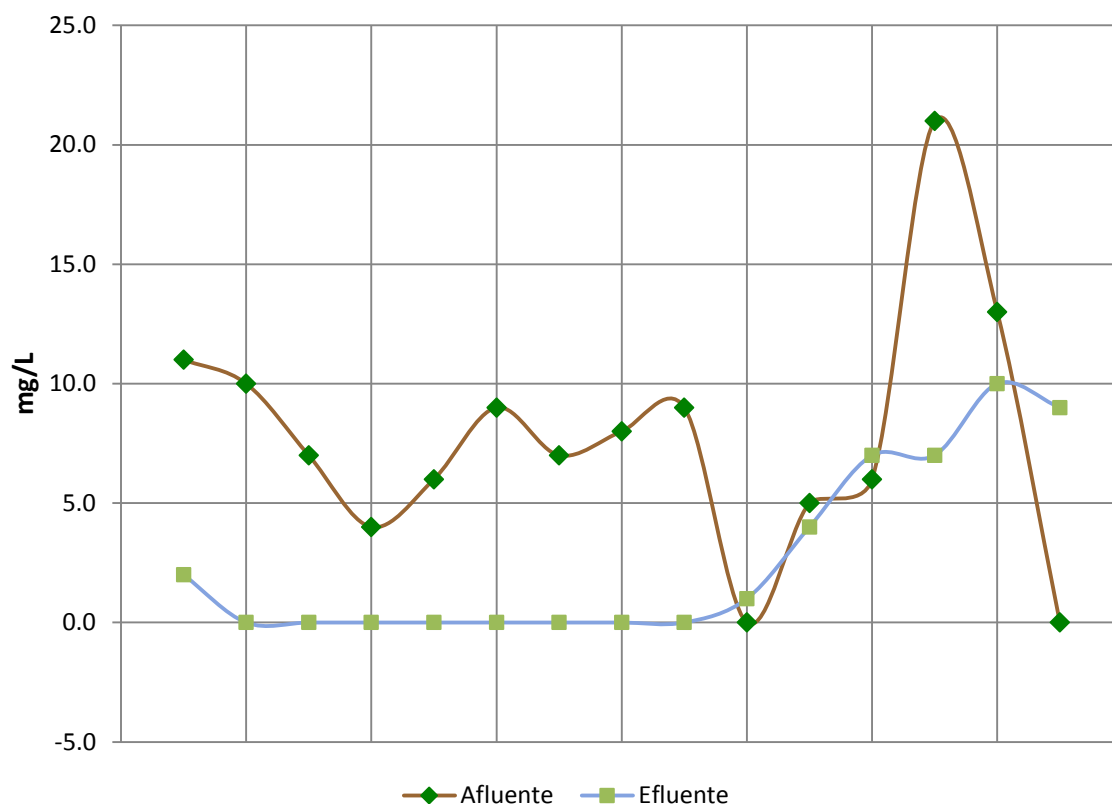
Se realizaron pruebas al agua potable en dos filtros que se construyeron para ello, uno de flujo vertical y el otro de flujo horizontal. Las muestras se tomaron en el afluente y en el efluente de cada filtro y así comparar resultados y determinar la eficiencia de remoción de contaminantes, mediante la reducción de la concentración entre los dos tipos de muestras.

Las muestras de agua se tomaron en diferentes días y los parámetros medidos fueron:

- Demanda Química de Oxígeno (DQO)
- Turbidez Nefelométrica
- Determinación de pH
- Determinación de Sólidos Totales
- Determinación de Dureza Total
- Determinación de Cloruros

A continuación se muestran los resultados de dichos análisis, tanto del filtro horizontal como del vertical, en forma de gráficas, comparando el afluente con el efluente de cada día.

DETERMINACIÓN DE DQO

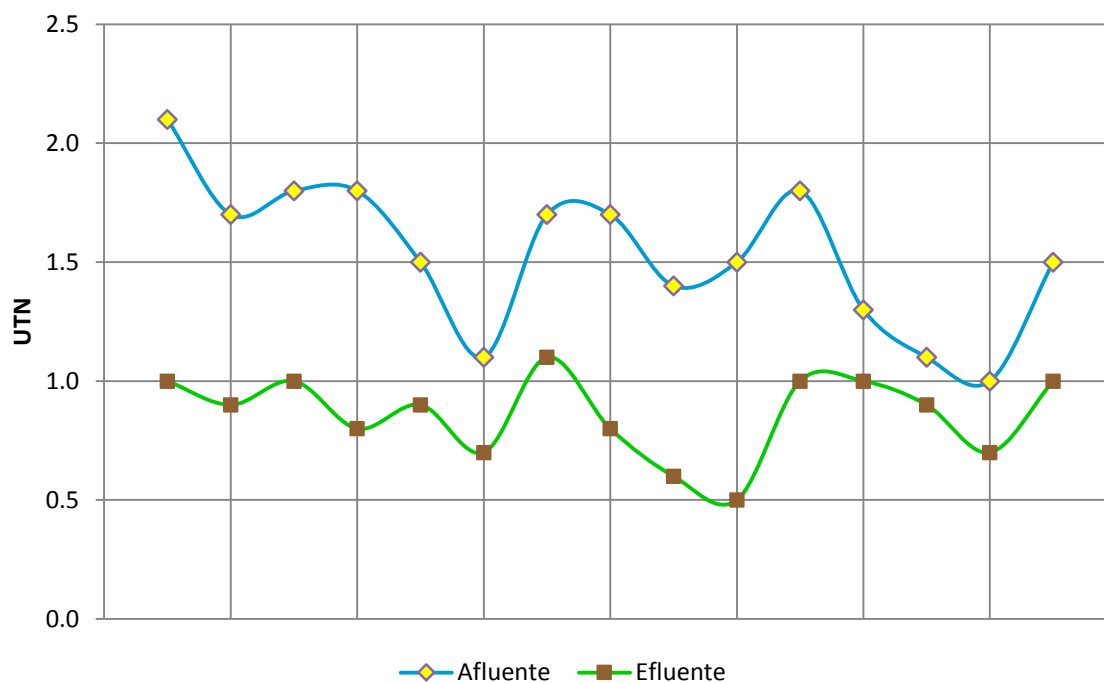


Con base en la gráfica, se puede observar una reducción de la DQO en el efluente del filtro. Sin embargo, el comportamiento varía porque el material necesita ser lavado y enjuagado, por lo tanto, en algunos puntos se muestra un poco más elevado el efluente, aun así no aumenta mucho el valor de la DQO.

Al observar el comportamiento en los últimos puntos de la gráfica se podría suponer que el material filtrante puede estar contaminando el agua con sales, debido a que los valores son mayores en los efluentes, en comparación con las primeras muestras. Por lo tanto, el medio filtrante debe estar limpio cada que se quieran tomar muestras.

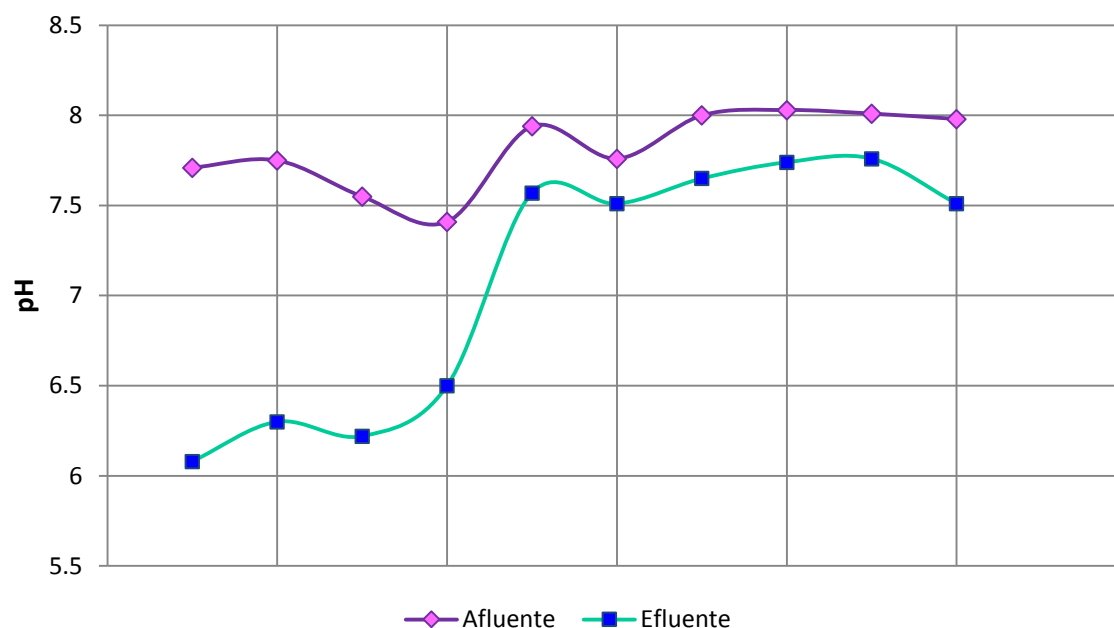
Capítulo V

DETERMINACIÓN DE TURBIDEZ NEFELOMÉTRICA



Esta gráfica comparativa nos muestra que sí hubo una reducción de la turbidez en cada punto. Esto es importante, ya que la turbidez mide la claridad del agua y su valor determina si existen partículas suspendidas en la misma, por lo tanto, el material filtrante está ayudando a retener materia suspendida del agua.

DETERMINACIÓN DE PH

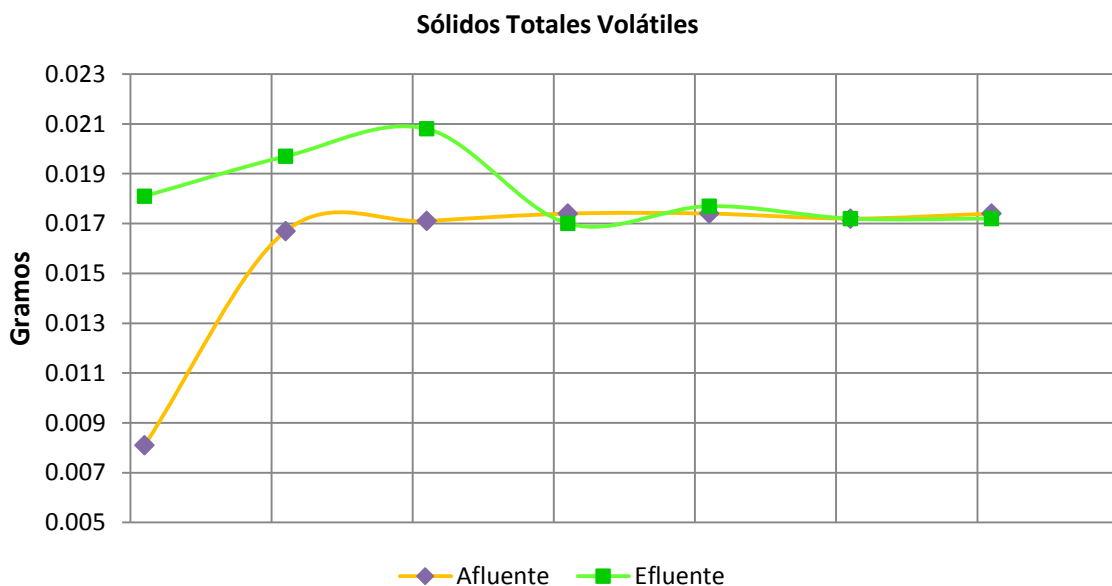
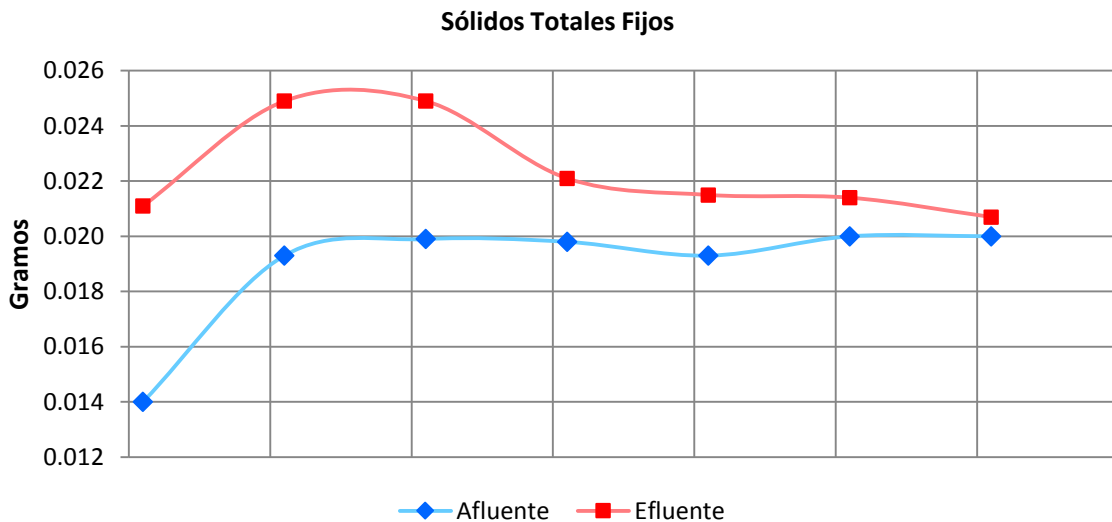


Capítulo V

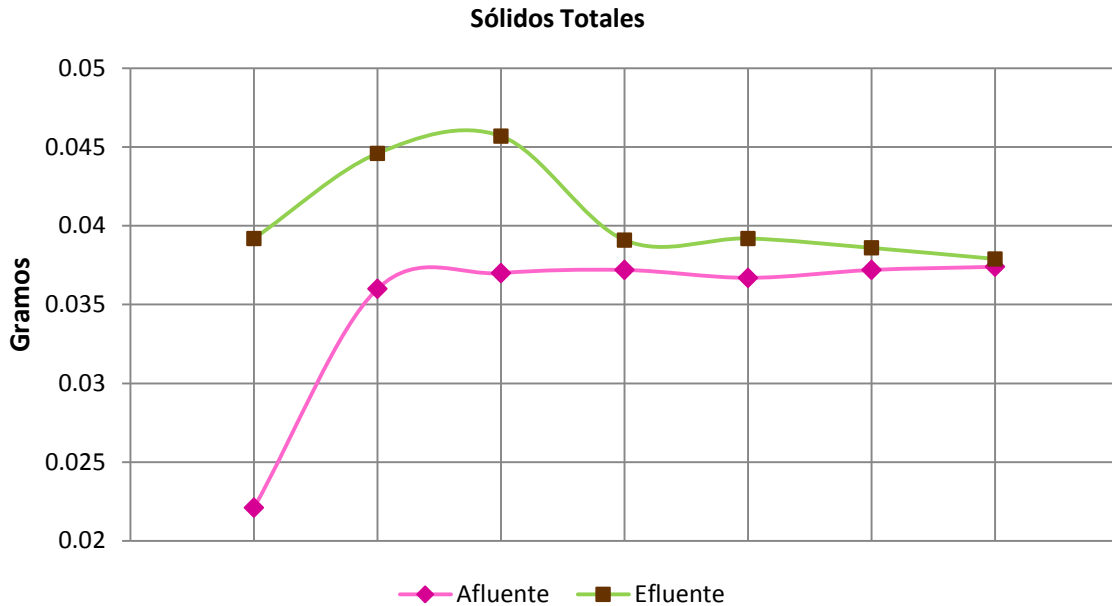
Así como en la turbidez también el pH se redujo en cada punto, no obstante, la reducción fue menor en los últimos puntos, esto se puede deber a que el medio filtrante está generando microorganismos que no permiten una mayor disminución de los valores, o también, se puede explicar, ya que se trata de un proceso en continuo, por lo que se acumulan contaminantes que afectan el resultado.

Otro aspecto, es que en los primeros puntos el pH del efluente es ácido, esto se puede deber a algún constituyente que tiene el material filtrante y que se están lavando, por ello, en las siguientes pruebas el pH ya se encuentra entre 7.5 a 8.0 y de acuerdo con la normatividad se deben tener valores entre 6.5 a 8.5 para consumo humano.

DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES



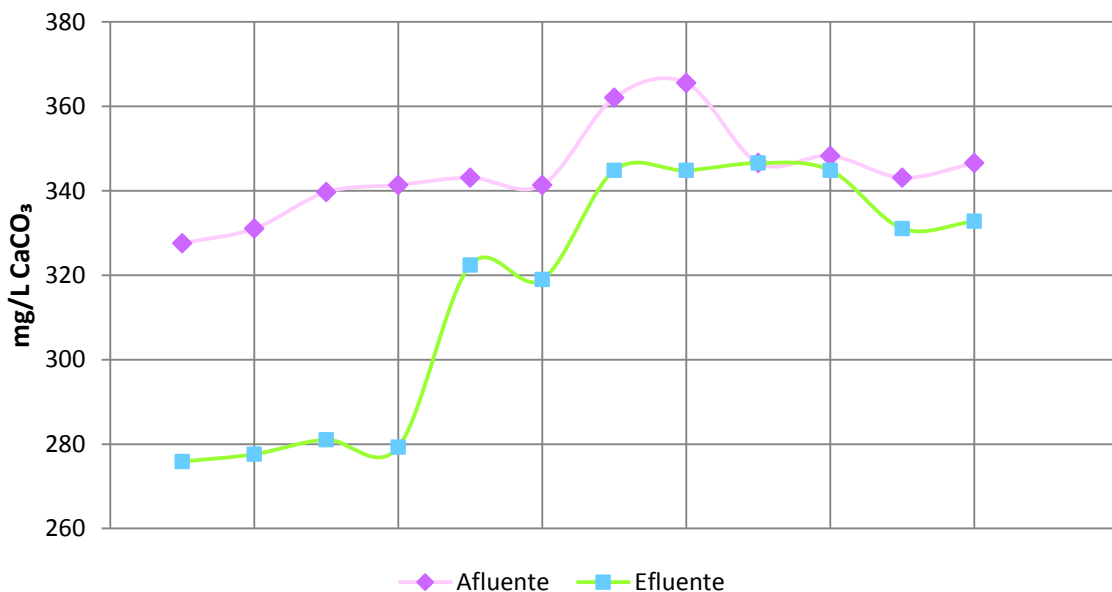
Capítulo V



Observando las gráficas se aprecia un aumento importante en los primeros puntos, pero al ir avanzando se van acercando las líneas del afluyente y efluente, esta es otra representación de lo importante que es mantener limpio el material filtrante, y que el agua a tratar contiene altas concentraciones de sólidos que son capturados por el medio filtrante.

Uno de los mayores problemas del agua de la FES Aragón es la presencia de sales en el agua, esto puede provocar incrustaciones en las tuberías entonces al reducir los sólidos se podrían prevenir fugas y rupturas de las mismas.

DETERMINACIÓN DE DUREZA TOTAL

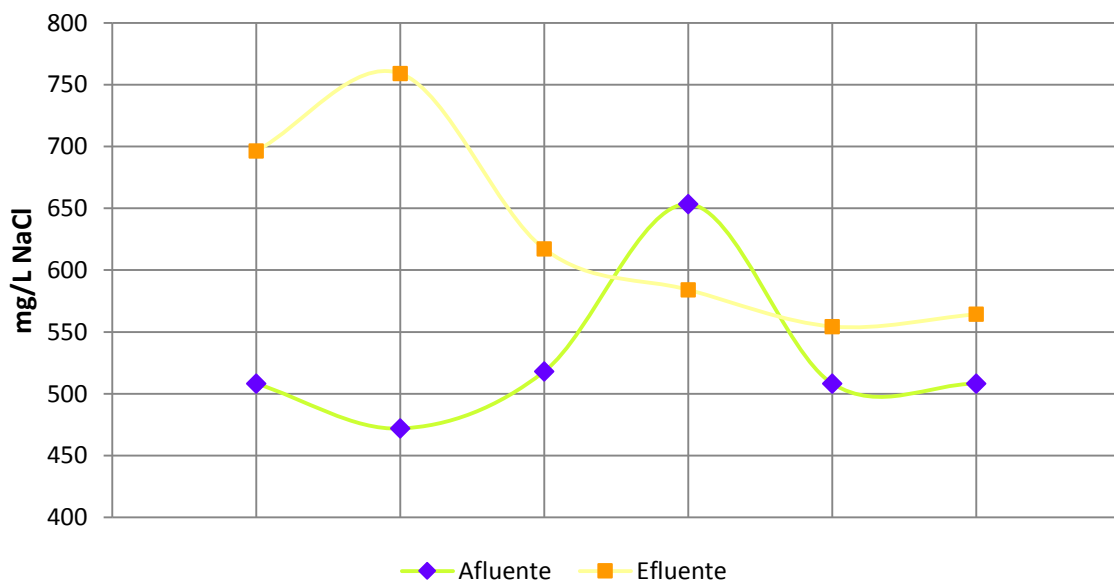
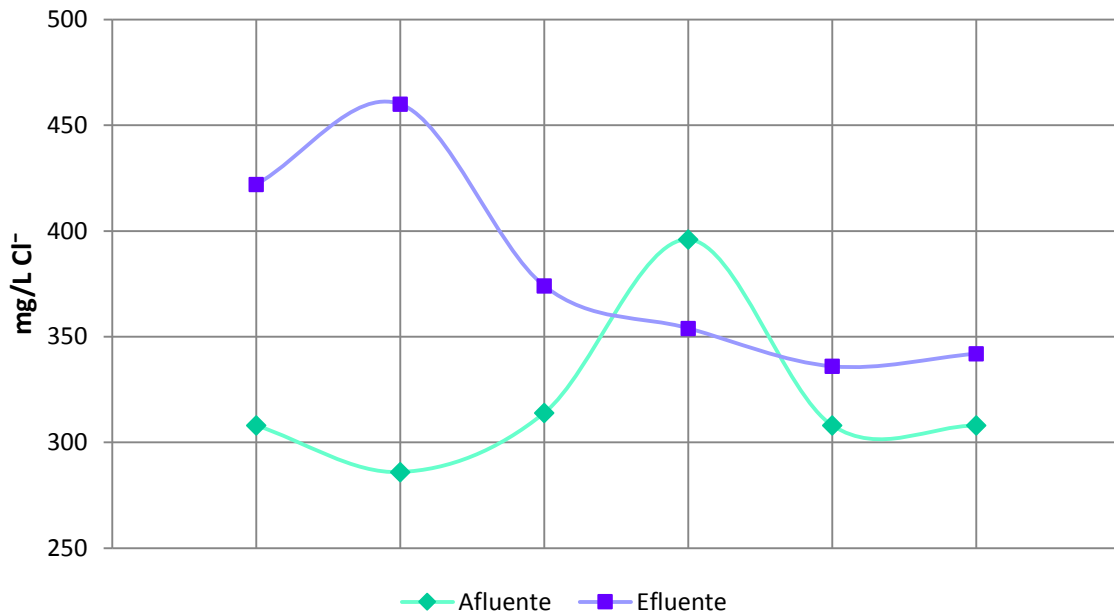


Capítulo V

La dureza total mide la cantidad de sales de calcio y magnesio presentes en el agua, esto también se refleja en los Sólidos Totales, ya que mientras más dura sea la muestra de agua habrá más sólidos disueltos.

El agua de la FES Aragón se considera agua muy dura, es decir, tiene por encima de los 300 mg/L de CaCO_3 , y como se puede observar en los primeros puntos de la gráfica el efluente llega a valores por debajo de los 300 mg/L, esto quiere decir que utilizando estos filtros se puede resolver o disminuir la cantidad de sales en el agua, haciéndola menos dura.

DETERMINACIÓN DE CLORUROS



Capítulo V

En la primera gráfica se muestran los valores de cloruros en mg/L, mientras que en la segunda gráfica se hizo una conversión para mostrar los cloruros como cloruro de sodio, comúnmente conocido como sal.

Este parámetro es bastante alto en el agua potable de la FES Aragón, en las gráficas anteriores podemos observar que, a excepción de un punto, el afluente es menor que el efluente, esto significa que las sales aumentaron y esto pudo ser causado por que los materiales filtrantes son arenas, y al no ser lavadas y enjuagadas de manera adecuada, pudieron afectar el efluente.

La razón por la que en la dureza hubo una reducción y en los cloruros aumentó el valor del efluente es porque la dureza mide sales de calcio y magnesio mientras que en los cloruros también se incluye el cloruro de sodio, por lo tanto, se puede inferir que el efluente es afectado por sales de sodio.

Estos fueron todos los parámetros analizados, a continuación se muestra una tabla donde se resume el porcentaje de reducción en cada análisis:

TABLA 4 PROCENTAJES DE REMOCIÓN DE FILTRO HORIZONTAL

Parámetro	Porcentaje de Reducción
DQO	65.52%
Turbidez Nefelométrica	43.91%
pH	9.34%
Sólidos Totales	+16.71%
Dureza Total	8.13%
Cloruros	+19.71%

Como se puede apreciar en la tabla comparativa, hubo una reducción en la DQO, Turbidez, pH y Dureza, aunque el porcentaje de reducción en la dureza y pH no fue muy grande en comparación con la DQO y Turbidez. El problema son los Sólidos Totales y Cloruros que aumentaron, implicando la necesidad de darle un tratamiento secundario para reducir dichos parámetros.

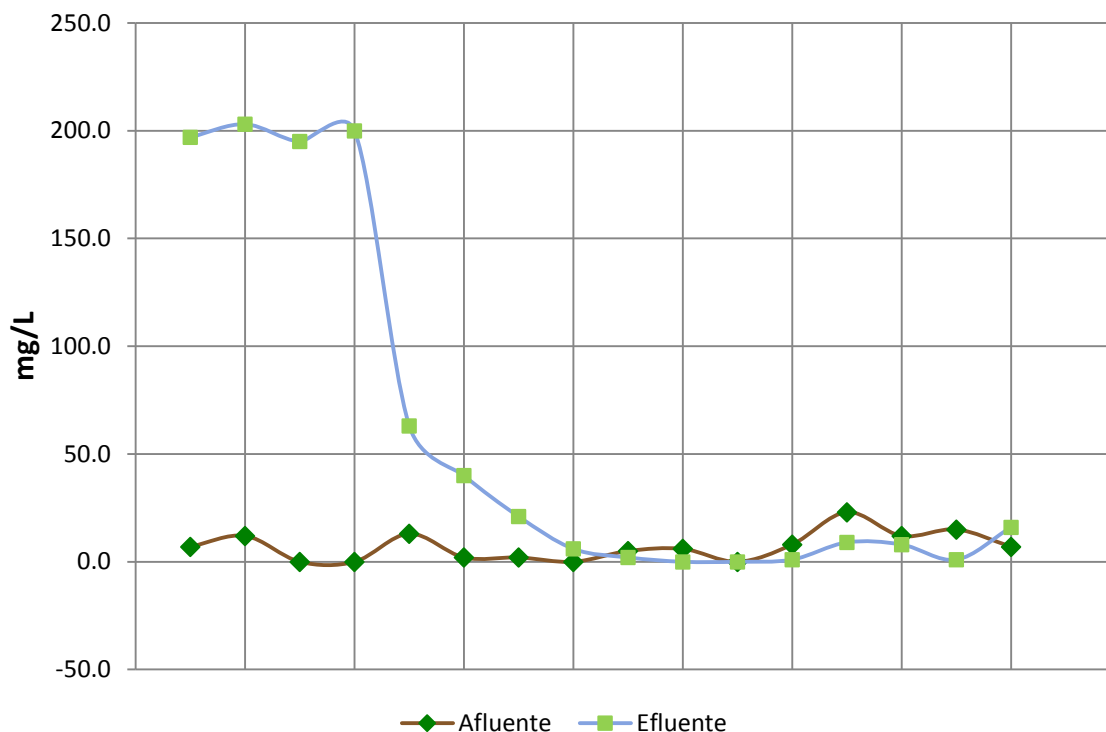
ANÁLISIS DE AGUA POTABLE CON FILTRO VERTICAL

Así como en el Filtro Horizontal, se analizaron los mismos parámetros en el Filtro Vertical. La diferencia de operación entre los dos filtros, es que en el vertical se utilizaron membranas de quitosano entre cada sección de material filtrante. Es importante mencionar que las membranas de quitosano son un medio experimental que se probaron como material

Capítulo V

filtrante para comparar los resultados con el filtro horizontal, para ver si se obtenían mejores resultados.

DETERMINACIÓN DE DQO

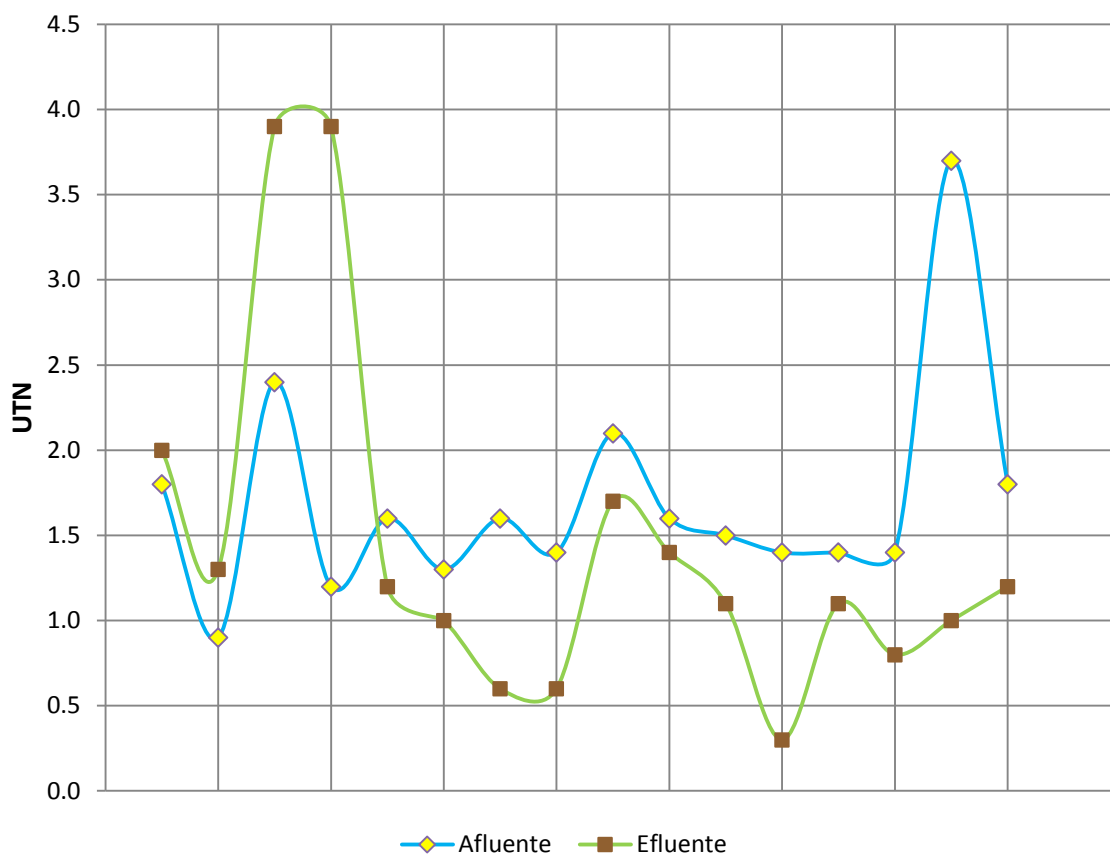


Esta gráfica compara los valores del afluente y del efluente de cada día que se tomaron muestras. Sin embargo, en los primeros puntos se muestran valores demasiado altos en el efluente comparado con los afluentes, esto ocurrió debido a que en esas primeras pruebas no se les dio un tratamiento a las membranas de quitosano, lo que causó que al entrar en contacto con la muestra de agua a filtrar se formará de nuevo un gel con ácido acético, es por esta razón que el efluente aumentó la DQO en gran medida.

Después de darles el tratamiento con hidróxido de sodio a las membranas, los valores comenzaron a disminuir, como se puede ver en la segunda mitad de la gráfica, incluso se logró reducir la DQO, por lo tanto, es bastante importante darles un tratamiento a las membranas para evitar que contaminen el agua.

Es importante mencionar que para poder sacar un promedio de remoción, no se tomaron en cuenta los primeros valores de DQO, ya que son bastante altos y no se hubiera podido dar un promedio preciso.

DETERMINACIÓN DE TURBIDEZ NEFELOMÉTRICA

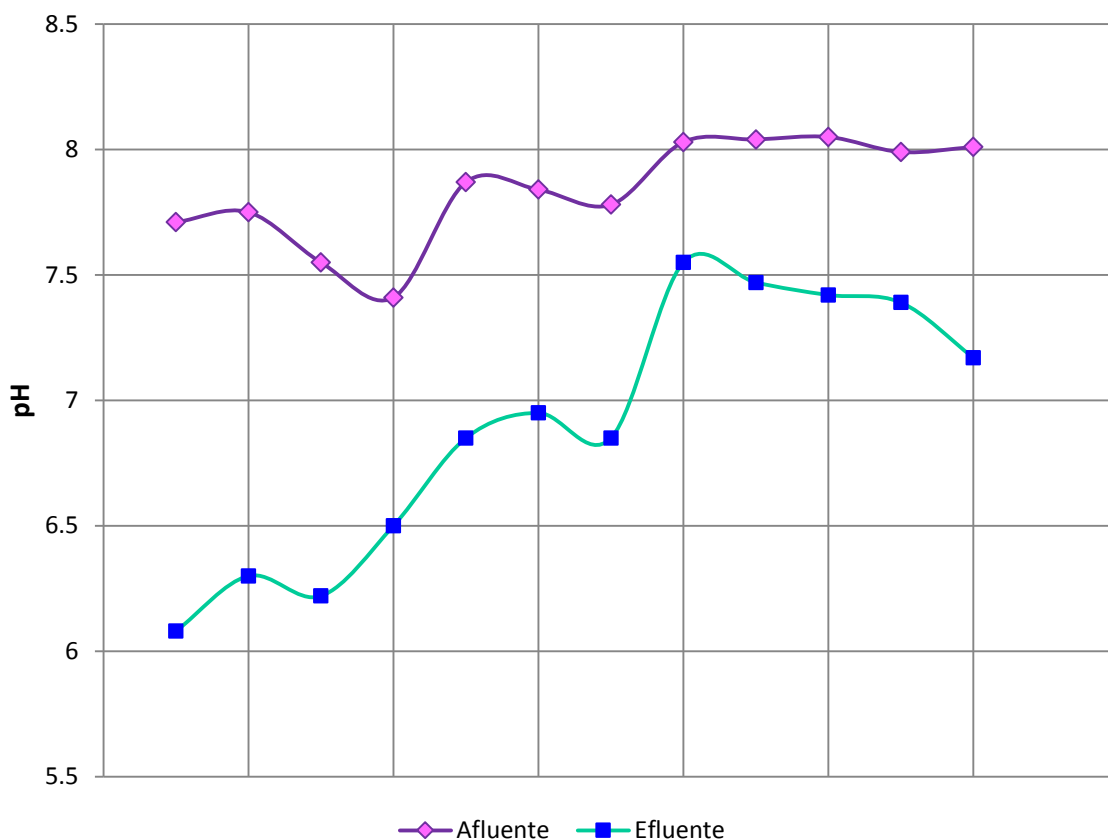


Al igual que en la DQO, en los primeros puntos, el efluente es mayor que el afluente, pero después de tratar las membranas se observa una reducción de la turbidez, infiriendo una disminución de los sólidos presentes en el agua.

Al tener valores más altos en el efluente, significa que la muestra se contaminó en alguna sección del filtro, pero otra opción, es que las membranas disolvieron al entrar en contacto con el agua, y contaminaron el efluente, es por esto que los valores aumentaron mucho en los primeros puntos.

Capítulo V

DETERMINACIÓN DE PH



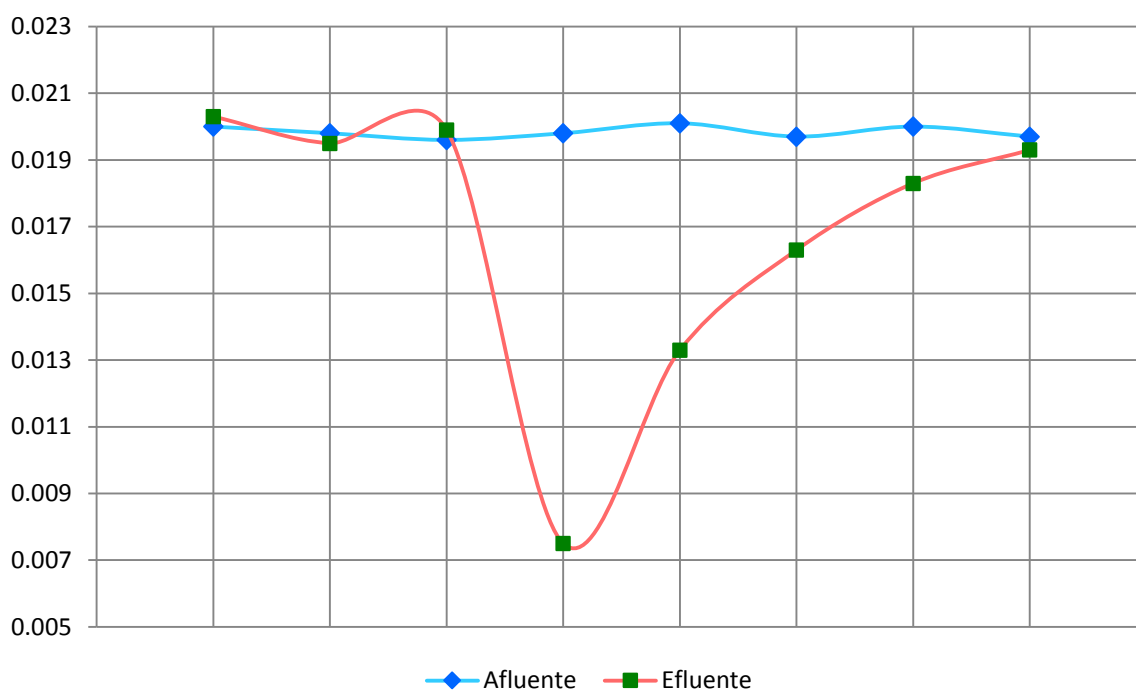
El pH es un indicador de acidez o alcalinidad del agua. El agua potable está usualmente en un intervalo neutro, es decir alrededor de 7.0, pero, el pH máximo permisible es 8.5 para consumo humano, por lo que las muestras analizadas se encuentran dentro de este intervalo.

No obstante, es importante mencionar que reducir el pH puede causar que en las tuberías no exista corrosión, pero en los primeros puntos los valores sí están por debajo del valor mínimo para consumo humano, es por esta razón que se deben tratar las membranas de quitosano para neutralizar el ácido acético utilizado en producirlas y así el agua no se contamine y tenga un pH ácido.

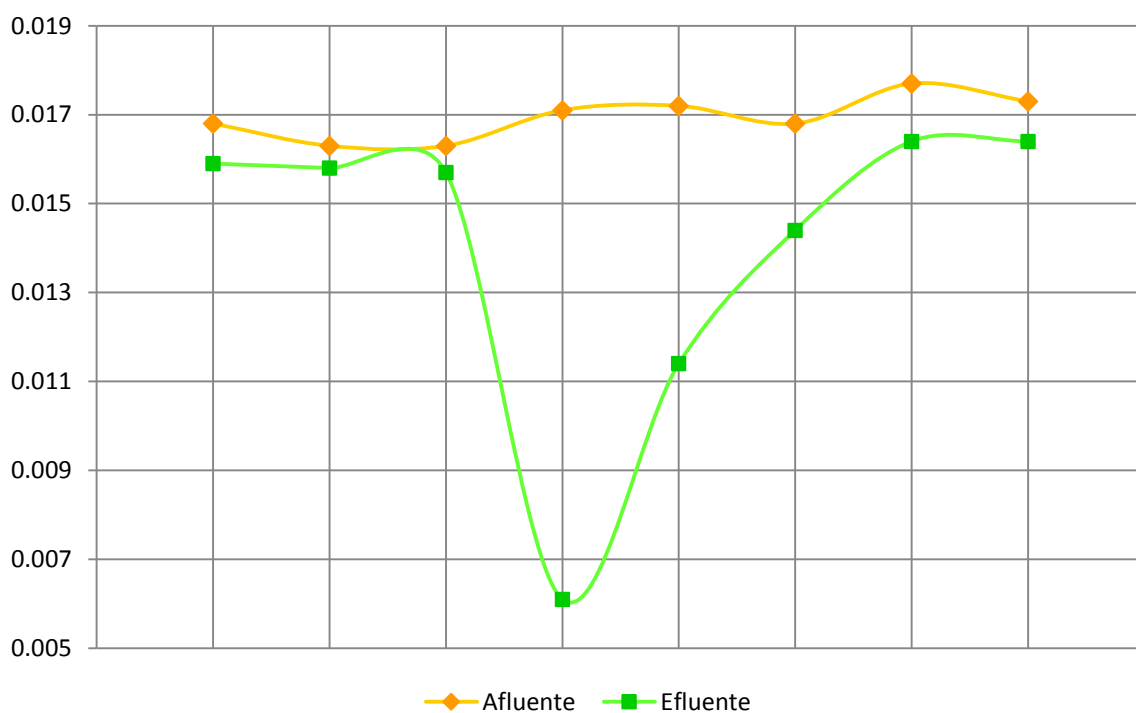
Capítulo V

DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES

Sólidos Totales Fijos



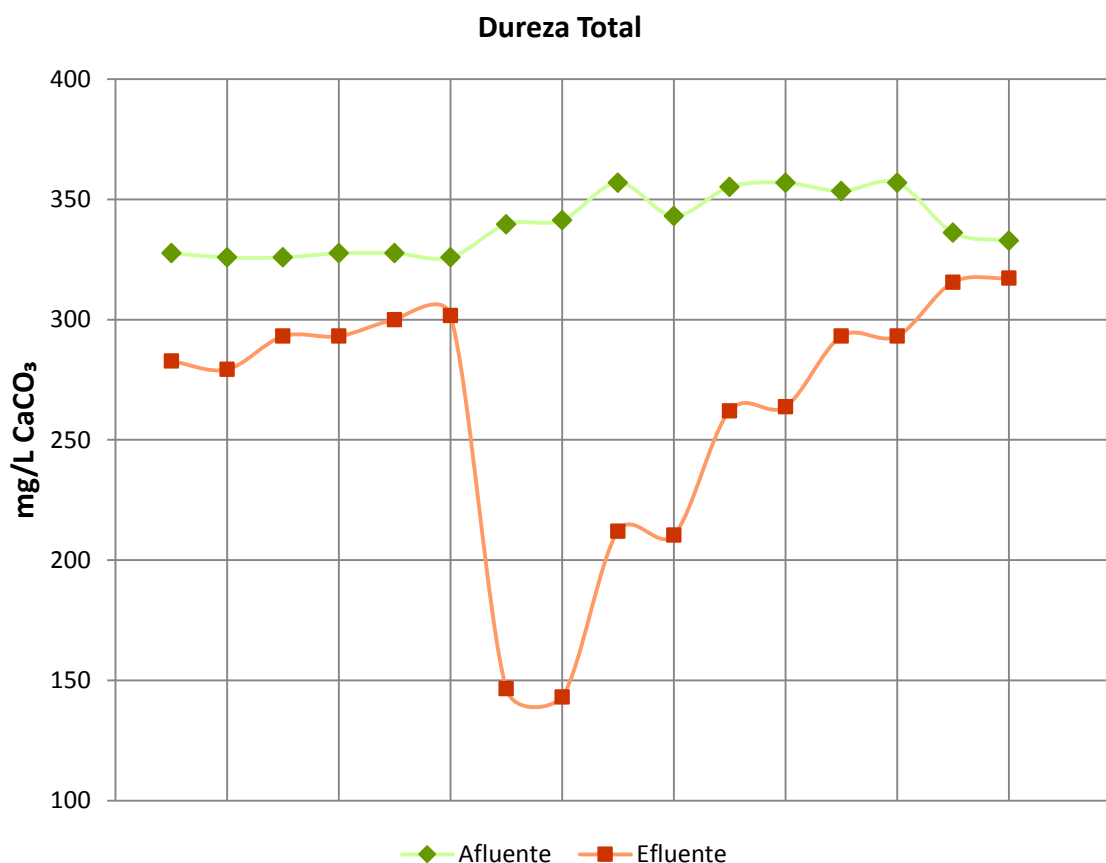
Sólidos Totales Volátiles





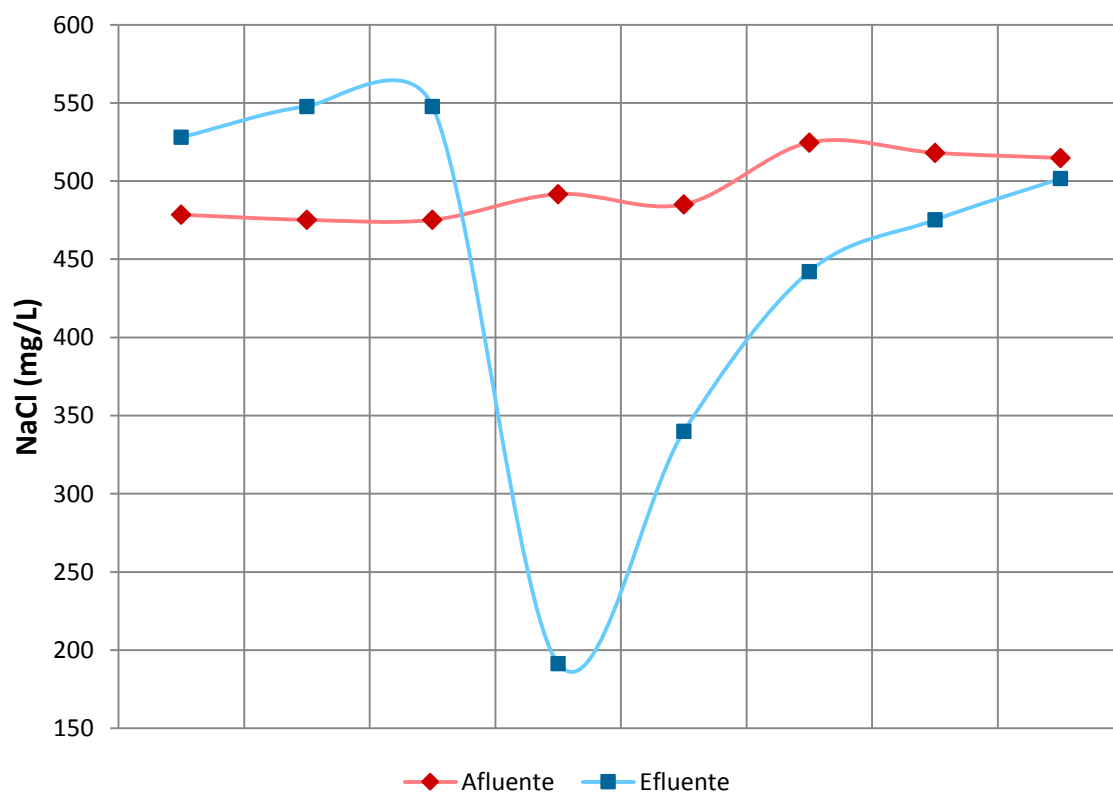
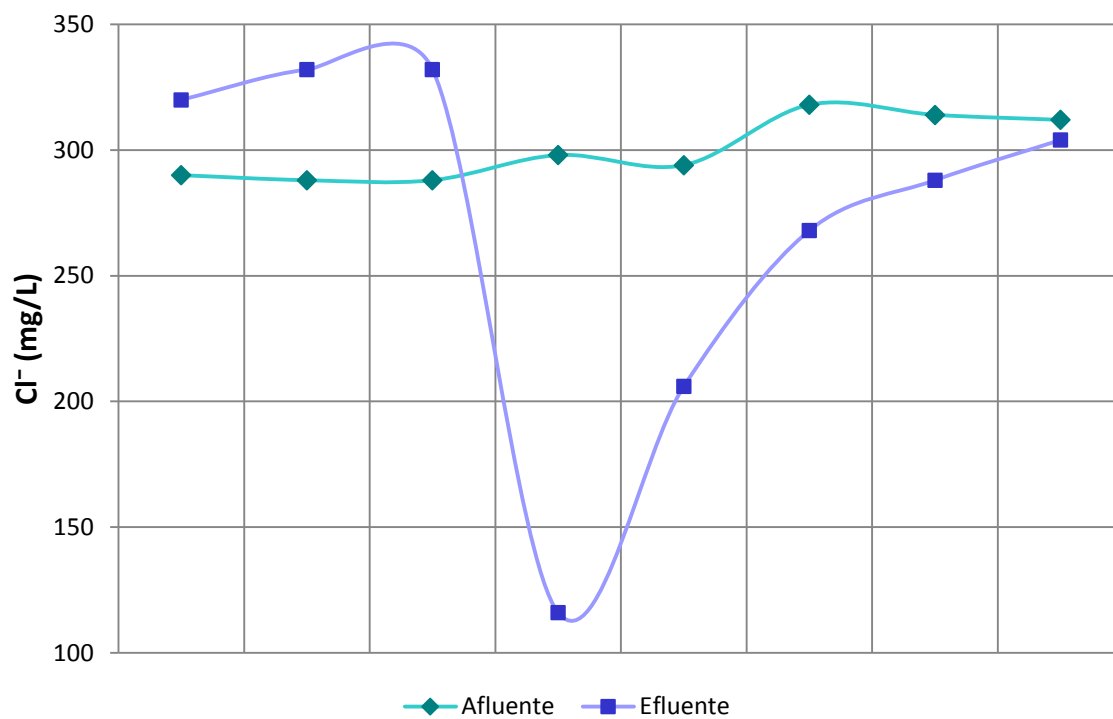
Como se observa en las gráficas el valor del afluente es casi el mismo que el efluente en los primeros puntos, pero al enjuagar el medio filtrante y volver a evaluar las muestras, se notó una reducción significativa, sobre todo en la primera lectura y en las siguientes fue menor la diferencia entre muestras, lo que indica que poco a poco el material va reteniendo menos sólidos, por lo tanto, si se quiere reducir la mayor cantidad, es necesario estar lavando constantemente el medio filtrante.

DETERMINACIÓN DE DUREZA



En la dureza también se observa el mismo comportamiento que en los sólidos, los primeros puntos muestran una pequeña reducción, destacando que al lavar el medio filtrante, mejorando su eficiencia, pero al paso del tiempo, la diferencia entre muestras se va reduciendo, por lo tanto, se debe lavar el material para asegurar una remoción aún mayor.

DETERMINACIÓN DE CLORUROS



Capítulo V

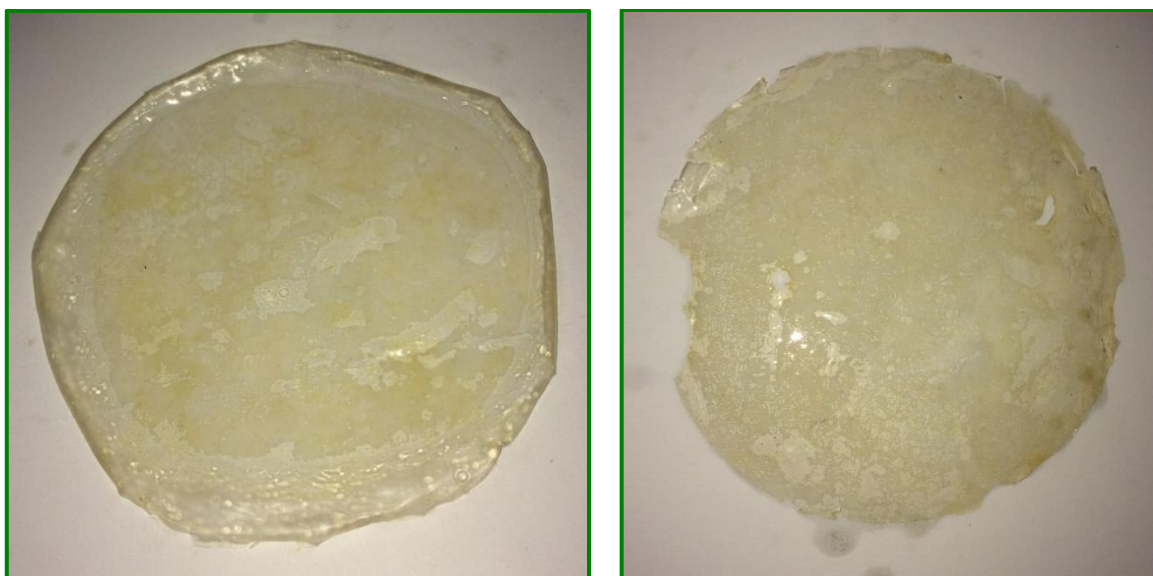
De nuevo en los cloruros se muestra un comportamiento donde el efluente fue mayor que el afluente en los primeros puntos. Sin embargo, al lavar el material filtrante y cambiar las membranas de quitosano se redujo la concentración de sales, y nuevamente es importante mantener en óptimas condiciones el filtro, además de cambiar las membranas una vez que ya se utilizaron para filtrar agua.

Al igual que en el filtro horizontal, a continuación se muestra una tabla mostrando los porcentajes de reducción en cada uno de los parámetros medidos:

TABLA 5 PORCENTAJES DE REMOCIÓN DE FILTRO VERTICAL

Parámetro	Porcentaje de Reducción
DQO	51.32%
Turbidez Nefelométrica	14.76%
pH	12%
Sólidos Totales	16.21%
Dureza Total	22.56%
Cloruros	9.83%

Algo interesante que se pudo observar al cambiar las membranas de quitosano, es que aquellas que ya habían sido utilizadas para filtrar mostraron residuos o rastros de material en ellas, es decir, manchas amarillentas que pueden representar sales o sólidos adsorbidos, o incluso metales, esto es curioso, ya que se nota mucho la diferencia cuando ya sirvió su propósito, lo cual se aprecia de mejor manera en las siguientes fotografías.



FOTOGRAFÍA 27 MEMBRANAS DE QUITOSANO USADAS EN FILTRO (FUENTE: AUTOR)



FOTOGRAFÍA 28 MEMBRANA DE QUITOSANO NO USADA EN FILTRO (*FUENTE: AUTOR*)

Por lo anterior, se puede comentar que el sistema sí funciona y que las membranas remueven algunos contaminantes mejorando la calidad del agua. Es muy importante tener en cuenta cambiar las membranas cuando se utilice el filtro durante varios ciclos.

A diferencia del Filtro Horizontal, se pudo reducir cada uno de los parámetros medidos, el mayor porcentaje lo tuvo la DQO, todos los demás parámetros tuvieron porcentajes similares, esto quiere decir que la membrana de quitosano tiene un papel muy importante en la remoción de contaminantes, debido a que el quitosano y sus propiedades ayudan a mejorar la eficiencia de remoción de los materiales filtrantes.

CAPÍTULO VI

**CONCLUSIONES Y
RECOMENDACIONES**

CONCLUSIONES

Como se explicó antes, el objetivo de este trabajo de tesis fue mejorar la calidad del agua potable de la FES Aragón, por ello se propuso un filtro que además de materiales filtrantes granulares, tuviera membranas hechas de quitosano como agente adsorbente para remover sólidos y sales, cabe recordar que este es un prototipo y que el quitosano es un material experimental.

El quitosano es utilizado en muchas industrias, como agente cicatrizante y/o reparador, conservador de alimentos, encapsulador, entre otros. En lo que se refiere a la filtración de agua, se ha utilizado para remover metales, por ejemplo Martínez (2008) utilizó el quitosano para adsorber Cu (II), Cd (II) y Co (II) en sistemas acuosos, obtenido a partir de la *Daphnia pulex* y concluyó que puede utilizarse como agente adsorbente para el tratamiento de aguas residuales que contengan iones de cadmio, cobalto y cobre, además propuso una manera de recuperar el metal adsorbido sometiendo el quitosano a un medio ácido y recuperando el metal concentrado mediante algún proceso electroquímico; Li, *et al.*, (2016; 2017) reportaron el uso de membranas nanofibras para adsorber iones de Cr (VI), mostrando resultados prometedores al realizar filtración química de Cr (VI) en un flujo de paso único como membranas de adsorción para la descontaminación del agua, además concluyen que estas membranas adsorben los iones Cr (VI), por encima de Cu (II), Cd (II), y Pb (II) cuando estos iones metálicos son coexistentes. Sin embargo en la realización de este trabajo se encontró literatura, como la antes mencionada, que sólo reporta el uso de quitosano para adsorción de metales, no para adsorción de sólidos y sales disueltas en el agua, por esta razón se optó por utilizar la membrana de quitosano para reducir los sólidos y sales disueltas.

Se seleccionó el método que produjo el mejor grado de desacetilación de entre varias metodologías encontradas en la literatura, dado que el quitosano obtenido carecía de color aparente, se omitió la decoloración al momento de fabricarlo, lo cual no afectó su desempeño como medio filtrante.

Se logró solucionar la problemática de la disolución de la membrana de quitosano al contacto con el agua mediante un tratamiento con hidróxido de sodio como se explicó antes, esto es muy importante porque al filtrar el agua, se contaminaba, y los valores de DQO aumentaban considerablemente.

Con el fin de hacer comparaciones entre las eficiencias de remoción, se utilizaron dos tipos de filtro, uno de flujo horizontal constituido sólo por el medio filtrante granular y otro de flujo vertical que además de contar con el material granular, se le equipó con membranas de quitosano fabricadas. Ambos tienen diferentes tiempos de contacto y condiciones de diseño que también influyeron en los resultados.

Capítulo VI

El Filtro Horizontal, sirvió para saber qué materiales podrían proporcionar la mejor eficiencia en la filtración de agua potable, es decir, que no la contaminaran y tuvieran una excelente remoción de contaminantes, principalmente sólidos y sales disueltas. Los materiales más eficientes fueron: Arena sílica fina, Arena sílica de granulometría fina-media y el carbón activado.

Con base en los resultados obtenidos, se puede concluir que los medios filtrantes tuvieron una gran eficiencia de remoción en la DQO y Turbidez, muy poca reducción en el pH y Dureza Total. Sin embargo, provocaron el aumento en la concentración de Sólidos Totales y Cloruros, por lo tanto no se cumplió el objetivo de remover sólidos y sales disueltas en el agua potable que es uno de los parámetros más altos que tiene el agua en la FES Aragón.

Al añadir la membrana de quitosano en el segundo filtro (vertical), se observó una reducción en cada uno de los parámetros medidos, por lo tanto se puede concluir que el objetivo se cumplió, porque se demostró que usar membranas ayuda al proceso de adsorción de sólidos y sales disueltas presentes en el agua, mejorando así el porcentaje de remoción.

Dado que ambos filtros los medios filtrantes son los mismos se asume que la membrana de quitosano cumplió con la función de adsorber y remover contaminantes en el agua y mejorar su calidad.

Por último, como lo dice el título de este trabajo, se propuso un filtro económico, y se considera así ya que se utilizaron desechos de camarón para hacer las membranas de quitosano.

Se construyó un prototipo experimental, buscando disminuir espacios, con tiempos de filtración que permitiesen buenas eficiencias, proponiendo tanto la estructura como los materiales, sin embargo se pueden hacer modificaciones para mejorarlo tanto en su estructura como en su proceso de mantenimiento, sobre todo para evitar fugas y no correr el riesgo de romperlo.

La información, antecedentes y metodología de este trabajo servirá para concientizar a los alumnos de Ingeniería Civil que existen desechos orgánicos, como los caparzones de camarón, que pueden servir para otros propósitos y no ser considerados como desperdicios.

El proceso químico para extraer la quitina y su posterior conversión a quitosano, así como convertirlo en membranas o pelets, podría servir como una práctica de laboratorio para la materia de Química en Ingeniería.

Capítulo VI

RECOMENDACIONES

En este trabajo se probaron distintas fuentes de quitina, en un principio se intentó utilizar un microcrustáceo, la “Artemia salina” como fuente de quitina. Sin embargo, al ser organismos muy pequeños es muy difícil remover el exceso de agua, y sin un proceso de liofilización es muy difícil llegar a un peso constante, además de que el porcentaje recuperado de quitina y quitosano se reduce, al extraerlos de estos crustáceos.

Al tratar de utilizar la artemia como fuente de quitina se intentó crear un ambiente de reproducción en una pecera, tratando de mantener una producción constante de quitosano, pero para mantener una población abundante es necesario tener mucho cuidado con las condiciones del agua y el alimento requerido para la reproducción de estos organismos, la temperatura, las sales y el oxígeno disuelto también son de gran importancia.

Por las razones anteriores, es que se optó por no utilizar la artemia salina como fuente de quitina.

Tanto la quitina y el quitosano son materiales bastante en el tratamiento y remoción de contaminantes en agua. Sin embargo, aún es un recurso que no se aprovecha totalmente, si se busca utilizarlo en procesos de tratamiento de agua, se recomienda lo siguiente:

- No utilizar un proceso de secado que involucre una temperatura alta, debido a que los materiales de los cuales se extrae la quitina, en su mayoría, son orgánicos y al estar en contacto con agua, los microorganismos presentes comienzan a degradar rápidamente el tejido, lo que podría causar una alteración en las características del producto final.
- En los procesos de desproteneización, desmineralización y desacetilación es más recomendable usar un baño de agua para mantener una temperatura constante, el usar una parrilla de calentamiento puede generar una pérdida de temperatura en la solución debido a la transferencia de temperatura que tiene el vidrio.
- Si se va a usar un termómetro es muy importante cuidar que no se rompa, ya que si el mercurio llega a entrar en contacto con la muestra en algún proceso, el material reaccionará con el metal, puesto que tiene sitios activos que el metal ocupará, alterando sus propiedades y degradando la calidad del quitosano.
- Se recomienda guardar las muestras en un refrigerador. Si se utiliza un proceso de evaporación mediante calor, es necesario evitar la descomposición del material, por lo tanto se recomienda guardar la muestra en un ambiente frío.

Capítulo VI

- Si se requiere extraer quitina de organismos muy pequeños, como la artemia salina, es recomendable usar un proceso de liofilización, el cuál es eficiente en remover el exceso de agua, pero se debe tener en cuenta que este proceso es caro y tardado, pero al ser organismos muy pequeños es más recomendable que usar calor.
- Debido al manejo de sustancias corrosivas como el hidróxido de sodio es importante usar máscaras de gas para evitar inhalar los gases que despiden este material al ser mezclado con el agua.
- Además de no tocar el recipiente, se debe tener mucho cuidado con no pipetear los reactivos químicos con la boca, porque puede causar quemaduras en la boca y en el esófago si es consumido, use material destinado a esto por ejemplo una propipeta.
- Al preparar las disoluciones de alta concentración molecular de hidróxido de sodio, es muy importante no tocar el recipiente que lo contiene sin algún tipo de guante protector, esto es porque la reacción es exotérmica, es decir que libera energía, por lo tanto el contacto de esta sustancia con la piel puede causar quemaduras graves.
- Otro aspecto que vale la pena mencionar es el uso de un recipiente plano para secar las muestras una vez filtradas y lavadas, el extender la muestra en una superficie plana ayuda a que su secado sea mucho más rápido y mejor.
- En los procesos de lavado de las muestras, se debe de enjuagar muy bien, y no se debe tirar directamente al desagüe, se deben de neutralizar las soluciones para poder ser desechadas ya que los materiales son corrosivos, y si las tuberías son metálicas se corre el riesgo de corroerlas y causar fugas.
- Cuando se hagan membranas de quitosano es muy importante enjuagarlas con una disolución de NaOH para neutralizar el ácido residual que tengan, esto evitará que la membrana se disuelva al entrar en contacto con agua.
- Otro aspecto importante es que cada que se utilice el filtro para tratar agua o bien haya transcurrido de una a cuatro semanas sin usarse el filtro, se deben cambiar las membranas de quitosano ya que, al ser orgánicas, se pueden degradar, perder propiedades y contaminar el agua.
- En este trabajo, se utilizó el quitosano como membrana pero también se pueden hacer pruebas como medio filtrante en forma de cápsulas o bolitas, haciendo que el agua pase a través de ellas. Para formar estas cápsulas de quitosano se debe formar el gel con el mismo procedimiento para las membranas, utilizando un gotero se toma el gel y se dejan caer gotas en un ambiente alcalino para neutralizar el ácido.

Capítulo VI

Para mantener en buen estado ambos filtros (horizontal y vertical) se recomienda:

- Mantener el filtro húmedo, porque el material filtrante al secarse se expande contra las paredes del filtro, esto puede causar grietas y rupturas en el filtro provocando fugas al hacer pasar agua, o bien se debe retirar el material para evitar esto.
- Al desmontar y retirar las piezas del filtro se debe hacer con mucho cuidado para que no salte el material o se llegue a caer una sección del filtro, esto sucede debido a la presión que existe entre el tubo y las piezas.
- Antes de tomar muestras de afluentes y efluentes de los filtros es importante enjuagar y humedecer el material filtrante ya que al estar sin agua puede generar polvo y otros contaminantes que pueden influir en los resultados de los análisis, por lo tanto se debe enjuagar el material antes de utilizarlo como filtro.
- Es muy importante mantener las muestras refrigeradas después de tomarlas si es que no se va a realizar análisis el día que se tomaron.
- Siempre que se vaya a lavar el material se debe enjuagar en un recipiente para evitar desperdiciar agua y filtrarlo en una red de una malla muy fina.
- El filtro horizontal se debe mantener tapado para evitar que el polvo y el material se contaminen, además cada que se tomen muestras se debe enjuagar el material.
- Para evitar rupturas se recomienda buscar un material de soporte que ayude a mantener firme la estructura del filtro, ya que el acrílico es muy propenso a romperse con la presión, o bien buscar un sustituto que tenga un mejor comportamiento a la temperatura y su flexibilidad soporte la expansión y contracción del material que contiene.
- Ambos filtros se deben mantener en un área limpia y en lugares frescos con temperaturas entre los 25 y 28 °C, para evitar que el material se expanda y se contraiga y provoque rupturas y fugas en el filtro.
- Cuando se vierta agua en el filtro es importante no dejar pasar mucho caudal muy rápidamente, ya que al solo estar sellado con presión el agua puede fugarse entre las piezas, y al maniobrar el filtro se puede resbalar de las manos por estar mojado.
- Al enjuagar cada material, no se debe dejar húmedo al volverlo a poner en su sección, además no se debe llenar por completo el espacio disponible, debido a que la presión aumenta contra el tubo de acrílico, se deben dejar unos 5 cm de altura entre la pieza de Nylamid y la superficie del material filtrante.

Este filtro es un prototipo, por lo tanto se pueden hacer mejoras para aumentar la eficiencia del filtro, por ejemplo se recomienda:

Capítulo VI

- El material de soporte entre cada sección debe estar sellado con abrazaderas o algún sistema de cuerda para que se eviten fugas o que el material que conforma las paredes de las secciones se rompa.
- Tener en cuenta el coeficiente de expansión y contracción de los materiales, debido a que la presión que ejercen en las paredes del filtro puede causar grietas o romper completamente el filtro.
- Además de darle resistencia al filtro, un sistema de cuerda puede hacer que sea mucho más fácil desmontar y montar el filtro para lavar el material filtrante, siempre se debe tener en cuenta que limpiar el material filtrante es muy importante para la eficiencia del filtro, también cambiar la membrana de quitosano cada que se utilice.
- Otra posibilidad es que en lugar de tener tres secciones diferentes unidas por un material de soporte, se puede dejar un filtro con secciones divididas por materiales de filtración, utilizando empaques para cambiar las membranas y un sistema de cuerda para poder desenroscar las secciones.
- En este trabajo se usaron piezas de Nylamid para sellar cada sección, pero al no tener un diámetro mucho mayor, se unieron por dentro del tubo de acrílico, esto causo que la presión del material filtrante y dichas piezas fuera totalmente hacia el acrílico, estas piezas se pueden cambiar para que en vez de ejercer presión sobre el tubo, le dieran soporte por fuera, es decir tener un diámetro más grande y poder abrazar las secciones del filtro, para evitar romperlo.

REFERENCIAS

INFORMACIÓN TEÓRICA

Abdou, E. S., Nagy, K. S. A., Elsabee, M. Z. (2008). Extraction and characterization of chitin and chitosan from local sources. *Bioresource Technology*. 99. 1359-1367.

Abdulkarim, A., Isa, M., Abdulsalam, S., Muhamad, A. J., Ameh, A. O. (2013). Extraction and characterisation of chitin and chitosan from Mussel Shell. *Civil and Environmental Research*. 3. 108-114.

Acharya, B., Kumar, V. Varadaraj, M. C., Lalitha, R., Rudrapatnam, N. (2005). Characterization of chito-oligosaccharides prepared by chitoanalysis with the aid of papain and pronas, and their bactericidal action against *Bacillus cereus* and *E. coli*. *Biochemical Journal*. 391. 167-175.

Agüero, G., Argüelles, W., Peniche, C. (1989). Estudio de la cristalinidad de la quitosana. *Revista Cubana de Química*. 5(1). 25.

Aiba, S. (1991). Studies on chitosan: 3. Evidence for the presence of random and block copolymer structure in partially N-acetylated chitosans. *International Journal of Biological Macromolecules*. 13. 40-44.

Alsarra, I.A., Betigeri, S.S., Zhang, H., Evans, B.A., Neau, S.H. (2002). Molecular weight and degree of deacetylation effects on lipase-loaded chitosan bead characteristics. *Biomaterials*. 23. 3637-3644.

Aranaz, I., Mengibar, M., Harris, R., Panos, I., Miralles, B., Acosta, N. (2009). Functional characterization of chitin and chitosan. *Current Chemical Biology*. 3. 203-230.

Arbia, W., Arbia, L., Adour, L., Amrane, A. (2013). Chitin extraction from crustaceans

Argüelles, L., Álvarez, O., Pérez, M. E., Pérez, C., Peniche, W. (1988). Aprovechamiento integral de los desechos de langosta. *Memorias de Quimindustria, Química Aplicada Tomo II*. 528.

Argüelles, M., Gárciga, C. Peniche, W. (1990). Study of the stoichiometric polyelectrolyte complex between chitosan and carboxymethyl cellulose. *Polymer Bull*. 23. 307.

Argüelles, W., Heras, A. C., Acosta, N., Galed, G., Gallardo, A., Miralles, B., Peniche, C., Román, J. S. (2004). Caracterización de quitina y quitosano. *Quitina y quitosano: obtención, caracterización y aplicaciones*. Ed. Fondo Editorial Pontificia Universidad Católica de Perú. Perú.

Argüelles, W., Peniche-Covas, C. (1993). Preparation and characterization of a mercaptan derivative of chitosan for the removal of mercury from brines. *Die Angewandte Makromolekulare Chemie*. 207. 1-8.

Asadollahi, M., Bastani, D., Musavi, S. A. (2017). Enhancement of Surface properties and performance of reverse osmosis membranes after surface modification: A review. *Desalination*. 420. 330-383.

Baker, R. W. (2012). *Membrane Technology and Applications*. (3ra. Ed). Newark, California. John Wiley and Sons Ltd.

Banat, F., Haija, M. A., Munirasu, S. (2016). Use of membrane technology for oil field and refinery produced water treatment – A review. *Process Safety and Environmental Protection*. 183-202.

Bansal, R. C., Goyal, M. (2005). *Activated carbon adsorption*. CRC press.

Benhabiles, M. S., Salah, R., Lounici, H., Drouiche, N., Goosen, M. F. A., Mameri, N. (2012). Antibacterial activity of chitin, chitosan and its oligomers prepared from shrimp shell waste. *Food Hydrocolloids*. 29. 48-56.

Bhatnagar, A., Sillanpää, M. (2009). Applications of chitin- and chitosan-derivatives for the detoxification of water and wastewater – A short review. *Advances in Colloid and Interface Science*. 152. 26-38.

Blackwell J., Gardner, K.H., Kolpak, F.J., Minke, R., Classey, W.B. (1980). *ACS Symposium Serie*, 141, 315.

Cadena, R. A. (2008). *Selección de un filtro para clarificar y abrillantar cerveza, a partir del comparativo entre un filtro de placas verticales y un filtro de candelas*. Tesis de Licenciatura. Instituto Politécnico Nacional.

Calderón, R. (2000). The epidemiology of chemical contaminants of drinking water. *Food and Chemical Toxicology*. 38. S13-S20.

Cantor, K. (1997). Drinking water and cancer. *Cancer Causes and Control*. 8. 292-308.

Carbotecnia, tratamiento de agua y aire. (2004). Filtros de grava, arena silica y antracita. *Boletín técnico AG-009*.

Castaño, G. G., Montero, J. L. (1999). *Filtración en Múltiples Etapas Tecnología innovativa para el tratamiento de agua*. Cali, Colombia. Artes Gráficas de Univalle.

Cestari, A. R., Vieira, E. F. S., Matos, J. D. S., dos Anjos, D. S. C. (2005). Determination of kinetic parameters of Cu(II) interaction with chemically modified thin chitosan membranes. *Journal of Colloid and Interface Science*. 285. 288-295.

Chaidez, C., Soto, M., Martínez, C., Keswick, B. (2008). Drinking water microbiological survey of the Northwestern State of Sinaloa, México. *Journal of Water and Health*. 06. 125-129.

Chang, C.-T. (1982). Studies on the use of crab chitin as a water-insoluble support for the immobilization of pineapple stem bromelain and the preparation of some affinity adsorbents for proteinase. *Journal of the Chinese Agricultural and Chemical Society*. 20. 45-60.

Chaussard, G. & Domard, A. (2005). *Biomacromolecules* 5. 559-564.

Chen, J., Wang, Q., Hua, Z. Du, G. (2007). Research and application of biotechnology of in textile industries in China. *Enzyme and Microbial Technology*. 40. 1651-1655.

Cho, Y. W., Jang, J., Park, C. R., Ko, S. W. (2000). Preparation and solubility in acid water of partially deacetylated chitins. *Biomacromolecule*. 1. 609-614.

Cho, Y. I., No, H. K., Meyers, S. P. (1998). Physicochemical characteristics and functional properties of various commercial chitin and chitosan products. *Journal of Agricultural Food Chemistry*. 46. 3839-3843.

Choudhary, A. K. (2017). Analyzing filter media performance. *Filtration + Separation*. 42-46.

Crini, G. (2005). Recent developments in polysaccharide-based materials used as adsorbents in wastewater treatment. *Progress in Polymer Science*. 30. 38-70.

Cocolezzi, H. H., Almanza, E. Á., Agustin, O. F., Nava, E. L. V., Cassellis, E. R. (2009). Obtención y caracterización de quitosano a partir de exoesqueletos de camarón. *Superficies y Vacío*. 22(3). 57-60.

Colina, M., Ayala, A., Rincón, D., Molina, J., Medina, J. Ynciarte, R., Vargas, J., Montilla, B. (2014). Evaluación de los procesos para la obtención química de quitina y quitosano a partir de desechos de cangrejos. Escala piloto e industrial. *Revista Iberoamericana de Polímeros*. 15(1). 21-43.

Cowan, B. (2005). *Topics in Statistical Mechanics*. University of London, UK. Imperial College Press Advanced Physics Texts: Volume 3.

Dash, M., Chiellini, F., Ottenbrite, R. M., Chiellini, E. (2011). Chitosan a versatile semi-synthetic polymer in biomedical applications. *Progress in Polymer Science*. 36. 981-1014.

Dorris, K. L., Yu, B., Zhang, Y., Shukla, A., Shukla, S. S. (2000). The removal of heavy metal from aqueous solutions by sawdust adsorption – removal of copper. *Journal of Hazardous Materials*. B80. 33-42.

El Rayess, Y., Albasi, C. Bacchin, P., Taillandier, P., Raynal, J., Mietton-Peuchot, M., Devatine, A. (2011). Cross-flow microfiltration applied to oenology: A review. *Journal of Membrane Science*. 382. 1-19.

Elimelech, M., Phillip, W. A. (2011). The Future of Seawater Desalination: Energy, Technology, and the Environment. *Science*. 333. 712-717.

Elizondo, Q. A. G., Herrera, C. E. N. (2012). Evaluación de medios filtrantes para la reducción de sulfuro de hidrógeno en el mejoramiento de la calidad de biogás. *Departamento de Ambiente y Desarrollo*. Honduras.

Eijsink, V. G. H., Aam, B. B., Heggset, E. B., Norberg, A. L., Sorlie, M., Varum, K. M. (2010). Production of Chitoooligosaccharides and Their Potential Applications in Medicine, *Marine Drugs*, 8 (5), 1482-1517.

Environmental Protection Agency. (1995). *Water Treatment Manuals Filtration*. Ireland.

Fievet, P., Crini, G., Morin-Crini, N., Fatin-Rouge, N., Déon, S. (2014). Metal removal from aqueous media by polymer-assisted ultrafiltration with chitosan. *Arabian Journal of Chemistry*. 10. S3826-S3839.

Gardner, K.H., Blackwell, J. (1975). Refinement of the Structure of β -Chitin. *Biopolymers*. 14. 1581.

Gautier, S., Xhaufaire-Uhoda, E., Gonry, P., Piérard, G. E. (2008). Chitin-glucan, a natural cell scaffold for skin moisturization and rejuvenation. *International Journal of Cosmetic Science*. 30. 459-469.

Gelman Sciences. (1995). *Handbook of Industrial Membranes*. USA.

Gildberg, A., Stengberg, E. A. (2001). A new process for advanced utilization of shrimp waste. *Process Biochemistry*. 36. (8-9). 809-812.

Gupta, D. (2007). Antimicrobial treatments for textiles. *Indian Journal of Fibers & Textile Research*. 32. 254-263.

Gozalvez, J. M., Lora, J., Mendoza, J. A., Sancho, M. (2002). Modelling of a low-pressure reverse osmosis system with concentrate recirculation to obtain high recovery levels. *Desalination*. 144. 341-345.

Guibal, E. (2004). Interactions of metal ions with chitosan-based sorbents: a review. *Separation and Purification Technology*. 38. 43-74.

H. Ayuntamiento de Nezahualcóyotl. (2010). Historia del municipio. Recuperado el 23 de enero de: <http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM15mexico/municipios/15058a.html>.

Hamed, I., Özogul, F., Regenstein, J. M. (2015). Industrial applications of crustacean by-products (chitin, chitosan and chitooligosaccharides): A review. *Trends in Food Science & Technology*. 48. 40-50.

Hawari, A., Elfaki, H., Mulligan, C. (2015). Enhancement of multi-media filter performance using talc as a new filter aid material: Mechanistic study. *Journal of Industrial and Engineering Chemistry*. 24. 71-78.

He, X., Li, K., Xing, R., Liu, S., Hu, L., Li, P. (2015). The production of fully deacetylated chitosan by compression method. *Egyptian Journal of Aquatic Research*.

Hernández, H. C., Almanza, E. A., Flores, O. A., Viveros, N. E. L., Cassellis, R. E. (2009). Obtención y caracterización de quitosano a partir de exoesqueletos de camarón. *Superficies y Vacío*. 22(3). 57-60.

Hwang, J. K., Shin, H. H. (2000). Rheological properties of chitosan solutions. *Korea-Australia Rheology Journal*. 12(3/4). 175-179.

Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo. (2016). Documentación toxicológica para el establecimiento del límite de exposición profesional del cloruro de polivinilo (PVC). *Documentación Límites Exposición Profesional*. 105.

Islam, M. S., Khan, S., Tanaka, M. (2004). Waste loading in shrimp and fish processing effluents: potential source of hazards to the coastal and nearshore environments. *Marine Pollution Bulletin*. 49. 103-110.

Jamaly, S., Darwish, N. N., Ahmed, I., Hasan, S. W. (2014). A short review on reverse osmosis pretreatment technologies. *Desalination*. 354. 30-38.

Jha, I. N., Iyengar, L., Prabhakara Rao, A. V. S. (1988). Removal of Cadmium using Chitosan. *Journal of Environmental Engineering*. 114-4. 962-974.

Ji, Y., Qian, W., Yu, Y., An, Q., Liu, L., Zhou, Y., Gao, C. (2017). Recent developments in nanofiltration membranes based on nanomaterials. *Chinese Journal of Chemical Engineering*.

Khalili, A., Morad, M. R., Matyka,, Liu, B., Malekmohammadi, B.R., Weise, J., Kuypers, M. M. (2014). Porosity variation below fluid-porous interface. *Chemical Engineering & Science*.10. 311-316.

Khan, T. A., Peh, K. K., Ch'ng. (2002). Reporting degree of deacetylation values of chitosan: the influence of analytical methods. *Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Science*. 5(3). 205-212.

Khor, E., Lim, L. Y. (2003). Implantable applications of chitin and chitosan. *Biomaterials*. 24. 2339-2349.

Krajewska, B. (2004). Application of chitin- and chitosan-based materials for enzyme immobilizations: a review. *Enzyme and Microbial Technology*. 35. 126-139.

Krajewska, B. (2005). Membrane-based processes performed with use of chitin/chitosan materials. *Separation and Purification Technology*. 41. 305-312.

Kubota, N., Eguchi, Y. (1997). Facile preparation of water-soluble N-acetylated chitosan and molecular weight dependence of its water-solubility. *Polymer Journal*. 29. 123-127.

Kumar, A., Musale, D. A., Pleizier, G. (1999). Formation and characterization of poly(acrylonitrile)/ Chitosan composite ultrafiltration membranes.

Kumar, R., Majeti, N. V. (2000). A review of chitin and chitosan applications. *Reactive & Functional Polymers*. 46. 1-27.

Kurita, K. (2001). Controlled functionalization of the polysaccharide chitin. *Progress in Polymer Science*. 1927.

Kurita, K., Tomita, K., Tada, T., Ishii, S., Nishimura, S., Shimoda, K. (1993). Squid Chitin as a Potential Alternative Chitin Source: Deacetylation Behavior and Characteristic Properties. *Journal of Polymer Science*. 31. 485-491.

Kurita, K., Tomita, K., Ishi, S., Nisimura, S., Shimoda, K. (1993). B-chitin as a convenient starting material for acetolysis for efficient preparation of N-acetylchitooligosaccharides. *Journal of Polymer Science, Polymer Chemistry*. 31. 2393-2395.

Ismail, A. F., Hilal, N., Matsuura, T., Goh, P. S. (2016). Recent trends in membranes and membrane processes for desalination. *Desalination*. 391. 43-60.

LeChevallier, M., Gullick, R., Karim, M.; Friedman, M., Funk, J. (2003). The potential of health risks from intrusion of contaminants into the distribution system from pressure transients. *Journal of Water and Health*. 06. 3-14.

Li, C., Lou, T., Yan, X., Long, Y., Cui, G., Wang, X. (2017). Fabrication of pure chitosan nanofibrous membranes as effective absorbent for dye removal. *International Journal of Biological Macromolecules*.

Li, L., Li, Y., Yang, C. (2016). Chemical filtration of Cr (VI) with electrospun chitosan nanofiber membranes. *Carbohydrate Polymers*. 140. 299-307.

Li, L., Zhang, J., Li, Y., Yang, C. (2017). Removal of Cr (VI) with a spiral wound chitosan nanofiber membrane module via dead-end filtration. *Journal of Membrane Science*. 544. 333-341.

Li, W., Li, Z., Yu, Q., Cui, Y., Xie, F., Li, Y., Chen, M. (2017). Adsorption properties of activated carbon from reed with a high adsorption capacity. *Ecological Engineering*. 102. 443-450.

Lombraña, A., Ignacio, J., Gutiérrez, A., Álvarez, A., García, P. E., Menéndez, R. A., Varona, H. F. (2010). Análisis de la operabilidad de nuevos medios filtrantes para la regeneración y aprovechamiento de efluentes secundarios. *Informe del Proyecto(URA 10/03)*.

Mark, H. F., Bikales, N., Overberger, C. G., Menges, G. (1985). *Encyclopedia of Polymer Science and Engineering*. Wiley, New York. John Wiley and Sons Eds. 20.

Markey, M. L., Bowman, M. L., Bergamini, M. V. W. (Eds.). (1985). *Chitin and Chitosan, Elsevier Applied Science*. Londres. p. 713.

Martínez, A. P. (2009). *Propiedades estructurales y fungísticas de biopelículas de quitosano obtenido de ensilados de desecho de camarón*. Tesis de Maestría. Universidad de Sonora.

Martínez, S. A. (2008). *Adsorción de Cu (II), Cd (II) y Co (II) como contaminantes disueltos en sistemas acuosos mediante quitosano obtenido a partir de la Daphnia pulex*. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Metropolitana.

Martínez, S. A. (2010). Calidad del agua en la Facultad de Estudios Superiores Aragón. *Matices, Revista de Posgrado*. 5-2. No. 12. p. 33-52. Recuperado el 23 de enero de 2017 de: www.revistas.unam.mx/index.php/matices/article/download/25718/24210.

Martínez, S. A. & Márquez, M. (Septiembre, 2016). Medición de caudales en la FES Aragón: datos, logros y propuestas. *Conferencia del 20 Aniversario del Centro Tecnológico Aragón*.

Márquez, M. & Martínez, S. A. (2016). *Informe de Calidad del Agua en los Edificios de la FES Aragón. Período enero – junio 2016*. México: Facultad de Estudios Superiores Aragón. 17 p.

Mathur, N. K. & Narang, C. K. (1990). Chitin and chitosan, versatile polysaccharides from marine animals. *Journal of Chemical Education*. 67. 938-942.

Mazeau, K., Wint er, W.T., Chanzy H. (1994). *Macromolecules*. 27, 7606.

Mckay, G., Blair, H. S., & Findon, A. (1989). Equilibrium studies for the sorption of metal-ions onto chitosan. *Indian Journal of Chemistry Section a-Inorganic Bio-Inorganic Physical Theoretical & Analytical Chemistry*. 28(5). 356-360.

Mohammad, A. W., Ang, W. L., Hilal, N., Leo, C. P. (2015). A review on the applicability of integrated/hybrid membrane processes in water treatment and desalination plants. *Desalination*. 363. 2-18.

Mohammed, M. H., Williams, P. A., Tverezovskaya, O. (2013). Extraction of chitin from prawn shells and conversion to low molecular mass chitosan. *Food Hydrocolloids*. 31. 166-171.

Moulin, P., Regula, C., Carretier, E., Wyart, Y., Gésan-Guiziou, G., Vincent, A., Boudot, D. (2014). Chemical cleaning/disinfection and ageing of organic UF membranes: A review. *Water Research*. 56. 325-365.

Mourya, V. K., Inamdar, N. N., Tiwari, A. (2010). Carboxymethyl chitosan and its applications. *Advanced Material Letters*. 1. 11-33.

Musale, D. A., Kulkarni, S. S. (1998). Effect of Membrane-Solute Interactions on Ultrafiltration Performance. *Journal of Macromolecular Science. Part C*. 38:4. 615-636.

Muzzarelli, R. A. A. (1973). *Natural chelating polymers: alginic acid chitin and chitosan*. New York. Pergamon Press Ltd.

Muzzarelli, R. A. A. (1977). *Chitin*. Great Britain: Pergamon Press Ltd.

Muzzarelli, R. A. A. (1984). *Encyclopedia of Polymer Science and Engineering*. Wiley, New York. H. F. Mark, N. M. Bikales, C. G. Overberger., G. Menges (Eds.) 2nd Edition.

Muzzarelli, R. A. A. (1997). Human enzymatic activities related to the therapeutic administration of chitin derivatives. *Cellular and Molecular Life Sciences*. 53-2. 131-140.

Nair, K. G. R., Madhavan, P. (1984). Chitosan for Removal of Mercury from Water. *Central Institute of Fisheries Technology*. 21. 109-112.

National Enviromental Services Center. Filtración Lenta con Arena. West Virginia University.

Nemerrow, N. L. (1971). *Liquid waste of Industry*. California. Addison Wesley Publishing Company.

Nieto, J. M., Peniche, C., Padrón, G. (1991). Characterization of Chitosan by pyrolysis-mass spectrometry, thermal analysis and differential scanning calorimetry. *Thermochimica Acta*. 176. 63-68.

No, H. K., Meyers, S. P. (1995). Preparation and characterization of chitin and chitosan: a review. *Journal of Aquatic Food Product Technology*. 4, 27- 52.

No, H. K., Lee, S. H., Park, N.Y., Meyers, S. P. (2003). Comparison of physicochemical, binding, and antibacterial properties of chitosan prepared without and with deproteineization process. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 51(6). 7659-7663.

Nunes, S. P., Le, N. L. (2016). Materials and membrane technologies for water and energy sustainability. *Sustainable Materials and Technologies*. 7, 1-28.

Oatley-Radcliffe, D. L., Walters, M., Ainscough, T. J., Williams, P. M., Mohammad, A. W., Hilal, N. (2017). Nanofiltration membranes and processes: A review of research trends over the past decade. *Journal of Water Process Engineering*. 19. 164-171.

Ordaz, R. R. (1998). *Optimización de una línea de producción en la industria alimenticia, a través de equipos de ultrafiltración y su impacto en la valuación de activos*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México.

Organización Mundial de la Salud. (2006). Guías para la calidad del agua potable. Recuperado el 25 de enero de 2017 de: http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/gdwq3rev/es/index.html

Organización Panamericana de la Salud. (2005). Guía para diseño de sistemas de tratamiento de filtración en múltiples etapas. Recuperado el 21 de febrero de 2017 de: http://www.bvsde.paho.org/bvsacg/guialcalde/2sas/d23/029_Dise%C3%B1o_tratamiento_Filtracion_ME/Dise%C3%B1o_tratamiento_Filtraci%C3%B3n_ME.pdf

Parada, L. G., Crespín, G. D., Miranda, R., Katime, I. (2004). Caracterización de quitosano por viscosimetría capilar y valoración potenciométrica. *Revista Iberoamericana de Polímeros*. 5(1). 1-16.

Paulino, A. T., Simionato, J. I., Garcia, J. C., Nozaki, J. (2006). Characterization of chitosan and chitin produced from silkworm crysalides. *Carbohydrates Polymers*. 64. 98-103.

Peniche-Covas, C., Álvarez, L., Argüelles, W. (1992). The adsorption of mercury ions by chitosan. *Journal of Applied Polymer Science*. 42. 1147.

Peniche-Covas, C., Alvarez, L. W., Arguelles-Monal, W. (1987). The adsorption of mercury ions by chitosan. *Journal of Applied Polymer Science*. 46. 1147.

Pillai, C. K. S., Paul, W., Sharma, C P. (2009). Chitin and Chitosan polymers: chemistry solubility and fiber formation. *Progress in Polymer Science*. 34. 641-678.

Pontius, F. W. (1990). *Water quality and treatment*. New York. 4th Ed. McGraw-Hill, Inc.

Ramírez, M. Á., Rodríguez, A. T., Alfonso, L., & Peniche, C. (2010). Chitin and its derivatives as biopolymers with potential agricultural applications. *Bioteconología Aplicada*. 27. 270-276.

Ratnayaka, D. D., Brandt, M. J., & Johnson, K. M. (2009). *Twort's Water Supply*. Oxford, USA. Elsevier Ltd. 6th Edition. 315-350.

Ricci, B. C., Ferreira, C. D., Marques, L. S., Martins, S. S., Reis, B. G., Amaral, M. C. S. (2017). Assessment of the chemical stability of nanofiltration and reverse osmosis membranes employed in treatment of acid gold mining effluent. *Separation and Purification Technology*. 174. 301-311.

Rinaudo, M. (2006). Chitin and Chitosan: Properties and applications. *Progress in Polymer Science*, 604.

Roberts, G. A. F. (1992). Structure of Chitin and Chitosan in G. A. F. Roberts (Ed.). *Chitin Chemistry*. Londres, UK. Palgrave Macmillan. pp. 85-91.

Robinson, S., Abdullah, S. Z., Bérubé, P., Le-Clech, P. (2016). Ageing of membranes for water treatment: Linking changes to performance. *Journal of Membrane Science*. 503. 177-187.

Romero, T. J. L. (1999). *Selección y Diseño de un Sistema de filtración a partir de la comparación de dos medios de filtración para remover huevos de helminto de un efluente primario avanzado*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México.

Rudall, K. M. (1969). Chitin and Its Association with Other Molecules, *J. Polymer SCI*, 28, 83-102.

Rudrapatnam N. T. & Farooqahmed S. K. (2003). Chitin – The Undisputed Biomolecule of Great Potential, *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 43:1, 61-87.

Saito, Y., Putaux, J. L., Okano, T., Gaill, F., Chanzy, H. (1997). Structural aspects of the swelling of β -chitin in HCl and its conversion into α -chitin. *Macromolecules*. 30. 3867-3873.

Salehi, E., Daraei, P., Shamsabadi, A. A. (2016). A review on chitosan-based adsorptive membranes. *Carbohydrate Polymers*. 152. 419-432.

Sánchez, L. D., Sánchez, A., Galvis, G., Latorre, J. (2006). Filtración en Múltiples Etapas. *Documento de Revisión Técnica 15*. IRC Centro Internacional en Agua y Saneamiento.

Schutyser, M. A. I., Dijkshoorn, J. P., Wagterveld, R. M., Schroën, C. G. P. H., Boom, R. M. (2017). A comparison of microfiltration and inertia-based microfluidics for large scale suspension separation. *Separation and Purification Technology*. 173. 86-92.

Shahidi, F. (1996). Role of Chemistry and Biotechnology in Value-Added Utilization of Shellfish Processing Discards. *ChemInform*, 27(15).

Shenvi, S. S., Isloor, A. M., Ismail, A. F. (2015). A review of RO membrane technology: Developments and challenges. *Desalination*. 368. 10-26.

Shon, H. K., Phuntsho, S., Chaudhary, D. S., Vigneswaran, S., Cho, J. (2013). Nanofiltration for water and wastewater treatment – A mini review. *Drinking Water. Engineering and Science*. 6. 47-53.

Sidhu, K., Nash, D., McBride, D. (1995). Need to revise the national drinking water regulation for cooper. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*. 22. 95-100.

Singh, R., Hankins, N. P. (2016). Chapter 2. Introduction to Membrane Processes for Water Treatment. *Emerging Membrane Technology for Sustainable Water Treatment*. 15-43.

Sinha, S., Chand, S., Tripathi, P. (2014). Microbial Degradation of chitin waste for production of chitosanase and food related bioactive compounds. *Applied Biochemistry and Microbiology*. 30. 125-133.

Stretz, H. A., Esfahani, M. R., Tyler, J. L., Wells, M. J. M. (2015). Effects on a dual nanofiller, nano-TiO₂ and MWCNT, for polysulfone-based nanocomposite membranes for water purification. *Desalination*. 372. 47-56.

Sutherland, K. (2012). Filtration improvements progress global clean water provision. *Filtration+Separation*. 12-16.

Sutherland, K. (2014). Filtration and sedimentation in clean water production. *Drinking & other pure water production*.

Synowiecki, J., & Al-Khateeb, N. A. (2003) Production, Properties, and Some New Applications of Chitin and Its Derivatives, *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 43:2, 145-171.

Thakur, V. K., Voicu, S. I. (2016). Recent advances in cellulose and chitosan based membranes for water purification: A concise review. *Carbohydrate Polymers*. 146. 148-165.

The Textile Institute. (2009). *Advanced textiles for wound care*. Washington, D.C.: Woodhead Publishing Limited. 125.

Tolaimatea, A., Desbrieresb, J., Rhazia, M., Alaguic, A. (2003). Contribution to the preparation of chitins and chitosans with controlled physico-chemical properties. *Polymer*. 7939-7952.

United States Patent and Trademark Office. (2004). <http://uspto.gov/patft/index.html>. Citado por Araya, A., Meneses, L. (2010). Influencia de Algunos Ácidos Orgánicos Sobre las Propiedades Físico-Químicas de Películas de Quitosano Obtenidas a Partir de Desechos de Cangrejo. *Revista Tecnológica ESPOL-RTE*. 23-1. 143-148.

Velásquez, L. (2003, Abril). Algunos Usos del Quitosano en Sistemas Acuáticos. *Revista Iberoamericana de Polímeros*. 4, 2.

Vergara, M. D. R. (2008). *Efecto de presión en un prototipo de ultrafiltración utilizando membrana de acetato de celulosa en espiral*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México.

Vigneswaran, S., Ben Aim, R., Kandasamy, J., Pradhan, M. (2014). Modelling of particle deposition in a submerged membrane microfiltration system. *Desalination*. 350. 14-20.

Yakub, I., Plappally, A., Leftwich, M., Malatesta, K., Friedman, K. C., Obwoya, S., Nyongesa, F., Maiga, A. H., Soboyego, A. O. B., Logothetis, S., Soboyejo, W. (2013). Porosity, flow and filtration characteristics of frustum-shaped ceramic filters. *Journal of Environmental Engineering*. 139. 986-994.

Yen, M.-T., Yang, J.-H., Mau, J.-L. (2009). Physicochemical characterization of chitin and chitosan from crab shells. *Carbohydrate Polymers*. 75. 15-21.

Yi, H., Wu, L-Q., Bentley, W. E., Ghodssi, R., Rubloff, G. W., Culver, J. N. (2005). Biofabrication with chitosan. *Biomacromolecules*. 6. 2881-2894.

Younes, I., Hajji, S., Frachet, V., Rinaudo, M., Jellouli, K., Nasri, M. (2014). Chitin extraction from shrimp shell using enzymatic treatment. Antitumor, antioxidant and antimicrobial activities of chitosan. *International Journal of Biological Macromolecules*. 69. 489-498.

Younes, I., Hajji, S., Rinaudo, M., Chaabouni, M., Jellouli, K., Nasri, M. (2016). Optimization of proteins and minerals removal from shrimp shells to produce highly acetylated chitin. *International Journal of Biological Macromolecules*. 84. 246-253.

Zapata, C. P. F. (2015). *Análisis de la operación y mantenimiento de un filtro grueso dinámico a escala real en el sistema de agua potable de limón playa, canton Santa Rosa, provincia del oro*. Tesis de Licenciatura. Universidad Técnica de Machala.

Zhang, H., Du, Y., Yu, X., Mitsutomi, M., Aiba, S. I. (1999). Preparation of chitooligosaccharides from chitosan by a complex enzyme. *Carbohydrate Research*. 320. 257-260.

Zikakis, J. P. (1984). *Chitin, Chitosan and Related Enzymes*. Orlando, Florida: Academic Press, Inc.

FIGURAS, DIAGRAMAS, IMÁGENES Y TABLAS

Nunes, S. P., Le, N.L. (2016). *Reserva total global de agua para uso humano*. [Diagrama 1] Modificado de: *Materials and membrane technologies for water and energy sustainability*.

FIGURAS

Cadena, R. A. (2008). *Mecanismos de filtración*. [Figura 1]. Recuperado de: *Selección de un filtro para clarificar y abrillantar cerveza, a partir del comparativo entre un filtro de placas verticales y un filtro de candelas*. Tesis de Licenciatura. Instituto Politécnico Nacional.

Galvis, G. (1999). *Esquema de un sistema de filtración en múltiples etapas*. [Figura 2]. Recuperado de: *Development and Evaluation of Multistage Filtration Plants. An Innovative, Robust and Efficient Water Treatment Technology*. Modificado por: **Sánchez, L. D.**, Sánchez, A., Galvis, G., Latorre, J. (2006). Recuperado de: *Filtración en Múltiples Etapas*.

Organización Panamericana de la Salud. (2005). *Esquema de un filtro grueso dinámico.* [Figura 3]. Recuperado de: *Guía para diseño de sistemas de tratamiento de filtración en múltiples etapas.*

Organización Panamericana de la Salud. (2005). *Esquema de un filtro grueso ascendente en capas.* [Figura 4]. Recuperado de: *Guía para diseño de sistemas de tratamiento de filtración en múltiples etapas.*

Organización Panamericana de la Salud. (2005). *Esquema de un filtro grueso ascendente en serie.* [Figura 5]. Recuperado de: *Guía para diseño de sistemas de tratamiento de filtración en múltiples etapas.*

Organización Panamericana de la Salud. (2005). *Esquema de un filtro lento de arena.* [Figura 6]. Recuperado de: *Guía para diseño de sistemas de tratamiento de filtración en múltiples etapas.*

El Rayess, Y., Albasi, C. Bacchin, P., Taillandier, P., Raynal, J., Mietton-Peuchot, M., Devatine, A. (2011). *Esquema de microfiltración de flujo cruzado.* [Figura 7]. Recuperado de: *Cross-flow microfiltration applied to oenology: A review.*

The Textile Institute. (2009) *Estructura química de la celulosa.* [Figura 8]. Recuperado de: *Advanced textiles for wounds care.*

The Textile Institute. (2009) *Estructura química de la quitina.* [Figura 9]. Recuperado de: *Advanced textiles for wounds care.*

The Textile Institute. (2009) *Estructura química del quitosano.* [Figura 10]. Recuperado de: *Advanced textiles for wounds care.*

Sociedad Mexicana de Ciencia y Tecnología de Superficies y Materiales. (2009). *Gráfica de pH vs. mL de NaOH.* [Figura 11]. Recuperado de: *Obtención y caracterización de quitosano a partir de exoesqueletos de camarón.*

Sociedad Mexicana de Ciencia y Tecnología de Superficies y Materiales. (2009). *Gráfica de la primera derivada.* [Figura 12]. Recuperado de: *Obtención y caracterización de quitosano a partir de exoesqueletos de camarón.*

IMÁGENES

Archivo del autor. [Imagen 1] *Dimensiones y piezas de tubo de acrílico en 3D.*

Archivo del autor. [Imagen 2] *Diagrama 3D de filtro con membrana de quitosano.*

Archivo del autor. [Imagen 3] *Tapas de Nylon, dimensiones y esquema 3D.*

Archivo del autor. [Imagen 4] *Esquema 3D de filtro.*

Archivo del autor. [Imagen 5] *Estructura propuesta y filtro.*

TABLAS

Mathur, N. K. & Narang, C. K. (1990). *Fuentes de quitina y quitosano.* [Tabla 1]
Recuperado de: *Chitin and chitosan, versatile polysaccharides from marine animals.*

Synowiecki, J., & Al-Khateeb, N. A. (2003) *Aplicaciones de la quitina y sus derivados.* [Tabla 2]. Recuperado de: *Production, Properties, and Some New Applications of Chitin and Its Derivatives.*

Archivo del autor. *Parámetros evaluados, técnica y equipo utilizados.* [Tabla 3].

Archivo del autor. *Porcentajes de remoción de filtro horizontal.* [Tabla 4].

Archivo del autor. *Porcentajes de remoción de filtro vertical.* [Tabla 5].

ANEXOS

ANEXO 1

PREPARACIÓN DE SOLUCIONES UTILIZADAS EN EL PROCESO DE EXTRACCIÓN DE QUITINA Y QUITOSANO

- PARA PREPARAR 2M HCL:

Se utilizó ácido clorhídrico cuyas especificaciones técnicas son:

Datos:

$$\rho_{\text{HCl}} = 1.185 \text{ g/mL}$$

$$\% \text{ Pureza} = 36.5\%$$

$$\text{P.M.} = 36.46$$

Primero, con el peso molecular se calcula los gramos necesarios para llegar a la concentración deseada:

$$2M * \left(\frac{36.46 \text{ g}}{1 \text{ mol}} \right) = 72.92 \text{ g}$$

Se necesitan 72.92 gramos para tener una concentración de 2M, sin embargo el ácido es líquido, por lo tanto es muy difícil pesarlo, para resolver esto se utiliza la densidad del mismo:

$$\frac{72.92 \text{ g}}{1.185 \frac{\text{g}}{\text{mL}}} = 61.5359 \text{ mL} \approx 61.54 \text{ mL}$$

Ahora sabemos que se necesitan 61.54 mL para poder preparar una solución 2M, pero esta sería una solución de solo el 36.5% de pureza, para poder llegar a un 100% se aplica lo siguiente:

$$x = \frac{61.5359 * 100}{36.5} = 168.5915 \text{ mL} \approx 168.6 \text{ mL}$$

Para obtener una solución 2M con un porcentaje de pureza del 100% se necesitan 168.6 mL aproximadamente, pero este valor es para preparar 1L de solución, para preparar una cantidad en específico es necesario hacer una conversión para saber qué cantidad de ácido se requiere.

- PARA PREPARAR 2M NaOH:

Se utilizaron lentejas de hidróxido de sodio cuyas especificaciones técnicas son:

Datos:

$$\text{P.M.} = 40.00$$

$$\% \text{ Pureza} = 97\%$$

Al igual que con el ácido se calculan los gramos necesarios para dicha concentración:

$$2M = \left(\frac{40.00 \text{ g}}{1 \text{ mol}} \right) = 80 \text{ g}$$

Sabemos que 80 gramos tienen un 97% de pureza, por lo tanto es necesario calcular la masa para llegar a un 100%

$$x = \frac{80 * 100}{97} = 82.4742 \text{ g}$$

Una vez calculada esta concentración se procede a hacer la conversión hacia el volumen requerido, puesto que este valor es para preparar 1L de solución de 2M NaOH de 100% pureza.

- PARA PREPARAR NAOH 50%

Para preparar la solución utilizada en la desacetilación, primero se debe entender lo que significa que sea al 50%, y esto significa que el NaOH ocupa el 50% del volumen total de toda la solución, por ejemplo; si se quiere preparar 1L de solución de NaOH 50%, se tendrán que pesar 500 gramos de hidróxido de sodio.

Para este caso en particular se cuenta con hidróxido de sodio con 97% de pureza, por lo tanto para poder llegar a 100% se necesitan:

$$x = \frac{500 * 100}{97} = 515.4639 \text{ g}$$

Esta cantidad es la requerida para llegar a 100% de pureza, es importante no olvidar que esto es para preparar 1L de solución, y se debe hacer la conversión para conocer la masa que se requiere para un volumen particular.

PREPARACIÓN DE SOLUCIONES DE VALORACIÓN POTENCIOMÉTRICA

- PARA PREPARAR 0.3M HCL:

Datos:

$\rho_{\text{HCl}} = 1.185 \text{ g/mL}$

% Pureza = 36.5%

P.M. = 36.46

Al igual que en los procesos anteriores, se calculan los gramos necesarios:

$$0.3 \text{ M} * \left(\frac{36.46 \text{ g}}{1 \text{ mol}} \right) = 10.938 \text{ g}$$

Realizado esto, se calculan los mL para llegar a la concentración deseada:

$$\frac{10.938 \text{ g}}{1.185 \frac{\text{g}}{\text{mL}}} = 9.2304 \text{ mL}$$

Por último se calcula la cantidad necesaria para tener un 100% de pureza:

$$x = \frac{9.2304 * 100}{36.5} = 25.2887 \text{ mL} \approx 25.3 \text{ mL}$$

Se debe tener en cuenta que este valor es para preparar 1L de solución.

- PARA PREPARAR 0.1M NaOH:

Datos:

P.M. = 40.00

%Pureza = 97%

Se calcula la cantidad de gramos para dicha concentración:

$$0.1 \text{ M} * \left(\frac{40.00 \text{ g}}{1 \text{ mol}} \right) = 4 \text{ g}$$

Esta cantidad contiene un 97% de pureza, por lo tanto para llegar a 100% se hace lo siguiente:

$$x = \frac{4 * 100}{97} = 4.1237 \text{ g}$$

Esto es lo que se necesita pesar para un litro de solución 0.1M de NaOH.

ANEXO 2

TABLAS DE TITULACIÓN POTENCIOMÉTRICA DE TRABAJOS PRELIMINARES Y METODOLOGÍA DEFINITIVA

Proceso 1

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.02	-0.02	2	-0.01
2	2.00	0.00	2	0
4	2.00	0.02	2	0.01
6	2.02	0.02	2	0.01
8	2.04	0.04	2	0.02
10	2.08	0.02	2	0.01
12	2.10	0.05	2	0.025
14	2.15	0.04	2	0.02
16	2.19	0.04	2	0.02
18	2.23	0.04	2	0.02
20	2.27	0.07	2	0.035
22	2.34	0.04	2	0.02
24	2.38	0.07	2	0.035
26	2.45	0.08	2	0.04
28	2.53	0.11	2	0.055
30	2.64	0.07	2	0.035
32	2.71	0.17	2	0.085
34	2.88	0.22	2	0.11
36	3.10	0.28	2	0.14
38	3.38	0.57	2	0.285
40	3.95	0.99	1	0.99
41	4.94	0.15	1	0.15
42	5.09	0.08	1	0.08
43	5.17	0.31	1	0.31
44	5.48	-0.06	1	-0.06
45	5.42	0.43	1	0.43
46	5.85	0.47	1	0.47
47	6.32	0.13	1	0.13
48	6.45	0.76	1	0.76
49	7.21	0.76	1	0.76
50	7.97	0.10	1	0.1
51	8.07	0.66	1	0.66

52	8.73	0.17	1	0.17
53	8.90	0.13	1	0.13
54	9.03	0.19	1	0.19
55	9.22	0.21	1	0.21
56	9.43	1.95	1	1.95
57	11.38	0.05	1	0.05
58	11.43	0.05	1	0.05
59	11.48	0.57	1	0.57
60	12.05	0.10	1	0.1
61	12.15	0.07	1	0.07
62	12.22	0.06	1	0.06
63	12.28	0.09	1	0.09
64	12.37	0.05	1	0.05
65	12.42	0.03	1	0.03
66	12.45	0.03	1	0.03
67	12.48	0.02	1	0.02
68	12.50	0.03	1	0.03
69	12.53	0.02	1	0.02
70	12.55	0.02	1	0.02
71	12.57	0.02	1	0.02
72	12.59	0.02	1	0.02
73	12.61	0.02	1	0.02
74	12.63	0.02	1	0.02
75	12.65	-12.65	-75	0.168666667

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.06	-0.02	2	-0.01
2	2.04	0.00	2	0
4	2.04	0.02	2	0.01
6	2.06	0.02	2	0.01
8	2.08	0.01	2	0.005
10	2.09	0.03	2	0.015
12	2.12	0.02	2	0.01
14	2.14	0.04	2	0.02
16	2.18	0.05	2	0.025

18	2.23	0.03	2	0.015
20	2.26	0.04	2	0.02
22	2.30	0.06	2	0.03
24	2.36	0.06	2	0.03
26	2.42	0.10	2	0.05
28	2.52	0.08	2	0.04
30	2.60	0.07	2	0.035
32	2.67	0.12	2	0.06
34	2.79	0.07	2	0.035
36	2.86	0.18	2	0.09
38	3.04	1.61	2	0.805
40	4.65	0.32	1	0.32
41	4.97	0.06	1	0.06
42	5.03	0.37	1	0.37
43	5.40	0.10	1	0.1
44	5.50	0.04	1	0.04
45	5.54	0.63	1	0.63
46	6.17	0.15	1	0.15
47	6.32	0.28	1	0.28
48	6.60	0.08	1	0.08
49	6.68	-0.04	1	-0.04
50	6.64	0.03	1	0.03
51	6.67	0.05	1	0.05
52	6.72	0.15	1	0.15
53	6.87	0.12	1	0.12
54	6.99	0.09	1	0.09
55	7.08	0.09	1	0.09
56	7.17	0.40	1	0.4
57	7.57	0.22	1	0.22
58	7.79	0.19	1	0.19
59	7.98	2.17	1	2.17
60	10.15	1.06	1	1.06
61	11.21	0.28	1	0.28
62	11.49	0.34	1	0.34
63	11.83	0.32	1	0.32
64	12.15	0.17	1	0.17
65	12.32	0.08	1	0.08
66	12.40	0.01	1	0.01
67	12.41	0.03	1	0.03
68	12.44	0.02	1	0.02
69	12.46	0.04	1	0.04

70	12.50	0.03	1	0.03
71	12.53	0.03	1	0.03
72	12.56	0.02	1	0.02
73	12.58	0.01	1	0.01
74	12.59	0.01	1	0.01
75	12.60	-12.60	-75	0.168

Proceso 2

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	1.97	-0.02	2	-0.01
2	1.95	0.00	2	0
4	1.95	-0.01	2	-0.005
6	1.94	0.06	2	0.03
8	2.00	0.05	2	0.025
10	2.05	0.02	2	0.01
12	2.07	0.04	2	0.02
14	2.11	-0.04	2	-0.02
16	2.07	0.06	2	0.03
18	2.13	0.04	2	0.02
20	2.17	0.06	2	0.03
22	2.23	0.05	2	0.025
24	2.28	-0.07	2	-0.035
26	2.21	0.06	2	0.03
28	2.27	0.15	2	0.075
30	2.42	0.04	2	0.02
32	2.46	0.07	2	0.035
34	2.53	0.06	2	0.03
36	2.59	0.06	2	0.03
38	2.65	0.13	2	0.065
40	2.78	0.14	1	0.14
41	2.92	1.53	1	1.53
42	4.45	0.22	1	0.22
43	4.67	0.06	1	0.06
44	4.73	0.09	1	0.09
45	4.82	0.27	1	0.27
46	5.09	0.39	1	0.39
47	5.48	0.31	1	0.31
48	5.79	0.08	1	0.08
49	5.87	0.09	1	0.09

50	5.96	0.02	1	0.02
51	5.98	0.24	1	0.24
52	6.22	1.16	1	1.16
53	7.38	2.14	1	2.14
54	9.52	1.83	1	1.83
55	11.35	0.32	1	0.32
56	11.67	0.19	1	0.19
57	11.86	0.03	1	0.03
58	11.89	0.10	1	0.1
59	11.99	0.08	1	0.08
60	12.07	0.09	1	0.09
61	12.16	0.06	1	0.06
62	12.22	0.05	1	0.05
63	12.27	0.04	1	0.04
64	12.31	0.04	1	0.04
65	12.35	0.03	1	0.03
66	12.38	0.03	1	0.03
67	12.41	0.04	1	0.04
68	12.45	0.01	1	0.01
69	12.46	0.03	1	0.03
70	12.49	0.02	1	0.02
71	12.51	0.02	1	0.02
72	12.53	0.02	1	0.02
73	12.55	0.02	1	0.02
74	12.57	0.01	1	0.01
75	12.58	-12.58	-75	0.167733333

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.15	-0.06	2	-0.03
2	2.09	-0.02	2	-0.01
4	2.07	-0.01	2	-0.005
6	2.06	0.03	2	0.015
8	2.09	0.02	2	0.01
10	2.11	0.02	2	0.01
12	2.13	0.04	2	0.02
14	2.17	0.03	2	0.015
16	2.20	0.03	2	0.015
18	2.23	0.06	2	0.03

20	2.29	0.04	2	0.02
22	2.33	0.04	2	0.02
24	2.37	0.05	2	0.025
26	2.42	0.1	2	0.05
28	2.52	0.09	2	0.045
30	2.61	0.06	2	0.03
32	2.67	0.17	2	0.085
34	2.84	0.08	2	0.04
36	2.92	0.18	2	0.09
38	3.10	0.01	2	0.005
40	3.11	0.07	1	0.07
41	3.18	0.57	1	0.57
42	3.75	0.44	1	0.44
43	4.19	0.36	1	0.36
44	4.55	0.54	1	0.54
45	5.09	0.42	1	0.42
46	5.51	0.32	1	0.32
47	5.83	0.71	1	0.71
48	6.54	1.58	1	1.58
49	8.12	0.11	1	0.11
50	8.23	0.13	1	0.13
51	8.36	0.17	1	0.17
52	8.53	0.22	1	0.22
53	8.75	0.07	1	0.07
54	8.82	0.25	1	0.25
55	9.07	0.05	1	0.05
56	9.12	0.01	1	0.01
57	9.13	0.08	1	0.08
58	9.21	0.17	1	0.17
59	9.38	0.04	1	0.04
60	9.42	2.29	1	2.29
61	11.71	0.08	1	0.08
62	11.79	0.04	1	0.04
63	11.83	0.04	1	0.04
64	11.87	0.02	1	0.02
65	11.89	0.04	1	0.04
66	11.93	0.36	1	0.36
67	12.29	0.06	1	0.06
68	12.35	0.05	1	0.05
69	12.40	0.02	1	0.02
70	12.42	0.03	1	0.03

71	12.45	0.03	1	0.03
72	12.48	0.02	1	0.02
73	12.50	0.02	1	0.02
74	12.52	0.02	1	0.02
75	12.54	-12.54	-75	0.1672

Proceso 3

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.04	0.03	2	0.015
2	2.07	0.11	2	0.055
4	2.18	0.12	2	0.06
6	2.30	0.23	2	0.115
8	2.53	-0.25	2	-0.125
10	2.28	0.01	2	0.005
12	2.29	-0.11	2	-0.055
14	2.18	0.12	2	0.06
16	2.30	0.05	2	0.025
18	2.35	0.01	2	0.005
20	2.36	0.02	2	0.01
22	2.38	0.01	2	0.005
24	2.39	0.05	2	0.025
26	2.44	0.03	2	0.015
28	2.47	0.01	2	0.005
30	2.48	0.01	2	0.005
32	2.49	0.03	2	0.015
34	2.52	0.04	2	0.02
36	2.56	0.14	2	0.07
38	2.70	0.16	2	0.08
40	2.86	-0.02	2	-0.01
42	2.84	0.28	2	0.14
44	3.12	0.08	2	0.04
46	3.20	1.27	2	0.635
48	4.47	0.45	2	0.225
50	4.92	0.34	1	0.34
51	5.26	0.15	1	0.15
52	5.41	0.22	1	0.22
53	5.63	0.08	1	0.08
54	5.71	0.26	1	0.26

55	5.97	-0.09	1	-0.09
56	5.88	0.55	1	0.55
57	6.43	-0.01	1	-0.01
58	6.42	0.3	1	0.3
59	6.72	4.21	1	4.21
60	10.93	0.4	1	0.4
61	11.33	0.17	1	0.17
62	11.50	0.04	1	0.04
63	11.54	0.14	1	0.14
64	11.68	0.09	1	0.09
65	11.77	-11.77	-65	0.181076923

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.07	0.03	2	0.015
2	2.10	0.00	2	0
4	2.10	0.05	2	0.025
6	2.15	0.07	2	0.035
8	2.22	0.05	2	0.025
10	2.27	-0.01	2	-0.005
12	2.26	-0.05	2	-0.025
14	2.21	0.06	2	0.03
16	2.27	-0.01	2	-0.005
18	2.26	0.06	2	0.03
20	2.32	-0.08	2	-0.04
22	2.24	0.16	2	0.08
24	2.40	0.01	2	0.005
26	2.41	-0.01	2	-0.005
28	2.40	0.09	2	0.045
30	2.49	0.02	2	0.01
32	2.51	0.11	2	0.055
34	2.62	0.01	2	0.005
36	2.63	0.07	2	0.035
38	2.70	0.09	2	0.045
40	2.79	0.11	2	0.055
42	2.90	0.12	2	0.06
44	3.02	0.31	2	0.155
46	3.33	0.88	2	0.44
48	4.21	0.57	1	0.57

49	4.78	0.28	1	0.28
50	5.06	0.18	1	0.18
51	5.24	0.22	1	0.22
52	5.46	0.06	1	0.06
53	5.52	0.24	1	0.24
54	5.76	0.14	1	0.14
55	5.90	0.10	1	0.1
56	6.00	0.24	1	0.24
57	6.24	0.20	1	0.2
58	6.44	1.90	1	1.9
59	8.34	2.21	1	2.21
60	10.55	0.56	1	0.56
61	11.11	0.25	1	0.25
62	11.36	0.14	1	0.14
63	11.50	0.11	1	0.11
64	11.61	0.09	1	0.09
65	11.70	0.06	1	0.06
66	11.76	0.08	1	0.08
67	11.84	0.03	1	0.03
68	11.87	0.05	1	0.05
69	11.92	0.04	1	0.04
70	11.96	0.01	1	0.01
71	11.97	0.03	1	0.03
72	12.00	0.04	1	0.04
73	12.04	0.01	1	0.01
74	12.05	0.04	1	0.04
75	12.09	-12.09	-75	0.1612

16	2.28	0.04	2	0.02
18	2.32	0.03	2	0.015
20	2.35	0.03	2	0.015
22	2.38	0.02	2	0.01
24	2.40	0.03	2	0.015
26	2.43	0.03	2	0.015
28	2.46	0.03	2	0.015
30	2.49	0.04	2	0.02
32	2.53	0.04	2	0.02
34	2.57	0.07	2	0.035
36	2.64	0.12	2	0.06
38	2.76	0.20	2	0.1
40	2.96	0.27	1	0.27
41	3.23	1.21	1	1.21
42	4.44	0.97	1	0.97
43	5.41	0.32	1	0.32
44	5.73	0.33	1	0.33
45	6.06	0.19	1	0.19
46	6.25	0.13	1	0.13
47	6.38	0.00	1	0
48	6.38	0.02	1	0.02
49	6.40	0.41	1	0.41
50	6.81	-0.26	0.5	-0.52
50.5	6.55	0.14	0.5	0.28
51	6.69	-0.01	0.5	-0.02
51.5	6.68	1.23	0.5	2.46
52	7.91	-0.30	0.5	-0.6
52.5	7.61	-0.10	0.5	-0.2
53	7.51	0.06	0.5	0.12
53.5	7.57	0.38	0.5	0.76
54	7.95	0.26	0.5	0.52
54.5	8.21	0.34	0.5	0.68
55	8.55	0.19	0.5	0.38
55.5	8.74	0.13	0.5	0.26
56	8.87	0.14	0.5	0.28
56.5	9.01	0.44	0.5	0.88
57	9.45	0.51	0.5	1.02
57.5	9.96	0.16	0.5	0.32
58	10.12	0.15	0.5	0.3
58.5	10.27	0.30	0.5	0.6
59	10.57	0.19	0.5	0.38

Proceso 4

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.07	0.03	2	0.015
2	2.10	0.03	2	0.015
4	2.13	0.01	2	0.005
6	2.14	0.04	2	0.02
8	2.18	0.01	2	0.005
10	2.19	0.05	2	0.025
12	2.24	0.04	2	0.02
14	2.28	0.00	2	0

59.5	10.76	0.11	0.5	0.22
60	10.87	0.18	0.5	0.36
60.5	11.05	0.08	0.5	0.16
61	11.13	0.07	0.5	0.14
61.5	11.20	0.11	0.5	0.22
62	11.31	0.09	0.5	0.18
62.5	11.40	0.11	0.5	0.22
63	11.51	0.06	0.5	0.12
63.5	11.57	0.06	0.5	0.12
64	11.63	0.05	0.5	0.1
64.5	11.68	0.07	0.5	0.14
65	11.75	0.04	0.5	0.08
65.5	11.79	0.05	0.5	0.1
66	11.84	0.04	0.5	0.08
66.5	11.88	0.04	0.5	0.08
67	11.92	0.06	0.5	0.12
67.5	11.98	0.03	0.5	0.06
68	12.01	0.03	0.5	0.06
68.5	12.04	0.05	0.5	0.1
69	12.09	0.02	0.5	0.04
69.5	12.11	0.03	0.5	0.06
70	12.14	0.02	0.5	0.04
70.5	12.16	0.03	0.5	0.06
71	12.19	0.02	0.5	0.04
71.5	12.21	0.03	0.5	0.06
72	12.24	0.02	0.5	0.04
72.5	12.26	-0.07	0.5	-0.14
73	12.19	0.03	0.5	0.06
73.5	12.22	0.05	0.5	0.1
74	12.27	0.02	0.5	0.04
74.5	12.29	0.02	0.5	0.04
75	12.31	-12.31	-75	0.164133333

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.01	0.02	2	0.01
2	2.03	0.02	2	0.01
4	2.05	0.02	2	0.01
6	2.07	0.04	2	0.02
8	2.11	0.01	2	0.005

10	2.12	0.04	2	0.02
12	2.16	0.03	2	0.015
14	2.19	0.03	2	0.015
16	2.22	0.04	2	0.02
18	2.26	0.02	2	0.01
20	2.28	0.03	2	0.015
22	2.31	0.04	2	0.02
24	2.35	0.06	2	0.03
26	2.41	0.05	2	0.025
28	2.46	0.38	2	0.19
30	2.84	0.62	2	0.31
32	3.46	0.38	2	0.19
34	3.84	0.39	2	0.195
36	4.23	1.83	2	0.915
38	6.06	0.46	2	0.23
40	6.52	0.05	1	0.05
41	6.57	0.15	1	0.15
42	6.72	0.24	1	0.24
43	6.96	0.11	1	0.11
44	7.07	0.17	1	0.17
45	7.24	0.32	1	0.32
46	7.56	0.42	1	0.42
47	7.98	0.53	1	0.53
48	8.51	0.11	1	0.11
49	8.62	0.35	1	0.35
50	8.97	0.38	1	0.38
51	9.35	1.01	1	1.01
52	10.36	0.55	1	0.55
53	10.91	0.43	1	0.43
54	11.34	0.27	1	0.27
55	11.61	0.17	1	0.17
56	11.78	0.13	1	0.13
57	11.91	0.09	1	0.09
58	12.00	0.08	1	0.08
59	12.08	0.05	1	0.05
60	12.13	0.07	1	0.07
61	12.20	0.04	1	0.04
62	12.24	0.03	1	0.03
63	12.27	0.05	1	0.05
64	12.32	0.04	1	0.04
65	12.36	0.03	1	0.03

66	12.39	0.02	1	0.02
67	12.41	0.03	1	0.03
68	12.44	0.02	1	0.02
69	12.46	0.02	1	0.02
70	12.48	0.01	1	0.01
71	12.49	0.02	1	0.02
72	12.51	0.01	1	0.01
73	12.52	0.02	1	0.02
74	12.54	0.01	1	0.01
75	12.55	- 12.55	-75	0.167333333

Proceso 5

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.11	-0.19	2	-0.095
2	1.92	0.05	2	0.025
4	1.97	0.04	2	0.02
6	2.01	0.02	2	0.01
8	2.03	0.05	2	0.025
10	2.08	0.06	2	0.03
12	2.14	0.01	2	0.005
14	2.15	0.03	2	0.015
16	2.18	0.03	2	0.015
18	2.21	-0.02	2	-0.01
20	2.19	0.06	2	0.03
22	2.25	0.03	2	0.015
24	2.28	0.05	2	0.025
26	2.33	0	2	0
28	2.33	0.04	2	0.02
30	2.37	0.02	2	0.01
32	2.39	0.03	2	0.015
34	2.42	0.04	2	0.02
36	2.46	0.01	2	0.005
38	2.47	0.05	2	0.025
40	2.52	0.06	2	0.03
42	2.58	0.05	2	0.025
44	2.63	0.07	2	0.035
46	2.70	0.09	2	0.045
48	2.79	0.16	2	0.08

50	2.95	0.14	1	0.14
51	3.09	0.31	1	0.31
52	3.40	2.24	1	2.24
53	5.64	0.11	1	0.11
54	5.75	0.48	1	0.48
55	6.23	0.22	1	0.22
56	6.45	0.57	1	0.57
57	7.02	3.63	1	3.63
58	10.65	0.08	1	0.08
59	10.73	0.35	1	0.35
60	11.08	0.18	1	0.18
61	11.26	0.12	1	0.12
62	11.38	0.05	1	0.05
63	11.43	0.12	1	0.12
64	11.55	-0.02	1	-0.02
65	11.53	0.09	1	0.09
66	11.62	0.15	1	0.15
67	11.77	0.05	1	0.05
68	11.82	0.07	1	0.07
69	11.89	0.02	1	0.02
70	11.91	0.05	1	0.05
71	11.96	0.04	1	0.04
72	12.00	0.04	1	0.04
73	12.04	0.06	1	0.06
74	12.10	-0.01	1	-0.01
75	12.09	-12.09	-75	0.1612

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.02	-0.07	2	-0.035
2	1.95	0.02	2	0.01
4	1.97	0.02	2	0.01
6	1.99	0.02	2	0.01
8	2.01	0.04	2	0.02
10	2.05	0.01	2	0.005
12	2.06	0.04	2	0.02
14	2.10	0.00	2	0
16	2.10	0.04	2	0.02
18	2.14	0.03	2	0.015
20	2.17	0.03	2	0.015

22	2.20	0.03	2	0.015
24	2.23	0.05	2	0.025
26	2.28	0.01	2	0.005
28	2.29	0.02	2	0.01
30	2.31	0.03	2	0.015
32	2.34	0.05	2	0.025
34	2.39	0.02	2	0.01
36	2.41	0.03	2	0.015
38	2.44	0.06	2	0.03
40	2.50	0.04	2	0.02
42	2.54	0.07	2	0.035
44	2.61	0.05	2	0.025
46	2.66	0.12	2	0.06
48	2.78	0.16	2	0.08
50	2.94	0.16	1	0.16
51	3.10	0.42	1	0.42
52	3.52	2.44	1	2.44
53	5.96	0.64	1	0.64
54	6.60	0.45	1	0.45
55	7.05	2.65	1	2.65
56	9.70	0.54	1	0.54
57	10.24	0.72	1	0.72
58	10.96	0.15	1	0.15
59	11.11	0.12	1	0.12
60	11.23	0.12	1	0.12
61	11.35	0.11	1	0.11
62	11.46	0.09	1	0.09
63	11.55	0.02	1	0.02
64	11.57	0.15	1	0.15
65	11.72	0.10	1	0.1
66	11.82	0.05	1	0.05
67	11.87	0.07	1	0.07
68	11.94	0.05	1	0.05
69	11.99	0.04	1	0.04
70	12.03	0.05	1	0.05
71	12.08	0.04	1	0.04
72	12.12	0.03	1	0.03
73	12.15	0.03	1	0.03
74	12.18	0.02	1	0.02
75	12.20	-12.20	-75	0.162666667

Proceso 6

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.12	-0.04	2	-0.02
2	2.08	-0.03	2	-0.015
4	2.05	0.01	2	0.005
6	2.06	0	2	0
8	2.06	0.02	2	0.01
10	2.08	0.02	2	0.01
12	2.10	0.04	2	0.02
14	2.14	0.03	2	0.015
16	2.17	0.04	2	0.02
18	2.21	0.04	2	0.02
20	2.25	0.05	2	0.025
22	2.30	0.05	2	0.025
24	2.35	0.11	2	0.055
26	2.46	0.04	2	0.02
28	2.50	0.09	2	0.045
30	2.59	0.02	2	0.01
32	2.61	0.19	2	0.095
34	2.80	0.16	2	0.08
36	2.96	0.59	2	0.295
38	3.55	0.79	2	0.395
40	4.34	0.92	1	0.92
41	5.26	0.13	1	0.13
42	5.39	0.16	1	0.16
43	5.55	0.06	1	0.06
44	5.61	0.04	1	0.04
45	5.65	0.27	1	0.27
46	5.92	0.26	1	0.26
47	6.18	0.12	1	0.12
48	6.30	0.11	1	0.11
49	6.41	0.15	1	0.15
50	6.56	0.69	1	0.69
51	7.25	0.49	1	0.49
52	7.74	0.93	1	0.93
53	8.67	2.15	1	2.15
54	10.82	0.58	1	0.58
55	11.40	0.25	1	0.25
56	11.65	0.15	1	0.15

57	11.80	0.11	1	0.11
58	11.91	0.07	1	0.07
59	11.98	0.08	1	0.08
60	12.06	0.05	1	0.05
61	12.11	0.05	1	0.05
62	12.16	0.04	1	0.04
63	12.20	0.04	1	0.04
64	12.24	0.03	1	0.03
65	12.27	0.02	1	0.02
66	12.29	0.04	1	0.04
67	12.33	0.03	1	0.03
68	12.36	0.02	1	0.02
69	12.38	0.03	1	0.03
70	12.41	0.01	1	0.01
71	12.42	0.02	1	0.02
72	12.44	0.01	1	0.01
73	12.45	0.02	1	0.02
74	12.47	0.01	1	0.01
75	12.48	-12.48	-75	0.1664

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.00	-0.05	2	-0.025
2	1.95	0.02	2	0.01
4	1.97	0.01	2	0.005
6	1.98	0.00	2	0
8	1.98	0.03	2	0.015
10	2.01	0.02	2	0.01
12	2.03	0.07	2	0.035
14	2.10	-0.01	2	-0.005
16	2.09	0.04	2	0.02
18	2.13	0.02	2	0.01
20	2.15	0.12	2	0.06
22	2.27	0.06	2	0.03
24	2.33	0.01	2	0.005
26	2.34	0.03	2	0.015
28	2.37	0.14	2	0.07
30	2.51	0.35	2	0.175
32	2.86	0.06	2	0.03
34	2.92	2.05	2	1.025

36	4.97	0.06	2	0.03
38	5.03	0.17	2	0.085
40	5.20	0.21	1	0.21
41	5.41	0.42	1	0.42
42	5.83	-0.12	1	-0.12
43	5.71	0.15	1	0.15
44	5.86	0.18	1	0.18
45	6.04	0.06	1	0.06
46	6.10	0.06	1	0.06
47	6.16	0.12	1	0.12
48	6.28	0.05	1	0.05
49	6.33	0.17	1	0.17
50	6.50	0.22	1	0.22
51	6.72	0.14	1	0.14
52	6.86	1.10	1	1.1
53	7.96	2.74	1	2.74
54	10.70	0.01	1	0.01
55	10.71	0.23	1	0.23
56	10.94	0.84	1	0.84
57	11.78	-0.18	1	-0.18
58	11.60	0.47	1	0.47
59	12.07	0.08	1	0.08
60	12.15	0.06	1	0.06
61	12.21	0.05	1	0.05
62	12.26	0.04	1	0.04
63	12.30	0.04	1	0.04
64	12.34	0.03	1	0.03
65	12.37	0.03	1	0.03
66	12.40	0.03	1	0.03
67	12.43	0.03	1	0.03
68	12.46	0.02	1	0.02
69	12.48	0.02	1	0.02
70	12.50	0.01	1	0.01
71	12.51	0.02	1	0.02
72	12.53	0.02	1	0.02
73	12.55	0.02	1	0.02
74	12.57	0.01	1	0.01
75	12.58	-12.58	-75	0.167733333

Proceso 7

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	1.98	0.01	2	0.005
2	1.99	0.01	2	0.005
4	2.00	0.01	2	0.005
6	2.01	0.02	2	0.01
8	2.03	0.04	2	0.02
10	2.07	0.04	2	0.02
12	2.11	0.03	2	0.015
14	2.14	0.03	2	0.015
16	2.17	0.06	2	0.03
18	2.23	0.04	2	0.02
20	2.27	0.05	2	0.025
22	2.32	0.06	2	0.03
24	2.38	0.08	2	0.04
26	2.46	0.09	2	0.045
28	2.55	0.12	2	0.06
30	2.67	0.23	2	0.115
32	2.90	1.42	2	0.71
34	4.32	0.50	2	0.25
36	4.82	0.38	2	0.19
38	5.20	0.38	2	0.19
40	5.58	0.08	1	0.08
41	5.66	0.06	1	0.06
42	5.72	0.05	1	0.05
43	5.77	0.05	1	0.05
44	5.82	0.09	1	0.09
45	5.91	0.06	1	0.06
46	5.97	0.05	1	0.05
47	6.02	0.09	1	0.09
48	6.11	0.05	1	0.05
49	6.16	0.07	1	0.07
50	6.23	0.16	1	0.16
51	6.39	0.09	1	0.09
52	6.48	0.05	1	0.05
53	6.53	0.09	1	0.09
54	6.62	0.34	1	0.34
55	6.96	0.48	1	0.48
56	7.44	0.44	1	0.44

57	7.88	0.21	1	0.21
58	8.09	2.59	1	2.59
59	10.68	0.69	1	0.69
60	11.37	0.32	1	0.32
61	11.69	0.15	1	0.15
62	11.84	0.13	1	0.13
63	11.97	0.09	1	0.09
64	12.06	0.07	1	0.07
65	12.13	0.06	1	0.06
66	12.19	0.05	1	0.05
67	12.24	0.05	1	0.05
68	12.29	0.04	1	0.04
69	12.33	0.03	1	0.03
70	12.36	0.04	1	0.04
71	12.40	0.04	1	0.04
72	12.44	0.05	1	0.05
73	12.49	0.04	1	0.04
74	12.53	0.02	1	0.02
75	12.55	-12.55	-75	0.167333333

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.06	0	2	0
2	2.06	0	2	0
4	2.06	0.02	2	0.01
6	2.08	0	2	0
8	2.08	0.03	2	0.015
10	2.11	0.02	2	0.01
12	2.13	0.03	2	0.015
14	2.16	0.03	2	0.015
16	2.19	0.04	2	0.02
18	2.23	0.04	2	0.02
20	2.27	0.05	2	0.025
22	2.32	0.06	2	0.03
24	2.38	0.08	2	0.04
26	2.46	0.08	2	0.04
28	2.54	0.12	2	0.06
30	2.66	0.25	2	0.125
32	2.91	1.47	2	0.735
34	4.38	0.47	2	0.235

36	4.85	0.33	2	0.165
38	5.18	0.31	2	0.155
40	5.49	0.09	1	0.09
41	5.58	0.17	1	0.17
42	5.75	0.07	1	0.07
43	5.82	0.02	1	0.02
44	5.84	0.08	1	0.08
45	5.92	0.05	1	0.05
46	5.97	0.07	1	0.07
47	6.04	0.08	1	0.08
48	6.12	0.04	1	0.04
49	6.16	0.09	1	0.09
50	6.25	0.14	1	0.14
51	6.39	0.06	1	0.06
52	6.45	0.07	1	0.07
53	6.52	0.08	1	0.08
54	6.6	0.41	1	0.41
55	7.01	0.44	1	0.44
56	7.45	0.43	1	0.43
57	7.88	0.46	1	0.46
58	8.34	2.11	1	2.11
59	10.45	0.87	1	0.87
60	11.32	0.33	1	0.33
61	11.65	0.18	1	0.18
62	11.83	0.12	1	0.12
63	11.95	0.1	1	0.1
64	12.05	0.07	1	0.07
65	12.12	0.06	1	0.06
66	12.18	0.05	1	0.05
67	12.23	0.05	1	0.05
68	12.28	0.04	1	0.04
69	12.32	0.03	1	0.03
70	12.35	0.03	1	0.03
71	12.38	0.05	1	0.05
72	12.43	0.05	1	0.05
73	12.48	0.04	1	0.04
74	12.52	0.03	1	0.03
75	12.55	-12.55	-75	0.167333333

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	1.97	0.01	2	0.005
2	1.98	0.01	2	0.005
4	1.99	0.03	2	0.015
6	2.02	0.04	2	0.02
8	2.06	0.05	2	0.025
10	2.11	0.03	2	0.015
12	2.14	0.03	2	0.015
14	2.17	0.04	2	0.02
16	2.21	0.02	2	0.01
18	2.23	0.05	2	0.025
20	2.28	0.06	2	0.03
22	2.34	0.05	2	0.025
24	2.39	0.12	2	0.06
26	2.51	0.16	2	0.08
28	2.67	0.04	2	0.02
30	2.71	0.13	2	0.065
32	2.84	1.36	2	0.68
34	4.20	0.30	2	0.15
36	4.50	0.52	2	0.26
38	5.02	0.36	2	0.18
40	5.38	-0.02	1	-0.02
41	5.36	0.23	1	0.23
42	5.59	0.30	1	0.3
43	5.89	0.06	1	0.06
44	5.95	0.02	1	0.02
45	5.97	0.02	1	0.02
46	5.99	0.05	1	0.05
47	6.04	0.08	1	0.08
48	6.12	0.03	1	0.03
49	6.15	0.09	1	0.09
50	6.24	0.29	1	0.29
51	6.53	0.02	1	0.02
52	6.55	0.06	1	0.06
53	6.61	0.13	1	0.13
54	6.74	0.50	1	0.5
55	7.24	0.43	1	0.43
56	7.67	0.37	1	0.37
57	8.04	0.72	1	0.72
58	8.76	1.10	1	1.1
59	9.86	1.65	1	1.65

Proceso 8

Primera Valoración

60	11.51	0.25	1	0.25
61	11.76	0.15	1	0.15
62	11.91	0.11	1	0.11
63	12.02	0.08	1	0.08
64	12.10	0.07	1	0.07
65	12.17	0.06	1	0.06
66	12.23	0.06	1	0.06
67	12.29	0.03	1	0.03
68	12.32	0.03	1	0.03
69	12.35	0.03	1	0.03
70	12.38	0.03	1	0.03
71	12.41	0.02	1	0.02
72	12.43	0.02	1	0.02
73	12.45	0.02	1	0.02
74	12.47	0.02	1	0.02
75	12.49	-12.49	-75	0.166533333

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	2.08	0.01	2	0.005
2	2.09	0.00	2	0
4	2.09	0.01	2	0.005
6	2.10	0.02	2	0.01
8	2.12	0.02	2	0.01
10	2.14	0.03	2	0.015
12	2.17	0.02	2	0.01
14	2.19	0.04	2	0.02
16	2.23	0.04	2	0.02
18	2.27	0.04	2	0.02
20	2.31	0.04	2	0.02
22	2.35	0.04	2	0.02
24	2.39	0.02	2	0.01
26	2.41	0.08	2	0.04
28	2.49	0.08	2	0.04
30	2.57	0.12	2	0.06
32	2.69	0.23	2	0.115
34	2.92	0.42	2	0.21
36	3.34	1.40	2	0.7
38	4.74	0.21	2	0.105
40	4.95	0.24	1	0.24

41	5.19	0.14	1	0.14
42	5.33	0.06	1	0.06
43	5.39	0.22	1	0.22
44	5.61	0.08	1	0.08
45	5.69	0.04	1	0.04
46	5.73	0.08	1	0.08
47	5.81	0.05	1	0.05
48	5.86	0.03	1	0.03
49	5.89	0.07	1	0.07
50	5.96	0.38	1	0.38
51	6.34	0.11	1	0.11
52	6.45	0.07	1	0.07
53	6.52	0.31	1	0.31
54	6.83	0.52	1	0.52
55	7.35	0.37	1	0.37
56	7.72	0.33	1	0.33
57	8.05	0.39	1	0.39
58	8.44	0.93	1	0.93
59	9.37	2.19	1	2.19
60	11.56	0.21	1	0.21
61	11.77	0.14	1	0.14
62	11.91	0.10	1	0.1
63	12.01	0.08	1	0.08
64	12.09	0.07	1	0.07
65	12.16	0.05	1	0.05
66	12.21	0.05	1	0.05
67	12.26	0.04	1	0.04
68	12.30	0.04	1	0.04
69	12.34	0.03	1	0.03
70	12.37	0.03	1	0.03
71	12.40	0.03	1	0.03
72	12.43	0.02	1	0.02
73	12.45	0.02	1	0.02
74	12.47	0.02	1	0.02
75	12.49	-12.49	-75	0.166533333

Metodología Definitiva

Primera Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	1.86	0.01	2	0.005
2	1.87	0.02	2	0.01
4	1.89	0.02	2	0.01
6	1.91	0.02	2	0.01
8	1.93	0.02	2	0.01
10	1.95	0.03	2	0.015
12	1.98	0.04	2	0.02
14	2.02	0.04	2	0.02
16	2.06	0.04	2	0.02
18	2.10	0.03	2	0.015
20	2.13	0.05	2	0.025
22	2.18	0.05	2	0.025
24	2.23	0.14	2	0.07
26	2.37	0.1	2	0.05
28	2.47	0.18	2	0.09
30	2.65	0.29	2	0.145
32	2.94	1.18	2	0.59
34	4.12	0.9	2	0.45
36	5.02	0.14	2	0.07
38	5.16	0.23	2	0.115
40	5.39	0.18	1	0.18
41	5.57	0.03	1	0.03
42	5.60	0.05	1	0.05
43	5.65	0.04	1	0.04
44	5.69	0.1	1	0.1
45	5.79	0.1	1	0.1
46	5.89	0.05	1	0.05
47	5.94	0.14	1	0.14
48	6.08	0.07	1	0.07
49	6.15	0.08	1	0.08
50	6.23	0.19	1	0.19
51	6.42	0.14	1	0.14
52	6.56	0.47	1	0.47
53	7.03	0.39	1	0.39
54	7.42	0.53	1	0.53
55	7.95	0.47	1	0.47
56	8.42	0.42	1	0.42

57	8.84	0.12	1	0.12
58	8.96	0.06	1	0.06
59	9.02	0.1	1	0.1
60	9.12	0.11	1	0.11
61	9.23	1.98	1	1.98
62	11.21	0.11	1	0.11
63	11.32	0.21	1	0.21
64	11.53	0.31	1	0.31
65	11.84	0.12	1	0.12
66	11.96	0.09	1	0.09
67	12.05	0.07	1	0.07
68	12.12	0.05	1	0.05
69	12.17	0.05	1	0.05
70	12.22	0.05	1	0.05
71	12.27	0.04	1	0.04
72	12.31	0.04	1	0.04
73	12.35	0.04	1	0.04
74	12.39	0.03	1	0.03
75	12.42	-12.42	-75	0.1656

Segunda Valoración

Volumen añadido (mL)	pH	Δ pH	Δ Vol	Δ pH/ Δ Vol
0	1.88	0.02	2	0.01
2	1.90	0.02	2	0.01
4	1.92	0.02	2	0.01
6	1.94	0.02	2	0.01
8	1.96	0.02	2	0.01
10	1.98	0.04	2	0.02
12	2.02	0.04	2	0.02
14	2.06	0.04	2	0.02
16	2.10	0.06	2	0.03
18	2.16	0.06	2	0.03
20	2.22	0.1	2	0.05
22	2.32	0.04	2	0.02
24	2.36	0.06	2	0.03
26	2.42	0.06	2	0.03
28	2.48	0.07	2	0.035
30	2.55	0.11	2	0.055
32	2.66	0.11	2	0.055
34	2.77	1.44	2	0.72

36	4.21	0.38	2	0.19
38	4.59	0.86	2	0.43
40	5.45	0.06	1	0.06
41	5.51	0.08	1	0.08
42	5.59	0.03	1	0.03
43	5.62	0.09	1	0.09
44	5.71	0.07	1	0.07
45	5.78	0.1	1	0.1
46	5.88	0.08	1	0.08
47	5.96	0.06	1	0.06
48	6.02	0.11	1	0.11
49	6.13	0.1	1	0.1
50	6.23	0.2	1	0.2
51	6.43	0.14	1	0.14
52	6.57	0.37	1	0.37
53	6.94	0.44	1	0.44
54	7.38	0.33	1	0.33
55	7.71	0.25	1	0.25
56	7.96	0.47	1	0.47
57	8.43	0.43	1	0.43
58	8.86	0.2	1	0.2
59	9.06	0.06	1	0.06
60	9.12	0.09	1	0.09
61	9.21	0.25	1	0.25
62	9.46	1.82	1	1.82
63	11.28	0.28	1	0.28
64	11.56	0.33	1	0.33
65	11.89	0.08	1	0.08
66	11.97	0.06	1	0.06
67	12.03	0.08	1	0.08
68	12.11	0.05	1	0.05
69	12.16	0.04	1	0.04
70	12.20	0.04	1	0.04
71	12.24	0.04	1	0.04
72	12.28	0.04	1	0.04
73	12.32	0.03	1	0.03
74	12.35	0.03	1	0.03
75	12.38	-12.38	-75	0.165066667

ANEXO 3

TABLAS DE ANÁLISIS DE AGUA POTABLE DE FILTRO HORIZONTAL Y VERTICAL

TABLAS FILTRO HORIZONTAL

- DETERMINACIÓN DE DQO
TÉCNICA: COLORIMÉTRICA

Fecha	Afluente	Efluente
27/04/2017	11.0	2.0
28/04/2017	10.0	1.0
25/05/2017	7.0	0.0
26/05/2017	4.0	0.0
29/05/2017	6.0	0.0
30/05/2017	9.0	0.0
31/05/2017	7.0	0.0
01/06/2017	8.0	0.0
02/06/2017	9.0	0.0
28/06/2017	0.0	0.0
31/07/2017	5.0	4.0
01/08/2017	6.0	7.0
02/08/2017	21.0	7.0
03/08/2017	13.0	10.0
04/08/2017	0.0	9.0

- DETERMINACIÓN DE TURBIDEZ
NEFELOMÉTRICA
TÉCNICA: NEFELOMÉTRICA

Fecha	Afluente	Efluente
27/04/2017	2.1	1.0
28/04/2017	1.7	0.9
25/05/2017	1.8	1.0
26/05/2017	1.8	0.8

29/05/2017	1.5	0.9
30/05/2017	1.1	0.7
31/05/2017	1.7	1.1
01/06/2017	1.7	0.8
02/06/2017	1.4	0.6
28/06/2017	1.5	0.5
31/07/2017	1.8	1.0
01/08/2017	1.3	1.0
02/08/2017	1.1	0.9
03/08/2017	1.0	0.7
04/08/2017	1.5	1.0

- DETERMINACIÓN DE PH
TÉCNICA: POTENCIOMÉTRICA

Fecha	Afluente	Efluente
13/06/2017	7.71	6.08
14/06/2017	7.75	6.30
15/06/2017	7.55	6.22
16/06/2017	7.41	6.50
28/06/2017	7.94	7.57
31/07/2017	7.76	7.51
01/08/2017	8.00	7.65
02/08/2017	8.03	7.74
03/08/2017	8.01	7.76
04/08/2017	7.98	7.51

- DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES
TÉCNICA: GRAVIMÉTRICA

Fecha	Muestra	Peso inicial	Peso evaporación	Peso calcinación	STF	STV	ST
05/06/2017	Afluente	44.4943	44.5083	44.5024	0.0140	0.0081	0.0221
05/06/2017	Efluente	39.6756	39.6967	39.6937	0.0211	0.0181	0.0392
28/06/2017	Afluente	39.1971	39.2164	39.2138	0.0193	0.0167	0.0360
28/06/2017	Efluente	39.6751	39.7000	39.6948	0.0249	0.0197	0.0446
31/07/2017	Afluente	39.1978	39.2177	39.2149	0.0199	0.0171	0.037
31/07/2017	Efluente	35.2796	35.3045	35.3004	0.0249	0.0208	0.0457
01/08/2017	Afluente	39.9309	39.9507	39.9483	0.0198	0.0174	0.0372
01/08/2017	Efluente	32.9351	32.9572	32.9521	0.0221	0.017	0.0391
02/08/2017	Afluente	36.6252	36.6445	36.6426	0.0193	0.0174	0.0367
02/08/2017	Efluente	39.6755	39.6970	39.6932	0.0215	0.0177	0.0392
03/08/2017	Afluente	43.1791	43.1991	43.1963	0.0200	0.0172	0.0372
03/08/2017	Efluente	43.4342	43.4556	43.4514	0.0214	0.0172	0.0386
04/08/2017	Afluente	23.6572	23.6772	23.6746	0.0200	0.0174	0.0374
04/08/2017	Efluente	24.3296	24.3503	24.3468	0.0207	0.0172	0.0379

- DETERMINACIÓN DE DUREZA TOTAL
TÉCNICA: TITULOMÉTRICA
mg de CaCO₃ equivalentes a 1 mL de EDTA = 0.8621 g

Fecha	Muestra	Lectura inicial	Lectura final	Diferencia	mg/L CaCO ₃	Promedio
28/06/2017	Afluente	0.0	19.0	19.0	327.60	329.3
		19.0	38.2	19.2	331.05	
28/06/2017	Efluente	0.0	16.0	16.0	275.87	276.7
		16.0	32.1	16.1	277.60	
31/07/2017	Afluente	0.0	19.7	19.7	339.67	340.5295
		19.7	39.5	19.8	341.39	
31/07/2017	Efluente	0.0	16.3	16.3	281.04	280.2
		16.3	32.5	16.2	279.32	
01/08/2017	Afluente	0.0	19.9	19.9	343.12	342.2537
		19.9	39.7	19.8	341.39	
01/08/2017	Efluente	0.0	18.7	18.7	322.43	320.7
		18.7	37.2	18.5	318.98	
02/08/2017	Afluente	0.0	21.0	21.0	362.08	363.8062
		21.0	42.2	21.2	365.53	
02/08/2017	Efluente	0.0	20.0	20.0	344.84	344.8

		20.0	40.0	20.0	344.84	
03/08/2017	Afluente	0.0	20.1	20.1	346.56	347.4263
		20.1	40.3	20.2	348.29	
03/08/2017	Efluente	0.0	20.1	20.1	346.56	345.7
		20.1	40.1	20.0	344.84	
04/08/2017	Afluente	0.0	19.9	19.9	343.12	344.84
		19.9	40.0	20.1	346.56	
04/08/2017	Efluente	0.0	19.2	19.2	331.05	331.9
		19.2	38.5	19.3	332.77	

- DETERMINACIÓN DE CLORUROS
TÉCNICA: TITULOMÉTRICA

Fecha	Muestra	Lectura	Vol. (mL)	Digito Multiplicador	Cl ⁻ (mg/L)	NaCl (mg/L)
28/06/2017	Afluente	154	50	2.0	308	508.2
	Efluente	211	50	2.0	422	696.3
31/07/2017	Afluente	143	50	2.0	286	471.9
	Efluente	230	50	2.0	460	759.0
01/08/2017	Afluente	157	50	2.0	314	518.1
	Efluente	187	50	2.0	374	617.1
02/08/2017	Afluente	198	50	2.0	396	653.4
	Efluente	177	50	2.0	354	584.1
03/08/2017	Afluente	154	50	2.0	308	508.2
	Efluente	168	50	2.0	336	554.4
04/08/2017	Afluente	154	50	2.0	308	508.2
	Efluente	171	50	2.0	342	564.3

TABLAS FILTRO VERTICAL

- DETERMINACIÓN DE DQO
TÉCNICA: COLORIMÉTRICA

Fecha	Afluente	Efluente
13/06/2017	7.0	197.0
13/06/2017	12.0	203.0
14/06/2017	0.0	195.0
14/06/2017	0.0	200.0
15/06/2017	13.0	63.0
15/06/2017	2.0	40.0
16/06/2017	2.0	21.0
16/06/2017	0.0	6.0

26/06/2017	5.0	2.0
27/06/2017	6.0	0.0
28/06/2017	0.0	0.0
31/07/2017	8.0	1.0
01/08/2017	23.0	9.0
02/08/2017	12.0	8.0
03/08/2017	15.0	1.0
04/08/2017	7.0	16.0

- DETERMINACIÓN DE TURBIDEZ NEFELOMÉTRICA
TÉCNICA: NEFELOMÉTRICA

Fecha	Afluente	Efluente
13/06/2017	1.8	2.0
13/06/2017	0.9	1.3
14/06/2017	2.4	3.9
14/06/2016	1.2	3.9
15/06/2017	1.6	1.2
15/06/2017	1.3	1.0
16/06/2017	1.6	0.6
16/06/2017	1.4	0.6
26/06/2017	2.1	1.7
27/06/2017	1.6	1.4
28/06/2017	1.5	1.1
31/07/2017	1.4	0.3
01/08/2017	1.4	1.1
02/08/2017	1.4	0.8
03/08/2017	3.7	1.0
04/08/2017	1.8	1.2

- DETERMINACIÓN DE PH
TÉCNICA: POTENCIOMÉTRICA

Fecha	Afluente	Efluente
13/06/2017	7.71	6.08
14/06/2017	7.75	6.30
15/06/2017	7.55	6.22
16/06/2017	7.41	6.50
26/06/2017	7.87	6.85
27/06/2017	7.84	6.95
28/06/2017	7.78	6.85
31/07/2017	8.03	7.55
01/08/2017	8.04	7.47
02/08/2017	8.05	7.42
03/08/2017	7.99	7.39
04/08/2017	8.01	7.17

- DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES
TÉCNICA: GRAVIMÉTRICA

Fecha	Muestra	Peso inicial	Peso evaporación	Peso calcinación	STF	STV	ST
26/06/2017	Afluente	23.6578	23.6778	23.6746	0.0200	0.0168	0.0368
26/06/2017	Efluente	25.6063	25.6266	25.6222	0.0203	0.0159	0.0362
27/06/2017	Afluente	33.2090	33.2288	33.2253	0.0198	0.0163	0.0361
27/06/2017	Efluente	35.2788	35.2983	35.2946	0.0195	0.0158	0.0353
28/06/2017	Afluente	38.0212	38.0408	38.0375	0.0196	0.0163	0.0359
28/06/2017	Efluente	36.6241	36.6440	36.6398	0.0199	0.0157	0.0356
31/07/2017	Afluente	40.2086	40.2284	40.2257	0.0198	0.0171	0.0369
31/07/2017	Efluente	36.6378	36.6453	36.6439	0.0075	0.0061	0.0136
01/08/2017	Afluente	34.6868	34.7069	34.7040	0.0201	0.0172	0.0373
01/08/2017	Efluente	41.4563	41.4696	41.4677	0.0133	0.0114	0.0247
02/08/2017	Afluente	43.7585	43.7782	43.7753	0.0197	0.0168	0.0365
02/08/2017	Efluente	44.1029	44.1192	44.1173	0.0163	0.0144	0.0307
03/08/2017	Afluente	33.2098	33.2298	33.2275	0.0200	0.0177	0.0377
03/08/2017	Efluente	38.0224	38.0407	38.0388	0.0183	0.0164	0.0347
04/08/2017	Afluente	24.6428	24.6625	24.6601	0.0197	0.0173	0.037
04/08/2017	Efluente	25.6058	25.6251	25.6222	0.0193	0.0164	0.0357

- DETERMINACIÓN DE DUREZA TOTAL
TÉCNICA: TITULOMÉTRICA
mg de CaCO₃ equivalentes a 1 mL de EDTA = 0.8621 g

Fecha	Muestra	Lectura inicial	Lectura final	Diferencia	mg/L CaCO ₃	Promedio
26/06/2017	Afluente	0.0	19.0	19	327.60	326.74
		19.0	37.9	18.9	325.87	
26/06/2017	Efluente	0.0	16.4	16.4	282.77	281.04
		16.4	32.6	16.2	279.32	
27/06/2017	Afluente	0.0	18.9	18.9	325.87	326.74
		18.9	37.9	19	327.60	
27/06/2017	Efluente	0.0	17.0	17	293.11	293.11
		17.0	34.0	17	293.11	
28/06/2017	Afluente	0.0	19.0	19	327.60	326.74
		19.0	37.9	18.9	325.87	
28/06/2017	Efluente	0.0	17.4	17.4	300.01	300.87
		17.4	34.9	17.5	301.74	
31/07/2017	Afluente	0.0	19.7	19.7	339.67	340.53
		19.7	39.5	19.8	341.39	

31/07/2017	Efluente	0.0	8.5	8.5	146.56	144.83
		8.5	16.8	8.3	143.11	
01/08/2017	Afluente	0.0	20.7	20.7	356.91	350.01
		20.7	40.6	19.9	343.12	
01/08/2017	Efluente	0.0	12.3	12.3	212.08	211.21
		12.3	24.5	12.2	210.35	
02/08/2017	Afluente	0.0	20.6	20.6	355.19	356.05
		20.6	41.3	20.7	356.91	
02/08/2017	Efluente	0.0	15.2	15.2	262.08	262.94
		15.2	30.5	15.3	263.80	
03/08/2017	Afluente	0.0	20.5	20.5	353.46	355.19
		20.5	41.2	20.7	356.91	
03/08/2017	Efluente	0.0	17.0	17	293.11	293.11
		17.0	34.0	17	293.11	
04/08/2017	Afluente	0.0	19.5	19.5	336.22	334.49
		19.5	38.8	19.3	332.77	
04/08/2017	Efluente	0.0	18.3	18.3	315.53	316.39
		18.3	36.7	18.4	317.25	

- DETERMINACIÓN DE CLORUROS
TÉCNICA: TITULOMÉTRICA

Fecha	Muestra	Lectura	Vol. (mL)	Digito Multiplicador	Cl ⁻ (mg/L)	NaCl (mg/L)
26/06/2017	Afluente	145	50	2.0	290	478.5
	Efluente	160	50	2.0	320	528
27/06/2017	Afluente	144	50	2.0	288	475.2
	Efluente	166	50	2.0	332	547.8
28/06/2017	Afluente	144	50	2.0	288	475.2
	Efluente	166	50	2.0	332	547.8
31/07/2017	Afluente	149	50	2.0	298	491.7
	Efluente	58	50	2.0	116	191.4
01/08/2017	Afluente	147	50	2.0	294	485.1
	Efluente	103	50	2.0	206	339.9
02/08/2017	Afluente	159	50	2.0	318	524.7
	Efluente	134	50	2.0	268	442.2
03/08/2017	Afluente	157	50	2.0	314	518.1
	Efluente	144	50	2.0	288	475.2
04/08/2017	Afluente	156	50	2.0	312	514.8
	Efluente	152	50	2.0	304	501.6