

Universidad Nacional de Ingeniería

Facultad de Ingeniería Ambiental



TESIS

“Determinación de eficiencia de remoción de algas con microtamiz con diferentes productos químicos como pretratamiento en PTAP”

Para obtener el título profesional en Ingeniería Sanitaria.

Elaborado por:

Br. Victor Manuel Maldonado Barzola

 [0000-0003-3531-8636](https://orcid.org/0000-0003-3531-8636)

Asesor:

MSc. Fernando Javier Chávez Zegarra

 [0000-0002-2606-6556](https://orcid.org/0000-0002-2606-6556)

LIMA – PERÚ

2025

Citar/How to cite	Maldonado Barzola [1]
Referencia/Reference	V. Maldonado Barzola, " <i>Determinación de eficiencia de remoción de algas con microtamiz con diferentes productos químicos como pretratamiento en PTAP</i> " [Tesis de pregrado]. Lima (Perú): Universidad Nacional de Ingeniería, 2024.
Estilo/Style: IEEE (2020)	[1]

Citar/How to cite	(Maldonado, 2024)
Referencia/Reference	Maldonado, V. (2022). <i>Determinación de eficiencia de remoción de algas con microtamiz con diferentes productos químicos como pretratamiento en PTAP</i> . [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Ingeniería]. Repositorio institucional Cybertesis UNI.
Estilo/Style: APA (7ma ed.)	

Dedicatoria

Dedico este trabajo a mis padres porque gracias a ellos puede comenzar y culminar mis estudios en esta hermosa carrera, a mi hermana que me presionaba positivamente para terminar este trabajo, a amigos que me apoyaban y a Seda, mi mascota, por su compañía tranquilizadora en todas las amanecidas.

Agradecimientos

Un agradecimiento a todas aquellas personas que me guiaron y me aportaron los conocimientos necesarios para una mejor elaboración de este trabajo.

Resumen

La investigación tuvo por objetivo estudiar la remoción de algas del agua cruda de la PTAP Agua Fontaneil S.A.C.

Se ensayaron 5 secuencias (S) de pretratamiento utilizando un producto químico seguido de un microtamizado (T) de 20, 15, 10 y 5 μm de abertura. Para la cuantificación de algas se utilizó la técnica de conteo de fitoplancton y para la medición de microcistina-LR, el método de inmunoensayo.

Las secuencias ensayadas con sus respectivas máximas eficiencias fueron:

S1: Polímero/Microtamiz [T10: 79,58%; T20: 58,16%], S2: Sulfato de Cobre/Polímero/Microtamiz [T10: 98,47%; T20: 96,89%], S3: Cloro/Polímero/Microtamiz [T10: 85,66%; T20: 85,85%], S4: Cloro/Sulfato de Cobre/Polímero/Microtamiz [T10: 99,08%; T20: 97,33%], las cuales se ensayaron con microtamices de 10 y 20 μm por separado. S5: Cloro/Sulfato de Cobre/Polímero/Microtamiz [T20-5: 96,90%], ensayado con microtamices de 20, 15, 10 y 5 μm en serie.

Se obtuvo una mayor remoción de algas mediante la secuencia 4, respecto a las otras secuencias ensayadas.

Así mismo, se obtuvieron valores menores a 1 $\mu\text{g/L}$ en microcistina-LR.

Palabras clave — Remoción de algas, polímero, sulfato de cobre, cloro, microtamizado.

Abstract

The research was focus in study the algae removal from the raw water of the PTAP Agua Fontaneil S.A.C.

Five different pretreatment sequences (S) were tested using a chemical product followed by microstrainer (T) of 20, 15, 10 and 5 μm aperture. Phytoplankton counting technique was used to quantify algae and the immunoassay method was used to measure microcystin-LR. For a more detailed algae analysis, photographs were taken with a microscope.

The sequences tested with their respective maximum efficiencies were:

S1: Polymer/ Microstrainer [T10: 79.58%; T20: 58.16%], S2: Copper Sulfate/Polymer/Microstrainer [T10: 98.47%; T20: 96.89%], S3: Chlorine/Polymer/Microstrainer [T10: 85.66%; T20: 85.85%] and S4: Chlorine/Copper Sulfate/Polymer/Microstrainer [T10: 99.08%; T20: 97.33%], which were tested with 10 and 20 μm microstrainers separately. S5: Chlorine/Copper Sulfate/Polymer/Microstrainer [T20-5: 96.90%], tested with 20, 15, 10 and 5 μm microstrainers.

A greater algae removal was obtained by sequence 4, compared to the other sequences tested.

Likewise, values less than 1 $\mu\text{g/L}$ were obtained in microcystin-LR.

Keywords — Algae removal, polymer, copper sulfate, chlorine, microstrainer.

Tabla de Contenido

	Pág.
Resumen.....	v
Abstract.....	vi
Introducción.....	xiv
I. Parte introductoria del trabajo.....	1
A. Generalidades	1
1) Organismos de Vida Libre (OVL) y microcistina-LR.....	1
2) Normativas respecto a los Organismos de Vida Libre y microcistina-LR	1
B. Problema de investigación.....	2
C. Descripción del problema de investigación	2
D. Hipótesis	3
E. Objetivos del estudio	3
1) Objetivo general	3
2) Objetivos específicos.....	3
F. Antecedentes	4
G. Tecnologías de remoción de algas empleadas.....	5
II. Marco teórico y conceptual.....	6
A. Marco teórico.....	6
1) Algas y su tratabilidad	6
2) Microcistina y su relación con la remoción de algas	15
3) Olor, sabor y su relación con la remoción de algas.....	16
4) Microtamiz y su utilidad	18

B.	Marco conceptual	19
III.	Desarrollo del trabajo de investigación	21
A.	Escenario de la investigación	21
B.	Periodo de investigación.....	21
C.	Etapas Experimentales	21
1)	Pre – sedimentación o sedimentación simple	22
2)	Secuencia 1 - Remoción de algas por uso polímero catiónico + microtamiz 23	
3)	Secuencia 2 - Remoción de algas por uso sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz	23
4)	Secuencia 3 - Remoción de algas por uso de cloro + polímero catiónico+ microtamiz	24
5)	Secuencia 4 - Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz	25
6)	Secuencia 5 - Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 20 µm + microtamiz'	26
D.	Parámetros de análisis	27
1)	Turbiedad	27
2)	Concentración de Algas.....	27
3)	Identificación de Algas.....	28
4)	Concentración de Microcistina-LR	30
E.	Insumos e instrumentos de laboratorio	30
F.	Etapas de Gabinete.....	30
IV.	Análisis y discusión de resultados	32

A.	Características del sobrenadante (río Mala)	32
B.	Remoción de algas.....	34
1)	Secuencia 1: Remoción de algas por uso de polímero catiónico + microtamiz	34
2)	Secuencia 2: Remoción de algas por uso de sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz	36
3)	Secuencia 3: Remoción de algas por uso de cloro + polímero catiónico + microtamiz	39
4)	Secuencia 4: Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz	41
5)	Secuencia 5: Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 20 μm + microtamiz'	44
C.	Características de las algas en el agua filtrada.....	45
D.	Identificación de organismos	48
1)	Nitzschia - Alga	48
2)	Coelastrum - Alga.....	49
3)	Pediastrum - Alga	49
4)	Monactinus simplex – Alga	50
5)	Scenedesmus – Alga.....	50
6)	Staurastrum – Alga.....	51
7)	Trachelomonas – Alga.....	51
8)	Keratella - Protozario	52
9)	Vorticella - Protozario	52
E.	Remoción de microcistina-LR	53

F.	Recopilación de resultados.....	54
V.	Conclusiones.....	55
A.	Generales.....	55
B.	Remoción de algas.....	56
C.	Remoción de microcistina-LR.....	58
VI.	Recomendaciones.....	59
VII.	Referencias bibliográficas.....	60
Anexos		68

Lista de Tablas

Tabla I: Límites máximos permisibles de OVL y Microcistina según país.	1
Tabla II: Tecnologías empleadas para la remoción de algas.	5
Tabla III: Clasificación de algas según tamaño y microtamiz.	6
Tabla IV: Remoción de algas según concentración inicial de algas.	10
Tabla V: Clasificación de algas según forma.	11
Tabla VI: Remoción de algas por microtamizado según tipo de alga.	12
Tabla VII: Tipos de sabores producidos por algas.	17
Tabla VIII: Secuencias de Pretratamiento.	22
Tabla IX: Puntos y parámetros de análisis.	27
Tabla X: Organismos de Vida Libre del agua cruda-PTAP Agua Fontaneil SAC. .	28
Tabla XI: Remociones obtenidas en secuencia 1 y 4.	42
Tabla XII: Resultados de laboratorio: Concentración de microcistina-LR.	53
Tabla XIII: Resultados: Dosis óptimas y remoción de cada secuencia.	54
Tabla XIV: Lista de equipos, materiales y reactivos empleados.	8

Lista de Figuras

FIGURA I. Forma de Algas.....	13
FIGURA II. Concentración inicial de algas y turbiedad del agua.....	32
FIGURA III. Cámara Sedgewick Rafter – Agua Cruda.....	33
FIGURA IV. Resultados – Secuencia 1.	34
FIGURA V. Resultados – Secuencia 2.	36
FIGURA VI. Resultados – Secuencia 2'.	37
FIGURA VII. Resultados – Secuencia 3.	39
FIGURA VIII. Resultados – Secuencia 4.	41
FIGURA IX. Resultados – Secuencia 5.	44
FIGURA X. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 1.....	45
FIGURA XI. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 2.....	46
FIGURA XII. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 2'.....	47
FIGURA XIII. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 4.....	47
FIGURA XIV. Alga Género Nitzschia.....	48
FIGURA XV. Alga Género Coelastrum.....	49
FIGURA XVI. Alga Género Pediatrum.	49
FIGURA XVII. Alga Género Monactinus simplex.	50
FIGURA XVIII. Alga Género Scenedesmus.....	50
FIGURA XIX. Alga Género Staurastrum.....	51
FIGURA XX. Alga Género Trachelomonas.....	51
FIGURA XXI. Protozooario Género Keratella.	52
FIGURA XXII. Protozooario Género Vorticella.....	52
FIGURA XXIII. Productos químicos empleados.....	1
FIGURA XXIV. Equipo de microtamizado empleado.	1
FIGURA XXV. Filtración de muestra por microtamiz.	2
FIGURA XXVI. Filtración de muestra para posterior conteo de algas.	2
FIGURA XXVII. Fijación de muestra con Lugol.	3

FIGURA XXVIII. Microtamices 5,10 y 20 posterior a filtración.	3
FIGURA XXIX. Microscopio vertical (cámara incluida) y kit para conteo de algas.	4
FIGURA XXX. Observación de muestra por microscopio.	4
FIGURA XXXI. Cámara a monitor de microscópio.....	5
FIGURA XXXII. Cámara de Sedgewick-Rafter, gotero y dispositivo de filtración. ..	5
FIGURA XXXIII. Cámara de Sedgewick-Rafter.	6

Introducción

Las algas son un problema persistente en el tratamiento de agua, puesto que dificultan la obtención de una calidad adecuada para el consumo humano. Los problemas causados van desde operacionales (obstrucción de filtros), económicos (aumento en consumo de insumos), de calidad (liberación de compuestos de olor y sabor desagradables) y de salud (liberación de toxinas dañinas). Por lo tanto, su remoción es esencial.

Entre las operaciones unitarias empleadas para la remoción de algas se tiene a la coagulación, proceso mediante el cual se genera la aglomeración de partículas para facilitar su posterior sedimentación y filtración. Oxidación, proceso que provoca un daño en la pared del alga facilitando su aglomeración. Finalmente, el microtamizado, proceso de separación física que consiste en la filtración a través de una malla metálica.

En la presente investigación, se buscó determinar una secuencia de pretratamiento óptima para la mayor remoción de algas, lo que impactaría positivamente a los problemas causados por estas: carreras de filtración largas, reducción de costos operaciones y mejor calidad en el agua para consumo humano. De igual manera, la investigación aporta información importante para próximas aplicaciones de pretratamiento frente a la presencia de algas en las Plantas de Tratamiento de Agua Potable (PTAP's).

El contenido de la presente investigación es la siguiente:

El Capítulo I, desarrolla la parte introductoria y generalidades del trabajo. Además, formula y describe el problema de investigación. Finalmente, presenta los objetivos y antecedentes.

El Capítulo II, presenta el Marco Teórico y Conceptual. Se realiza el desarrollo de la información presentada en los antecedentes y se añade mayor información. Además, se presentan términos relacionados con la investigación acompañados de su respectiva definición.

El Capítulo III, expone el desarrollo de la investigación. Se desarrolla la metodología empleada en la investigación: la parte experimental y de gabinete. Finalmente, se hace mención de los parámetros monitoreados, equipos, instrumentos e insumos empleados.

El Capítulo IV, presenta el análisis y discusión de resultados. Estos se realizaron con base en los resultados obtenidos y la teoría revisada. Se presentan gráficos e imágenes que facilitan su comprensión.

Finalmente, se presentan las Conclusiones, Recomendaciones, Referencias bibliográficas y Anexos correspondientes.

I. Parte introductoria del trabajo

A. Generalidades

Las actividades antropogénicas, como la descarga directa de agua residual doméstica o industrial, son la principal fuente de contaminación de las aguas superficiales [1], [2]. Estas descargas pueden contener materia orgánica y nutrientes minerales como el nitrógeno y fósforo, que regulan el crecimiento y actividad de las algas, y provoca el aumento estas en el agua. Así mismo pueden contener metales y productos farmacéuticos [2].

1) Organismos de Vida Libre (OVL) y microcistina-LR

La presencia de algas y cianobacterias disminuye la calidad de las aguas superficiales empleadas como fuentes de producción de agua potable [2], [3]. Son especies que no sedimentan o eliminan fácilmente, provocando complicaciones en los procesos comunes de tratamiento de agua [4]. Además, muchas especies de cianobacterias producen cianotoxinas con afectaciones específicas en la salud humana. Por lo que algas y cianobacterias son consideradas como un problema ambiental, ecotoxicológico pero sobre todo sanitario [5].

2) Normativas respecto a los Organismos de Vida Libre y microcistina-LR

En el Perú, los organismos de vida libre y la microcistina-LR son parámetros regulados según el Reglamento de la Calidad del Agua para Consumo Humano.

Los límites máximos permisibles de los parámetros dependen de las normativas de calidad de agua potable de cada país. La concentración de organismos de vida libre (OVL) así como de la microcistina-LR según normas en países de Latinoamérica son:

TABLA I

Límites máximos permisibles de OVL y Microcistina según país.

País	OVL	Microcistina (µg/L)	Referencia
OMS	-	Valor Referencial Provisional: 1 µg/L Total (la libre más la intracelular)	Guías de la Organización Mundial de la Salud. 4ta edición. 2011.
Perú	0 Org/L	1	Reglamento de la Calidad del Agua para Consumo Humano

País	OVL	Microcistina (µg/L)	Referencia
Argentina	0 Org/L	1	Normas de Calidad de Agua y Efluentes. Resolución N° 35/96
			Normas Provinciales de Calidad y Control de agua para Bebida. Resolución de Di.P.A.S.608 / 93
			Reglamento de Calidad del agua Potable. Resolución Ente Regulador. 907/12
Brasil	-	1	Ministerio de Salud Portaria MS N° 518 / 2004
Ecuador	-	1	Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 1108
Uruguay	0 Org/L	1	Normas Técnicas Agua Potable – Requisitos. Instituto Uruguayo de Normas Técnicas. UNIT
			833:2008.

Fuente: Elaboración a partir de [6], [7], [8], [9], [10], [11], [12], [13]

Nota: “-“ : No se hace mención en la norma

Se puede observar que algunos países no exigen 0 Org/L de OVL en el efluente de la PTAP, mientras que otros no lo mencionan.

B. Problema de investigación

¿La aplicación de productos químicos en conjunto con el microtamiz será lo más adecuado para alcanzar una mayor eficiencia en remoción de algas?

C. Descripción del problema de investigación

La determinación de la secuencia óptima de aplicación de productos químicos para la remoción de algas depende de los parámetros de calidad del agua y de los procesos u operaciones unitarias involucradas en la PTAP. Es de suma importancia conocer esta secuencia, puesto que la presencia de las algas es un problema muy frecuente que afecta la calidad obtenida por una PTAP.

El olor y sabor a tierra y moho, son uno de los problemas, estos pueden provocar un rechazo en el consumo de agua. De igual manera, obstrucción de filtros, aumento de

consumo de productos y la liberación de toxinas (por cianobacterias), las cuales son un riesgo para la salud.

Dado esto, su relevancia se extiende desde el ámbito social, operacional, económico hasta el de salud. Optimizar la remoción de algas reduciría el rechazo de los consumidores, el porcentaje de pérdida de agua y los costos operacionales en una planta. Además, eliminaría o minimizaría la presencia de cianotoxinas.

Así mismo, esta investigación aportará información importante para próximas aplicaciones en PTAP's que tengan problemas de calidad en el agua tratada por la presencia de algas y no cuentan con el pretratamiento adecuado para mejorar la eficiencia de su remoción.

D. Hipótesis

Se tendrá una mayor remoción de algas mediante la aplicación de sulfato de cobre, cloro, polímero catiónico y el empleo de dos microtamices en serie.

E. Objetivos del estudio

1) Objetivo general

- Determinar que productos químicos y secuencia tiene mayor eficiencia en remoción de algas por microtamizado como pretratamiento en plantas de tratamiento de agua del tipo convencional.

2) Objetivos específicos

- Determinar la máxima eficiencia de remoción de algas con aplicación de polímero previo al microtamizado.
- Determinar la máxima eficiencia de remoción de algas con aplicación de sulfato de cobre y polímero previo al microtamizado.
- Determinar la máxima eficiencia de remoción de algas con aplicación de cloro y polímero previo al microtamizado.
- Determinar la máxima eficiencia de remoción de algas con aplicación de sulfato de cobre, cloro y polímero previo al microtamizado.
- Determinar las dosis óptimas de cada producto químico empleado.

- Analizar el efecto del producto o proceso en la remoción de algas.
- Analizar el efecto de las secuencias en la concentración de microcistina-LR.

F. Antecedentes

Las algas pueden generar problemas en la calidad del agua tratada, al afectar la operación de los procesos de tratamiento en una PTAP [14]. Los problemas de la calidad de agua están referidos a: la presencia de olor, sabor y cianotoxinas. También afectan la operatividad de las PTAP's: disminución de las carreras de filtración, mayor consumo de productos químicos (tales como: sulfato de aluminio, sulfato de cobre, cloro, etc.), mayores costos de O&M, etc. [15], [16].

Existen diferentes alternativas para la remoción de algas, desde métodos químicos hasta físicos. Sin embargo, el microtamizado ha demostrado ser una metodología adecuada y económica, que ha logrado remover entre un 20-80% [16], [17], [18]. El máximo porcentaje se logra siempre y cuando se tengan en cuenta los parámetros influyentes.

Una adecuada selección de abertura de microtamiz según el tamaño del alga ha demostrado aumentar la remoción considerablemente [19], [20]. Además, la precloración mejora las fuerzas atractivas entre el alga y el flóculo, mediante la alteración de la carga eléctrica del alga. Además, reduce la movilidad de algunas algas, evitando que estas escapen de los flóculos ya formados [17]. Debido a esto, la precloración previa a la aplicación de polímero aumenta la eficiencia de remoción de algas [17], [21], [22], [23], [24], [25]. La propia especie del alga también tiene gran influencia en la remoción [17], [18]. Por ejemplo, la *Cyclotella* tiene mayor porcentaje de remoción a mayores dosis de coagulante aplicado, mientras que la *Oscillatoria* no tiene un porcentaje de remoción mayor a pesar de aumentar la dosificación [17].

De igual manera, tiene parámetros menos influyentes. En caso del polímero, se observaron dos casos. Dosificarlo en conjunto con un coagulante puede aumentar como no en gran medida la remoción de algas [16], [21], [22]. Así mismo, aumentar la dosis de cloro para un mayor cloro residual no afecta la remoción de algas [17].

Varias combinaciones han sido ensayadas en busca de remover la mayor cantidad de algas. Desde solo microtamizado hasta solo el empleo de productos químicos (cloro, sulfato de cobre, permanganato de potasio) con o sin una posterior filtración, obteniéndose remociones entre 40 – 99,9999% [18], [23], [24].

G. Tecnologías de remoción de algas empleadas

Se tiene información de diferentes tecnologías utilizadas para la remoción de algas.

TABLA II

Tecnologías empleadas para la remoción de algas.

Ítem	Líneas de tratamiento	Remoción (%)
1	Microtamizado	40-70
2	Cloro + Sulfato de Aluminio	87,9
3	Coagulante + Polímero	97,4
4	Sulfato de Cobre + Sulfato de Aluminio	97,7
5	Sulfato de Cobre + Cloro + Sulfato de Aluminio	98,1
6	Cloro + Coagulante + Polímero	98,8
7	Coagulación + Filtración	95-99
8	Cloro + Coagulación + Filtración	97-99,9
9	Coagulación + Filtración + O ₃ + CAG	99,9-99,99
10	Ultrafiltración	>99,9999

Fuente: Elaboración a partir de [18], [23], [24].

De lo presentado se observa que el empleo de químicos como cloro, sulfato de cobre y polímero catiónico previo a un microtamiz para la remoción de algas, no ha sido estudiando aún.

II. Marco teórico y conceptual

A. Marco teórico

1) Algas y su tratabilidad

Las algas son un problema en las PTAP's puesto que generan dificultades en la operatividad de los procesos (filtros), costos operacionales (aumento de dosis de productos químicos, como: sulfato de aluminio, sulfato de cobre, cloro, entre otros.) y en la calidad del agua tratada (olor y sabor desagradable). Es por este motivo que para optimizar su remoción se deben tomar en consideración varios aspectos.

Para la selección de un tratamiento óptimo que permita su remoción se debe de tener en cuenta: tamaño, concentración, forma, superficie, actividad, especie y diversidad del alga [17], [18], [23], [26]. Cada parámetro se vuelve más influyente que el otro según la operación unitaria a realizar.

En el caso de buscar remover las algas por microtamizado, el tamaño del alga es el factor principal más influyente [18]. Varias investigaciones han reportado diversos porcentajes de remoción, tanto altos como muy bajos [17]. En donde se concluyó que el microtamiz solo removerá algas más grandes o lo suficientemente grandes para aglomerarse y quedar retenidas en las mallas [16], [19].

Los aspectos mencionados a continuación se refieren al alga y sus características, las cuales pueden ser tanto beneficiosas como perjudiciales para el proceso de remoción. La siguiente tabla presenta algas de diferentes fuentes, así como sus dimensiones. Adicionalmente, según sus dimensiones se indica si estas pueden atravesar microtamices de 5, 10, 15 y 20 μm .

TABLA III

Clasificación de algas según tamaño y microtamiz.

Fuente	Alga	Tamaño (mm)	Removible por microtamiz			
			5 μm	10 μm	15 μm	20 μm
	<i>Westella</i>	Cel: 4-10 μm	Si	No	No	No

Fuente	Alga	Tamaño (mm)	Removable por microtamiz			
			5 µm	10 µm	15 µm	20 µm
Laguna Piuray (Cusco)	<i>Lagerheimia</i>	Cel: 4-12 µm	Si	Si	No	No
	<i>Chlorella</i>	L:5-10 µm	Si	No	No	No
	<i>Oocystis</i>	L:10-25 µm	Si	Si	No	No
	<i>Scenedesmus</i>	L: 7-28 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Synedra</i>	L:10-500 µm A:2-10 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Navicula</i>	L:20-60 µm A:5-20 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Golenkinia</i>	L:25-50 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Oscillatoria</i>	L:2-20 µm A:2-68 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Tribonema</i>	L:5-100 µm A:3-15 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Cocconeis</i>	L:25-130 µm A:6-18 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Amphora</i>	L:20-140 µm A:20-65 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Cyanobacterias</i> <i>Phormidium sp</i>	L:2-8 µm A:3-12 µm	Si	Si	No	No
Río Chira (Piura)	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Achnantheidium</i>	L:8-30 µm A:5-9 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Chlorophytas</i> <i>Oocystis</i>	L:10-25 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Chlorophytas</i> <i>Scenedesmus</i>	L: 7-28 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Gomphonema</i>	L:20-70 µm A:5-15 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Navicula sp</i>	L:20-60 µm A:5-20 µm	Si	Si	Si	Si

Fuente	Alga	Tamaño (mm)	Removable por microtamiz			
			5 µm	10 µm	15 µm	20 µm
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Melosira</i>	L:10-40 µm A:5-35 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Cyanobacterias</i> <i>Oscillatoria</i>	L:2-20 µm A:2-68 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Surirella</i>	L:15-70 µm A:30-80 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Chlorophytas</i> <i>Oedogonium</i>	A:8-50 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Cyclotella</i>	L:10-50 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Euglenophyta</i> <i>Trachelomona sp</i>	L:20-65 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Pyrrophyta</i> <i>Peridinium sp</i>	L:48 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Euglenophyta</i> <i>Euglena viridis</i>	L:40-65 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Nitzschia</i>	L:10-180 µm A:2-10 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Cocconeis</i>	L:25-130 µm A:6-18 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Cymbella</i>	L:20-150 µm A:5-30 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Bacilliarophyta</i> <i>Synedra ulna</i>	L:10-500 µm A:2-10 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Chlorophytas</i> <i>Pediastrum</i>	Cel: 10-80 µm Col: 30-400 µm	Si	Si	Si	Si
Río Rímac (Lima)	<i>Amphora sp.</i>	L:20-140 µm A:20-65 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Cymbella</i>	L:20-150 µm A:5-30 µm	Si	Si	Si	Si

Fuente	Alga	Tamaño (mm)	Removible por microtamiz			
			5 µm	10 µm	15 µm	20 µm
	<i>Diatoma vulgare</i>	L:30-60 µm A:10-13 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Encyonema sp.</i>	L:9-80 µm A:3-27 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Gomphonema sp.</i>	L:20-70 µm A:5-15 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Hannaea arcus</i>	L:15-80 µm A:4-7 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Meridium sp</i>	L:10-100 µm A:3-8 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Navicula ch</i>	L:20-60 µm A:5-20 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Nitzschia sp.</i>	L:10-180 µm A:2-10 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Synedra ulna</i>	L:10-500 µm A:2-10 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Ankistrodesmus</i>	L:20-100 µm A:1-7 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Closterium</i>	L:72-1700 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Scenedesmus</i>	L: 7-28 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Stigeoclonium</i>	Cel: 8-22 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Oscillatoria</i>	L:2-20 µm A:2-68 µm	Si	Si	Si	Si
	<i>Planktolynbya</i>	Col: 0.7-1.3 µm 600 µm	Si	Si	Si	Si

Fuente: Adaptado de [27].

Nota: A: Ancho

L: Largo

Cel: Tamaño de célula

Col: Tamaño de colonia

Las microalgas en caso de emplear un coagulante o polímero provocan un mayor consumo de coagulante y compiten por la adsorción del subproducto con algas de mayor tamaño. Por lo tanto, en un tratamiento convencional con coagulación, mientras más pequeñas sean las algas más difíciles será su remoción y mayor dosis de producto químico será demandado [26].

La concentración de algas inicial también influye su eficiencia de remoción. Por ejemplo, en el microtamizado, el porcentaje de remoción de plancton y cianobacterias aumenta a medida que la concentración inicial de algas incrementa [28].

La siguiente tabla presenta los resultados de Czyżewska et al. [28] sobre la remoción de algas utilizando microtamiz. Se observa que la remoción se incrementa a medida que la concentración inicial de algas aumenta.

TABLA IV
Remoción de algas según concentración inicial de algas.

Microrganismos	Rango de concentración algas [10^3 org.dm⁻³]	Remoción de algas (%)
Plancton	> 100	65,1
	50 – 100	53,7
	10 – 50	53,7
	< 10	50,2
Cianobacteria	> 100	65,9
	50 – 100	58,6
	10 – 50	49,7
	< 10	48,6

Nota: Adaptado de [28].

Asimismo, mientras más alta sea la concentración de algas en el afluente, más difícil será removerla mediante el tratamiento convencional [26].

La forma y superficie del alga también influye en la remoción de algas. Las algas de forma elipsoidal o baciliforme tienen una mayor curvatura en su superficie, provocando que los productos hidrolizados del coagulante resbalen y suelten la superficie celular del alga.

Aquellas con forma de hilo, barra o pieza tienen una menor velocidad de sedimentación provocando una menor eficiencia de remoción. Así mismo, algunas poseen cuernos que provocan una mayor distancia entre ellas, dificultando su aglomeración y reduciendo la eficiencia de remoción [26].

TABLA V

Clasificación de algas según forma.

Características	Alga
Elipsoidal	<i>Oocystis parva</i>
	<i>Oocystis Borgei</i>
Baciliformes	<i>Rhabdoderma falcatus</i> Var.
	<i>Ankistrodesmus falcatus</i> Var. <i>spirilliformis</i>
Redondas	<i>Chlorella</i>
	<i>Cyclotella comta</i>
	<i>Cyclotella kutzingiana</i>
Filamentosa	<i>Anabaena constricta</i>
	<i>Anabaena augstumalis</i>
	<i>Oscillatoria princeps</i>
	<i>Oscillatoria geminata</i>
Barras	<i>Fragilaria crotonensis</i>
	<i>Fragilaria capucina</i>
	<i>Synedra capitata</i>
	<i>Synedra ulna</i>
Estrelladas	<i>Pediastrum boryanum</i>
	<i>Pediastrum angulosum</i>

Fuente: Adaptado de [27].

La actividad de las algas también es un factor para tomar en cuenta. Las algas con movilidad pueden escapar de los flocs y moverse a través de la malla del microtamiz o medio filtrante, provocando una disminución de la eficiencia de remoción [17], [26]. Las algas con mayor grado de madurez poseen una movilidad y actividad menor, lo que en teoría aumenta

la eficiencia de remoción de algas. Mientras que, algas en fase de crecimiento son más fuertes y activas, lo que reduce su remoción [26].

La especie de las algas también es un punto a tomar en consideración, puesto que las características del alga varían según la especie. Por ejemplo, la *Oscillatoria* es capaz de moverse, mientras que, la *Synechococcus* no. La *Cyclotella* tiene paredes celulares más resistentes a la oxidación que *Scenedesmus*. Las *Rhabdoderma lineare* y *Ankistrodesmus falcatus* Var. -*spirilliformis* tiene más área superficial vertical y menor tasa de sedimentación [17], [26], [29].

TABLA VI

Remoción de algas por microtamizado según tipo de alga.

Nombre o denominación	Clasificación (tipo) según estructura	Remoción de algas (%)	Características	Tamaño celular de las algas
Diatomáceas (promedio de reducción entre 40 y 80%)				
<i>Cyclotella</i>	Unicelular	10-70	Forma de tambor	10-50 μm
<i>Stephanodiscus</i>	Unicelular	10-60	Solitarias y aplanadas	8-70 μm
<i>Melosira</i>	Filamentosa	80-90	Cadenas de células largas cilíndricas	L:10-40 μm A:5-35 μm
<i>Synedra</i>	Unicelular	40-90	Valvas afinadas y largas	L:10-500 μm A:2-10 μm
<i>Asterionella</i>	Colonial	75-100	Colonias estrelladas formadas por 8 células	L:40-130 μm A:2 μm
<i>Fragilaria</i>	Filamentosa	85-100	Valvas solitarias o formando cintas cerradas	L:7-150 μm A:2-12 μm
Chlorophytas (promedio de reducción entre 50 y 60%)				
<i>Chlorella</i>	Unicelular	10-50	Células redondas	5-10 μm
<i>Scenedesmus</i>	Cenobia	15-60	Colonias alargadas de 2 a 12 células	L: 7-28 μm
<i>Pediastrum</i>	Cenobia	80-95	Colonias redondas o estrelladas	Cel: 10-80 μm Col: 30-400 μm
Cyanophytas (promedio de reducción entre 45 y 75%)				

Nombre o denominación	Clasificación (tipo) según estructura	Remoción de algas (%)	Características	Tamaño celular de las algas
Diatomáceas (promedio de reducción entre 40 y 80%)				
<i>Oscillatoria</i>	Filamentosa	40-50	Cadenas de células libres y/o móviles	L:2-20 μm A:2-68 μm
<i>Anabaena</i>	Filamentosa	50-70	Cadenas de células rectas o enrolladas	L:4-15 μm A:3-10 μm

Nota: Adaptado de [19], [27].

A: Ancho

L: Largo

Cel: Tamaño de célula

Col: Tamaño de colonia

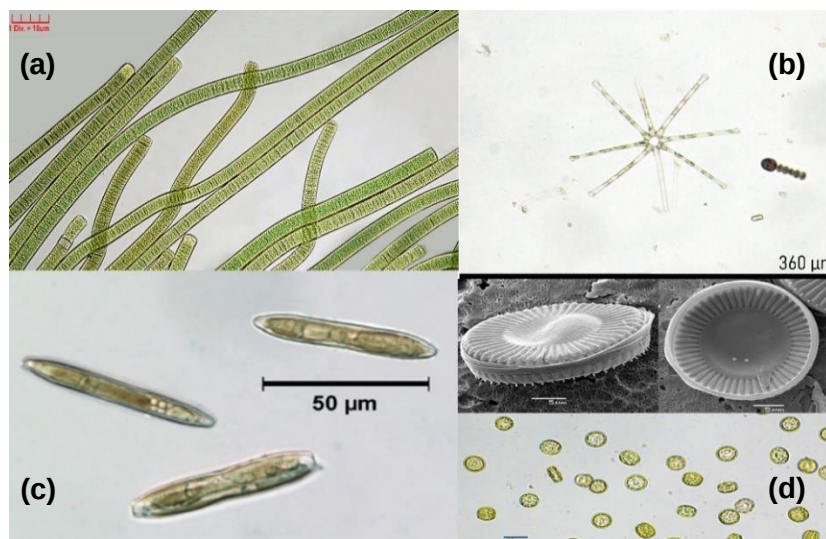


FIGURA I. Forma de Algas.

Nota: (a) *Oscillatoria limosa*, colonia en forma de cadena; (b) *Asterionella formosa*, forma estrellada; (c) *Synedra balthica*, forma valva alargada; (d) *Cyclotella meneghiniana*, forma tambor.

Por último, la diversidad de algas. En una población variada tanto en especie como en tamaño de algas, los organismos largos ayudan a retener a los pequeños en el proceso de filtrado [17].

Remoción de algas

El porcentaje de remoción de algas se ve influenciada también por los productos químicos aplicados. La aplicación de coagulante es una forma de mejorar la remoción de algas, después de todo estas se comportan como partículas en suspensión.

Al igual que cualquier tratamiento con dosificación de coagulante, se deben de realizar pruebas de jarras para obtener la dosis óptima y así conseguir la máxima remoción [18]. Sin embargo, incrementar la dosis de coagulante no siempre mostrará un mejoramiento en la remoción de algas [17]. Depende de la especie del alga y calidad del agua, pero algunas investigaciones indican que los flocs obtenidos por coagulante a base de aluminio o fierro son más densos y compactos que los obtenidos con PAC (Policloruro de Aluminio) [21]. Sin embargo, los flóculos de aluminio se comportan más como líquidos que sólidos por lo que pasan a través del microtamiz [16]. Se puede esperar el mismo comportamiento con el polímero. Así mismo, se puede emplear un polímero en conjunto con coagulante para buscar mejorar la fuerza y la tasa de sedimentación de los flocs, aumentando la capacidad de retener algas [16], [21], [22].

La preoxidación con cloro, ozono o permanganato de potasio y la aplicación de sulfato de cobre también son una opción viable para mejorar el porcentaje de remoción, puesto que alteran la superficie y carga del alga fomentando la adhesión de los compuestos hidrolizados a la superficie del alga, generando tasas mayores de remoción por coagulación [17], [24]. Además, el sulfato de cobre trabaja como un alguicida. Al aplicar cloro u ozono, se altera la pared celular del alga, se reduce su movilidad y posibilidad que escapen [17], [29]. Con bajas dosis (1 mg/L) de cloro u ozono se logra una alteración de la pared del alga con baja lisis [29]. Además, se reduce el tamaño de las algas [29]. Aplicar sulfato de cobre (CuSO_4) o permanganato de potasio (KMnO_4) junto a cloro como preoxidación mejora la remoción de algas con sulfato de aluminio [21], [23], [25]. Así mismo, el permanganato de potasio mejora la coagulación potenciando el mecanismo de absorción y puente [21]. Sin embargo, no hay que olvidar que el mejoramiento de la coagulación o turbiedad de agua decantada por preoxidación depende de la especie, superficie del alga y de los productos

químicos aplicados, no todos actúan de igual manera en diferentes calidades de agua [21], [22], [29].

El tiempo de retención de preoxidación también influye en la remoción de algas. Algunas investigaciones indicaron que la remoción mediante la aplicación de permanganato de potasio junto a Policloruro de Aluminio aumentaba a medida que se incrementaba el tiempo de retención hidráulico. Sin embargo, realizar la misma operación con coagulante a base de aluminio o fierro en conjunto al permanganato de potasio, no genera ninguna variación en la eficiencia de remoción [21].

Estas serían algunas de las consideraciones que se pueden tomar en cuenta para optimizar los procesos unitarios de una planta de tratamiento convencional y así aumentar la remoción de las algas [30]. Se tiene antecedentes que este tipo de plantas son aptas para remover de manera efectiva las algas [20].

2) *Microcistina y su relación con la remoción de algas*

Aunque se ha mostrado anteriormente que la desinfección y oxidación mejora la remoción de algas, esta puede causar problemas muy aparte de la formación de trihalometanos [15]. Más aún si no hay un tratamiento de pulido con carbón activado [18].

La mayoría de los procesos oxidativos (cloro, ozono, entre otros) así como el sulfato de cobre pueden provocar lisis, rotura de la membrana celular del alga. Esto provoca, según la especie del alga, la liberación de subproductos tóxicos, sabor y olor que comprometen la calidad del agua tratada [15], [18], [20]. Por ejemplo, la *Cyclotella* es más resistente al daño por oxidación que la *Scenedesmus* [29]. Según la investigación de Plummer et al. [29], a dosis de 3 mg/L de cloro u ozono, se puede observar lisis.

Como en los coagulantes, los oxidantes no actúan de igual manera frente a las algas. En el caso del ozono, no se ha encontrado un aumento en la toxicidad del agua a pesar del daño celular en las algas y posterior liberación de toxinas. Se sugiere que se debe a que las toxinas son oxidadas inmediatamente por el ozono debido a la eficiencia del oxidante. Por el contrario, no se observa el mismo comportamiento por parte del cloro. Es por esto que es preferible emplear el ozono en lugar del cloro como pretratamiento [18]. Sin embargo, se

observó una efectividad en la cloración a dosis que producen un residual de 0,5 a 1 mg/L en un tiempo de contacto de 1 hora [18].

Como se mencionó con anterioridad, el empleo de carbón activado es una opción viable para el control y remoción de cianotoxinas, sobre todo en casos extremos donde existen alta concentración de algas [15], [31]. Existen dos presentaciones de este: Granular y en polvo. El Carbón Activado Granular (CAG) es empleado como medio filtrante y Carbón Activado en Polvo (CAP) es dosificado en la mezcla rápida [15], [18]. Adicionalmente, se puede emplear el CAG en la mezcla rápida, pero este debe ser recolectado en unidades posteriores. Se ha obtenido una remoción de microcistina de hasta 99% con CAP cuando esta es dosificada en la mezcla rápida junto al coagulante. Mientras que con CAG, como medio filtrante, se ha obtenido una remoción entre 90-100% con un tiempo de contacto de 10 minutos [18].

En cuanto al tratamiento convencional, es importante dejar en claro que es ineficiente para remover toxinas. Investigaciones reportan remociones de microcistina entre 21-31% durante la coagulación y decantación [18], [20]. Mientras que otras reportan una remoción de 11-32% a la salida de la planta [32], [33]. Los procesos unitarios como coagulación y filtración no provocan un aumento o liberación de toxinas en el agua. Esto se debe a que los productos químicos, como Sulfato de aluminio o Cloruro férrico, o el medio filtrante no provocan lisis [18], [24], [34].

3) Olor, sabor y su relación con la remoción de algas

Los problemas de sabor y olor en el agua son resultantes de la liberación o reacción de subproductos metabólicos de las algas, entre otros. Por ejemplo: pigmentos fotosintéticos totales (TTP), compuestos fenólicos, 2- metilisoborneol (2-MIB) y Geosmina [15], [18].

Estos productos son liberados por la lisis celular de las algas, fenómeno que puede ser provocado mediante oxidación [18]. Se puede observar en la **Tabla VII** algunas de estas. Además, pueden reaccionar, como los compuestos fenólicos con el cloro, formando subproductos que generan un sabor cloro fenólico desagradable [18]. Es por esto que, removiendo las algas antes que se produzca lisis de células se puede evitar la liberación de

más productos metabólicos en el agua. Optimizando los procesos de coagulación y sedimentación, se puede remover un mayor porcentaje de algas, evitando la liberación de estos productos en el agua [30]. En caso los productos sean liberados, estos pueden ser eliminados empleado procesos adicionales. La oxidación avanzada con ozono es altamente efectiva rompiendo geosmina y 2-MIB. Así mismo, con procesos de filtrado con arena o CAG se puede remover el carbono orgánico asimilable estabilizando el agua tratada. De igual manera la adsorción mediante CAP es muy efectiva. Más aún, los organismos retenidos en el medio filtrante pueden romper la geosmina y 2-MIB restante [18]. Este mecanismo es más visible en filtros lentos, sin embargo, ocurren en filtros rápidos a menor proporción.

TABLA VII

Tipos de sabores producidos por algas.

Descripción del sabor	Compuesto	Origen
Pescado Podrido	Trimetilamina	Bloom de algas bajo hielo
Moho	MIB	<i>Cianobacterias béticas</i>
		<i>Oscillatoria limnetia</i>
		<i>Phormidium autumnale</i>
		<i>Phormidium tenue</i>
Desagradable indefinido, distinto de moho	Piracinas	Posiblemente <i>Phormidium</i> <i>Oscillatoria</i>
Tierra/moho	Goesmina	<i>Anabaena</i>
		<i>Oscillatoria</i>
	MIB	<i>Phormidium</i>
		<i>Microcistis</i>
Pescado	Varios aldehídos y dialdehidos	<i>Diatomeas</i>
		<i>Chrysophyte Dinobryon sp.</i>
		<i>Chrysophyte Uroglena</i>
Hierba, heno, madera	Cis-3-hexen-1-ol cis-3-hexil-acetato	<i>Microcistis</i>

Descripción del sabor	Compuesto	Origen
	beta-ciclocitral	
Varios	MIB, ciclocitral y β -ionona	<i>Oscillatoria</i> <i>Microcistis</i>

Fuente: Adaptado de [30], [35], [36], [37], [38]

4) Microtamiz y su utilidad

El microtamizado es usualmente empleado como parte del pretratamiento. Es eficiente no solo por sus aberturas extremadamente pequeñas, sino también por el gran porcentaje de área abierta que permite el paso de grandes cantidades de agua [16]. La OMS determinó que usar microtamices beneficia la remoción de algas y protozoarios. En cuanto bacterias y virus, esta no es tan significativa [18].

El microtamiz no removerá color ni material coloidal y poca turbiedad a menos que se aglomere con partículas como las algas. La eficiencia de remoción de algas es muy variada, desde 30% hasta 80% (**Tabla XI**). Uno de los factores más influyentes son el tamaño y la forma del alga, tal como se ve en la **Tabla XI** [17], [18]. Además, el uso de productos químicos junto al microtamiz puede mejorar su eficiencia de remoción [16], [17], [18], [28].

B. Marco conceptual

Algas: Plantas de organización sencilla; comprende formas unicelulares, coloniales y también numerosas especies pluricelulares [27].

Cianobacterias: Son un grupo de algas con características de algas y bacterias. Por su coloración, dada por los pigmentos que posee, comúnmente se las conoce como algas verde-azules. Algunos de sus representantes suelen liberar compuestos volátiles de fuerte olor y toxinas [39], [40].

Cianotoxinas: Toxinas producidas por algunas especies de cianobacterias. Se clasifican en: dermatotoxinas, hepatotoxinas y/o neurotoxinas.

Coagulante: Producto químico empleado para la desestabilización, aglomeración y decantación de coloides [41].

Coagulación: Se trata de un proceso que se enfoca en la aglomeración de partículas para la formación de flóculos pesados que decanten y así removerlos físicamente.

Lisis celular: Proceso en el que el límite exterior o la membrana celular se rompe o destruye para liberar materiales intercelulares como ADN, ARN, proteínas u orgánulos de una célula [42].

Mecanismos de coagulación: Procesos por los cuales se puede dar la coagulación de los coloides. Entre estos está: Compresión de capa difusa, absorción, neutralización, barrido y formación de puente [41].

Microtamizado: Equipo que consta de un tambor giratorio recubierto por una tela coladora, de acero inoxidable o poliéster. El tambor parcialmente sumergido gira lentamente en una cubeta de partículas de algas suspendidas [16].

Procesos y operaciones unitarias: Proceso u operación química, física o biológica mediante la cual las sustancias objetables que tiene el agua son removidas o transformadas [41].

Prueba de jarras: Agitador múltiple de velocidad variable que puede crear turbulencia simultáneamente en 6 vasos de precipitado. En este se trata de reproducir las

condiciones en las cuales se produce la floculación y decantación en una planta de tratamiento [43].

Tratamiento convencional: Tecnología de tratamiento de alta tasa conformado por procesos: mezcla rápida, floculador, decantador, filtros y cámara de contacto [41].

III. Desarrollo del trabajo de investigación

A. Escenario de la investigación

Para esta investigación se empleó una muestra del río Mala. Específicamente de los presedimentadores de la PTAP perteneciente a la empresa Agua Fontaneil SAC.

Así mismo, la investigación se desarrolló en un laboratorio particular de la empresa Ingeniería Sanitaria S.A.C con los materiales y equipamiento necesario para realizar los ensayos.

B. Periodo de investigación

La investigación se realizó en dos etapas: Experimental y de Gabinete. La etapa experimental se realizó de Julio a Septiembre del 2024 y la etapa de gabinete de Septiembre a Octubre del 2024.

C. Etapa Experimental

Se realizaron experimentos batch mediante 5 secuencias o combinaciones de tratamiento utilizando un equipo de pruebas de jarras, productos químicos y microtamices. Los productos químicos empleados fueron: cloro, sulfato de cobre y polímero catiónico. Asimismo, los microtamices empleados fueron de 20, 15, 10 y 5 μm de abertura.

La secuencia 1 permitió calcular la dosis óptima de polímero catiónico. La secuencia 2, la dosis óptima de sulfato de cobre. La secuencia 3, la dosis óptima de cloro. La secuencia 4, la dosis óptima de polímero catiónico nuevamente. Finalmente, la secuencia 5, los microtamices óptimos. Cada secuencia se ensayó hasta visualizar una tendencia lineal o parabólica en las remociones de algas.

A continuación, se presenta la **Tabla VIII** con las diferentes secuencias de pretratamiento ensayadas.

TABLA VIII

Secuencias de Pretratamiento.

Secuencia	Código	Sedimentación Simple	Cloro	Sulfato de Cobre	Polímero catiónico	Microtamiz
1	S1_T10	X	Cc	Cc	X	X
	S1_T20					
2	S2_T10	X	Cc	X	X	X
	S2_T20					
3	S3_T10	X	X	Cc	X	X
	S3_T20					
4	S4_T10	X	X	X	X	X
	S4_T20					
5	S5	X	X	X	X	X*

Leyenda:

(X*) Se utilizó dos tamices en serie

(Cc) No se empleó el producto químico

1) Pre – sedimentación o sedimentación simple

La muestra de agua cruda recolectada pasó por un proceso de sedimentación. De esta forma, se asemeja a cualquier proceso de sedimentación o pre - sedimentación presente en una planta de tratamiento.

El proceso de sedimentación simple se llevó a cabo en todas las secuencias. Los pasos fueron los siguientes:

1. Se vertió la muestra homogénea de agua cruda en un recipiente de 120 L.
2. Sedimentó por una 1 h.
3. Se recolectó el sobrenadante para la realización de las secuencias.
4. Previo a la realización de cada secuencia, se realizó el conteo de algas al sobrenadante recolectado. Se siguieron los pasos mencionados en la sección

D. 3).

Para los posteriores procesos (secuencias), se empleó el sobrenadante del recipiente (agua pre - sedimentada).

2) Secuencia 1 - Remoción de algas por uso polímero catiónico + microtamiz

En esta secuencia se determinó la dosis óptima de polímero catiónico. Conjuntamente se empleó un microtamiz posterior a la aplicación del producto químico.

Para llevarlo a cabo, se siguieron los siguientes pasos:

1. Se vertió 1 litro de sobrenadante proveniente de la sedimentación anterior en una Jarra Pyrex.
2. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s).
3. Se preparó una dosis de polímero catiónico (0,25 - 0,5 - 0,75 - 1,0 mg/L) y se aplicó la dosis al movimiento de las paletas.
4. Posterior a la aplicación, todo el contenido de la jarra se filtró por el microtamiz de 10 μ m.
5. Se tomó la muestra filtrada, se realizó el conteo de algas con ayuda del microscopio y una cámara de Sedgewick-Rafter. Se siguieron los pasos mencionados en la sección **D. 3**).
6. Se realizó el mismo proceso para cada dosis y con el microtamiz de 20 μ m.

3) Secuencia 2 - Remoción de algas por uso sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz

En esta secuencia se determinó la dosis óptima de sulfato de cobre. Conjuntamente se empleó polímero catiónico con la dosis óptima de la secuencia 1 y un microtamiz posterior a la aplicación de los productos químicos.

Para llevarlo a cabo, se siguieron los siguientes pasos:

1. Se vertió 1 litro de sobrenadante proveniente de la sedimentación en una Jarra Pyrex.
2. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s), Tiempo de contacto (15 RPM – 60 min).
3. Se preparó una dosis de sulfato de cobre (0,25 - 0,50 - 0,75 - 1,0 - 1,25 - 1,50 mg/L) y se aplicó la dosis al movimiento de las paletas.
4. Posterior a la aplicación, se esperó la finalización del tiempo de contacto.

5. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s).
6. Se preparó la dosis óptima de polímero catiónico obtenida en la secuencia 1 según el respectivo microtamiz y se aplicó al movimiento de las paletas.
7. Posterior a la aplicación, todo el contenido de la jarra se filtró por el microtamiz de 10 μm .
8. Se tomó la muestra filtrada, se realizó el conteo de algas con ayuda del microscopio y una cámara de Sedgewick-Rafter. Se siguieron los pasos mencionados en la sección **D. 3**).
9. Se realizó el mismo proceso para cada dosis y con el microtamiz de 20 μm .

4) Secuencia 3 - Remoción de algas por uso de cloro + polímero catiónico+ microtamiz

En esta secuencia se determinó la dosis óptima de cloro. Conjuntamente se empleó polímero catiónico con la dosis óptima determinada en la secuencia 1 y un microtamiz posterior a la aplicación de los productos químicos.

Para llevarlo a cabo, se siguieron los siguientes pasos:

1. Se vertió 1 litro de sobrenadante proveniente de la sedimentación en una Jarra Pyrex.
2. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s), Tiempo de contacto (15 RPM – 60 min).
3. Se preparó una dosis de cloro (0,25 - 0,50 - 0,75 - 1,0 - 1,25 mg/L) y se aplicó al movimiento de las paletas.
4. Posterior a la aplicación, se esperó la finalización del tiempo de contacto.
5. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s).
6. Se preparó la dosis óptima de polímero catiónico obtenida en la secuencia 1 según el respectivo microtamiz y se aplicó al movimiento de las paletas.
7. Posterior a la aplicación, todo el contenido de la jarra se filtró por el microtamiz de 10 μm .

8. Se tomó la muestra filtrada, se realizó el conteo de algas con ayuda del microscopio y una cámara de Sedgewick-Rafter. Se siguieron los pasos mencionados en la sección **D. 3)**.
9. Se realizó el mismo proceso para cada dosis y con el microtamiz de 20 μm .

5) Secuencia 4 - Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz

En esta secuencia se ajustó la dosis óptima de polímero catiónico. Conjuntamente se empleó sulfato de cobre, cloro con las dosis óptimas encontradas de las secuencias 2 y 3, respectivamente. Así mismo, se empleó un microtamiz posterior a la aplicación de los productos químicos.

Para llevarlo a cabo, se siguió los siguientes pasos:

1. Se vertió 1 litro de sobrenadante proveniente de la sedimentación en una Jarra Pyrex.
2. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s), Tiempo de contacto (15 RPM – 60 min).
3. Se preparó la dosis óptima de sulfato de cobre y cloro obtenidas en las secuencias 2 y 3, respectivamente, y se aplicó al movimiento de las paletas.
4. Posterior a la aplicación, se esperó la finalización del tiempo de contacto.
5. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s).
6. Se preparó una dosis de polímero catiónico (0,0 - 0,25 - 0,50 - 0,75 - 1,0 mg/L) y se aplicó la dosis al movimiento de las paletas.
7. Posterior a la aplicación, todo el contenido de la jarra se filtró por el microtamiz de 10 μm .
8. Se tomó la muestra filtrada, se realizó el conteo de algas con ayuda del microscopio y una cámara de Sedgewick-Rafter. Se siguieron los pasos mencionados en la sección **D. 3)**.
9. Se realizó el mismo proceso para cada dosis y con el microtamiz de 20 μm .

6) Secuencia 5 - Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 20 μm + microtamiz'

En esta secuencia se empleó dos microtamices en serie. Previamente se empleó sulfato de cobre, cloro y polímero catiónico con las dosis óptimas encontradas de las secuencias 2, 3 y 4, respectivamente.

Para llevarlo a cabo, se siguió los siguientes pasos:

1. Se vertió 1 litro de sobrenadante proveniente de la sedimentación en una Jarra Pyrex.
2. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s), tiempo de contacto (15 RPM – 60 min).
3. Se preparó la dosis óptima de sulfato de cobre y cloro obtenidas en las secuencias 2 y 3, respectivamente, y se aplicó al movimiento de las paletas.
4. Posterior a la aplicación, se esperó la finalización del tiempo de contacto.
5. Se programó el equipo de prueba de jarras: Mezcla rápida (300 RPM – 5 s).
6. Se preparó la dosis óptima de polímero obtenida en la secuencia 4 para el microtamiz de 20 μm y se aplicó al movimiento de las paletas.
7. Posterior a la aplicación, todo el contenido de la jarra se filtró por el microtamiz de 20 μm .
8. Se tomó la muestra filtrada y se filtró por un segundo microtamiz (5 μm o 10 μm o 15 μm).
9. Se tomó la muestra filtrada, se realizó el conteo de algas con ayuda del microscopio y una cámara de Sedgewick-Rafter. Se siguieron los pasos mencionados en la sección **D. 3).**
10. Se realizó el mismo proceso para cada microtamiz secundario.

D. Parámetros de análisis

Se midieron 3 parámetros durante la etapa experimental.

TABLA IX

Puntos y parámetros de análisis.

Punto	Descripción	Parámetros medidos
A	Agua cruda: Sobrenadante	1.Turbiedad
		2.Concentración de Algas
		3.Concentración de Microcistina-LR
B	Agua filtrada: Luego de cada secuencia	1.Concentración de Algas
		2.Concentración de Microcistina-LR

1) Turbiedad

Para su medición se empleó un Turbidímetro Portátil Hach 2100Q.

2) Concentración de Algas

Para la determinación de concentración de algas se empleó la metodología: 10200 F. Phytoplankton Counting Techniques - Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. Los pasos para su medición fueron los siguientes:

1. Se obtuvo 1 litro de muestra de cada secuencia a medir.
2. Se fijó la muestra aplicando 3 ml/L de Lugol al 5%.
3. Se filtró 1 litro por muestra a través del dispositivo de filtración **(Ver Figura 26)**.
4. Se recolectó mediante un gotero, 1 ml del material retenido por el filtro.
5. Se colocó el 1 ml en la cámara de Sedgewick-Rafter.
6. Se realizó el conteo siguiendo la metodología.
7. Se tomaron las fotografías necesarias mediante la cámara del microscopio.

Nota: Se realizó un conteo de al menos 100 células para obtener una estimación con un error de + 20% en un intervalo de confianza del 95% [44].

Para su almacenamiento se empleó la metodología: 10200 B. Sample Collection and Storage - Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater.

En el **Anexo 2** se puede visualizar una explicación más detallada.

3) Identificación de Algas

Para la identificación de algas se compararon las algas observadas con el microscopio con la caracterización del agua cruda PTAP Agua Fontaneil SAC (**Tabla X**) y con el Atlas de los Microorganismos de Agua Dulce. Así mismo, se consultó en bases de datos virtuales de AlgaeBase [45].

TABLA X

Organismos de Vida Libre del agua cruda-PTAP Agua Fontaneil SAC.

División		Organismo
Tipo de OVL	Clase	Género y/o especie
Fitoplancton	Bacillariophyta	<i>Coconeis</i>
		<i>Aulacoseira</i>
		<i>Gomphonema</i>
		<i>Navicula</i>
		<i>Nitzschia</i>
		<i>Melosira</i>
		<i>Surirella</i>
		<i>Rhopalodia</i>
		<i>Cymbella</i>
		<i>Ulnaria ulna</i>
	Chlorophyta	<i>Ankyra</i>
		<i>Chlorella</i>
		<i>Cosmarium</i>
		<i>Coelastrum</i>
		<i>Eudorina</i>
		<i>Desmodesmus</i>
		<i>Oocystis</i>
		<i>Pediastrum</i>
		<i>Monactinus simplex</i>
		<i>Scenedesmus</i>
		<i>Staurastrum</i>

División		Organismo
Tipo de OVL	Clase	Género y/o especie
	Cyanobacteria	<i>Tetraedron</i>
		<i>Sphaerocystis</i>
		<i>Leptolyngbya</i>
		<i>Chrysosporum</i>
		<i>Pseudanabaena</i>
		<i>Oscillatoria</i>
		<i>Dolichospermum</i>
		<i>Strombomonas</i>
		<i>Lepocinclis</i>
		<i>Phacus</i>
	Euglenophyta	<i>Euglenales</i>
		<i>Trachelomonas</i>
		<i>Peridinium</i>
		<i>Peridiniopsis</i>
	Dinophyta	<i>Parvodinium</i>
Otros	Arachnida	Ácaro
	Copépodo	<i>Macrocylops</i>
		<i>Daphnia</i>
	Protozoario	Ameba
		<i>Paramecium</i>
		<i>Vorticella</i>
		<i>Lecane</i>
	Rotífero	Rotífero
		<i>Keratella</i>
	Otros	Nemátodo
		Hidrozoo
		Radiolario

Fuente: [46].

4) Concentración de Microcistina-LR

Para la determinación de concentración de microcistina-LR, se enviaron muestras a al laboratorio acreditado Servicios Analíticos Generales S.A.C., el cual empleó la metodología: *Método de inmunoensayo para la cuantificación de microcistina-LR* [47]. (ver Anexo 5)

Se analizaron las muestras con las dosis óptimas de las secuencias 2, 3 y 4. Tanto en el sobrenadante del agua cruda como en el agua filtrada resultante.

E. Insumos e instrumentos de laboratorio

Productos Químicos

Se empleó una solución al 0,01% para sulfato de cobre, polímero catiónico de la marca Aris (ARIFLOC C601) y cloro en solución (Clorox). (ver Figura 23)

Microtamices

En cuanto a los microtamices, se empleó un Kit de prueba de marca Nordic Water conformado por microtamices circulares de Netlón de 5 µm, 10 µm, 15 µm y 20 µm de porosidad con tubería de prueba. (ver Figura 24)

Equipos

En cuanto a los equipos, se empleó un Equipo de prueba de Jarras con 4 programaciones. Así mismo, un Microscopio Trinocular LED con cámara a monitor, marca Nikon – Touptek y modelo Eclipse Ei – ECAMLITE1080P. (ver Figura 31)

Instrumentos

Se empleó material de vidrio básico para pruebas de jarras. Para el conteo de algas se empleó una cámara de Sedgewick-Rafter, un gotero y un dispositivo de filtración. (ver Figura 32)

En el Anexo 3 se puede apreciar una lista más detallada.

F. Etapa de Gabinete

Se realizó después de la etapa experimental. Tuvo como fin el procesar y analizar la información obtenida de las diferentes secuencias ensayadas.

Cálculo de remoción de algas

Se aplicó la siguiente ecuación (1) para calcular la remoción de algas.

$$\% \text{ Remoción} = \frac{C_o - C_f}{100} \quad (1)$$

Co: Concentración en el sobrenadante de agua cruda

Cf: Concentración en el agua tratada

Elaboración de Gráficas

Para una mejor comprensión y observación de los resultados, se elaboró gráficas que describan el porcentaje de remoción versus la dosis de productos químicos aplicada o parámetro pertinente.

Análisis y elaboración de conclusiones y recomendaciones

Con la información recolectada se realizaron los análisis, conclusiones y recomendaciones correspondientes.

IV. Análisis y discusión de resultados

A. Características del sobrenadante (río Mala)

Los resultados se presentan en la **Figura 2**, ordenados por fechas en las que se realizaron las pruebas.

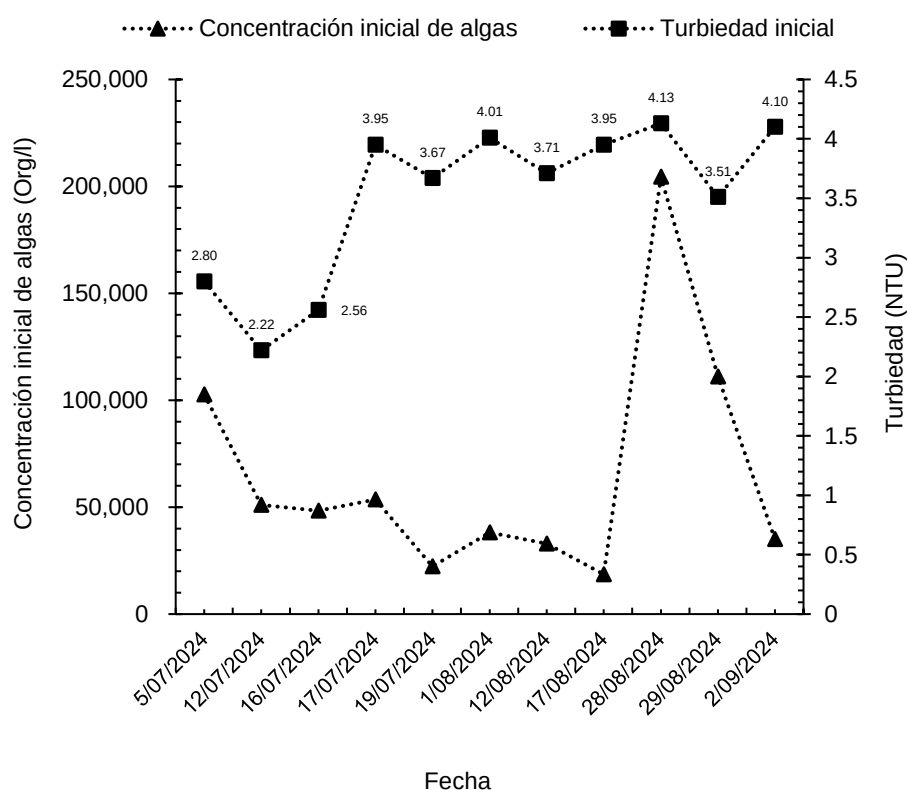


FIGURA II. Concentración inicial de algas y turbiedad del agua

Se observó una disminución en la concentración de algas en las primeras 8 fechas [05/07/24 – 17/08/24]. Durante ese periodo se realizaron las secuencias 1, 2 y 3. Esta disminución se podría deber a varios factores: Las algas están más concentradas en la superficie del agua: a medida que se fue extrayendo el sobrenadante de la superficie, menor concentración quedaba en la muestra de agua. Así mismo, el almacenamiento de la muestra sin iluminación ni ventilación elimina las algas poco a poco. Para complementar, el propio ciclo de vida de algas, este es un periodo corto expresado en días.

Dada la disminución de densidad algal, se decidió dejar la muestra expuesta al sol por 10 días y se añadió un poco de agua sin cloro a la muestra. Esto provocó un aumento en la concentración de algas, visible el 28/08/24.

Así mismo, se analizó la turbiedad. Se obtuvieron valores entre 2,22 y 4,13, y se observó una tendencia hacia el rango de 3,5 – 4 NTU. No se observó relación entre la turbiedad y la concentración de algas. Mientras que la concentración de algas fue disminuyendo, la turbiedad se mantuvo constante.

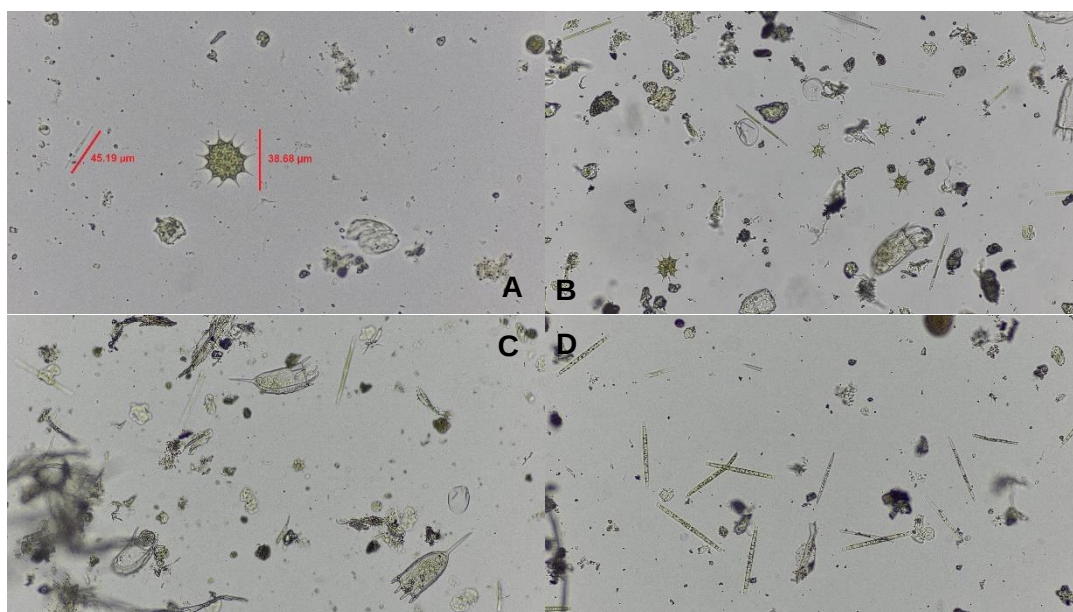


FIGURA III. Cámara Sedgewick Rafter – Agua Cruda.

Nota: (A) S2_Agua cruda (Sobrenadante) 22240 org/L
(B) S3_Agua cruda (Sobrenadante) 32944 org/L
(C) S3_Agua cruda (Sobrenadante) 32944 org/L
(D) S4_Agua cruda (Sobrenadante) 111111 org/L

En las muestras de agua cruda de cada secuencia realizada se pudo observar cierta diversidad de organismos de vida libre.

Se observó que la concentración y características de las algas en el sobrenadante fue variable. Mientras que, en una muestra, algas de forma estrellada abundaba, en otra, de forma alargada lo hacía. Esto significa que la concentración de algas no solo varía con el tiempo sino también la proporción de cada especie de alga.

B. Remoción de algas

1) Secuencia 1: Remoción de algas por uso de polímero catiónico + microtamiz

Los resultados de la secuencia 1 se presentan en la **Figura 4**, ordenados por dosis y microtamiz empleado.

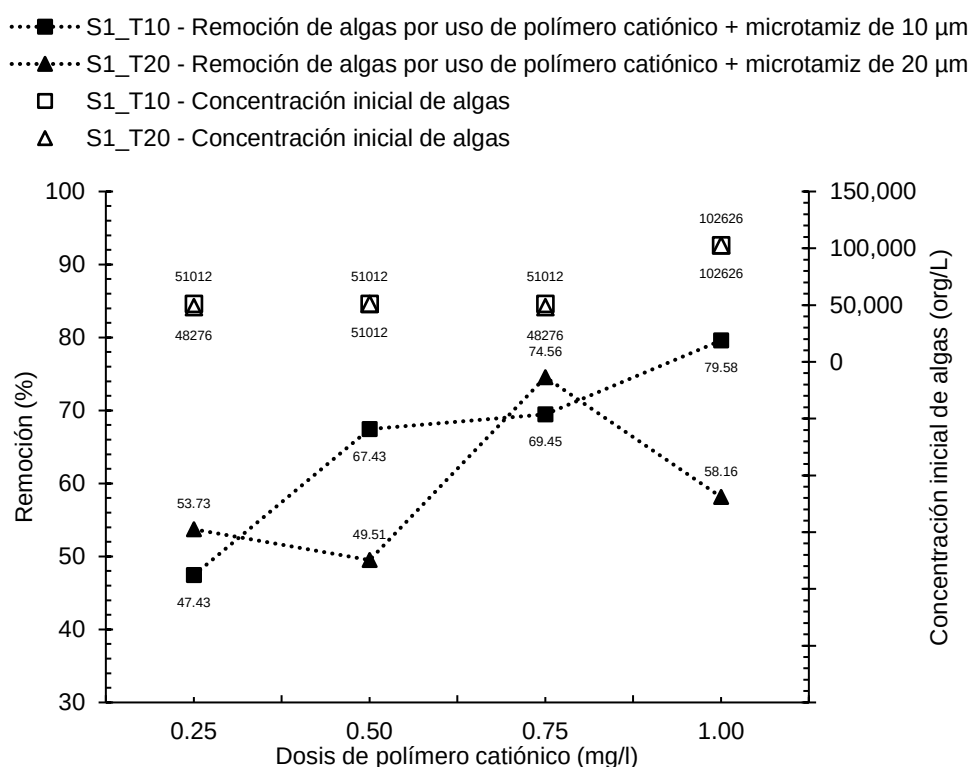


FIGURA IV. Resultados – Secuencia 1.

Para la secuencia 1, donde se mencionó previamente que se realizaron pruebas con dosis variable de polímero catiónico y un filtrado por 2 microtamices (20 μ m y 10 μ m). En ambos microtamices, se observó una mejoría en la remoción de algas al aumentar la dosis de polímero catiónico.

En la secuencia S1_T10, la mejoría es notoria. Mientras que en S1_T20 es menos visible, ya que las concentraciones iniciales y muestra de sobrenadante en cada dosis son diferentes.

Si se analizan las remociones de algas, en aquellas pruebas con la misma concentración inicial, se vuelve más notoria la relación: A mayor dosis de polímero catiónico, se observó mayor remoción de algas. Dado que el agregar coagulante aparentemente se

provoca la aglomeración de algas y que estas sedimenten más rápido. Así mismo, a un microtamiz de orden menor (menor abertura), mayor remoción de algas.

Con 1 mg/l se obtuvo una remoción máxima de 79,58% para el microtamiz de 10 μm y 58,16% para el de 20 μm . Sin embargo, durante el proceso de filtrado, se observó que el filtrado tomaba un tiempo mayor a medida que se aumentaba la dosis de polímero catiónico. Debido a que el polímero es un producto químico costoso y que no se busca remover en su totalidad las algas sino acondicionar el agua cruda para que esta ingrese por la respectiva PTAP con una concentración mínima de algas, se optó por elegir 0,25 mg/l (con remociones de 53,73% y 47,43% para el microtamiz de 10 μm y 20 μm , respectivamente) como la dosis óptima.

2) Secuencia 2: Remoción de algas por uso de sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz

Los resultados de la secuencia 2 se presentan en la **Figura 5**, ordenados por dosis y microtamiz empleado.

- ...■... S2_T10 - Remoción de algas por uso de sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 10 μ m
- ...▲... S2_T20 - Remoción de algas por uso de sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 20 μ m
- S2_T10 - Concentración inicial de algas
- △ S2_T20 - Concentración inicial de algas

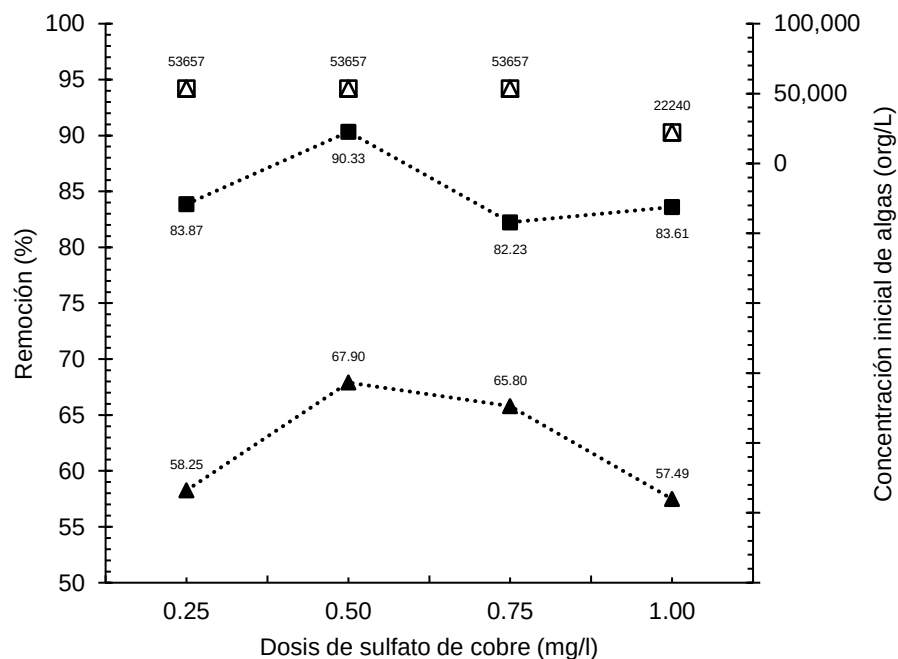


FIGURA V. Resultados – Secuencia 2.

Para la secuencia 2, se realizaron pruebas con dosis variable de sulfato de cobre, dosis constante de polímero catiónico (0,25 mg/l) y filtrado por microtamices (20 μ m y 10 μ m). Para ambos microtamices, se observó un comportamiento parabólico de las remociones respecto a la dosis variable de sulfato de cobre.

Al igual como ocurrió en la secuencia 1, S2_T10 presentó una mayor remoción en todas las dosis respecto a la prueba S2_T20. En el caso de S2_T10, con una dosis de 0,5 mg/l de sulfato de cobre, se obtuvo una remoción de 90,33% con un remanente de 5190 org/L. En S2_T20, con una dosis de 0,5 mg/l de sulfato de cobre, se obtuvo una remoción de 67,90% con un remanente de 17224 org/L. Ambos tamices tienen la misma dosis óptima

de sulfato de cobre, así mismo, la misma concentración inicial de algas. Lo que indicaría por ahora que, a una misma concentración inicial de algas, se tendría una dosis óptima de sulfato de cobre independientemente del microtamiz empleado.

En S2_T10, la remoción de algas aumentó un 42,9% respecto a S1_T10. De igual manera en S2_T20, aumentó en 14,17% respecto a S1_T20. Por lo que, aplicar sulfato de cobre previo a la aplicación de polímero aumenta la eficiencia de remoción de algas.

En S2_T10, la curva parabólica no salió perfecta, sin embargo, es visible la tendencia. Por lo tanto, para verificar el comportamiento se repitió la secuencia con un nuevo rango de dosificación de sulfato de cobre.

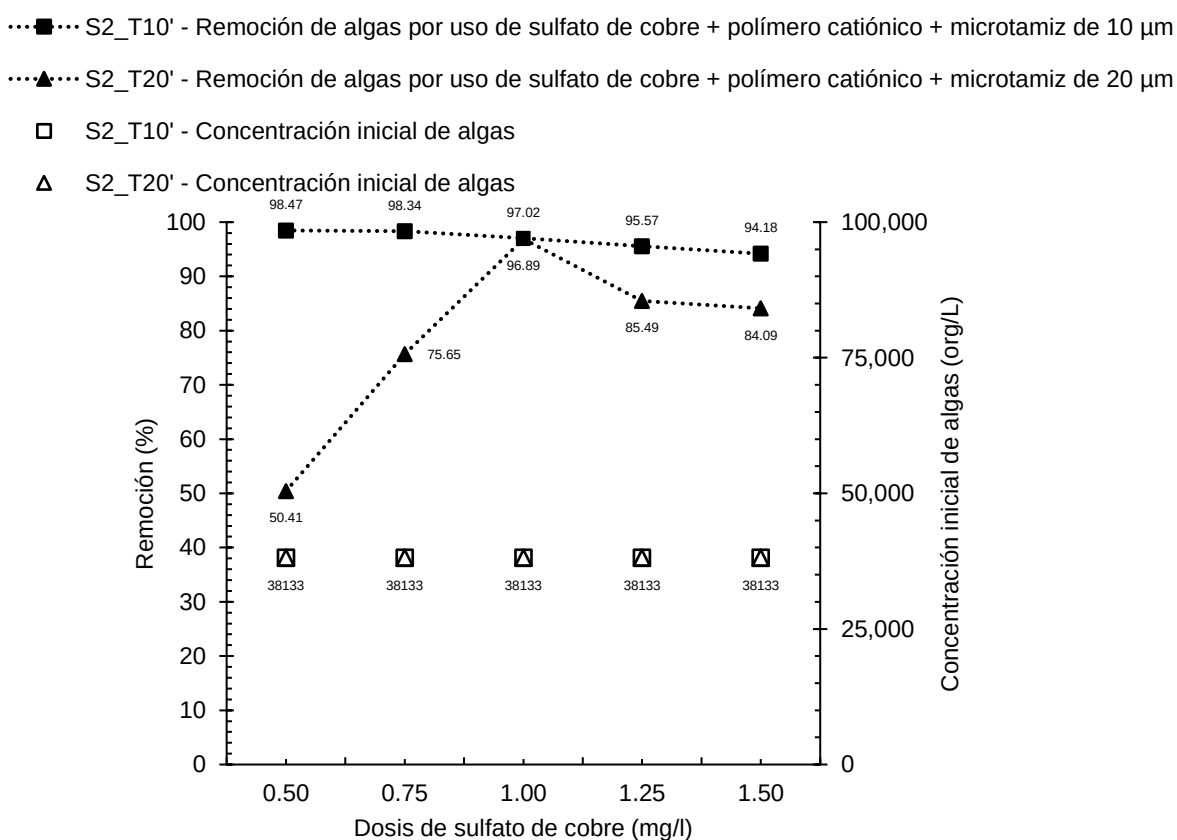


FIGURA VI. Resultados – Secuencia 2'.

En esta repetición, se observó el mismo comportamiento parabólico para S2_T20' y una remoción decreciente en S2_T10'. Al igual como ocurrió en las secuencias 1 y 2, S2_T10' presentó una mayor remoción en todas las dosis respecto a la prueba S2_T20'.

En el caso de S2_T10', con una dosis de 0,5 mg/l de sulfato de cobre, se obtuvo una remoción de 98,47% con un remanente de 585 org/L. En S2_T20', con una dosis de 1,0 mg/l de sulfato de cobre, se obtuvo una remoción de 96,89% con un remanente de 1187 org/L.

Al igual que en la primera prueba de la secuencia 2, se observa una mejoría en la remoción de algas. En S2_T10', la remoción aumentó un 51,04% respecto a S1_T10. De igual manera en S2_T20', aumentó en 43,16% respecto a S1_T20.

En esta secuencia se observa que las muestras, después de pasar por el microtamiz con la misma abertura, a pesar de tener la misma concentración inicial, presentaron diferentes valores de dosis óptima. Esto puede relacionarse que en cada batch (jarra) analizado hay otros factores aparte de la concentración de algas que influyen en la dosis óptima de sulfato de cobre como es el caso que la especie y forma del alga.

Finalmente, dado que se obtuvieron tendencias notorias, se eligió 0,5 mg/l y 1,0 mg/l como dosis óptima de sulfato de cobre para los microtamices de 10 μm y 20 μm , respectivamente debido a que con estas se obtuvieron las mayores remociones de algas en S2_T10' y S2_T20'.

3) Secuencia 3: Remoción de algas por uso de cloro + polímero catiónico + microtamiz

Los resultados de la secuencia 3 se presentan en la **Figura 7**, ordenados por dosis y microtamiz empleado.

- ...■... S3_T10 - Remoción de algas por uso de cloro + polímero catiónico + microtamiz de 10 μ m
- ...▲... S3_T20 - Remoción de algas por uso de cloro + polímero catiónico + microtamiz de 20 μ m
- S3_T10 - Concentración inicial de algas
- △ S3_T20 - Concentración inicial de algas

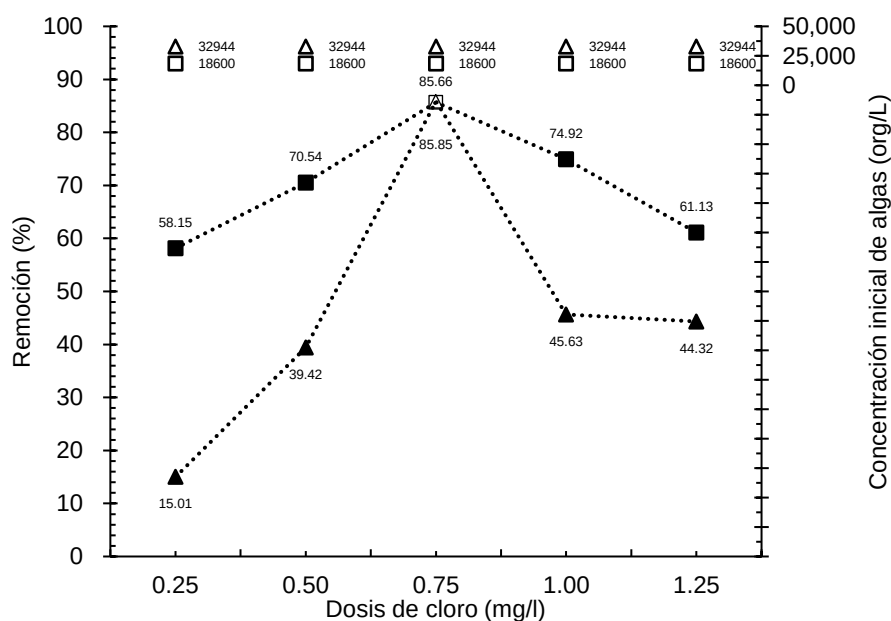


FIGURA VII. Resultados – Secuencia 3.

Para la secuencia 3, se realizaron pruebas con dosis variable de cloro, dosis constante de polímero catiónico (0,25 mg/l) y filtrado por 2 microtamices (20 μ m y 10 μ m). Para ambos microtamices, se observó también un comportamiento parabólico en las remociones obtenidas con las diferentes dosis de cloro.

Al igual como ocurrió en las secuencias 1 y 2, S3_T10 presentó en general una mayor remoción en todas las dosis respecto a la prueba S3_T20. En el caso de S3_T10, con una dosis de 0,75 mg/l de cloro, se obtuvo una remoción de 85,66% con un remanente de 2667 org/L. En S3_T20, con una dosis de 0,75 mg/l de cloro, se obtuvo una remoción de 85,85% con un remanente de 4660 org/L. Ambos microtamices tienen la misma dosis óptima de cloro, sin embargo, no tienen la misma concentración inicial de algas. Entonces se concluye,

que existen otros factores que afectan la remoción aparte de la concentración inicial de algas.

Entre estos, la forma y proporción de algas. Como se vio en la **Figura 3**, cada muestra tiene diferentes tipos de alga lo que facilita la remoción de una respecto a la otra.

Así mismo, es visible una mejoría en la remoción de algas. En S3_T10, la remoción aumentó un 38,23% respecto a S1_T10. De igual manera en S3_T20, aumentó en 32,12% respecto a S1_T20.

Además, se observó que el sulfato de cobre es más eficiente que el cloro, en lo que se refiere a remoción de algas: La máxima eficiencia de remoción de algas obtenida con cloro fue menor que la máxima obtenida con sulfato de cobre. En S3_T10, la remoción disminuyó en un 12,81% respecto a S2_T10'. De igual manera en S3_T20, disminuyó en 11,04% respecto a S2_T20'.

Se eligió 0,75 mg/l como dosis óptima de cloro para ambos microtamices debido a que con esta dosis se obtuvo la mayor remoción de algas.

4) Secuencia 4: Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz

Los resultados de la secuencia 4 se presentan en la **Figura 8**, ordenados por dosis y microtamiz empleado.

- ...■... S4_T10 - Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 10 μm
- ...▲... S4_T20 - Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 20 μm
- S4_T10 - Concentración inicial de algas
- △ S4_T20 - Concentración inicial de algas

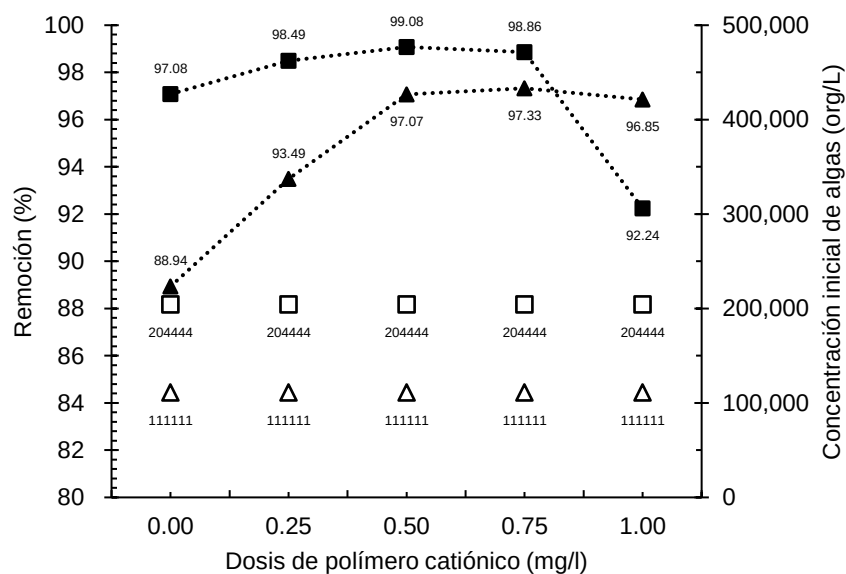


FIGURA VIII. Resultados – Secuencia 4.

Para la secuencia 4, se realizaron pruebas con dosis constante de cloro (0,75 mg/l) y sulfato de cobre (0,5/1,0 mg/l), dosis variable de polímero catiónico y filtrado por 2 microtamices (20 μm y 10 μm). Para ambos microtamices, se observó también un comportamiento parabólico en las remociones obtenidas con las diferentes dosis de polímero catiónico.

Al igual como ocurrió en las secuencias 1, 2 y 3. S4_T10 presentó en general una mayor remoción en todas las dosis respecto a la prueba S4_T20. En el caso de S4_T10, con una dosis de 0,50 mg/l de polímero catiónico, se obtuvo una remoción de 99,08% con un remanente de 1886 org/L. En S4_T20, con una dosis de 0,75 mg/l de polímero catiónico, se obtuvo una remoción de 97,33% con un remanente de 2968 org/L. Las dosis óptimas observadas en los efluentes de los microtamices son diferentes, lo cual es previsible, dado

que se requieren flóculos de menor tamaño para ser retenidos por el microtamiz de 10 µm en comparación con el de 20 µm.

Igualmente, se puede observar que la máxima eficiencia obtenida aplicando en conjunto sulfato de cobre y cloro es mayor que la máxima obtenida solo con sulfato de cobre o solo con cloro. En S4_T10, la remoción aumentó en un 0,61% y 13,42%, respectivamente. De igual manera en S4_T20, remoción aumentó en un 0,44% y 11,48%, respectivamente. Por lo tanto, emplear ambos productos (sulfato de cobre y cloro) es más eficiente que emplear uno solo, en lo que se refiere a remoción de algas. Así mismo, se puede observar que el aumento en la remoción de algas respecto al obtenido en la secuencia 2, aplicando solo sulfato de cobre, es mínimo. Por lo que en algunos casos es probable que con solo aplicar sulfato de cobre se puede obtener una buena eficiencia de remoción. Esta situación no se presenta con la remoción obtenida en la secuencia 3, al aplicar solo cloro.

La **Tabla XI** muestra la comparación para diferentes dosis de polímero catiónico, entre los resultados de la secuencia 1 (filtrado por 1 microtamiz de 20 o 10 µm) y la secuencia 4 (dosis constante de cloro de 0,75 mg/l y sulfato de cobre 0,5/1,0 mg/l y filtrado por un microtamices de 20 o 10 µm):

TABLA XI

Remociones obtenidas en secuencia 1 y 4.				
Dosis de Polímero Catiónico (mg/l)	Secuencia 1		Secuencia 4	
	T_10	T_20	T_10	T_20
0,25	47,43%	53,73%	98,49% (+51,06%)	93,49% (+39,76%)
0,50	67,43%	49,51%	99,08% (+31,65%)	97,07% (+47,56%)
0,75	69,45%	74,56%	98,86% (+29,41%)	97,33% (+22,77%)
1,00	79,58%	58,16%	92,24% (+12,66%)	96,85% (+38,69%)

Nota: Los valores dentro del paréntesis es el aumento en remoción de S4 respecto S1

Se puede observar que realizar una dosificación de sulfato de cobre y preoxidación con cloro, previo a la aplicación polímero catiónico, genera un aumento significativo en la remoción de algas. Esta preoxidación podría generar un cambio en la superficie del alga. Según Ma et al. [48] y Chen et al. [49] la aplicación de cloro fomenta la adhesión de partículas a la superficie del alga, optimizando así el proceso de coagulación.

Por lo tanto, al aplicar sulfato de cobre y realizar una preoxidación con cloro, se requiere una dosis menor de polímero en comparación con el caso en el que solo se realiza el tamizado (no se utiliza sulfato de cobre ni preoxidación), para obtener el mismo nivel de remoción. Esto no significaría una ventaja en la tratabilidad de las aguas, sino una reducción en los costos.

Finalmente, se seleccionaron 0,50 mg/l y 0,75 mg/l como las dosis óptimas de polímero catiónico para los microtamices de 10 μm y 20 μm , respectivamente, ya que estas dosis fueron las que produjeron la mejor remoción de algas.

5) Secuencia 5: Remoción de algas por uso de cloro + sulfato de cobre + polímero catiónico + microtamiz de 20 μm + microtamiz'

Los resultados de la secuencia 5 se presentan en la **Figura 9**, ordenados por conjunto de microtamices empleados.

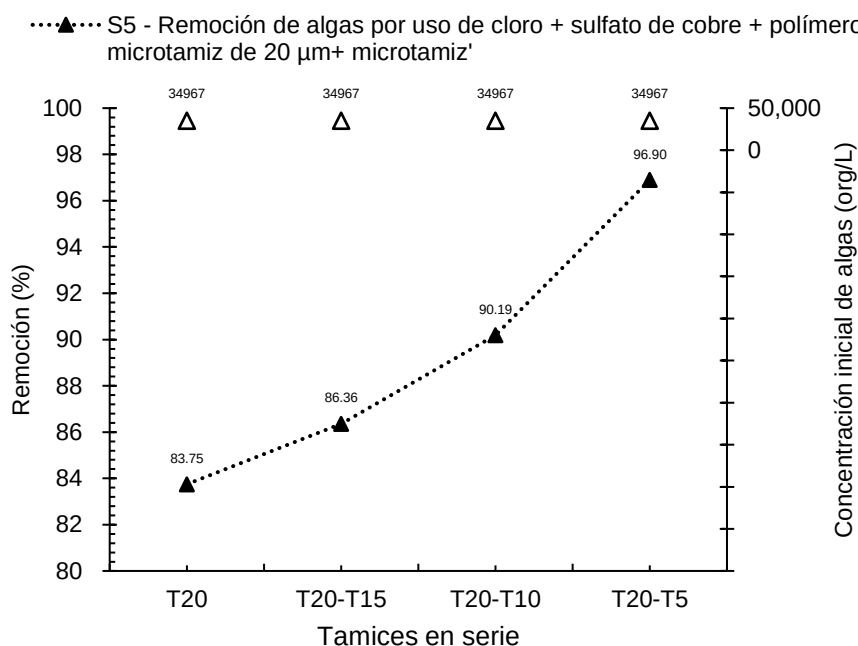


FIGURA IX. Resultados – Secuencia 5.

Para la secuencia 5, se realizaron pruebas con dosis constantes de cloro (0,75 mg/l), sulfato de cobre (1,0 mg/l) y polímero catiónico (0,75 mg/l) y filtración por 2 microtamices consecutivos (20 μm y el segundo, variable). Se observó un comportamiento exponencial en las remociones obtenidas con los diferentes microtamices.

A medida que la abertura de los microtamices secundarios disminuía, la remoción aumentaba. Al emplear solamente el microtamiz de 20 μm (T20) se obtuvo una remoción de 83,75%. Mientras que al añadir el microtamiz de 5 μm (T20-T5) la remoción aumentó en un 13,15%.

C. Características de las algas en el agua filtrada

Durante la investigación se percató que la diversidad de algas presentes en el sobrenadante y agua filtrada variaba con el tiempo. A continuación, se presenta algunos escenarios.

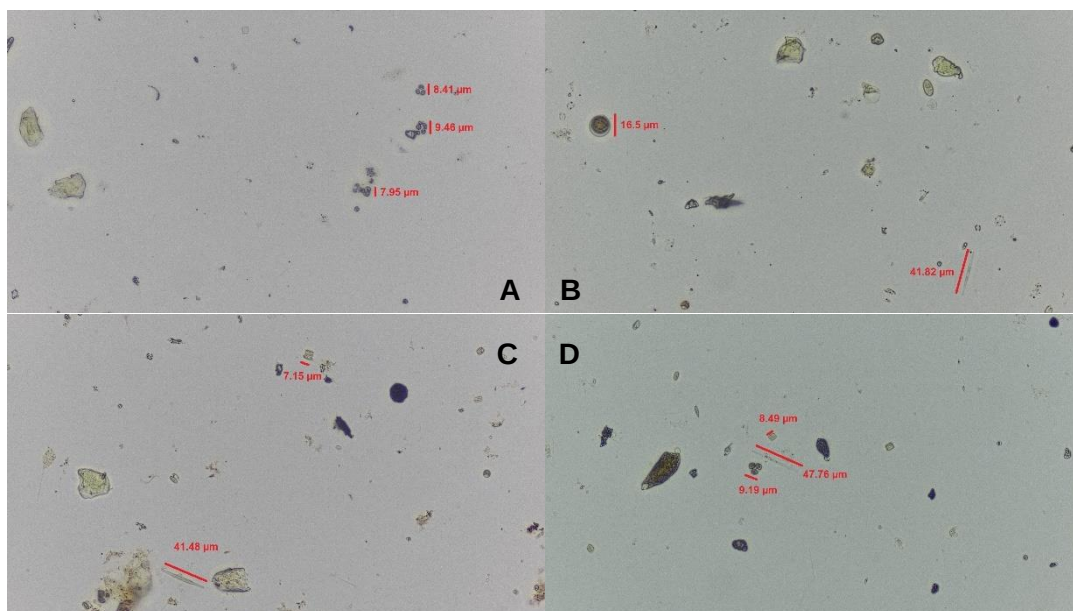


FIGURA X. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 1.

Nota: (A) S1_T10 – 0,25 mg/l Polímero Catiónico
(B) S1_T20 – 0,25 mg/l Polímero Catiónico
(C) S1_T20 – 0,50 mg/l Polímero Catiónico
(D) S1_T20 – 0,50 mg/l Polímero Catiónico

En las muestras filtradas de la secuencia 1 se puede observar una relación entre el tamaño de las algas y el microtamiz empleado. En las muestras filtradas con el microtamiz de 10 μm , no presentan algas de un tamaño superior a 10 μm . En la **Figura 10.A** se puede observar algas de 8,41, 9,46 y 7,95 μm . Así mismo para muestras filtradas con el microtamiz de 20 μm , no presentan algas de un tamaño superior a 20 μm . Por lo tanto, reduciendo la abertura, se puede esperar una mayor remoción de algas.

En las **figuras 10.B, 10.C y 10.D**, se pueden observar algas alargadas. Estas tienen un largo superior a 40 μm , sin embargo, atravesaron el microtamiz de 20 μm . Esto se debe a su forma, a pesar de tener un largo mayor a la abertura del microtamiz, tienen un ancho de 3 μm . Lo que es suficiente para que puedan pasar por el microtamiz. Situación poco

probable para las algas estrelladas ya que, al ser simétricas en un plano, esto se dificulta. Por lo tanto, la forma y tamaño del alga podría afectar la remoción de las algas.

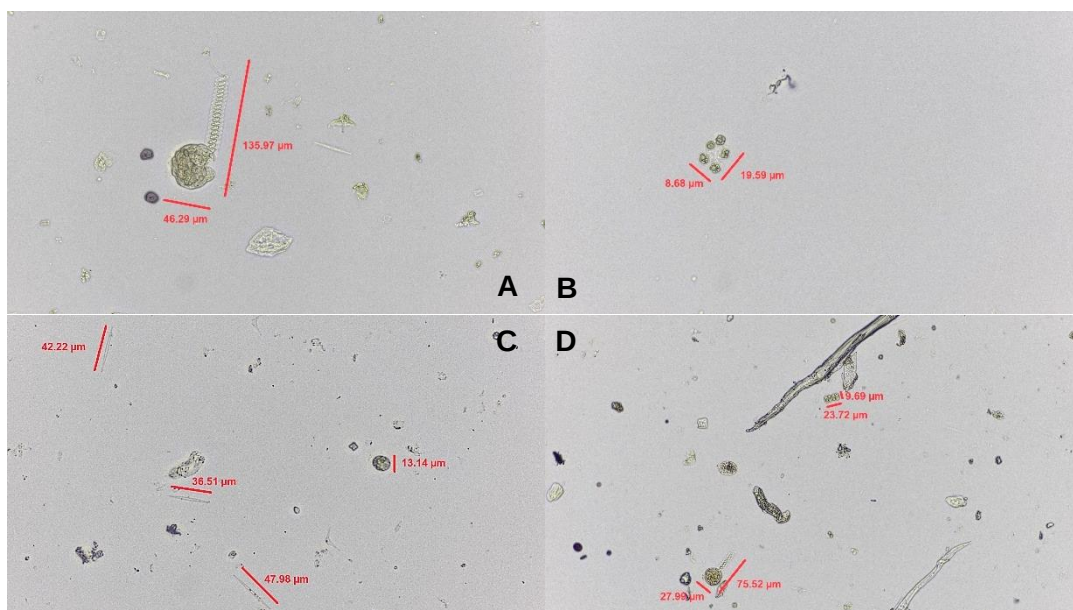


FIGURA XI. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 2.

Nota: (A) S2_T10 – 0,25 mg/l Sulfato de cobre
 (B) S2_T10 – 0,75 mg/l Sulfato de cobre
 (C) S2_T20 – 0,25 mg/l Sulfato de cobre
 (D) S2_T20 – 0,50 mg/l Sulfato de cobre

En las muestras filtradas de la secuencia 2 se pueden observar además de una relación entre el tamaño de las algas y el microtamiz empleado, un par de escenarios adicionales.

En las **Figuras 11.A y 11.D**, se observa una *Vorticella*. Este protozoario posee movilidad, por lo que a pesar de tener una dimensión mínima de 27,99 µm pudo atravesar tanto el microtamiz de 10 µm como el de 20 µm. Según Ma et al. [26], indica que organismos con movilidad son capaces de atravesar un microtamiz.

En la **Figura 11.B**, se observa una aglomeración de algas de 19,59 µm x 8,68 µm del orden de 4 µm de diámetro cada una. Esto puede ser resultado de la aglomeración generada por el polímero, la cual logró aumentar al tamaño del alga haciéndola más fácil de remover. Sin embargo, una dimensión de 8,68 µm fue suficiente para pasar el microtamiz de 10 µm. A pesar de eso, se demostró que la aplicación de polímero catiónico provoca una aglomeración y facilita la remoción de algas.

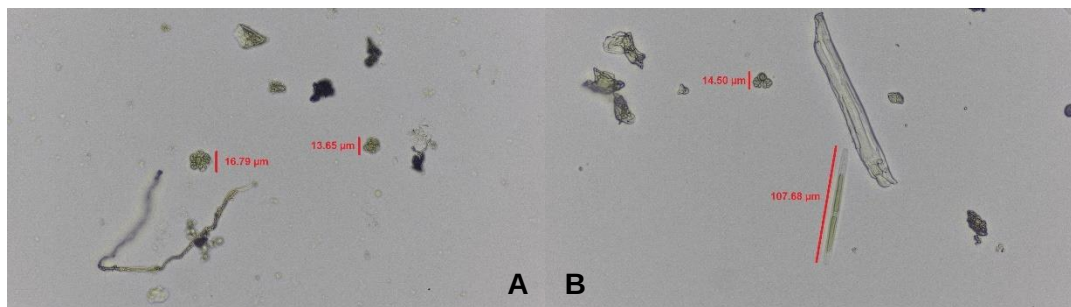


FIGURA XII. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 2'.

Nota: (A) S2'_T20 – 0,50 mg/l Sulfato de cobre
(B) S2'_T20 – 0,75 mg/l Sulfato de cobre

En las muestras filtradas de la secuencia 2' también se observó una relación entre el tamaño de las algas y el microtamiz empleado, no se pudo retener algas de menor tamaño que la abertura ni algas con formas que faciliten su traspaso.

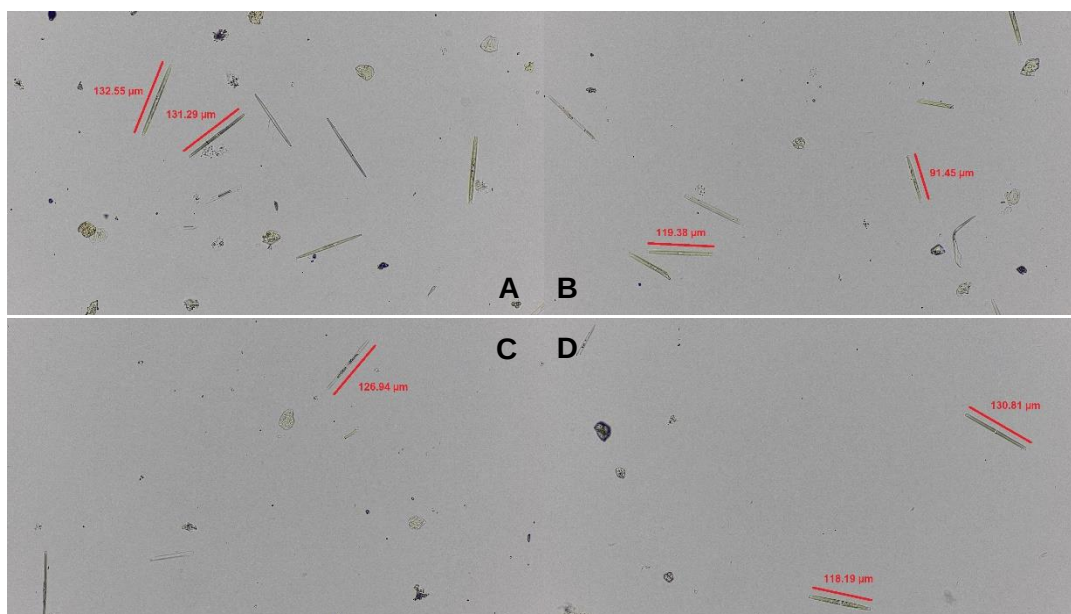


FIGURA XIII. Cámara Sedgewick Rafter – Secuencia 4.

Nota: (A) S4_T20 – 0,00 mg/l Polímero Catiónico
(B) S4_T20 – 0,25 mg/l Polímero Catiónico
(C) S4_T20 – 0,50 mg/l Polímero Catiónico
(D) S4_T20 – 0,75 mg/l Polímero Catiónico

En las muestras filtradas de la secuencia 4, se pueden rescatar las mismas observaciones realizadas en las secuencias anteriores. Sin embargo, se hará hincapié en otra característica. Se puede observar cómo desde la **Figura 13.A** a la **Figura 13.D**, la cantidad de algas presentes va disminuyendo. Esto se debe al aumento de dosis de polímero

catiónico aplicado. Pero a pesar de aumentar la dosis, las algas alargadas siguen atravesando el microtamiz. Lo que confirma que la forma de las algas tiene un efecto notorio en la remoción de estas.

D. Identificación de organismos

Se realizó la identificación de organismos de la muestra de agua utilizada en la investigación mediante un cotejo. Las algas y protozoarios observados fueron comparados con los organismos presentados en la **Tabla II**. Luego de identificarlos, estos fueron buscados en [27] y [45] para una verificación. Los organismos identificados fueron los siguientes:

1) *Nitzschia* - Alga

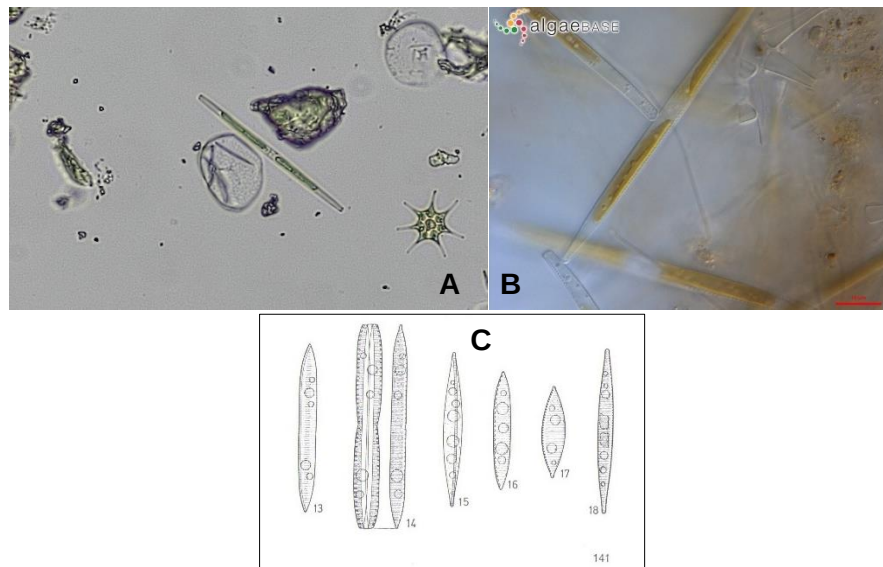


FIGURA XIV. Alga Género *Nitzschia*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [45].
(C) Fuente: [27].

2) *Coelastrum* - Alga

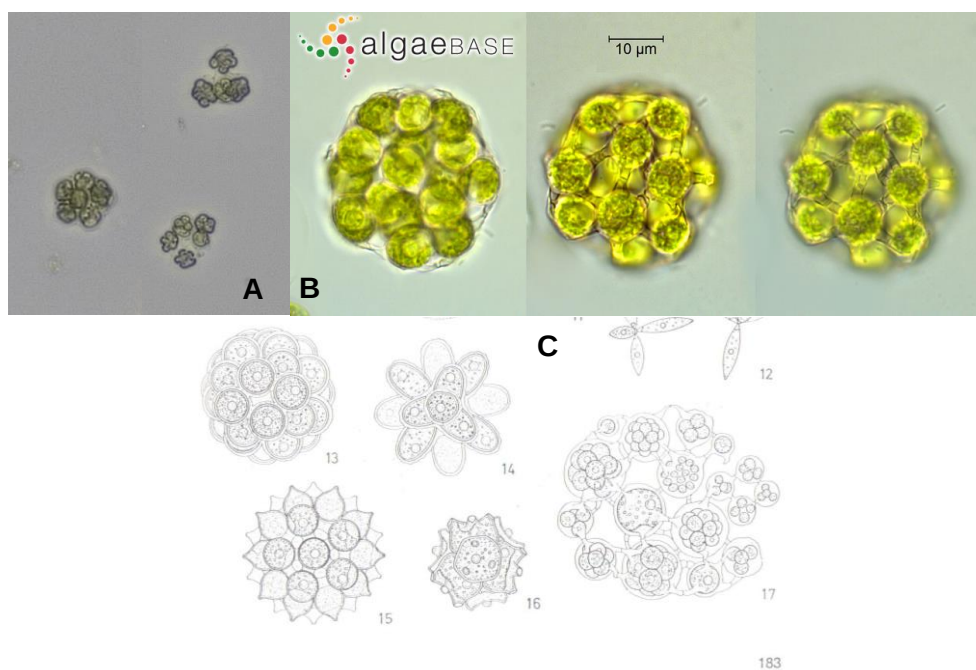


FIGURA XV. Alga Género *Coelastrum*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [45].
(C) Fuente: [27].

3) *Pediastrum* - Alga

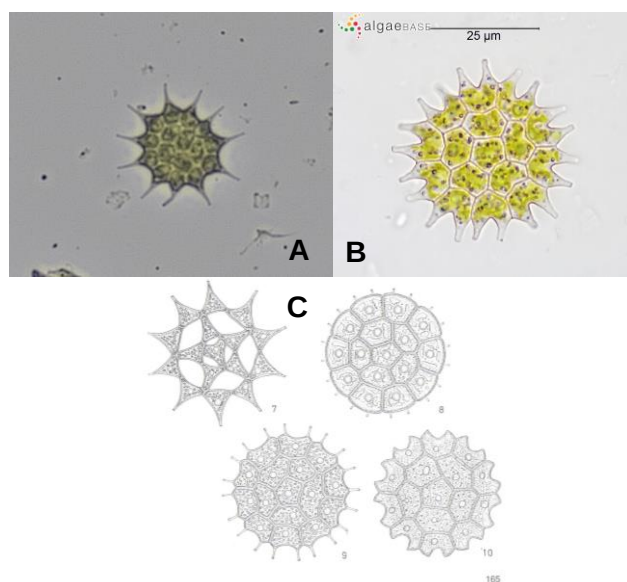


FIGURA XVI. Alga Género *Pediastrum*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [45].
(C) Fuente: [27].

4) *Monactinus simplex* – Alga

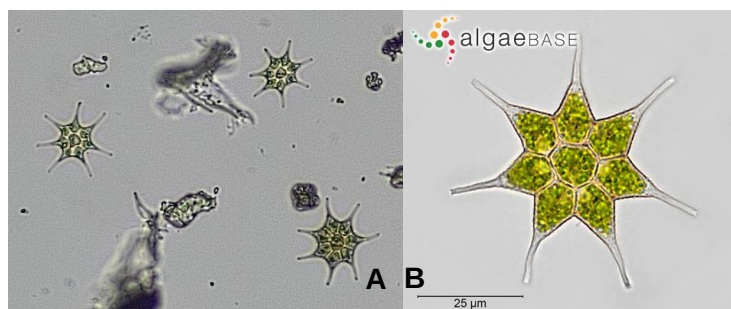


FIGURA XVII. Alga Género *Monactinus simplex*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [45].

5) *Scenedesmus* – Alga

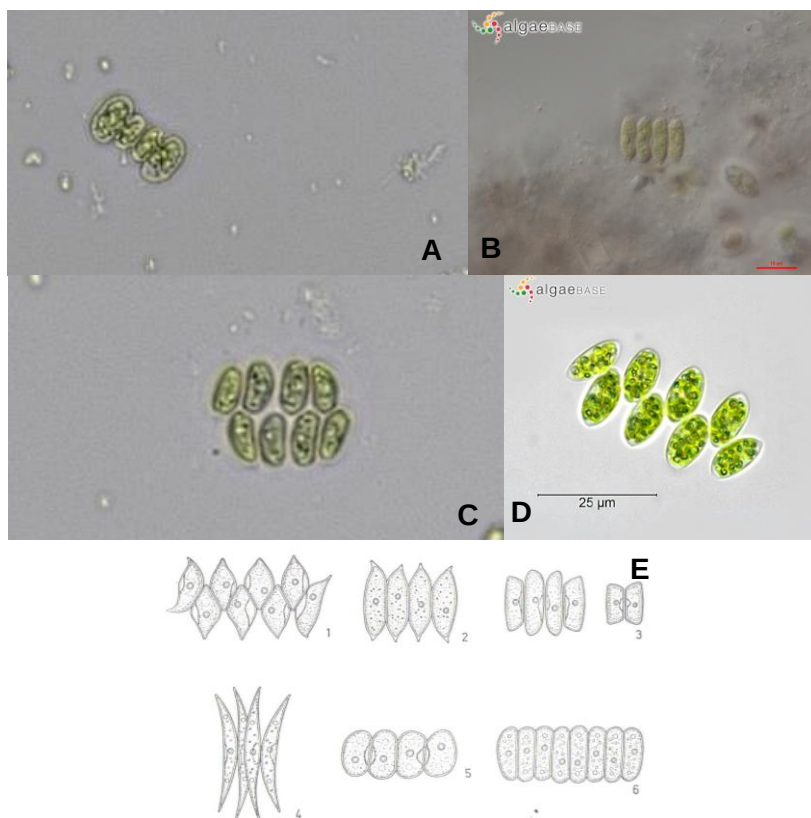


FIGURA XVIII. Alga Género *Scenedesmus*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [45].
(C) Fuente Propia.
(D) Fuente: [45].
(E) Fuente: [27].

6) *Staurastrum* – Alga

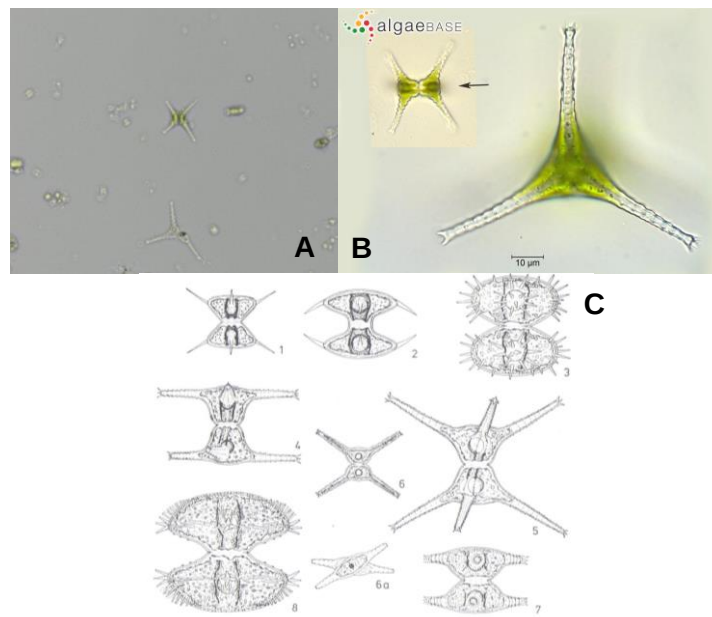


FIGURA XIX. Alga Género *Staurastrum*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [45].
(C) Fuente: [27].

7) *Trachelomonas* – Alga

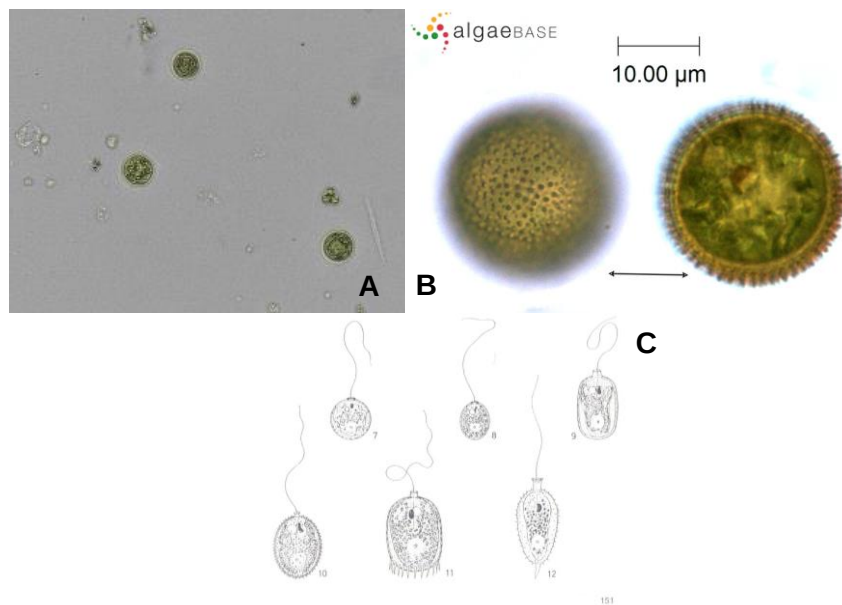


FIGURA XX. Alga Género *Trachelomonas*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [45].
(C) Fuente: [27].

8) *Keratella* - Protozooario

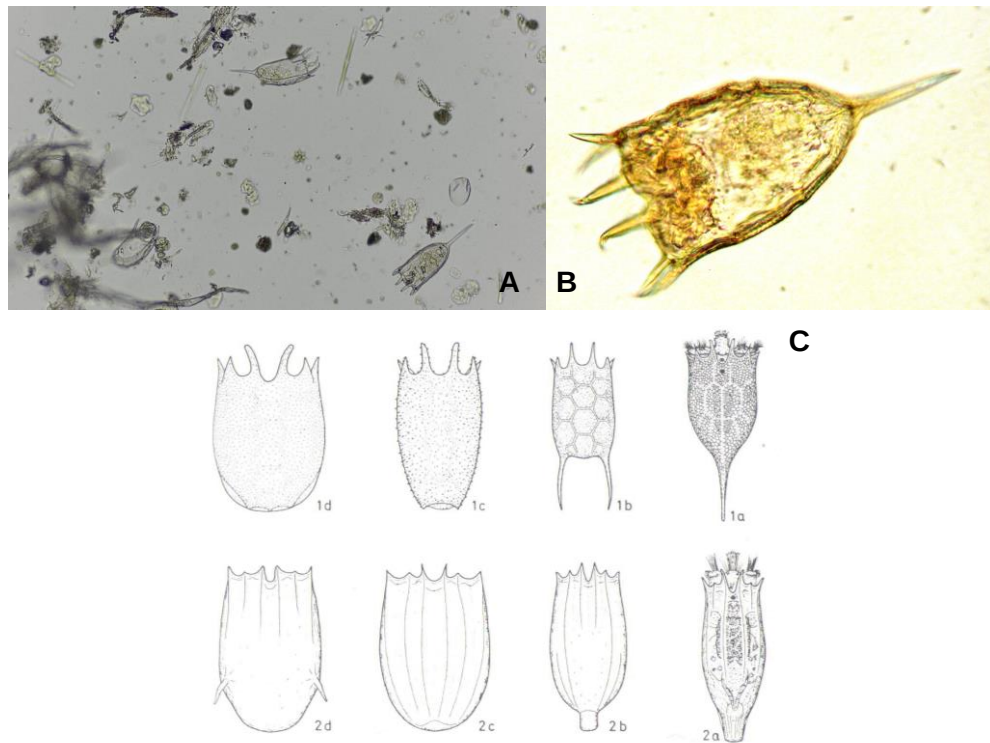


FIGURA XXI. Protozooario Género *Keratella*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [50].
(C) Fuente: [27].

9) *Vorticella* - Protozooario

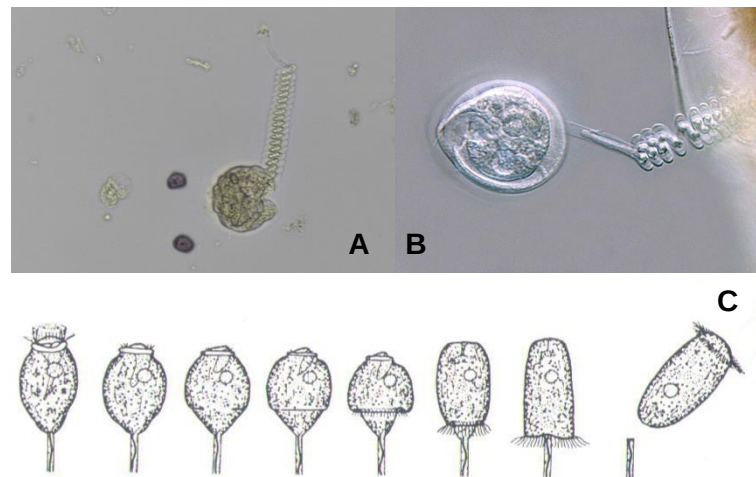


FIGURA XXII. Protozooario Género *Vorticella*.

Nota: (A) Fuente Propia.
(B) Fuente: [51].
(C) Fuente: [27].

E. Remoción de microcistina-LR

Se presenta la **Tabla XII** con las remociones obtenidas de Microcistina-LR.

TABLA XII

Resultados de laboratorio: Concentración de microcistina-LR.

Secuencia	Cloro	Sulfato de Cobre	Polímero	Microtamiz	Concentración Microcistina-LR	
Agua Cruda	-	-	-	-	<0,000205 mg/L*	<0,205 µg/L
2	-	0,50 mg/l	0,25 mg/l	10 µm	<0,000206 mg/L*	<0,206 µg/L
	-	1 mg/l	0,25 mg/l	20 µm	<0,000206 mg/L*	<0,206 µg/L
3	0,75 mg/l	-	0,25 mg/l	10 µm	<0,000206 mg/L*	<0,206 µg/L
	0,75 mg/l	-	0,25 mg/l	20 µm	<0,000206 mg/L*	<0,206 µg/L
4	0,75 mg/l	0,50 mg/l	0,50 mg/l	10 µm	<0,000206 mg/L*	<0,206 µg/L
	0,75 mg/l	1 mg/l	0,75 mg/l	20 µm	<0,000206 mg/L*	<0,206 µg/L

Leyenda: “*”: Valores brindados por el laboratorio.

“-”: No se empleó el producto químico o instrumento.

La concentración tanto inicial como final de microcistina-LR es menor a 1 µg/L, valor guía provisional de la OMS y de la normativa peruana.

Dado que la concentración de microcistina-LR está debajo del umbral de detección de la metodología aplicada por el laboratorio, no se puede afirmar o negar un aumento de la concentración de microcistina-LR en el agua resultante de las secuencias 2, 3 y 4.

Sin embargo, se puede rescatar que el posible incremento no superó 0,206 µg/L, cumpliendo tanto el valor guía de la OMS como la normativa peruana. Además, a pesar de aplicar oxidantes químicos, provocadores de posible lisis, la microcistina-LR no aumento al punto de ser detectable.

Igual cabe mencionar que las algas tienen diferente resistencia a la lisis [29], por lo que aplicar la misma dosis y secuencia a otra calidad de agua podría resultar en resultados diferentes.

F. Recopilación de resultados

A continuación, se presenta la **Tabla XIII** con las remociones obtenidas durante la investigación.

TABLA XIII

Resultados: Dosis óptimas y remoción de cada secuencia.

Secuencia	Cloro	Sulfato de Cobre	Polímero	Microtamiz	Remoción de algas	Remoción de Microcistina-LR
1	-	-	1 mg/l	10 µm	79,58%	X
	-	-	1 mg/l	20 µm	58,16%	X
2	-	0,50 mg/l	0,25 mg/l	10 µm	98,47%	Cc
	-	1 mg/l	0,25 mg/l	20 µm	96,89%	Cc
3	0,75 mg/l	-	0,25 mg/l	10 µm	85,66%	Cc
	0,75 mg/l	-	0,25 mg/l	20 µm	85,85%	Cc
4	0,75 mg/l	0,50 mg/l	0,50 mg/l	10 µm	99,08%	Cc
	0,75 mg/l	1 mg/l	0,75 mg/l	20 µm	97,33%	Cc
5	0,75 mg/l	1 mg/l	0,75 mg/l	20 µm	83,75%	X
	0,75 mg/l	1 mg/l	0,75 mg/l	20 - 15 µm	86,36%	X
	0,75 mg/l	1 mg/l	0,75 mg/l	20 - 10 µm	90,19%	X
	0,75 mg/l	1 mg/l	0,75 mg/l	20 - 5 µm	96,90%	X

Leyenda: "Cc": No se pudo calcular la remoción.

"-": No se empleó el producto químico o instrumento.

"X": No se realizó el ensayo.

V. Conclusiones

A. Generales

- No se confirmó la hipótesis de la investigación, puesto que se obtuvo una mayor remoción de algas mediante la aplicación de sulfato de cobre, cloro, polímero catiónico y el empleo de un microtamiz.
- La concentración de algas en el agua cruda varía con el tiempo. Así mismo, la diversidad de algas.
- La concentración del alga influye en su remoción, de igual manera los productos químicos aplicados.
- La especie y características del alga podrían presentar una gran influencia en la remoción de las mismas en los microtamices, aunque esta hipótesis debe ser confirmada con futuras investigaciones.
- Se verificó que el sulfato de cobre y/o cloro reduce la concentración de algas en termino de org/L.
- La aplicación previa de sulfato de cobre y/o cloro reduce la dosis de polímero catiónico necesaria. Esto significa menor consumo de polímero catiónico.
- El microtamiz de 10 μm obtuvo una mayor remoción de algas respecto al microtamiz de 20 μm .
- El sulfato de cobre, como único producto químico, fue el producto químico más eficaz, obteniendo una máxima remoción de algas de 98,47%.
- El cloro fue eficaz, obteniendo una máxima remoción de algas de 85,85% pero menor al sulfato de cobre que fue de 98,47%.
- Emplear en conjunto sulfato de cobre y cloro mejoró la remoción, obteniendo un valor máximo de remoción de algas de 99,08%.
- Emplear dos microtamices en serie mejora la remoción de algas, obteniendo un máximo valor de 96,90%.

- La secuencia 4 consistente en sulfato de cobre, cloro, polímero catiónico y microtamiz fue la más eficiente con un valor máximo de 99,08% en remoción de algas.
- No se pudo confirmar un aumento o remoción de microcistina-LR debido a que en todas las mediciones se reportaron valores inferiores al valor de detección límite de 0,000206 mg/L.

B. Remoción de algas

La remoción de algas fue influenciada por varios factores durante el pretratamiento realizado. Los factores determinados fueron:

- **Microtamiz**

Su tamaño de abertura es la que limita el paso de algas. Un factor influyente es el tamaño y movilidad del alga existente en el afluente, ya que, se observó que basta con tener una dimensión y posición favorable para que esta pueda atravesar el microtamiz. Sin embargo, aquellos organismos con movilidad podrían atravesar esta incluso si su dimensión no les favorezca.

Así mismo, emplear dos microtamices en serie, con un tamaño de abertura descendente, aumenta significativamente la remoción.

Por lo tanto, reducir el tamaño de abertura y microtamizar en serie son buenas opciones para aumentar la eficiencia de remoción.

- **Productos químicos**

Las dosis aplicadas de sulfato de cobre, cloro y polímero catiónico fueron las responsables de aumentar o disminuir la remoción de algas. Durante las pruebas se observó un comportamiento parabólico en las remociones respecto a las dosis, es decir, existe una dosis óptima. Similar a lo que sucede con la coagulación de la turbiedad. Sin embargo, no se observó una relación entre la dosis óptima y la concentración de algas. Lo mejor para determinar la dosis óptima sería mediante pruebas de jarras e identificación

del alga predominante en el agua cruda. Puesto que se observó que la especie y características de alga influye notablemente en su remoción.

Polímero catiónico

El polímero por sí solo no fue muy eficaz (47,43% a 79,58%) para remover algas comparado a las combinaciones estudiadas. Sin embargo, se pudo observar que cumple su función como aglutinante de algas, lo cual aumenta la remoción de algas que luego pasan por el microtamiz. Por eso, a menor abertura del microtamiz, menor dosis será necesaria.

Su dosis se vio reducida de 1 mg/L a 0.5 mg/L al realizar una dosificación de sulfato de cobre y/u oxidación con cloro.

Sulfato de cobre

El sulfato de cobre resultó muy eficaz y mejoró considerablemente la remoción de algas en el rango de 50,41% a 98,47%, respecto a aplicar el polímero catiónico con o sin cloro.

Cloro

El cloro resultó eficaz y mejoró considerablemente la remoción de algas con respecto a aplicar solo el polímero catiónico. Esta remoción se encuentra dentro del rango de 15,01% a 85,85%.

Sulfato de cobre y cloro

Al emplear ambos productos en conjunto, se obtiene una remoción mayor, entre 88,94% y 99,08%, en comparación con la aplicación de solo uno de ellos (sulfato de cobre o cloro), que produce una remoción entre 15,01% y 98,47%. Entonces, se obtiene la máxima remoción, aplicando ambos productos.

C. Remoción de microcistina-LR

No se pudo determinar el efecto de las secuencias en la variación de la concentración de microcistina-LR. Sin embargo, en los ensayos se verificó que no se superó el valor de 0,000206 mg/L, es decir no alcanzo a valores que requieran un proceso adicional para su remoción a fin de cumplir con la normativa de calidad de agua potable del país.

VI. Recomendaciones

Durante la realización de las pruebas de jarras, se observaron ciertos puntos a tener en cuenta.

- Organizarse y medir cuanto tiempo toma por prueba, ya que todas las que corresponden a una secuencia deben realizarse en un día para una relación de resultados más notoria.
- El microtamiz es el instrumento limitante de las pruebas, se sugiere tener al menos 6 para emplearlos en paralelo.
- Lavar el microtamiz con solo agua, cuando este se sature, emplear jabón. Pero enjuagar muy bien para evitar toda posible formación de espuma.
- Preparar los productos químicos a concentraciones que se adecuen a las dosis a emplear. De tener una concentración baja y dosis alta, se tendrá un gran volumen a dosificar. Esto sería complicado, puesto que se busca una aplicación instantánea.
- Preparar los productos químicos nuevamente cada día a fin de que evitar su contaminación o se desnaturalicen.
- La modificación de pH o concentración de los productos, podría ser una opción por explorar en futuras investigaciones. Así mismo, se podría estudiar la aplicación de otros productos oxidantes.
- La participación o influencia de los productos químicos y microtamices en la remoción son variables. Este dependerá de la concentración, diversidad y especies predominantes de algas presentes en el agua a tratar. Para una mejor evaluación, se recomienda realizar las pruebas con la misma concentración inicial y diversidad de algas en el agua cruda.

VII. Referencias bibliográficas

- [1] Algae: Source to Treatment, 1ra ed, AWWA, Denver, EEUU pp. 333-379.
- [2] M. M. Fakron, "Surface Water Pollution & Restoration", 7 Diciembre 2022. [En línea]. Available: <https://ssrn.com/abstract=4444153>. [Último acceso: 19 Octubre 2024].
- [3] Y. Sun, H. Zheng, Z. Xiong, Y. Wang, X. Tang, W. Chen y Y. Ding, "Algae removal from raw water by flocculation and the fractal characteristics of flocs", *Desalination and Water Treatment*, vol. 56, nº 4, pp. 894-904, 2015.
- [4] G. Joh, Y. S. Choi, J.-K. Shin y J. Lee, "Problematic algae in the sedimentation and filtration process of water treatment plants", *Journal of Water Supply: Research and Technology—AQUA*, vol. 60, nº 4, pp. 219-230, 2011.
- [5] I. Moreno, G. Repetto y A. Cameán, "Interés toxicológico de las microcistinas", *Revista de Toxicología*, vol. 20, nº 3, pp. 159-165, 2003.
- [6] Organización Mundial de la Salud, "Guías para la calidad del agua de consumo humano", 24 Abril 2017. [En línea]. Available: <https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/272403/9789243549958-spa.pdf?sequence=1>. [Último acceso: 1 Septiembre 2024].
- [7] Minsa. (Febrero 2011). *Reglamento de la Calidad del Agua para Consumo Humano*. [En línea]. Available: http://www.digesa.minsa.gob.pe/publicaciones/descargas/Reglamento_Calidad_Agua.pdf.
- [8] Ente provincial del agua y de saneamiento. *Normas de calidad de agua y efluentes*. [En línea]. Available: <https://www.mendoza.gov.ar/wp->

- content/uploads/sites/86/2024/01/Resolucion-35-96-Anexos-I-y-II-Pequeños-Operadores.pdf.
- [9] Sistema Provincial de Control de Calidad. (1994). *Normas Provinciales de Calidad y Control de Agua para Bebida*. [En línea]. Available: <https://www.luque.coop/media/attachments/2019/11/22/normas-provinciales-de-calidad-del-agua.pdf>.
- [10] Ente regulador de servicios públicos. *Reglamento de Calidad de agua potable*. [En línea]. Available: <https://boletinoficialsalta.gob.ar/anexos/Resolucion907-12.pdf>.
- [11] Ministério da Saúde. (2005). *Portaria MS n.º 518/2004*. [En línea]. Available: https://bvsms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/portaria_518_2004.pdf.
- [12] Instituto Ecuatoriano de Normalización. (2014). *Norma Técnica ecuatoriana*. [En línea]. Available: <https://www.insistec.ec/images/insistec/02-cliente/07-descargas/NTE%20INEN%201108%20-%20AGUA%20POTABLE.%20REQUISITOS.pdf>.
- [13] Instituto Uruguayo de normas técnicas. (2010). *Agua potable - Requisitos*. [En línea]. Available: http://www.ose.com.uy/descargas/Clientes/Reglamentos/unit_833_2008_.pdf.
- [14] H. Du Preez, A. Swanepoel, L. Van Baalen y A. Oldewage, "Cyanobacterial Incident Management Frameworks (CIMFs) for application by drinking water suppliers", *Water Research Commission*, 2007.
- [15] D. Brooke, D. Ribeiro, L. Rodrigues, M. Campos y R. Mendes, "Algas e seus impactos em sistemas de tratamento de águas para abastecimento: Estudo de caso sistema Guarapiranga", São Paulo, 2008.

- [16] R. Hazen, A. A. Kalinske y A. W. Consoer, "Application of the Microstrainer to the Water Treatment in Great Britain [with Discussion]", *Journal (American Water Works Association)*, vol. 45, nº 7, pp. 723-737, 1953.
- [17] D. Johnson, M. R. Farley y R. E. Youngman, "Algal Removal Studies on a Pilot Scale Water Treatment Plant at Loch Leven, Kinross", *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh, Section B: Biological Sciences*, vol. 74, pp. 183-194, 1974.
- [18] V. Bonnélye y P. Mouchet, "Solving algae problems: French expertise and world-wide applications", *Journal of Water Supply: Research and Technology - AQUA*, vol. 47, nº 3, pp. 125-141, 1998.
- [19] D. L. Cristancho y T. Rodríguez Chaparro, "Aplicaciones en tratamiento de agua de los microstrainers: Revisión", *Revista Ingenierías Universidad de Medellín*, vol. 6, nº 10, pp. 31-38, Enero-junio 2017.
- [20] C. de Almeida, F. Spiandorello, D. Giroldo y J. Yunes, "The effectiveness of conventional water treatment in removing *Ceratium furcoides* (Levander) Langhans, *Microcystis* sp. and microcystins", *Water SA*, vol. 42, nº 4, pp. 606-611, 2016.
- [21] J. Ma, B. Jia, S. Li, Y. Kong, Y. Nie, H. Zhang, M. Xiao y T. Gao, "Enhance coagulation of covalent composite coagulant with potassium permanganate oxidation for algae laden water treatment: Algae and extracellular organic matter removal", *Chemical Engineering Journal Advances*, vol. 13, p. 100427, 2023.
- [22] C.-F. Huang y H.-H. Yeh, "Study on algae coagulation removal", *Water Science and Technology: Water Supply*, vol. 9, nº 2, pp. 167-172, 2009.
- [23] A. H. Abouzied y H. A. S. Hassan, "Application of permanganate, copper sulfate to the coagulation dose and use of *Moringa oleifera* seeds as a natural coagulant in water treatment plants to remove algae", *Egyptian Journal of Phycology*, vol. 22, nº 1, pp. 1-30, 2021.

- [24] Y. J. Zhang, X. L. Zhao, X. X. Li, C. Lui y L. L. Zhu, "Performance of PAC/PDM composite coagulants for removal of algae from Lake Taihu waters in summer", *Water Science and Technology*, vol. 62, nº 2, pp. 330-339, 2010.
- [25] F. M. S. E. El-Dars, O. M. A. Salem, E.-S. A. Abdel-Aal y M. A. M. Abdel Rahman, "Algal control and enhanced removal in drinking waters in Cairo, Egypt", *Journal of Water and Health*, vol. 13, nº 4, pp. 1060-1072, 2015.
- [26] J. Ma, G. Lei y J. Fang, "Effect of algae species population structure on their removal by coagulation and filtration processes - a case study", *Journal of Water Supply: Research and Technology—AQUA*, vol. 56, nº 1, pp. 41-54, 2007.
- [27] H. Streble y D. Krauter, *Atlas de los Microorganismos de Agua Dulce*, Barcelona: Omega, 1987.
- [28] W. Czyzewska y M. Piontek, "The Efficiency of Microstrainers Filtration in the Process of Removing Phytoplankton with Special Consideration of Cyanobacteria", *Toxins*, vol. 11, nº 5, p. 285, 2019.
- [29] J. D. Plummer y J. K. Edzwald, "Effects of chlorine and ozone on algal cell properties and removal of algae by coagulation", *Journal of Water Supply: Research and Technology—AQUA*, vol. 51, nº 6, pp. 307-318, 2002.
- [30] H. Ewerts, A. Swanepoel y H. du Preez, "Efficacy of conventional drinking water treatment processes in removing problem-causing phytoplankton and associated organic compounds", *Water SA*, vol. 39, nº 5, pp. 739-750, 2013.
- [31] W. M. Ibrahim, E. H. Salim, Y. A. Azab y A.-H. M. Ismail, "Monitoring and removal of cyanobacterial toxins from drinking water by algal-activated carbon", *Toxicology and industrial health*, vol. 32, nº 10, pp. 1752-1762, 2016.
- [32] K. Himberg, A. M. Keijola, L. Hissvirta, H. Pyysalo y K. Sivonen, "The effect of water treatment processes on the removal of hepatotoxins from *Microcystis* and

- Oscillatoria cyanobacteria: A laboratory study", *Water Research*, vol. 23, nº 8, pp. 979-984, 1989.
- [33] A. M. Keijola, K. Himberg, A. L. Esala, K. Sivonen y L. Hiisvirta, "Removal of cyanobacterial toxins in water treatment processes: Laboratory and pilot-scale experiments", *Toxicity assessment: An International Journal*, vol. 3, nº 5, pp. 643-656, 1988.
- [34] C. W. Chow, M. Drinkas, J. House, M. D. Burch y R. M. Velzeboer, "The impact of conventional water treatment processes on cells of the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa*", *Water Research*, vol. 33, nº 15, pp. 3253-3262, 1999.
- [35] N. Kishida, M. Sagehashi, H. Takanashi, N. Fujimoto y M. Akiba, "Nationwide survey of organism-related off-flavor problems in Japanese drinking water treatment plants (2010–2012)", *Journal of Water Supply: Research and Technology—AQUA*, vol. 64, nº 7, pp. 832-838, 2015.
- [36] R. Devesa Garriga, "El conocimiento sobre gustos y olores del agua crece exponencialmente", de *Crónica del Décimo Congreso Off-Flavours de la IWA*, Tainán, 2013.
- [37] R. Devesa Garriga, "El sabor del agua: un cambio bottom-up se acerca", de *Crónica del Undécimo Congreso de Gustos y Olores de la IWA*, Sidney, 2017.
- [38] M. D. Márquez Moreno, "Síndrome del olor a pescado: trimetilaminuria", *Formación Activa en Pediatría de Atención Primaria*, vol. 6, nº 4, pp. 270-274, 2013.
- [39] L. Vela, E. Sevilla, B. Martín, S. Pellicer, T. Bes, M. F. Fillat y L. Peleato, "Las microcistinas", *Rev. Real Academia de Ciencias. Zaragoza*, vol. 62, pp. 135-146, 2007.
- [40] R. Echenique, L. Giannuzzi y D. Andrinolo, "Cyanobacteria: algas productoras de toxinas", *Museo*, vol. 3, nº 21, pp. 58-61, 2007.

- [41] A. Barrenechea Martel, "Coagulación", de *Plantas de filtración rápida Manual I: Teoría*, Lima, Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente, 2018, pp. 151-223.
- [42] M. Shehadul Islam, A. Aryasomayajula y P. Ravi Selvaganapathy, "A review on macroscale and microscale cell lysis methods", *Micromachines*, vol. 8, nº 3, p. 83, 2017.
- [43] J. Arboleda Valencia, *Teoría y práctica de la purificación del agua*, Santa Fe de Bogotá: Nomos, 2000.
- [44] E. L. Venrick, "Phytoplankton manual", de *How many cells to count?*, Unesco, 1978, pp. 167-180.
- [45] M. D. Guiry y G. M. Guiry, "AlgaeBase", World-wide electronic publication, University of Galway, 2024. [En línea]. Available: <https://www.algaebase.org/>. [Último acceso: 1 Septiembre 2024].
- [46] PTAP Agua Fontaneil SAC, "Caracterización de Vida Libre del agua cruda - PTAP Agua Fontaneil SAC", Lima, 2024.
- [47] Envirologix, "QuantiPlate™ Kit for Microcystins", 22 Abril 2016. [En línea]. Available: <https://envirologix.wpenginepowered.com/wp-content/uploads/2016/04/EP022Microcystin.pdf>. [Último acceso: 15 Septiembre 2024].
- [48] J. Ma, R. Zhang, W. Xia, Y. Kong, Y. Nie, Y. Zhou y C. Zhang, "Coagulation performance of Al/Fe based covalently bonded composite coagulants for algae removal", *Separation and Purification Technology*, vol. 285, p. 120401, 2022.
- [49] J.-J. Chen y H.-H. Yeh, "The mechanisms of potassium permanganate on algae removal", *Water research*, vol. 39, nº 18, pp. 4420-4428, 2005.
- [50] Central Michigan University, "Central Michigan University", 2024. [En línea]. Available: <https://www.cmich.edu/>. [Último acceso: 1 Septiembre 2024].

- [51] Digital Eclipse Image Gallery, "Nikon", 2024. [En línea]. Available: <https://www.microscopyu.com/gallery-images/vorticella-ciliata>. [Último acceso: 1 Septiembre 2024].
- [52] E. S. Hopkins, "La depuración de las aguas potables desde el punto de vista del ingeniero sanitario", *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana (OSP)*, pp. 940-953, 1935.
- [53] G. C. Bunker, "El uso del cloro en la purificación del agua", *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana (OSP)*, pp. 450-464, 1929.
- [54] L. Ho, A. Barbero, J. Dreyfus, D. R. Dixon, F. Qian, P. J. Scales y G. Newcombe, "Behaviour of cyanobacterial bloom material following coagulation and/or sedimentation", *Journal of Water Supply: Research and Technology—AQUA*, vol. 62, nº 6, pp. 350-358, 2013.
- [55] M. Bruni y R. Shrestha. "Sustainable Sanitation and Water Management". [En línea]. Available: [https://sswm.info/es/gass-perspective-es/tecnologias-de-agua-y-saneamiento/tecnologias-de-abastecimiento-de-agua/sedimentaci%C3%B3n-#:~:text=La%20sedimentaci%C3%B3n%20simple%20\(tambi%C3%A9n%20conoci da,\)%20y%20desinfecci%C3%B3n%20\(cloraci%C3%B3n\)](https://sswm.info/es/gass-perspective-es/tecnologias-de-agua-y-saneamiento/tecnologias-de-abastecimiento-de-agua/sedimentaci%C3%B3n-#:~:text=La%20sedimentaci%C3%B3n%20simple%20(tambi%C3%A9n%20conoci da,)%20y%20desinfecci%C3%B3n%20(cloraci%C3%B3n)).
- [56] H. G. Peterson, S. E. Hrudey, I. A. Cantin, T. R. Perley y S. L. Kenefick, "Physiological toxicity, cell membrane damage and the release of dissolved organic carbon and geosmin by *Aphanizomenon flos-aquae* after exposure to water treatment chemicals", *Water Research*, vol. 29, nº 6, pp. 1515-1523, 1995.
- [57] A. A. d. Silveira, "Remoção de algas da água da Lagoa do Peri através de filtração direta descendente com pré-filtração mecânica em micropeneiras", 2003.
- [58] World Health Organization, "Cyanobacterial toxins: microcystins", *World Health Organization*, 2020.

- [59] J. Bartram y I. Chorus, "A guide to their public health consequences, monitoring and management. Toxic cyanobacteria in water", *World Health Organization*, 1999.
- [60] M. Rameshrad, B. Marjan Razavi y H. Hosseinzadeh, "Protective effects of green tea and its main constituents against natural and chemical toxins: A comprehensive review", *Food and chemical toxicology*, vol. 100, pp. 115-137, 2017.
- [61] MINSA. Dirección General de Salud Ambiental del Ministerio de Salud. (2011). *Reglamento de la Calidad del Agua para Consumo Humano*.
- [62] *Phytoplankton Counting Techniques*, 10200 F, Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, Washington DC, 2022.
- Sample Collection*, 10200 B, Standard Methods for the Examination of Water
- [63] and Wastewater, Washington DC, 2022.

Anexos

Anexo 1: Registro fotográfico.	1
Anexo 2: Esquema: Procedimiento de conteo de algas.....	7
Anexo 3: Lista de materiales empleados.	8
Anexo 4: Resultados concentración de microcistina-LR: Laboratorio acreditado.	10
Anexo 5: Método de inmunoensayo para la cuantificación de microcistina-LR.	12

Anexo 1

Registro fotográfico.



FIGURA XXIII. Productos químicos empleados.



FIGURA XXIV. Equipo de microtamizado empleado.

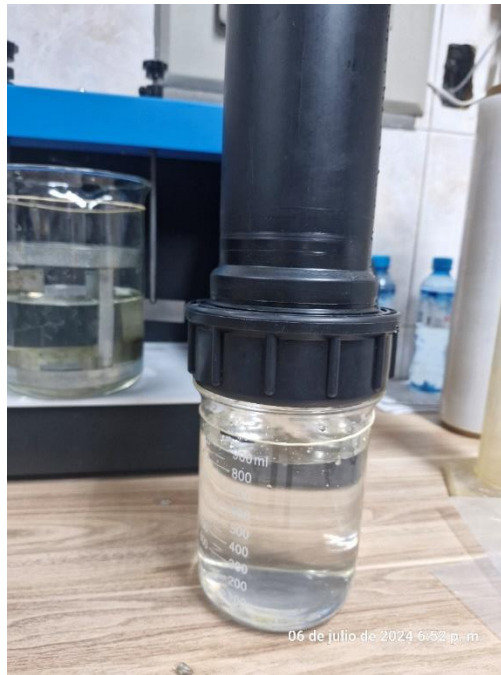


FIGURA XXV. Filtración de muestra por microtamiz.



FIGURA XXVI. Filtración de muestra para posterior conteo de algas.



FIGURA XXVII. Fijación de muestra con Lugol.



FIGURA XXVIII. Microtamices 5,10 y 20 posterior a filtración.



FIGURA XXIX. Microscopio vertical (cámara incluida) y kit para conteo de algas.



FIGURA XXX. Observación de muestra por microscopio.



FIGURA XXXI. Cámara a monitor de microscópio.

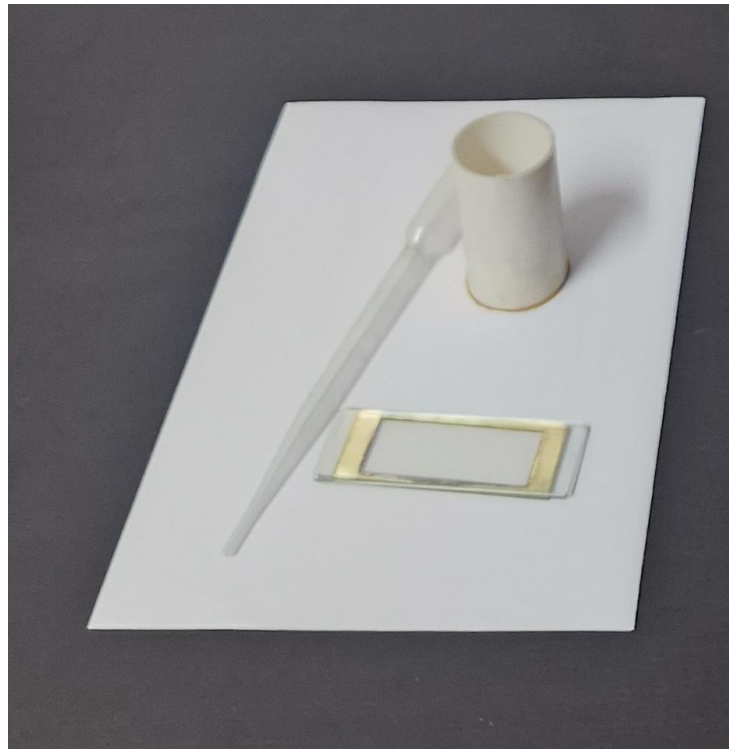


FIGURA XXXII. Cámara de Sedgewick-Rafter, gotero y dispositivo de filtración.

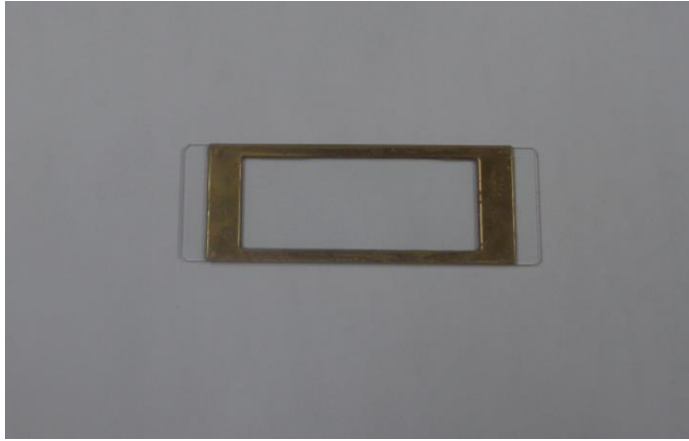
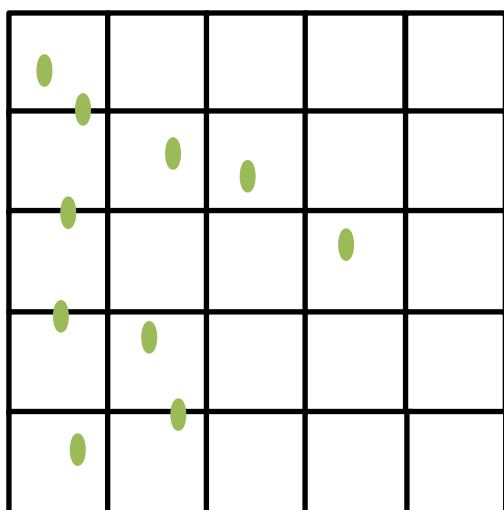
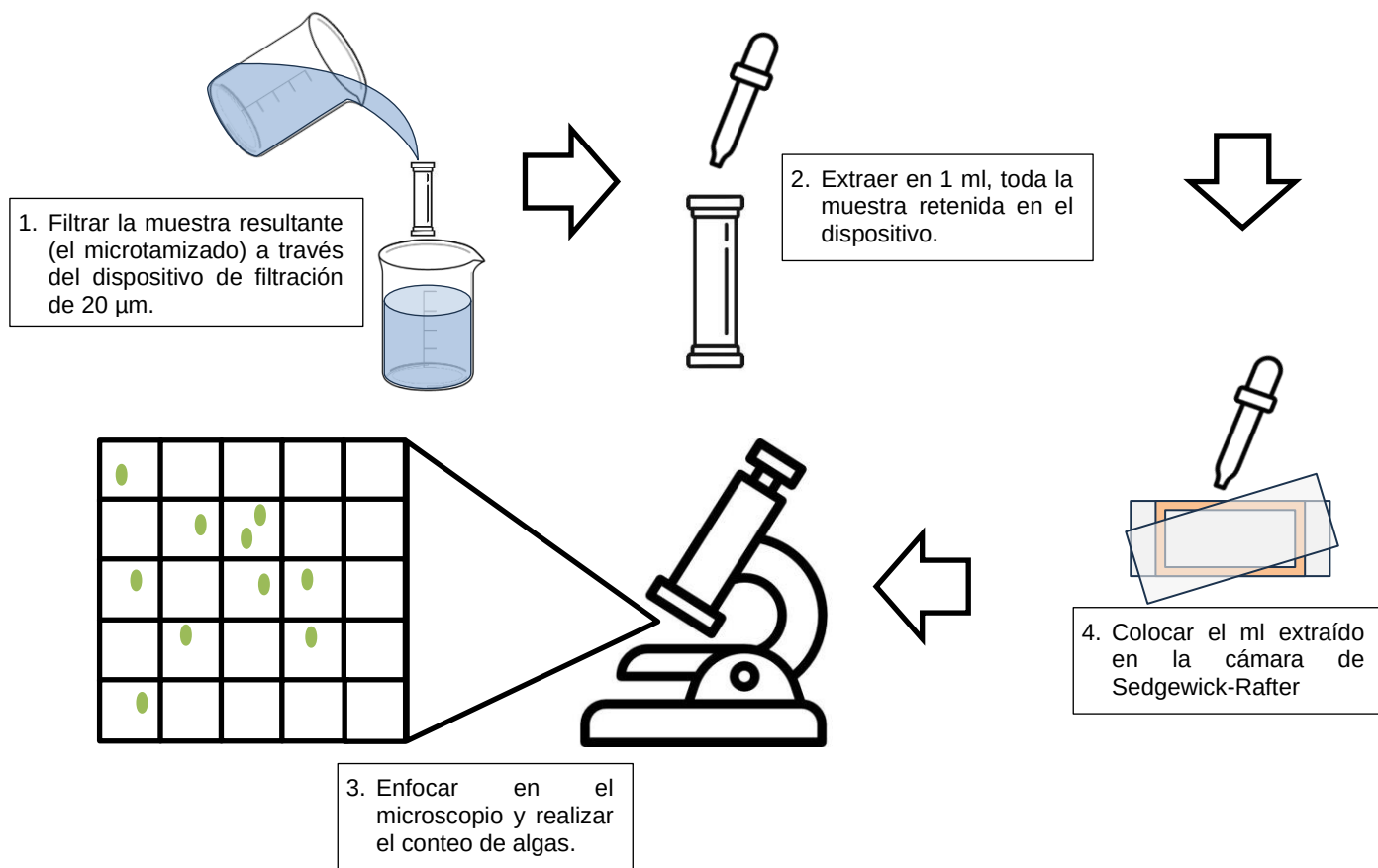


FIGURA XXXIII. Cámara de Sedgewick-Rafter.

Anexo 2

Esquema: Procedimiento de conteo de algas.



Algunas consideraciones para el conteo son:

- Unidad Natural como unidad de conteo.
- No contar células muertas o rotas.
- Emplear 100x o 200x según la densidad algal presente.
- Obtener un total de al menos 100 algas.
- Contar celdas distribuidas por toda la cámara.
- En caso el alga toque el borde de la celda, contarla si es el lado norte y este.

Se empleará la siguiente ecuación:

$$No. ml = \frac{C \times 1000mm^3}{L \times D \times W \times S}$$

C: Número de organismos contados

L: Largo de celda de S-R (mm)

D: Profundidad de celda de S-R (mm)

W: Ancho de celda de S-R (mm)

S: Número de celdas de S-R contadas

Anexo 3

Lista de materiales empleados.

TABLA XIV

Lista de equipos, materiales y reactivos empleados.

Ítem	Descripción	Cantidad	Unidad
EQUIPAMIENTO			
1	Equipo de Prueba de Jarras	1	und
2	Balanza de laboratorio 0.01 g	1	und
3	Microscopio con cámara digital incorporada	1	und
4	Equipo de microtamizado	1	und
5	Set de tamices (5, 10, 15 y 20 μm)	1	und
6	Filtro de 20 μm	1	und
7	Cronómetro	1	und
8	Cámara Sedgewick Rafter	1	und
INSTRUMENTOS			
1	Jarra de Laboratorio 1L Pyrex	8	und
2	Jarra de Laboratorio 2L Pyrex	2	und
3	Bagueta de Vidrio	3	und
4	Pipeta de 5 ml	3	und
5	Pipeta de 10 ml	3	und
6	Piseta de laboratorio 500 ml	1	und
7	Jeringas descartables de 5 ml	15	und
8	Jeringas descartables de 20 ml	15	und
9	Gotero graduado de 5 ml	1	und
10	Pera de succión	4	und
11	Probeta graduada 1L	1	und
12	Jarra Plástica 1L	1	und
13	Balde 150 L	1	und
14	Vasos de plástico 200 ml	15	und
15	Agitador de Madera para Balde	1	und
16	Deflectores de jarra de 1L	6	und
17	Caja de Guantes Quirúrgicos	1	und

Ítem	Descripción	Cantidad	Unidad
18	Caja de Pañuelo Desechable	2	und
19	Plumón Indeleble	1	und
20	Masking Tape	1	und
21	Botellas de plástico 1L	10	und
22	Papel lente	1	und
23	Escobilla de laboratorio	1	und
REACTIVOS			
1	ARIFLOC C601	1	und
2	Sulfato de Cobre 1kg	1	und
3	Lejía Clorox Tradicional 345g	1	und
4	Agua Destilada 100L	1	und
5	Lugol 5% 500 ml	1	und
6	Detergente líquido	1	und

Anexo 4
Resultados concentración de microcistina-LR: Laboratorio acreditado.



SAG

LABORATORIO DE ENSAYO
ACREDITADO POR EL ORGANISMO
INTERNATIONAL ACCREDITATION
SERVICE, INC. - IAS
CON REGISTRO TL - 829



LABORATORIO DE ENSAYO
ACREDITADO POR EL
ORGANISMO DE
ACREDITACIÓN INACAL-DA
CON REGISTRO N° LE - 047



INFORME DE ENSAYO N°1807129-2024
CON VALOR OFICIAL

RAZÓN SOCIAL : INGENIERÍA SANITARIA S.A.C.
DOMICILIO LEGAL : AV. SEPARADORA INDUSTRIAL NRO. 1080 URB. OLIMPO ET. DOS - ATE - LIMA - LIMA
SOLICITADO POR : INGENIERÍA SANITARIA S.A.C.
REFERENCIA : RESERVADO POR EL CLIENTE
PROCEDENCIA : RESERVADO POR EL CLIENTE
FECHA(S) DE RECEPCIÓN DE MUESTRAS : 2024-09-16
FECHA(S) DE ANÁLISIS : 2024-09-16 AL 2024-09-27
FECHA(S) DE MUESTREO : 2024-09-15
MUESTREO POR : EL CLIENTE
CONDICIÓN DE LA MUESTRA : LOS RESULTADOS DE ANÁLISIS SE APLICAN A LA MUESTRA(S) TAL COMO SE RECIBIÓ.

I. METODOLOGÍA DE ENSAYO:

Ensayo	Método	L.C	Unidades
Microcystin-LR	SAG-180917 Rev. 0 (Validated) 2018. Immunoassay method for the quantification of microcystin-LR	0.000206 AP/ 0.000205 A.N	mg/L
ORGANISMOS DE VIDA LIBRE, Fitoplancton (Algas) + Zooplancton (protozoarios, copépodos, rotíferos y nemátodos)	SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 10200 C.2.3, F.2. a, c.1, 24th Edition / SMEWW-APHA-AWWA-WEF Part 10200 G, 24th Edition, 2023. Plankton, Concentration Techniques. Phytoplankton Counting Techniques / Plankton, Zooplankton, Counting Techniques	1	Org./L

ING. TELLO PAUCAR
MARILU
SERVICIOS ANALITICOS
GENERALES SAC
Firmado con www.tocapu.pe

DIRECTOR TÉCNICO DE LABORATORIO



EXPERTS
WORKING
FOR YOU

Este informe de ensayo al estar en el marco de la acreditación del INACAL-DA y del Organismo Internacional de Acreditación-IAAC, se encuentran dentro del ámbito de reconocimiento multilateral/mutuo de los miembros firmantes de IAAC e ILAC.
OBSERVACIONES: • Está prohibida la reproducción parcial o total del presente documento a menos que sea bajo la autorización escrita de Servicios Analíticos Generales S.A.C. • Los resultados emitidos en este documento sólo son válidos para las muestras referidas en el presente informe. • Las muestras serán conservadas de acuerdo al periodo de perechibilidad del parámetro analizado con un máximo de 30 días de haber ingresado las muestras al laboratorio. Luego será eliminadas.
IMPORTANTE: • Este documento fue emitido con firma electrónica de valor legal en formato PDF. Debe solicitar su documento electrónico para verificar la autenticidad. Puedes comprobar la validez del mismo haciendo clic sobre la firma, saldrá un aviso: Validez de firma : firma válida, de no validarse el documento es falso. Notifique al correo: laboratorio@sagperu.com si su informe ha sido adulterado.

SERVICIOS ANALÍTICOS GENERALES S.A.C.

Laboratorios: INACAL-DA (Sede Lima 1) y Organismo Internacional de Acreditación (IAS-829): Av. Naciones Unidas N° 1565 Urb. Chacra Rios Norte - Lima y
INACAL-DA (Sede Lima 2) : Pasaje Clorinda Matto de Turner N° 2079 Urb. Chacra Rios Norte - Lima.

• Central telefónica (511) 425-6885 • Web: www.sagperu.com • Contacto Electrónico: sagperu@sagperu.com

Página 1 de 4



LABORATORIO DE ENSAYO
ACREDITADO POR EL ORGANISMO
INTERNATIONAL ACCREDITATION
SERVICE, INC. - IAS
CON REGISTRO TL - 829



LABORATORIO DE ENSAYO
ACREDITADO POR EL
ORGANISMO DE
ACREDITACIÓN INACAL-DA
CON REGISTRO N° LE - 047



INFORME DE ENSAYO N° 1807129-2024 CON VALOR OFICIAL

II. RESULTADOS:

Producto declarado	Agua Natural	Agua Natural	Agua Natural	Agua Natural
Matriz analizada	Agua Natural	Agua Natural	Agua Natural	Agua Natural
Fecha de muestreo	2024-09-15	2024-09-16	2024-09-17	2024-09-18
Hora de inicio de muestreo (h)	06:55	01:47	03:15	04:17
Condiciones de la muestra	Refrigerada	Refrigerada	Refrigerada	Refrigerada
Código del Cliente	AC-M	S2T10-M	S2T20-M	S3T10-M
Código del Laboratorio	24091104	24091105	24091106	24091107
ENSAYO ACREDITADO ANTE IAS-829				
Ensayo	Unidades	Resultados		
Microcystin-LR	mg/L	<0.000205	<0.000206	<0.000206
Producto declarado	Agua Natural	Agua Natural	Agua Natural	
Matriz analizada	Agua Natural	Agua Natural	Agua Natural	
Fecha de muestreo	2024-09-15	2024-09-17	2024-09-18	
Hora de inicio de muestreo (h)	05:40	06:48	08:08	
Condiciones de la muestra	Refrigerada	Refrigerada	Refrigerada	
Código del Cliente	S3T20-M	S4T10-M	S4T20-M	
Código del Laboratorio	24091108	24091109	24091110	
ENSAYO ACREDITADO ANTE IAS-829				
Ensayo	Unidades	Resultados		
Microcystin-LR	mg/L	<0.000206	<0.000206	<0.000206

Cod. FI004 / Versión: 04/ FE.: 06/2023

Este informe de ensayo al estar en el marco de la acreditación del INACAL-DA y del Organismo Internacional de Acreditación-IAS, se encuentran dentro del ámbito de reconocimiento multilateral/mutuo de los miembros firmantes de IAAC e ILAC.

OBSERVACIONES: • Está prohibida la reproducción parcial o total del presente documento a menos que sea bajo la autorización escrita de Servicios Analíticos Generales S.A.C. • Los resultados emitidos en este documento sólo son válidos para las muestras referidas en el presente informe. • Las muestras serán conservadas de acuerdo al periodo de perecibilidad del parámetro analizado con un máximo de 30 días de haber ingresado las muestras al laboratorio. Luego será eliminadas.

IMPORTANTE: • Este documento fue emitido con firma electrónica de valor legal en formato PDF. Debe solicitar su documento electrónico para verificar la autenticidad. Puedes comprobar la validez del mismo haciendo clic sobre la firma, saldrá un aviso: Validez de firma: firma válida, de no validarse el documento es falso. Notifique al correo: laboratorio@sagperu.com si su informe ha sido adulterado.

SERVICIOS ANALÍTICOS GENERALES S.A.C.

Laboratorios: INACAL-DA (Sede Lima 1) y Organismo Internacional de Acreditación (IAS-829): Av. Naciones Unidas N° 1565 Urb. Chacra Ríos Norte - Lima y
INACAL-DA (Sede Lima 2): Pasaje Clorinda Matto de Turner N° 2079 Urb. Chacra Ríos Norte - Lima.

• Central telefónica (511) 425-6885 • Web: www.sagperu.com • Contacto Electrónico: sagperu@sagperu.com

Página 2 de 4

EXPERTS
WORKING
FOR YOU

Anexo 5

Método de inmunoensayo para la cuantificación de microcistina-LR.

A continuación, se presenta un resumen de la metodología empleada por el laboratorio para la medición de microcistina, extraído de Envirologix [47].

El EnviroLogix QuantiPlate Kit para microcistina es un kit diseñado para la cuantificación de la microcistina en muestras de agua superficial en un rango de 0.2 a 2 partes por billón.

Contenido del Kit

- 12 tiras de 8 pocillos recubiertos con anticuerpos cada una, en marco de placa
- 1 vial de Control negativo
- 1 vial de calibrador de Microcistina-LR de 0,2 ppb
- 1 vial de calibrador de Microcistina-LR de 0,6 ppb
- 1 vial de calibrador de Microcistina-LR de 2,0 ppb
- 1 botella de Diluyente de ensayo
- 1 botella de Microcistina-enzima conjugada
- 1 paquete de sales de Solución de lavado
- 1 botella de Substrato
- 1 botella de Solución de parada

Materiales necesarios

- Pipeta de desplazamiento de aire ajustable con punta desechable que medirá 50 μ L y 100 μ L
- Rotulador (indeleble)
- Cinta o Parafilm
- Temporizador (30 minutos)
- Agua destilada
- Cristalería
- Frasco de lavado
- Lector de placas de microtitulación o lector de tiras
- Lavadora de placas de microtitulación
- Pipeta de doce u 8 canales que medirá 50 μ L y 100 μ L
- Tubos de dilución en rack (vidrio) para cargar muestras en la placa con una pipeta de 12 canales
- Agitador de placas orbitales

Pasos del ensayo

1. Agregue rápidamente 50 μ L **Diluyente de ensayo** a cada pocillo que se utilizará.
2. Agregue inmediatamente 50 μ L de **Control negativo**, 50 μ L de cada **calibrador de Microcistina-LR** y 50 μ L de cada muestra a sus respectivos pocillos.
3. Mezcle bien el contenido de los pocillos moviendo el soporte de la tira con un movimiento circular rápido sobre la mesa de trabajo durante 20-30 segundos.

4. Cubra los pocillos con cinta adhesiva o Parafilm para evitar la evaporación e incube a temperatura ambiente durante 30 minutos.
5. Agregue 50 μ L de **Microcistina-enzima conjugada** a cada pocillo.
6. Mezcle bien el contenido de los pocillos como en el paso 3. Cubra los pocillos con cinta adhesiva o Parafilm e incube a temperatura ambiente durante 30 minutos.
7. Después de la incubación, retire con cuidado la cubierta y agite vigorosamente el contenido de los pocillos en un fregadero u otro recipiente adecuado. Llene los pocillos completamente con **Solución de lavado** y luego agite para vaciarlos. Repita este paso de lavado cuatro veces. Coloque la placa sobre una toalla de papel para eliminar la mayor cantidad posible de solución de lavado. Alternativamente, use un lavador de placas de microtitulación con solución de lavado para el paso de lavado.
8. Agregue 100 μ L de **Substrato** a cada pocillo.
9. Mezcle bien el contenido de los pocillos, como en el paso 3. Cubra los pocillos con cinta nueva o Parafilm e incube durante 30 minutos a temperatura ambiente.
10. Agregue 100 μ L de **Solución de parada** a cada pocillo y mezcle bien.

Para la interpretación de resultados, se seguirá los pasos mencionados en [47].