

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE INGENIERÍA**

**RECINTO UNIVERSITARIO SIMÓN BOLIVAR**

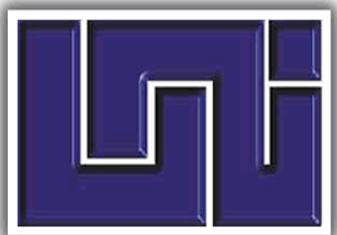
**FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA**

Mon

628.1622

B562

2012



**Monografía para Optar al Título de Ingeniero Químico.**

**“Uso de Quitosana como Floculante para Remoción de Materia Orgánica  
Utilizando Agua del Lago de Nicaragua”**

**Elaborado por:**

Br. Carlos Alejandro Betancourt Silva.

Br. Anayansi de los Ángeles Blanco González.

**Tutor:**

Dra. Indiana García G.

**Managua, Nic**

**Agosto, 2012**

## Resumen

En el presente documento se aborda el estudio del uso de la quitosana a dos diferentes concentraciones 0,5 mg/L y 1,0 mg/L como ayudante del proceso de coagulación para la remoción de material orgánico.

Se tomaron cuatro muestras de las aguas provenientes de la planta potabilizadora del municipio de Juigalpa cuya captación se encuentra en Puerto Díaz, Lago de Nicaragua. A cada muestra se les midieron una serie de parámetros tales como: Color, Absorción de Luz Ultravioleta a 254 nm ( $UV_{254}$ ), Turbiedad, Carbón Orgánico Disuelto (DOC), y Absorción Ultravioleta Específica (SUVA) con la finalidad de caracterizar el material orgánico en dichas aguas, así como también evaluar el uso de la quitosana como floculante para reducir el contenido orgánico presente en el agua cruda. Otros parámetros determinados fueron: Temperatura, Conductividad, Sólidos Totales Disueltos (STD), y pH. Adicionalmente en el proceso de desinfección se analizó la concentración de Cloro Total, Cloro Libre y Trihalometanos.

Para llevar a cabo dichas pruebas y efectuar el proceso de Coagulación-Floculación-Sedimentación a nivel de laboratorio, se realizaron pruebas de jarra en la cual se tomó un 1 litro de agua cruda; posteriormente a cada jarra se le adicionó una dosis de sulfato de aluminio en un rango de 20 a 90 mg/L. Las condiciones de operación fueron de 100 rpm y 1 minuto de mezcla rápida. En el proceso de floculación se adicionaron dosis de quitosana de 0,5 mg/L y 1,0 mg/L; siendo las condiciones de operación de 30 rpm y 30 minutos de mezcla lenta logrando la formación de flóculos grandes y pesados, que fueron removidos por gravedad en el proceso de sedimentación.

Los resultados muestran que la mayor eficiencia de remoción de material orgánico se encontró cuando se aplicó 90 mg/L de sulfato de aluminio como coagulante y 0,5 mg/L de quitosana como floculante en la temporada seca; y en la temporada lluviosa, la combinación óptima fue 80 mg/L de sulfato de aluminio y 0,5 mg/L de quitosana. Por ende, la concentración de trihalometanos medida se encontró por debajo de los límites permitidos por CAPRE (2002). Las remociones en el contenido orgánico fueron muy bajas cuando sólo se utilizó sulfato de aluminio, encontrándose valores de trihalometanos por encima del valor normado.

## **Dedicatoria**

Quiero dedicar primeramente esta tesis a **Dios** por permitirme culminar mis estudios con éxito y por concederme la fuerza y sabiduría necesaria para siempre seguir adelante con mis proyectos.

A **mi Madre** que en todo mi caminar fue mi guía, mi consejera, mi fortaleza y por siempre exigirme dar todo mi esfuerzo para cumplir mis metas.

A **mi Mamita Mina** por ofrecerme su apoyo incondicional, todo su amor y sabiduría a través de sus consejos.

**Anayansi Blanco González**

## **Dedicatoria**

A **Dios** por darme la vida y la fuerza de voluntad para cumplir con esta preciada meta.

A mi **Madre** por brindarme todo su amor, estar en todo momento a mi lado y ser ese apoyo incondicional que necesite durante mis años de formación.

A mi **Padre** por ser un consejero grandioso en mi vida.

**Carlos Alejandro Betancourt Silva.**

## Agradecimientos

Agradecemos inmensamente a **nuestro Dios Padre** pues sin El no habríamos tenido la guía, fortaleza y sabiduría necesaria para culminar este proyecto.

A **nuestros Padres** por brindarnos su apoyo y comprensión en todo este arduo trabajo, por aconsejarnos y forjarnos para ser personas de bien y por animarnos a cumplir nuestras metas ya que al final, esta formación académica es el legado que nos dejan.

A nuestra **tutora Dra. Indiana García** por ser nuestra mentora, nuestra guía y por compartir sus conocimientos, tiempo y dedicación en este largo proceso para que esta tesis sea culminada con éxito.

Al Proyecto **UNI-SAREC-FIQ** por haber brindado los medios para que lleváramos a cabo nuestra investigación

**Anayansi Blanco y Carlos Betancourt**

# Índice

	<b>Página</b>
<b>Capítulo I:                   INTRODUCCION Y OBJETIVOS</b>	
<b>1.1    Introducción</b>	<b>1</b>
<b>1.2    Objetivos</b>	<b>4</b>
<b>Capítulo II:                   MARCO TEORICO</b>	
<b>2.1    Agua</b>	<b>5</b>
<b>2.2    Calidad del Agua</b>	<b>5</b>
2.2.1 Características Físicas	6
2.2.2 Características Químicas	8
2.2.3 Características Biológicas	11
<b>2.3    Materia Orgánica Natural (NOM)</b>	<b>12</b>
<b>2.4    Normas de Calidad del Agua en Nicaragua</b>	<b>14</b>
<b>2.5    Sistema Convencional para Tratamiento de Agua Potable</b>	<b>16</b>
2.5.1 Aireación	16
2.5.2 Mezcla Rápida	16
2.5.3 Coagulación	17
2.5.4 Floculación	20
2.5.5 Sedimentación	23
2.5.6 Filtración	23
2.5.7 Desinfección	24
2.5.8 Trihalometanos	27
<b>Capítulo III:                DISEÑO METODOLOGICO</b>	
<b>3.1    Materiales</b>	<b>30</b>
3.1.1 solución de Sulfato de Aluminio	30
3.1.2 Solución de Quitosana (3 mg/mL)	30

<b>3.2</b>	<b>Tipo de Estudio</b>	<b>31</b>
<b>3.3</b>	<b>Universo</b>	<b>31</b>
<b>3.4</b>	<b>Muestra</b>	<b>31</b>
<b>3.5</b>	<b>Diseño de Muestreo</b>	<b>31</b>
<b>3.6</b>	<b>Herramientas de Recolección de Datos</b>	<b>32</b>
	3.6.1 Recopilación de Información	32
	3.6.2 Ficha de Campo	32
	3.6.3 Ficha de Laboratorio	32
<b>3.7</b>	<b>Simulación de Proceso Coagulación-Floculación-Sedimentación y Desinfección</b>	<b>32</b>
<b>3.8</b>	<b>Variables a ser Estudiadas</b>	<b>33</b>
<b>3.9</b>	<b>Procesamiento y Análisis de la Información</b>	<b>35</b>
<b>Capítulo IV:</b>	<b>DISCUSION DE RESULTADOS</b>	
<b>4.1</b>	<b>Caracterización del Agua Cruda</b>	<b>36</b>
<b>4.2</b>	<b>Evaluación de la Eficiencia de Sulfato de Aluminio como Coagulante y Quitosana como Floculante en la Remoción de Materia Orgánica a partir del UV<sub>254</sub></b>	<b>39</b>
	4.2.1 Época Seca	39
	4.2.2 Época Lluviosa	43
<b>4.3</b>	<b>Comparación de la Eficiencia del Uso Sulfato de Aluminio y Quitosana en la Remoción de Color, DOC, Turbiedad y SUVA</b>	<b>47</b>
	4.3.1 Color	47
	4.3.2 Carbono Orgánico Disuelto (DOC)	40
	4.3.3 Turbiedad	53
	4.3.4 Absorbancia Específica Ultravioleta (SUVA)	55
<b>4.4</b>	<b>Otros Parámetros Analizados</b>	<b>58</b>
	4.4.1 Temperatura	58

4.4.2	pH	59
4.4.3	Conductividad	60
4.4.4	Sólidos Totales Disueltos	62
<b>4.5</b>	<b>Formación de Trihalometanos</b>	<b>63</b>
<b>Capítulo V</b>	<b>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b>	
<b>5.1</b>	<b>Conclusiones</b>	<b>66</b>
<b>5.2</b>	<b>Recomendaciones</b>	<b>67</b>
<b>Capítulo VI:</b>	<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	<b>68</b>
<b>ANEXO A:</b>	<b>HERRAMIENTAS DE RECOLECCION DE DATOS</b>	<b>73</b>
<b>ANEXO B:</b>	<b>METODOS PARA LA DETERMINACION DE PARAMETROS</b>	<b>75</b>

## Lista de Figuras

Figura 2.1	Resalto Hidráulico	17
Figura 2.2	Estructura Molecular de la Quitosana	21
Figura 2.3	Interacción entre al Grano de Arena y la Partícula con Carga Carga Positiva en Exceso	24
Figura 4.1	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 1	42
Figura 4.2	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 2	43
Figura 4.3	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 3	46
Figura 4.4	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 4	46
Figura 4.5	Porcentaje de Remoción de Color en Época seca	49
Figura 4.6	Porcentaje de Remoción de color en Época Lluviosa	50
Figura 4.7	Porcentaje de Remoción de DOC en Época Seca	52
Figura 4.8	Porcentaje de Remoción de DOC en Época Lluviosa	53
Figura 4.9	Porcentaje de Remoción de Turbiedad en Época Seca	54
Figura 4.10	Porcentaje de Remoción de Turbiedad en Época Lluviosa	55
Figura 4.11	Porcentaje de Remoción de SUVA en Época Seca	57
Figura 4.12	Porcentaje de Remoción de SUVA en Época Lluviosa	58
Figura 4.13	Valores de Temperatura en ambas Épocas Climatológica	59
Figura 4.14	Valores de pH en ambas Épocas Climatológicas	60
Figura 4.15	Valores de Conductividad en ambas Épocas Climatológicas	61

Figura 4.16	Valores de STD en ambas Épocas Climatológicas	62
Figura 4.17	Formación de Trihalometanos en Época Seca	65
Figura 4.18	Formación de Trihalometanos en Época Lluviosa	65

## Lista de Tablas

Tabla 2.1	Clasificación de las Aguas según su Grado de Dureza	9
Tabla 2.2	Agentes Patógenos y Organismos Productores de Toxinas en Aguas	12
Tabla 2.3	Parámetros Presentados en las Normas para Agua Potable	15
Tabla 2.4	Características y Aplicaciones de la Quitosana	22
Tabla 3.1	Variables y Métodos	34
Tabla 4.1	Características de Agua Cruda de Juigalpa en Época de Verano	36
Tabla 4.2	Características de Agua Cruda de Juigalpa en Época de Invierno	37
Tabla 4.3	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 1	40
Tabla 4.4	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 2	41
Tabla 4.5	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 3	44
Tabla 4.6	Porcentaje de Remoción de $UV_{254}$ para Muestreo 4	45
Tabla 4.7	Datos de Color en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca	48
Tabla 4.8	Datos de Color en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa	49
Tabla 4.9	Datos de Carbono Orgánico Disuelto (DOC) en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca	51
Tabla 4.10	Datos de Carbono Orgánico Disuelto (DOC) en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa	52
Tabla 4.11	Datos de Turbiedad en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca	54
Tabla 4.12	Datos de Turbiedad en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa	55

Tabla 4.13	Datos de SUVA en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca	56
Tabla 4.14	Datos de SUVA en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa	57
Tabla 4.15	Valores de Temperatura en ambas Épocas Climatológicas	59
Tabla 4.16	Valores de pH en ambas Épocas Climatológicas	60
Tabla 4.17	Valores de Conductividad en ambas Épocas Climatológicas	61
Tabla 4.18	Valores de STD en ambas Épocas Climatológicas	62
Tabla 4.19	Valores de Trihalometanos en Época Seca	64
Tabla 4.20	Valores de Trihalometanos en Época Lluviosa	64

# Capítulo I

## Introducción y Objetivos

### 1.1 Introducción

El agua representa el recurso natural más importante en el planeta y por el cual se sustenta la vida. La creciente población en las últimas décadas ha generado una mayor demanda de este líquido vital, agotándolo en ciertas zonas, haciendo un uso irracional y contaminándolo en otras; por lo que cada día se hace necesario proteger éste recurso, importante no sólo para la humanidad sino para todo ser viviente que depende de éste vital líquido.

El agua en gran medida es un factor medular en el desarrollo socioeconómico de todas las naciones y constituye uno de los mayores problemas de salud pública en el mundo, dada la gran cantidad de sitios donde el agua no recibe ningún tipo de tratamiento.

Nicaragua posee una gran ventaja respecto a muchos otros países del hemisferio, pues cuenta con grandes recursos hídricos, los cuales hasta la fecha lamentablemente no han sido utilizados de la manera más adecuada dada las limitaciones de carácter económico y tecnológico que presenta el país así como la falta de una educación ambiental.

En Nicaragua las plantas de tratamiento de agua utilizan sulfato de aluminio como coagulante como alternativa al cloruro de hierro el cual tiene un mayor costo económico, pero no en factores de salud ya que al aluminio según estudios recientes está relacionada con la enfermedad de Alzheimer, que produce pérdida en la memoria reciente y de las facultades intelectuales, presencia de ansiedad y depresión, no existiendo aun un tratamiento curativo de esta enfermedad que va empeorando hasta causar la muerte (Suay y Ballester, 2002). En sustitución a estos coagulantes sintéticos se encuentran los coagulantes naturales como el marango ó la quitosana aún en

estudio, pero que han demostrado un mejor desempeño en el proceso de coagulación removiendo mayor cantidad de materia orgánica natural (NOM) en época lluviosa, pero las remociones son muy bajas en época seca (García *et al.*, 2005). El uso de coagulantes naturales reduce los riesgos a la salud de los pobladores y al ambiente.

Gran parte del agua que se utiliza para uso doméstico en Nicaragua es proveniente de agua superficial ya sea de ríos o lagos; en época lluviosa, estas aguas presentan altos niveles de NOM, los cuales con los coagulantes sintéticos son difíciles de disminuir hasta los niveles establecidos por CAPRE (2002), por lo que se hace algunas veces uso de floculantes como poliacrilamida que se suministra en dosis medias de 0,02 mg/L, con máximas permitidas de 0,05 mg/L para ayudar al proceso de coagulación (Guerrero *et al.*, 2006), pero existe dos grandes inconvenientes como es el costo que este posee y los riesgos a la salud.

La presencia de materia orgánica al reaccionar con compuestos utilizados en el proceso de desinfección produce subproductos de la desinfección como los trihalometanos y ácidos haloacéticos, los cuales producen daño al sistema nervioso central y aumentan en gran medida las probabilidades de cáncer (Lin, 2007). Por lo que la reducción de la materia orgánica previo al proceso de desinfección es imperante para disminuir los riesgos a la salud de los consumidores.

El presente documento plantea una alternativa a la problemática de la remoción de materia orgánica para disminuir la formación de trihalometanos haciendo uso de una combinación de sulfato de aluminio como coagulante y quitosana como floculante. Las características que la quitosana como polímero catiónico natural pueden servir como una vía alterna en la solución de éste problema y su implementación en las plantas de tratamiento de potabilización del agua del país.

La quitosana es obtenida por la desacetilación en solución alcalina de la quitina el cual es un polisacárido obtenido principalmente de los caparazones de camarones y langostas (García *et al.*, 2005), al ser la materia prima un desperdicio en la industria

camaronera sugiere más beneficios que perjuicios al procesar esa carga de potencial contaminante y volverlo en pro del medio ambiente.

Nicaragua tiene una gran ventaja respecto a la implementación de quitosana como floculante en el tratamiento de agua para consumo humano, considerando que se encuentra rodeada de dos grandes océanos y que la producción total de camarón y langosta ronda cerca de las 15 000 y 1 300 toneladas métricas respectivamente (Sánchez, 2009) aportando la materia prima suficiente para satisfacer la demanda y así minimizar la contaminación de otras fuentes de agua. La quitosana tiene un amplio campo de aplicaciones que van desde la medicina, remoción de metales pesados en agua residual, aplicaciones en el área agrícola hasta la industria farmacéutica, éste vasto campo de posibilidades de aplicación se debe solamente a su versatilidad y amigabilidad con el medio ambiente dado a que no es tóxica y sobre todo a su biodegradabilidad.

Existe una diversidad de estudios relacionados con la utilización de quitosana como coagulante para la remoción de materia orgánica natural, pero no existen estudios de la evaluación de la combinación de sulfato de aluminio como coagulante y quitosana como floculante para mejorar la remoción de la materia orgánica (NOM).

En Nicaragua la Universidad Nacional de Ingeniería en conjunto con estudiantes tesis e impulsados por el proyecto UNI-ASDI-SAREC-FIQ han realizado algunas investigaciones relacionadas con esta temática entra estas se encuentran el estudio realizado por Pavón (2011) y el desarrollado por Solórzano (2010). Los resultados en ambas tesis indican que la quitosana es un coagulante o floculante prometedor sobretodo en épocas lluviosas donde las remociones de material orgánico fue más alto que con sulfato de aluminio.

Se espera que los hallazgos encontrados en este estudio puedan ser utilizados para el mejoramiento de la calidad del agua y como consecuencia un progreso en la calidad de vida de los nicaragüenses evitando enfermedades a corto y largo plazo.

## 1.2 Objetivos

### Objetivo General

- Estudio de la aplicación de quitosana como floculante para la remoción de la materia orgánica en aguas del lago de Nicaragua.

### Objetivos Específicos

- Determinar pH, Temperatura, Sólidos Totales Disueltos (STD), Conductividad, Turbiedad, Color, Carbón Orgánico Disuelto (DOC), Absorbancia ultravioleta ( $UV_{254}$ ), Absorbancia Ultravioleta Específica (SUVA) para caracterizar el agua cruda de Puerto Díaz, lago de Nicaragua en el período de Abril a Julio del 2011.
- Evaluar el uso de sulfato de aluminio como coagulante y quitosana como floculante en la remoción de materia orgánica a través de la medición de la absorción de luz ultravioleta a 254 nm ( $UV_{254}$ ).y los otros parámetros sustitutos de la materia orgánica como SUVA, DOC, Color y Turbiedad) utilizando quitosana a dos diferentes concentraciones.
- Determinar las concentraciones de trihalometanos en las aguas tratadas.

## **Capítulo II**

### **Marco Teórico**

El presente capítulo aborda los parámetros físicos, químicos y biológicos que caracterizan la calidad del agua, las normas que rigen la calidad del agua en Nicaragua para el consumo humano, los procesos que constituyen el tratamiento convencional para la potabilización de agua así como los subproductos de desinfección (DBPs) especialmente los trihalometanos.

#### **2.1 El Agua**

El agua es una sustancia química formada por dos átomos de hidrógeno y uno de oxígeno. Su fórmula molecular o descripción química es  $H_2O$ . El agua pura no tiene color (es incolora), no tiene olor (es inodora) y carece de sabor. El agua pura además tiene pH neutro, es decir, no es ácida ni básica.

Al agua se le conoce como el solvente universal porque disuelve más sustancias que cualquier otro líquido. Esto significa que el agua en su recorrido (ya sea por el cuerpo o en la tierra), irá disolviendo y tomando consigo a su paso compuestos importantes, nutrientes y minerales.

#### **2.2 Calidad del Agua**

El término calidad del agua es relativo y sólo tiene importancia universal si está relacionado con el uso del recurso. Esto quiere decir que una fuente de agua suficientemente limpia que permita la vida de los peces puede no ser apta para la salud pública y un agua útil para el consumo humano puede resultar inadecuada para la industria.

Para conocer la calidad del agua, se determinan las principales características que son: físicas, químicas y microbiológicas.

## **2.2.1 Características Físicas**

### **a. Color**

El color natural en el agua se da principalmente por efecto de partículas coloidales con carga negativa; es por ello que su remoción se logra con coagulantes cargados positivamente comúnmente sales metálicas trivalentes como el  $Al^{+3}$  y  $Fe^{+3}$ .

Se reconocen dos tipos de color en el agua: El color verdadero, es decir el color de la muestra una vez que su turbiedad ha sido removida, y el color aparente que contiene no solamente el color de las sustancias en solución y coloidales sino que también el color debido al material suspendido. El color aparente se determina sobre la muestra original sin filtración o centrifugación previa (Romero, 1999).

### **b. Conductividad**

Es la expresión numérica para transportar una corriente eléctrica en el agua y está en dependencia de la concentración de sustancias disueltas ionizadas en el agua y también de la temperatura a la cual se efectúa la determinación (Romero, 1999). En donde, los rangos de conductividad para aguas de lago oscilan entre (20,0 - 30,0  $\mu S/cm$ ) y para aguas de río los rangos se encuentran entre (30,0 - 350,0  $\mu S/cm$ ) reportado por Chamberlain (2010).

### **c. Olor y Sabor**

Las causas más comunes de olores y sabores en el agua son materia orgánica en solución, cloruro de sodio, aceites, hierro, manganeso, sulfato de sodio y ciertas especies de algas, hongos y otros microorganismos. La determinación del olor y el

sabor es de suma importancia en la evaluación de la calidad del agua y está relacionada con la aceptación del consumidor (Romero, 1999).

#### **d. Sólidos Totales Disueltos**

También conocidos como sólidos filtrables, son los que se obtienen después de la evaporación de una muestra previamente filtrada. Son de gran utilidad para el control del proceso de tratamiento. El valor máximo establecido para STD es de 10 000 mg/L según (Chamberlain, 2010).

#### **e. Temperatura**

La temperatura del agua es un parámetro muy importante dada su influencia, tanto sobre el desarrollo de la vida acuática como sobre las reacciones químicas y velocidades de reacción.

Para la obtención de buenos resultados, la temperatura debe tomarse en el sitio de muestreo (Romero, 1999).

#### **f. Turbiedad**

La turbiedad es causada por las partículas que forman los sistemas coloidales; es decir, aquellas que por su tamaño, se encuentran suspendidas y reducen la transparencia del agua en menor o mayor grado.

La medición de la turbiedad se realiza mediante un turbidímetro o nefelómetro. Las unidades utilizadas son, por lo general, unidades nefelométricas de turbiedad (NTU) (OPS/CEPIS/PUB, 2004). El rango de turbiedad para aguas de lago es de (1,0 - 20,0 NTU) y para aguas de ríos los valores oscilan entre (2,0 - 25,0 NTU) de acuerdo a Chamberlain (2010).

## **2.2.2 Características Químicas**

### **a. Alcalinidad**

Se define como la capacidad del agua para neutralizar ácidos. No obstante, los aniones de ácidos débiles tales como: bicarbonatos, carbonatos, hidróxido, sulfuro, bisulfuro, silicato y fosfato influyen en la alcalinidad.

La alcalinidad es uno de los parámetros más importantes en el tratamiento del agua, pues influye directamente en la coagulación o el ablandamiento. Los bicarbonatos, carbonatos y los iones hidroxilos representan las formas más importantes de alcalinidad, pero en algunos casos pueden contribuir los boratos, silicatos, fosfatos y otras bases.

### **b. Cloruros**

Las aguas superficiales usualmente no contienen cloruros en altas concentraciones como para afectar el sabor, exceptuando aquellas fuentes procedentes de terrenos salinos o de acuíferos con influencia de corrientes marinas.

En las corrientes marinas el nivel de cloruros es muy alto, en promedio de 19 000 mg/L; constituyen el anión predominante. Sin embargo en las aguas superficiales el contenido de cloruros es generalmente menor que el de los bicarbonatos y sulfatos (Romero, 1999).

### **c. Dureza**

La dureza en las aguas es debida a la presencia de sales de calcio y magnesio, que se encuentran disueltos en forma de bicarbonatos, los cuales al ser calentados originan carbonatos de menor solubilidad los cuales precipitan.

El valor de la dureza establece, consecuentemente, su conveniencia para uso doméstico e industrial y la necesidad de un proceso de ablandamiento. El tipo de ablandamiento por utilizar y su control dependen de la apropiada determinación de la magnitud y clase de dureza (Romero, 1999).

**Tabla 2.1 Clasificación de las Aguas según su Grado de Dureza.**

<b>Valor</b>	<b>Clasificación</b>
0 – 75 mg/L CaCO <sub>3</sub>	Blanda
75 – 150 mg/L CaCO <sub>3</sub>	Moderadamente Dura
150 – 300 mg/L CaCO <sub>3</sub>	Dura
>300 mg/L CaCO <sub>3</sub>	Muy Dura

*Fuente: Romero, 1999.*

#### **d. Hierro y Manganeseo**

Estos elementos se encuentran casi siempre asociados, siendo muy extraño que se encuentren de forma independiente en el agua. En el caso particular del hierro no tiene efecto en la salubridad, pero sí en el sabor. Muy a menudo el hierro se presenta como Fe<sup>+3</sup> y mediante la adición de cal se puede hacer precipitar en forma de hidróxido férrico. El manganeseo se presenta en su estado reducido Mn<sup>+2</sup> y su exposición con el aire lo lleva a óxidos mucho menos solubles.

#### **e. Nitrógeno Total**

Se debe tener en cuenta la concentración de nitrógeno en el agua dado a que esto permite a través de la determinación de la demanda biológica de oxígeno conocer si existe deficiencia o exceso de nitrógeno en la descomposición de la materia orgánica, así como conocer la disponibilidad de nitrógeno como nutriente.

El nitrógeno se encuentra en cuatro formas principales, nitrógeno orgánico, nitrógeno amoniacal, nitrato y nitrito (Romero, 1999).

#### **f. Oxígeno Disuelto (OD)**

La presencia de oxígeno disuelto en el agua cruda está en dependencia de la temperatura, la presión y la mineralización del agua. No se puede establecer un contenido ideal de oxígeno en el agua, debido a que se encuentran aspectos positivos y negativos de su presencia. No obstante, si el agua contiene amoníaco o hierro y manganeso en sus formas reducidas, es conveniente que el OD esté cercano al valor de saturación, 8.3 mg/L a 25°C (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

#### **g. pH**

Medida que expresa el grado de acidez o de alcalinidad de una solución. Es un importante parámetro de calidad tanto de las aguas naturales como de las residuales. Los rangos de pH para aguas de lago oscilan entre (6,5 - 9,0) y para aguas de río los rangos se encuentran entre (6,5 - 7,5) de acuerdo a Chamberlain (2010).

#### **h. Fosfatos**

Las especies químicas de fósforo más frecuentes en el agua son los ortofosfatos, los fosfatos condensados (piro-, meta- y polifosfatos) y los fosfatos orgánicos. En algunos suministros de agua se usan polifosfatos como medio de control de corrosión.

Son nutrientes de la vida acuática y a la vez limitante del crecimiento de las plantas. Sin embargo, su presencia se encuentra asociada con la eutrofización de las aguas debido al crecimiento excesivo de algas y su acumulación en los sedimentos de los cuerpos de agua.

#### **i. Sulfatos**

Los sulfatos son un componente natural de las aguas superficiales y por lo general en ellas no se encuentran en concentraciones mayores a 250 mg/L (OPS/CEPIS/PUB,

2004) que puedan afectar su calidad. Proviene de la oxidación de los sulfuros existentes en el agua y, dependiendo del contenido de calcio, podrían impartirle un carácter ácido.

Los sulfatos de calcio y magnesio contribuyen a la dureza del agua y forman parte de la dureza permanente. El sulfato de magnesio confiere al agua un sabor amargo (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

### **2.2.3 Características Biológicas**

En las aguas superficiales se encuentra una amplia gama de organismos no perceptibles a simple vista. En condiciones normales, estos organismos permiten el desarrollo de los ciclos biológicos y químicos en el cuerpo de agua y no son necesariamente nocivos para la salud ó afectan el tratamiento del agua.

Los organismos propios de las aguas superficiales están en permanente actividad y ninguno vive aislado. Su existencia depende del medio que los rodea. Se entiende por medio tanto el ambiente físico como los organismos con los cuales se convive. Todos forman parte de un ecosistema.

En estas aguas existe un grupo de organismos que actúan en los procesos de biodegradación. Este grupo está conformado principalmente por bacterias y hongos. Estos organismos transforman la materia orgánica muerta en compuestos inorgánicos simples. La biodegradación de la materia orgánica favorece la autodepuración de las aguas, que se produce cuando la materia está constituida por sustancias que pueden ser biodegradadas por los microorganismos responsables de esta actividad biológica.

Los microorganismos patógenos que pueden estar presentes en aguas superficiales y cuya transmisión hídrica está demostrada pertenecen a los grupos que se muestran en la Tabla 2.2.

Los microorganismos mencionados se encuentran presentes en las heces fecales de los seres humanos y animales. El análisis bacteriológico del agua es importante en la prevención de epidemias como consecuencia de la contaminación del agua.

Ensayos para la determinación de patógenos no se emplean habitualmente debido a que detectarlos en diluciones altas es muy difícil y además se hallan en número muy inferior al de las bacterias entéricas las cuales tienen una tasa de mortalidad más lenta (Romero, 1999).

**Tabla 2.2 Agentes Patógenos y Organismos Productores de Toxinas en Aguas.**

<b>Especie</b>	<b>Nombre Científico</b>
Bacterias	<i>Escherichia coli, Salmonella, Shigella, Vibrio cholerae, Yersinia enterocolitica, Campylobacter jejuni.</i>
Virus	<i>Enterovirus, Rotavirus, Adenovirus.</i>
Protozoos	<i>Giardia, Cryptosporidium, Entamoeba histolytica, Balantidium coli.</i>
Helmintos	<i>Ascaris, Trichuris, Taenia.</i>
Cyanobacterias	<i>Anabaena, Microcystis.</i>

Fuente: OPS/CEPIS/PUB, 2004.

### **2.3 Materia Orgánica Natural (NOM)**

La Materia orgánica natural (NOM) es una composición de compuestos orgánicos que proceden de la degradación química y biológica de plantas, animales y microorganismos. El rango de valores de concentración de NOM en aguas superficiales y subterráneas es de 2 - 10 mg/L (Bolto *et al.*, 2001).

Como las características de la materia orgánica presentan variaciones de compuestos (físicas y químicas) que son muy difíciles de determinar, se acude a los parámetros sustitutos de la materia orgánica para poder caracterizar la NOM.

#### **a. Carbón Orgánico Total (TOC)**

Es la medida del contenido total de carbono de los compuestos orgánicos presentes en el agua. Se refiere tanto a compuestos orgánicos fijos como volátiles, naturales o sintéticos.

Aunque el TOC es una medida directa del contenido de carbono orgánico del agua, no es precisamente una medida consistente de las concentraciones de los precursores de los subproductos de desinfección (DBPs). Una explicación para esta observación es que el TOC no facilita una indicación de la aromaticidad, la naturaleza alifática, química de grupo funcional, o enlaces químicos asociados con las moléculas orgánicas naturales (Kitis *et al.*, 2001).

#### **b. Carbón Orgánico Disuelto (DOC)**

Mide la cantidad de carbono orgánico que esta disuelto en el agua. La fase orgánica disuelta logra ser más reactiva que las partículas de la parte orgánica. Asimismo, la proporción de DOC a TOC también puede ser considerada un factor substancial en la explicación de diferentes concentraciones de THMs bajo las mismas condiciones de la desinfección y niveles de bromuro.

Si la proporción de DOC/TOC es relativamente baja  $< 0,5$ , se puede esperar que los procesos físicos como sedimentación y filtración remuevan un fragmento significativo de NOM. Por otra parte, las proporciones de DOC/TOC relativamente altas  $> 0,5$ , indican que la NOM se encuentra en forma soluble. Por ende, otro proceso como coagulación, adsorción de carbón activado granular (GAC) y filtración de membrana son requeridos para lograr una remoción significativa (Kitis *et al.*, 2001). El valor reportado por Hepplewhite *et al.* (2004) para aguas superficiales es de 2,0 a 15,0 mg/L.

### **c. Absorción de Luz Ultravioleta a 254 nm (UV<sub>254</sub>)**

Este parámetro muestra la concentración de moléculas orgánicas con agrupaciones aromáticas o de unión extendida. Deben medirse muestras de UV en el agua antes de la adición de un oxidante o desinfectante. Esto es necesario ya que los oxidantes reaccionan con compuestos orgánicos y se unen a los dobles enlaces que absorben UV. El análisis de las muestras no debe exceder 48 horas, después del muestreo. No pueden ajustarse los pH de muestra de agua que se les miden UV.

El principio del método es la absorción de la luz UV es que parte de los constituyentes aromáticos presentes en el agua están en proporción a su concentración (Edzwald y Tobiason, 1999).

### **d. Absorción Ultravioleta Específica (SUVA)**

La absorción ultravioleta específica es un indicador del contenido húmico del agua. Es un parámetro calculado desde de la absorción ultravioleta (UV<sub>254</sub>), dividida por el carbono orgánico disuelto (DOC) contenido en el agua (Edzwald y Tobiason, 1999).

$$\text{SUVA (L/mg-m)} = 100 \text{ (cm/m)} [\text{UV}_{254} \text{ (1/cm)}/\text{DOC (mg/L)}] \quad (2.1)$$

## **2.4 Normas de Calidad del Agua en Nicaragua**

El propósito principal de estas normas es la protección de la salud pública, a través del apoyo y la aplicación de estrategias de administración que garanticen la calidad de los suministros de agua potable a partir del control de los compuestos de alto riesgos ó peligrosos para los consumidores.

En la Tabla 2.3 se presentan los parámetros bacteriológicos, físicos y químicos establecidos en las normas de calidad del agua CAPRE (2002).

**Tabla 2.3 Parámetros Presentados en las Normas para Agua Potable.**

<b>Parámetros Para Sustancias no Deseadas</b>			
<b>Parámetros</b>	<b>Unidad</b>	<b>Valor Recomendado</b>	<b>Valor Admisible</b>
Nitratos (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> )	mg/L	25	45
Nitritos (NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> )	mg/L	0,1	1
Amonio	mg/L	0,05	0,5
<b>Parámetros Organolépticos</b>			
<b>Parámetros</b>	<b>Unidad</b>	<b>Valor Recomendado</b>	<b>Valor Admisible</b>
Color Verdadero	mg/L Pt-Co	1	15
Turbiedad	NTU	1	5
Olor	Factor dilución	0	2°C a 12°C 3°C a 25°C
Sabor	Factor dilución	0	2°C a 12°C 3°C a 25°C
<b>Parámetros Fisicoquímicos</b>			
<b>Parámetros</b>	<b>Unidad</b>	<b>Valor Recomendado</b>	<b>Valor Admisible</b>
Temperatura	°C	18 a 30	-
Iones Hidrógeno	pH	6,5 a 8,5	-
Cloro Residual	mg/L	0,5 a 1,0	5
Cloruros	mg/L	25	250
Conductividad	µS/cm	400	-
Dureza	mg/L CaCO <sub>3</sub>	400	-
Sulfatos	mg/L CaCO <sub>3</sub>	25	250
Aluminio	mg/L	-	0,2
Calcio	mg/L CaCO <sub>3</sub>	100	-
Cobre	mg/L	1,0	2,0
Magnesio	mg/L	30	50
Sodio	mg/L	25	200
Potasio	mg/L	-	10
Sólidos Totales Disueltos	mg/L	-	1 000
Zinc	mg/L	-	3,0

*Fuente: Normas CAPRE, 2002.*

## **2.5 Sistema Convencional para el Tratamiento de Agua Potable**

La importancia que tiene la potabilización del agua radica en implementar una serie de tratamientos que eliminen aquellas partículas o sustancias perjudiciales para el hombre. Entre estos tratamientos se encuentran: Aireación, Mezcla Rápida, Coagulación, Floculación, Sedimentación, Filtración y Desinfección.

### **2.5.1 Aireación**

La aireación se efectúa mediante caídas de agua en gradas, cascadas, chorros y también aplicando el gas a la masa de agua mediante aspersion o burbujeo. Se usa en la remoción de hierro y manganeso, así como también de anhídrido carbónico, ácido sulfhídrico y sustancias volátiles, para controlar la corrosión y olores (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

### **2.5.2 Mezcla Rápida**

Se denomina mezcla rápida a las condiciones de intensidad de agitación y tiempo de retención que debe reunir la masa de agua en el momento en que se dosifica el coagulante, con la finalidad de que las reacciones de coagulación ocurran en las condiciones óptimas correspondientes al mecanismo de coagulación predominante. La dosificación se realiza en la unidad de mezcla rápida ya sea una unidad mecánica o hidráulica; por lo tanto, estas condiciones son las que idealmente debe reunir esta unidad para optimizar el proceso (OPS/CEPIS/PUB, 2004).



**Figura 2.1 Resalto Hidráulico.**

### **2.5.3 Coagulación**

Muchos coagulantes son ampliamente usados en los procesos convencionales de tratamiento de agua para la producción de agua potable, estos coagulantes pueden ser de origen orgánico como por ejemplo: el sulfato de aluminio y el cloruro de polialuminio; así como polímeros orgánicos sintéticos, como son los derivados de la poliacrilamida; y de origen natural entre los cuales se encuentran la quitosana.

La quitosana como coagulante ha demostrado que la presencia de los grupos aminos en su estructura confiere la capacidad para coagular sustancias coloidales y su uso permite aumentar la acción de coagulantes inorgánicos convencionales (Gacén y Gacén, 1996). El uso de este polímero natural presenta beneficios tales como que la producción de lodo se realiza en menor cantidad y por ende resulta en menor contaminante para el medio ambiente y las dosis empleadas son más bajas.

El sulfato de aluminio o alum es una sal inorgánica y es el coagulante más utilizado en el tratamiento del agua debido a su probada capacidad para demostrar altos porcentajes de remoción de materia orgánica y su bajo costo. Algunos polímeros orgánicos sintéticos tales como los derivados de la poliacrilamida e

imina de polietileno son también eficaces y relativamente baratos en el tratamiento del agua (Okuda *et al.*, 1999).

Las partículas coloidales, las sustancias húmicas y algunos microorganismos presentan una carga negativa en el agua, lo cual impide la aproximación de las mismas. En el tratamiento del agua es necesario alterar esta fuerza iónica mediante la adición de sales de aluminio o de hierro o de polímeros sintéticos o naturales que provoquen el fenómeno de la coagulación.

La coagulación depende de las características del agua y de las partículas presentes, las mismas que definen el valor de los parámetros conocidos como pH, alcalinidad, color verdadero, turbiedad, temperatura, movilidad electroforética, fuerza iónica, sólidos totales disueltos, tamaño y distribución de tamaños de las partículas en estado coloidal y en suspensión (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

Existen dos tipos de coagulantes:

*Coagulantes Sintéticos:* Los más ampliamente usados son sulfato de aluminio, cloruro de hierro (II) y sulfato de hierro (II). Cuando el sulfato de aluminio es agregado al agua, los iones  $Al^{+3}$  desestabilizan las cargas negativas de los coloides.

Dependiendo de la alcalinidad presente en el agua, se puede llevar a cabo la reacción siguiente, donde el precipitado de hidróxido de aluminio formado arrastra las impurezas suspendidas o disueltas presentes en el agua (Vargas y Romero, 2006).



De manera similar, al adicionar cloruro de hierro (III) en presencia de suficiente hidróxido de calcio, se forma el hidróxido de hierro (III) que también arrastra las impurezas (Vargas y Romero, 2006).



Finalmente, en el caso de utilizar sulfato de hierro (II) se debe llevar a cabo la oxidación del hierro (II) a hierro (III) para obtener el hidróxido de hierro (III) (Vargas y Romero, 2006).



*Coagulantes Naturales:* Dentro de estos se pueden citar los de origen orgánico los cuales se extraen de ciertas plantas. Los extractos de las semillas de la planta *Moringa oleífera* son bastante efectivas en el caso de aguas con alta turbidez y al utilizar su ingrediente activo (un polielectrolito orgánico) se puede purificar agua con baja turbidez.

La *Moringa oleífera* es una planta de origen tropical perteneciente a la familia *Moringaceae*, se han realizado varios estudios para la evaluación de este arbusto como un coagulante alternativo y ha demostrado ser activa en la remoción de NOM, segura, muy barata y es posible utilizarla para tratamiento de agua potable y residual (Okuda *et al.*, 1999).

Las ventajas que presentan estos polielectrolitos naturales sobre los sintéticos incluyen la seguridad para la salud humana, la biodegradabilidad y una amplia gama de dosis efectiva de coagulación. Los extractos acuosos de las semillas secas de *Moringa oleífera* son uno de esos productos y se ha prestado mucha atención a las formas en que estos extractos pueden ser utilizados. Estos estudios han demostrado que un extracto de agua cruda se compara muy favorablemente con alumbre y, como tal, su uso ha sido recomendado como agente para el tratamiento de agua en los países en desarrollo. Estudios similares se han realizado con materiales vegetales. Estos incluyen

extractos de semillas de *Okra* y *Nirmali*, extractos de *Prosopis juliflora* y *latifaria Cactus*, y quitosana (Ozacad y Sengil, 2003).

#### **2.5.4 Floculación**

El objetivo principal de la floculación es reunir las partículas desestabilizadas para formar aglomeraciones de mayor peso y tamaño que sedimenten con mayor eficiencia. Los principales factores que influyen en la eficiencia de este proceso son: la naturaleza del agua, las variaciones de caudal, la intensidad de agitación, el tiempo de floculación, y el número de compartimentos de la unidad de floculación (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

Al igual que los coagulantes, existen dos tipos de floculantes: los floculantes sintéticos que consisten en macromoléculas (masa molar 10<sup>6</sup>-10<sup>7</sup>) de cadenas largas obtenidas de la agrupación de monómeros sintéticos, donde algunos tienen grupos ionizables y cargas eléctricas. Estos floculantes se clasifican en aniónicos (comúnmente acrilamidas y copolímeros de ácido acrílico), neutros (básicamente poliacrilamidas) y catiónicos (copolímeros de acrilamida y monómeros catiónicos (Vargas y Romero, 2006).

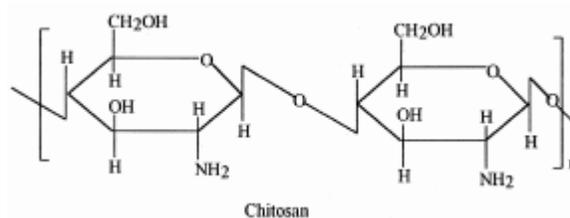
El uso de estas sustancias químicas pueden tener varias consecuencias ambientales como por ejemplo un incremento en la concentración de metal en el agua que puede tener implicaciones para la salud humana, la producción de grandes volúmenes de lodos y la dispersión de oligómeros de acrilamida donde este último polímero sintético es capaz de producir cáncer y lesiones en el sistema nervioso en los seres humanos (Renault *et al.*, 2009).

Dentro de los floculantes naturales se pueden mencionar el alginato de sodio, originado del ácido algínico extraído de algas marinas, que se puede utilizar para mejorar el tratamiento con cloruro de hierro y sulfato de aluminio. Otros floculantes orgánicos son los almidones extraídos de la papa, yuca y extractos de semillas de plantas. Existen otros muchos floculantes orgánicos naturales (polisacáridos, taninos, derivados de celulosa) principalmente utilizados en el tratamiento de aguas residuales de procesos

industriales específicos como hidrometalurgia, papel, tenería, textiles, etc (Vargas y Romero, 2006).

En varios procesos agroindustriales o industriales, se deriva una serie de desechos que se pueden utilizar como coagulante o floculante como es el caso de la quitosana y otros derivados de éste, originados en la producción de camarón, demostrando efectividad en el tratamiento de agua con altos contenidos de ácidos húmicos (Bratskaya *et al.*, 2004).

La quitosana es obtenida por la desacetilación de la quitina en solución básica, lo cual es un polisacárido obtenido principalmente de los caparzones de los crustáceos (camarones, langostas). Este polisacárido lineal con enlaces  $\beta$ - (1-4) glucosamino (unidades desacetiladas) y N-acetil-D-glucosamino (unidades acetiladas) distribuidos de forma aleatoria con fórmula molecular  $[(C_6H_{11}O_4N)]_n$ , es biodegradable, no es tóxico y presenta un alto peso molecular (aproximadamente 106 g/mol) (Brown y Emelko, 2009; Kumar, 2000).



**Figura 2.2 Estructura Molecular de la Quitosana.**

*Fuente: Kumar, 2000.*

Este biopolímero tiene propiedades únicas especialmente debido a la presencia de grupos aminos primarios y es de gran interés comercial por su alto contenido en nitrógeno, en comparación a la celulosa. Los principales parámetros que influyen en las características y propiedades de la quitosana son su peso molecular, el grado de desacetilación y la fracción molar de unidades desacetilado y cristalinidad. Estos parámetros están determinados por las condiciones establecidas durante la preparación (Renault *et al.*, 2009).

**Tabla 2.4 Características y Aplicaciones de la Quitosana.**

<b>Principales Características</b>	<b>Aplicaciones Potenciales</b>
No tóxico	Reducción de la turbiedad en los efluentes de procesos
Biodegradable	Coagulante de sólidos suspendidos, minerales y suspensiones orgánicas
Recurso renovable	Floculante de suspensiones bacteriales
Amistoso con el ambiente	Interacciona con moléculas de carga negativa
Eficiente contra los virus y bacterias	Se pueden recuperar los productos valiosos (como las proteínas)
Forma sales con ácidos orgánicos e inorgánicos	Es un quelante de iones metálicos
Forma puentes de hidrógeno intermoleculares	Reducción de olores
Habilidad para encapsular	Remoción de tintes por adsorción
Floculante para clarificar el agua (agua potable)	Tratamiento de lodos

*Fuente: Renault et al., 2009.*

El uso potencial industrial de la quitosana es ampliamente reconocida. Este material se utiliza en farmacia, odontología, oftalmología, biotecnología, química, cosmética, textil, celulosa y papel, industria alimentaria, agricultura y fotografía. La quitosana es también ampliamente aplicada en los tratamientos de aguas. En la Tabla 2.4 se observan las principales propiedades de la quitosana en relación a las aplicaciones en los tratamientos de agua potable y agua residual.

La quitosana además posee características intrínsecas tales como: alta densidad de carga catiónica, largas cadenas poliméricas, unión de agregados y las precipitaciones (en condiciones de pH neutro o alcalino) que permiten efectuar una efectiva floculación para la remoción de contaminantes en los estados disueltos (Renault *et al.*, 2009).

### **2.5.5 Sedimentación**

Se entiende por sedimentación, la remoción por efecto gravitacional de las partículas en suspensión presentes en el agua. Estas partículas deberán tener un peso específico mayor que el fluido. La remoción de partículas en suspensión en el agua puede conseguirse por sedimentación o filtración. De allí que ambos procesos se consideren como complementarios.

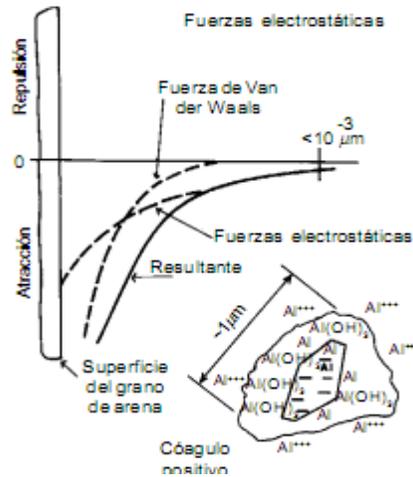
La sedimentación remueve las partículas más densas, mientras que la filtración remueve aquellas partículas que tienen una densidad muy cercana a la del agua o que han sido re-suspendidas y, por lo tanto, no pudieron ser removidas en el proceso anterior.

La sedimentación es, en esencia, un fenómeno netamente físico y constituye uno de los procesos utilizados en el tratamiento del agua para conseguir su clarificación.

### **2.5.6 Filtración**

La filtración consiste en la remoción de partículas suspendidas y coloidales presentes en una suspensión acuosa que escurre a través de un medio poroso. En general, la filtración es la operación final de clarificación que se realiza en una planta de tratamiento de agua y, por consiguiente, es la responsable principal de la producción de agua de calidad coincidente con los estándares de potabilidad.

El avance logrado por la técnica de filtración es el resultado de un esfuerzo conjunto dirigido a lograr que la teoría exprese los resultados de las investigaciones experimentales, de tal modo que sea posible prever, en el diseño, cómo va a operar la unidad de filtración en la práctica (OPS/CEPIS/PUB, 2004).



**Figura 2.3 Interacción entre el Grano de Arena y la Partícula con Carga Positiva en Exceso.**

*Fuente: OPS/CEPIS/PUB, 2004.*

### 2.5.7 Desinfección

La desinfección es el último proceso unitario de tratamiento del agua y tiene como objetivo garantizar la calidad de la misma desde el punto de vista microbiológico y asegurar que sea inocua para la salud del consumidor.

La desinfección es un proceso selectivo: no destruye todos los organismos presentes en el agua y no siempre elimina todos los organismos patógenos. Por eso requiere procesos previos que los eliminen mediante la coagulación, sedimentación y filtración.

Dentro del principal objetivo por el cual se debe de aplicar el proceso de desinfección está el hecho de desinfectar el agua posterior al proceso de filtración. Para que dicha desinfección sea lo más efectiva, es necesario que el agua a tratar se encuentre libre de partículas coloidales causantes de turbiedad y color dado a que a menor turbiedad mayor es el efecto desinfectante.

Existen diversos factores que son muy influyentes en el proceso de desinfección, y ciertos microorganismos presentes en el agua tienen una influencia definitiva; la

manera en que reacciona un microorganismo frente a un desinfectante está determinada por la resistencia de sus membranas a ser penetrada y por la relativa afinidad química con las sustancias vitales del microorganismo. Dentro de las bacterias más comunes y más fáciles de eliminar se encuentran las del grupo *Salmonella* y coliformes (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

El número de microorganismos presentes en el agua no afecta el proceso de desinfección. Ello quiere decir que para matar una gran cantidad de microorganismos se requiere la misma concentración y tiempo de contacto del desinfectante que para eliminar una cantidad pequeña, siempre y cuando la temperatura y pH del agua sean los mismos (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

Otro factor importante en el proceso de desinfección es la concentración del agente desinfectante esto determina el tiempo de contacto necesario para destruir todos los microorganismos presentes en el agua.

La temperatura es un agente que no se puede obviar generalmente favorece al proceso de desinfección aunque es importante tener en cuenta que la solubilidad de los agentes desinfectantes en estado gaseoso es inversamente proporcional a la temperatura, por lo tanto en condiciones extremas de temperatura, la cantidad de desinfectante va a variar considerablemente (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

El pH del agua es de suma importancia para la vida de los microorganismos acuáticos, ya que valores muy altos o muy bajos ofrecen a los microorganismos un medio desfavorable, con excepción de los huevos de amebas, que soportan rangos de pH sumamente drásticos (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

Por otra parte, la acción de los desinfectantes es en gran medida influenciada por el pH del agua. De acuerdo con su naturaleza, cada desinfectante tiene un rango de pH de mayor efectividad. Sin embargo, la práctica demuestra que cuanto más alcalina es el

agua requiere mayor dosis de desinfectante para una misma temperatura y tiempo de contacto (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

Existen variables que se pueden controlar en el proceso de desinfección dentro de ellas están la naturaleza y concentración del desinfectante, el grado de agitación a la que se somete el agua y el tiempo de contacto entre los microorganismos y el desinfectante.

Hay dos maneras por la cual se puede producir la desinfección. Mediante agentes físicos, como la sedimentación natural, los procesos de mezcla; coagulación, floculación y sedimentación los cuales son bastante eficientes en la remoción de la mayoría de las bacterias, protozoarios y virus que se encuentran en el agua, la filtración, el calor y la luz ultravioleta son otros de los agentes físicos importantes (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

Los compuestos químicos utilizados en la desinfección del agua son, por lo general, oxidantes fuertes que poseen gran eficiencia en la eliminación de los microorganismos y pueden dejar remanentes tóxicos en el agua, los cuales requieren de un control estricto para evitar la proliferación de enfermedades.

Los más importantes son los siguientes:

Los halógenos como el cloro, el bromo y el yodo. El efecto germicida y de penetración de estos aumenta con su peso atómico.

El ozono ( $O_3$ ), a pesar de sus excelentes propiedades, su uso se ha restringido a ciudades grandes con fuentes de agua muy contaminadas y se ha empleado poco en comunidades pequeñas y medianas dado su alto costo (OPS/CEPIS/PUB, 2002).

El permanganato de potasio ( $KMnO_4$ ), remueve hierro y manganeso, y puede ser útil en la remoción y en el control de precursores de trihalometanos (THMs) y otros subproductos antes del uso de otros desinfectantes (Guimarães *et al.*, 2001).

El compuesto químico más usados es el cloro el cual es un oxidante poderoso, es sin duda alguna, el desinfectante más importante que existe, debido a que reúne todas las ventajas requeridas, incluyendo su fácil dosificación y costo conveniente así como la destrucción de los organismos patógenos del agua en condiciones ambientales y en un tiempo corto (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

Algunas de sus sales también tienen poder desinfectante. Las que tienen mayor uso son el hipoclorito de calcio y el hipoclorito de sodio, cuya eficiencia bactericida es igual a la del cloro y que provocan reacciones similares en el agua. Se emplean en plantas pequeñas, piscinas y pozos, pues los hipocloradores son más sencillos y económicos.

### **2.5.8 Trihalometanos (THMs)**

Así como la cloración presenta muchos beneficios, también incurre en perjuicios para la salud pública, generando compuestos peligrosos como es el caso de los trihalometanos los cuales se forman por la cloración acuosa de sustancias húmicas, compuestos solubles secretados por algas y compuestos naturales nitrogenados.

Son los productos más conocidos que se derivan de la desinfección. Sin embargo, aportan solamente el 10% del total de compuestos halogenados formados por la cloración, aunque en algunas condiciones como pH ácido o neutro estos compuestos pueden predominar.

Los principales trihalometanos son el cloroformo (que también puede formarse con la desinfección con cloraminas, pero en concentraciones mucho menores), el bromodiclorometano, el dibromoclorometano y el bromoformo (OPS/CEPIS/PUB, 2004).

### a. Proceso de Formación de los Trihalometanos

Actualmente, la formación de los subproductos de la desinfección es uno de los aspectos más preocupantes de la potabilización de aguas. Al análisis y conocimiento de los trihalometanos, le han seguido el de otros compuestos como los ácidos haloacéticos, haloacetoneitrilos, clorofenoles, Compuestos MX y análogos cuya sospechosa toxicidad está ubicada en el grupo 2B (posiblemente carcinogénicos para Humanos) de la International Agency for Research on Cancer (Oficina sanitaria panamericana, 1993).

Su formación se debe a la reacción de parte de la materia orgánica soluble y natural de las aguas con el cloro. Los ácidos húmicos y fúlvicos son la fracción más o menos soluble de un complejo conjunto de sustancias de alto peso molecular llamadas sustancias húmicas resultantes de la lixiviación de la capa orgánica del suelo y constituida por los restos más inertes de la materia vegetal (hojas secas y fracción leñosa) y detritos animales.

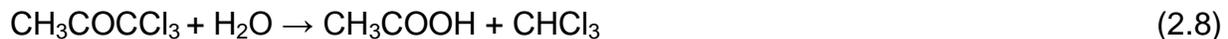
Los halógenos orgánicos totales no-purgables (NPTOX) y los trihalometanos son resultado de la desinfección de aguas naturales con cloro debido a la reacción con carbono orgánico disuelto (DOC). Las concentraciones y los tipos de trihalometanos (THMs) que se generan varían con la naturaleza y reactividad del DOC. La siguiente reacción es la más aproximada sobre la formación de los trihalometanos:



Materia Orgánica  
(Ácidos Húmicos y  
Fúlvicos)

La materia orgánica en si no representa un problema sanitario si no fuera porque al ser biodegradados con lentitud llegan a las plantas de potabilización de aguas donde el proceso de desinfección produce compuestos halo-orgánicos, generalmente clorados.

La formación de trihalometanos puede ser ilustrado por la reacción entre la propanona y el cloro (Xie, 2004). En aguas cloradas, la propanona es fácilmente oxidada en tricloropropanona, está a su vez conlleva una reacción de hidrólisis para formar cloroformo, especialmente a valores de pH elevados:



Si el ión bromo está presente, se pueden formar las propanonas bromadas, estas resultan en la formación de trihalometanos bromados. Los trihalometanos pueden ser formados por la hidrólisis de muchos sub-productos de la desinfección (DBPs) trihalogenados o productos intermedios. Estos sub-productos de la desinfección (DBPs) trihalogenados incluyen trihaloacetoneitrilos, trihaloacetaldehidos, y ácidos trihaloacéticos bromados (Xie, 2004).

#### **b. Efectos en la Salud (DBPs)**

- Los efectos a la salud asociados con los sub-productos de la desinfección (DBPs) incluyen efectos como el cáncer, problemas en el desarrollo mental, daños al sistema reproductivo, y efectos neurotóxicos e inmunotóxicos (Barret *et al.*, 2000).
- Estudios en animales han demostrado que el cloroformo es carcinógeno (National Cancer Institute, 1976). Estudios epidemiológicos muestran una relación entre el agua superficial clorada y el cáncer, así como un riesgo a la salud humana (Barret *et al.*, 2000).
- En general, estudios epidemiológicos sugieren que individuos consumidores de agua clorada tienen de alguna forma un riesgo elevado de obtener cáncer rectal, del riñón y vejiga, a diferencia de aquellos que no la consumen (Barret *et al.*, 2000).

## **Capítulo III**

### **Diseño Metodológico**

En el presente capítulo se aborda la metodología a utilizar para realizar los objetivos planteados en esta investigación. Además, se describe los materiales utilizados, el tipo de estudio así como el sitio de muestreo seleccionado. Así también, se detallan los parámetros a analizar y la forma en que los resultados fueron evaluados.

### **3.1 Materiales**

#### **3.1.1 Solución de Sulfato de Aluminio**

Se utilizó sulfato de aluminio comercial en estado sólido con una densidad de 2,672 Kg/m<sup>3</sup>. Dicha solución fue preparada adicionando 20 gramos de sulfato de aluminio disuelto en 1 litro de agua desionizada. Esta solución fue preservada en clima fresco para su posterior uso durante el periodo experimental.

#### **3.1.2 Solución de Quitosana (3 mg/mL)**

Se utilizó quitosana comercial de alto peso molecular y grado de desacetilación del 75 %. La solución de quitosana fue preparada por adición de 3 g de quitosana en polvo a 100 mL HCL a 0,1 M. Esta solución se agitó durante la noche en un agitador magnético, resultando la disolución total de la quitosana en polvo. La disolución se aforó a un litro con agua desionizada.

### **3.2 Tipo de Estudio**

La presente investigación se definió como descriptiva y transversal, con lo cual se estableció las características, fisicoquímicas y orgánicas presentes en el agua cruda y agua tratada con sulfato de aluminio como coagulante y quitosana como floculante. De igual manera, se determinó la concentración de trihalometanos en el agua desinfectada con hipoclorito de sodio y se identificaron los posibles riesgos en la salud de los consumidores.

### **3.3 Universo**

Se definió como universo el Lago de Nicaragua, la fuente que abastece a la planta potabilizadora de Juigalpa.

### **3.4 Muestra**

Se estableció como muestra, y lugar de muestreo, el agua que entra a la cámara de quietamiento de la planta de tratamiento de agua potable (PTAP) del municipio de Juigalpa, la cual proviene de Puerto Díaz en el Lago de Nicaragua. Con el objetivo de obtener mayor grado de uniformidad en las muestras, estas fueron tomadas en este sitio por las condiciones de profundidad y flujo de agua.

### **3.5 Diseño del Muestreo**

El número de muestras se definió según los modelos establecidos por Rojas (2002) que propone una periodicidad de muestreo estándar para fuentes de agua superficial de 12 muestras por año; es decir una mensual. Cabe destacar que por las limitaciones económicas en esta investigación solamente se realizaron cuatro muestreos; dos en época seca y dos en época lluviosa.

## **3.6 Herramientas de Recolección de Datos**

### **3.6.1 Recopilación de Información**

Se llevó a cabo una revisión bibliográfica donde se logró comprender el significado físico de los parámetros en estudio, así como de los procesos y operaciones unitarias involucrados en el tratamiento para potabilización de agua. Como punto de partida se tomó como referencia información actual enfocada al tema de la presente investigación, antecedentes, definiciones, entre otros.

### **3.6.2 Ficha de Campo**

La ficha de campo consistió en registrar la información que fue recolectada en la toma de muestras (Anexo A1).

### **3.6.3 Ficha de Laboratorio**

En la ficha de laboratorio se recopilaron los datos que fueron obtenidos en los análisis de los distintos parámetros que fueron determinados en este estudio (Anexo A2).

## **3.7 Simulación del Proceso Coagulación-Floculación-Sedimentación y Desinfección**

Para efectuar el proceso de coagulación-floculación-sedimentación a escala laboratorio, se hizo uso de la prueba de jarras. En esta prueba se tomaron 1 L de agua cruda por jarra. Posteriormente a cada jarra se le adicionó una dosis de sulfato de aluminio en un rango de 20 a 90 mg/L. Las condiciones de operación fueron de 100 rpm y 1 minuto para la mezcla rápida cuando se adicionó el coagulante para asegurar la desestabilización de las partículas negativas de la materia orgánica que se encuentran en el agua. En el proceso de floculación se adicionaron dosis de 0,5 mg/L

y 1 mg/L de quitosana; siendo las condiciones de operación de 30 rpm y 30 minutos de mezcla lenta logrando la formación de flóculos grandes y pesados, que fueron removidos por gravedad en el proceso de sedimentación que duró 1 hora. Luego, se tomaron alícuotas de la capa sobrenadante para analizar los diferentes parámetros que fueron medidos.

Una vez finalizado el proceso de coagulación-floculación-sedimentación y habiéndose realizado la medición de los parámetros a estudiar, se seleccionó la jarra que presentaba el mayor porcentaje de remoción del material aromático orgánico, el cual se midió a través del parámetro de absorción ultravioleta a 254 nm ( $UV_{254}$ ). El agua sobrenadante de esta jarra se filtró con papel Whatman 1 para simular el proceso de filtración rápida con arena y se desinfectó con NaOCl (2 mg/L) por 2 h. Luego, se determinó la cantidad de trihalometanos formados así como el cloro residual.

### **3.8 Variables a ser Estudiadas**

La Tabla 3.1 presenta la lista de variables que fueron estudiadas en esta investigación. Toda la metodología está descrita en el Standard Methods for Water and Wastewater Examination, (20<sup>th</sup> Edition, 1998) y en el Manual HACH DR 5000. Se siguió todos los procedimientos de acuerdo a los parámetros que se midieron en el agua cruda y en el agua tratada con sulfato de aluminio como coagulante y quitosana como floculante. El cloro total, cloro residual y trihalometanos se determinó solamente en el agua desinfectada.

**Tabla 3.1 Variables y Métodos.**

Variable		Lugar de Medición	Método	Anexo
Fisicoquímicos y Orgánicos	Color	Laboratorio	"APHA" platino-cobalto estándar	B.1
	Turbiedad	<i>In situ</i>	Nefelométrico	B.2
	Temperatura	<i>In situ</i>	Medir con Termómetro	B.3
	pH	<i>In situ</i>	Electrométrico	B.4
	Conductividad	<i>In situ</i>	Electrométrico	B.5
	Sólidos Totales Disueltos (STD)	<i>In situ</i>	Electrométrico	B.6
	Carbón Orgánico Disuelto (DOC)	Laboratorio	Oxidación con Persulfato HACH 10129	B.7
	Absorbancia Ultravioleta (UV <sub>254</sub> )	Laboratorio	HACH 10054	B.8
	Absorción Ultravioleta Específica (SUVA)	-	Fórmula: UV*100/DOC	-
Subproductos de la Desinfección	Cloro Total	Laboratorio	DPD HACH 10070	B.9
	Cloro Residual	Laboratorio	DPD HACH 8021	B.10
	Trihalometanos Totales	Laboratorio	THM plus HACH 10132	B.11

### 3.9 Procesamiento y Análisis de la Información

Obteniendo los valores de los parámetros en estudio, antes y después del método de la prueba de jarras, se calculó el porcentaje de remoción con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Remoción} = \frac{C_{\text{inicial}} - C_{\text{final}}}{C_{\text{inicial}}} \times 100 \quad (3.1)$$

Donde:

$C_{\text{inicial}}$ : Concentración inicial del analito.

$C_{\text{final}}$ : Concentración final de analito después del tratamiento.

Los datos cuantitativos obtenidos de los muestreos de agua del Lago de Nicaragua se evaluaron estadísticamente mediante valores mínimos, valores máximos, media aritmética,  $\bar{X} \pm$  Intervalo de Confianza (IC) con el propósito de crear un panorama general de la calidad del agua.

$$\bar{X} = \frac{\sum X_i}{n} \quad (3.2)$$

$$S = \sqrt{\frac{\sum (X_i - \bar{X})^2}{n-1}} \quad (3.3)$$

$$\bar{X} \pm \frac{S}{\sqrt{n}} \quad (3.4)$$

Donde:

$X_i$ : Valores puntuales

$\bar{X}$ : Valor medio

n: número de datos medidos

S: Desviación estándar muestral

## Capítulo IV

### Discusión de Resultados

En el presente capítulo se presentan y discuten los resultados obtenidos durante esta investigación.

#### 4.1 Caracterización del Agua Cruda

En la Tabla 4.1 y 4.2 se presentan los valores que caracterizan el agua cruda de la fuente que abastece a la planta potabilizadora de Juigalpa tanto en época de verano como época de invierno para los cuatro muestreos que fueron llevados a cabo.

**Tabla 4.1 Características de Agua Cruda de Juigalpa en Época seca.**

Parámetro	Unidades	Muestreo 1	Muestreo 2	$(\bar{X} \pm IC)$
pH	-	8,4	8,4	8,4 ± 0,0
Temperatura	°C	29,7	28,9	29,3 ± 0,8
Sólidos Totales Disueltos (STD)	mg/L	183,0	170,0	176,5 ± 10,6
Conductividad	µS/cm	374,0	347,0	360,5 ± 21,1
Color	mg/L Pt-Co	39,0	25,0	32,0 ± 13,3
UV <sub>254</sub>	1/cm	0,095	0,056	0,075 ± 0,028
Turbiedad	NTU	20,6	7,4	14,0 ± 14,2
DOC	mg/L	2,2	1,4	1,8 ± 1,7
SUVA	L/mg-m	4,3	3,9	4,1 ± 0,4

$\bar{X}$  : Media

IC: Intervalo de Confianza

**Tabla 4.2 Características de Agua Cruda de Juigalpa en Época Lluviosa.**

Parámetro	Unidades	Muestreo 3	Muestreo 4	$(\bar{X} \pm IC)$
pH	-	8,7	8,5	$8,6 \pm 0,2$
Temperatura	°C	24,8	29,5	$27,1 \pm 4,6$
Sólidos Totales Disueltos (STD)	mg/L	170,0	173,0	$171,0 \pm 2,4$
Conductividad	$\mu\text{S/cm}$	347,0	352,0	$349,5 \pm 3,9$
Color	mg/L Pt-Co	19,0	38,0	$28,5 \pm 18,4$
UV <sub>254</sub>	1/cm	0,060	0,076	$0,068 \pm 0,011$
Turbiedad	NTU	6,5	6,1	$6,3 \pm 0,4$
DOC	mg/L	1,5	1,8	$1,7 \pm 0,7$
SUVA	L/mg-m	4,0	4,2	$4,1 \pm 0,2$

Se puede observar que las características del agua cruda para ambas épocas climatológicas divergen debido a los tipos de contaminantes entrantes a la captación que pueden ser de origen agrícola, urbano o geológico.

La temperatura promedio fue de  $29,3 \pm 0,8$  °C para época seca y de  $27,1 \pm 4,6$  °C para época lluviosa, encontrándose poca diferencia en ambos períodos.

En lo referente al pH, los valores presentados para ambas temporadas se muestran ligeramente básicos, existiendo un leve incremento en época lluviosa de  $8,6 \pm 0,2$  comparado a la época seca que fue de  $8,4 \pm 0,0$ . No obstante, en ambas estaciones los valores obtenidos se encuentran en el rango para aguas de lago que oscilan entre (6,5-9,0) de acuerdo a Chamberlain (2010).

Con respecto a la conductividad, en época seca los valores fueron de  $360,5 \pm 21,1$   $\mu\text{S/cm}$  y para época lluviosa  $349,5 \pm 3,9$   $\mu\text{S/cm}$ , donde ambos períodos muestran

valores elevados en gran medida, y exceden los rangos (20,0-30,0  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) reportado por Chamberlain (2010) para agua de lago.

Los valores de concentración de los sólidos totales disueltos (STD) obtenidos fueron de  $176,5 \pm 10,6$  mg/L para época seca y  $171,0 \pm 2,4$  mg/L para época lluviosa, siendo ambos valores inferiores a los 10 000 mg/L como valor máximo establecido para STD (Chamberlain, 2010).

Los valores de turbiedad determinados para las épocas seca y lluviosa respectivamente son  $14,0 \pm 14,2$  NTU y  $6,3 \pm 0,4$  NTU. Se puede observar que la turbiedad disminuyó en tiempos de lluvia y que en época seca es mayor debido a la acción del viento que mezcla las aguas en el lago. El rango de turbiedad para aguas de lago es de 1,0 - 20,0 NTU de acuerdo a Chamberlain, (2010), por lo que éstos valores se encuentran dentro por debajo del valor indicado anteriormente.

La materia orgánica natural (NOM) fue medida indirectamente por parámetros sustitutos tales como color,  $\text{UV}_{254}$ , DOC, y SUVA. Estos parámetros caracterizan la compleja mezcla de materia orgánica presente en el agua. Los niveles de color obtenidos fueron  $32,0 \pm 13,3$  mg/L Pt-Co y  $28,5 \pm 18,4$  mg/L Pt-Co para época seca y lluviosa respectivamente, indicando la presencia de materia orgánica. Este parámetro refleja el alto grado de conjugación en las moléculas complejas de materia orgánica teniendo múltiples enlaces con grupos aromáticos altamente sustituidos. El color se relaciona con el peso molecular de la NOM (Newcombe *et al.*, 1997), debido a que los valores de color no fueron tan altos, la materia orgánica presente es de mediano a alto peso molecular y por ende de cierta reactividad y aromaticidad.

Los valores de absorbancia ultravioleta ( $\text{UV}_{254}$ ) varían entre  $0,075 \pm 0,028$  1/cm para época seca y  $0,068 \pm 0,011$  1/cm para época lluviosa. Esto implica que estas aguas poseen un contenido aromático de moderado a alto y por consiguiente se espera en el proceso de desinfección formación de subproductos de desinfección.

El rango de Carbono Orgánico Disuelto (DOC) reportado por Hepplewhite et al. (2004) para aguas superficiales es de 2,0 a 15,0 mg/L. Sin embargo, los valores medidos de DOC para la época seca fue de  $1,8 \pm 1,7$  mg/L y para época lluviosa de  $1,7 \pm 0,7$  mg/L, los cuales son muy bajos en comparación con el rango mencionado anteriormente.

SUVA es un parámetro que se utiliza como indicador del contenido de materia orgánica en relación con el proceso de coagulación y su capacidad de reaccionar con el cloro. El valor de SUVA obtenido para época seca fue de  $4,1 \pm 0,4$  L/mg-m y para época lluviosa  $4,1 \pm 0,2$  L/mg-m. Estos valores indican la presencia de sustancias húmicas acuáticas de alta hidrofobicidad y de moderado a alto peso molecular ya que son ligeramente mayores a 4,0 L/mg-m (Edwald y Tobianson, 1999). También, esos valores muestran que la remoción de materia orgánica y no la de turbiedad son los compuestos a ser removidos mayormente en el proceso de coagulación (Edwald y Tobianson, 1999).

## **4.2 Evaluación de la Eficiencia de Sulfato de Aluminio como Coagulante y Quitosana como Floculante en la Remoción de Materia Orgánica a Partir del $UV_{254}$**

En este acápite se presenta el desempeño del sulfato de aluminio y la quitosana en la remoción de materia orgánica aromática medida como  $UV_{254}$ , para época seca y lluviosa.

### **4.2.1 Época Seca**

La Tabla 4.3 presenta los porcentajes de remoción del contenido de materia orgánica para el primer muestreo realizado en la época seca. El valor de  $UV_{254}$  para agua cruda en este muestreo es de 0,095 1/cm, por lo que comparando este valor con los resultados mostrados se puede determinar que la mayor eficiencia de remoción obtenida para esta prueba ocurrió con una dosis de 90,0 mg/L de sulfato de aluminio y 0,5 mg/L de quitosana como floculante para lograr una remoción de materia orgánica

del 82,1%. En el segundo muestreo se obtuvo una remoción de 80,4% para la misma dosis de coagulante y floculante utilizadas en el muestreo 1, el valor de  $UV_{254}$  en el agua cruda fue de 0,056 1/cm (Tabla 4.4). De acuerdo a Pavón (2011), el porcentaje de remoción de  $UV_{254}$  utilizando quitosana como tratar agua del lago de Nicaragua en época seca, fue del 45,2% al 68,4%, presentando menor eficiencia en la remoción de materia orgánica del tipo aromática en comparación con el sulfato de aluminio.

**Tabla 4.3 Porcentaje de Remoción de  $UV_{254}$  para Muestreo 1.**

Número de Jarra	Dosis de Coagulante (mg/L)	Sulfato de Aluminio (SA)		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 0,5 mg/L		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 1,0 mg/L	
		$UV_{254}$ (1/cm)	% de Remoción	$UV_{254}$ (1/cm)	% de Remoción	$UV_{254}$ (1/cm)	% de Remoción
1	20	0,050	47,8	0,045	52,6	0,042	55,8
2	30	0,039	58,9	0,036	62,1	0,039	55,8
3	40	0,038	60,0	0,036	62,1	0,033	65,3
4	50	0,032	66,3	0,028	70,5	0,030	68,4
5	60	0,028	70,5	0,028	70,5	0,025	73,7
6	70	0,028	70,5	0,024	74,7	0,025	73,7
7	80	0,026	72,6	0,024	74,7	0,024	74,7
8	90	0,023	75,8	0,017	82,1	0,023	75,8

Edzwald (1993) reporta remociones de materia orgánica aromática del 80,0% al 90,0% con sulfato de aluminio. Sin embargo, los porcentajes de remoción con este coagulante para el agua de la PTAP Juigalpa oscilan entre 47,8% - 75,8% para el primer muestreo y 8,9% - 60,7% para el segundo muestreo, encontrándose estos porcentajes por debajo del rango reportado por Edzwald (1993).

**Tabla 4.4 Porcentaje de Remoción de UV<sub>254</sub> para Muestreo 2.**

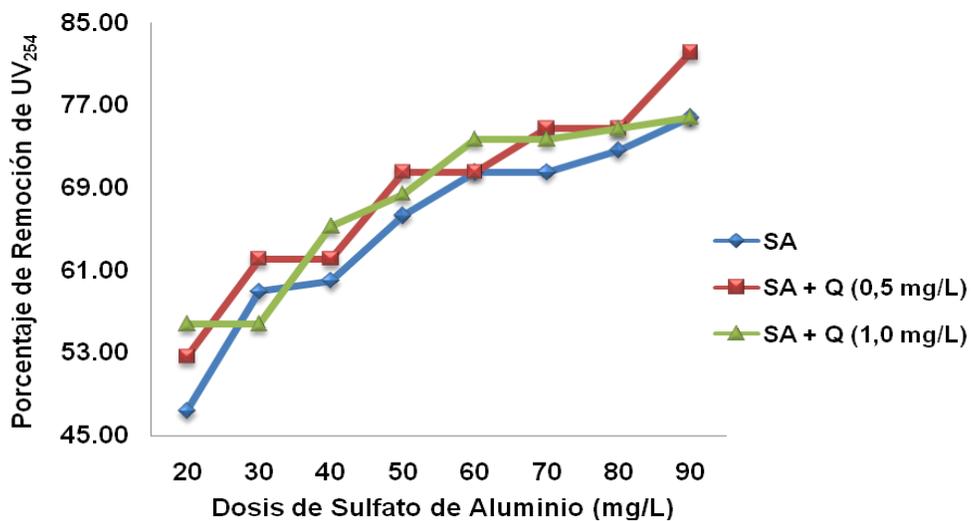
Número de Jarra	Dosis de Coagulante (mg/L)	Sulfato de Aluminio (SA)		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 0,5 mg/L		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 1,0 mg/L	
		UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción	UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción	UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción
1	20	0,051	8,9	0,022	60,7	0,039	30,4
2	30	0,051	8,9	0,023	58,9	0,034	39,3
3	40	0,045	19,6	0,018	67,9	0,031	44,6
4	50	0,031	44,6	0,013	76,8	0,036	35,7
5	60	0,024	57,1	0,013	76,8	0,026	53,6
6	70	0,030	46,4	0,014	75,0	0,028	50,0
7	80	0,022	60,7	0,018	67,9	0,029	48,2
8	90	0,025	55,4	0,011	80,4	0,023	58,9

Así mismo, con el uso de 0.5 mg/L de quitosana como floculante se obtuvieron porcentajes de remoción en la jarras entre 52,6% - 82,1% y 58,9% - 80,4% para los muestreos 1 y 2, respectivamente.

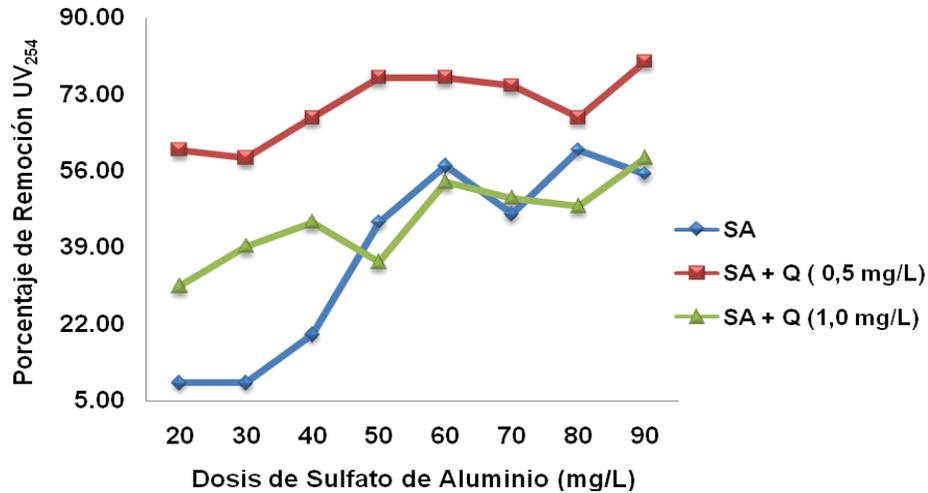
En ambas tablas se puede observar que los valores mínimos de UV<sub>254</sub> fueron de 0,023 1/cm para el muestreo 1 y 0,022 1/cm para el muestreo 2, a los mayores porcentajes de remoción encontrados y usando sólo sulfato de aluminio; en cambio con sulfato de aluminio y quitosana (0,5 mg/L) se midieron valores de UV<sub>254</sub> de 0,017 1/cm y 0,011 1/cm para los muestreos 1 y 2 respectivamente, obteniéndose mayor remoción del material orgánico del tipo aromático con el empleo de quitosana como floculante.

Para la quitosana con una concentración de 1,0 mg/L, los porcentajes de remoción fueron 55,8% - 75,8% y 30,4 - 58,9%. Esto significa que el uso de sulfato de aluminio en la remoción de material orgánico no es suficiente, por lo que debe emplearse quitosana para aumentar la remoción de los compuestos aromáticos. Usando quitosana a una mayor concentración se disminuye el porcentaje de remoción lo que se podría explicar a un exceso de cargas positivas.

En las Figuras 4.1 y 4.2 se pueden apreciar desde otra perspectiva el comportamiento de la disminución la materia orgánica medida como  $UV_{254}$  a las distintas dosis de sulfato de aluminio, y quitosana utilizadas en este estudio.



**Figura 4.1 Porcentajes de Remoción de  $UV_{254}$  para Muestreo 1.**



**Figura 4.2 Porcentajes de Remoción de UV<sub>254</sub> para Muestreo 2.**

#### 4.2.2 Época Lluviosa

Los resultados obtenidos en las Tablas 4.5 y 4.6 presentan los porcentajes de remoción obtenidos en época lluviosa para los muestreos 3 y 4. Los valores de UV<sub>254</sub> en el agua tratada después de aplicar los procesos de coagulación y floculación fueron 0,018 1/cm y 0,008 1/cm respectivamente, cuando se utilizó quitosana de 0,5 mg/L.

Los mayores porcentajes de remoción de material orgánico aromático para la época lluviosa se obtuvieron a una dosis de 80,0 mg/L sulfato de aluminio y 0,5 mg/L de quitosana, alcanzándose remociones del 70,0% y 89,5% para los muestreos 3 y 4 respectivamente.

Pavón (2011) indica que los porcentajes de remoción de materia orgánica aromática fueron del 41,1% al 42,4% al emplear quitosana como coagulante en tiempo de lluvias. Cabe mencionar, que el sulfato de aluminio como coagulante también presenta un porcentaje de remoción mayor que aplicando éste polímero como coagulante.

**Tabla 4.5 Porcentaje de Remoción de UV<sub>254</sub> para Muestreo 3.**

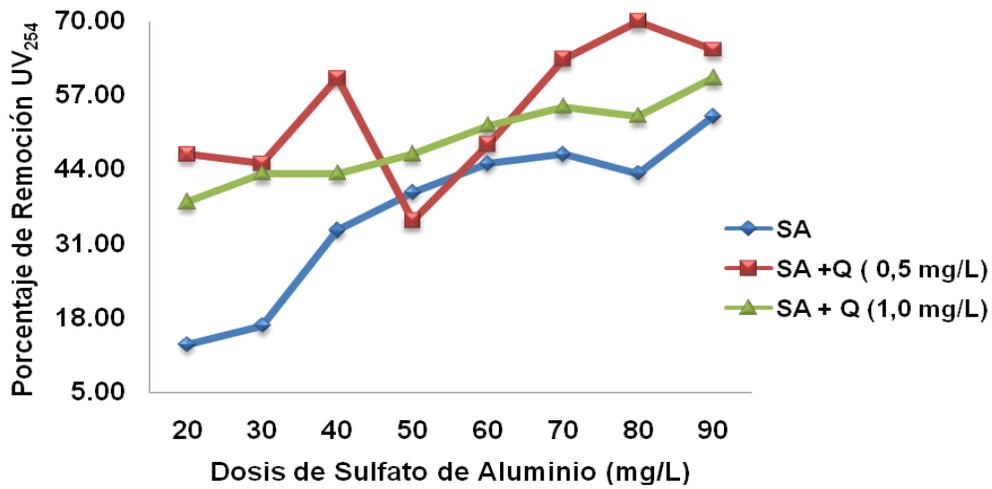
Número de Jarra	Dosis de Coagulante (mg/L)	Sulfato de Aluminio (SA)		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 0,5 mg/L		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 1,0 mg/L	
		UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción	UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción	UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción
1	20	0,052	13,3	0,032	46,7	0,037	38,3
2	30	0,050	16,7	0,033	45,0	0,034	43,3
3	40	0,040	33,3	0,024	60,0	0,034	43,3
4	50	0,036	40,0	0,039	35,0	0,032	46,7
5	60	0,033	45,0	0,031	48,3	0,029	51,7
6	70	0,032	46,7	0,022	63,3	0,027	55,0
7	80	0,034	43,3	0,018	70,0	0,028	53,3
8	90	0,028	53,3	0,021	65,0	0,024	60,0

Estos resultados indican que en época lluviosa la quitosana como floculante es más efectiva para la remoción de materia orgánica en comparación con sólo el uso de sulfato de aluminio (90,0 mg/L) donde el UV<sub>254</sub> fue disminuido 53,3% y 65,8%. Esto es debido a que la quitosana es un polímero de cadena larga que sólo forma flóculos de gran tamaño y peso cuando existe gran cantidad de materia orgánica dispersa en el agua, adhiriéndose rápidamente a las cadenas debido a que las distancias entre partícula y partícula de NOM son menores, y las fuerza de Van der Waals son fácilmente vencidas lográndose la desestabilización de las moléculas. En cambio en el proceso de coagulación, los flóculos se forman durante la desestabilización de las moléculas de ácidos húmicos con carga negativa y el tamaño de los flóculos son mucho menores (García, 2011).

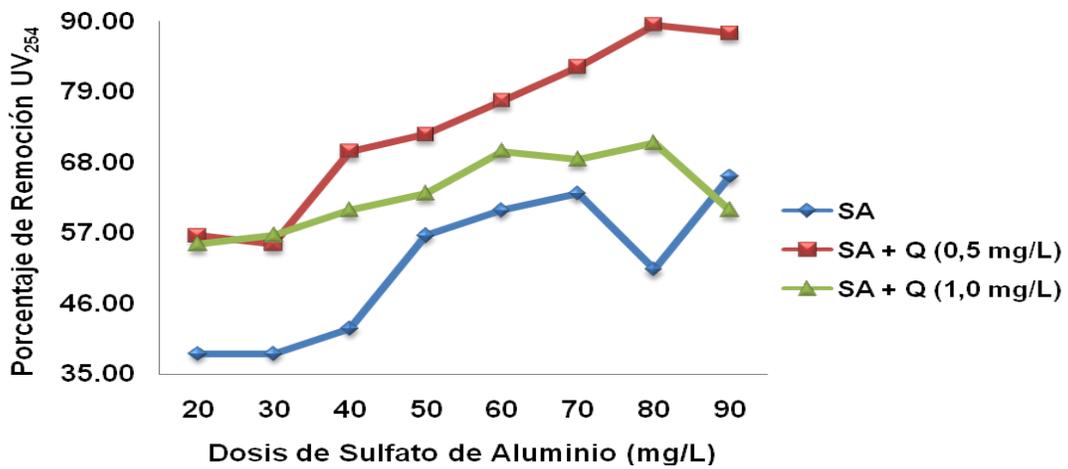
**Tabla 4.6 Porcentaje de Remoción de UV<sub>254</sub> Para Muestreo 4.**

Número de Jarra	Dosis de Coagulante (mg/L)	Sulfato de Aluminio (SA)		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 0,5 mg/L		Sulfato de Aluminio (SA) + Quitosana (Q) 1,0 mg/L	
		UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción	UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción	UV <sub>254</sub> (1/cm)	% de Remoción
1	20	0,047	38,2	0,033	56,6	0,034	55,3
2	30	0,047	38,2	0,034	55,3	0,033	56,6
3	40	0,044	42,1	0,023	69,7	0,030	60,5
4	50	0,033	56,6	0,021	72,4	0,028	63,2
5	60	0,030	60,5	0,017	77,6	0,023	69,7
6	70	0,028	63,2	0,013	82,9	0,024	68,4
7	80	0,037	51,3	0,008	89,5	0,022	71,1
8	90	0,026	65,8	0,009	88,2	0,030	60,5

Con el uso de quitosana de 1,0 mg/L, y para todas las concentraciones de sulfato de aluminio utilizadas, hay un aumento de los valores de UV<sub>254</sub>, lo que se explica por el exceso de coagulante y quitosana adicionados, ocasionando la restabilización de los iones de carga positiva. El comportamiento en la disminución del material orgánico en función de la dosis de coagulante y floculante se muestra en las Figuras 4.3 y 4.4.



**Figura 4.3 Porcentaje de Remoción de UV<sub>254</sub> para Muestreo 3.**



**Figura 4.4 Porcentaje de Remoción de UV<sub>254</sub> para Muestreo 4.**

Apreciándose en ambas figuras que la aplicación de quitosana es necesaria para alcanzar mayores remociones de materia orgánica.

### **4.3 Comparación de la Eficiencia del Uso Sulfato de Aluminio y Quitosana en la Remoción de Color, DOC, Turbiedad, y SUVA**

A continuación se presentan las comparaciones entre la eficiencia del uso de sulfato de aluminio y quitosana a dos diferentes concentraciones para la remoción de material orgánico medido como color, DOC, turbiedad, y SUVA.

#### **4.3.1 Color**

En la Tabla 4.7 y 4.8 se presentan los valores de color para las pruebas realizadas en ambos periodos climatológicos siendo M1 y M2 la simbología utilizada para el periodo seco y M3 y M4 para el periodo lluvioso. En los muestreos realizados (M1 y M2), el sulfato de aluminio (90,0 mg/L) fue más eficiente en la remoción de color teniendo porcentajes de remoción de 96,5% y 94,0% respectivamente con un valor final de  $1,4 \pm 0,2$  mg/L Pt-Co, esto en comparación con la quitosana la cual fue mucho menos eficiente en la remoción de color. Esas remociones son congruentes con lo reportado por Bratby (2006) que indica que el porcentaje de remoción del color es mayor al 90% con sulfato de aluminio. Para la época lluviosa, las remociones de color con sulfato de aluminio fueron 62,5% y 95,1% para M3 y M4 respectivamente con un valor de  $4,5 \pm 7,3$  mg/L Pt-Co para esta época.

Con el uso de 0,5 mg/L de quitosana como floculante y una dosis de 90 mg/L de sulfato de aluminio se obtuvo un valor de color de  $5,0 \pm 4,6$  mg/L Pt-Co y porcentajes de remoción de 82,7% y 87,0% para M1 y M2 respectivamente en época seca. Pavón (2011) señala que obtuvo remociones de color del 63,4% al 95,3%.

En época lluviosa, a una dosis menor de sulfato de aluminio (80,0 mg/L) pero a la misma dosis de quitosana, el color resultante fue de  $1,0 \pm 0,4$  mg/L Pt-Co y los porcentajes de remoción obtenidos han sido 94,1% y 97,7% para M3 y M4. Los porcentajes de remoción utilizando quitosana como floculante oscilan entre 80,6% a

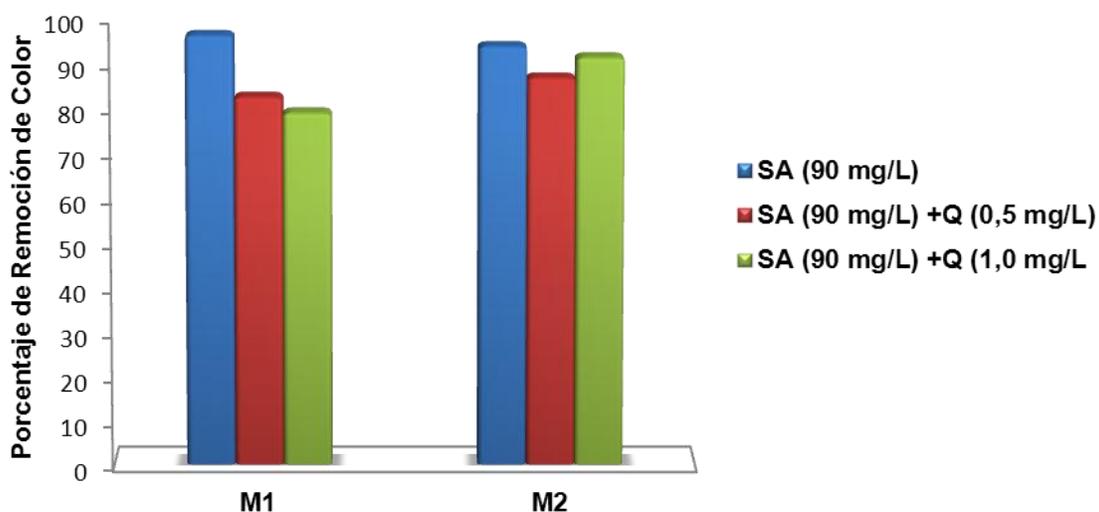
90,9% donde se muestra que la quitosana como floculante es más eficiente en la remoción de color.

Empleando quitosana a 1,0 mg/L y sulfato de aluminio (90,0 mg/L en época seca y 80,0 mg/L en época lluviosa) los porcentajes de remoción fueron 79,2% y 91,5% para M1 y M2 con un color de  $5,1 \pm 7,9$  mg/L Pt-Co; en cambio para M3 y M4 las remociones fueron 86,2% y 95,7% respectivamente con un color de  $2,1 \pm 1,6$  mg/L Pt-Co.

Cabe mencionar que los valores de color encontrados después de aplicar los procesos de coagulación-floculación-sedimentación a nivel de laboratorio están por debajo del valor máximo admisible de 15,0 mg/L Pt-Co establecido por la norma CAPRE (2002) para agua potable. En las tablas y figuras que se presentan a continuación se muestran el comportamiento del color para las estaciones climatológicas evaluadas.

**Tabla 4.7 Datos de Color en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca.**

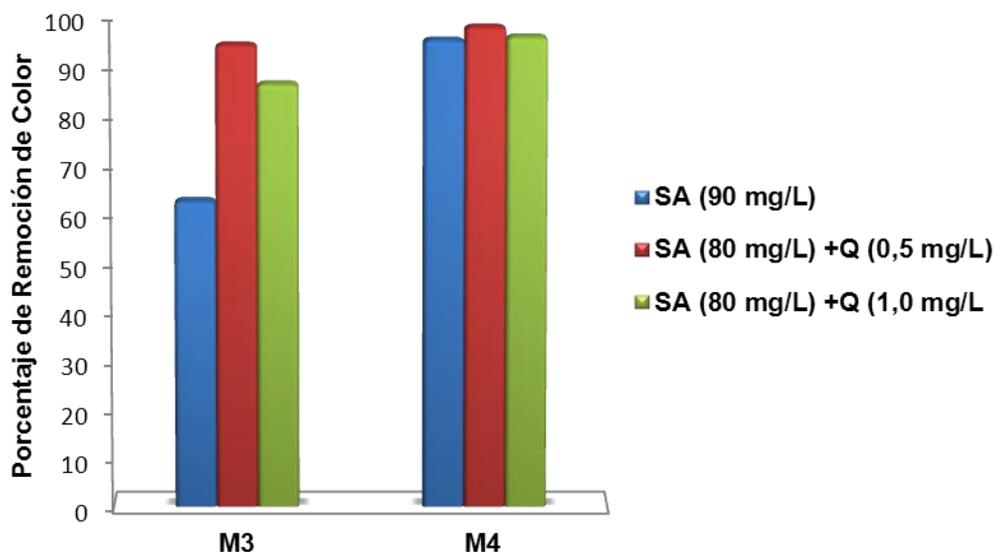
	<b>Época Seca</b>	
	<b>M1</b>	<b>M2</b>
Muestreos		
Color (mg/L) en el Agua Cruda	39,0	25,0
Color (mg/L) en el Agua Tratada con SA (90 mg/L)	1,4	1,5
Color (mg/L) en el Agua Tratada SA (90 mg/L) + (Q 0,5 mg/L)	6,8	3,3
Color (mg/L) en el Agua Tratada SA (90 mg/L) + (Q 1,0 mg/L)	8,1	2,1
Porcentaje de Remoción (%) con SA	96,5	94,0
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	82,7	87,0
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (1,0 mg/L)	79,2	91,5



**Figura 4.5 Porcentaje de Remoción de Color en Época Seca.**

**Tabla 4.8 Datos de Color en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa.**

	Época Lluviosa	
	M3	M4
Muestras		
Color (mg/L) en el Agua Cruda	19,0	38,0
Color (mg/L) en el Agua Tratada con SA (90 mg/L)	7,1	1,9
Color (mg/L) en el Agua Tratada SA (80 mg/L) + Q (0,5 mg/L)	1,1	0,9
Color (mg/L) en el Agua Tratada SA (80 mg/L) + Q (1,0 mg/L)	2,6	1,6
Porcentaje de Remoción (%) con SA	62,5	95,1
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	94,1	97,7
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (1,0 mg/L)	86,2	95,7



**Figura 4.6 Porcentaje de Remoción de Color en Época Lluviosa.**

#### **4.3.2 Carbono Orgánico Disuelto (DOC)**

Los valores del DOC mostrados en las Tablas 4.9 y 4.10 y Figuras 4.7 y 4.8 indican que para el período seco y utilizando una dosis de 90,0 mg/L de sulfato de aluminio y 0,5 mg/L de quitosana, se determinó una DOC final de  $0,75 \pm 0,2$  mg/L; notándose una mayor remoción de este tipo de materia orgánica disuelta, dichos porcentajes fueron del 61,7 y 58,7% para M1 y M2 respectivamente. Según (Pavón, 2011) al utilizar quitosana como coagulante se obtiene un porcentaje de remoción de DOC de 36,8% al 21,7%.

En época lluviosa, se obtuvieron remociones del 45,8% y 64,5% para M3 y M4 con un DOC de  $0,75 \pm 0,07$  mg/L.

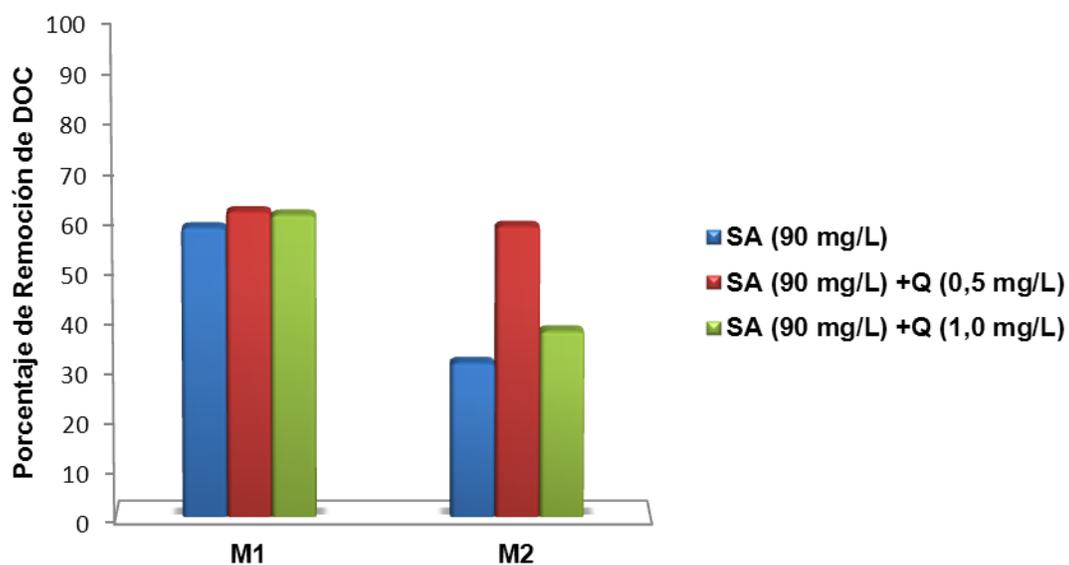
Cuando se aplicó solamente sulfato de aluminio, la disminución de material orgánico fue un poco menor, obteniéndose un valor de DOC de  $0,95 \pm 0,07$  mg/L y remociones del 58,4% y 31,2% para época seca y para época lluviosa de 30,9% al 45,4%; el valor de DOC fue de  $1,0 \pm 0,0$  mg/L. De acuerdo a Sharp et al. (2006) las remociones de

DOC con sulfato de aluminio oscilan en un rango entre (10,0% - 90,0%) por lo que los resultados se encuentran dentro del rango establecido.

Empleando sulfato de aluminio y quitosana a una concentración de 1,0 mg/L, la disminuciones fueron 61,0% y 37,6% para M1 y M2 en época seca con una dosis de coagulante de 90,0 mg/L, obteniendose un valor de DOC de  $0,9 \pm 0,0$  mg/L y para época de invierno se obtuvo un valor de DOC de  $0,85 \pm 0,07$  mg/L y porcentajes de remoción de DOC que se encuentran entre 41,7% y 54,9% con una dosis de coagulante de 80,0 mg/L. Kitis (2001) recomienda que la concentración de DOC debe ser menor a 1,0 mg/L previo al proceso de desinfección para reducir la formación de subproductos de la desinfección.

**Tabla 4.9 Datos de Carbón Orgánico Disuelto (DOC) en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca.**

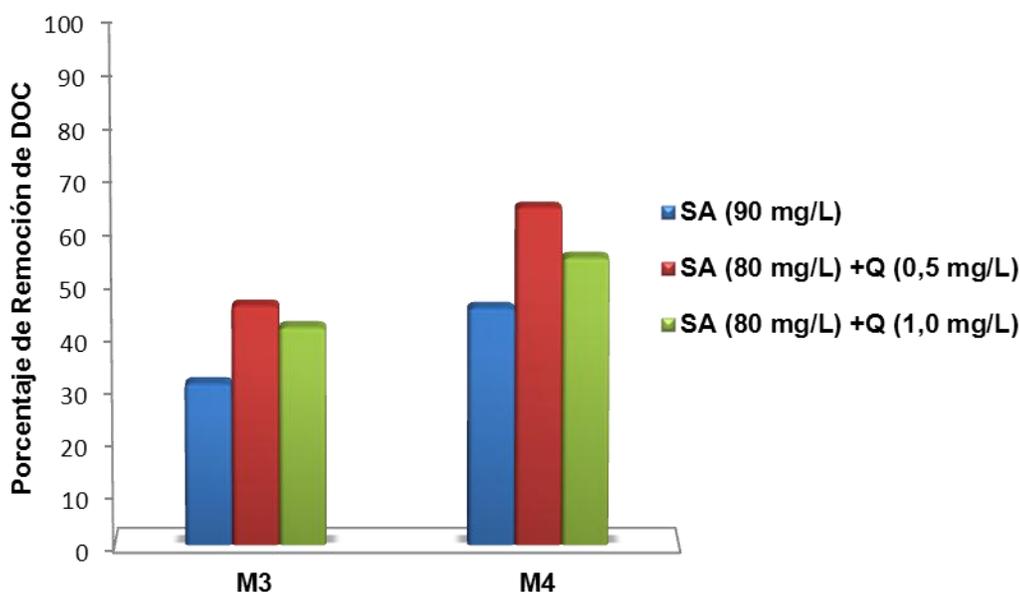
Muestras	Época Seca	
	M1	M2
DOC (mg/L) en el Agua Cruda	2,2	1,4
DOC (mg/L) en el Agua Tratada con SA (90 mg/L)	0,9	1,0
DOC (mg/L) en el Agua Tratada SA (90 mg/L)+Q (0,5 mg/L)	0,9	0,6
DOC (mg/L) en el Agua Tratada SA (90 mg/L)+Q (1,0 mg/L)	0,9	0,9
Porcentaje de Remoción (%) con SA	58,4	31,2
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	61,7	58,7
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (1,0 mg/L)	61,0	37,6



**Figura 4.7 Porcentaje de Remoción de DOC en Época Seca.**

**Tabla 4.10 Datos de Carbón Orgánico Disuelto (DOC) en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa.**

	Época Lluviosa	
	M3	M4
Muestreos		
DOC (mg/L) en el Agua Cruda	1,5	1,8
DOC (mg/L) en el Agua Tratada con SA (90 mg/L)	1,0	1,0
DOC (mg/L) en el Agua Tratada SA (80 mg/L)+Q (0,5 mg/L)	0,8	0,7
DOC (mg/L) en el Agua Tratada SA (80 mg/L)+Q (1,0 mg/L)	0,9	0,8
Porcentaje de Remoción (%) con SA	30,9	45,4
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	45,8	64,5
Porcentaje de Remoción(%) con SA + Q (1,0 mg/L)	41,7	54,9



**Figura 4.8 Porcentaje de Remoción de DOC en Época Lluviosa.**

### 4.3.3 Turbiedad

Los porcentajes de remoción de turbiedad fueron muy similares cuando se utilizó sulfato de aluminio, las remociones fueron 94,6% y 80,3 % para M1 y M2 obteniéndose un valor de turbiedad para época seca de  $1,3 \pm 0,2$  NTU. Los porcentajes de remoción en época lluviosa fueron del 82,8 al 90,2% para M3 y M4, con una turbiedad final de  $0,85 \pm 0,3$  NTU.

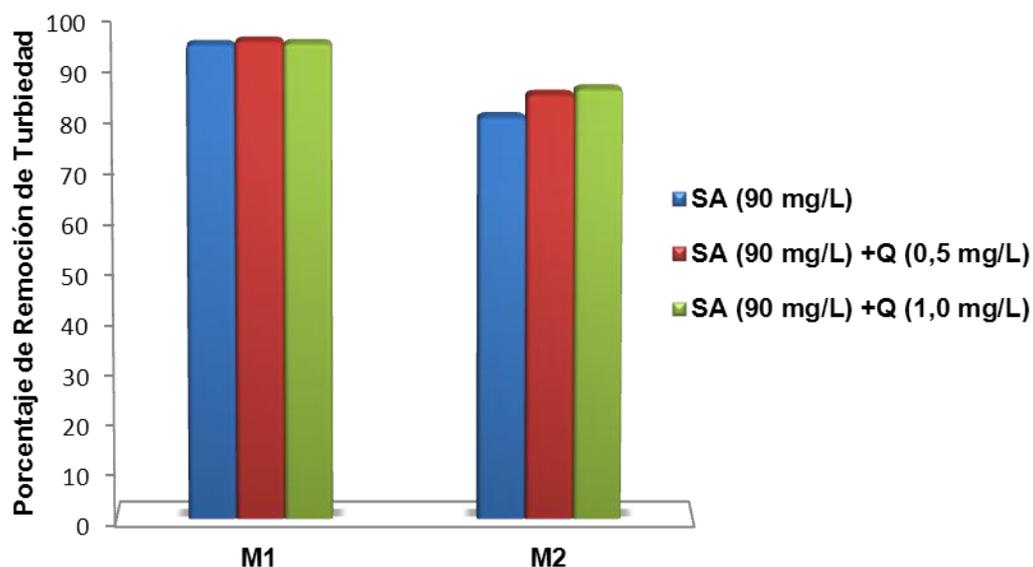
Usando sulfato de aluminio y quitosana (0,5 mg/L), las remociones de turbiedad fueron 95,3% y 84,7%, y la turbiedad fue de  $1,0 \pm 0,07$  NTU. Para la temporada lluviosa, las remociones de turbiedad fueron del 88,7% al 89,2% con un valor de  $0,7 \pm 0,0$  NTU.

Los porcentajes de remoción encontrados al emplear quitosana de 1,0 mg/L son muy similares a los de 0,5 mg/L; siendo estos: 94,8% y 85,8% para M1 y M2 con un valor de turbiedad de  $1,1 \pm 0,0$  NTU; para M3 y M4 los porcentajes fueron 92,5% y 88,8% y la turbiedad de  $0,6 \pm 0,2$  NTU.

Lo anterior se muestra en las Tablas 4.11 y 4.12 y en las Figuras 4.8 y 4.9. Los valores de turbiedad encontrados en las aguas tratadas se encuentran por debajo de 5,0 NTU como valor máximo admisible (CAPRE, 2002).

**Tabla 4.11 Datos de Turbiedad en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca.**

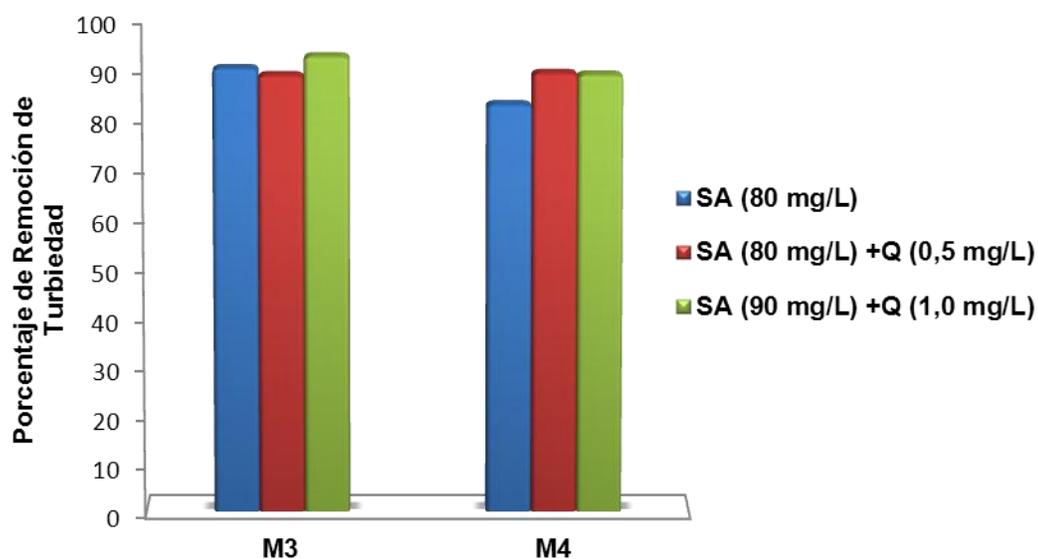
Muestruos	Época Seca	
	M1	M2
Turbiedad (NTU) en el Agua Cruda	20,6	7,5
Turbiedad (NTU) en el Agua Tratada con SA (90 mg/L)	1,1	1,5
Turbiedad (NTU) en el Agua Tratada SA (90 mg/L)+Q (0,5 mg/L)	1,0	1,1
Turbiedad (NTU) en el Agua Tratada SA (90 mg/L)+Q (1,0 mg/L)	1,1	1,1
Porcentaje de Remoción (%) con SA	94,6	80,3
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	95,3	84,7
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (1,0 mg/L)	94,8	85,8



**Figura 4.9 Porcentaje de Remoción de Turbiedad en Época Seca.**

**Tabla 4.12 Datos de Turbiedad en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa.**

	Época Lluviosa	
	M3	M4
Muestreos		
Turbiedad (NTU) en el Agua Cruda	6,5	6,1
Turbiedad (NTU) en el Agua Tratada con SA (80 mg/L)	0,6	1,1
Turbiedad (NTU) en el Agua Tratada SA (80 mg/L)+Q (0,5 mg/L)	0,7	0,7
Turbiedad (NTU) en el Agua Tratada SA (90 mg/L) +Q (1,0 mg/L)	0,5	0,7
Porcentaje de Remoción (%) con SA	90,2	82,8
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	88,7	89,2
Porcentaje de Remoción (%) con SA90 + Q (1,0 mg/L)	92,5	88,8



**Figura 4.10 Porcentaje de Remoción de Turbiedad en Época Lluviosa.**

#### 4.3.4 Absorbancia Específica Ultravioleta (SUVA)

En la Tabla 4.13 y 4.14 se indican los valores de SUVA tanto para la temporada seca como para la lluviosa, donde la aplicación de sulfato de aluminio a 90,0 mg/L y quitosana 0,5 mg/L disminuye el material orgánico hidrofóbico en 20,2% y 29,5% con un valor de SUVA de  $3,1 \pm 0,9$  L/mg-m para M1 y M2. Para M3 y M4, el SUVA

encontrado de  $3,1 \pm 0,6$  L/mg-m y porcentajes de remoción del 16.7% y 30.8% respectivamente.

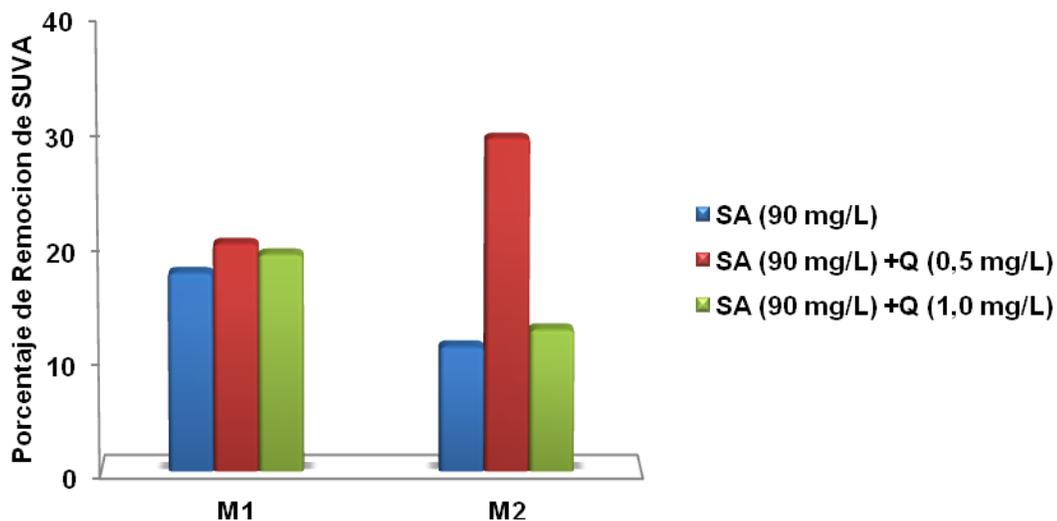
La remoción de SUVA al emplear quitosana como coagulante fueron del 50,0% al 56,8% en época seca y 47,1% al 51,5% para época lluviosa; encontrándose mayor remoción de SUVA en comparación con el sulfato de aluminio. Con una dosis de 1,0 mg/L de quitosana como floculante, la remoción del material orgánico fue menor (Tabla 4.13 y 4.14) en ambas estaciones climatológicas.

Los porcentajes de remoción fueron mucho menores cuando se empleó solamente sulfato de aluminio, las remociones fueron 17.6% y 11,1% para la época seca con un valor de  $3,5 \pm 0,0$  L/mg-m y en la temporada lluviosa 9,0 % y 12,9% con un valor de  $3,6 \pm 0,1$  L/mg-m.

Los valores obtenidos de SUVA en el agua tratada se encuentran en el rango de 2-4 L/mg-m lo que indica que la materia orgánica natural remanente es una mezcla de sustancias húmicas del tipo hidrofóbico e hidrofílico y de varios pesos moleculares Edzwald y Tobianson (1999) y por ende menos reactivas con el cloro en el proceso de desinfección.

**Tabla 4.13 Datos de SUVA en el Agua Cruda y Tratada en Época Seca.**

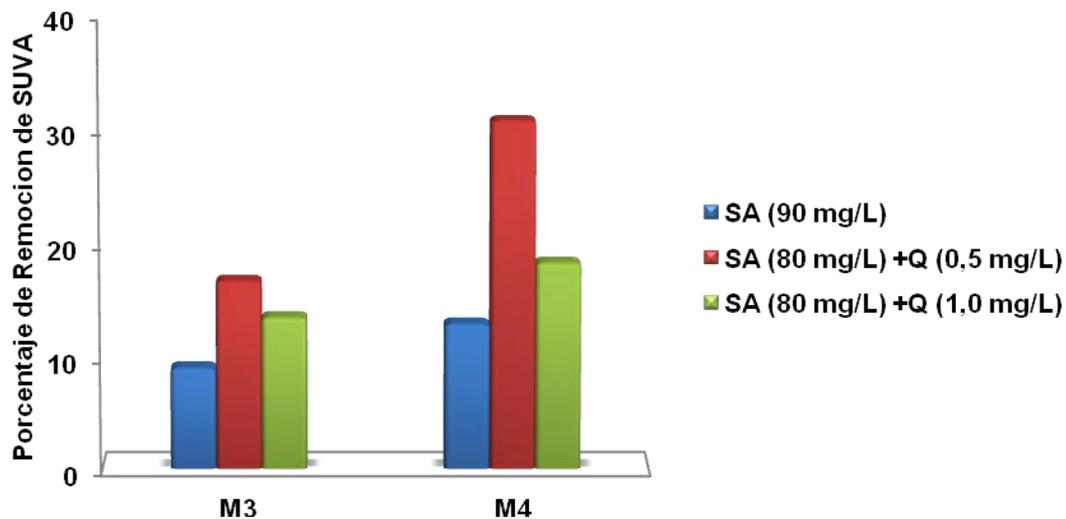
Muestreos	Época Seca	
	M1	M2
SUVA (L/mg-m) en el Agua Cruda	4,3	4,0
SUVA (L/mg-m) en el Agua Tratada con SA (90 mg/L)	3,5	3,5
SUVA (L/mg-m) en el Agua Tratada SA (90 mg/L)+Q (0,5 mg/L)	3,4	2,8
SUVA (L/mg-m) en el Agua Tratada SA (90 mg/L)+Q (1,0 mg/L)	3,4	3,5
Porcentaje de Remoción (%) con SA	17,6	11,1
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	20,2	29,5
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (1,0 mg/L)	19,3	12,6



**Figura 4.11 Porcentaje de Remoción de SUVA en Época Seca.**

**Tabla 4.14 Datos de SUVA en el Agua Cruda y Tratada en Época Lluviosa.**

Muestras	Época Lluviosa	
	M3	M4
SUVA en el Agua Cruda	4,0	4,2
SUVA en el Agua Tratada con SA (90 mg/L)	3,7	3,6
SUVA en el Agua Tratada SA (80 mg/L)+Q (0,5 mg/L)	3,3	2,9
SUVA en el Agua Tratada SA (80 mg/L)+Q (1,0 mg/L)	3,5	3,4
Porcentaje de Remoción (%) con SA	9,0	12,9
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (0,5 mg/L)	16,7	30,8
Porcentaje de Remoción (%) con SA + Q (1,0 mg/L)	13,5	18,3



**Figura 4.12 Porcentaje de Remoción de SUVA en Época Lluviosa.**

#### **4.4 Otros Parámetros Analizados**

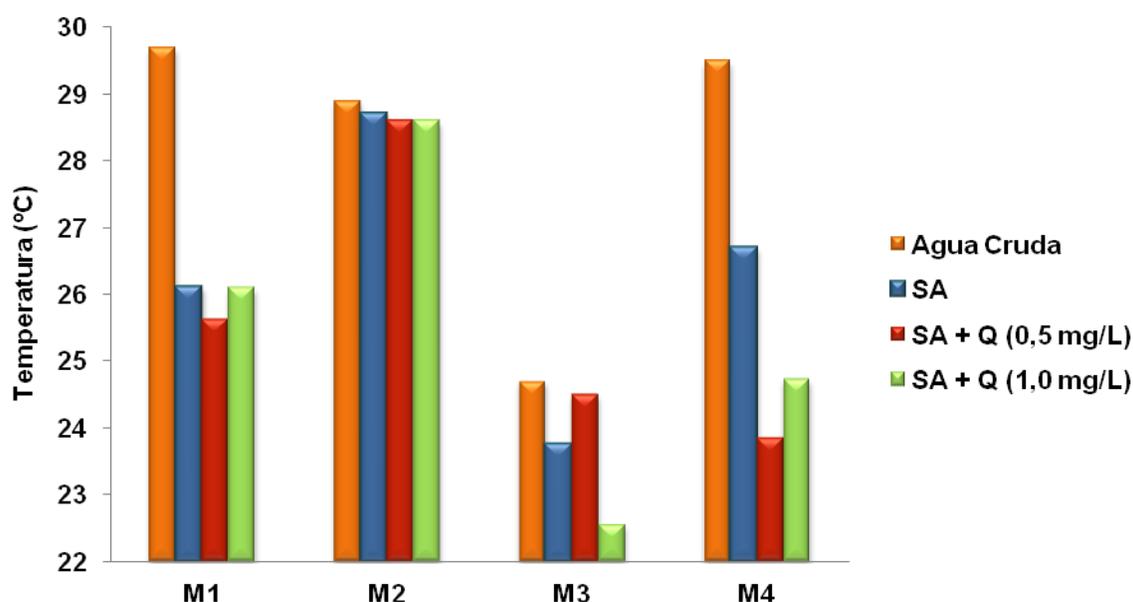
En este acápite se presentan otros parámetros que han sido evaluados en esta tesis, estos parámetros se presentan a continuación:

##### **4.4.1 Temperatura**

Los datos de temperatura mostrados en la Tabla 4.15 y la Figura 4.13 presentan valores que se encuentran en los rangos recomendados (18,0 a 30,0 °C) por CAPRE (2002). Según Pertnisky (2003), los procesos de coagulación y floculación no son tan eficientes a bajas temperaturas, porque la viscosidad del agua es mayor, cambiando la solubilidad coagulante; por lo que a temperaturas tropicales la eficiencia de remoción de materia orgánica y sólidos incrementa en los procesos de coagulación-floculación.

**Tabla 4.15 Valores de Temperatura en ambas Épocas Climatológicas.**

Muestras	M1	M2	M3	M4
Temperatura en el Agua Cruda	29,7	28,9	24,7	29,5
Temperatura en el Agua Tratada con SA	26,1	28,7	23,7	26,7
Temperatura en el Agua Tratada con SA + Q (0,5 mg/L)	25,6	28,6	24,5	23,8
Temperatura en el Agua Tratada con SA + Q (1,0 mg/L)	26,1	28,6	22,6	24,7



**Figura 4.13 Valores de Temperatura en ambas Épocas Climatológicas.**

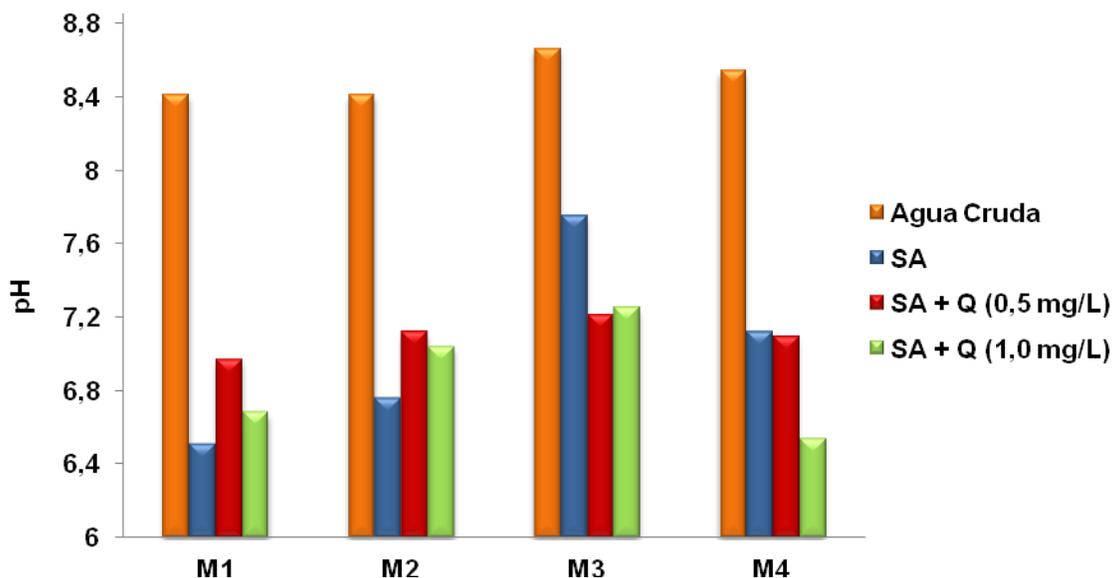
#### 4.4.2 pH

En referencia al comportamiento del pH en ambas épocas climatológicas (Tabla 4.16 y Figura 4.14), el agua cruda es básica ya que los pH de los cuatro muestreos son mayores a 7,0. Los valores en el agua tratada se encuentran dentro de los rangos (6,5 - 8,5) establecidos por CAPRE (2002), pero los pH disminuyeron significativamente durante el proceso de coagulación-floculación. Según Pertnisky (2003), ésta disminución ocurre debido a que en la coagulación se consume la alcalinidad disponible en el agua, lo que causa que el pH disminuya considerablemente, los

coagulantes tales como alumbre y sales de cloruro férrico son mayores consumidores de alcalinidad.

**Tabla 4.16 Valores de pH en ambas Épocas Climatológicas**

Muestras	M1	M2	M3	M4
pH en el Agua Cruda	8,4	8,4	8,7	8,5
pH en el Agua Tratada con SA	6,5	6,7	7,8	7,1
pH en el Agua Tratada con SA + Q (0,5 mg/L)	6,9	7,1	7,2	7,1
pH en el Agua Tratada con SA + Q (1,0 mg/L)	6,7	7,0	7,3	6,5



**Figura 4.14 Valores de pH en ambas Épocas Climatológicas.**

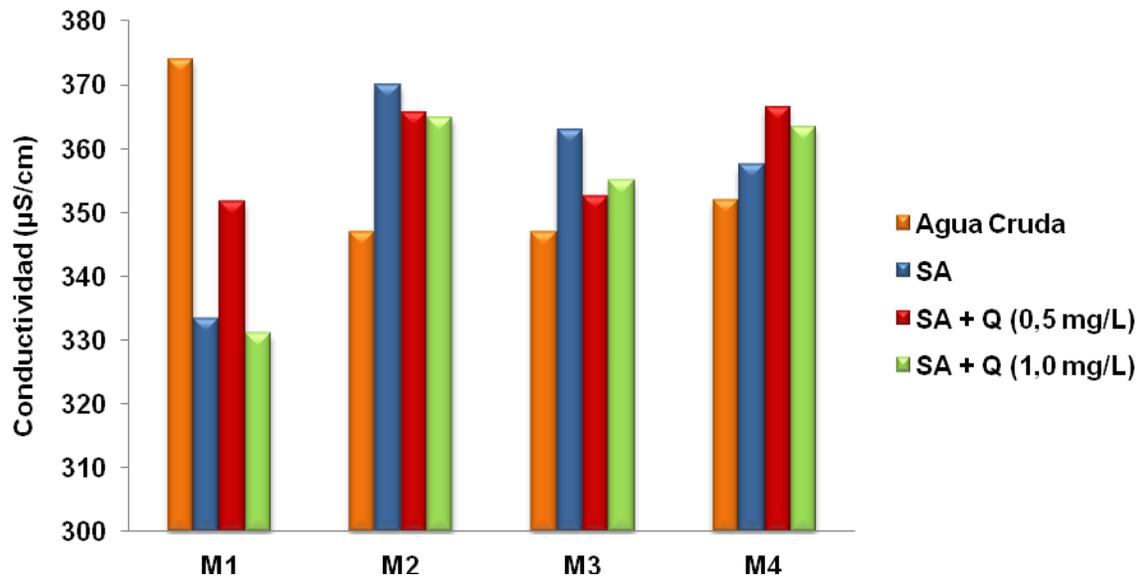
#### 4.4.3 Conductividad

Los valores de conductividad medidos en las aguas tratadas para ambos periodos climatológicos se encuentran por debajo de lo establecido por CAPRE (2002), el cual determina como valor recomendado (400,0  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ). En la Tabla 4.17 y Figura 4.15, se muestra, que para el primer muestreo realizado en época seca, que los valores de conductividad disminuyeron levemente; y para los muestreos restante se presentó un

incremento de dichos valores debido a un exceso de cargas positivas producido por el coagulante ó por el floculante dosificado en el agua.

**Tabla 4.17 Valores de Conductividad en ambas Épocas Climatológicas.**

Muestras	M1	M2	M3	M4
Conductividad en el Agua Cruda	374,0	347,0	347,0	352,0
Conductividad en el Agua Tratada con SA	333,5	370,0	363,0	357,5
Conductividad en el Agua Tratada con SA + Q (0,5 mg/L)	351,7	365,7	352,5	366,5
Conductividad en el Agua Tratada con SA + Q (1,0 mg/L)	331,1	364,9	355,1	363,4



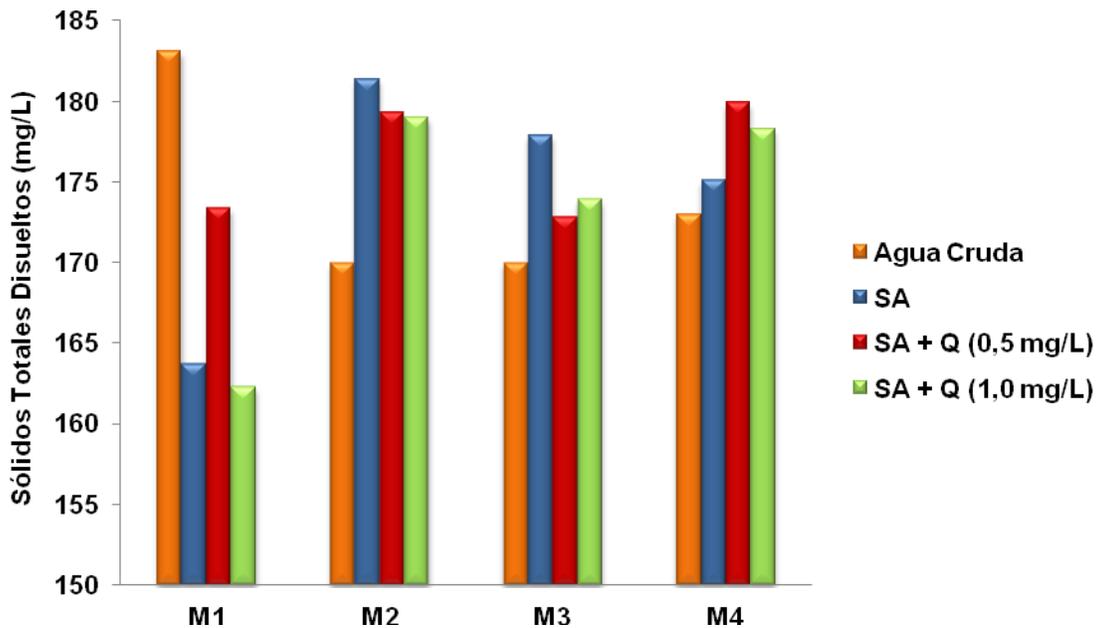
**Figura 4.15 Valores de Conductividad en ambas Épocas Climatológicas.**

#### 4.4.4 Sólidos Totales Disueltos (STD)

Los valores de STD y conductividad presentan el mismo patrón de aumento debido a que existe una interrelación entre ellos. Estos datos se pueden apreciar en la Tabla 4.18 y Figura 4.16, donde los STD en el agua tratada se encuentran por debajo del valor máximo admisible de 1 000 mg/L recomendado por CAPRE (2002).

**Tabla 4.18 Valores de STD en ambas Épocas Climatológicas.**

Muestras	M1	M2	M3	M4
STD en el Agua Cruda	183,1	170,0	170,0	173,0
STD en el Agua Tratada con SA	163,7	181,4	177,9	175,1
STD en el Agua Tratada con SA + Q (0,5 mg/L)	173,4	179,3	172,8	179,9
STD en el Agua Tratada con SA + Q (1,0 mg/L)	162,3	179,0	173,9	178,3



**Figura 4.16 Valores de STD en ambas Épocas Climatológicas.**

## 4.5 Formación de Trihalometanos

La formación de trihalometanos luego de la desinfección se encuentra en dependencia de la concentración de materia orgánica aun presente en el agua. En las Tablas 4.19 y 4.20 se muestran los valores obtenidos de trihalometanos para la temporada seca y lluviosa respectivamente. Se puede observar que con una alta reducción de materia orgánica obtenida al aplicar sulfato de aluminio como coagulante a concentraciones de (90,0 - 80,0 mg/L) para época de verano e invierno respectivamente y quitosana como ayudante de coagulación a una concentración de 0,5 mg/L, la formación de trihalometanos es considerablemente baja dando como resultado (53,0 y 34,0 µg/L) para los muestreos en época seca y (56,0 y 24,0 µg/L) en época lluviosa.

Concentraciones más altas de trihalometanos se obtuvieron en las aguas tratadas solamente con sulfato de aluminio y en las aguas tratadas con sulfato de aluminio y quitosana a una concentración de 1,0 mg/L sobrepasando el límite máximo contaminantes estipulado por USEPA (1998) de 80,0 µg/L. Sin embargo, el criterio máximo admisible para trihalometanos utilizado en Nicaragua (460,0 µg/L) no fue excedido (CAPRE, 2002).

Por consiguiente, una alta remoción de materia orgánica conlleva a una baja formación de trihalometanos por ser el tipo de material húmico menos reactivos con el cloro. El cloro residual encontrado varió entre 0,01 a 0,16 mg/L después de aplicar 2,0 mg/L de Cloro total y 2 horas de tiempo de contacto.

En las Figuras 4.17 y 4.18 se presentan las concentraciones de trihalometanos obtenidas para los diversos tratamientos aplicados, observándose la menor concentración de trihalometanos en el periodo lluvioso donde se aplicó sulfato de aluminio a una concentración de 80,0 mg/L y quitosana a 0,5 mg/L dando un valor de 24,0 µg/L. al mismo tiempo se puede observar que la aplicación de quitosana a 0,5 mg/L reduce mayormente la formación de trihalometanos.

Cabe destacar que según (Mendoza y Morazán, 2003), el agua potable producida por la planta potabilizadora de Juigalpa contiene una concentración de trihalometanos de 109,8 µg/L aplicando sulfato de aluminio. Donde se demuestra que al utilizar la combinación de sulfato de aluminio como coagulante y quitosana como floculante para ambas estaciones climatológicas las concentraciones de trihalometanos se encuentran por debajo de lo obtenido en la planta potabilizadora.

**Tabla 4.19 Valores de Trihalometanos en Época Seca.**

<b>Época Seca</b>				
	<b>M1</b>		<b>M2</b>	
	<b>UV<sub>254</sub> (1/cm)</b>	<b>THMs (µg/L)</b>	<b>UV<sub>254</sub> (1/cm)</b>	<b>THMs (µg/L)</b>
SA	0,023	71,0	0,022	68,0
SA + Q (0,5 mg/L)	0,017	53,0	0,011	34,0
SA + Q (1,0 mg/L)	0,023	56,0	0,023	71,0

**Tabla 4.20 Valores de Trihalometanos en Época Lluviosa.**

<b>Época Lluviosa</b>				
	<b>M3</b>		<b>M4</b>	
	<b>UV<sub>254</sub> (1/cm)</b>	<b>THMs (µg/L)</b>	<b>UV<sub>254</sub> (1/cm)</b>	<b>THMs (µg/L)</b>
SA	0,028	87,0	0,026	81,0
SA + Q (0,5 mg/L)	0,018	56,0	0,008	24,0
SA + Q (1,0 mg/L)	0,024	75,0	0,030	93,0

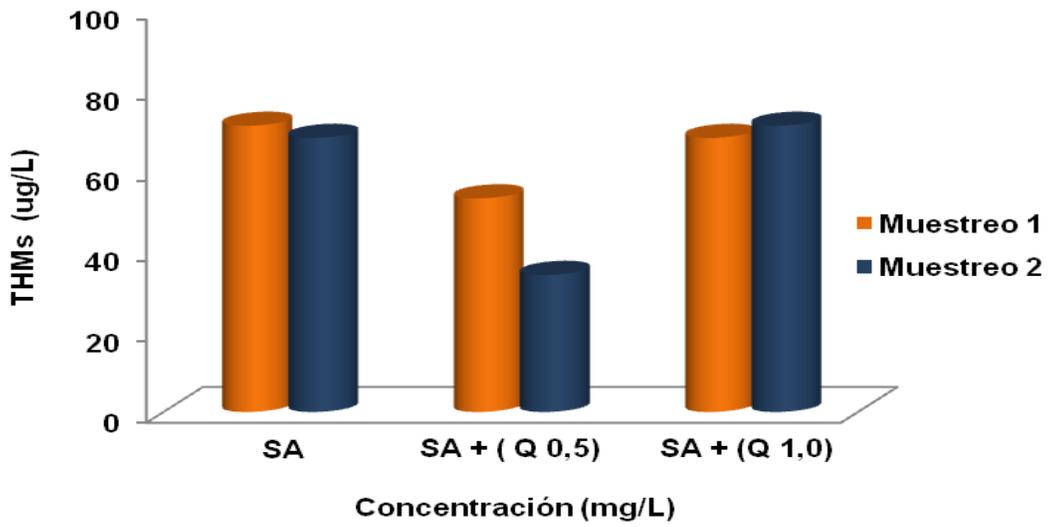


Figura 4.17 Formación de Trihalometanos en Época Seca.

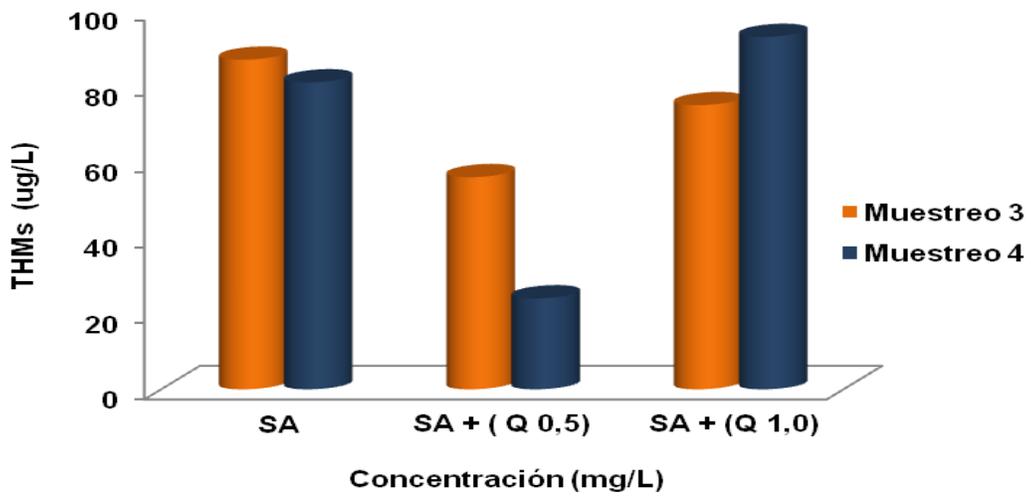


Figura 4.18 Formación de Trihalometanos en Época Lluviosa.

## Capítulo V

### Conclusiones y Recomendaciones

#### 5.1 Conclusiones

Las conclusiones del presente estudio se muestran a continuación:

- Los valores obtenidos de los parámetros fisicoquímicos y orgánicos del agua cruda proveniente del lago de Nicaragua, indican la presencia de materia orgánica de alta hidrofobicidad de moderado a alto peso molecular y por ende, de cierta reactividad con el cloro. Estos valores se encuentran por debajo de los rangos establecidos para aguas de lago a excepción de conductividad.
- El contenido de materia orgánica aromática medida como Absorción de luz Ultravioleta a 254 nm ( $UV_{254}$ ) fue removida en un rango del 70,0% al 89,5% al aplicar sulfato de aluminio y quitosana en una dosis de 90,0-80,0 mg/L y 0,5 mg/L de quitosana para las dos temporadas climatológicas. Estas mismas dosis de sulfato de aluminio y quitosana lograron los porcentajes de remoción de materia orgánica más eficientes en los parámetros sustitutos de DOC, SUVA y turbiedad.
- Otro parámetro que se empleó para caracterizar la materia orgánica fue el color el cual tuvo un comportamiento contradictorio, debido a que este parámetro presentó un mayor porcentaje de remoción de materia orgánica 94,0-96,5% con sulfato de aluminio en época seca obteniéndose un valor de  $1,4 \pm 0,2$  mg/L Pt-Co.
- Los valores más bajos de trihalometanos formados, indistintamente del periodo climatológico, se reportaron cuando se utilizó sulfato de aluminio como coagulante y quitosana como floculante a una concentración de 0,5 mg/L obteniéndose porcentajes de remoción de 82,1% con valores de concentración de 53,0 - 34,0  $\mu\text{g/L}$  para la época seca y un porcentaje de remoción de 89,5% con valores de 56,0 - 24,0

$\mu\text{g/L}$  en época lluviosa respectivamente por lo que estos valores están por debajo de los rangos permitidos por CAPRE de ( $460 \mu\text{g/L}$ ) y por USEPA (1998), de ( $80 \mu\text{g/L}$ ). Por lo que se demuestra que al realizar una eficiente remoción de materia orgánica se logra disminuir la formación de trihalometanos, por ende se disminuye los riesgos a la salud del consumidor.

- El uso de quitosana como floculante a concentración de  $0,5 \text{ mg/L}$  muestra eficiencia en los porcentajes de remoción no obstante dichos resultados no son satisfactorios debido a que no se logró disminuir la dosis del coagulante utilizado y las eficiencias de remoción en algunos parámetros no son muy significativas en comparación a las otras pruebas realizadas siendo en algunos casos no concluyentes.

## **5.2 Recomendaciones**

- Debido a que la máxima remoción de materia orgánica encontrada en este estudio ocurre a una concentración alta de sulfato de aluminio a pesar de usar quitosana como ayudante en el proceso de coagulación, se recomienda continuar con este estudio experimentando con otras concentraciones de este floculante o con quitosana de diferentes pesos moleculares, con la finalidad de disminuir la dosis de sulfato de aluminio en las aguas para consumo humano.
- La modificación química de la estructura de la quitosana para maximizar los mecanismos de remoción de material orgánico es otra alternativa de tratamiento que merece ser estudiada.

## Capítulo VI

### Referencias Bibliográficas

Barret, E., Krasner, W., Amy, G. (2000). Natural organic matter and disinfection by-product. Characterization and control in drinking water. Editorial American Chemical Society. Washington DC. ISBN 0841236763, 1-8; 16-17; 28-29; 68-69; 139-140.

Bolto, B., Dixon, D., King, S., Eldridge, R. (2001). Cationic polymer and clay or metal oxide combinations for natural organic matter removal. *Water Research*. 35(11), 2669-2676.

Bratby, J. (2006). Coagulation and flocculation in water and wastewater treatment, 2<sup>da</sup> Edición. IWA Publishing.

Bratskaya, S., Schwarz, S., Chervonetsky, D. (2004). Comparative study of humic acids flocculation with chitosan hydrochloride and chitosan glutamate. *Water Research*. 38, 2955–2961.

Brown, J., Emelko, M.B. (2009). Chitosan and metal salt coagulant impacts on *criptosporidium* and microsphere removal by filtration. *Water Research*. 43, 331-338.

CAPRE (2002). Guías de calidad de agua. Comité regional para la institución del agua potable y saneamiento de Centro América, Panamá y República Dominicana. Instituto Nicaragüense de Acueductos y Alcantarillado. Ente Regulador, INAA. Managua, Nicaragua.

Chamberlain, J. (2010). National guidelines for water quality. Australia section head-Water monitoring. <http://www.dpipwe.tas.gov.au/inter.nsf/WebPages/JMUUY-52B3YX?>

Edzwald J.K. (1993). Coagulation in drinking water treatment: Particles, organics, and coagulants. *Water Science and Technology*. 27(11), 27-35.

Edzwald, J., Tobiason, J. (1999). Enhanced coagulation: US requirements and a broader view. *Journal of Water Science and Technology*. 40(9), 63-70.

Gacén, J., Gacén, I. (1996). Quitina y Quitosano. *Nuevos Materiales Textiles*. Boletín Intexter UPC. 110, 67-71.

Garcia, I. (2005). Removal of natural organic matter by enhanced coagulation in Nicaragua. *Licentiate Thesis in Chemical Engineering*. Stockholm, Sweden. ISSN 1104-3466.

Garcia, I. (2011). Removal of natural organic matter to reduce the presence of trihalomethanes in drinking water. *KTH*. Stockholm-Sweden. ISSN 1654-1081.

Guerrero, L., Moreno, C., Sanz, J. (2006). Nuevo proceso físico-químico para la potabilización de agua sin la utilización de poliacrilamidas. *Veolia Water Solutions & Technologies*. ISSN 1699-2520, 79-82.

Guimarães, J., Ibáñez, J., Litter, M., Pizarro R. (2001). Desinfección de agua, problemática de la contaminación. 305-314.

Hepplewhite, C., Newcombe, G., Knappe, D.R.U. (2004). NOM and MIB, who wins in the competition for activated carbon adsorption sites?. *Journal of Water Science and Technology*. 49(9), 257-265.

Kitis, M., Kilduff, J., Karanfil, T. (2001). Isolation of dissolved organic matter (DOM) from surface waters using reverse osmosis and its impact on the reactivity of DOM to formation and speciation of disinfection by-products. *Water Research*. 35(9), 2225-2234.

Kumar, N.V. (2000). A review of chitin and chitosan applications. *Reactive and functional polymers*. 46, 1-27.

Lin, S. (2007). Water and wastewater calculations manual. 2<sup>da</sup> Edición. Editorial McGraw Hill. Capítulo 5. 323-330.

Manual HACH DR 5000. <http://WWW.hach.com>

Mendoza, C., Morazán, E. (2003). Remoción de trihalometanos como subproductos del proceso de desinfección utilizando coagulación mejorada en la planta potabilizadora de Juigalpa. Facultad de Ingeniería Química, UNI. Managua, Nicaragua.

National Cancer Institute. (1976). Report on carcinogenesis bioassay of chloroform. U.S Government printing office. Washington D.C. NTIS PB-264018.

Newcombe, G., Drikas, M., Assemi, S., Beckett, R. (1997). The influence of characterized natural organic material on activated carbon adsorption: I characterization of concentrated reservoir water. *Water Research*. 31(5), 963-972.

Oficina Sanitaria Panamericana. (1993). Boletín Oficina Sanitaria Panamericana. Vol. 115. Universidad de Michigan, U.S.

Okuda, T., Baes, A., Nishijima, W., Okada, M. (1999). Improvement of extraction method of coagulation active components from *Moringa Oleifera* seed. *Water Research*. 33(15), 3373-3378.

OPS/CEPIS/PUB. (2002). Desinfección del agua. Capítulo 1, 7 y 9. Lima, Perú.

OPS/CEPIS/PUB. (2004). Tratamiento de agua para consumo humano. Plantas de filtración rápida. Manual I: Teoría. Tomo I. Capítulo 1, 2, 3, 4, 5 y 6. Lima, Perú.

Ozacad, M., Sengil, A. (2003). Evaluation of tannin biopolymer as a coagulant for coagulation of colloidal particles *Colloids and Surfaces. A Physicochemical Engineering Aspects*. 229, 85-96.

Pavón, J. (2011). Estudio del Uso de Quitosana como Coagulante en el Proceso de Potabilización. Facultad de Ingeniería Química. Universidad Nacional de Ingeniería. Managua, Nicaragua

Pernitsky, D.J. (2003). Coagulation 101. [www.awwoa.ab.ca/acrobat/coagulation](http://www.awwoa.ab.ca/acrobat/coagulation)

Renault, B.F., Badot, P.M., Crini G. (2009). Chitosan for coagulation/flocculation process: An eco-friendly approach. *European Polymer Journal*. 45, 1337-1348.

Rojas, R. (2002). Guía para la vigilancia y control de la calidad del agua para consumo humano. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente. Organización Panamericana de la Salud. 203-204.

Romero, J.J. (1999). Calidad del agua. Capítulo 2-4. 2<sup>da</sup> Edición. Editorial Alfa Omega, México. 63-87.

Sánchez, E. (2009). Nicaragua aumentará producción de camarón. *El Nuevo Diario*. Abril 22.

Sharp E.M., Parsons S.A, Jefferson, B. (2006). The impact of seasonal variation in DOC arising from moorland peat catchment on coagulation with iron and aluminium salts, *Environmental Pollution*. 140.

Solórzano, M. (2010). Uso de quitosana como coagulante alternativo en el tratamiento de agua para potabilización del Rio Fonseca, Boaco, Nicaragua. Facultad de Ingeniería Química. Universidad Nacional de Ingeniería. Managua, Nicaragua.

Standard Methods for the examination of water and wastewater. (1998). 20<sup>th</sup> Edition. American Public Health Association/American Water Works Association/Water Environmental Federation, Washington DC, USA.

Suay, L., Ballester, F. (2002). Revisión de los estudios sobre exposición al aluminio y enfermedad de Alzheimer. Revista Española de Salud Pública. 76(6), 645-658.

United State Environmental Protection Agency, USEPA. (1998). National primary drinking water regulations: Disinfectants and disinfection by-products; Final Rule. Federal Register. EPA 69389-9476.

Vargas, M., Romero, L. (2006). Aprovechamiento de algunos materiales en el desarrollo de coagulantes y floculantes para el tratamiento de aguas en Costa Rica. Tecnología en Marcha. (19), 4-10.

Xie, Y.F. (2004). Disinfection byproducts in drinking water: formation, analysis and control. Editorial Lewis Publishers. ISBN 978-0-203-48691-7. 24-25.

### **Sitios Web Visitados**

[http://www.tec.cr/sitios/Vicerrectoria/vie/editorial\\_tecnologica/Revista\\_Tecnologia\\_Marcha/pdf/tecnologia\\_marcha\\_19-4/Revista%2019-4,%2037-41%20pdf](http://www.tec.cr/sitios/Vicerrectoria/vie/editorial_tecnologica/Revista_Tecnologia_Marcha/pdf/tecnologia_marcha_19-4/Revista%2019-4,%2037-41%20pdf) (Visitado el 27 de Enero de 2011, a las 3:57 pm).

[http://www.ub.edu.ar/revistas\\_digitales/Ciencias/Vol6Numero4/articulos.htm](http://www.ub.edu.ar/revistas_digitales/Ciencias/Vol6Numero4/articulos.htm) (Visitado el 27 de Enero del 2011, 4:00 pm).

<http://www.monografias.com/trabajos53/quitina-quitosana/quitina-quitosana2.shtml> (Visitado el 27 de Enero del 2011, a las 4:04 pm).

<http://wikiexperimenta.wikispaces.com/Coagulaci%C3%B3n+y+floculaci%C3%B3n> (Visitado el 21 de Enero del 2012, a las 10:30 am)

**ANEXO A**  
**Herramientas de Recolección de Datos**

**A.1 Ficha de Campo**

**Tabla A.1 Ficha de Campo.**

<b>Fecha:</b>	
<b>Hora de Muestreo:</b>	
<b>Lugar:</b>	
<b>Número de Muestreo:</b>	
<b>Parámetros In Situ</b>	<b>Valores Obtenidos</b>
Temperatura (°C)	
pH	
Sólidos Totales Disueltos (mg/L)	
Conductividad (μS/cm)	
Turbiedad (NTU)	

## A.2 Ficha de Laboratorio

Tabla A.2 Ficha de Laboratorio.

<b>Tipo de Agua:</b>								
<b>Número de Muestreo:</b>								
<b>Fecha:</b>								
<b>Hora:</b>								
<b>Concentración de Quitosana:</b>								
<b>Observaciones:</b>								
<b>Antes de la Coagulación</b>			<b>Después de la Coagulación</b>					
<b>Parámetros</b>	<b>Valores</b>	<b>Parámetros</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>
Color (mg/L Pt-Co)		Color (mg/L Pt-Co)						
Turbiedad (NTU)		Turbiedad (NTU)						
Temperatura (°C)		Temperatura (°C)						
Conductividad (μS/cm)		Conductividad (μS/cm)						
pH		pH						
STD (mg/L)		STD (mg/L)						
DOC (mg/L)		DOC (mg/L)						
UV <sub>254</sub> (cm <sup>-1</sup> )		UV <sub>254</sub> (cm <sup>-1</sup> )						
SUVA (L/mg-m)		SUVA (L/mg-m)						
		Dosis de Coagulante (mg/L)						
<b>Cloro Total (mg/L):</b>								
<b>Cloro Residual (mg/L):</b>								
<b>Trihalometanos (μg/L):</b>								

## ANEXO B

### Métodos para la Determinación de Parámetros

#### B.1 Color Real

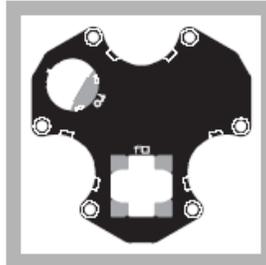
##### Platinum-Cobalt

##### Method 8025

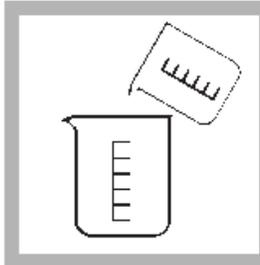


1. Select the test.

**NCASI:** Use Program 125 for the NCASI test.

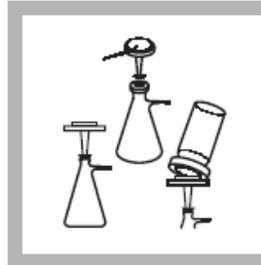


2. Insert the Multi-cell Adapter with the 1-inch square cell holder facing the user.



3. Collect 200 mL of sample in a 400-mL beaker.

**NCASI:** Adjust the pH as described in [Test Preparation](#).



4. Assemble the filtering apparatus (0.45 micron membrane filter, filter holder, filter flask, and aspirator).

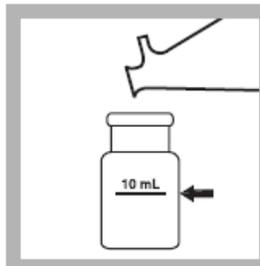
**NCASI:** Test prescribes a 0.8-micron filter.



5. Rinse the filter by pouring about 50 mL of deionized water through the filter. Discard the rinse water.

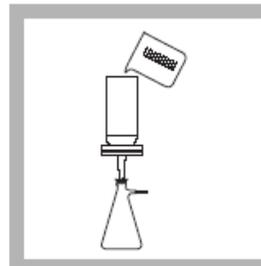


6. Pour another 50 mL of deionized water through the filter.



7. **Blank Preparation:** Fill a square sample cell with 10 mL of filtered deionized water from step 6.

Discard the excess water in the flask.



8. Pour about 50 mL of sample through the filter.

## **B.2 Turbiedad (0 a 999 NTU)**

Este parámetro es determinado usando el Turbidímetro 2010P “HACH”. Este dispositivo fue previamente calibrado por la fábrica con formazina para la primera vez que debería ser usado. Se recoge la muestra y se coloca en una celda del 2100P hasta la línea (cerca de 15 mL) teniendo cuidado de manipular la celda por la parte superior tapándola. A continuación se procede con los siguientes pasos:

- ❖ Limpiar la celda con una tela suave y sin hilachas, para quitar gotas de agua y huellas digitales.
- ❖ Aplicar una capa fina de aceite de silicona. Limpiar con una tela suave para obtener una capa más fina en toda la superficie.
- ❖ Presionar el botón 1/0. El instrumento se enciende, se coloca el instrumento en una superficie plana y firme.
- ❖ Se pone la celda de la muestra en el compartimiento del instrumento de tal manera que las marcas de la celda y el compartimiento coincidan.
- ❖ Escoger selección de rango manual o automática presionando RANGE, cuando el instrumento está en selección automática de rango la pantalla mostrará: AUTORNG.
- ❖ Se selecciona el modo de señal promedio presionando SIGNAL AVERAGE. La pantalla mostrará SIG AVG, cuando el instrumento esté usando promedio de señal. Usar el modo de señal promedio, si la muestra causa una señal ruidosa (la pantalla cambia constantemente).

- ❖ Presionar READ. La pantalla mostrará la turbidez en NTU. Apuntar la turbidez después de que se apaga la luz.

### **B.3 Temperatura**

Este parámetro se mide en el momento de la toma de las muestras. Usando un termómetro o leyendo el valor en el pH metro "HACH".

### **B.4 pH**

Este parámetro se determina en el momento de la toma de muestra usando un medidor portátil de pH. El procedimiento es el siguiente:

- ❖ Presionar el botón dispensador una vez (hasta que haga click).
- ❖ Enjuague bien con agua desmineralizada y seque. Poner el electrodo en el contenedor de la muestra.
- ❖ Apuntar el valor del pH cuando la pantalla esté estable.
- ❖ Enjuagar el electrodo completamente con agua desmineralizada y secarlo bien.

### **B.5 Conductividad**

Este parámetro es determinado usando el Conductivímetro 2010P "HACH", y es medido en el momento que la muestra fue tomada. El procedimiento es el siguiente:

- ❖ Presionar el botón on/off una vez.

- ❖ Enjuague con agua destilada el electrodo y seque bien.
- ❖ Introduzca el electrodo dentro del contenedor de muestra, asegurando que esté bien sumergido y presione READ.
- ❖ Anote el valor de conductividad cuando la pantalla es estable.
- ❖ Enjuague el electrodo completamente y seque.

## **B.6 Sólidos Totales Disueltos (STD)**

Este parámetro es determinado usando el Conductivímetro 2010P “HACH”, y es medido en el momento de la toma de muestra. El procedimiento es el siguiente:

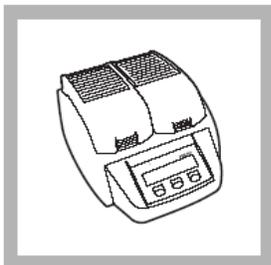
- ❖ Presionar el botón on/off una vez.
- ❖ Enjuague con agua destilada.
- ❖ Introduzca el electrodo dentro del contenedor de muestra, asegurando que esté bien sumergido y presione READ.
- ❖ Anote el valor de STD cuando la pantalla es estable. (La compensación automática de temperatura corrige los cambios de temperatura)
- ❖ Enjuague el electrodo y seque.

## B.7 Carbono Orgánico Disuelto (DOC)

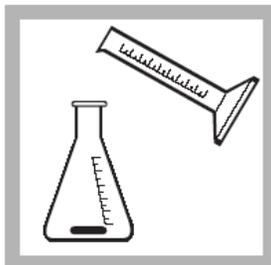
La muestra y el blanco deben de filtrarse previamente con papel filtro de fibra de vidrio de 0.47  $\mu\text{m}$ .

### Direct Method

### Method 10129



1. Turn on the DRB 200 reactor. Select the TOC program.



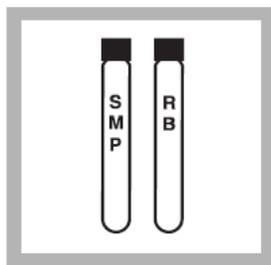
2. Use a graduated cylinder to add 10 mL of sample to a 50-mL Erlenmeyer flask that contains a stir bar.



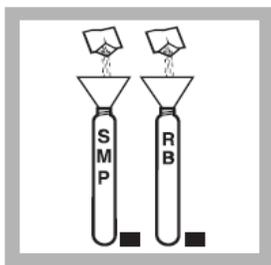
3. Add 0.4 mL of Buffer Solution, pH 2.0. Use pH paper to make sure the sample pH is 2.



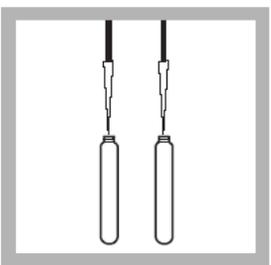
4. Place the flask on a stir plate and stir at a moderate speed for 10 minutes.



5. Label two Low Range Acid Digestion vials *sample* and *reagent blank*.



6. Use a funnel to add the contents of one TOC Persulfate Powder Pillow to each Acid Digestion vial (colorless liquid).

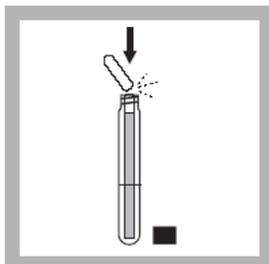


7. Use a TenSette® Pipet to add 3.0 mL of organic-free water to the reagent blank vial and 3.0 mL of prepared sample to the sample vial. Swirl to mix.



8. Rinse two blue Low Range Indicator Ampoules with deionized water and wipe them with a soft, lint-free wipe.

**Do not touch the ampoules sides after wiping. Pick them up by the top.**

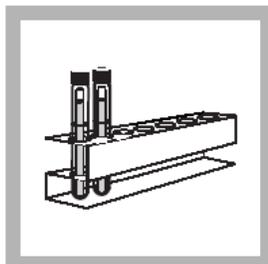


9. Lower one unopened ampule into each Acid Digestion vial. When the score mark on the ampule is level with the top of the Acid Digestion vial, snap the top off the ampule and allow it to drop into the Acid Digestion vial.

**Do not invert or tilt the vial after inserting the ampule.**



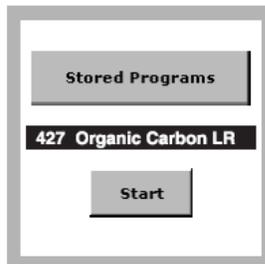
10. Cap the vial assemblies tightly and insert them in the COD reactor for 2 hours at 103–105 °C.



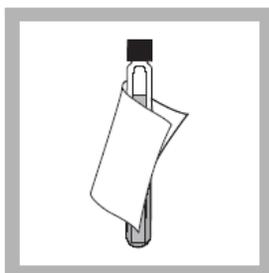
11. Carefully remove the vial assemblies from the reactor. Place them in a test tube rack.

Allow the vials to cool for one hour for accurate results.

The liquid in the reagent blank vial should be dark blue.



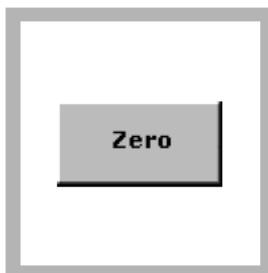
12. Select the test.



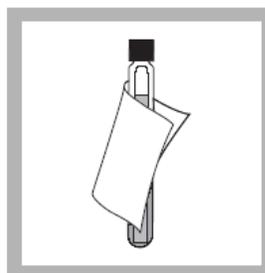
13. Wipe the reagent blank with a damp towel, followed by a dry one, to remove fingerprints or other marks.



14. Insert the reagent blank vial assembly in the 16-mm round cell holder.



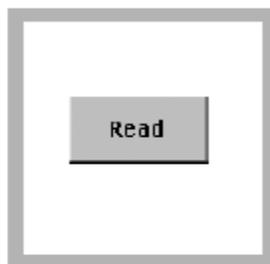
15. Press **ZERO**.  
The display will show:  
0.0 mg/L C.



16. Wipe the sample vial assembly with a damp towel, followed by a dry one, to remove fingerprints or other marks.



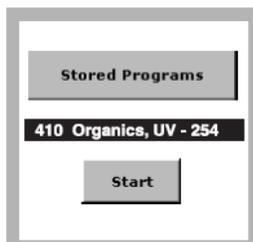
17. Insert the sample vial assembly in the 16-mm round cell holder.



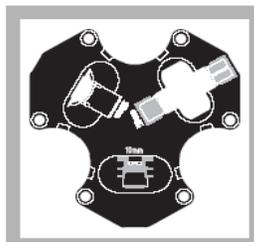
18. Press **READ**.  
Results are in mg/L C.

## B.8 Método de Absorción Ultravioleta (UV<sub>254</sub>)

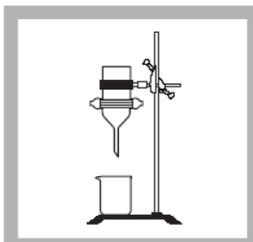
### Method 10054



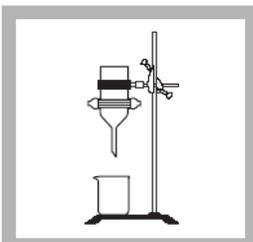
1. Select the test.



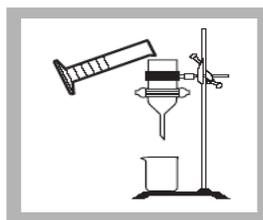
2. Insert the Multi-cell Adapter with the 10-mm square cell holder facing the user.



3. Assemble the filter apparatus. Be sure to use the white PTFE support plate. Insert the filter with the wrinkled surface upward.

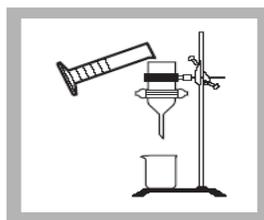


4. Mount the apparatus into a support stand and place a clean glass beaker underneath.

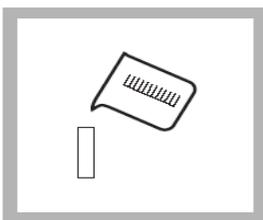


5. Prewash the filter assembly by pouring at least 50 mL of Organic-Free Reagent Water through the filter. Discard the filtered water.

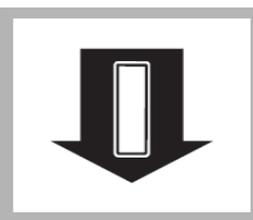
Pre-rinsing removes any soluble impurities from the filter.



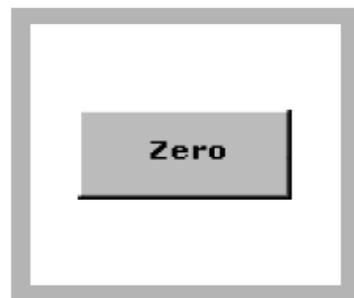
6. **Prepared Sample:** Pour 50 mL of sample through the filter and collect the filtered sample.



7. **Blank Preparation:** Rinse a clean 1-cm quartz cell several times with Organic-Free Reagent Water. Fill the cell with Organic-Free Reagent Water. Wipe the cell walls thoroughly.



8. Align the clear windows with the light path. Insert the blank into the cell holder.



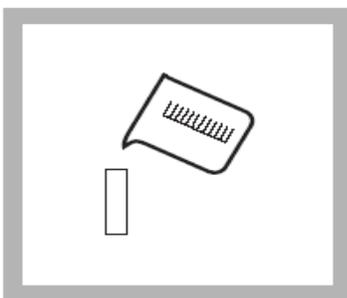
9. Press **ZERO**.

The display will show:

0.000  $\text{cm}^{-1}$

1cm cell

Lamp Warm Up will be indicated if the UV lamp has not been previously on. This may take 2–3 minutes.



10. Discard the contents of the blank cell and rinse the cell several times with filtered sample. After rinsing, fill the cell with filtered sample. Wipe the cell walls to remove fingerprints.

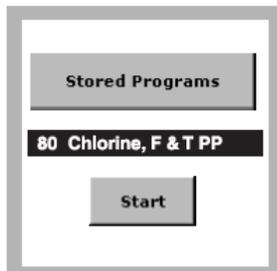


11. Align the clear windows with the light path. Insert the cell containing the prepared sample into the cell holder. Results are in absorbance per centimeter ( $\text{cm}^{-1}$ ).

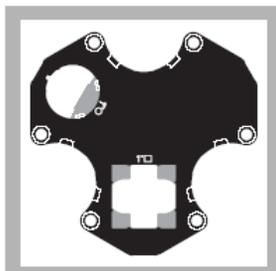
## B.9 Cloro Total

### Powder Pillows

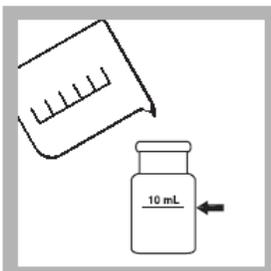
### Method 8167



1. Select the test.



2. Install the Multi-cell Adapter with the 1-inch square cell holder facing the user.

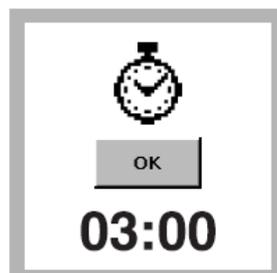


3. Fill a square sample cell with 10 mL of sample.



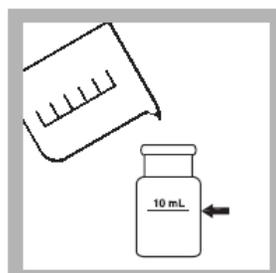
4. **Prepared Sample:** Add the contents of one DPD Total Chlorine Powder Pillow to the sample cell.

Swirl the sample cell for 20 seconds to mix.

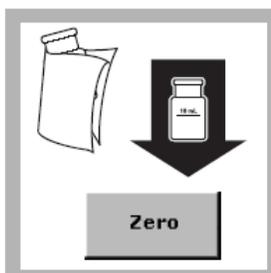


5. Press **TIMER>OK**.

A three-minute reaction period will begin. Perform steps 6 and 7 during this time period.



6. **Blank Preparation:** Fill a second square sample cell with 10-mL of sample.



7. Wipe the blank sample cell and insert it into the cell holder with the fill line facing the user.

Press **ZERO**. The display will show: 0.00 mg/L Cl<sub>2</sub>



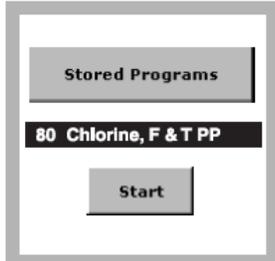
8. Within three minutes after the timer expires, wipe the prepared sample and insert it into the cell holder with the fill line facing the user.

Results are in mg/L Cl<sub>2</sub>.

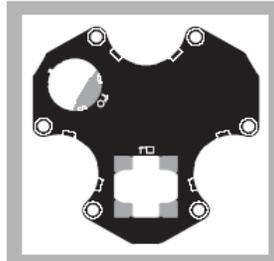
## B.10 Cloro Libre

### Powder Pillows

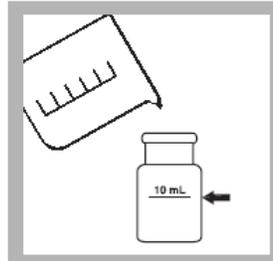
### Method 8021



1. Select the test.



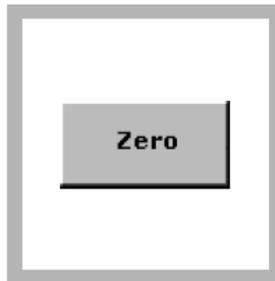
2. Install the Multi-cell Adapter with the 1-inch square cell holder facing the user.



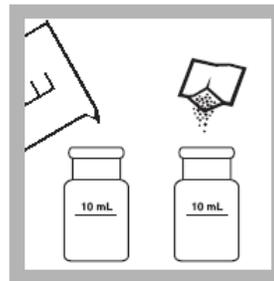
3. **Blank Preparation:**  
Fill a square sample cell with 10 mL of sample.



4. Wipe the blank and insert it into the cell holder with the fill line facing the user.



5. Press **ZERO**.  
The display will show:  
0.00 mg/L Cl<sub>2</sub>



6. **Prepared Sample:**  
Fill a second square cell with 10 mL of sample.  
Add the contents of one DPD Free Chlorine Powder Pillow to the sample cell.



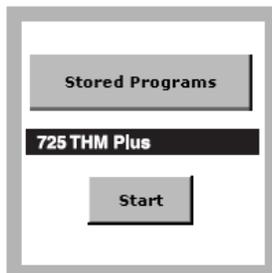
7. Swirl the sample cell for 20 seconds to mix.  
A pink color will develop if chlorine is present.  
Proceed to step 8 immediately.



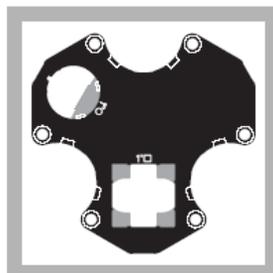
8. Within one minute of adding the reagent, insert the prepared sample into the cell holder with the fill line facing the user.  
Results are in mg/L Cl<sub>2</sub>.

## B.11 Trihalometanos

### Method 10132



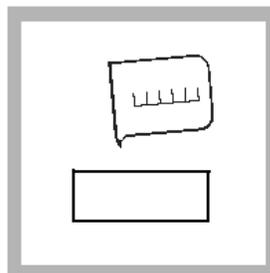
1. Select the test.



2. Insert the Multi-cell Adapter with the 1-inch square cell holder facing the user.



3. Prepare a hot water bath by adding 500 mL of water to an evaporating dish. Put the dish on a hot plate and turn the heater on high.



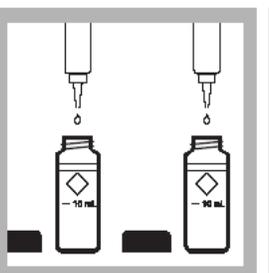
4. Prepare a cooling bath by adding 500 mL of cold (18–25 °C) tap water to a second evaporating dish. Maintain the temperature in this range.



5. **Prepared Sample:** Fill one round sample cell to the 10-mL mark with sample. Cap and label as “sample”.



6. **Blank Preparation:** Fill the second sample cell with deionized water. Cap and label as “blank”.

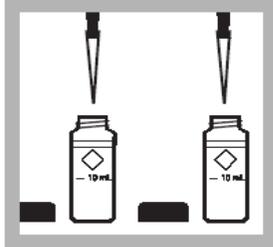


7. Add three drops of THM Plus Reagent 1 to each cell.

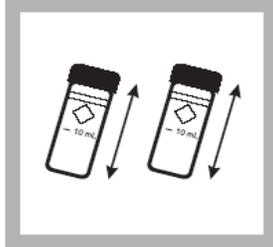


8. Cap tightly and mix gently by swirling each cell three times.

Vigorous shaking can cause loss of THMs into the sample cell headspace.



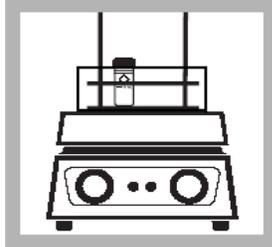
**9.** Use a TenSette® Pipet to add 3 mL of THM Plus Reagent 2 to each cell. Avoid excess agitation of the sample when dispensing the reagent. The reagent is viscous and a small amount may remain on the tip after dispensing. This will not affect the results.



**10.** Cap tightly and mix by shaking. Thorough mixing ensures that all of the THM goes into the liquid and does not accumulate in the air above the sample.



**11.** Place the sample cells in the cell holder assembly.



**12.** Place the assembly in the hot water bath when the water is boiling rapidly. Do not allow the water to rise above the white "diamond" near the top of the sample cells.



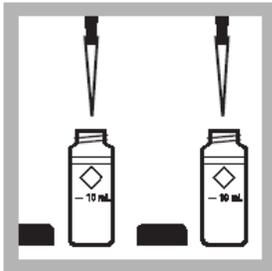
**13.** Press **TIMER>OK**. A five-minute reaction period will begin.



**14.** When the timer expires, remove the assembly and sample cells from the hot water bath. Place in the cooling bath.



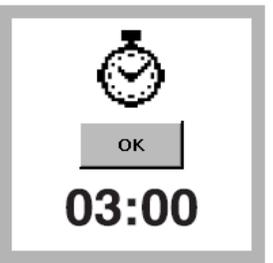
**15.** Press **TIMER>OK**. A three-minute cooling period will begin. When the timer expires, remove the cells from the cooling bath.



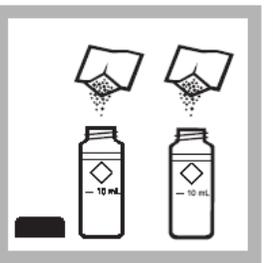
**16.** Use a TenSette Pipet to add 1 mL of THM Plus Reagent 3 to each cell. The sample and blank will become warm.



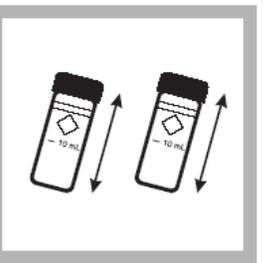
**17.** Replace the cooling water with fresh, cold tap water. Place the assembly that contains the sample and blank cells into the cooling bath.



**18.** Press **TIMER>OK**. A second three-minute cooling period will begin. After the timer expires, remove the cells from the cooling bath. The temperature of the sample should be 15–25 °C.



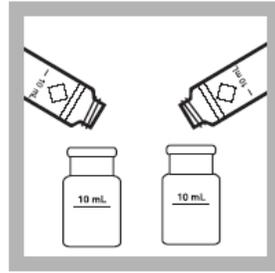
**19.** Add the contents of one THM Plus Reagent 4 Powder Pillow to the sample cell and one to the blank.



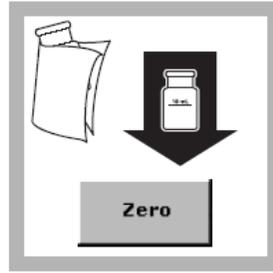
**20.** Cap each cell tightly and mix by shaking until all the powder dissolves. The powder dissolves slowly. Intermittent shaking during the first five minutes of the color development period will help dissolve the reagent powder.



**21.** Press **TIMER>OK**.  
A 15-minute development time will begin.



**22.** After the timer expires, pour the prepared sample and prepared blank into two square sample cells.

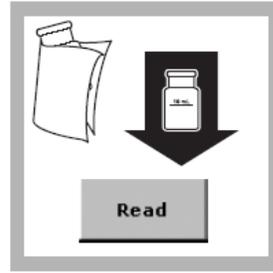


**23.** Insert the blank into the cell holder with the fill line facing the user. Close the cover.

Press **ZERO**.

The display will show:

0 ppb  $\text{CHCl}_3$



**24.** Insert the prepared sample into the cell holder with the fill line facing the user. Close the cover.

Press **READ**.

Results are in ppb chloroform.