

Universidad Técnica Nacional

Sede Central

Carrera de Ingeniería en Manejo del Recurso Hídrico

Caracterización, recolección y disposición final de materiales flotantes residuales en las etapas de floculación y sedimentación en la planta potabilizadora de Tres Ríos

**Trabajo final de graduación como requisito para optar por el grado académico de
LICENCIATURA EN INGENIERÍA EN RECURSO HÍDRICO**

Sustentante:

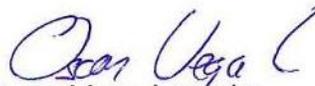
Karina Picado Carballo

Alajuela, 2022

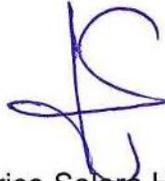
Tribunal Evaluador

Hoja de aprobación del Tribunal Evaluador

Este Trabajo Final de Graduación fue aprobado por el Tribunal Evaluador el día 19 de abril del 2022 a las 17 horas, como requisito para optar por el grado académico de Licenciatura en Ingeniería en Recurso Hídrico.



Óscar Vega Leandro
Director de Carrera



Federico Solera Herrera
Profesor Tutor del TFG



David Ulloa Sáenz
Lector del TFG



Eduardo Rivera Porras
Lector del TFG



Rodolfo Ramírez Villalba
Representante del Sector Productivo

Dedicatorias

A mi madre Nohelia Carballo Cordero y a mi padre Arturo Picado Mena, pues ellos siempre estuvieron a mi lado brindándome su apoyo y sus consejos para hacer de mí una mejor persona.

A mi hijo Felipe Delgado Picado, por su compañía y amor que me ha brindado en cada etapa de mi vida desde el día cuando nació.

A mis amigos y a todas aquellas personas, que, de una u otra manera, han contribuido para que lograra mis objetivos.

Agradecimientos

Al Dr. Eduardo Rivera Porras, quien fue un apoyo incondicional en la ejecución de la presente investigación.

A la MSc. Nancy Villalobos Sandí, por su colaboración con los análisis en el Laboratorio de Biotecnología de microalgas de la Universidad Nacional.

Al Ing. David Ulloa Sáenz, quien, como lector interno, me brindó su apoyo y supervisión durante todo el tiempo que se estuvo desarrollando este proyecto.

Al Ing. Federico Solera Herrera, por su guía como facilitador, supervisor y tutor del trabajo presentado.

Al Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, por darme la oportunidad de realizar el proyecto, en especial, al MSc. Andrés Lazo Páez, por la colaboración brindada y por su apoyo para realizar la investigación en la planta potabilizadora de Tres Ríos. Le agradezco la enseñanza que me ha dejado como profesional a través de la ejecución de este estudio investigativo.

A mi madre Nohelia Carballo Cordero y a mi padre Arturo Picado Mena, un agradecimiento muy especial y desde el fondo de mi corazón, por el apoyo que me brindaron a lo largo de todos mis estudios, sin lo cual no estaría entregando este proyecto de graduación.

Tabla de contenidos

Tribunal Evaluador	i
Dedicatorias	ii
Agradecimientos	iii
Tabla de contenidos	iv
Índice de Tablas	xvii
Índice de Figuras.....	xix
Lista de abreviaciones y símbolos	xix
Resumen.....	xxi
Introducción	1
Área de estudio	5
Limitantes	5
Ubicación	5
Problema	7
Justificación	8
Situación actual del conocimiento del tema	11
Objetivo general.....	15
Objetivos específicos	15
Capítulo I	16
Marco Teórico.....	16

1.1. Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (AyA)	17
<i>1.1.1. Antecedentes</i>	17
<i>1.1.2. Desarrollo</i>	20
1.1.3. Objetivos y alcance del AyA.....	23
1.2. Naturaleza del agua	27
1.3. Molécula del agua.....	27
<i>1.3.1. Propiedades de la molécula del agua</i>	30
1.4. Parámetros fisicoquímicos del agua	32
<i>1.4.1. Turbiedad</i>	32
<i>1.4.2. Sólidos totales y disueltos</i>	33
<i>1.4.3. Color</i>	34
<i>1.4.4. Olor y sabor de las aguas superficiales</i>	35
<i>1.4.5. pH</i>	35
<i>1.4.6. Nitrógeno total</i>	37
<i>1.4.8. Grasas y aceites</i>	38
<i>1.4.9. Sustancias activas al azul de metileno (SAAM)</i>	38
1.5. Parámetros biológicos del agua	39
<i>1.5.1. Oxígeno disuelto</i>	39
<i>1.5.2. DQO</i>	40

1.5.3. DBO	40
1.6. Ciclo del agua	41
1.7. Biología acuática	48
1.8. Contaminantes del agua.....	49
1.9. Biología de microalgas	53
1.9.1. Estructuras de las microalgas	53
1.9.2. Filamentosas.....	59
1.9.3. Cianobacterias	60
1.9.4. Características morfofisiológicas de las cianobacterias.....	64
1.9.5. Requerimiento de nutrientes	66
1.9.6. Nitrógeno en relación con las microalgas	67
1.9.6. Fósforo en el agua	70
10.1. Las espumas y su control	72
1.10.1. Principales causas de la aparición de espumas	72
1.10.2. Problemas causados por las espumas	74
1.10.3. Métodos para eliminar espumas	75
1.10.4. Métodos físicos para eliminar espumas.....	77
1.11. Métodos químicos para eliminar espumas	82
1.11.1. Uso de coagulantes.....	83

1.11.2. Hipoclorito de sodio	84
1.11.3. Cloro.....	85
1.11.5. Ozono.....	89
1.12.1. Requisitos generales	92
1.12.2. Consideraciones de seguridad	93
1.12.3. Volumen de las muestras	93
1.13 Tipos de muestreo	94
1.13.1. Muestreo simple.....	94
1.13.2. Muestreo compuesto	94
1.13.3. Muestreo compuesto proporcional.....	94
1.13.3.1. Técnicas de preservación	95
1.14. Métodos de muestreo de algas	97
Algas planctónicas.....	97
1.14.1. Protocolo de recolección de la muestra	98
1.14.2. Muestreo de las microalgas en aguas sin movimiento (lagos).....	98
1.14.3. Muestreo de las microalgas en aguas con movimiento (ríos).....	99
1.14.4. Modo de recolección para muestras de microalgas	99
1.14.4.1. Red de arrastre para microalgas.	100
1.14.4.2. Tamaño de malla para muestreo	100

1.14.4.5. Muestreadores volumétricos de algas	101
1.14.4.6. Muestreo integrado de microalgas.....	103
1.14.4.7. Etiquetado de las muestras de microalgas.	104
1.15. Planta potabilizadora de Tres Ríos	104
1.15.1. Propósitos de la potabilización	104
1.15.2. Tratamiento para el agua potable en la planta potabilizadora de Tres Ríos....	106
1.15.3. Sección Tiribí-Orosi	106
1.15.4. Sección Orosi.....	108
1.16. Tratamiento de coagulación y floculación	109
1.16.1. Coagulante	109
1.17. Sistema de floculación	113
1.18. Sedimentador convencional y laminar.....	115
1.19. Filtración.....	117
1.20. Desinfección	118
1.21. Problemas principales en la planta potabilizadora de Tres Ríos	119
1.21.1. Nutrientes en el agua en referencia a la planta potabilizadora de Tres Ríos ...	120
1.22. Calidad del agua cruda recibida en la planta potabilizadora	121
1.22.1. pH	122
1.22.2. Fosfato	122
1.22.3. Nitrógeno	122

1.22.4. <i>Oxígeno disuelto</i>	123
Capítulo II	124
Marco Metodológico.....	124
2.2. Muestreo y análisis de laboratorio	129
Capítulo III.....	131
Procedimiento Experimental.....	131
3.1. Método experimental para el análisis de las microalgas y cianobacterias filamentosas	
132	
3.1.1. <i>Toma de las muestras para los análisis</i>	132
3.1.2. <i>Preparación de las muestras para análisis de microalgas y cianobacterias filamentosas</i>	132
3.1.3. <i>Preparación del medio de cultivo</i>	133
3.1.4. <i>Disoluciones madre</i>	133
3.1.5. <i>Elaboración del medio de cultivo</i>	135
3.2. Determinación de abundancia de microalgas y cianobacterias filamentosas	137
3.3. Productos químicos que se utilizarán para el control de microalgas y cianobacterias filamentosas	139
3.3.1. <i>Amonio cuaternario</i>	141
3.3.2. <i>Hipoclorito de calcio</i>	145
3.4. Definición de un método satisfactorio para cuantificar las espumas	151

3.5. Aplicación de un método simplificado para cuantificar las espumas	152
3.6. Muestreo de espumas	152
3.7. Determinación de los parámetros fisicoquímicos de las aguas presentes en el floculador y sedimentador de la planta potabilizadora	153
Capítulo IV	154
Presentación de Resultados.....	154
4.1. Toma de las muestras para los análisis microbiológicos	155
4.2. Preparación de las muestras	155
4.3. Caracterización de las microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos	156
4.4. Descripción de las microalgas filamentosas encontradas en la planta potabilizadora.....	158
4.5. Cuantificación de las filamentosas analizadas con la adición de los productos químicos utilizados	160
4.6. Cuantificación de las espumas	162
4.7. Área de floculador cubierta por las rejillas en cada tramo	164
4.8. Parámetros fisicoquímicos	165
Capítulo V	169
Análisis de Resultados	169
5.1. Microalgas y cianobacterias filamentosas presentes	170
5.2. Resultados de la aplicación de los productos químicos evaluados	171

5.3. Cuantificación de las espumas	180
5.4. Evaluación de los análisis fisicoquímicos	181
5.5.1. Descripción del proceso seleccionado	185
5.5.2. Preparación de la disolución de hipoclorito de calcio	185
5.6. Proceso propuesto	187
5.7. Descripción del proceso	188
5.8. Diagrama de flujo de bloques	189
Capítulo VI	190
Estimación de la Inversión Requerida	190
6.1 Estimación de la inversión requerida.....	191
6.2 Estimación del capital fijo	191
6.2.1. Equipo comprado	194
6.2.2. Instalación del equipo comprado	194
6.2.3. Instrumentación y control (instalados).....	194
6.2.4. Tubería instalada.....	194
6.2.5. Sistemas eléctricos.....	194
6.2.6. Edificios (incluyendo servicios).....	194
6.2.7. Mejoras al terreno	195
6.2.8. Servicios y equipo (instalados).....	195
6.2.9. Terreno	195

6.2.10. Ingeniería y supervisión	195
6.2.11. Gastos de construcción.....	195
6.2.12. Gastos legales.....	195
6.2.13. Comisión del contratista.....	195
6.2.14. Imprevistos	195
6.3. Maquinaria y equipos.....	196
6.3.1. Tanque agitado.....	196
6.3.2. Tanques de almacenamiento diario.....	199
6.3.3. Bomba de trasiego de acero inoxidable	200
6.3.4. Costo total de la bomba con motor	202
6.4. Total del equipo principal.....	203
6.5. Estimación de los rubros restantes de inversión fija.....	203
6.6. Instalación del equipo comprado	203
6.7. Instrumentación y control (instalados)	204
6.8. Tubería instalada.....	204
6.9. Sistemas eléctricos	204
6.10. Edificios (incluyendo servicios)	205
6.11. Mejoras al terreno	205
6.12. Servicios y equipo (instalados) y terreno.....	205
6.13. Ingeniería y supervisión.....	205

6.14. Gastos de construcción	206
6.15. Gastos legales	206
6.16. Comisión del contratista	206
6.17. Imprevistos.....	206
6.18. Inversión fija estimada.....	208
7.1. Conclusiones	209
7.2. Recomendaciones	211
8.1. Referencias bibliográficas.....	213
9.1. Anexos	226

Índice de Tablas

Tabla 1. Clasificación de las cianobacterias y microalgas.....	58
Tabla 2. Resumen de los requisitos especiales para el muestreo y el manejo	96
Tabla 3. Espesores y granulometría del medio soporte y medio filtrante de los filtros rápidos (grava, arena y antracita).....	118
Tabla 4. Tiempos de retención de la planta potabilizadora de Tres Ríos	119
Tabla 5. Concentraciones de los macronutrientes utilizados para la disolución BG-11	136
Tabla 6. Cantidades de amonio cuaternario de 24 mg/L a añadir a 27 mL de muestra	142
Tabla 7. Cantidad de ion hipoclorito de 24 mg/L por añadir a 27 mL de muestra	149
Tabla 8. Clasificación taxonómica (basada en microalgas identificadas en la planta potabilizadora)	160
Tabla 9. Cuantificación de filamentosas y número de células en el primer muestreo ..	161
Tabla 10. Cuantificación de filamentosas y número de células en el segundo muestreo	162
Tabla 11. Medidas del floculador alimentador de los sedimentadores	163
Tabla 12. Resultados de los parámetros fisicoquímicos en el sedimentador y floculador de la planta potabilizadora de Tres Ríos del primer muestreo.....	166
Tabla 13. Resultados de los parámetros fisicoquímicos en el sedimentador y en el floculador de la planta potabilizadora de Tres Ríos del segundo muestreo.....	168
Tabla 14. Alícuotas de las disoluciones con 24 mg/L de cada uno de los reactivos empleados para evaluar el tratamiento químico de las espumas	174
Tabla 15. Primer muestreo efectuado el 12 de marzo del 2021	175

Tabla 16. Porcentaje de reducción de los microorganismos presentes en el primer muestreo efectuado el 12 de marzo del 2021	176
Tabla 17. Segundo muestreo efectuado el 21 de julio de 2021	177
Tabla 18. Porcentaje de reducción de los microorganismos presentes en el segundo muestreo efectuado el 21 de julio de 2021	178
Tabla 19. Porcentaje de reducción de los microorganismos presentes combinando los dos muestreos efectuados	179
Tabla 20. Resumen de los resultados del análisis fisicoquímico de las aguas del floculador y del sedimentador convencional.....	182
Tabla 21. Resumen de los resultados del análisis fisicoquímico de las aguas del floculador y del sedimentador convencional.....	183
Tabla 22. Porcentajes típicos sobre la inversión para la estimación de la inversión de capital fijo para costos directos e indirectos	193
Tabla 23. Costo total estimado del equipo principal.....	203
Tabla 24. Estimación del capital fijo requerido para instalar el sistema de tratamiento de las espumas biológicas a base de hipoclorito de sodio	207

Índice de Figuras

Figura 1. Mapa de ubicación de la planta potabilizadora de Tres Ríos	7
Figura 2. Enlace del puente de hidrógeno y la estructura geométrica (a) puente de hidrógeno entre moléculas de agua (b) Geometría angular de 105°	28
Figura 3. (a)Diagrama de una molécula de agua individual, (b) Mapa de colores del potencial electrostática, (c) Esquema simplificado del agua indicando cargas parciales en cada átomo	30
Figura 4. Diagrama de alcalinidad y acidez del agua (pH=0-12)	36
Figura 5. Moléculas de NaCl se disocian en iones de Na + y Cl - y se forman esferas de hidratación alrededor de los iones.	37
Figura 6. Representación del ciclo hidrológico	44
Figura 7. Célula eucariota microalgas, orgánulos presentes Chlamydomonas (C) cloroplastos, retículo endoplasmático (ER), vacuola contráctil (CV), flagelos (F), aparato de Golgi (G), núcleo (N), mitocondria (M), pirenoide (S), vacuola (V), almidón (S), pared celular (W).	55
Figura 8. Características de la célula cianobacteria; (Car) carboxisoma (cuerpo poliédrico); (D) fibrillas de ADN; (G) aerotopos (vesículas de gas); (P)plasmalema; (PB)gránulos de cuerpo polifosfato; (PG); ribosomas (R); pared celular (W); gránulos de poliglucano (PY).....	55
Figura 13. Sedimentadores convencional y laminar de la planta potabilizadora	107
Figura 23. Conteo con la cámara Neubauer.....	139
Figura 24. <i>Phormidium sp</i> (cianobacteria)	157
Figura 25. <i>Pseudoanabaena sp</i>	158
Figura 26. <i>Ulotrix sp</i>	159

Figura 27. <i>Nitzschia sp</i> (diatomea)	159
Figura 28. <i>Chlamydomonas sp</i>	160
Figura 29. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del amonio cuaternario en el primer tratamiento	176
Figura 30. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del hipoclorito de calcio en el primer tratamiento	177
Figura 31. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del hipoclorito de calcio en el segundo tratamiento.....	178
Figura 32. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del amonio cuaternario en el segundo tratamiento.....	179
Figura 33. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del hipoclorito de calcio del promedio de los dos tratamientos.	180
Figura 34. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del amonio cuaternario del promedio de los dos tratamientos.	180
Figura 35. Diagrama de bloques del proceso propuesto para preparar y dosificar el hipoclorito de calcio comercial al floculador de la planta potabilizadora de Tres Ríos.	189

Lista de abreviaciones y símbolos

- ACH: Agua para consumo humano
- ADN: Ácido desoxirribonucleico
- ALT: Alanina aminotrasferasa
- AST: Aspartato aminotrasferasa
- ARNr: Ácido ribonucleico ribosomal
- AU: Asociación de Usuarios
- AyA: Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados
- CEPIS: Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente
- GG: Cromatografía de gases
- CNA: Comisión Nacional de Agua
- COT: Compuestos orgánicos totales
- CRID: Red Centroamericana de Información sobre Desastres y Salud
- DBO: Demanda bioquímica de oxígeno
- DQO: Demanda química de oxígeno
- ECD: (Electron Capture Detector), detector de captura de electrones
- FAN: Floración de algas nocivas
- F/M: (Food to Microorganism Ratio), razón de alimento a microorganismos
- GAC: (Granular Activated Carbon), carbón activado granular
- GSH: Glutación
- GYA: Grasas y aceites
- LNA: Laboratorio Nacional de Aguas
- LC: Cromatografía de líquidos
- LD50: Dosis letal media
- LDH: Lactato deshidrogenasa
- MCRT: (Mean Cell Retention Time), tiempo promedio de retención de células
- MLSS: (Mixed Liquor Suspended Solids), sólidos suspendidos del licor mezclado

MLVSS: (Mixed Liquor Volatile Suspended Solids), sólidos suspendidos volátiles del licor mezclado

NTK: Nitrógeno total Kjeldahl

OMS: Organización Mundial de la Salud

OPS: Organización Panamericana de la Salud

P: Fósforo

PAC: (Powdered Activated Carbon), Carbón activado en polvo

PAX: Cloruro de polialuminio

PCR: Reacción de la cadena de la polimerasa

pb: Pares de bases

ppm: Partes por millón

RAS: (Return Activated Sludge), lodo activado de retorno

rpm: Revoluciones por minuto

SAAM: Sustancias activas al azul de metileno

SDT: Sólidos disueltos totales

SRT: (Sludge Retention Time), tiempo de retención del lodo

SST: Sólidos suspendidos totales

ST: Sólidos totales

SV: (Sludge volume), volumen del lodo

SVI: (Sludge Volume Index), índice del volumen del lodo

SVT: Sólidos totales volátiles

UNESCO: Organización de las Naciones Unidas para la Educación, las Ciencias y la Cultura

UV: Ultravioleta

VSS: (Volatile Suspended Solids), sólidos suspendidos volátiles

Resumen

El tema tratado en este proyecto de graduación tiene como objetivo la caracterización y evaluación de unas espumas y conglomerados de microalgas que se presentan en el floculador y en el sedimentador convencional de la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos, cantón de La Unión, provincia de Cartago.

Se pretende desarrollar una investigación científica y exploratoria, de las aguas en la planta potabilizadora, basada en análisis fisicoquímicos y microbiológicos. Lo que conlleva el planeamiento y la ejecución de las fases de recolección de las muestras, visitas de campo, análisis de laboratorio y generación de resultados

Los análisis de las muestras tomadas de las espumas presentes en el floculador y en el sedimentador convencional se efectuaron en el Laboratorio de Biotecnología de Microalgas (LABMA) de la Escuela de Ciencias Biológicas (ECB) de la Universidad Nacional (UNA). Los análisis realizados mostraron que las espumas en el floculador y en el sedimentador convencional están formadas por microalgas y cianobacterias filamentosas.

En ese sentido, se probaron dos productos químicos, los cuales corresponden a un hipoclorito de calcio comercial, dihidratado en estado sólido y con una pureza del 65%, y un amonio cuaternario, también comercial, en estado líquido con una concentración de 120 000 mg/L del ingrediente activo. Para ambos, se estableció que la concentración máxima presente en el agua por tratar fuese de 2,4 mg/L con el fin que no pudieran alcanzarse niveles perjudiciales para la calidad del agua potabilizada y de la salud de los consumidores.

En relación con la concentración máxima empleada, se encontró que, en promedio, el amonio cuaternario logró una reducción de los microorganismos presentes del 39,8% y el hipoclorito de calcio logró una reducción del 44,8%. La reducción de los microorganismos es inferior al 50%, por lo tanto, se considera que no es satisfactoria para el propósito planteado. Sin embargo, el hipoclorito de calcio es el que da mejores resultados, por lo cual se recomienda como método para el tratamiento de las microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en el floculador y en el sedimentador convencional.

Además, se desarrolló un proceso para dosificar el hipoclorito de calcio comercial al 65% a un nivel de 2,4 mg/l equivalentes a ion hipoclorito y se determinó que la inversión requerida, con un nivel de confianza que podría estar alrededor de un $\pm 30-35\%$, sería de US\$ 415 500.

Palabras claves: cianobacterias, filamentosas, microalgas, esponjamiento filamentoso, parámetros fisicoquímicos, nutrientes del agua

Introducción

El agua es un elemento fundamental para la vida, tanto animal, como vegetal, por lo cual su conservación es gran importancia para la humanidad. Además, es crucial para la sostenibilidad y la reproducción de la vida en el planeta por ser un factor que contribuye a la estabilidad del funcionamiento del entorno. Es un bien de primera necesidad para los seres vivos, pues constituye al menos el 80% de su composición y participa en los procesos metabólicos.

Dentro de su composición, el agua puede contener gran cantidad de seres vivientes, entre ellos, se incluyen microorganismos, muchos de los cuales son perjudiciales para el ser humano. Por consiguiente, a partir de los grandes descubrimientos del químico Louis Pasteur, la humanidad ha luchado por conseguir, para su consumo, agua de calidad y en las cantidades necesarias para el desarrollo de las diferentes actividades.

En ese sentido, Costa Rica no ha sido la excepción. Desde los inicios del siglo pasado, la preocupación del Estado por suministrar agua potable a la población, libre de organismos patógenos y bacterias dañinas para la salud, ha sido una de sus prioridades, hasta llegar a que, en la actualidad, más del 90% de la población está abastecida con agua potable.

Para poder alcanzar el objetivo de suministrarle agua potable a la población del país, el Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (AyA) promulga el Reglamento para la Calidad del Agua Potable, Decreto N°38924-S, 2015, el cual establece que el agua potable debe ser “tratada de forma tal que cumpla con las disposiciones de valores máximos admisibles estéticos, organolépticos, físicos, químicos, biológicos,

microbiológicos y radiológicos y que, al ser consumida por la población, no cause daño a la salud”.

Por otra parte, la potabilización del agua es el proceso de tratamiento necesario para que el ser humano pueda consumirla sin que represente ningún riesgo para su salud. El agua cruda o natural se obtiene, tanto de fuentes superficiales, como de subterráneas. Las fuentes superficiales de agua se encuentran, generalmente, expuestas a contaminarse, por lo cual ésta debe tratarse y desinfectarse antes de distribuirla a los consumidores. El tratamiento consiste en un proceso de separación de ciertos componentes del agua cruda o natural, seguido por la eliminación de impurezas, la sedimentación y la desinfección.

Con respecto al agua subterránea, su disponibilidad para consumo humano depende de su calidad y de su probabilidad de contaminación. Las aguas superficiales se pueden encontrar en lagos y ríos, mientras las aguas subterráneas, en pozos o en nacientes. Actualmente, las aguas naturales provenientes de fuentes superficiales y subterráneas se han ido alterando por diferentes circunstancias, tanto naturales, como antropogénicas, en sus condiciones fisicoquímicas, microbiológicas y organolépticas.

Por consiguiente, las plantas potabilizadoras gestionan su tratamiento, para su posterior disposición y distribución, mediante la aplicación de protocolos que garantizan, en cuanto al control técnico, la seguridad en la prestación del servicio. Por ello, las entidades encargadas de la distribución de agua potable están sujetas a todas las regulaciones generales de prestación de servicios, a la legislación relativa al acceso al agua potable y a la protección de la salud humana.

El Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (AyA), al ser el ente rector del servicio de abastecimiento de agua potable, ha trabajado para brindar un suministro en función de la calidad y de la continuidad. Sin embargo, es consciente de los nuevos retos

futuros, así como la responsabilidad de ofrecer el servicio de agua potable al 100% a la población de nuestro país.

De acuerdo con Sanabria (2020):

El Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillado ha indicado que cuenta con veintinueve plantas potabilizadoras a nivel nacional, de las cuales once pertenecen a zonas periféricas (Liberia, Nicoya, Limón, Siquirres, Pérez Zeledón, San Ramón, Buenos Aires, San Vito, Puntarenas, San Mateo y San Ignacio de Acosta). En la Gran Área Metropolitana (GAM), cuenta con: Tres Ríos, que se divide en Orosi y Tiribí, Cartago, Guadalupe, Mata de Plátano (El Carmen), Los Sitios, San Gerónimo, San Juan de Dios, Guatuso, Salitral, Barrio España, Hacienda Vieja, Higuito, Quitirrisí, Planta Escazú, Los Cuadros, Coronado, Alajuelita y El Llano.

El área de estudio corresponde a la planta potabilizadora de Tres Ríos, en la cual el agua que ingresa a la planta proviene del río Tiribí y del embalse El Llano, con un caudal de entrada de 660 L/s y 1 660 L/s, respectivamente. Dicha planta consta de sistemas de tratamiento como: coagulación (usando sulfato de aluminio), floculación, sedimentación, filtro rápido y zona de desinfección. La adición de este coagulante, junto con un polielectrolito, contribuye a la reducción de color, contenido de materia orgánica y turbiedad del agua.

El proceso de coagulación y floculación es un tratamiento consistente en la alteración del estado físico de las sustancias mediante la adición de productos químicos para convertir las impurezas encontradas en suspensión fina, en estado coloidal o en disolución, las cuales no se sedimentarían de otra forma, en partículas de mayor tamaño (flóculos),

para que puedan eliminarse por sedimentación, filtración o, en algunos casos, por flotación.

Este proyecto de graduación ha sido propuesto por iniciativa del AyA, ya que, en la planta potabilizadora de Tres Ríos, en específico en las zonas de floculación y sedimentación, se presenta la formación de unas espumas, cuyo origen se desconoce. Dentro de los alcances propuestos en este proyecto de graduación, se encuentra la necesidad de caracterizar e identificar dichas espumas producidas en el proceso de potabilización del agua en la planta potabilizadora de Tres Ríos, las cuales, presuntamente, se producen debido a un exceso de nutrientes en el agua.

Dichas espumas proliferan en las etapas de floculación y sedimentación como posible resultado del crecimiento de colonias de microalgas y cianobacterias filamentosas. Debido a la propagación de espumas, supuestamente, como resultado de la presencia de microalgas y cianobacterias filamentosas, surge la necesidad de evaluarlas y analizarlas, determinando el tipo y las condiciones fisicoquímicas que causan la reproducción de estos microorganismos en la planta potabilizadora de Tres Ríos. De manera posterior, se determinará un proceso adecuado para su recolección, tratamiento o eliminación, ya que, en la actualidad, este residuo se desecha sin ningún tipo de control.

Seguidamente, se continúa con una etapa de análisis de la información recopilada en los resultados de pruebas e investigaciones microbiológicas y fisicoquímicas efectuadas en el laboratorio para realizar un diagnóstico y determinar la gestión más eficiente desde el punto de vista sanitario.

Área de estudio

El área de estudio de este proyecto de graduación conlleva el planeamiento y la ejecución de las fases de recolección de las muestras, visitas de campo, análisis de laboratorio y generación de resultados, lo cual posibilitaría la identificación, caracterización y disposición de las espumas presentes en la planta potabilizadora.

Además, se realizarán análisis fisicoquímicos para evaluar los parámetros de nitrógeno, fosfatos, pH, oxígeno disuelto, sólidos totales de sustancias activas al azul de metileno, grasas y aceites. Con respecto a los análisis microbiológicos, se analizarán las características taxonómicas de las microalgas y cianobacterias filamentosas que pudieran estar presentes en las espumas, tanto en la época seca, como en la época lluviosa.

Limitantes

Algunas de las limitantes experimentadas para la ejecución del presente proyecto conciernen al presupuesto, ya que no se tiene ningún dinero disponible por parte de AyA, además de factores de tiempo para su ejecución, debido a que el tiempo máximo disponible para este proyecto es de un año y el proyecto se ejecutará únicamente en la planta potabilizadora de Tres Ríos.

Ubicación

La planta potabilizadora se encuentra ubicada en Dulce Nombre de Tres Ríos, cantón de La Unión, provincia de Cartago, tal como se observa en la figura 1. La planta se construyó en 1940. En un inicio, fue un sistema de filtración lenta que producía 400 L/s y, posteriormente, en 1984 y 1986, se realizaron las remodelaciones con respecto a su

capacidad, utilizando tecnologías nuevas, según los requisitos de la OPS/CEPIS y alcanzando, de esta manera una producción de 2 500 L/s. (Solís, 2015).

En la actualidad, esta planta aporta, a la Gran Área Metropolitana, el 36% del agua potable requerida. Por tanto, abastece los cantones de San José, Alajuelita, Aserrí, Desamparados, Curridabat, Montes de Oca, Goicoechea, Moravia, Tibás y Vásquez de Coronado, y el cantón de La Unión de Cartago. Además, dicha planta corresponde a la planta potabilizadora con mayor producción de Costa Rica y suministra agua potable a aproximadamente 532 000 habitantes (Solís, 2015).

De acuerdo con García (2008):

Las dos fuentes que alimentan de agua cruda a la planta de Tres Ríos son el río Tiribí y el embalse El Llano, ubicado en el Parque Nacional Tapantí en Paraíso de Cartago. El río Tiribí se ve afectado con descargas domésticas, industriales, contaminación por extracción de materiales y las lluvias del valle Central. Con respecto al embalse El Llano, el agua presenta afectación debido a la coloración variada como consecuencia de las sustancias húmicas producidas por la descomposición de la materia orgánica en el embalse y por las lluvias de la vertiente del Caribe (p.16).

El estudio se concentra en dos partes del sistema de tratamiento:

Primero, en el sedimentador convencional, que es donde se da la propagación de microalgas. Este sistema consta de entrada, salida, sedimentación y retención de partículas sedimentadas o zona de lodos. En esta zona, la velocidad es la misma en todos los puntos y la dirección del flujo es horizontal.

Segundo, en el proceso de floculación, donde se da la formación de las espumas. Este sistema consiste en una operación hidráulica, en donde el agua circula con unas velocidades fijas entre las pantallas, produciendo turbulencia con cada cambio de dirección del flujo. El sistema está construido con láminas de asbesto-cemento, onduladas y de pantalla de flujo horizontal.

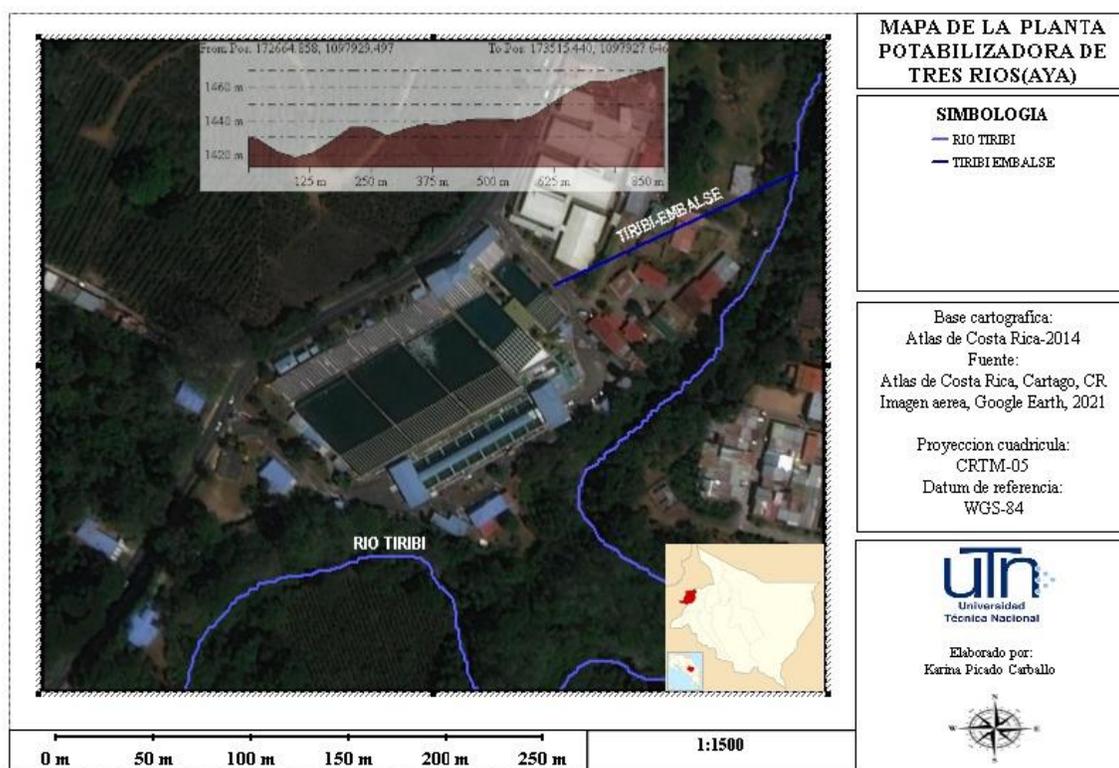


Figura 1. Mapa de ubicación de la planta potabilizadora de Tres Ríos

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

Problema

Este proyecto de graduación se enfoca en la caracterización de las microalgas y cianobacterias filamentosas, las cuales podrían producir espumas en la superficie del agua en el proceso de floculación en la planta potabilizadora de Tres Ríos del Instituto

Costarricense de Acueductos y Alcantarillados. En la actualidad, no se cuenta ni con el tratamiento ni con la disposición adecuada de las espumas y microalgas. Por ende, cuando se producen muchos flóculos de éstas, se recogen con un colador de manta y se depositan en el cuerpo receptor en el río. Las espumas, cuando se acumulan, se desplazan con agua.

Al depositar microalgas directamente al río Tiribí, se genera eutrofización (acumulación de residuos orgánicos en el fondo del cauce), lo cual propicia turbiedad y agotamiento del oxígeno disuelto. Además de la producción de materia orgánica, la cual se descompone en el fondo del cauce, se afecta a los macroinvertebrados y da como resultado alteraciones en los ecosistemas, por ejemplo, en el sistema respiratorio de los peces u otros organismos (Moreno, 2016).

Con respecto a la afectación por espumas, ésta ocasiona un aumento de concentraciones fisicoquímicas y microbiológicas en el cuerpo receptor. Por consiguiente, se van a analizar los parámetros para así poder determinar las concentraciones exactas de contaminantes en el cuerpo de agua.

Justificación

A pesar de que la planta potabilizadora cuenta con tecnologías muy eficientes para tratar fisicoquímicamente el agua cruda proveniente del río Tiribí y del embalse El Llano, las adiciones de productos químicos, en los procesos de coagulación como sulfato de aluminio y decoloración como polielectrolitos, podrían causar que la materia orgánica presente en las aguas crudas reaccione con estos últimos y aumente la propagación de las espumas generadas. Asimismo, en el sedimentador convencional, se forman conglomerados de algas. Este fenómeno debe investigarse a partir de la concentración existente de nutrientes, ya que un exceso de éstos en el agua puede causar un proceso de

eutrofización, el cual consiste en el enriquecimiento de nutrientes inorgánicos, como el nitrato y fósforo, que favorecen el crecimiento excesivo de algas. De igual forma, las microalgas aparecen por una disminución en el oxígeno disuelto en las aguas y un exceso de luz.

Por consiguiente, el proyecto debe analizar y caracterizar los tipos principales de microalgas y cianobacterias filamentosas, así como la presencia de los nutrientes principales que podrían causar su crecimiento. Asimismo, como parte del estudio, debe identificarse y caracterizarse la espuma producida en el floculador para determinar su origen y establecer las estrategias de eliminación, prevención y mitigación.

Los problemas generados por las microalgas y cianobacterias generadoras de espumas radican en los siguientes aspectos:

- Gasto de agua innecesario para transportar el material (espumas) sobre la superficie del agua, propiciando un mal aspecto en una instalación diseñada para agua potable.
- Cuestionamiento por parte de entes externos sobre del trabajo del AyA, al ver el material flotante en la planta potabilizadora.
- Una acumulación potencial de microorganismos o materia orgánica que pudiera afectar el proceso de potabilización e incluso hasta la calidad de agua al final del proceso.
- Generación de obstrucciones en los procesos de tratamiento posteriores, lo cual aumenta el nivel de mantenimiento e incrementa el costo.

Al realizar las caracterizaciones indicadas anteriormente, se deberá cuantificar la producción de microalgas y productos precursores para la formación de espuma. Asimismo, se procederá a investigar los métodos para la eliminación de los problemas mencionados anteriormente, tanto físicos, como químicos. Finalmente, y una vez seleccionado un método de remoción, ya sea físico o químico, se procederá a proponer un proceso viable y factible para eliminar las algas y las espumas.

Con respecto a la afectación por espumas, ésta podría deberse a un aumento de concentraciones, tanto fisicoquímicas, como microbiológicas en el cuerpo receptor. Por consiguiente, se analizarán los parámetros que podrían estar involucrados en su formación para establecer sus concentraciones en el cuerpo de agua.

Situación actual del conocimiento del tema

En la actualidad, una de las tesis encontradas a nivel nacional e internacional que se vinculan con el presente estudio investigativo hace referencia a temas como: algas de interés sanitario, abundancia y diversidad en sistemas de potabilización de agua. En la tesis de Canino (2011) para optar por el posgrado de Maestría en Ciencias con Especialidad en Ingeniería Ambiental, realizada en la Universidad Autónoma de Nuevo León, se enfatizan los problemas con los que se cuenta actualmente en las plantas potabilizadoras al presentar obstrucciones en los filtros durante el proceso de tratamiento por causa de algas y de la identificación de éstas para aplicar tratamientos específicos para su control.

En dicho proyecto, se investigaron algunas soluciones alternas a este problema, buscando el mejoramiento del ambiente. Se encontraron seis diferentes grupos taxonómicos, dentro de los cuales, se identificó una gran variedad de géneros, y se presentó una variación de grupos taxonómicos con respecto a las estaciones del año, demostrando que existen dos grupos problemáticos: el *Cyanophyta*, que ocasiona problemas de salud y el *Ochrophyta*, que causa obstrucciones de los filtros y éstos presentan una mayor abundancia en las estaciones del año de otoño e invierno (Canino, 2011).

En la Universidad Nacional Autónoma de México, Rojo y Ramírez (2006), en su tesis para obtener el posgrado de Maestría en Ingeniería Ambiental, se refieren a la remoción de algas presentes en aguas naturales mediante el proceso de flotación. La tesis evalúa el proceso de flotación para eliminar las algas presentes en el agua de la presa de valle Bravo.

En Chile, en la Universidad Católica de Valparaíso, Salinas (2013), en el proyecto para optar por el título de Ingeniería Civil Química, se refiere al control preventivo y correctivo del esponjamiento filamentoso y espumas superficiales en el tratamiento biológico de aguas servidas. Con respecto a lo anterior, se realizó un seguimiento microscópico de seis meses a las plantas de tratamiento de aguas servidas Curacaví, El Monte, San José de Maipo y un estudio de caso a Til-Til pertenecientes a la empresa sanitaria Aguas Andinas S.A. Durante los meses de otoño e invierno, con la finalidad de establecer parámetros para el control preventivo y correctivo de los fenómenos de esponjamiento filamentoso y espumas superficiales, los cuales se suscitan principalmente durante los meses de temperaturas bajas, se estableció un plan de muestreo semanal al licor mezcla y a las posibles espumas de cada reactor biológico.

En la Universidad de Costa Rica, Mata (1999), en el informe del proyecto final para la obtención del grado académico de Licenciatura en Ingeniería Civil, presenta una evaluación preliminar hidráulica y operacional de la planta de tratamiento de agua potabilizadora de la ciudad de Puntarenas. Este estudio tiene como propósito realizar una evaluación preliminar de los múltiples aspectos que conforman la planta potabilizadora de la ciudad de Puntarenas, tales como el funcionamiento hidráulico de las distintas operaciones unitarias, la eficiencia sanitaria (algas y parámetros fisicoquímicos), la operación, el control de calidad y el mantenimiento.

En la actualidad, el tema de generación de algas en las plantas potabilizadoras origina problemas en los tratamientos convencionales. Una de las causas principales del crecimiento de las algas es por medio de la eutrofización (proceso que propicia turbiedad y agotamiento del oxígeno), la cual se favorece por el enriquecimiento de nutrientes en el

agua, en especial, el nitrógeno y el fósforo. Este fenómeno puede ocurrir naturalmente o por acción antropogénica debido al aumento de la deposición de sedimentos con el tiempo.

Por consiguiente, es necesario mencionar que:

La tasa elevada de crecimiento de este grupo de microorganismos los hace capaces de duplicar su masa cada uno o dos días, y, en otros casos, algunas algas llegan a duplicarse cada tres o cuatro horas, esto causa que su potencial de crecimiento sea excesivo al ser un grupo muy diverso, con la capacidad de colonizar cualquier hábitat (Salinas, 2013).

La distinción entre los diferentes grupos de algas se basa en la pigmentación, al igual que en otras características como presencia de flagelos, morfología, composición de la pared celular y tipo de productos fotosintéticos. En la composición bioquímica se refleja la gran diversidad filogenética de las microalgas, estas pueden modificarse mediante la manipulación de las condiciones de crecimiento en que se encuentren (Mata, 1999)

En lo referente a la toxicidad por la actividad de las algas:

Se pueden encontrar en aguas residuales y superficiales, y en aguas de plantas potabilizadoras. Además, propician un color verde azulado característico y también afectan el olor. Se han efectuado estudios que demuestran que uno de los factores causantes de este fenómeno son los ácidos grasos que constituyen la parte hidrofóbica de los glicerofosfolípidos y son los que constituyen la parte interna de las membranas de la célula vegetal (Moreno, 2016).

La situación actual de las espumas generadas en la etapa de floculación de la planta potabilizadora de Tres Ríos puede ocurrir por varios factores. El agua, al recolectarse de una fuente superficial, contiene gran cantidad de materia orgánica que podría reaccionar con el coagulante (sulfato de aluminio). Considerando lo anterior, puede contener grasas, sustancias activas al azul de metileno, al igual que microorganismos como cianobacterias filamentosas, los cuales pueden analizarse en el laboratorio.

Actualmente, no se cuenta con estudios que demuestren el causante de las espumas en el floculador de la planta. Sin embargo, con los resultados de laboratorio, podrá tenerse una base de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos, que puedan estar reaccionando en el agua y propicien la formación de espumas.

Consecuentemente, es relevante considerar que:

Las cianobacterias filamentosas son generadoras de espumas al propiciar una sedimentación deficiente. Esta mala sedimentación es consecuencia de la proliferación de éstas y forman una malla que atrapa las bacterias formadoras de flóculos e impiden la separación de sustancias coloidales, las cuales reaccionan con la materia orgánica, grasas y aceites. Los microorganismos de filamentosas reaccionan en forma de emulsión con las grasas que tienden a acumularse en las superficies. Ello da lugar a unas espumas densas que pueden llegar a tener gran consistencia, y que, en ocasiones resulta un problema grave eliminarlas (Salinas, 2013).

Objetivos

Objetivo general

Analizar los tipos de microalgas y espumas que están afectando a la planta potabilizadora de Tres Ríos, tanto en el sedimentador convencional, como en el floculador, mediante un estudio fisicoquímico y microbiológico para la determinación de las alternativas de tratamiento que faciliten su reducción y/o eliminación.

Objetivos específicos

- Realizar la clasificación de las microalgas y de las espumas por medio de un análisis en diferentes épocas del año, el cual permita la determinación de las concentraciones fisicoquímicas y microbiológicas en laboratorio para la evaluación de la reproducción de éstas en los sistemas de tratamiento.
- Identificar, desde el punto de vista de inocuidad, un procedimiento físico y uno químico, utilizando como base los resultados obtenidos en laboratorio con la finalidad de que se produzca una reducción o eliminación de las microalgas y espumas en la planta potabilizadora.
- Estimar la inversión requerida para la implementación de los métodos de tratamiento propuestos, mediante una evaluación de los presupuestos del proceso seleccionado para la determinación del método más factible.

Capítulo I
Marco Teórico

1.1. Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (AyA)

1.1.1. Antecedentes

El Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (AyA) es una institución pública costarricense responsable de brindar servicio de agua potable y el saneamiento de las aguas residuales, operando los sistemas directamente o por delegación, a lo largo del territorio nacional.

Para la integración del Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, como se denomina actualmente, la Asamblea Legislativa estableció una comisión, la cual hizo un análisis del proyecto de ley presentado por el Poder Ejecutivo. Esta iniciativa surgió, ante la problemática que se vivía con respecto a los serios problemas de suministro de agua potable. La Asamblea Legislativa les consultó a ingenieros civiles y experimentados salubristas, los cuales avalaron el proyecto, en conjunto con el Ministerio de Salud. Este último fue el gran impulsor de la creación del Servicio Nacional de Acueductos y Alcantarillados, como se llamó originalmente (Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, 2010).

Con la situación experimentada por causa de la problemática con el agua potable, el órgano legislativo venía buscando, desde tiempo atrás, el manejo y la gestión adecuados para el agua. Primero, lo hizo mediante la Ley de Aguas, emitida en 1942, la cual mencionaba en el artículo 41 que “todos los acueductos del país eran patrimonio del Estado, que las nuevas obras de este tipo las operaría el Ministerio de Salubridad Pública y que los acueductos administrados por las municipalidades continuarían así hasta que se

decretara su nacionalización” (Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, 2010, p.7).

El problema del agua potable continuaba agravándose y el Estado no pudo asumir directamente la operación que se preveía en la ley. Por ende, se emite la Ley General de Agua Potable, N°52 (1953), la cual:

Establecía regulaciones a los organismos administradores para que se fijaran las tarifas adecuadas, que permitieran garantizar la potabilidad del agua en resguardo de la salud pública y que permitieran la operación correcta de los sistemas, garantizando un mejor control de la contabilidad separada para garantizar que los fondos se dedicaran en mejoras de infraestructura.

Para hacerse cargo de resolver los problemas del agua potable, los legisladores tenían razones para la aprobación de la ley constitutiva de un organismo especializado, descentralizado, legal y financieramente estable, encargado de poner el esfuerzo y el interés por dotar al país de agua potable de buena calidad para consumo humano y de un servicio a domicilio. Por consiguiente, se promulgó la Ley N°2726 de 1961, la cual culminó con la creación del Servicio Nacional de Acueductos y Alcantarillados, institución que se encargaría de dirigir y vigilar todo lo concerniente para proveer a los habitantes de la República de un servicio de agua potable, recolección y tratamiento de aguas negras e industriales, así como de aguas pluviales en las áreas urbanas.

Para determinar la prioridad, viabilidad y conveniencia de los diferentes proyectos que se propusieran construir, ampliar, reformar y modificar, éstos no se podrían ejecutar sin la aprobación del Servicio Nacional de Acueductos y Alcantarillados.

Tomando en consideración la gravedad de la situación experimentada en el Área Metropolitana, los diputados incluyeron, en la misma Ley Constitutiva Instituto Costarricense Acueductos y Alcantarillados N°2726 (1961), un artículo transitorio cuyo texto indica lo siguiente:

El Servicio Nacional de Acueductos y Alcantarillados iniciará sus funciones destinando todos los recursos a la solución de los problemas de agua potable en el distrito especial (Área Metropolitana) creado por el artículo 27 de esta Ley. Mientras no haya cumplido en forma racional y aceptable esa labor, no podrá ejercer su función en relación con las otras municipalidades del país, excepto cuando las propias corporaciones interesadas, en forma individual o colectiva, le soliciten expresamente al servicio (p.3).

En mayo de 1961, el presidente de la República Mario Echandi Jiménez declaró que después de una larga espera, se había logrado la creación de un organismo especializado en el agua y de gran trascendencia para la salud pública, con capacidades económicas independientes, dentro de las posibilidades fiscales del país.

En relación con el Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillado, Mora (2011) menciona que:

Se crea en 1976 como institución autónoma de Estado con el objetivo de fijar políticas, dirigir, establecer y aplicar normas, que permitieran promover el planeamiento, desarrollo y resolución de la problemática que se presentaba, para brindar un suministro de agua potable a la población en todo el territorio nacional, desde su recolección, distribución y llegada al usuario.

1.1.2. Desarrollo

Debido a que la demanda ha experimentado un incremento importante durante la última década y a que los sistemas de abastecimiento de agua potable, gestión ambiental y de desarrollo en el tema del alcantarillado han evolucionado, de acuerdo con la Política Nacional de Agua Potable:

Es necesario desarrollar obras nuevas de abastecimiento, en especial para lograr el acceso universal de la población del país al agua potable. Para ello, la institución cuenta con un conjunto de recursos humanos que garantiza el desarrollo eficiente y eficaz de las inversiones necesarias, canalizando los recursos disponibles para el desarrollo de los sistemas de abastecimiento de agua potable requeridos y su mantenimiento (Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, 2017).

Por otro lado, es necesario enfatizar el hecho de que:

AyA opera en todo el país; para efectos operativos, se divide en seis regiones: GAM, Central, Pacífico, Brunca, Central Oeste y Huetar Caribe, además de dividirse en determinado número de oficinas cantonales en cada región, y administra los sistemas de abastecimiento y saneamiento en el ámbito territorial que le compete. En total, administra 180 sistemas de abastecimiento de agua potable y cuenta con la infraestructura para operar cada sistema de abastecimiento. Esta consiste en: captación, red de aducción, plantas potabilizadoras, redes de conducción, estaciones de desinfección, estaciones de bombeo, tanques de almacenamiento, redes de distribución, hidrómetros y acometidas. Cada región consta de una parte técnica que brinda soporte a los cantones y una Dirección

Regional, donde se concentra el aparato administrativo (Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, 2010).

Actualmente, se debe considerar que:

El mayor operador del país es el AyA con una población atendida de aproximadamente 51,5% de los habitantes de la nación. En las áreas urbanas del país, suministra agua potable al 63% de los habitantes. La población de la nación atendida por el servicio de alcantarillado corresponde a un 29% en las áreas urbanas. Solamente, un 3,5% de la población nacional recibe un tratamiento de sus aguas residuales en plantas de tratamiento y el servicio de recolección de estas aguas residuales (Mora, 2011).

Las Asociaciones Administradoras de Acueductos y Alcantarillados Rurales, conocidas como ASADAS, son organizaciones de derecho privado sin fines de lucro, de las que forman parte las comunidades con el propósito de dotar de agua potable y alcantarillado sanitario a las comunidades respectivas, las cuales operan por delegación. Al firmar un convenio con estas organizaciones, el AyA, mediante la delegación, además de formalizar su funcionamiento, les brinda apoyo logístico, técnico y legal para que la operación del sistema de agua potable y alcantarillado sanitario de la comunidad sea eficiente y satisfactorio.

Es necesario aclarar que:

El cobro realizado por el servicio de agua potable y saneamiento, tanto por el AyA, como por las ASADAS, se hace mediante tarifas aprobadas por la Autoridad Reguladora de Servicios Públicos (ARESEP). La tarifa comprende únicamente

rubros que sirven para cubrir la inversión y el mantenimiento de la infraestructura operativa. La operación para la comercialización del agua potable y saneamiento es sin fines de lucro (Mora, 2011).

Desde su creación, el Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados ha tenido dos funciones primordiales. La primera corresponde a la función rectora, en materia de prestación del servicio de agua potable y alcantarillado sanitario, y la segunda a la función administradora, la cual se enfatiza como ente operador de los sistemas administrados.

Dicha institución desarrolla proyectos a diferentes niveles: ampliaciones de sistemas o rehabilitaciones de las redes existentes de agua potable, alcantarillado, y obras menores en sistemas en operación.

Por consiguiente, se debe enfatizar que:

Son proyectos de reposición y proyectos de gran amplitud, los cuales se destinan para ampliar coberturas de agua potable o de alcantarillado. En el desarrollo de los proyectos, se toman en cuenta las fases de éstos, por ejemplo, de preinversión, que se vincula completamente a los resultados financieros, económicos y técnicos a nivel preliminar. La institución propicia proyectos mediante mecanismos de sostenibilidad para las operaciones (Mora, 2011).

La política centrada en la calidad de los servicios hace énfasis en alcanzar parámetros de excelencia en lo referente a las actividades institucionales, al promoverse la innovación tecnológica, en la gestión y en el desarrollo institucionales.

1.1.3. Objetivos y alcance del AyA

Con respecto a la Ley Constitutiva del Servicio Nacional de Acueductos y Alcantarillados (1961), hoy Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, se enuncia, en su artículo 2, además de muchos otros aspectos, lo siguiente:

- Dirigir y vigilar todo lo concerniente para proveer a los habitantes de la república de un servicio de agua potable, recolección y evacuación de aguas negras y residuos industriales líquidos y de aguas pluviales en las áreas urbanas.

- Determinar la prioridad, conveniencia y viabilidad de los diferentes proyectos que propongan para construir, reformar, ampliar, modificar obras de acueductos y alcantarillados, las cuales no se podrán ejecutar sin su aprobación.

- Promover la conservación de las cuencas hidrográficas y la protección ecológica, así como el control de la contaminación de las aguas.

Según su objetivo, se evalúa cada una de las actividades de inversión en todo el país previo a su ejecución para poder verificar si se cumple con las expectativas planteadas en los reglamentos y en las normativas vigentes relativos al agua potable y a las aguas residuales. Por ende, este desarrollo se encuentra alineado con el pensamiento estratégico de la institución.

Según lo establecido en el Reglamento del Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, No.216 (2019) en el artículo 3, se menciona que el servicio:

Es aplicado a nivel nacional para todos los usuarios que se encuentren dentro de la zona de cobertura de los sistemas de abastecimiento para la población y

saneamiento de aguas residuales del AyA, como para aquellos sistemas delegados por el Instituto, siempre que, materialmente, sea posible su aplicación. Por consiguiente, podrá ser utilizado en forma supletoria por otros operadores (p.3).

Según lo establecido por Ley Constitutiva del Instituto Costarricense Acueductos y Alcantarillados (1976):

El alcance de la constancia de capacidad hídrica y capacidad de recolección y tratamiento por parte del Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados permite únicamente la gestión, los permisos y la autorización de las diferentes instancias estatales necesarias para la construcción de las obras primarias de acueducto, recolección y tratamiento por parte del interesado para proyectos de desarrollo con el fin de generar la disponibilidad de servicios. Dichas obras deben aprobarse, construirse y recibirse de acuerdo con las indicaciones del AyA, y la Norma Técnica para el Diseño y Construcción del Sistema de Abastecimiento de Agua Potable, de Saneamiento y Pluvial.

Proyecciones hacia el futuro

De acuerdo con la Dirección de Planificación Estratégica:

Los proyectos nuevos hacia el futuro del AyA se enfatizan en los diferentes programas planteados, para realizar las inversiones en obras necesarias de infraestructura, para el abastecimiento de agua potable en todo el país; así como en mejoras en plantas de tratamiento de agua potable, sustitución de redes de distribución, rehabilitación y en ampliaciones de sistemas de control operacional

en el Área Metropolitana de San José, así como proyectos de alcantarillados sanitarios (Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, 2019).

El objetivo enfocado en las proyecciones a futuro mejoraría, según la Dirección de Planificación Estratégica (2019), las condiciones ambientales y promovería la salud de la población costarricense, mediante mejoras y ampliaciones de los servicios de agua potable y el saneamiento en áreas urbanas y rurales, al promover la participación organizada de las comunidades para que contribuyan a asegurar la sostenibilidad de los sistemas de distribución y la descontaminación de los ríos del Área Metropolitana de San José.

Entre las proyecciones a futuro, en el periodo de ejecución hasta 2025, según lo establecido en la Dirección de Planificación Estratégica (2019), se encuentran:

- Mejoras al acueducto de Coto Brus, a las condiciones del sistema de abastecimiento de agua potable, para alcanzar un funcionamiento óptimo en la infraestructura y en el uso racional del recurso con el fin de satisfacer la demanda actual y futura de la población.
- Ampliación y mejoramiento del sistema de abastecimiento de agua potable en la ciudad de Nicoya para mejorar las condiciones del servicio y satisfacer la demanda actual en áreas de cobertura de sistemas de abastecimiento de Nicoya.
- Mejorar las condiciones del servicio y satisfacer la demanda actual y futura de agua potable en el área del acueducto de Liberia en la cobertura del sistema de abastecimiento.
- Sustituir el sistema de control de acueducto, redes y plantas en el Área Metropolitana.

- Mejorar la red de distribución de agua potable y reemplazo en el área Metropolitana.

- Sustituir las líneas de conducción e impulsión de mejoras al Acueducto de Quepos y Manuel Antonio para mejorar la capacidad del almacenamiento, mejorar la calidad y cantidad en la red de distribución. Remodelación de la caseta de desinfección, caseta de bombeo y construcción de las líneas de conducción, impulsión y tanque de almacenamiento de 550 m³.

- Mejorar la calidad y continuidad del servicio en la ampliación de la producción de agua potable de las comunidades de Santiago, Desamparados, Quitirrisí, San Bosco y San Antonio, mediante una estación de bombeo de Puente Mulas 2, la cual transporta por una tubería de conducción hasta el tanque Junquillo en Puriscal e impulsa el caudal al tanque el Monasterio.

- Brindar un servicio continuo y de calidad en la ampliación y mejoras del Acueducto de Coto Brus para los usuarios del sistema cumpliendo con las presiones máximas y mínimas para las 24 horas a lo largo del sistema para el año 2051. Por ende, es necesaria una evaluación de los procesos actuales para estudiar las condiciones para el desarrollo futuro.

1.2. Naturaleza del agua

Puesto que el Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados es la institución encargada de velar por la potabilización del agua consumida por la población costarricense, es importante describir las propiedades y los parámetros fisicoquímicos que influyen en su calidad, desde la composición molecular fundamental, hasta los procesos sufridos en la naturaleza.

En los siguientes apartados, se describirá la molécula del agua y su importancia fisicoquímica al ser un compuesto extraordinariamente simple y una sustancia de características tan excepcionales como se detallan a continuación.

1.3. Molécula del agua

El agua es uno de los elementos más importantes desde el punto de vista fisicoquímico. Sin duda alguna, se debe a la elevada energía de formación de su molécula, lo cual aporta una gran estabilidad a su constitución molecular. Aunado a su estabilidad, cabe destacar sus propiedades eléctricas y su capacidad para disolver numerosas sustancias, ya que el agua es uno de los mejores reactivos químicos, interactuando con iones y moléculas. Por el hecho de tener influencia en los procesos químicos que ocurren en la naturaleza y constituyentes orgánicos e inorgánicos disueltos en ella y debido a sus propiedades como molécula bipolar, el agua tiene una participación destacada en todos los procesos bioquímicos.

La molécula de agua está conformada por átomos pequeños y sencillos, dos de hidrógeno y uno de oxígeno, que se encuentran unidos por dos enlaces covalentes, los cuales propician que la molécula sea muy estable.

Considerando lo anterior, es necesario enfatizar que:

Uno de los elementos electronegativos, el oxígeno, atrae hacia sí más fuertemente, los electrones compartidos de ambos en enlaces covalentes, lo cual se debe a la distribución irregular de la densidad electrónica. Por consiguiente, alrededor del átomo de oxígeno, se concentra la mayor densidad electrónica (carga negativa) y cerca de los hidrógenos la menor (carga positiva). El ángulo de la molécula del agua es de 105° , lo cual propicia que sea una molécula polar que puede unirse a otras sustancias polares (Carbajal y González, 2012).

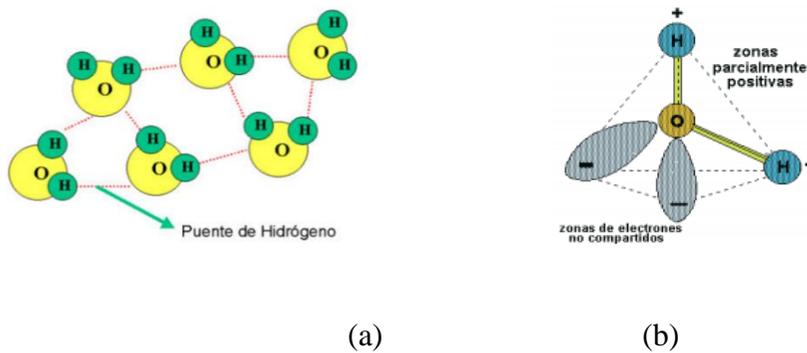


Figura 2. Enlace del puente de hidrógeno y la estructura geométrica (a) Puente de hidrógeno entre moléculas de agua (b) Geometría angular de 105°

Fuente: Carbajal y González, 2012

La carga parcialmente positiva cercana a los átomos de hidrógeno de una molécula de agua y la carga parcialmente negativa cercana al oxígeno generan atracción electrostática. Ello permite la unión de moléculas de agua vecinas mediante un enlace electrostático, conocido como puente de hidrógeno, el cual es de gran importancia para la vida.

Con respecto al puente de hidrógeno, tal como se observa en la figura 2. (a):

El enlace requiere que el átomo electronegativo que atrae al hidrógeno sea pequeño y permite que el hidrógeno haga de puente entre los dos átomos electronegativos. Esto se debe a que cada molécula de agua puede formar cuatro puentes de hidrógeno junto a otras moléculas de agua donde se le da una estructura tetraédrica reticular, que se encuentra ordenada con respecto a sus propiedades fisicoquímicas (Peón, 2007).

Los puentes de hidrógeno y el carácter transitorio de éstos, los cuales se están rompiendo y formando continuamente, es lo que permite la movilidad de las moléculas y contribuyen a que el agua se encuentre líquida a temperatura ambiente. No solo confieren una resistencia estructural al agua, sino que los puentes de hidrógeno son esenciales para la vida. La energía obtenida por la formación o ruptura de un puente de hidrógeno es de 21 kJ/mol (kilojulios por mol), equivalente al 5% de la energía de un enlace químico de tipo covalente. Por lo anterior, a los puentes de hidrógeno, se les clasifica como interacciones de tipo débil, debido a que, en el agua líquida, los puentes son lo suficientemente frágiles al existir formación y ruptura de ellos. Al considerarse interacciones débiles, en comparación con los enlaces covalentes, la energía con la que interactúan las moléculas de otros líquidos es menor que la energía de un puente de hidrógeno, por ejemplo, el cloroformo, el éter y la acetona (Peón, 2007).

La distribución de la densidad electrónica en el agua obedece a la geometría de la molécula y los dos pares de electrones no compartidos del oxígeno se mantienen aproximadamente del lado opuesto de los dos átomos de hidrógeno, los cuales están formando un enlace químico al compartir su único electrón con el oxígeno (Peón, 2007).

1.3.1. Propiedades de la molécula del agua

Se conoce que la molécula de agua es un compuesto polar, lo cual se debe a la separación espacial de carga que tienen los polos de carga eléctrica, tal como se observa en la figura 3. Al identificar las dos cargas parciales positivas con los átomos de hidrógeno y una carga parcial negativa con el átomo de oxígeno, permite comprender una gran variedad de las propiedades del agua.

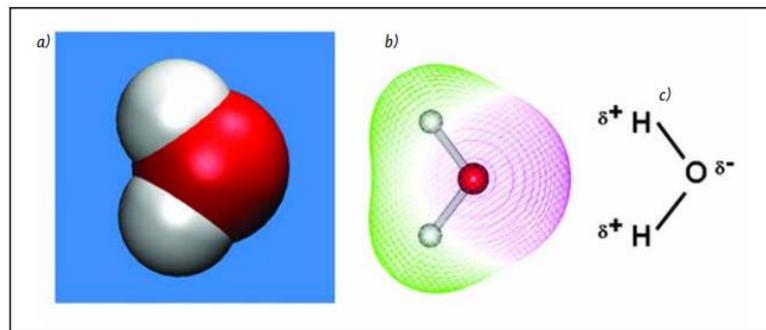


Figura 3. (a) Diagrama de una molécula de agua individual, (b) Mapa de colores del potencial electrostática, (c) Esquema simplificado del agua indicando cargas parciales en cada átomo

Fuente: Peón, 2007

1.3.1.1. Cohesión

Es la propiedad con la que las moléculas de agua se atraen entre sí. Es donde se forman cuerpos de agua adherida a sí misma como las gotas, ya que el agua presenta una elevada tensión superficial. Por consiguiente, las moléculas se mantienen unidas por medio de los puentes de hidrógeno al formar una estructura compacta que la convierte en un líquido incompresible (Jiménez, 2012).

1.3.1.2. Adhesión

La adhesión es la interacción entre las superficies de distintos cuerpos. Por su potencial de polaridad, el agua cuenta con la propiedad de la adhesión al mantenerse unida a otras superficies, esto, al ser atraídas por dos superficies de sustancias iguales o diferentes cuando entran en contacto y se mantienen unidas por fuerzas intermoleculares (Carbajal y González, 2012).

1.3.1.3. Tensión superficial

La superficie del líquido se comporta como una película por sus propiedades de cohesión. Esto se debe a que el agua tiene una gran atracción entre las moléculas de su superficie, creando tensión superficial capaz de alargarse y, al mismo tiempo, ofrecer cierta resistencia al intentar romperla, favoreciendo a que algunos objetos muy ligeros floten en la superficie del agua. Las gotas de agua son estables por su alta tensión superficial. Esto se debe a que las fuerzas que afectan a cada molécula son diferentes en el interior del líquido y en la superficie (Jiménez, 2009).

La elevada energía de las propiedades químicas en la formación de la molécula de agua le da a ésta una gran estabilidad que, unida a las propiedades eléctricas, la caracterizan por ser apta para la disolución de numerosas sustancias, lo cual se debe a su constitución molecular. La mayor parte de las especies minerales puede, en efecto, disolverse en el agua, así como un gran número de gases y productos orgánicos. Por consiguiente, el agua es uno de los mejores reactivos químicos, al interactuar con iones y moléculas. Las reacciones más frecuentes del agua son por la predominancia como disolvente. Dichas reacciones con el agua se llaman reacciones de hidrólisis, las cuales radican en la ruptura de las moléculas del agua. Consiste en que una sustancia reacciona con uno o ambos iones

del agua para generar dos productos, sin que se produzca transferencia de electrones (López, *et al.*, 2005).

1.4. Parámetros fisicoquímicos del agua

Desde el punto de vista fisicoquímico, el agua es uno de los elementos más importantes. En su estado puro, es incolora, inodora e insípida, pero, en grandes volúmenes, adquiere una leve tonalidad azul. Esto se debe a la refracción de la luz que la atraviesa y absorbe con mayor facilidad las longitudes de onda largas (naranja, amarillo y rojo), pero no con las longitudes de onda corta (violeta y azul). Éstas otras se desvían lentamente y generan, que, en grandes cantidades de agua, estas ondas cortas se hagan apreciables (López, *et al.*, 2005).

Los puentes de hidrógeno causan el cambio en los puntos de congelación y ebullición al agrupar las moléculas del agua original. En el caso de que no existieran los enlaces por puentes de hidrógeno, el agua sería un gas a temperatura ambiente. (López, *et al.*, 2005)

Los parámetros físicos del agua tienen la particularidad que sus características brindan información sobre condiciones estéticas del agua. Por consiguiente, es fundamental realizar análisis físicos y químicos, ya que, si la coloración del agua es oscura, puede generar que no sea consumida, aunque sus propiedades químicas y biológicas demuestren que sí es potable (Peón, 2007).

1.4.1. Turbiedad

Es necesario considerar que:

El parámetro de turbiedad en las aguas superficiales es ocasionado principalmente por la presencia de materia inerte, como material de erosión, rocas, arcilla, limo,

arena y la mezcla entre los diferentes materiales, lo cual genera la aglomeración de sistemas coloidales que no permiten el paso de la luz o minimizan el paso de ésta. De la misma manera, se puede desarrollar por la suspensión de partículas, debido a la acción de las lluvias que, al causar un aumento del caudal y la velocidad de las escorrentías y corrientes, promueve y aumenta dicha suspensión, según lo establecido en el Informe de Calidad de Agua Superficial de San José (Instituto de Acueductos y Alcantarillados, 2013).

Igualmente, la materia inerte y de microorganismos cumple un papel fundamental en la formación de la turbiedad en el agua. Por medio del fitoplancton, en condiciones microscópicas, se impide el ingreso de luz a los estratos inferiores de las capas del líquido, causando una serie de afectaciones a la salud de los ecosistemas acuáticos, que inciden en la aceptación o rechazo del agua. Para el desarrollo del fitoplancton, es necesaria la presencia de nutrientes como nitrógeno, fósforo, silicio y hierro, entre otros (Peón, 2007).

1.4.2. Sólidos totales y disueltos

Los sólidos totales y disueltos son partículas presentes en los cuerpos de agua que cuentan con una variedad de tamaños, composición química, formas y características que facilitan la siguiente clasificación en determinadas categorías de sólidos presentes:

- **Sólidos:** son los materiales suspendidos o disueltos en aguas limpias y aguas residuales.
- **Sólidos disueltos totales (SDT):** sustancias orgánicas e inorgánicas solubles en agua, que no se retienen en un material filtrante, con poros de 1,2 μm o de diámetro menor, por lo general estos sólidos se encuentran entre el ámbito de 0,01 μm a 1,0 μm (Vargas, 2010).

- **Sólidos suspendidos totales (SST):** sólidos constituidos por sustancias no disueltas sedimentables, sólidos y materia orgánica en suspensión o coloidal, que se retienen en el elemento filtrante (Municipalidad de San José, 2013).

- **Sólidos totales (ST):** constituye la suma de los sólidos suspendidos totales, sales disueltas y materia orgánica, este tipo de sólidos genera una gran afectación a la salud de los ecosistemas, por la formación de turbidez en las aguas naturales, que al sedimentar puede dañar el hábitat de algunos organismos bentónicos (López, *et al.*, 2005).

- **Sólidos totales volátiles (SVT):** cantidad de materia orgánica (incluidos aquellos inorgánicos) capaz de volatilizarse por el efecto de la calcinación a $550^{\circ}\text{C} \pm 50^{\circ}\text{C}$ en un tiempo de 15 min. a 20 min. o 1 hora (Vargas, 2010).

1.4.3. Color

La influencia de otros parámetros físicos puede determinar el color del agua, tales como los sólidos suspendidos y la turbiedad, junto a la presencia de materia orgánica y de algunos metales como el hierro y el magnesio, entre otros, los cuales tienen incidencia en los aspectos físicos de ésta y que se encuentran, principalmente, dentro de los compuestos orgánicos según lo indicado por:

Taninos: son un grupo de compuestos de origen natural, polifenólicos, que, cuando se presentan reacciones químicas, liberan antocianidinas, coloreadas que se encuentran en ciertos extractos de las plantas (López, *et al.*, 2005).

Lignina: es un compuesto que brinda protección a la célula en las paredes celulares vegetales, que, en el momento de oxidarse, contiene un carácter cromóforo, al generar coloración amarillenta, alterando el aspecto físico del agua natural (Carbajal y González, 2012).

Ácidos húmicos: brindan una diversidad de características fisicoquímicas al estar compuesto por materia orgánica que se encuentra en los suelos y generan cambios de coloración en los cuerpos de agua (López, *et al.*, 2005).

1.4.4. Olor y sabor de las aguas superficiales

Existe una gran diversidad de factores que propician olor y sabor al agua superficial, y generan un mal aspecto para su consumo y la presencia de olores desagradables. Una de las causas del mal olor en las aguas es la presencia de bacterias reductoras de sulfatos, microorganismos anaerobios, que utilizan el sulfato u otros compuestos oxidados de azufre, como agentes oxidantes, al ser aceptor final de electrones, para la producción de ácido sulfhídrico H₂S. Estas bacterias descomponen el grupo químico sulfato y emiten el mal olor al exterior de la célula, propiciando un olor a huevo podrido y la presencia de las algas azules o cianobacterias generan geosmina, característico de un compuesto químico con olor a tierra mojada (Carbajal y González, 2012). Dichas bacterias se dan por factores como el aumento de la turbidez y los factores antropogénicos, y por contaminación nitrogenada, la cual estimula la eutrofización de los cuerpos de agua superficial.

1.4.5. pH

El pH es una medida de la intensidad ácida o básica de una disolución, y se mide con los parámetros de la siguiente ecuación:

$$\text{pH} = -\log[\text{H}^+] \quad (1)$$

La representación de la alcalinidad y de la acidez, la capacidad amortiguadora del agua y la contribución de OH⁻, CO₃⁻² y HCO₃⁻, normalmente, la mayor parte se debe al sistema carbónico-carbonato, tal como se muestra en la figura 4:

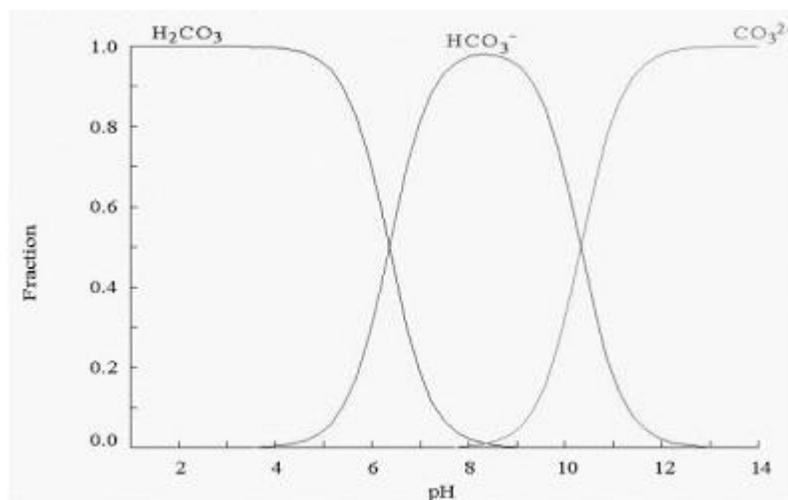


Figura 4. Diagrama de alcalinidad y acidez del agua (pH=0-12)

Fuente: Carbajal y González, 2012

El pH de las aguas superficiales se encuentra en un ámbito de 6,5 a 8,5. A estos valores, pueden ocurrir reacciones químicas, entre las cuales se encuentran las de reducción-oxidación, que permiten la vida acuática y sus procesos biológicos. Por consiguiente, es de gran importancia el control de este parámetro, de acuerdo con las necesidades y actividades en que se vaya a utilizar el recurso hídrico (Chamorro, 2017).

Para la determinación de las características químicas del agua en una disolución acuosa, donde se puede generar una serie de reacciones, puede brindar interacciones con el agua, las cuales se explican a continuación en la figura 5.

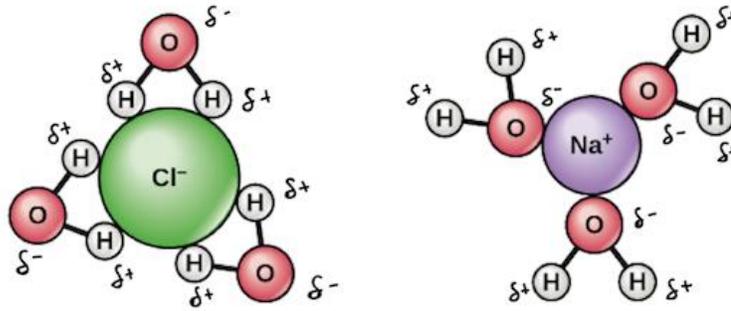


Figura 5. Moléculas de NaCl se disocian en iones e Na^+ y Cl^- y se forman esferas de hidratación alrededor de los iones.

Fuente: Quintuña y Samaniego, 2016

El ion sodio con carga positiva está rodeado por la carga parcialmente negativa del oxígeno de la molécula de agua. El ion cloruro cargado negativamente está rodeado por la carga parcialmente positiva del hidrógeno en la molécula de agua hace que se atraigan.

1.4.6. Nitrógeno total

El nitrógeno total es una medida de todas las formas de nitrógeno que se encuentran en una muestra de agua. En ese sentido:

El nitrógeno es un nutriente necesario para el crecimiento de plantas acuáticas y algas, el cual consiste en formaciones orgánicas e inorgánicas, incluyendo: nitrato (NO_3^-), nitrito (NO_2^-), el amoníaco (NH_4^+) ionizado o amonio, no incluye el amoníaco no ionizado (NH_3) y gas del nitrógeno (N_2). El contenido de nitrógeno orgánico en un agua incluye el nitrógeno de aminoácidos, aminas, polipéptidos, proteínas y otros compuestos orgánicos del nitrógeno (Bolaños, *et al.*, 2017).

1.4.7. Fosfatos

En relación con los fosfatos, es necesario aclarar lo siguiente:

La formación de ion fosfato (PO_4^{3-}) se genera a partir del fósforo inorgánico que preexiste como mineral y contribuye directamente en el ciclo de este elemento en el ambiente. También puede encontrarse en disoluciones, partículas fragmentadas de suelo, al igual que el agua de lluvia que puede contener distintas cantidades de fosfatos que se filtran de los suelos agrícolas (Chamorro, 2017).

1.4.8. Grasas y aceites

Las grasas y aceites están representados por:

Sustancias de naturaleza lipídica o sintética, que, al ser inmiscibles con el agua, permanecen en la superficie dando como resultado la aparición de natas y espumas, por lo tanto, son contaminantes que no solo aparecen en el medio donde se descargan, sino que afectan los conductos, los drenajes y las plantas de tratamiento de aguas residuales (Standard Methods, 2017).

1.4.9. Sustancias activas al azul de metileno (SAAM)

Las sustancias activas al azul de metileno (SAAM) son sustancias que reaccionan con un colorante catiónico que transfiere el azul de metileno desde una disolución acuosa a un líquido orgánico inmisible en equilibrio.

Esto ocurre durante la formación de un par iónico entre el anión (SAAM) y el catión azul de metileno. La intensidad del color resultante es una medida de las sustancias

activas al azul de metileno. Los tensoactivos aniónicos se encuentran entre las muchas sustancias naturales y sintéticas activas a éste (Standard Methods, 2017).

1.5. Parámetros biológicos del agua

Los parámetros biológicos se conocen como indicativos de la contaminación orgánica y biológica de las aguas, ya que influyen en la contaminación orgánica de éstas, como la descomposición animal o vegetal y los residuos domésticos. En comparación con los parámetros químicos, los biológicos son más difíciles de controlar y sus tratamientos deben estar regulados constantemente (Chamorro, 2017).

1.5.1. Oxígeno disuelto

El parámetro de oxígeno disuelto es la cantidad de oxígeno gaseoso disuelto en el agua. Este oxígeno se disuelve con facilidad hasta que el agua se satura con él, llegando a su valor máximo de 41 mg/L a 25 °C (Green y Southhard, 2019).

De la misma forma:

Una vez disuelto, se difunde lentamente y su distribución depende del movimiento del agua. Es un proceso continuo y que se realiza en forma natural, por lo tanto, existe intercambio de oxígeno entre el agua y el aire. El contacto entre ambos depende de la velocidad y la dirección. Un cuerpo de agua con turbulencia tendrá mayor absorción, debido a que la superficie del agua se encuentra expuesta al aire. Por consiguiente, las aguas absorben y retienen menos oxígeno si se encuentran estancadas (Fallas, 2010, p.38).

1.5.2. DQO

Se entiende por demanda química de oxígeno (DQO), la cantidad de materia orgánica e inorgánica en un cuerpo de agua susceptible de ser oxidada por un oxidante fuerte. La demanda química de oxígeno es la medida del oxígeno necesario para oxidar la materia orgánica e inorgánica susceptible de oxidación, contenida en una muestra bajo condiciones de un agente específico, temperatura y tiempo. Los valores de este parámetro están asociados al grado de avance de la oxidación de los contaminantes.

Por otro lado, se debe considerar que:

La demanda química de oxígeno (DQO) es un parámetro que mide la cantidad de sustancias susceptibles de ser oxidadas por medios químicos que hay disueltas o en suspensión en una muestra líquida. Se utiliza para medir el grado de contaminación y se expresa en miligramos de oxígeno diatómico por litro (mg O₂/L). Aunque este método pretende medir principalmente la concentración de materia orgánica, sufre interferencias por la presencia de sustancias inorgánicas susceptibles de ser oxidadas (sulfuros, sulfitos, yoduros, etc.), que también se reflejan en la medida (Chamorro, 2017).

1.5.3. DBO

La demanda bioquímica de oxígeno (DBO):

Es una estimación de la cantidad de oxígeno requerido por una población microbiana heterogénea para oxidar la materia orgánica de una muestra de agua, durante un periodo de cinco días de reacción (DBO₅), fijando condiciones de tiempo y temperatura (5 días y temperatura de 20°C y se expresa en miligramos de

oxígeno diatómico por litro (mg O₂/L). El método de ensayo se basa en medir el oxígeno consumido por una población microbiana en condiciones en las que se han inhibido los procesos fotosintéticos de producción de oxígeno y en condiciones en las que se han inhibido los microorganismos (Chamorro, 2017)

1.6. Ciclo del agua

Alrededor de 1 400 millones de kilómetros cuadrados están cubiertos de agua en el planeta, de los cuales solo 2,5% corresponde a agua dulce, la cual se localiza principalmente en ríos, lagos, acuíferos, glaciares y mantos de hielo. El agua dulce atrapada en los últimos tres aspectos es prácticamente inaccesible. Alrededor del 97% se encuentra la Antártida, el Ártico y Groenlandia. Se debe tomando en cuenta que los glaciares continentales, las nieves perpetuas de volcanes y el hielo tienen gran importancia del recurso hídrico para muchos países (Iriondo, 2012).

El agua presente en la atmósfera equivale a un volumen significativamente menor a la que se encuentra en los lagos y es muy importante por su papel en la regulación del clima.

Por otro lado, es importante agregar que:

En nuestro planeta, en relación con el 71% es agua, la mayoría corresponde a agua salada, la cual no resulta apta para el consumo humano. El 2,5% corresponde a agua dulce y, en los casquetes polares, se encuentra el 70% de agua congelada, por lo tanto, el 0,75% corresponde a agua dulce en estado líquido. Sin embargo, no toda esa cantidad de agua dulce se encuentra disponible, debido a que la mayor parte está presente en la humedad de la tierra, en lugares a gran profundidad o

inaccesible. Por ende, solo un 0,0025% pertenece a agua potable, disponible y accesible para consumo humano (Ordoñez, 2011).

En forma adicional, es importante mencionar lo manifestado por Iriundo (2012):

En las diferentes regiones, la disponibilidad del agua depende del balance hídrico, lo cual corresponde al volumen recibido por precipitación y de lo que se pierde por la evaporación de los cuerpos de agua y la evapotranspiración de la vegetación. Por consiguiente, los acuíferos recibirán las aguas restantes provenientes del volumen a escurrir superficialmente. Debido a la disponibilidad del recurso hídrico se presentan diferencias importantes de una región a otra del planeta como consecuencia de las lluvias y de la evapotranspiración.

Una fuente de agua consiste en el afloramiento natural de agua de la capa freática en un punto de la superficie del terreno, la cual consta de fuentes permanentes que mantienen un cierto caudal durante todo el año. Con respecto a las fuentes temporales, éstas se secan durante el verano o en parte de él. Son afloramientos de venas más superficiales y se secan cuando la humedad de saturación empieza a bajar durante el verano.

Las fuentes permanentes desde el punto de vista del aprovechamiento presentan mayor potencial, tanto para el consumo humano, como para las actividades de producción, tales como agricultura, ecoturismo, industria y producción animal, entre otras. Sin embargo, en las fuentes temporales que presentan caudales importantes hasta que se presenta el verano, se deben aprovechar para riego en el ciclo de alta demanda.

Entre las fuentes de agua existentes, se encuentran las aguas subterráneas producidas por un proceso de infiltración, el cual variará de un lugar a otro debido a la naturaleza de

los acuíferos (rocas, sedimentos, estratos del suelo y su permeabilidad). El agua fluye a través de los materiales porosos saturados del subsuelo más bajos de infiltración y naturalmente puede volver a surgir como un manantial o caudal base de los ríos.

Asimismo, como fuentes de agua subterránea:

Se encuentran los acuíferos que permiten el almacenamiento y circulación del agua, debido a sus condiciones de permeabilidad suficiente, las cuales generan acumulaciones significativas del recurso hídrico. Estas acumulaciones ocurren al encontrar acuíferos de arena y grava que son los más comunes, igualmente de rocas sedimentarias permeables como calizas, areniscas, rocas cristalinas fracturadas y volcánicas fracturadas y meteorizadas (Ordoñez, 2011).

El agua encuentra diferentes tipos de terreno al caer como lluvia, junto a una serie de características según lo menciona Iriando (2012). Por tanto, se deben considerar los siguientes conceptos:

Acuífero: el ejemplo más relevante para este tipo de acuífero es la arena, debido a que se encuentra sedimento o roca con gran número de grietas o poros que permiten entrar y circular el agua. Esta capacidad recibe el nombre de permeabilidad.

Acuícludo: rocas impermeables o sedimentos, que impiden la entrada de agua y separan a los acuíferos vecinos, por ejemplo, la arcilla.

Acuitardo: se encuentran rocas con baja permeabilidad o sedimentos, que transmiten el agua a velocidades muy bajas.

El agua en la tierra se encuentra en un proceso continuo de cambio. Se encuentra en la atmósfera, en la superficie terrestre, en el suelo y en sus diversos estados. Al ser un ciclo

de estado cerrado, la cantidad total de agua no cambia, lo cual significa que el planeta no gana ni pierde materia ni tampoco agua. Esto se debe a que el agua se encuentra en estado sólido (hielo), líquido o gaseoso (vapor de agua). En la Tierra, se presenta un cambio continuo entre los diferentes estados, por lo tanto, los océanos, los ríos, la lluvia y las nubes están en continuo proceso de cambio. Esto se debe a que el agua de las nubes se precipita y, de la superficie, se evapora. Asimismo, la lluvia se infiltra en el suelo y el agua de lluvia por escorrentía llega a los ríos y, finalmente, vuelve al océano.

En la figura 6, se observa la sucesión de etapas del ciclo hidrológico que atraviesa el agua al pasar de la Tierra a la atmósfera y volver a la Tierra.

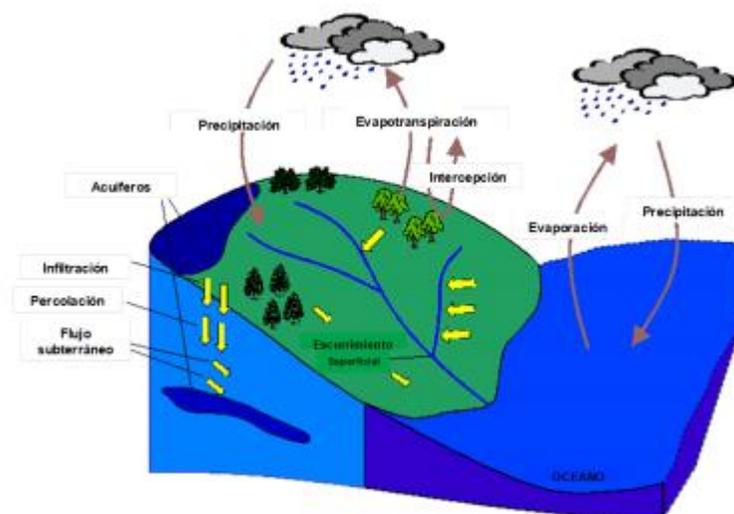


Figura 6. Representación del ciclo hidrológico

Fuente: Ordoñez, 2011

Con base en lo anterior, Peón (2007) afirma lo siguiente:

Aproximadamente, el 97% de toda el agua en la Tierra la encontramos en los océanos y el 3% se mantiene como el agua dulce, correspondiente a aguas subterránea, lagos, suelo, la atmósfera, glaciares y capas de hielo, la atmósfera y

en la vida. Continuamente, en la atmósfera, el agua, que transita, genera un ciclo producido a través de procesos de evaporación, condensación, precipitación, sedimentación, escorrentía, el flujo de la infiltración, transpiración, sublimación y fusión (Peón, 2007).

De toda el agua encontrada en el planeta, como se mencionó anteriormente, los océanos contienen 97,5% de ésta, las regiones continentales tienen el 2,4% y, en la atmósfera, se encuentra el 0,001%. Al respecto, Vera (2008) indica que:

Las precipitaciones anuales representan más de 30 veces la cantidad de agua total presente en la atmósfera. Por ende, el ciclo del agua se mueve de un lugar a otro continuamente y, por consiguiente, es importante tener un conocimiento profundo de los elementos de este ciclo, para entender el impacto de las actividades humanas, así como para el uso racional y planificación del agua disponible” (p.18).

Considerando lo anterior, se debe indicar que:

El agua se transfiere por medio de la evaporación desde la superficie de la tierra hacia la atmósfera mediante la evaporación, resultado de la absorción de la radiación solar. Este proceso consiste en el cambio de estado de líquido a gaseoso, donde el 80% del agua evapotranspirada total proviene de los océanos y el otro 20% de las aguas provienen de las regiones continentales. La evaporación es más rápida con temperaturas más cálidas, por lo que la evaporación más intensa ocurre sobre los océanos (Vera, 2008).

La transpiración consta de la evaporación del agua desde las hojas y los tallos de las plantas hacia la atmósfera. Mediante las raíces, se absorbe el agua subterránea y ésta se

transporta desde las raíces hacia las partes aéreas de las plantas por medio de los tejidos. Aproximadamente, el 10% de toda el agua, que sube a la atmósfera, se transpira.

La humedad constituye la cantidad de agua en estado gaseoso presente en el aire. Existe una cantidad máxima de agua para cada temperatura. Esta agua se puede encontrar en forma de vapor y dicha cantidad en la atmósfera aumenta con la temperatura. Por ende, cuando se agrega más vapor de agua al aire, manteniendo la temperatura constante, el vapor se condensaría y formaría agua líquida; igualmente, cuando la temperatura baja, el máximo de agua que el aire puede contener también baja, por lo tanto, el vapor en exceso se condensa.

Al respecto, Peón (2007) aduce que:

Un parámetro utilizado para describir la humedad, lo constituye la comparación entre la humedad máxima y la existente, que podría haber a esa temperatura; a esa manera de representar la humedad del aire se le conoce como humedad relativa. Cuando se encuentra aire tan húmedo que no puede aceptar más vapor de agua, se presenta la humedad relativa en 100% y se encuentra saturado.

La condensación consiste en el cambio del agua de su estado gaseoso a su estado líquido.

En lo relativo a la condensación, Vera (2018) considera que:

Dicho fenómeno ocurre en la atmósfera y cuando el aire caliente. Con una humedad relativa alta, asciende, se enfría y disminuye su capacidad de almacenar el vapor de agua. Esto resulta en que el vapor de agua en exceso condensa y forma las gotas en la nube. Como la superficie del planeta se calienta por efecto de la

radiación solar, calienta el aire en la porción inferior de la atmósfera, que está en contacto con la superficie caliente y ese aire, gradualmente, se torna menos denso que el del entorno y es ahí donde comienza a ascender.

Con respecto a la precipitación, ésta corresponde al transporte de agua desde la atmósfera hacia la superficie terrestre. Cuando se forman las gotas en las nubes por condensación del vapor de agua en la atmósfera, éstas crecen y se tornan demasiado pesadas para mantenerse en las nubes; por ello, se precipitan o caen a la superficie. Las gotas que conforman las nubes pueden precipitar, cuando el vapor del agua se condensa alrededor de las partículas pequeñas llamadas “núcleo de condensación” como de humo, de polvo, de sal y de sulfato.

Asimismo, la precipitación:

También se puede producir por cristales de hielo que se unen para formar capas de nieve, pero, a medida en que la nieve cae atraviesa aire más caliente propiciando que los copos se derritan y precipiten, mediante gotas de lluvia. Las cantidades de lluvia pueden, variar tanto espacial, como temporalmente (Mejía, 2005).

Cuando el agua de la precipitación o nieve llega a la superficie, una parte se infiltra hacia las aguas subterráneas y otra se escurre formando el agua superficial (lagos y ríos).

Con respecto al agua de lluvia en el suelo, Peón (2007) manifiesta que:

Ésta se infiltra hasta encontrar material rocoso saturado de agua que se conoce como capa freática, la cual es el alojamiento de una capa de agua habitante en un cuerpo de roca o sedimento. El agua se mueve hacia lo profundo del suelo y en general, por gravedad, muy lentamente. Además, se encuentra en conexión con la

atmósfera mediante los poros y fisuras del material sedimentario o rocoso que la contienen.

Los poros y las grietas en las rocas a cierta profundidad del suelo pueden llenarse totalmente de agua, lo cual genera la conformación de un acuífero. Los acuíferos se constituyen por formaciones geológicas capaces de almacenar gran cantidad de agua dulce como para conformar un recurso disponible para las actividades humanas.

1.7. Biología acuática

Los diferentes ecosistemas acuáticos existentes en la biología acuática cuentan con una serie de características y con factores ecológicos que influyen en su sobrevivencia, tales como luz, temperatura y salinidad, junto con parámetros de oxígeno disuelto y nutrientes. Ello permite que existan microhábitats en las diferentes fuentes acuáticas, con mayor capacidad de supervivencia y reproducción.

El medio donde vive un organismo o una especie se ve influenciado por características fisicoquímicas que ejercen efectos determinantes sobre su desarrollo y evolución, lo cual es abordado por la ecología. Estas características determinan diferentes condiciones y propiedades del medio ambiente en la biosfera, por lo tanto, los organismos o especies se adaptan a vivir entre limitantes en el ámbito de las condiciones ofrecidas por el medio.

Con base en lo anterior, existe una serie de factores que afectan a los seres vivos en los diferentes ambientes acuáticos. La disminución o exceso de éstos impide que algunas poblaciones no se desarrollen en ese ecosistema. Por consiguiente, poca cantidad de un factor abiótico es limitante debido a que puede afectar el crecimiento de una población al incluir factores como luz, temperatura, nutrientes, salinidad, oxígeno y sales disueltos.

Al desarrollarse el plancton en función de la gran incidencia de luz, disminuye la vegetación acuática al impedirse el ingreso de la luz debido al desarrollo exagerado del plancton; al mismo tiempo, se minimiza la transparencia del agua al observarse turbiedad y la capa fótica se reduce.

Por consiguiente, “los ciclos biogeoquímicos describen los movimientos de los elementos químicos a través de los componentes del ecosistema. Las reservas de nitrógeno, fosfatos y sílice se encuentran presentes en la materia orgánica, la cual es indispensable para el desarrollo de microalgas” (Cardona, 2003, p.73).

1.8. Contaminantes del agua

La contaminación es una condición en el agua, ya sea directa o indirecta, que introduce condiciones en ésta que implican una alteración de su calidad referente a los usos posteriores o a los medios naturales. Debido a que el agua se encuentra alterada, ya sea por organismos vivos, compuestos químicos, minerales (Mejía, 2005), se afectan las características naturales de los recursos hídricos. Esto también puede ocurrir por una influencia de carácter antropogénico.

Según Mejía (2005), existen dos tipos de contaminación de las aguas:

Contaminación puntual: es aquella que descarga sus aguas en un cauce natural y proviene de una fuente específica, como suele ser un tubo o dique. En este punto, el agua puede medirse, tratarse o controlarse. Este tipo de contaminación está generalmente asociada a las industrias y las aguas negras municipales.

Contaminación difusa: es el tipo de contaminación producida en un área abierta, sin ninguna fuente específica; está generalmente asociada con actividades de uso de tierra, tales como agricultura, urbanizaciones, pastoreo y prácticas forestales.

Las fuentes con mayor dificultad de controlar y de mayor impacto se encuentran en las fuentes no puntuales o difusas, como los terrenos donde el agua fluye por medio de la escorrentía sobre una superficie que contiene nutrientes, plaguicidas y fertilizantes.

La cantidad de desechos generados con el aumento de la población ha sumado grandes cantidades de residuos en los vertederos de basura, alcantarillas y en las cunetas, siendo un foco probable de contaminación para las aguas, pues el agua llovida los desplaza en forma superficial o ésta se filtra en ellos con el consiguiente arrastre de contaminantes, de ciertos elementos solubles, que se incorporan al recurso existente.

La contaminación difusa corresponde a una contaminación hídrica que afecta los cuerpos de agua, por medio de escorrentías en áreas agrícolas que drenan hacia los ríos. También cabe la posibilidad de contaminación no localizada, lo que corresponde a niveles altos de patógenos en las fuentes de agua superficial. En efecto, el uso de los suelos tiene injerencia en la calidad del agua, al alterar los regímenes hídricos aguas abajo, en calidad como en cantidad de aguas superficiales, enfatizando en que el 80% corresponde al deterioro del recurso por medio de sedimentos suspendidos que provienen por emisiones en masas forestales, erosión de suelos, agricultura y ganadería.

De acuerdo con Cardona (2003), “el uso antropogénico incide en el proceso de modificación de los bosques al hacer remoción de los diferentes estratos del suelo propiciando alteraciones en el ciclo hidrológico, generando pérdidas de nutrientes” (p.19).

Es necesario considerar que, cuando se construyen caminos de acceso, más del 60% de la superficie llega a perturbarse por medio de la extracción forestal y se propician sedimentos en áreas de fuertes pendientes con suelos limosos.

Por otra parte, Cardona (2003) afirma que:

La agricultura genera impactos de contaminación al utilizar el 70% de los suministros hídricos superficiales, por tanto, representa uno de los factores de degradación más importantes al generar erosión por medio de la escorrentía, adicionando productos químicos al hacer uso de fertilizantes, plaguicidas y residuos arrastrados por las lluvias. La principal fuente de contaminación no puntual en la agricultura, específicamente, corresponde al uso amplio de fertilizantes y plaguicidas. Esto conlleva a que las fuentes superficiales generan procesos de pérdidas de suelos, propiciando la entrada de sedimentos a los ambientes acuáticos.

En forma adicional, Pote, *et al.* (2001) manifiestan que:

La cantidad y frecuencia del uso de fertilizantes sobre la contaminación de fuentes de agua se encuentra en forma variable. Se puede encontrar en el parámetro de nitrógeno (N) en forma de nitratos. Éste es uno de los parámetros que propicia más alteraciones y degradación de la calidad del agua, al ser lixiviado de los campos de cultivo y se mueve a poca profundidad subterránea hasta fuentes superficiales (Pote, *et al.*, 2001).

Por otro lado, la fuente de nitrógeno se puede encontrar, tanto orgánica, como inorgánica. Consecuentemente, al hacer uso del estiércol de ganado bovino como abono

en la agricultura, puede transportarse a los cuerpos de agua por escorrentía (Chambers, *et al.*, 2002).

Es importante mencionar que, según lo mencionado por Cardona (2003), “la contaminación del agua por sedimentos es otro de los parámetros relevantes a tomar en cuenta, debido a dos dimensiones principales:

1. “Dimensiones químicas, que constituyen sedimentos de limo y arcilla”.
2. “Dimensiones físicas, que constan de la pérdida de la capa arable del suelo por medio de la degradación de la tierra, por erosión laminar y cárcavas, que causan aumento de turbiedad en el agua receptora y propicia alteraciones ecológicas y físicas” (p.26)

La carga química transportada por sedimentos incluye concentraciones altas de fosfatos, lo cual se encuentra asociado a sedimentos en suspensión. “Aunque también ocurre de manera natural, el movimiento del fósforo se facilita por la topografía y el flujo del agua a través del perfil del suelo y en forma de sedimento particulado que se adhiere a partículas de suelo más fácilmente (Zhao, *et al.*, 2001).

1.9. Biología de microalgas

En relación con las microalgas, López, *et al.* (2005) aducen que:

Son organismos fotosintéticos muy diversos pertenecientes al reino *Plantae*. Al poseer una estructura simple no vascularizada con ausencia de raíz, hojas y tallo, se clasifican como talofitas. Son productoras de esporas y, en su estructura reproductiva, están desprotegidas (criptogramia). Son microorganismos algales con clorofila como carotenoides y ficobilinas, capaces de realizar fotosíntesis oxigénica y de pigmentos fotosintéticos.

Las similitudes morfológicas del grupo de microalgas surgen como respuesta adaptativa y convergente al medio físico en el que habitan, caracterizado por diferentes factores como: temperatura, luz y nutrientes.

1.9.1. Estructuras de las microalgas

La estructura de las microalgas:

Consta de dos tipos básicos de células: las más complejas son las eucariotas y las más simples son las procariotas. Las células eucariotas, por lo general, están rodeadas por una pared celular y, con respecto a los clorófitos, constan de polisacáridos parcialmente secretados y producidos por el aparato de Golgi (Pérez y Mendoza, 2002).

Tal como lo mencionan Rodríguez y Ostorga (2021):

Los flagelos: se encuentran en células divergentes. Son apéndices cilíndricos, lo cual consiste en un axonema de nueve microtúbulos, de doblete que constan de organización cruzada o lateral. En el primer caso, pueden tener dirección opuesta, en el sentido de las manecillas del reloj o en el sentido opuesto a las manecillas del

reloj, y las Charophyta-algas verdes que se relacionan con las plantas superiores. Los flagelos de Chlamydomonas (algas verdes) se utilizan como modelo estructural. En contraste con las algas pardas, que son heterocontes, las cuales se caracterizan por ser un grupo muy diverso, por consiguiente, uno de los flagelos tiene mastigonemas (p.25).

Pared celular, las paredes de las microalgas se forman de dos componentes: Componentes fibrosos que forman el esqueleto de la pared y componente amorfo, que forma una matriz, dentro de la cual está el componente fibroso. El tipo de material más común de componentes de la célula es un polímero de 1,4 B-D-glucosa.

En algunas de las algas verdes sinfonáceas y Rhodophyta (*Porphyra*, *Rhodochorton*, *Rhodymeniay Laurencia*), se reemplazan por manano (polímero 1,4-D-manosa), el cual produce xilanos fibrilares de diferentes polímeros (Rodríguez y Ostorga, 2021, p.17).

Plástidos: en las microalgas el básico de plástido corresponde a un cloroplasto que realiza la fotosíntesis. Con respecto a las algas eucariotas, éstas se encuentran rodeadas por una de las dos membranas del cloroplasto (cloroplasto R.E) y el retículo endoplasmático, el cual contiene, unido a la cara externa de la membrana adyacente al citoplasma, los ribosomas.

Mitocondria y peroxisomas: en las células de algas, existen dos tipos de mitocondrias con cresta laminares (algas verdes, algas rojas, euglenoides y Criptophyta); cretas tubulares con mitocondria (Haptophyta y Heterokontophyta), como se observa en la figura 7.

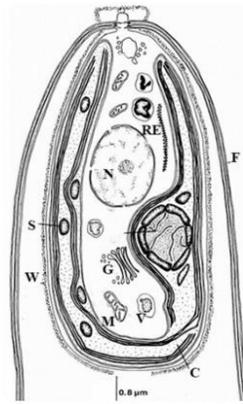


Figura 7. Célula eucariota microalgas, orgánulos presentes Chlamydomonas (C) cloroplastos, retículo endoplasmático (ER), vacuola contráctil (CV), flagelos (F), aparato de Golgi (G), núcleo (N), mitocondria (M), pirenoide (S), vacuola (V), almidón (S), pared celular (W)

Fuente: Rodríguez y Ostorga, 2021

- **Núcleo:** se encuentra rodeado por una doble membrana. El material genético de la célula se encuentra en el núcleo, tal como se muestra en la figura 8.

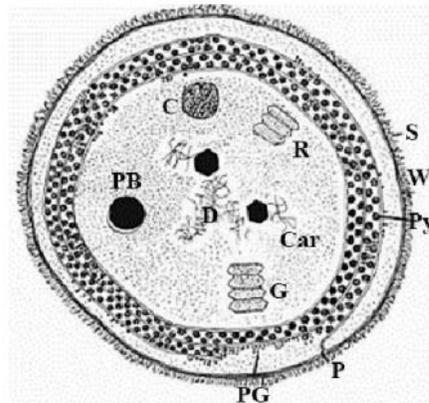


Figura 8. Características de la célula cianobacteria; (Car) carboxisoma (cuerpo poliédrico); (D) fibrillas de ADN; (G) aerotopos (vesículas de gas); (P) plasmalema;

(PB)gránulos de cuerpo polifosfato; (PG); ribosomas (R); pared celular (W); gránulos de poliglucano (PY)

Fuente: Canino, 2011

1.9.1.1. Clasificación

Las microalgas y cianobacterias son organismos que se clasifican por sus pigmentos, características morfológicas, hábitat, sustancias de reserva, estructuras de reproducción y composición de la pared celular. Por estas características, se ubican en talofitas o protistas. Como lo menciona Canino, (2011), “las microalgas se caracterizan por realizar la fotosíntesis, este proceso consiste en convertir la energía lumínica en la energía química, la cual es necesaria para la síntesis de moléculas orgánicas” (p.19). Otra de las características más relevantes consiste en los diversos colores que presentan con respecto a su pigmentación fotosintética. Si las algas contienen abundancia de clorofila, la tonalidad verde es más predominante, pero si contienen otros pigmentos como la ficoxantina, el color presente corresponde al amarillento, pero si la tonalidad roja se encuentra presente, representan la ficoeritrin (p.23).

La reproducción de estos eventos ocurre naturalmente en los sistemas acuáticos, registrándose un incremento de la frecuencia y duración, que se pueden desarrollar por medio de floraciones por diversas especies de microalgas pertenecientes a los Phyla: Rhodophyta (algas rojas), Dinophyta o Pyrrophyta(dinoflagelados), Chlorophyta (algas verdes), Cryptophyta y Ochrophyta (diatomeas) dentro de las algas eucariotas, y Cyanophyta (cianobacterias o algas verdeazules) de procariotas (Rodríguez y Ostorga, 2021, p.32).

De acuerdo con la clasificación de la estructura celular, cada organismo vivo se divide en uno de dos grupos: eucariotas o procariotas, el cual determina a qué grupo pertenece un organismo. A continuación, se especifica dicha clasificación:

- Procariota, constituye la división entre Cianobacterias y Prochlorophyta.
- Eucariota, constituye microalgas como: Chlorophyta, Rhodophyta, Euglenophyta, Prymnesiophyta, Heterokontophyta (Chrysophyceae, Bacillariophyceae, Dinophyta, Xanthophyceae y Cryptophyta) (Sánchez, 2020).

En la tabla 1, se representan las diferencias estructurales y morfológicas entre cada Phylum (división), al compartir similitudes fisiológicas con las plantas, tales como: la estructura celular (material celular, paredes de la membrana de ambos tipos de célula); procesos metabólicos (donde se convierte la energía luminosa en energía química); producción sexual por medio de la unión de gametos o de esporas motiles.

Tabla 1. Clasificación de las cianobacterias y microalgas

División	Nombre común	Carotenoides	Sustancias de reserva	Hábitat
Chlorophyta	Algas verdes	β -caroteno	Azúcares	Salada
		Xantofilas	Almidón	Dulce
			Fructosano Aceites	Terrestre
Charophyta	Algas pétreas	α -caroteno		
		β -caroteno	Almidón	Dulce
		Xantofilas		
Euglenophyta	Euglenoides	β -caroteno	Paramillón	Dulce
		Xantofilas	Azucars	Salada
				Terrestre
Chrysophyta	Algas amarillas-verdosas, algas pardas doradas diatomeas	β -caroteno		
		Fucoxantina	Aceite	Salada
		Xantofilas		
Phaeophyta	Algas pardas doradas	β -caroteno	Manitol	Dulce
		Fucoxantina	Aceites	Salada
		Xantofilas		
Rhodophyta	Algas rojas	Xantofilas	Almidón	Dulce
			Florideano	Salada
Pyrrophyta	Donoflagelados	β -caroteno	Almidón	Dulce
		Fucoxantina	Glucano	Salada
		Dinozanotina		

Fuente: Canino, 2011

1.9.1.2. Organización celular de las microalgas

Los diferentes tipos de organización celular de las microalgas, según Carmona, *et al.* (2004), corresponden a:

Unicelulares: están constituidas por una célula. Pueden ser móviles que tienen flagelos pleuronemático que están constituidos por flagelos con una o más hileras laterales de mastigonemas o acronemáticos en diferentes posiciones.

Colonia: cuando las microalgas forman un agregado de células. Existen microalgas que pueden formar colonias móviles o no móviles que, para las células vegetativas, hay división de trabajo y en otras reproductivas.

Cenobios: las células que no son fijas pueden agruparse, formando un conjunto de forma típica en cada especie, con un número fijo de células.

Filamentosas: las células pueden contener forma cilíndrica y se pueden encontrar ramificadas que son regularmente cenocíticas o no ramificadas que son células unicelulares.

1.9.2. Filamentosas

Las filamentosas son bacterias difícilmente fragmentables, de cadena larga y forman parte de los flóculos. Existen diversidad de grupos actinomicetos de filamentosas que se pueden formar por consecuencia de variaciones bruscas en los parámetros fisicoquímicos y de anomalías en las condiciones del medio, entre las que se encuentran: *Lactobacillus sp*, *Pelonemas o Peloplocasp*, *Sphaerotilusnatans*, *Thiothrixsp*, *Phormidium sp*, *Pseudoanabaena*, *Ulotrix sp* y hongos como *Leptomitus sp.*, *Geotrichum Candidum*, entre otros grupos. Como lo menciona Pérez (2016), “las espumas producidas por

microorganismos filamentosos suelen ser producidas por secreciones del material polimérico exocelular o material hidrofóbico” (p.27).

En la reproducción de las bacterias filamentosas, éstas generan cadenas largas y difícilmente fragmentables. Mientras tanto, en la formación de los flóculos, pueden aparecer, en la interfase, formando puentes interfloculares o libres.

De acuerdo con Almeida y Borja (2015):

La proliferación de bacterias filamentosas genera espumas superficiales, las cuales, bajo ciertas condiciones de operación, pueden ser perjudiciales para la calidad del agua al volverse excesivas: esto debido a que las filamentosas forman flóculos biológicos flotantes que hacen que el lodo no sedimente y tienda a flotar. En la formación del flóculo biológico, las bacterias consumen la materia orgánica, permitiendo que se establezca la cadena alimenticia. El crecimiento bacteriano de las microalgas puede determinarse por sus características taxonómicas y por el número de células o como masa de microorganismos.

El esponjamiento (“bulking”) filamentoso que corresponde a las espumas flotantes representa un fallo en la macroestructura flocular. Por consiguiente, para analizar este efecto, se referencia el parámetro de índice de lodos. Como lo menciona Díaz (2015), “valores superiores a 150-200 ml/g indican la probabilidad de que se produzca este fenómeno” (p.54).

1.9.3. Cianobacterias

Las cianobacterias o algas verde-azules procariotas se han considerado tradicionalmente dentro del grupo de las microalgas. De manera adicional, sintetizan

clorofila y producen el ftopigmento ficocianina; esto les confiere su peculiar color. Por consiguiente, realizan la fotosíntesis anoxigénica y se incluyen organismos con dos tipos celulares distintos: cianobacterias que tienen estructura celular procariota y las restantes microalgas con estructura celular eucariota (Moreno, 2016). Los organismos de las cianobacterias conforman un grupo muy heterogéneo de organismos fotosintéticos procariontes, que conforman especies facultativas, autótrofas, heterótrofas, unicelulares, coloniales, filamentosas, acuáticas, bentónicas, termofílicas y halotolerantes.

Las cianobacterias se clasifican como procariotas y poseen una pared celular de tipo de Gram-negativo, debido a que constan de tres estructuras: una membrana interna, una capa de peptidoglicano delgada de composición de entrecruzamiento variable y una membrana externa (Brenes, 2017)

Entre las cianobacterias, existe una gran diversidad de formas estructurales que corresponden, desde unicelulares, hasta una forma multicelular simple. Lo anterior depende de la estructura de los organismos. En el caso de las cianobacterias unicelulares, su reproducción se puede dar por división celular o en las cianobacterias filamentosas por fisión binaria (Castenholz, 2001).

Las cianobacterias son capaces de fijar el nitrógeno. Por consiguiente, son resistentes a una gama de condiciones ambientales. Pueden generar florecimientos al haber un crecimiento significativo de la biomasa en un periodo corto de tiempo, que se correlaciona con una disminución del fitoplancton. De acuerdo con Brenes (2017), “de hecho, las floraciones de cianobacterias a menudo son monoespecíficas y pueden formar una capa densa de células que son visibles en la superficie del agua” (p.56). Este fenómeno se debe

a que algunas cianobacterias forman vesículas de gas durante los florecimientos, por tanto, propician la migración a través de la columna de agua.

La proliferación de cianobacterias se encuentra regulada por tres factores: temperatura, disponibilidad de luz y disponibilidad de nutrientes como nitrógeno y fosfatos. La disponibilidad de estos nutrientes en los ambientes acuáticos se asocia con aguas eutróficas y con poca irrigación. Esto se debe a actividades humanas, industriales y agrícolas que la enriquecen de manera drástica de nutrientes como nitrógeno y fósforo, fomentando su proliferación (Davis, *et al.*, 2009).

1.9.3.1. Taxonomía de las cianobacterias

Cuando se empezó a desarrollar el sistema taxonómico desde principios del siglo XIX, las cianobacterias fueron consideradas parte de la flora u organismos vegetales al clasificarlas por sus características morfológicas. Desde el punto de vista morfológico son un grupo de procariotas muy diverso. Según lo menciona Loza (2011), “las cianobacterias se han distinguido con base en sus propiedades morfológicas, que incluyen principalmente la formación de la colonia, la morfología celular y las envolturas extracelulares, la pigmentación, la reproducción y, en menor medida, a partir de sus propiedades fisiológicas y bioquímicas”.

El sistema de clasificación de las cianobacterias con el Código Internacional de Nomenclatura Botánica hace referencia a que, para el análisis, se requiere referencia taxonómica de muestras preservadas y fijadas. Se han aceptado y publicado bajo este código alrededor de 2000 especies de cianobacterias, contenidas en los cuatro órdenes mencionadas a continuación:

Orden Chroococcales: incluye la agrupación en función de los tipos de célula, las unicelulares, tipo de reproducción y las envueltas.

Orden Oscillatoriales: incluye organismos filamentosos que se reproducen por fragmentación. Algunas presentan una estructura recubriendo los tricomas.

Orden Nostocales: se agrupan en función de la morfología de las colonias, filamentosas provistas de heterocitos (son células especializadas fijadoras de nitrógeno formadas por la necesidad de nitrógeno por algunas cianobacterias filamentosas) y acinetos que constituyen células diferenciadas y aumentadas, formadas en cianobacterias filamentosas, cuando las condiciones del ambiente se vuelven desfavorables, los filamentos, así como por la diferenciación y posición de los heterocitos y por acinetos.

Orden Stigonematales: conformado por filamentosas con un talo morfológicamente complicado, la diferenciación de las restantes se debe a la función de la estructura de los filamentos al ser de tipo de ramificación (Borowitzka, *et al.*, 2016).

Como lo menciona Loza (2011):

Entre las cianobacterias y las bacterias, la principal diferencia radica en que las cianobacterias son organismos fotosintéticos. Esto se debe a que los eucariontes fotosintéticos se originaron de la endosimbiosis de microorganismos similares a las cianobacterias. Por lo tanto, el intercambio de material genético entre el hospedero y el huésped de la endosimbiosis originó una dependencia evolutiva entre los mismos. Por ello, las cianobacterias darían origen a los cloroplastos (p.34).

Entre los géneros de cianobacterias que se encuentran en las plantas de tratamiento de lodos activados y probablemente en plantas potabilizadoras, se encuentran los siguientes:

1.9.3.2. *Phormidium*

El género *Phormidium* corresponde al miembro del orden Oscillatoriales, que se caracteriza por ser cianobacterias por la aparición de filamento y contenido de pigmentación celular. Entre sus principales criterios taxonómicos empleados, corresponde a inclusiones celulares que corresponden a la granulación y la forma de la célula especialmente el de las células terminales de los tricomas (Komárek y Anagnostidis, 2005). Los filamentos están formados de tricoma (que corresponde a finos crecimientos de algas), una vaina dura o mucilaginosa que consta de una sustancia vegetal viscosa y un tricoma, formado por células alineadas de forma recta o alga curva, especialmente en la zona apical, donde el ápice es de atenuado a ligeramente extendido, en este último caso de forma más o menos abrupta (Loza, 2011).

1.9.3.3. *Pseudoanabaena*.

El género de *Pseudanabaena* son cianobacterias formadoras filamentos poco conocidas, con tricomas simples con una anchura inferior a 4µm. Contienen tilacoides parietales, vesículas de gas polar y las paredes transversales están conspicuamente estrechas (Castenholz, *et al.*, 2001).

1.9.4. *Características morfofisiológicas de las cianobacterias*

Las cianobacterias son los organismos fotosintetizadores aeróbicos más antiguos del planeta, contribuyendo significativamente a la producción acuática. Algunas pueden fijar

nitrógeno molecular, otras pueden incorporar y almacenar fósforo. Estos organismos presentan una gran plasticidad morfológica y adaptabilidad a una gran diversidad de ambientes acuáticos (Bonilla, *et al.*, 2015).

Las algas azules-verdes o cianobacterias pertenecen a la división Cyanophyta (reino Monera). Sus principales características vegetales distintas a la de las bacterias fotosintéticas corresponden a la presencia de clorofila y tilacoides (que concierne a la membrana fotosintética y cumplen una triple función de fotosíntesis, de respiración y de fijación del nitrógeno molecular). Las cianobacterias carecen de cloroplastos debido a que son procariotas y son organismos fotosintetizadores aeróbicos, de los cuales algunos, como se indicó anteriormente, pueden fijar nitrógeno molecular, mientras que otros pueden incorporar y almacenar fósforo. Estos organismos presentan una gran plasticidad morfológica y adaptabilidad a diversos tipos de ecosistemas, características que les confieren una ventaja para colonizar exitosamente diferentes sistemas acuáticos (Loza, 2011).

19.4.1. Tasa de crecimiento de las cianobacterias

Con respecto a la proliferación de la cianobacterias, uno de los factores relevantes corresponde a la luz. Esto se debe a que las condiciones de irradiación baja promueven la formación de las vesículas, lo cual provoca que el citoplasma se torne menos denso que el medio y tienda a flotar. En zonas donde la intensidad lumínica es intermedia, la flotación es neutra por medio de la acumulación de polímeros de alto peso molecular.

La tasa fotosintética por el aumento a la exposición a la luz hace que la cantidad de metabolitos fotosintéticos en el citoplasma aumente y ascienda a la presión intracelular,

propicie el colapso de algunas vesículas y cause el hundimiento de los individuos. Según Bonilla, *et al.* (2015), “en zonas de intensidad lumínica intermedia, se logra la flotación neutra por medio de acumulación de polímeros de alto peso molecular. Finalmente, la disminución de la irradiación promueve la formación de vesículas de gas nuevas con las cuales los organismos alcanzan nuevamente la superficie” (p.48).

1.9.5. Requerimiento de nutrientes

De acuerdo con Sánchez (2020), se debe aclarar que:

Las microalgas requieren elementos en proporciones determinadas relativamente fijas para poder reproducirse en el agua, principalmente, los nutrientes nitrógeno y fósforo, lo cual propicia que éstas crezcan y deterioren la calidad del agua, y, por ende, se reduzca el oxígeno. Las microalgas pueden ser autótrofas al utilizar compuestos inorgánicos como fuente de carbono y pueden ser fotoautótrofos, debido a que utilizan la luz como fuente de energía y oxidan compuestos inorgánicos para la obtención de energía. Los lípidos y el almidón son los principales productos de almacenamiento de las microalgas (p.27).

Asimismo, Almeida y Borja (2015) mencionan que:

Las microalgas heterótrofas utilizan como fuente de energía la luz y para el crecimiento requieren de compuestos orgánicos, si se alimentan por medio de la materia orgánica se denominan saprófitas, pero si viven en un hospedero son parásitos. Debido a la absorción de nutrientes, son fagocíticas en la vesícula para la digestión, pero si absorben los nutrientes en forma soluble a través de la membrana plasmática, son conocidos como osmótrofos. Existe combinación de microalgas autótrofas y heterótrofas, las cuales se caracterizan porque son

flageladas y requieren de pequeñas cantidades de compuestos orgánicos para la obtención de vitaminas y así poder multiplicarse.

Los nutrientes inorgánicos se pueden dividir en dos grupos: macronutrientes, que se necesitan en cantidades grandes y micronutrientes, necesarios en concentraciones bajas, de acuerdo con su composición química. Su presencia se encuentra determinada directamente por el material inorgánico (aniones y cationes) del medio donde las microalgas están presentes. Los macronutrientes, que incluyen fósforo, nitrógeno, sílice y azufre, requieren en grandes cantidades, debido a que contribuyen a la formación de la estructura celular, pero el sílice tiene un papel biológico muy limitado.

Los macronutrientes tienen un papel metabólico especial en la fisiología de la microalga al contribuir con la importancia estructural y no metabólica para las diatomeas y crisofíceas, ya que necesitan la formación de las frústulas o pared celular.

1.9.6. Nitrógeno en relación con las microalgas

El nitrógeno es uno de los componentes fundamentales de muchas biomoléculas, como proteínas, ácidos nucleicos, aminoácidos y nucleótidos. Sin embargo, un incremento de nitrógeno en el agua propicia la abundancia de productores primarios, los cuales son los responsables de la producción de materia orgánica que realizan los organismos autótrofos a través de los procesos de fotosíntesis.

Asimismo, según Sánchez (2020):

El nitrógeno se puede encontrar en el agua en diferentes formas químicas como: amonio (NH_4^+), nitrito (NO_2^-), nitrato (NO_3^-), nitrógeno diatómico (N_2) y nitrógeno en compuestos orgánicos. Por lo general, el amonio en aguas oxigenadas se

encuentra en concentraciones bajas, debido a que las bacterias lo oxidan a nitrato. Sin embargo, cuando las aguas contienen exceso de contaminación, los compuestos orgánicos se encuentran presentes debido a la excreción animal (aminoácidos, urea, amonio y ácido úrico), y con ello, el crecimiento de flagelados como: *Herbaspirillum seropedicae* y *Azospirillum brasilense*. En cambio, en hábitats naturales, las principales fuentes de nitrógeno son nitratos y sales de amonio.

Las principales formas de nitrógeno utilizadas por las microalgas utilizan sales de amonio o nitratos, aunque también emplean nitritos, urea y otras formas de nitrógeno orgánico. Por ello, el nitrógeno en forma de amoniaco se acepta en las vías metabólicas de las microalgas y el nitrato se utiliza por la transformación de nitrato a nitrito.

Como lo mencionan Rodríguez y Ostorga, (2021), “las algas utilizan principalmente el amoniaco y nitrato, mientras que el nitrato no es utilizado hasta que los iones de amoniaco han desaparecido, en general la asimilación de amonio causa la retroalimentación, inhibición y represión de las enzimas responsables para la reducción del nitrato” (p.25).

Por nitrógeno combinado, en esta sección, se comprende el nitrógeno ligado mediante enlaces covalentes a uno o más elementos que no sean nitrógeno.

Al respecto, Sánchez (2020) afirma que:

Algunas cianobacterias son capaces de la producción amoniaca de nitrógeno ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$) a partir del nitrógeno molecular (N_2). Las algas eucarióticas son capaces de usar el nitrógeno molecular N_2 solamente cuando están asociadas con bacterias diazotrofia simbióticas. El nitrógeno combinado utilizado para el resto

del metabolismo proviene, en estos casos, del amonio producido por diazotrofia (p.45).

Asimismo, Borowitzka, *et al.* (2016) manifiestan que:

Las formas más comunes de nitrógeno inorgánico utilizado por las algas eucarióticas y muchas cianobacterias son compuestos de nitrógeno combinado, mayoritariamente NO_3^- (+5) y NH_4^+ (-3), en forma ocasional NO_2^- (+3). En el océano, el NO_3^- es la fuente principal de nitrógeno combinado para las microalgas. En aguas dulces, aunque la estequiometría es similar a la contraparte marina, la razón ambiental N:P es mucho más alta que en el océano y la producción primaria está controlada típicamente por el fósforo. Lo anterior se debe, principalmente, a la abundancia más alta de organismos diazotróficos y a la más alta precipitación de complejos de fósforo con materia en partículas, cuya concentración es varios órdenes de magnitud superior en los hábitats de agua dulce que en el océano.

Las microalgas consumen una variedad de fuentes de nitrógeno orgánico disuelto: ejemplos son, aminoácidos, urea, purinas, pirimidinas y betaína de glicina y, posiblemente péptidos y proteínas. Los datos genómicos han demostrado que existe una cantidad grande de transportadores de aminoácidos. En la mayoría de los casos, la recepción de nitrógeno orgánico se inhibe por la presencia de amonio.

Las estequiometrías promedio de las microalgas muestran que el nitrógeno está dentro de los componentes más abundantes de las células fotosintéticas, siendo el cuarto después de los átomos de hidrógeno, carbono y oxígeno, y el tercero después del carbono y el oxígeno en una composición en masa de los componentes orgánicos. El costo energético

de la asimilación de las formas oxidadas del nitrógeno, estimada en estas estequiometrias, no es trivial.

1.9.6. Fósforo en el agua

El fósforo es fundamental para la vida, pues desempeña una función integral en aspectos del metabolismo de la célula que van desde el almacenamiento de energía a la estructura celular y al mismo material genético que encripta toda la vida en el planeta. El desgaste atmosférico de rocas ricas en fósforo es la principal fuente del fósforo nuevo al ambiente acuático. Este fósforo se utiliza y se transforma por las cianobacterias y las algas eucariotas, llevando a cabo una dinámica compleja tanto metabólica, como biogeoquímica

De acuerdo con Rodríguez y Ostorga (2021):

El fósforo es, por supuesto, un nutriente crítico y requerido por todas las cianobacterias y algas eucariotas para su crecimiento. El fósforo se usa como un banco de energía al señalar y dirigir reacciones y también es una piedra angular en productos bioquímicos tan críticos para la vida como los ácidos nucleicos y las membranas lápidas. Hay dos maneras principales de pensar el fósforo en la célula: la presencia de productos bioquímicos ricos en fósforo y el tipo de enlace del fósforo en los compuestos que lo contienen (p.73).

Aunque la composición puede ser pequeña, el fósforo es un componente principal en los trifosfatos nucleósidos (figura. 9) como el ATP y el GTP. Estos compuestos bioquímicos críticos sirven como un banco energético universal en la célula, con muchos procesos de biosíntesis impulsados directa o indirectamente por su hidrólisis. En este

contexto, el papel crítico que juega el fósforo en llevar a cabo el metabolismo de la célula de las algas, no se puede dejar de enfatizar (Borowitzka, *et al.*, 2016).

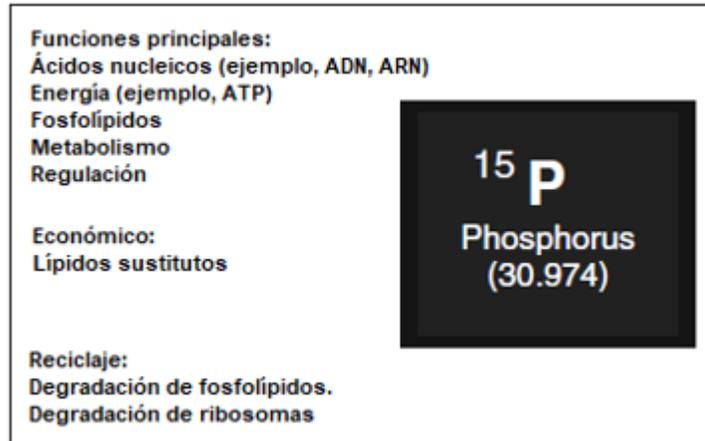


Figura 9. Descripción general de las funciones que desempeña el fósforo que desempeña un fósforo en las algas y mecanismos de conservación o reciclaje.

Fuente: Borowitzka, *et al.*, 2016.

De la misma forma, Borowitzka, *et al.* (2016) manifiestan que:

Las inspecciones de cianobacterias y microalgas sugieren que el porcentaje relativo del fósforo con las diferentes formas de enlace es intrínsecamente variable entre los géneros y que también puede variar con la fisiología y las condiciones de crecimiento. La célula de una microalga típica parece estar dominada por fosfato, fosfoéster (monoéster y diéster) y polifosfato. En la figura 10, se evidencian las distintas formas del fósforo celular por tipo de enlace:

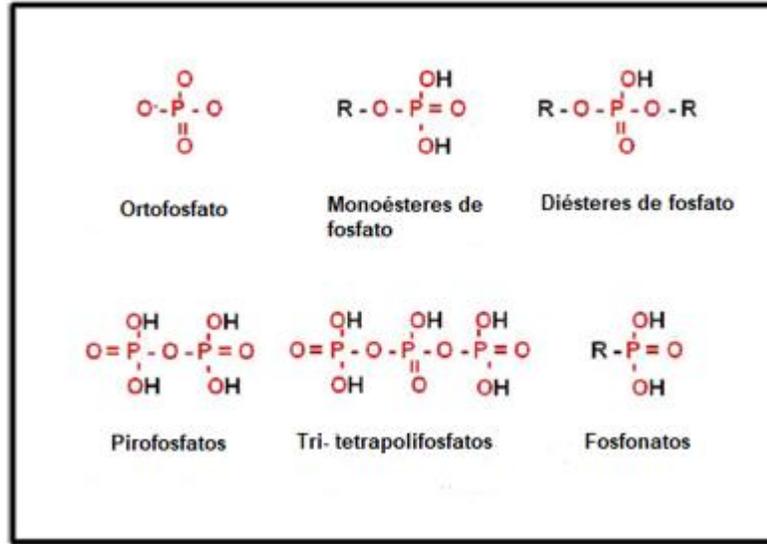


Figura 10. Formas de fósforo celular identificadas por tipo de enlace

Fuente: Borowitzka, *et al.*, 2016

10.1. Las espumas y su control

1.10.1. Principales causas de la aparición de espumas

El proceso del tratamiento de aguas residuales mediante el uso de lodos activados consiste en la oxidación biológica de la materia orgánica presente que genera como resultado biomasa y gases. Este proceso se caracteriza por la sedimentación y posterior remoción de los sólidos sedimentables, mediante la formación de flóculos.

Al mismo tiempo, según el criterio de Balcárcel, *et al.* (2012):

Un flóculo es un agregado de diversos microorganismos y partículas, tanto orgánicas, como inorgánicas, que permite un mayor aprovechamiento del sustrato disponible en las plantas de tratamiento de aguas residuales, dada la cercanía entre las poblaciones que lo componen y la presencia de zonas aerobias, anóxicas y, en ocasiones, anaerobias. Los flóculos están conformados principalmente por bacterias formadoras de flóculo y bacterias filamentosas. Las bacterias

filamentosas usualmente permanecen en el interior de los flóculos, sin embargo, bajo condiciones de estrés, por ejemplo, en aguas residuales con relación baja sustrato/microorganismo (F/M) y concentraciones bajas de oxígeno disuelto (OD), tienden a prolongar sus filamentos para abastecer sus necesidades nutricionales. Ello produce, a su vez, dominancia con respecto a las bacterias floculantes y, en consecuencia, la aparición del esponjamiento filamentoso.

La formación de espumas en los reactores de fangos activados o en los clarificadores secundarios es un fenómeno presentado con cierta periodicidad en muchas plantas de tratamiento de lodos activos, tanto urbanas, como industriales, en cualquier lugar del mundo.

Estas espumas densas y marrones pueden formar una capa de varias decenas de centímetros de grueso. Su eliminación es complicada, tanto desde el punto de vista técnico, como económico. No se trata únicamente de un problema estético, sino que puede complicar la operación de la planta y disminuir la calidad del agua tratada. No todas las espumas son producidas por bacterias filamentosas. Cuando se presenta una carga de detergentes o tensoactivos, también pueden formarse espumas. En estos casos, son normalmente de color blanco. No obstante, sí existen sistemas de efectividad limitada para evitar los problemas derivados de la formación de espumas en sistemas de tratamiento biológico. Se han utilizado, tradicionalmente, estrategias diversas para el control del espumado en plantas de tratamiento de aguas residuales.

Asimismo, se ha empleado la adición de reactivos (coagulantes, polímeros catiónicos, hipoclorito de sodio, cloro, peróxido de hidrógeno, entre otros) para controlar y evitar el desarrollo y la propagación de las espumas.

La causa principal de las espumas que conlleva a la formación del esponjamiento es el déficit de oxígeno disuelto. El esponjamiento aparece frecuentemente en residuos líquidos industriales y, en ocasiones, el exceso de grasas y aceites lo fomentan, propiciando deficiencias de sedimentación en el aguade la planta de tratamiento.

El esponjamiento filamentoso es un fenómeno que causa espumas superficiales, generando problemas operacionales en la planta, debido a que, cuando aparecen, es porque se encuentra en una etapa avanzada de proliferación de filamentosas, elevando costos operativos y el tiempo de respuesta de las soluciones aplicadas, lo que origina una estructura en forma de red, la cual conduce a la formación de barros muy voluminosos y de difícil sedimentación y compactación.

1.10.2. Problemas causados por las espumas

En relación con la presencia de espumas, Guo, *et al.* (2012) manifiestan lo siguiente:

Pueden tener espesores comprendidos entre varios milímetros hasta más de un metro y pueden afectar negativamente la operación de planta de distintas maneras. Por un lado, puede pasar al tanque de sedimentación resultando en una concentración inaceptablemente alta de materias en suspensión en los efluentes finales. También puede llegar una fase en la que la parte superior de la espuma se descompone creando olores desagradables. Finalmente, en casos extremos, cuando el contenido de espuma supera la altura disponible para amortiguar los picos de agua residual, puede rebosar fuera del tanque de aeración, creando un impacto visual no deseado y molestias en los trabajadores de la planta.

Los organismos filamentosos pueden agregarse con las burbujas de gas o aire y partículas, formando pilas flotantes en los tanques de tratamiento. Durante este fenómeno conocido, como ya se ha mencionado, como esponjamiento, el lodo captura burbujas de aire o gas las cuales hacen que las partículas fangosas asciendan y se almacenen en la superficie del agua. En ese sentido, cuando este fenómeno persiste, puede causar el desarrollo de espumas biológicas altamente estables (Moreno, 2016).

Otras bacterias filamentosas en su justa medida favorecen la depuración y sirven como estructura o “columna vertebral” de los flóculos de fango activos. Guo, *et al.* (2012) proponen las características morfológicas del floculo de lodo activo que se deben tomar en cuenta a la hora de identificarlos.

1.10.3. Métodos para eliminar espumas

Para Tsang, *et al.* (2008):

Aunque se han hecho trabajos científicos y técnicos para estudiar el fenómeno de espumado en sistemas de tratamiento de aguas residuales, los mecanismos implicados en el crecimiento excesivo de microorganismos filamentosos no se comprenden completamente y existen visiones contradictorias en los diferentes estudios. Este hecho dificulta el desarrollo de estrategias efectivas para el control de especies filamentosas. No existe, hasta la fecha, una solución económicamente efectiva y viable a largo plazo para evitar los inconvenientes relacionados con la formación de espumas.

Asimismo, Moreno (2016) aduce que:

Se han desarrollado métodos específicos y no específicos para el control de microorganismos filamentosos. Los primeros, que incluyen modificaciones en las condiciones operativas (concentración de oxígeno disuelto, nutrientes, pH, etc.) y en la configuración de la planta de tratamiento de efluentes, los que pretenden eliminar las causas responsables del crecimiento de las bacterias filamentosas y favorecer el desarrollo de los floculantes. No obstante, estos métodos no siempre son efectivos y no pueden aplicarse en todas las situaciones. En general, implican costos altos para su implantación, además de tardar demasiado tiempo en controlar el esponjamiento filamentoso.

Es bastante extendido el uso de sistemas manuales, tales como rastrillos o bombas que retiran la espuma cuando la magnitud del problema alcanza límites indeseables. La ventaja de estos sistemas es que el costo de inversión es mínimo, pero solamente resuelven el problema a corto plazo. Su eficacia para la eliminación de problemas puntuales es alta, aunque no evitan la reaparición del problema.

Finalmente, existen sistemas basados en el arrastre mecánico mediante rascadores de las espumas formadas en los procesos biológicos de depuración. Estos sistemas retiran la espuma superficial mediante unas palas rascadoras que transportan la espuma generada a un sistema recolector encargado de retirarla para su tratamiento posterior. También, existe la variante similar de las tuberías ranuradas, donde la espuma se retira del componente líquido mediante la rotación manual de una tubería ranurada situada en la superficie del tratamiento biológico. El principal inconveniente de estos sistemas es que requieren la implantación de un sistema de recolección de la espuma retirada y no reintroducen la

espuma en el tanque biológico, lo cual genera un subproducto que debe tratarse de manera diferenciada.

En conclusión, no existe un proceso que mantenga bajo control a corto y largo plazo la formación de espumas en sistemas de depuración biológica, es decir, que no genere residuos, no incremente significativamente los costos de operación y no suponga una inversión considerable en el sistema de tratamiento.

1.10.4. Métodos físicos para eliminar espumas

En los párrafos siguientes, se presentan algunos métodos físicos para la eliminación de espumas, los cuales, aunque se han utilizado en plantas de tratamiento mediante lodos activados, se considera que pueden utilizarse en plantas potabilizadoras de agua donde se pueden producir espumas.

En ese sentido, Tsang, *et al.* (2008) presentan una revisión de la bibliografía desde 1990 al 2020 con respecto a la formación de espumas y su control en las plantas de tratamiento por lodos activados. Dichos autores se concentran en cuatro aspectos principales:

1) Las causas de la formación de las espumas, enfocándose principalmente en las biológicas que aparecen en las plantas convencionales de lodos activados, las plantas con reactores bioactivados y los digestores anaerobios.

2) Se enfocan en la exploración de los métodos principales de evaluación de las espumas describiendo las metodologías directas e indirectas (incluyendo las pruebas que se aplican directamente en el campo) y las indirectas para la caracterización del licor mezclado.

3) Se discute la aplicación de los métodos de control de las espumas, principalmente, describiendo los métodos físicos y los químicos más usados en la escala real.

4) Se presenta una discusión breve de las ventajas y desventajas principales de los métodos de evaluación y control, enfocándose en las perspectivas futuras.

Sin embargo, la descripción de los métodos en el artículo indica solamente que los métodos físicos son menos costosos que los métodos químicos y ambos presentan problemas en cuanto a rendimiento. Los autores recomiendan los métodos físicos sobre los químicos.

Guo, *et al.* (2012), además de tratar las causas de la formación de espumas y los problemas asociados a ellas, se refieren a los métodos para su control. Comienzan describiendo algunos métodos físicos que son típicos para plantas de tratamiento de aguas residuales. Entre los métodos que podrían servir al propósito de las plantas potabilizadoras como la de Tres Ríos, se encuentran los siguientes:

1.10.4.1. Hidrólisis térmica. La hidrólisis térmica de la nata secundaria para controlar la espuma biológica mediante el proceso Cambi es una técnica muy efectiva, así como viable financieramente para el control del espumado. Este proceso muestra resultados prometedores para el control de espumas biológicas en plantas de tratamiento de aguas residuales. Una comparación inicial de costos de la hidrólisis térmica y varias estrategias ampliamente aceptadas del manejo de las espumas muestra que es competitiva; sin embargo, es necesaria la optimización de la presión de operación y la temperatura para la hidrólisis térmica (Guo, *et al.*, 2012).

La hidrólisis térmica mediante el proceso Cambi consiste en tratar sólidos residuales, en este caso, espumas biológicas utilizando vapor de agua de 160 a 180 C y una presión de 600 kPa durante un tiempo de 20 a 30 minutos. Dicho sólido se presta para tratarlo mediante un proceso anaerobio o bien para un tratamiento de lodos activados. Tsang, *et al.* (2008) aplican este proceso a sólidos provenientes de aguas residuales y luego proceden a un tratamiento anaerobio.

1.10.4.2. Aplicación de vapor. Guo, *et al.* (2012) experimentaron a nivel de laboratorio para demostrar los resultados del uso de la aplicación de vapor para la reducción de los organismos causantes de la espuma. En ese sentido, se puede mencionar que:

El vapor de una caldera (con bomba de agua y accesorios) se aplica a un tanque de reacción con una muestra de 0,5 litros de espuma. Se probaron muestras con combinaciones de presión y temperatura (tratamientos), variando de 206 a 483 kPa (30 a 70 psig) y 10 a 60 minutos de exposición. Las muestras, antes y después del tratamiento, se tiñeron con reactivo Gram y se determinó en ellas la abundancia de filamentosas. El análisis microscópico también reveló alguna destrucción celular y que cadenas ramificadas se convirtieron a bastones, mientras que algunos filamentos de Gram positivo no cardioformes aparentan ser resistentes al vapor. Las plantas donde se dispone del equipo para la producción de vapor y las instalaciones aguas abajo para el manejo de sólidos, tal como la digestión anaerobia pueden, usar el vapor con éxito para reducir las espumas (Guo, *et al.*, 2012).

1.10.4.3. Sistema de desnatado. El sistema de desnatado debería ser parte de un sistema de lodos activos:

De tal manera que la capa de espuma pueda removerse del lado de arriba del tanque de aeración a no más de 1 a 3 cm de profundidad. El sistema de desnatado deberá situarse en localizaciones adecuadas donde el impulso hacia adelante y el material espumoso fluirán hacia la posición central (en general, el extremo de salida del recipiente o la localización donde ocurre el apantallamiento natural). La efectividad del sistema de desnatado puede aumentarse colocando pantallas superficiales para promover el movimiento del material en la superficie del líquido hacia la mampara o mamparas de remoción de espumas (Moreno, 2016).

1.10.4.4. Uso de aspersiones de agua. En lo referente al uso de aspersores de agua, esto ayuda en la lucha contra la espuma si se localizan adecuadamente en los puntos correctos. Puede colocarse un aspersor en el recipiente de la aeración. El sistema de aspersores puede controlarse manualmente, de manera que se aplique el rociado por secciones en la planta sobre aquellas partes donde la presencia de espumas se produce en gran cantidad. Asimismo, el sistema de aspersores podría automatizarse.

1.10.4.5. Sistema de bomba a la entrada. La bomba se usa para remover materiales en la superficie del líquido y bombearlos al sistema de desechos de la planta. El diseño del sumidero de natas debe integrarse con el control del equipo de bombeo, el cual debe permitir la remoción del material flotante, ruptura en la succión y prevenir la formación de vórtices. En el mercado se encuentran disponibles varios tipos de bombas como, sumergibles, para manejo de sólidos, para manejo de sólidos tipo columna, tipo de desplazamiento positivo de diafragma dependiendo de su aplicación específica, capacidad, habilidad de pasar líquido con aire arrastrado y ser capaz de romper la succión en el sumidero sin dañarse. Debe haber algunos dispositivos de control para detectar los niveles exactamente. Para este propósito se utilizan algunos aparatos tipo ultrasónico y de capacitancia. Para la bomba de tipo centrífuga, se pueden usar la disminución del amperaje o el cierre de la válvula de retención a la descarga. La operación termina cuando el sumidero se vacía (Guo, *et al.*, 2012).

1.10.4.6. Sistema de ultrasonido. Las algas planctónicas dependen de su flotabilidad para obtener suficiente luz solar en la superficie del agua. En ese sentido, Guo, *et al.* (2012) mencionan lo siguiente:

Algunas lo hacen a través de la síntesis de las vesículas de gas, mientras que otras utilizan la presencia de lípidos dentro de la célula para regular su flotabilidad. La presión ultrasónica producida por una sonda de ultrasonido influye en la regulación de dicha flotabilidad. Como resultado, las algas no son capaces de obtener suficiente luz solar y nutrientes para su reproducción. Al afectar la flotabilidad de las algas, el ultrasonido impide que realicen la fotosíntesis.

El ultrasonido puede controlar diferentes tipos de algas como las cianobacterias (verdeazuladas), las microalgas verdes y las diatomeas. Trabaja en cuerpos de agua de varios tamaños, desde estanques, hasta grandes lagos y embalses, con un área de varios kilómetros cuadrados. El ámbito de tratamiento tiene un máximo de 500 metros de diámetro y puede cubrir 20 hectáreas de agua. Mediante el uso de varios sistemas, se puede alcanzar un tratamiento completo para cada lago.

Las microalgas son la base de la cadena alimenticia en los estanques, lagos y embalses. La utilización de ultrasonidos de baja potencia se emplea para afectar a la movilidad de las algas. Las sondas trabajan continuamente para detener su propagación y evitar la liberación de toxinas y sus consecuencias de manera sostenible.

1.11. Métodos químicos para eliminar espumas

Como se ha mencionado a lo largo de este documento, la formación de espumas, principalmente de origen biológico en las plantas de tratamiento de aguas residuales, es

un problema de operación serio y que no se comprende satisfactoriamente. Este fenómeno también ha aparecido en plantas potabilizadoras de agua, pero no se han encontrado referencias al respecto. Se ha utilizado una serie de productos químicos para controlar la formación y crecimiento desmedido de las espumas en plantas de tratamiento de aguas residuales, tanto aerobias, como anaerobias. En los apartados siguientes, se discutirán brevemente algunos de los métodos empleados para combatir este problema y cuya aplicación para el control de las espumas en plantas potabilizadoras de agua puede ser prometedor.

1.11.1. Uso de coagulantes

Mamais, *et al.* (2011) han probado la eficiencia de los siguientes coagulantes: cloruro férrico, cloruro ferroso, cloruro de polialuminio, sulfato de aluminio hidratado y polímero catiónico en ensayos de laboratorio.

El cloruro ferroso (FeCl_2) es un coagulante y antiespumante efectivo basado en el hierro divalente (Fe^{2+}). Se usa principalmente para controlar la formación de sulfuro de hidrógeno, el olor y la corrosión, y para las aplicaciones de remoción de fósforo. Asimismo, Mamais, *et al.* (2011) proponen que un control significativo del espumado puede lograrse con dosis altas de cloruro ferroso y cloruro férrico, iguales a aproximadamente $32,5 \text{ gFe}^{2+}/\text{kg MLSS}$ y $29,9 \text{ gFe}^{3+}/\text{kg MLSS}$, respectivamente. A concentraciones menores, solamente, se obtuvo una reducción del potencial de espumado del lodo de 50% o menor.

Por otro lado, se ha investigado que el cloruro de polialuminio (PAX) y un polímero catiónico son los más eficientes entre todos los coagulantes. Sin embargo, también se puede obtener una eficiencia baja del control del espumado con la adición de sulfato de

aluminio. Con la reducción del potencial de espumado, la adición de cloruro de polialuminio (PAX) también ayuda en la mejora de las propiedades de asentamiento del lodo activado en una cantidad particular de 6,6-11,5 gAl³⁺/kgMLSS.

Se ha reportado que la adición de PAX disminuye la actividad de las exoenzimas como la lipasa, debido a lo cual las bacterias perdieron su capacidad de utilizar los lípidos como fuentes de energía. La adición de PAX para el control del espumado en un sistema de lodos activados mejora la floculación e inhibe parcialmente la recepción de sustrato por los organismos filamentosos. Se puede lograr una reducción del potencial espumante del lodo mediante la adición de PAX o polímero catiónico del 75 al 100% dependiendo de la dosis utilizada.

1.11.2. Hipoclorito de sodio

Si se usa hipoclorito de sodio (NaClO) para el tratamiento de la espuma, se forma el ácido hipocloroso (HClO) después de la hidrolización en el agua. Dependiendo del pH de la disolución, el ácido se ioniza a iones de hipoclorito (ClO⁻): $\text{HClO} \leftrightarrow \text{H}^+ + \text{ClO}^-$, pka = 7,53. La cantidad relativa de HClO y ClO⁻ es importante puesto que la toxicidad del HClO es mucho mayor (40 a 80 veces) que la del ClO⁻. Cuando el pH es ≤ 6 , el 95% de la disolución está en la forma del HClO (T = O – 20°C) (Metcalf y Eddy, 2003). Por lo tanto, la eficiencia al añadir NaClO es más alta en disoluciones ligeramente más ácidas que alcalinas (Salinas, 2013).

El ion activo como oxidante es el hipoclorito, por lo tanto, el catión que lo acarrea no es importante para su desempeño, como sí lo es el pH. De los varios cationes asociados al hipoclorito, además del sodio, se encuentran el calcio y el magnesio. Comercialmente, el

hipoclorito de calcio es muy utilizado para la desinfección de piscinas y la potabilización de agua a pequeña escala.

Sin embargo, en las plantas de tratamiento de aguas residuales por lodos activados, esto también daña a los microorganismos formadores de flóculo. En el caso de las espumas, un método para su eliminación es la aplicación de antiespumante. La aplicación de ambos productos químicos puede transformar el licor mezcla en un ambiente tóxico para las bacterias (Salinas, 2013).

El bactericida, hipoclorito de sodio o de otro catión actúa sobre los microorganismos filamentosos, ya que se encuentran más expuestos que los formadores de flóculos. Sin embargo, las dosis de aplicación deben controlarse, ya que un exceso de este producto químico puede dañar también a las bacterias floculantes.

El hipoclorito es un bactericida muy agresivo, ya que afecta el metabolismo de la glucosa y la replicación del ADN, además de modificar los constituyentes de la célula bacteriana. Esta forma de desinfección se utiliza en plantas de tratamiento de lodos activados.

Si hay amoníaco presente donde se añade el hipoclorito, se forman diferentes tipos de cloraminas. Estos productos también son oxidantes, pero reaccionan muy lentamente, de manera que la mayoría se descargan sin reaccionar.

1.11.3. Cloro. La cloración es uno de los procedimientos químicos más usados para el control rápido y efectivo del esponjamiento en el lodo activado de las plantas de tratamiento de aguas residuales mediante lodos activados (Salinas, 2013). La adición del

cloro en la línea del retorno del lodo activado es el método preferido y por lo general el más exitoso.

El cloro oxida los compuestos orgánicos, incluyendo los microorganismos y las bacterias filamentosas. En algunos casos, la cloración puede no dar resultados positivos, pues algunas especies son resistentes al cloro (Liu, 2003).

El efecto de la cloración sobre las bacterias filamentosas también depende de los constituyentes del agua residual y de la forma de adición. De acuerdo con Sung (1974), una de las razones más importantes para este fenómeno es la presencia de compuestos orgánicos que interfieren y sus grupos funcionales y estructura química. Los compuestos orgánicos con enlaces insaturados o compuestos con anillos policíclicos conteniendo grupos hidroxilo interferirán más con el proceso de cloración. Asimismo, los grupos que contienen azufre formarán, junto con el cloro, compuestos menos bactericidas y, por consiguiente, disminuirán el efecto del cloro añadido.

Liu (2003) reporta que, para producir un exceso de cloro, el lodo se trata con cloro y el lodo clorado se retorna al tanque de aeración. El cloro, por lo general, destruye la estructura de la membrana celular de los microorganismos y afecta sus funciones metabólicas.

El efecto de la dosis de cloro y su periodo de aplicación se ha investigado en muchos estudios. Al respecto, Ramírez, *et al.* (2006):

Estudiaron el efecto de la dosificación de cloro en el ámbito de 4 a 8 g/kg VSS/día en uno de los tipos de bacterias filamentosas y observaron una reducción

significativa del índice del volumen del lodo (SVI) después de 10 días y una disminución del 90% del mismo microorganismo después de 22 días.

De acuerdo con Neethling, *et al.* (1987), la cloración se comienza usualmente con una dosificación de 5,0 mg/L y gradualmente se lleva a 35 mg/L, mientras que el nivel más efectivo del cloro está en el ámbito de 1-15 mg/L.

Simultáneamente, con las ventajas del uso de productos químicos como el cloro para la reducción de la espuma, pueden observarse sus desventajas, por las cuales el tratamiento químico necesita un uso perfecto y controlado. A continuación, se presentan algunos efectos negativos que pueden presentarse en las plantas de tratamiento de aguas residuales, pero no todos ellos son de interés para el control de las espumas en plantas potabilizadoras de agua.

Asimismo, aquellas desventajas muy específicas para las plantas de tratamiento de aguas residuales se han dejado de lado:

- La cantidad de la DQO soluble se incrementa debido al tratamiento de cloración en el efluente, al mismo tiempo de que es responsable del asentamiento pobre del lodo.
- Otra desventaja principal de la cloración es la formación de subproductos clorados indeseables cuando el agua cruda reacciona con el cloro (Saby, *et al.*, 2002).
- Investigaciones anteriores indican que, cuando el agua cruda reacciona con cloro, la producción de trihalometanos aumenta como una función de la entrada de cloro (Liu, 2003).

1.11.4. Peróxido de hidrógeno. El peróxido de hidrógeno o agua oxigenada (H_2O_2) es un oxidante más fuerte que el cloro. En la naturaleza, ocurre solamente en trazas en el estado libre, puesto que se descompone en oxígeno y agua. Por causa de que el H_2O_2 es inestable debido a la reacción $2\text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow 2\text{H}_2\text{O} + \text{O}_2(\text{g})$, es difícil de almacenar. La descomposición es lenta, pero puede catalizarse por impurezas como el polvo y compuestos disueltos.

Asimismo, su descomposición se ve acelerada ante la presencia de la luz. Por estas razones, las disoluciones de agua oxigenada se almacenan en contenedores oscuros ventilados, con varios productos químicos añadidos que destruyen los posibles catalizadores. El peróxido de hidrógeno se fabrica a menudo por métodos que comprenden la preparación intermedia de ácido perdisulfúrico ($\text{H}_2\text{S}_2\text{O}_8$) o sus sales. El agua oxigenada comercial está disponible, usualmente, como una disolución al 50%. Esta disolución se estabiliza y tiene una vida de anaquel relativamente larga.

El radical libre creado, es decir, el hidroxilo ($\text{HO}\bullet$), en las reacciones del peróxido de hidrógeno, es uno de los oxidantes más activos conocidos, el cual inicia una serie de reacciones de oxidación y daña muchas formas de moléculas biológicas. El efecto es instantáneo. Una ventaja del peróxido de hidrógeno es que no deja ningún producto dañino o peligroso después de su descomposición, pues se disocia en agua y oxígeno. Por otro lado, es más caro que los productos basados en el cloro.

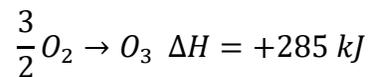
El peróxido de hidrógeno se ha usado para el control del esponjamiento en sistemas de lodos activados (Caropresso, *et al.*, 1974). Asimismo, Jenkins, *et al.* (1986) reportaron sobre los resultados de varios investigadores que utilizaron agua oxigenada. Las dosis y el periodo de aplicación para la reducción efectiva de los organismos filamentosos y el esponjamiento variaron de caso a caso. Las dosis fluctuaron de 9 a 400 mg/L. El peróxido

de hidrógeno ha sido exitoso cuando se ha dosificado de manera continua o en una base por tandas.

La acción del agua oxigenada en las bacterias filamentosas se reporta como un ataque a su cobertura, destruyendo así su forma filamentososa (Caropresso, *et al.* 1974). El efecto observado, sin considerar el mecanismo, es, aparentemente, similar al del cloro; los filamentos se rompen y se hacen más cortos y las células dentro de los filamentos muestran signos de lisis.

De acuerdo con pruebas de laboratorio, Saayman, *et al.* (1997) indicaron que una dosificación continua directamente a la pila de aeración de 5-10 g H₂O₂/kg MLSS/d controló el esponjamiento y no parece interferir con el proceso de remoción de sustrato. Incluso, dosis masivas de 100 g/kg MLSS/d no afectaron a los organismos sensibles para la remoción de sustrato.

1.11.5. Ozono. El ozono O₃ es un gas pungente que se huele a menudo en la vecindad cuando los aparatos descargan voltajes altos y, algunas veces, se nota durante las tormentas de rayos. El ozono es un alótropo inestable del oxígeno:



A temperatura ambiente, la constante de equilibrio para esta reacción es extremadamente baja. Por consiguiente, aun si esta reacción fuertemente endotérmica se ve favorecida por temperaturas más altas, la concentración de equilibrio del O₃ no es apreciable a ninguna temperatura y no mucho O₂ puede convertirse a O₃ por la simple adición de calor.

Sin embargo, cuando la energía se añade de otras formas, como la energía eléctrica o la radiación de alta energía, se obtienen cantidades significativas de O₃, las cuales se convierten lentamente en O₂. El ozono se prepara mejor por la acción de una descarga silenciosa en aire u oxígeno. Esta descarga difiere de descargas ordinarias en que una o dos capas de un material aislante, como vidrio o mica, se insertan entre las terminales metálicas. Un potencial de 10 000 a 20 000 voltios se aplica a través de las terminales metálicas. Se obtienen fácilmente concentraciones tan altas como 5%. Un segundo método para preparar ozono es la irradiación de oxígeno con luz ultravioleta. Este método se usa para la preparación de concentraciones bajas de ozono para propósitos de esterilización y desinfección.

Por otra parte, es necesario recalcar que el ozono es más soluble en agua que el oxígeno y le proporciona un sabor y un olor desagradables. El uso de ozono en el tratamiento de aguas residuales se ha limitado a los procesos terciarios en los cuales se usa en la mejora de la calidad de los efluentes para su reúso.

El ozono convierte muchas sustancias orgánicas en formas más biodegradables. Una dosificación pequeña de ozono, seguida por un tratamiento biológico, puede alcanzar una mejor remoción de sustancias orgánicas que el tratamiento biológico solo (Saayman, *et al.*, 1997). El ozono es un oxidante más potente que el peróxido de hidrógeno o el cloro y normalmente no forma residuos tóxicos ni contribuye a la salinidad. Sin embargo, no hay mucha información sobre su uso en el control a gran escala del esponjamiento. Debido a la escasez de datos, los resultados que se tienen no son concluyentes.

El ozono es efectivo en el control del esponjamiento filamentoso y no filamentoso en sistemas de lodos activados. Saayman, *et al.*, (1997) investigaron el uso de ozono para el

control del esponjamiento, en sistemas de remoción de nutrientes mediante lodos activados, a escala piloto. En su artículo, indican que una dosis de ozono de 2 g/kg MLSS/d podía disminuir el SVI (Índice del Volumen del Lodo) de 180 a menos de 100 dentro de una edad del lodo, sin afectar el proceso de remoción de nutrientes. También reportaron que el crecimiento filamentoso puede controlarse mediante una dosificación continua de 4g O₃/kg MLSS/d en la zona aeróbica de un sistema de lodos activados. También encontraron que el control del esponjamiento con ozonización no es significativamente más caro que el control del esponjamiento con cloro o resolviendo el problema asociado con el esponjamiento con capacidad adicional de asentamiento. Saayman, *et al.* (1997) observaron, en pruebas limitadas, que una dosificación de 0,3 a 0,7 g O₃/kg MLSS/d en una planta industrial para la remoción biológica de nutrientes el SVI se redujo de un promedio de 180 a 120. Se observó una inhibición temporal de la eliminación de fosfatos, pero no ocurrió ninguna inhibición significativa de la nitrificación ni de la desnitrificación.

Para el caso de la presencia de espumas en plantas potabilizadoras de agua, se debe tener mucho cuidado con el uso y la dosificación de los productos químicos por utilizar. Sus residuales no deberían sobrepasar las concentraciones permitidas de cloro. Los únicos productos químicos, cuya dosificación no representaría ningún riesgo, son el peróxido de hidrógeno y el ozono, pues se descompondrían a lo largo del proceso de potabilización en productos tan inocuos como agua y oxígeno.

1.12. Muestreo de aguas

El objetivo del muestreo es recoger una porción suficientemente pequeña de material en volumen para que se pueda transportar en una proporción conveniente y

suficientemente grande para los propósitos de análisis, de manera que represente, de manera exacta, al material que se está muestreando.

A partir de lo anterior, se pretende demostrar si se ha logrado cumplir continuamente con los requisitos regulatorios. Las muestras se llevan al laboratorio para determinaciones específicas, y el recolector de la muestra es responsable de recoger una muestra válida y representativa. Debido al aumento en la importancia puesta en la verificación y exactitud de los datos, se pone un énfasis mayor en las técnicas para la recolección adecuada de la muestra y su preservación.

1.12.1. Requisitos generales

Para la recolección de una muestra, se deberá cumplir con los requisitos del programa de muestreo:

1. Para el aseguramiento en la utilización del equipo de muestreo, que se encuentre limpio y asegurando su calidad antes de usarlo. Se deben utilizar contenedores para muestra que estén limpios y libres de contaminantes.
2. Debe evitarse llenar los envases para la muestra, sin enjuagarlos previamente con la muestra; el enjuagado previo es para la pérdida de cualquier aditivo que pueda encontrarse añadido a la pared del envase de la muestra, lo cual, algunas veces, puede sesgar los resultados cuando ciertos componentes se adhieren a las paredes internas de los lados del contenedor (Standard Methods, 2017).
3. Se debe muestrear cuidadosamente para que los resultados analíticos representen la composición actual de la muestra. Factores importantes que afectan los resultados son la presencia de materia suspendida o la turbiedad, el método escogido para remover la muestra de su contenedor y los cambios físicos y

químicos resultantes del almacenamiento o aeración de ella. Algunas determinaciones pueden invalidarse por contaminación durante el procesamiento. Cada muestra debe tratarse individualmente con respecto a las sustancias que se determinarán, la cantidad y naturaleza de la turbiedad presente y otras condiciones que puedan influenciar los resultados (Standard Methods, 2017).

1.12.2. Consideraciones de seguridad

Debido a que algunos constituyentes de la muestra pueden ser tóxicos, se deben tomar precauciones adecuadas durante el muestreo y en el manejo de la muestra. Las sustancias tóxicas pueden entrar por la piel y los ojos, y, en el caso de vapores, también por los pulmones. La ingestión puede ocurrir vía contacto directo de los materiales tóxicos con los alimentos o por adsorción de vapores en éstos. A menudo, el grado de protección suministrado por la ropa protectora contra productos químicos es específica para diferentes fabricantes y sus modelos de productos. Por tanto, es necesario asegurarse de que la ropa seleccionada ofrecerá protección adecuada. Siempre se debe usar protección ocular, por ejemplo, anteojos con escudos laterales). Cuando puedan estar presentes vapores tóxicos, solamente deberá muestrearse en áreas bien ventiladas o se puede usar un respirador apropiado o un aparato de respiración autocontenido.

1.12.3. Volumen de las muestras

Para la recolección de la muestra, con un 1 L, se podrán efectuar los análisis físicos y químicos. Para ciertas determinaciones, puede que sean necesarias muestras más grandes, tal como se percibe en la tabla 2.

Por otra parte, no debe usarse un mismo contenedor para requisitos de pruebas múltiples, por ejemplo, exámenes orgánicos, inorgánicos, radiológicos, bacteriológicos y

microscópicos, pues los métodos para recoger y manejar las muestras son diferentes para cada tipo de prueba. En el recipiente, siempre se recolectará un volumen de muestra suficiente para cumplir con los requisitos de manejo, almacenamiento y preservación.

1.13 Tipos de muestreo

1.13.1. Muestreo simple

Consiste en recolectar la muestra en un corto periodo de tiempo, de tal forma que el tiempo empleado en su extracción sea el transcurrido para obtener el volumen necesario. Es un muestreo en un lugar y en un momento determinados.

1.13.2. Muestreo compuesto

Consiste en recolectar dos o más muestras simples (submuestras) que se mezclan en proporciones conocidas y apropiadas para obtener un resultado representativo. Estas submuestras se recolectan en un solo recipiente. Este tipo de muestreo se realiza cuando no se puede medir el caudal en el punto donde se recolecta la muestra.

1.13.3. Muestreo compuesto proporcional

Consiste en recolectar dos o más muestras simples (submuestras) basadas en proporciones de mediciones de tiempo o de flujo. Estas submuestras se recolectan en un solo recipiente. Este tipo de muestreo se realiza cuando es posible medir el caudal en el punto donde se recolecta la muestra.

1.13.3.1. Técnicas de preservación

Para minimizar el potencial de volatilización o biodegradación entre el muestreo y el análisis, las muestras deben mantenerse tan frías como sea posible, pero sin congelamiento. Al respecto, Bellinger y Sigee (2015) aducen que:

Preferiblemente, los recipientes llenos de las muestras deberán empacarse en hielo machacado, en cubitos o en sustitutos comerciales del hielo antes de transportarlas. Se debe evitar el uso de hielo seco porque congelaría las muestras y puede causar la ruptura de los contenedores de vidrio. El hielo seco también puede provocar un cambio en el pH en las muestras. Las muestras compuestas deberán mantenerse frías con hielo o un sistema de refrigeración fijado en 4°C durante el compostaje. Las muestras deberán analizarse tan pronto como sea posible después de llegar al laboratorio. Si el análisis inmediato no es posible, preferiblemente almacénense a 4°C.

A continuación, en la tabla 2, se muestran los requisitos para la recolección del muestreo y la preservación de éste para su posterior análisis fisicoquímico.

Tabla 2. Resumen de los requisitos especiales para el muestreo y el manejo

Determinación	Contenedor †	Tamaño mínimo de muestra mL	Tipo de muestras‡	Preservación §	Almacenamiento máximo recomendado	Regulación
Acidez	P, V(B), FP	100	S	Enfríe ≤ 6 °C	24 h	14 d
Alcalinidad	P, G, FP	200	S	Enfríe ≤ 6 °C	24 h	14 d
DBO	P, G, FP	1 000	s, c	Enfríe ≤ 6 °C	6 h	48 h
Color	P, V, FP	500	s, c	Enfríe, ≤ 6 °C	48 h	48 h
Dureza	P, V, FP	100	s, c	Añada HNO ₃ o H ₂ SO ₄ a pH < 2	6 meses	6 meses
Metales	P(A), V(A), FP(A)	1 000	s, c	Para metales disueltos filtre inmediatamente, añada HNO ₃ a pH < 2	6 meses	6 meses
Nitrógeno:						
Amoniaco	P, V, FP	500	s, c	Analizar tan pronto como sea posible o añada H ₂ SO ₄ a pH < 2, enfríe, ≤ 6 °C	7 d	28 d
Nitrito	P, V, FP	100	s, c	Analizar tan pronto como sea posible, enfriar, ≤ 6 °C	Ninguno	48 h
pH	P, V	50	S	Analizar inmediatamente	0,25 h	0,25 h

Fuente: Standard Methods, 2017

Nota: *Para determinaciones no anotadas, use contenedores de vidrio o plástico; preferiblemente, refrigere durante el almacenamiento y analice tan pronto como sea posible.

†P=plástico (polietileno o equivalente); V=vidrio; V(A) o P(A)=enjuague con HNO₃ 1 + 1; V(B)=vidrio, borosilicato; V(S)=vidrio, enjuagado con disolventes orgánicos u horneado; FP=fluoropolímero [politetrafluoroetileno (PTFE, Teflón)] u otro fluropolímero.

‡s= simple; c= compuesta.

§Enfriar= almacenamiento a, >0 °C, ≤6 °C (arriba del punto de congelación del agua; en la oscuridad; analizar inmediatamente=Analizar usualmente dentro de los 15 min de la recolección de la muestra.

Por posibles diferencias con respecto a los requisitos de contenedores y preservación. N.E.=no se especifica en la referencia citada; stat=no se permite almacenar; analizar inmediatamente (dentro de 15 min).

Algunas matrices de agua potable (AP) y agua de desecho tratada (AD) pueden estar sujetas a interferencia positiva como resultado de la preservación. Si se puede demostrar tal interferencia, las muestras deben analizarse tan pronto como sea posible sin preservación. No retenga por más de 15 min sin demostrar que el cianuro (CN) es estable por periodos más largos de tiempo en una matriz específica (Standard Methods, 2017).

1.14. Métodos de muestreo de algas

Las poblaciones de algas pueden muestrearse de diferentes maneras, lo cual depende del hábitat y de la localización de las algas en el cuerpo del agua por estudiar.

Algas planctónicas

El fitoplancton en lagos y ríos incluye todos aquellos organismos fotosintéticos no sedimentables presentes en fuentes de agua y que producen oxígeno por fotosíntesis. Esto incluye algas verdes azuladas, procariotas, pero excluye bacterias fotosintéticas, las cuales no generan oxígeno y normalmente no producen una contribución significativa a la formación global de la biomasa.

El programa para el muestreo y la evaluación del fitoplancton comprende una secuencia de etapas, que son esencialmente las mismas para lagos y ríos (más general, para aguas sin movimiento y con movimiento). Éstas constan de un protocolo para la recolección, de un método de recolección y de un análisis de laboratorio de la muestra. Es esencial aclarar el propósito del estudio y saber exactamente cuál es la información requerida antes de planear y ejecutar el trabajo de campo, el muestreo y el análisis de la muestra.

1.14.1. Protocolo de recolección de la muestra

Como paso inicial, debe obtenerse información sobre la morfología y las características hidrológicas del cuerpo de agua por estudiarse. Para aguas sin movimiento, éstas incluyen el área superficial, la profundidad máxima y media, el tiempo de retención del agua más el flujo de entrada y salida y para ríos, el ancho, los perfiles de profundidad transversal, las mediciones del flujo y la movilidad del sustrato. Para ambos casos, las actividades humanas como flujo de descargas, actividades recreacionales y agricultura en los alrededores también pueden ser muy importantes para definir el protocolo de recolección.

1.14.2. Muestreo de las microalgas en aguas sin movimiento (lagos)

Usualmente, se recoge en múltiples sitios dentro del cuerpo de agua. Éstos, normalmente, se localizan en una parte profunda del lago y lejos de la costa para evitar la contaminación de la muestra con organismos presentes en los sedimentos y en el litoral, respectivamente.

Las muestras de fitoplancton deben recolectarse en los mismos sitios o cerca de ellos. Se usan para tomar las muestras para los análisis fisicoquímicos de las aguas del lago y pueden seleccionarse en una base al azar en relación con un cuadrículado ficticio que se hace del lago.

Las muestras pueden combinarse para hacer una muestra compuesta o pueden analizarse por separado, lo cual permite una evaluación estadística de la biomasa y la composición de las especies a través del cuerpo de agua.

1.14.3. Muestreo de las microalgas en aguas con movimiento (ríos)

Al respecto, Bellinger y Sigge (2015) afirma que:

La masa de microalgas es típicamente, pero no siempre menor que, en las aguas sin movimiento, pues el transporte de las algas suspendidas (potencialmente tiempo de residencia corto), por la corriente de agua, limita el desarrollo de poblaciones establecidas. La comunidad de fitoplancton de los ríos también está dominada por un grupo menor de géneros al compararlos con los lagos, con algas de crecimiento rápido como diatomeas céntricas, siendo particularmente importantes. La entrada del fitoplancton a los ríos puede ocurrir desde las aguas quietas o las entradas de las corrientes, mientras la evaluación de la dinámica del fitoplancton en el río necesita tomar en cuenta ambas irregularidades de entrada.

1.14.4. Modo de recolección para muestras de microalgas

Las muestras pueden ser recolectadas directamente en un cuerpo de agua de tres maneras principales: por medio de una red de arrastre para fitoplancton, a través de un muestreador por volumen o como una muestra integrada. Además de esto, las muestras de plancton sedimentable pueden recolectarse pasivamente durante un periodo de tiempo usando trampas para sedimento. En todos los casos, el material para el análisis debe llevarse al laboratorio tan rápidamente como sea posible y examinarse de inmediato. En ese sentido, Bellinger y Sigge (2015) manifiestan que, para la muestra preservada

químicamente, el fijador debe añadirse inmediatamente después de la recolección. Como fijador, se utiliza formol con una concentración del 4%.

1.14.4.1. Red de arrastre para microalgas. Las redes para el muestreo de microalgas varían en diseño desde redes de arrastre básicas (con cuello cónico o truncado) a aparatos más sofisticados, adaptados con medidores de flujo y mecanismos especiales de cierre y abertura. Tal como se percibe en la figura 11, consisten en conos largos con una abertura circular en su entrada y alguna forma de cámara de recolección en su lado angosto.

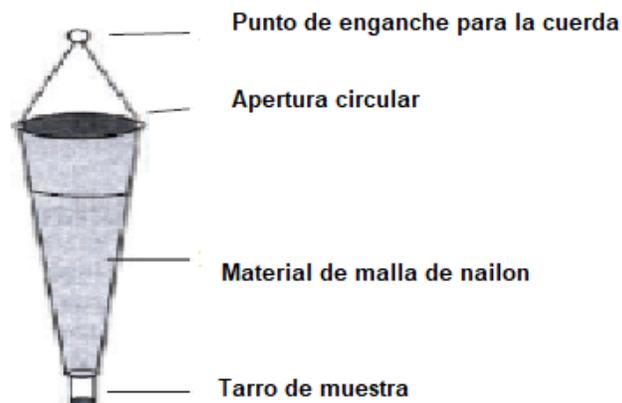


Figura 11. Recipiente de recolección de redes de arrastre de fitoplancton, cónico simple con colección frasco

Fuente: Bellinger y Sigge, 2015

1.14.4.2. Tamaño de malla para muestreo

De acuerdo con Bellinger y Sigge (2015):

El tipo de la red y el tamaño de malla determinan la eficiencia de filtración (extensión de la remoción de tamaños diferentes de partículas), tendencias de obstrucción, velocidad del flujo de agua dentro de la red y condición de la muestra

después de su recolección. Las redes de arrastre con tamaños diferentes de malla pueden clasificarse en relación con el tamaño mínimo de los organismos recolectados y varían, desde las redes más grandes para zooplancton (apertura de malla 1 024 μm), hasta fitoplancton (53-76 μm) y redes para nanoplancton <50 μm .

Un tamaño de malla típico para red, de alrededor de 50 μm , recogerá la mayoría de las microalgas en el ámbito de microplancton y macroplancton (referido colectivamente como “algas de red”). Las algas pequeñas unicelulares (nanoplancton) pueden recolectarse mediante mallas más pequeñas (las redes disponibles comercialmente llegan hasta 10 μm), sin embargo, problemas con obstrucción y flujo reducido de agua determinan que estos organismos más pequeños se recojan mejor como muestras a granel, seguido por sedimentación o centrifugación.

Asimismo, la red para recolecta de microalgas puede arrastrarse horizontal, vertical u oblicuamente, dependiendo de qué tipo de muestra se necesita. Un arrastre vertical recogerá una comunidad compuesta dentro de toda o parte de la columna de agua, mientras que un arrastre horizontal a través de aguas superficiales recogerá una comunidad compuesta por medio de un área del lago.

1.14.4.5. Muestreadores volumétricos de algas

En opinión de Bellinger y Sigge (2015):

La recolección de muestras de fitoplancton en un volumen del agua del lago o río tiene la ventaja de que la biomasa o la población de las especies puede determinarse fácilmente por unidad de volumen del medio y todos los tamaños de microalgas se obtienen dentro de la muestra. Está disponible una variedad grande

de recipientes recolectores, incluidos los muestreadores Kemmerer, Van Dorn, Niskin y Nansen.

Las muestras de microalgas en puntos verticales de la columna de agua pueden obtenerse bajando un muestreador de profundidad como el modelo Van Dorn de la figura 12, hasta la profundidad requerida, abriendo entonces el tapón de seguridad y, luego de llenar el recipiente, es necesario cerrarlo de manera segura. El volumen de la muestra, usualmente 1-2 L, puede traerse a la superficie para analizarlo. Debe ponerse un cuidado especial para asegurarse de que las muestras de profundidad estén perfectamente selladas a la profundidad a la que se está muestreando.

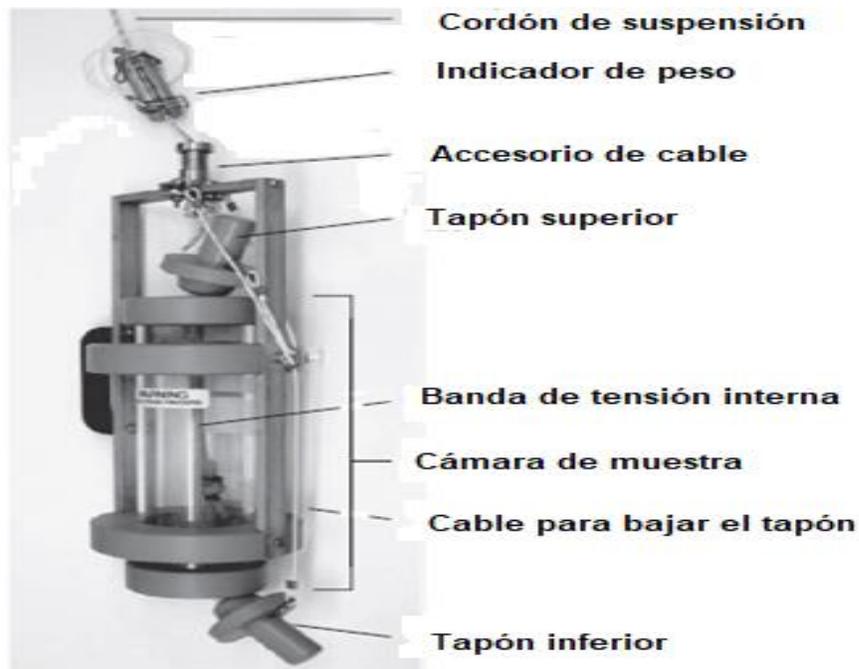


Figura 12. Muestreador de volumen Van Dorn: se muestra en la posición abierta (suspendida)

Fuente: (Bellinger y Sigge, 2015).

1.14.4.6. Muestreo integrado de microalgas. El análisis de la estructura de la comunidad promedio de la parte superior de la columna de agua de un lago estratificado se obtiene, normalmente, de una muestra integrada (compuesta), usando un tubo recolector, el cual se baja de la lancha. En el caso de lagos poco profundos no estratificados, la totalidad de la columna de agua puede muestrearse.

En relación con el muestreador, Tucci, *et al.* (2019) manifiestan que:

Es típicamente un tubo plástico flexible con un diámetro interno de aproximadamente 2,5 cm y de una longitud de un metro superior que la profundidad a la cual debe recolectarse la muestra y tiene un tapón en su extremo inferior. Se añade una pieza de cuerda larga al tapón y el tubo se baja despaciosamente y verticalmente en el agua. El proceso tiene que hacerse con cuidado para recolectar una columna de agua en el tubo tan poco alterada como sea posible, representando la columna de agua del lago.

La muestra integrada de la superficie del lago (los 5 m superiores), puede entonces separarse en submuestras, para analizar la química del agua, el contenido de clorofila y la composición de las especies.

1.14.4.7. Etiquetado de las muestras de microalgas. Los frascos de recolección deben identificarse correctamente con etiquetas o tinta indeleble para evitar errores. Además, los envases no deben llenarse completamente con la muestra cuando se recolecta material vivo para examen fresco con el fin de permitir los intercambios gaseosos de los organismos. El análisis de las muestras vivas, como ya se mencionó, debe realizarse lo más rápidamente posible, pudiéndose acondicionar los frascos en refrigeración por un máximo de cuatro días (Tucci, *et al.*, 2019)

1.15. Planta potabilizadora de Tres Ríos

1.15.1. Propósitos de la potabilización

En Costa Rica, el Reglamento para la Calidad del Agua Potable, decreto N°32327-S (2005) establece que el agua de calidad potable “será aquella que al ser consumida por la población no causará daño a la salud del usuario, para lo cual debe cumplir con los requisitos fisicoquímicos establecidos en dicho reglamento”. El agua para consumo humano se utiliza para la preparación de alimentos, ingesta, higiene, servicios sanitarios y lavado de utensilios.

Por ende, las aguas superficiales al utilizarse para potabilizarlas deben cumplir con el tratamiento adecuado. Por lo tanto, se deben conocer y determinar sus características fisicoquímicas y microbiológicas, así como el proceso para su potabilización y los tratamientos que reduzcan algún efecto negativo en la salud de la población.

Asimismo, se debe comprender una serie de procesos para la operación de potabilización del agua, cuyo propósito es transformar el agua cruda proveniente de alguna fuente natural en un producto final de agua potable. El proceso de potabilización conlleva a la transformación del agua mediante una serie de equipos y etapas en secuencia, con el propósito de que se facilite la remoción de contaminantes en cada una de las fases y se mejoren las condiciones del agua del proceso anterior.

El Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados menciona, en las “Guías para la calidad del agua potable” (2006), que:

Uno de los procesos de mayor importancia para la potabilización del agua está constituido por la desinfección, la cual es una operación trascendental debido a la destrucción de microorganismos patógenos. Por consiguiente, es una operación fundamental que se realiza mediante productos químicos como el hipoclorito de sodio (NaClO) o el cloro gaseoso (Cl_2), entre otros. La desinfección facilita la destrucción de organismos patógenos en el tratamiento del agua para consumo humano y se debe utilizar, tanto para aguas superficiales, como para aguas subterráneas, las cuales puedan encontrarse expuestas a la contaminación fecal.

Considerando lo anterior, existe una serie de parámetros físicos, químicos y microbiológicos que definen las características del agua potable. Al igual que diversos procesos llevados a cabo en torno a su uso y tratamiento, consiste, principalmente, en eliminar sustancias tóxicas y microbiológicas, las cuales podrían ser consumidas por el ser humano, de manera que no represente un riesgo para su salud, tal como se detallará en los tratamientos del agua potable en la planta potabilizadora de Tres Ríos.

1.15.2. Tratamiento para el agua potable en la planta potabilizadora de Tres Ríos

El agua que ingresa a la planta potabilizadora de Tres Ríos proviene de dos fuentes: la del río Tiribí y la del embalse El Llano. El agua proveniente del río Tiribí se ve influenciada por las lluvias provenientes del valle Central y es más vulnerable a contaminación por medio de descargas agroindustriales, domésticas y de extracción de materiales. Con respecto al embalse El Llano, éste se ve influenciado por las lluvias de la Vertiente del Caribe y por medio de la descomposición orgánica, presentando una coloración variada, debido a las sustancias húmicas que están constituidas por compuestos orgánicos transformados por los microorganismos, pero también por procesos abióticos que ocurren en el agua para la ejecución de los diferentes procesos. La planta cuenta con dos secciones que se detallarán a continuación.

1.15.3. Sección Tiribí-Orosi

Esta sección consiste en una mezcla de la captación del río Tiribí, la cual pasa por un sistema de rejillas que elimina sólidos grandes, para que, posteriormente, se introduzca en un desarenador, donde los lodos presentes se precipitan por gravedad y se unen con las aguas provenientes del acueducto de Orosi por medio de un baipás. Por consiguiente, el agua tratada en esta zona proviene de la mezcla del río Tiribí y del embalse El Llano.

Esta mezcla mencionada anteriormente del río Tiribí y del embalse se dirige a la cámara de entrada que cuenta con un mezclador rápido donde se añade el coagulante sulfato de aluminio mediante un tubo con perforaciones direccionada directamente al mezclador.

Luego de la mezcla rápida, el agua es divide en dos secciones de floculación, compuestas, a su vez, por tres floculadores de flujo horizontal, donde cada uno posee gradiente de velocidad diferente y después los dos floculadores abastecen, en forma

independiente, a los dos sistemas de sedimentación constituidos por sedimentador convencional y laminar, tal como se muestra en la figura 13.



Figura 13. Sedimentador convencionales y laminar de la planta potabilizadora

Fuente: Solís, 2015

Después de los sistemas de floculación independientes, se abastecen los sedimentadores compuestos, los cuales están constituidos por un sedimentador convencional y laminar.



Figura 14. Sección de mezclador Tiribí- Orosi, sedimentador convencional (al frente) y laminar (detrás)

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

1.15.4. Sección Orosi

De acuerdo con Rodríguez y Ostorga (2021):

El Instituto Costarricense de Electricidad (ICE) es la entidad responsable de la creación del embalse El Llano para la generación hidroeléctrica en la planta de producción de Río Macho. El embalse se ubica en Orosi de Cartago y el agua que constituye dicho embalse proviene de los siguientes ríos: Badilla, Villegas, Pejibaye, Tapantí, Humo y Macho.

Es importante mencionar que la longitud de la conducción es de 30 km y concluye en la planta de tratamiento de Tres Ríos con un aporte de 1800 L/s (Pessoa, et al., 2008). Al ingresar a la planta, se dosifica con sulfato de aluminio en un mezclador rápido tipo rampa, tal como se observa en la figura 15.



Figura 15. Mezcla rápida tipo rampa, sección Orosi

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

Se necesita añadir un polímero de carga catiónica cuando el agua presenta color muy elevado y turbiedad baja. El polímero utilizado es el Magnafloc® LT-7995, el cual se usa como ayudante de floculación en la potabilización del agua con una concentración de 10 g/L y aplicándose con una dosis de 1,5 mg/L. (Solís, 2015).

1.16. Tratamiento de coagulación y floculación

1.16.1. Coagulante

El tratamiento de coagulación utilizado en la planta de tratamiento se lleva a cabo, generalmente, con la adición de sulfato de aluminio en una unidad de mezcla rápida y continua a la entrada del agua cruda proveniente del río Tiribí. Considerando lo anterior, según Pessoa, *et al.* (2008):

El sulfato aglutina las partículas en una mezcla lenta en el filtro rápido de tasa declinante, donde se aglomeran y forman un flóculo. Lo anterior conlleva a una agitación relativamente lenta, la cual ocurre dentro del floculador. En esta etapa, las partículas chocarán entre sí, se aglomerarán y formarán un flóculo de mayor tamaño, el cual puede removerse fácilmente por los procesos de filtración o sedimentación.

El agua superficial cruda de entrada a la planta contiene una variedad de impurezas solubles e insolubles, desde partículas húmicas. En opinión de Camargo y Torres (2000), “con moléculas de color oscuro café o negro, muy complejas, con peso molecular muy elevado, al igual con propiedades hidrofílicas y coloidales, capaces de desorción iónica, absorción y liberación de nutrientes” (p.46). Para que estas impurezas puedan removerse, es conveniente alterar las características del agua con la adición de coagulantes, para luego

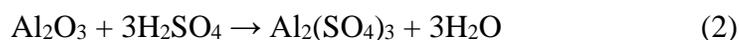
realizar la floculación, sedimentación y filtración con el objetivo de que las impurezas coloidales se puedan aglomerar y se lleven a un medio donde se favorezca su estabilidad.

Para Zerbato (2012), la coagulación se lleva a cabo mediante los siguientes procesos que favorecen el resultado de este fenómeno:

- Reacción del coagulante con el agua y la formación de especies hidrolizadas con carga positiva, de lo cual depende el pH final de la mezcla y la concentración que se le adicione de coagulante, con respecto al caudal de entrada.
- El transporte de especies hidrolizadas para que hagan contacto con las impurezas del agua.

Para obtener una remoción adecuada de las partículas en la eficiencia de los procesos posteriores, se deben adicionar las concentraciones adecuadas de coagulante, ya que, al añadirle demasiado, las partículas se cargan con el signo contrario y pueden volver a dispersarse.

El sulfato de aluminio utilizado en la planta potabilizadora de Tres Ríos, el cual es el sulfato de aluminio comercial ($\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot 14 \text{H}_2\text{O}$), se obtiene de la digestión de minerales de bauxita con ácido sulfúrico. La reacción es la siguiente:



En la reacción anterior, se produce sulfato de aluminio líquido. Tal como lo presenta Zerbato (2012), “para obtener el producto seco de sulfato de aluminio sólido, se evapora el líquido y luego se muele la pasta, puede ser en placas compactas o gránulos con variedad de tamaños” (p.22).

Por otra parte, Solís (2015) manifiesta que:

El contenido de alúmina se obtiene de la concentración de sulfato de aluminio expresado como Al_2O_3 . Al ser una sal producto de la neutralización de un ácido fuente con una base débil, el sulfato de aluminio, con una concentración de aproximadamente de 17%, produce un pH que varía entre 2 y 3,8, dependiendo de la relación molar sulfato-alúmina (p.26).

Dependiendo de la calidad del agua y de las condiciones de la planta la dosificación de la disolución puede variar en sus concentraciones. Por ende, según Solís (2015):

1.16.1.1. Concentraciones de la disolución de coagulante. La planta potabilizadora de Tres Ríos compra el sulfato de aluminio comercial en estado sólido, el cual luego disuelve en agua para poder añadirlo como coagulante al agua cruda proveniente, tanto del río Tiribí, como del embalse El Llano. Para preparar la disolución, se utiliza un tanque agitado con un equipo de dosificación continua. Para obtener la concentración correcta de la disolución preparada, se suele medir la densidad utilizando los densímetros en grados Baumé ($^{\circ}\text{Bé}$) con una concentración de 10 g/L. Esta graduación se establece en referencia a una disolución de cloruro de sodio en agua destilada.

A continuación, se muestra la fórmula para determinar los resultados de la concentración de coagulante de manera más precisa y exacta para aplicar al agua de entrada que no ha recibido ningún tratamiento (agua cruda), mediante prueba de jarras con las variables de la siguiente ecuación:

$$q = \frac{D \cdot Q}{P \cdot Cn} \quad (3)$$

Donde:

q : flujo de coagulante, L/s

D : dosis de coagulante, mg/L

Q : caudal de la planta L/s

P : pureza del coagulante

C_n : concentración del coagulante, mg/L

1.16.1.2. Preparación de los polielectrolitos. Para la preparación de los polielectrolitos, si el polielectrolito es líquido, se utilizan relaciones volumétricas de agua: polielectrolito entre 4:1 y 20:1. Si son sólidos, la concentración varía entre 2,5 g/L y 20 g/L. Para realizar la preparación, se necesita un tanque con agitación con un equipo de dosificación continua (Arboleda, 2000).

Es importante detallar que los iónicos son de origen natural o sintético, mientras los no iónicos de origen sintético, por tanto, la división de los polielectrolitos consiste en los siguientes tres grupos:

- Derivado de la poliacrilamida hidrolizada aniónica (carga negativa).
- Derivado de amonio cuaternario catiónico (carga positiva).
- O no iónico al derivarse de la poliacrilamida.

Según Arboleda (2000), algunas de las especificaciones sobre los polielectrolitos son las siguientes:

- En las aguas, no todos los electrólitos son igualmente efectivos.

- Para asegurar una mezcla completa, los polielectrolitos deben añadirse en una disolución diluida.
- En algunos tipos de aguas, la dosificación de polielectrolitos reduce el gasto de coagulante.
- Los coagulantes metálicos, junto con los polielectrolitos, producen un flóculo que sedimenta rápidamente.

1.17. Sistema de floculación

Luego de la coagulación, el agua se divide por tres sistemas de floculación de pantalla de flujo horizontal cada uno y con diferente gradiente de velocidad, tal como se observa en la figura 16:



Figura 16. Floculador de pantalla de flujo horizontal

Fuente: Solís, 2015

Al hacer uso de los floculantes, su importancia radica en mejorar la sedimentación y firmeza del flóculo permitiendo periodos de sedimentación más cortos. Asimismo, al

utilizar floculante, se reduce significativamente la dosis requerida de éste, como en el caso de la planta potabilizadora, el sulfato de aluminio (Solís, 2015).

La agitación es relativamente lenta para que las partículas choquen entre sí y se aglomeren formando un floculo; los flóculos formados se remueven en procesos de sedimentación y filtración.

De acuerdo con Solís (2015), dentro de los factores que influyen en la floculación, se encuentran los siguientes:

- **Concentración y naturaleza de las partículas:** la concentración de partículas en el agua es proporcional a la velocidad de formación del floculo y al tamaño inicial de éstas.
- **Tiempo de detención:** la velocidad de las partículas aglomeradas es proporcional al tiempo de detención, con el fin de estar lo más cerca posible del óptimo determinado y se puede obtener por medio de las pruebas de jarras. Por consiguiente, la eficiencia del sistema se obtiene en tiempos menores a medida en que aumenta el número de cámaras de floculación en serie.
- **Gradiente de velocidad:** valor proporcional a la velocidad de aglomeración de las partículas para evitar el rompimiento del floculo, donde el gradiente a través de las cámaras debe ser decreciente, al existir un límite máximo de gradientes que no se puede sobrepasar y no es conveniente tener cámaras intermedias con gradientes elevados.

De acuerdo con Solís (2015), el proceso de floculación se utiliza para:

- Remoción de turbiedad que no se puede sedimentar rápido, tanto orgánica, como inorgánica y del color

- Eliminación de organismos patógenos que puede separarse por coagulación, de sustancias generadoras de olor y sabor.
- Eliminación de sustancias en suspensión, al igual que de compuestos orgánicos (p.25).

1.18. Sedimentador convencional y laminar

Posterior al sistema de floculación, continúa el proceso de sedimentación, el cual consiste en la remoción por efecto gravitacional de las partículas en suspensión que se encuentran en el agua.

La planta de Tres Ríos consta de dos tipos de sedimentadores: convencional y laminar.

El sedimentador convencional está constituido por cuatro zonas: entrada, salida, sedimentación y zona de lodos o retención de partículas sedimentadas, como se observa en la figura 17. La dirección del flujo es horizontal, con un flujo de tipo pistón debido a que la velocidad es, prácticamente, la misma en todos los puntos. Las partículas entrantes a la zona de lodos quedan atrapadas.

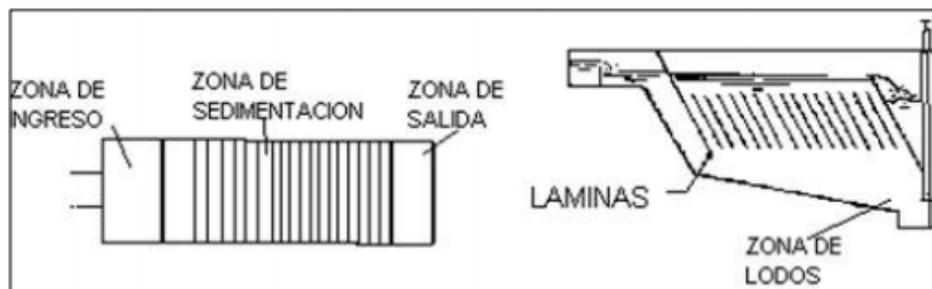


Figura 17. Zona de un sedimentador convencional

Fuente: Arboleda, 2000

El sedimentador laminar es el más utilizado. En la parte superior, se recolecta lateralmente el agua decantada, mientras, en la parte inferior, hay una zona de distribución de agua y, en la parte media, se encuentran unas placas inclinadas con un ángulo de 60° , lo cual se puede observar en la figura 18.

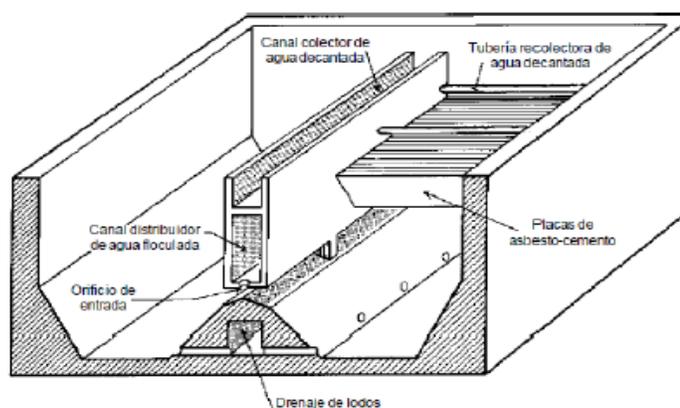


Figura 18. Sedimentador laminar

Fuente: Solís, 2015

En total, en la planta, hay cinco sistemas de sedimentación laminar en la sección de mezcla de Tiribí-Orosi; específicamente, se encuentran dos para la sección Tiribí y otros tres sedimentadores para la sección Orosi.



Figura 19. Sedimentador laminar, sección Orosi

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

1.19. Filtración

En el proceso posterior a la sedimentación, las aguas se unen en un canal común para transportarlas hasta el sistema de filtración rápida, el cual consta de flujo descendente y lavado ascendente, compuesto por dos baterías de tasa declinante, con ocho filtros cada una, tal como se observa en la figura 20.

La filtración es la operación final del proceso de clarificación del agua, la cual se conduce por canales, sin necesidad de un sistema de bombeo, hacia un tanque con un lecho de arena y grava, sobre el sistema de drenaje, donde el agua ingresa por la parte superior del tanque.



Figura 20. Filtro de flujo descendente y batería de filtración rápida

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

En la tabla 3, se detallan las medidas de los espesores, la granulometría y el tipo de material filtrante.

Tabla 3. Espesores y granulometría del medio soporte y medio filtrante de los filtros rápidos (grava, arena y antracita)

Material	Espesor de la capa cm	Granulometría (mm)
Antracita	50	-
Arena	25	0,50 a 0,60
Grava	5	5
Grava	5	6
Grava	5	12
Grava	5	19
Grava	5	25

Fuente: Solís, 2015

El tiempo de retrolavado de cada filtro es de 6 a 8 minutos, mientras la filtración tiene un tiempo de retención de 9 minutos (Solís, 2015).

Los granos de arena, durante el proceso de filtrado, retienen el material hasta la obstrucción del flujo, por lo que se realiza la limpieza de estos, al invertir el sentido del flujo, al expandir el medio filtrante por medio de la inyección del agua por el fondo y en la parte superior se recolecta el agua de lavado, la cual se desecha.

1.20. Desinfección

Después de la filtración, el proceso siguiente es el sistema de desinfección con gas cloro para eliminar agentes patógenos presentes en el agua, los cuales no se pudieron desechar en los procesos anteriormente mencionados. Una vez clorada, para la homogeneización del cloro, el agua pasa a un tanque contacto, para que, posteriormente, se distribuya a la población.

Seguidamente, se muestran los tiempos de retención de cada uno de los procesos de la planta de Tres Ríos.

Tabla 4. Tiempos de retención de la planta potabilizadora de Tres Ríos

Zona de la planta	Tiempo de retención (min)
Floculación sección mezcla Tiribí- Orosi	24
Sedimentación, sección mezcla Tiribí- Orosi	30
Floculación, sección Orosi	24
Sedimentación, sección Orosi	94
Filtración	9
Tanque de contacto	4

Fuente: Solís, 2015

1.21. Problemas principales en la planta potabilizadora de Tres Ríos

En la actualidad, uno de los problemas presentado en las plantas potabilizadoras consiste en la proliferación de microalgas y cianobacterias filamentosas. Es muy frecuente encontrarlas en el agua superficial utilizada para potabilizarla. Es necesario mencionar que la presencia de este tipo de microalgas interfiere en las operaciones de tratamiento, al reproducirse en forma excesiva, lo cual propicia un desequilibrio en el proceso.

Según Sánchez (2020), lo anterior “provoca que la biomasa aumente considerablemente y modifique la composición de la calidad hídrica. Además, el crecimiento exponencial se ve influenciado por factores, como temperaturas altas, contenido bajo de oxígeno disuelto y nutrientes” (p.15). Por consiguiente, adicional a los análisis para la determinación del tipo de microalgas y cianobacterias filamentosas

presentes en la planta potabilizadora de Tres Ríos, se deben efectuar análisis fisicoquímicos para determinar las concentraciones de nutrientes.

Como puede apreciarse en las figuras 21 y 22, la presencia de espumas en el floculador (figura 21) y en el sedimentador (figura 22) es evidente y genera preocupación, ya que su sola presencia indica que hay un problema de operación en la planta y contaminación del agua que se está tratando. El color pardo de estas espumas indica claramente que su origen es biológico y atribuible a la presencia de microalgas y cianobacterias filamentosas.



Figura 21. Presencia de espumas en el floculador

Figura 22. Presencia de espumas en el sedimentador

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo

1.21.1. Nutrientes en el agua en referencia a la planta potabilizadora de Tres Ríos

Almeida y Borja (2015) afirman que:

Cuando se produce un aumento de las microalgas, es por la cantidad de elementos como luz, temperatura y nutrientes presentes. Al reproducirse en forma excesiva, ocurre un desequilibrio en el ecosistema y se aumenta considerablemente su biomasa, causando un cambio en la composición de la comunidad hídrica, contaminando el agua que se está procesando en la planta potabilizadora (p.75).

1.22. Calidad del agua cruda recibida en la planta potabilizadora

Las condiciones del agua cruda de la sección del río Tiribí y del embalse el Llano se ven afectadas por el arrastre de material que se encuentra en el río. La contaminación de las fuentes superficiales propicia alteraciones en las concentraciones de los parámetros de compuestos nitrogenados, ya sea por contaminación puntual, como es el caso de actividades de origen ganadero, agrícola, industrial y urbano (vertido de aguas residuales e industrial), como por la contaminación dispersa propiciada, principalmente, por la actividad agronómica.

Esta contaminación se debe, prioritariamente, al aporte de nutrientes que hacen estas actividades a los cuerpos de agua. Las acciones humanas incrementan los niveles de estas sustancias debido a su solubilidad en el agua. Por lo tanto, llegan a alcanzar concentraciones importantes reflejadas en los parámetros evaluados, sobre todo, el nitrógeno total y el fosfato.

Tras la revisión de los datos históricos suministrados por el AyA, se analizaron las características de los parámetros analizados en la investigación para determinar si, gracias a ellos, era posible el crecimiento de las cianobacterias filamentosas y de las microalgas. Además de los parámetros evaluados, el crecimiento exponencial de éstos se ve influenciado por factores como la luz solar directa a los floculadores y sedimentadores, el pH y el oxígeno disuelto.

Los siguientes parámetros analizados propician la proliferación de las cianobacterias filamentosas y de las microalgas:

1.22.1. pH

El pH es uno de los parámetros que, de acuerdo con los resultados analizados en la investigación, tiene un valor de neutro a alto, lo cual es favorable para el desarrollo de las cianobacterias filamentosas y las microalgas. El pH es un factor crítico que favorece su crecimiento, especialmente, cuando es neutro o alcalino. Por el contrario, un pH ácido afecta en forma negativa el crecimiento de éstas.

Sobre el aumento del pH, Sánchez (2020) menciona que “al elevar el pH, se acelera la liberación de nitrógeno y fósforo de los sedimentos, lo que daría soporte a los requerimientos nutricionales de las cianobacterias” (p.31).

1.22.2. Fosfato

El fosfato es uno de los parámetros altos observados en los reportes y propicia el control del crecimiento de las microalgas, y, por ende, de las cianobacterias filamentosas. Su origen en los cuerpos de agua puede deberse a la meteorización de minerales, pero también su concentración alta en las aguas del río Tiribí y del embalse El Llano puede ser producto de la contaminación difusa en sus partes superiores como resultado de las actividades de fertilización agrícola, lo cual propicia la cadena alimenticia, pues representa un elemento esencial para la vida y un componente de los ácidos nucleicos que rigen la síntesis de proteínas (Rojo y Ramírez, 2006).

1.22.3. Nitrógeno

En opinión de Rojo y Ramírez (2006), el nitrógeno:

Es uno de los parámetros altos de acuerdo con los historiales de los reportes. En su formación más común, se encuentra como nitrógeno inorgánico, el cual está

constituido por amonio (NH_4^+), nitrito (NO_2^-) y nitrato (NO_3^-). Se puede encontrar naturalmente en el agua por escorrentía superficial y subterránea, deposición atmosférica, por medio de la descomposición del agua y por depósitos geológicos ricos en nitrógeno. El nitrógeno presente en los ecosistemas acuáticos como amonio (NH_4^+), es preferido por las microalgas y las cianobacterias filamentosas para crecer.

1.22.4. Oxígeno disuelto

Los niveles altos de oxígeno disuelto observado en los historiales de los reportes son indicativos de la productividad de las microalgas y de las cianobacterias filamentosas.

Capítulo II

Marco Metodológico

2.1. Estrategia metodológica

A pesar de que la planta potabilizadora de Tres Ríos cuenta con tecnologías muy eficientes para tratar fisicoquímicamente el agua cruda proveniente del río Tiribí y del embalse El Llano, la adición de productos químicos, como el sulfato de aluminio, en el proceso de coagulación, podría, en parte, reaccionar con la materia orgánica posiblemente presente en dichas aguas crudas, y generar la formación de las espumas observadas en el floculador.

Asimismo, en el sedimentador convencional, se forman aglomeraciones de microalgas; este fenómeno podría deberse a la presencia de nutrientes inorgánicos, los cuales, como el nitrato y el fósforo, favorecen su crecimiento. De igual forma, las microalgas y cianobacterias filamentosas podrían provenir una disminución en el oxígeno disuelto en las aguas o por un exceso de luz y de otros nutrientes.

Fundamentándose en las hipótesis anteriores, se pretende desarrollar una investigación científica basada en análisis fisicoquímicos y microbiológicos, tanto cualitativos, como cuantitativos, que permitan determinar la existencia de los nutrientes principales, además de la luz solar, que podrían incidir en el crecimiento de las microalgas y cianobacterias filamentosas.

Como se mencionó anteriormente, la presencia de nitrógeno y fósforo, los cuales podrían estar presentes principalmente como fosfatos y como nitratos, podrían ser los causantes del crecimiento de las microalgas y de las cianobacterias filamentosas. También, como parte de la investigación científica, se procederá a determinar el tipo de

microalgas y cianobacterias filamentosas que se encuentren presentes en el sedimentador, simultáneamente.

Para esta investigación, se utilizará un enfoque mixto que surge de la combinación entre los enfoques cuantitativo y cualitativo (Carmona, *et al.*, 2004).

De acuerdo con Vera (2018), el enfoque cualitativo es “aquel donde se estudia la calidad de las actividades, relaciones, asuntos, medios, materiales o instrumentos en una determinada situación o problema. La misma procura por lograr una descripción holística, esto es, que intenta analizar exhaustivamente, con sumo detalle, un asunto o actividad en particular” (p.1). Esta investigación tiene características cualitativas, pues busca determinar las cualidades del objeto de estudio.

Los datos recopilados son, tanto de carácter cualitativo, como cuantitativo al efectuarse el análisis microbiológico y fisicoquímicos en el laboratorio, con las muestras recolectadas, para su caracterización mediante estudios taxonómicos y estudios sobre los métodos fisicoquímicos, los cuales se pueden controlar el crecimiento de microalgas, cianobacterias filamentosas y la generación de espumas. En forma adicional, se debe efectuar una evaluación comparativa para establecer el método que podría recomendarse entre los que se estudiarán y efectuar una evaluación económica de la inversión necesaria para implantarlo.

El enfoque cuantitativo usa la recolección de datos para probar hipótesis, con base en la medición numérica y el análisis estadístico, para establecer patrones de comportamiento y probar teorías” (Carmona, *et al.*, 2004). Esta investigación se desarrollará por medio de dicha metodología al efectuarse una cuantificación de los compuestos presentes en las espumas en la etapa del floculador y la cantidad de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en la muestra del sedimentador convencional.

Como lo mencionan Carmona, *et al.* (2004), en el libro *Metodología de la Investigación*:

Permite que se presente un proceso inductivo, probatorio con análisis de la realidad en respuesta a una problemática identificada. Dando paso a la réplica, precisión, predicción de resultados y un control sobre la problemática en cuestión en un corto o largo plazo (p.43).

Para ello, se seguirá el método científico investigación descrito a continuación, donde se permitan aplicar procedimientos y métodos adecuados para el control de la reproducción y generación de microalgas, cianobacterias filamentosas y espumas, mediante su identificación y caracterización.

Como primer punto, se investigará, en forma cualitativa, el origen de estos dos componentes del problema presentado en la planta potabilizadora. Éstos pueden incidir en gastos innecesarios de agua para transportar el material (espumas) sobre la superficie del agua. Para ello, se recolectarán muestras de agua en el floculador y en el sedimentador convencional para identificar los productos químicos que puedan ser nutrientes para el crecimiento de las microalgas y de las cianobacterias filamentosas, tales como fosfatos y

nitrógeno, así como la presencia de productos tensoactivos, por ejemplo, grasas y aceites de origen natural o detergentes sintéticos. En el caso de las espumas, se analizarán para establecer cuál es su estructura y composición.

Simultáneamente, con la evaluación cualitativa, como segundo punto, se procederá a la cuantificación de las microalgas y de las cianobacterias filamentosas reproducidas en el sedimentador convencional. En cuanto a las microalgas y cianobacterias filamentosas, será importante establecer su distribución en todo el sedimentador, así como su presencia a diferentes niveles por debajo de la superficie. Se espera que éstas no estén homogéneamente distribuidas, sino que se acumulen prácticamente en la superficie y a una profundidad muy cercana a ella. En cuanto a las espumas generadas en el floculador, su existencia podría depender de la formación o presencia de jabones, detergentes o por grasas que se encuentren en el agua por potabilizar.

El muestreo es una de las partes más importantes de la investigación, pues debe resultar en la obtención de muestras significativas que permitan establecer la magnitud del problema en toda el área del floculador y del sedimentador.

Una vez determinadas y cuantificadas las causas del problema de generación de microalgas, cianobacterias filamentosas y espumas, se evaluarán, al menos, un tratamiento físico para eliminar de la superficie los grumos formados por las algas y las espumas presentes, y dos métodos químicos para controlar la proliferación de las microalgas y para prevenir la formación de espumas.

Para el tratamiento químico, los productos propuestos para el control o la eliminación de las microalgas, de las cianobacterias filamentosas y de las espumas deben ser de

toxicidad baja a inocua, para que no representen peligro alguno en el agua potable que entre a los sistemas de distribución.

Finalmente, una vez seleccionado un tratamiento químico y uno físico, se hará una estimación de la inversión requerida para llevarlos a cabo de manera que el AyA pueda, si así lo desea, realizar estudios más minuciosos al respecto.

2.2. Muestreo y análisis de laboratorio

Se efectuará un tipo de muestreo para la recolección de las muestras de microalgas, cianobacterias filamentosas y espumas.

Con respecto al muestreo de microalgas, cianobacterias filamentosas y espumas, se realizará un muestreo simple, el cual consiste en recolectar la muestra en un periodo corto de tiempo, de tal forma que el tiempo empleado en su extracción sea el transcurrido para obtener el volumen necesario, de la muestra recolectada. Es un muestreo en un lugar y momento determinados.

Los análisis se realizarán en un laboratorio externo subcontratado, el cual efectúa análisis de aguas y análisis microbiológico para determinar las concentraciones de los parámetros fisicoquímicos de las aguas, presencia de microalgas y cianobacterias filamentosas en espumas y caracterización del tipo de éstas que se encuentre presente. Para el análisis de las espumas, los parámetros por analizarse corresponden a: microalgas, cianobacterias filamentosas, grasas y aceites, sustancias activas al azul de metileno, fosfatos y nitrógeno, pH, temperatura, sólidos totales y oxígeno disuelto, para así establecer si algunos de estos parámetros se encuentran presentes en ellas. Con respecto a la recolección de la muestra, ésta se efectuará, tanto en época seca, como en época lluviosa para poder verificar las concentraciones de los parámetros y analizar la proliferación de

microalgas y de cianobacterias filamentosas, mediante un muestreo compuesto, conformado por muestras simples como se detalló anteriormente. La muestra se recolectará, tanto en el floculador, como en el sedimentador convencional.

Igualmente, en el sedimentador convencional, se recolectará una muestra de aguas para la determinación de la concentración de fosfatos y nitrógeno, pH, temperatura y oxígeno disuelto, sólidos totales, sustancias activas al azul de metileno y grasas y aceites, en época seca y lluviosa. Ello con el fin de verificar si existen nutrientes en el agua, los cuales puedan favorecer el crecimiento de las microalgas y de las bacterias filamentosas por medio del análisis en un laboratorio subcontratado para determinar las concentraciones presentes y así poder proponer un sistema de tratamiento en la planta para reducir la reproducción de éstas.

Capítulo III
Procedimiento Experimental

3.1. Método experimental para el análisis de las microalgas y cianobacterias filamentosas

3.1.1. Toma de las muestras para los análisis

Para la preparación de las muestras compuestas, se combinarán varias muestras simples y se tomarán en varios puntos del floculador. Éstas se recolectarán en recipientes de cuatro litros y se aplicará el protocolo para la preservación ellas, las cuales se transportarán y se preservarán en una hielera con abundante hielo hasta el momento de realizar los análisis.

3.1.2. Preparación de las muestras para análisis de microalgas y cianobacterias filamentosas

Para el tratamiento de la muestra, ésta se colocará previamente en una centrífuga en seis tubos de 50 mL cada uno, añadiendo 40 mL de muestra a cada tubo y se centrifugarán durante 15 minutos a 9 000 rpm con el objetivo de separar los componentes sólidos de la muestra. A partir de la centrifugación, se logrará la separación de la muestra en líquido clarificado y residuo sólido que se encontrará en el fondo de los tubos. El residuo sólido centrifugado se utilizará en el estudio, debido a que es donde se encuentran concentradas las microalgas y cianobacterias filamentosas.

La preparación de la muestra se realizará en 10 *erlenmeyers* de 250 mL, adicionando a cada uno, 25 mL del medio de cultivo BG-11 para proveer nutrientes a las algas. A cada *erlenmeyer* con medio de cultivo, se le añadirán 2 mL de muestra sólida centrifugada.

Para finalizar, a cada *erlenmeyer*, se le adicionará, según corresponda, la cantidad de producto químico por estudiar para el control de las microalgas y de las cianobacterias filamentosas, como se detalla en el punto 5.3., para así obtener las concentraciones

diferentes que se probarán en el tratamiento. Las muestras se analizarán durante tres días y se mantendrán en un agitador con luz por 72 horas.

3.1.3. Preparación del medio de cultivo

La habilidad exhibida por los microorganismos en el ambiente depende, tanto de las condiciones físicas, como de la distribución de los diferentes nutrientes. Por lo anterior, para el aislamiento y cultivo de las microalgas, es necesario tener en cuenta las necesidades alimenticias de cada una de ellas con el fin de brindarles los requerimientos necesarios para su supervivencia.

Los medios de cultivos generalmente se componen a partir de tres constituyentes: macronutrientes, micronutrientes y vitaminas. Todos ellos se preparan como disoluciones madre, las cuales se mantienen en botellas en refrigeración a 4°C (las disoluciones de fosfatos no se deben almacenar en botellas de polietileno debido a la absorción de este elemento que puede ocurrir en el plástico).

3.1.4. Disoluciones madre

La cantidad de disolución madre por preparar dependerá de la cantidad de medios de cultivo requeridos para realizar el estudio en el laboratorio, pues, generalmente, se prepararán de 250 mL a 500 mL. Para la preparación de estas disoluciones, se deberán tener los cuidados necesarios, tales como limpieza del área de trabajo, además de tener a mano el procedimiento del medio y mucho orden. En caso de que el ambiente tenga mucho polvo, se pueden cubrir los instrumentos con un trapo limpio para evitar la introducción de partículas externas.

Las disoluciones madres deberán prepararse en forma analítica, para lo cual se utilizarán balones aforados, cuyo tamaño variará de acuerdo con la cantidad por preparar.

A continuación, se detallan los pasos:

1. Se deberán colocar, en el orden respectivo, todos los reactivos químicos necesarios para elaborar las disoluciones madre.

2. Se deberá calcular la cantidad por pesar para cada disolución madre de acuerdo con el volumen que se preparará.

3. En un *beaker* de tamaño adecuado, deberá colocarse la mitad del agua destilada necesaria para obtener el volumen final. El *beaker* se colocará en un agitador magnético y se le introducirá la pastilla magnética de agitación.

4. Se deberán pesar las cantidades exactas de componente de la disolución madre, según el cálculo realizado en el punto 2. Estas cantidades se agregarán al *beaker* y el contenido se sacudirá mediante el agitador magnético hasta obtener la disolución completa.

5. Una vez preparada la disolución, el contenido del *beaker* se trasvasará cuantitativamente a un balón aforado, mezclándolo bien y luego éste se aforará con agua destilada.

6. Una vez aforada, la disolución madre se mezclará bien y se colocará en un frasco limpio y etiquetado para su almacenamiento en refrigeración.

7. En el caso de los micronutrientes, son varios los reactivos que se deben utilizar, por lo tanto, se deberá tener cuidado a la hora de adicionarlos e ir agregando cada uno en forma ordenada, tal y como aparecen en las indicaciones (ver tabla 5).

3.1.5. Elaboración del medio de cultivo

Para la elaboración del medio de cultivo, también se deberán de tener los mismos cuidados indicados anteriormente. La preparación puede hacerse en un *beaker*, *erlenmeyer* u otro recipiente limpio, cuyo tamaño dependerá del volumen a preparar.

1. Colocar en la mesa de trabajo, las disoluciones madre correspondientes de acuerdo con el tipo de medio por preparar. Para cada disolución, se debe disponer de una probeta o pipeta para medir la cantidad por agregar. En caso de que se requiera una pipeta, no se debe pipetear lo que se necesite directamente de la disolución madre. En un *beaker* pequeño, deberá añadirse disolución madre y pipetear la alícuota necesaria desde él. El sobrante de disolución madre en el *beaker* se desechará en la pileta del laboratorio.

2. En el recipiente seleccionado para preparar el medio de cultivo, se colocará la mitad del agua destilada por utilizar (medida con probeta). Al recipiente con agua, se le añadirá una pastilla magnética y se colocará en un agitador magnético.

3. En la mesa de trabajo, en orden, se colocarán los frascos de las disoluciones madre por utilizar y, al lado de cada una, se colocan los instrumentos necesarios (*beaker*, pipeta o probeta) para medir la cantidad.

4. Agregar la cantidad de cada disolución madre una a una, permitiendo que cada una se disuelva completamente en el agua en agitación. Cuando se termine de agregar todas las disoluciones madre, se debe agregar la cantidad necesaria de agua destilada para llegar al volumen planificado.

5. Ajustar el pH del medio usando NaOH 1N o HCl 1N.

Tabla 5. Concentraciones de los macronutrientes utilizados para la disolución BG-11

BG-11 Medium, Modified				
(Allen 1968, Allen & Stanier 1968, Rippka, et al. 1979)				
Componente	Disolución madre	Concentración	Cantidad	
	(g L⁻¹ H₂O)	en el medio (M)	usada/L	
Macronutrientes				
1. NaNO ₃	150.0 g	1.76 x 10 ⁻⁵	10mL	
2. K ₂ HPO ₄ ·3H ₂ O	4.0 g	1.75 x 10 ⁻⁴	10mL	
3. MgSO ₄ ·7H ₂ O	7.5 g	3.04 x 10 ⁻⁴	10mL	
4. CaCl ₂ ·2H ₂ O	3.6 g	2.45 x 10 ⁻⁴	10mL	
5. Ácido Cítrico	0.6 g	3.12 x 10 ⁻⁵	10mL	
6. Citrato Férrico de Amonio	0.6 g (autoclave para disolver)		10mL	
7. EDTA	0.1 g	2.79 x 10 ⁻⁶	10mL	
8. Na ₂ CO ₃	2.0 g	1.89 x 10 ⁻⁴	10mL	
9. Metales traza				
H ₃ BO ₃	2.86g	4.63 x 10 ⁻⁵	1mL	
MnCl ₂ ·4H ₂ O	1.81g	9.15 x 10 ⁻⁶		
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	0.222g	7.65 x 10 ⁻⁷		
Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0.39 g	1.61 x 10 ⁻⁶		
CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.079 g	3.16 x 10 ⁻⁷		
Co (NO ₃) ₂ ·6H ₂ O	0.0494 g	1.70 x 10 ⁻⁷		

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

Notas: Ajuste el pH a 7.4 con NaOH 1M o HCl.

Autoclave a 121 C por 15 minutos a 103 kPa man (15 psig)

Para medio sólido agregue 15 g de agar-agar por litro de medio nutritivo.

Agregar cada componente a aproximadamente ~ 800mL de agua destilada hasta disolver completamente, ajuste el volumen a 1 L.

3.2. Determinación de abundancia de microalgas y cianobacterias filamentosas

El conteo de cianobacterias se efectuará por medio del uso de una celda de conteo Sedgewich-Rafter (Rodríguez y Ostorga, 2021). Ésta consiste en un marco rectangular montado en una platina, con un tamaño de la celda de 50 mm x 20 mm x 1 mm y el volumen es de 1,0 mL.

El recuento de las filamentosas se llevará a cabo tomando una alícuota de 1 mL, que se observará bajo un microscopio Nikon Eclipse en el laboratorio de Biotecnología de microalgas (LABMA) de la Escuela de Ciencias Biológicas (ECB) de la Universidad Nacional (UNA). Para el análisis de cuantificación, se tomará una muestra por medio de una pipeta Pasteur y se depositará en la celda para llenar la cámara. Se colocará el cubreobjetos en forma diagonal y se añadirá la muestra entre el espacio libre que queda entre éste y el portaobjetos. De esta forma, se evitará la formación de burbujas de aire que podrían provocar errores al medir el volumen de la muestra y se deberá dejar reposar por 15 min. Posteriormente, la celda de Sedgewick-Rafter se colocará al microscopio y se hará un barrido de la celda donde se contarán como mínimo 20 cuadrantes, desplazándose cada cuatro cuadrantes hacia la derecha partiendo de un punto aleatorio. Estos resultados se expresarán en cel/mL, por lo tanto, se calculará el número de células por mL mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Número de células} = \frac{Cx \ 1 \ 000 \text{mm}^2}{10x \ N} \quad (4.)$$

Donde:

C: número de organismos contados

N: número de campos contados

1 000 corresponde al área del cubreobjetos en mm^2 y el 10 representa la concentración de la muestra.

La cámara Neubauer, también conocida como hemocitómetro, consta de un cubreobjetos de cuarzo y un portaobjetos de un grosor mayor a los de uso común (figura 23). En la parte superior del portaobjetos, se encuentran cuatro canales longitudinales y uno transversal central. En la parte superior e inferior del canal transversal, están grabadas dos rejillas de 9 mm^2 de superficie, las cuales están, a su vez, subdivididas en una cuadrícula más pequeña (figuras 23. A-B) (UNAM, 1986).

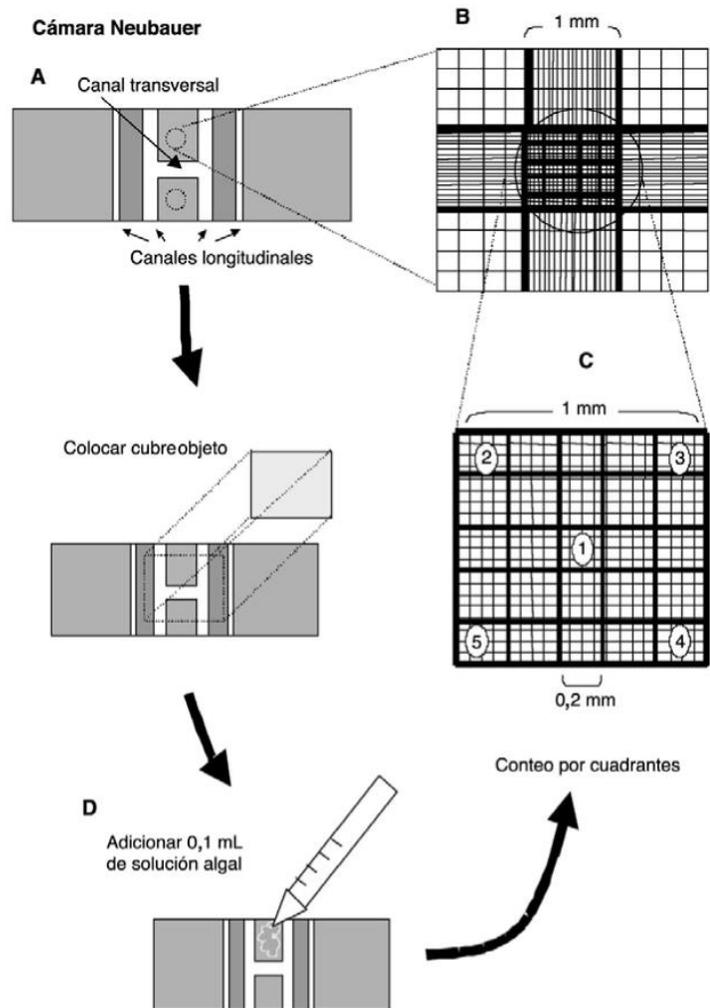


Figura 23. Cuento con la cámara Neubauer

Fuente: UNAM, 1986

3.3. Productos químicos que se utilizarán para el control de microalgas y cianobacterias filamentosas

Los productos químicos que se probarán para el control y la cuantificación de las microalgas y cianobacterias filamentosas son el hipoclorito de calcio y el amonio cuaternario, ambos en grados comerciales. Se aplicarán de manera que el volumen máximo por utilizar de cada uno no sobrepase el 10% del volumen de la muestra preparada

con el fin que éste no incida demasiado en el volumen final de la muestra por estudiar. Se evaluará la disminución de las microalgas y de las cianobacterias filamentosas en los cultivos de las muestras con un tiempo de análisis de 72 horas.

Los productos químicos por utilizar corresponden a un hipoclorito de calcio dihidratado en estado sólido, comercial, marca Shock, con una pureza del 65%, suministrado por la empresa Aqualux S. A., y un amonio cuaternario comercial, con una concentración de 120 000 ppm, marca 2is Sanitizante, suministrado por la compañía Industria Creativa Química S.A. (INCREQUÍM S.A.)

Según el “Reglamento para la calidad de agua potable”, el cloro libre residual en el agua potable deberá estar con una concentración entre 0,3 y 0,6 mg/L, y el cloro combinado deberá estar con una concentración entre 1 y 1,8 mg/L.

En ese sentido, la combinación de estos valores indica la cantidad de cloro añadida al agua para garantizar su potabilidad, es decir, una concentración entre 1,3 y 2,4 mg/L.

Por consiguiente, se evaluarán concentraciones de amonio cuaternario e hipoclorito, las cuales sean semejantes a las del cloro añadido con el objetivo de no alterar los parámetros fisicoquímicos del agua potable.

Para comenzar, se analizará la cantidad necesaria de amonio cuaternario de 120 000 mg/L para obtener las concentraciones finales deseadas de 0,6 a 2,4 mg/L de agua con espumas del floculador.

3.3.1. Amonio cuaternario

Como se indicó anteriormente, el volumen de la disolución de amonio cuaternario por añadir no deberá, en su concentración máxima añadida, sobrepasar el 10% de la muestra por estudiar.

Cada muestra por preparar tiene un volumen total de 27 mL, consistentes en 25 mL del medio de cultivo BG-11 y 2 mL del sólido sedimentado en la centrifugación de la muestra de agua con espuma del floculador. Por lo tanto, el volumen máximo de disolución de amonio cuaternario por añadir no deberá sobrepasar el 10% de este volumen, es decir, 2,7 mL. Asimismo, será importante que la cantidad de amonio cuaternario suministrado con ese volumen de disolución no sobrepase la concentración máxima permitida de 2,4 mg/L.

Para que la disolución de amonio cuaternario cumpla ambas limitantes, será conveniente preparar una disolución cuya concentración sea de 24 mg/L.

Para lograr lo anterior, se harán las diluciones siguientes partiendo del amonio cuaternario comercial de 120 000 mg/L.

Se toman 20 mL del amonio cuaternario de 120 000 mg/L, se añaden a un balón aforado de 1L y se afora con agua destilada. La concentración de esta disolución será de 2 400 mg/L.

Se toman 10 mL de la disolución anteriormente preparada de amonio cuaternario a 2 400 mg/L y se añaden a un balón aforado de 1L y se afora con agua destilada. La concentración de esta disolución final será de 24 mg/L. Esta será la disolución final que

se usará para añadir a las muestras, de manera que se obtengan concentraciones de amonio cuaternario de 0,55 a 2,4 mg/L.

Como se indicó al principio de este apartado, a cada uno de los diez *erlenmeyers*, se le agregaron 25 mL de medio de cultivo BG-11 y 2 mL del sólido sedimentado en la centrífuga para dar un total de 27 ml. En la tabla 5, se muestran las cantidades de disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L que hay que agregar a cada uno de los cuatro *erlenmeyers* correspondientes para obtener concentraciones de amonio cuaternario en el volumen final de estos que esté de 0,55 a 2,4 mg/L.

La cantidad de disolución de amonio cuaternario añadida máxima, como ya se indicó, será de 2,7 mL y esta cantidad representará el 100% del total de disolución de amonio cuaternario por utilizar. Luego, en los otros tres *erlenmeyers*, se añadirán cantidades inferiores de disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L, las cuales representen 75%, 50% y 25% de ese volumen máximo de 2,7 mL.

Tabla 6. Cantidades de amonio cuaternario de 24 mg/L a añadir a 27 mL de muestra

Porcentajes %	Cantidades para añadir mL	Volumen final total ml	Concentración final mg/L
100	2,7	29,7	2,182
75	2,1	29,1	1,732
50	1,4	28,4	1,183
25	0,7	27,7	0,606
0	0	----	0

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo

investigativo, 2021

Los cálculos para las diferentes concentraciones presentadas en la tabla 6 se dan a continuación.

Se añadirán 2,7 mL de la disolución preparada de amonio cuaternario de 24 mg/L a uno de cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2 mL de muestra centrifugada para obtener la concentración base que llamaremos el 100%. El volumen final de la muestra preparada es de 29,7 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 2,7 mL de la disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L añadidos

Los 2,7 mL de disolución de amonio cuaternario contribuyen de la siguiente manera:

$$\frac{24 \text{ mg} * 2,7 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0648 \text{ mg} \quad (5)$$

Por consiguiente, la concentración final del amonio cuaternario en la muestra preparada es la siguiente:

$$\frac{0,0648 \text{ mg/L}}{29,7 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 2,182 \text{ mg/L} \quad (6)$$

Para obtener la concentración al 75%, se le añadirá a uno de los cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2 mL de muestra centrifugada, la cantidad de 2,1 mL de la disolución preparada de amonio cuaternario de 24 mg/L. El volumen final de esta mezcla es de 29,1 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 2,1 mL de la disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L añadidos

Los 2,1 mL de disolución de amonio cuaternario contribuyen del siguiente modo:

$$\frac{24 \text{ mg} * 2,1 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0504 \text{ mg} \quad (7)$$

La concentración final del amonio cuaternario en la muestra preparada corresponde a:

$$\frac{0,0504 \text{ mg/L}}{29,1 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 1,732 \text{ mg/L} \quad (8)$$

Para obtener la concentración al 50%, se le añadirá a uno de los cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2 mL de muestra centrifugada, 1,4 mL de la disolución preparada de amonio cuaternario de 24 mg/L. El volumen final de esta mezcla es de 28,4 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 1,4 mL de la disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L añadidos.

Los 1,4mL de disolución de amonio cuaternario contribuyen de la siguiente manera:

$$\frac{24 \text{ mg} * 1,4 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0336 \text{ mg} \quad (8)$$

La concentración final del amonio cuaternario en la muestra preparada es de:

$$\frac{0,0336 \text{ mg}}{28,4 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 1,183 \text{ mg/L} \quad (9)$$

Para obtener la concentración al 25%, se le añadirá a uno de los cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2 mL de muestra centrifugada, 0,7 mL de la disolución preparada de amonio cuaternario de 24 mg/L. El volumen final de esta mezcla es de 27,7 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 0,7 mL de la disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L añadidos.

Los 0,7mL de disolución de amonio cuaternario contribuyen del siguiente modo:

$$\frac{24 \text{ mg} * 0,7 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0168 \text{ mg} \quad (10)$$

Para la concentración final del amonio cuaternario, en la muestra preparada es de:

$$\frac{0,0168 \text{ mg}}{27,7 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 0,606 \text{ mg/L} \quad (11)$$

Se tendrá un quinto *erlemeyer* que contendrá 25 mL de medio de cultivo BG-11 y 2 mL de muestra centrifugada, al cual no se agrega disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L, pues servirá para establecer la concentración inicial de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en la muestra. Esta cantidad de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes se comparará luego con la concentración de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en cada uno de los *erlenmeyer* a los que se les ha añadido el volumen correspondiente de disolución de amonio cuaternario de 24 mg/L. A este *erlenmeyer*, se le asigna el valor de 0% de disolución de amino cuaternario de 24 mg/L añadido.

3.3.2. Hipoclorito de calcio

La concentración del hipoclorito de calcio sólido dihidratado comercial utilizado es al 65%. Para iniciar, se preparará una disolución que tenga una concentración, arbitrariamente definida, de 2400 mg/L equivalentes de ion hipoclorito, la cual, posteriormente, se diluirá hasta obtener una disolución de 24 mg/L de ion hipoclorito.

Para determinar la cantidad de $\text{Ca}(\text{ClO})_2$ comercial necesaria para preparar la disolución inicial de 2 400 mg/L equivalentes de ión hipoclorito, se deben realizar varios cálculos, para los cuales se necesita saber el peso molecular del hipoclorito de calcio, $\text{Ca}(\text{ClO})_2$, del agua asociada, (H_2O) y del hipoclorito mismo, ClO . Los pesos atómicos se toman de la tabla periódica de los elementos.

Pesos atómicos

Ca= 40,078 g/mol

Cl= 35,453 g/mol

O=15,999 g/mol

H = 1,008 g/mol

Ello da como resultado el peso molecular del $\text{Ca}(\text{ClO})_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$

Ca= 40,078 *1= 40,078g/mol

Cl= 35,453 *2= 70,904 g/mol

O= 15,999 *4= 63,996 g/mol

H= 1,008*4= 4,032 g/mol

Total, de 179,012 g/mol

El peso molecular del ion hipoclorito es de:

Cl= 35,453*1=35,453 g/mol

O= 15,999*1=15,999 g/mol

Total, de 51,452 g/mol

La cantidad de hipoclorito de calcio comercial requerida para producir 1 L de disolución con una concentración de 2 400 mg/L de ion hipoclorito es la siguiente:

Hipoclorito de calcio dihidratado al 65%

$$\frac{2\,400\text{ mg ClO} \cdot 179,012\text{ g Ca}(\text{ClO})_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O al } 100\%}{2 \times 51,452\text{ g ClO}} =$$
$$4\,175,045\text{ mg Ca}(\text{ClO})_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O al } 100\% \quad (12)$$

Para obtener el hipoclorito de calcio comercial necesario, se procede del siguiente modo:

$$4\,175,045 \text{ mg Ca (ClO)}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O al } 100\% * \frac{1 \text{ mg Ca(ClO)}_2 \text{ comercial}}{0,65 \text{ mg Ca(ClO)}_2 \cdot \text{H}_2\text{O } 100\%} =$$

$$6\,423,15 \text{ mg de Ca(ClO)}_2 \text{ comercial} \quad (13)$$

Finalmente, para obtener la disolución de 2 400 mg/L de hipoclorito equivalente, es necesario pesar 6,423 g de hipoclorito de calcio comercial al 65%.

3.3.2.1. Procedimiento de preparación

a) Pesar 6,423 g de Ca(ClO)₂ comercial en un *beaker* de 50 o 100 mL y agregar agua destilada suficiente para disolver completamente.

b) Transferir cuantitativamente a un balón aforado de 1 L; enjuagar el *beaker* varias veces con agua destilada y agregar los enjuagues al balón aforado. Antes de aforar a 1 L, medir el pH de la disolución y ajustar a ≤ 6, añadiendo gotas de HCl 1 N. Completar el aforo a 1 L. La disolución obtenida tiene una concentración de 2 400 mg/L de ion hipoclorito y un pH ≤ 6.

c) Se toman 10 mL de la disolución anterior de ion hipoclorito a 2 400 mg/L y se añaden a un balón aforado de 1L. Se afora a 1L con agua destilada. La concentración de esta disolución final será de 240 mg/L de ion hipoclorito. Ésta será la disolución final que se usará para añadir a las muestras, de manera que se obtengan concentraciones de ion hipoclorito de 0,55 a 2,4 mg/L. Determinar el pH de esta disolución, la cual no debe ser mayor a 6 de pH.

Como se indicó anteriormente, el volumen de la disolución de ion hipoclorito por añadir no deberá, en su concentración máxima añadida, sobrepasar el 10% del volumen de la muestra por estudiar.

Como se apuntó en el apartado 3.3.1, cada muestra preparada tiene un volumen total de 27 mL, consistentes en 25 mL de medio de cultivo BG-11 y 2 mL del sólido sedimentado en la centrifugación de la muestra de agua con espuma del floculador. Por lo tanto, el volumen máximo de disolución de ion hipoclorito por añadir no deberá sobrepasar el 10% de este volumen, es decir, 2,7 mL. Asimismo, será importante que la cantidad de ion hipoclorito suministrado con ese volumen de disolución no sobrepase la concentración máxima permitida de 2,4 mg/L.

Para que la disolución de ion hipoclorito cumpla ambas limitantes, será conveniente preparar una disolución cuya concentración sea de 24 mg/L, tan como se discutió anteriormente en el procedimiento de preparación.

Como se indicó al principio de este apartado, a cada uno de los diez *erlenmeyers*, se le agregarán 25 mL de medio de cultivo BG-11 y 2 mL del sólido sedimentado en la centrífuga para dar un total de 27 ml. En la tabla 6, se muestran las cantidades de disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L que se debe agregar a cada uno de los cuatro *erlenmeyers* correspondientes para obtener concentraciones de ion hipoclorito en el volumen final de éstos que esté de 0,55 a 2,4 mg/L.

Tabla 7. Cantidad de ion hipoclorito de 24 mg/L por añadir a 27 mL de muestra

Porcentaje %	Cantidad a usar mL	Volumen final total mL	Concentración final, mg/L
100	2,7	29,7	2,182
75	2,1	29,1	1,732
50	1,4	28,4	1,183
25	0,7	27,7	0,606
0	0	-----	-----

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

Los cálculos para las diferentes concentraciones se dan a continuación:

Se añadirán 2,7 mL de la disolución preparada de ion hipoclorito de 24 mg/L a uno de los cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2 mL de muestra centrifugada para obtener la concentración base que se llamará el 100%. El volumen final de la muestra preparada es de 29,7 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 2,7 mL de la disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L añadidos.

Los 2,7 mL de disolución de ion hipoclorito contribuyen con lo siguiente:

$$\frac{24 \text{ mg} * 2,7 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0648 \text{ mg} \quad (14)$$

Por ende, la concentración final del hipoclorito es la siguiente:

$$\frac{0,0648 \text{ mg}}{29,7 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 2,182 \text{ mg/L} \quad (15)$$

Para obtener la concentración al 75%, se le añadirá a uno de los cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2 mL de muestra centrifugada, la cantidad de 2,1 mL de la disolución preparada de ion hipoclorito de 24 mg/L. El volumen final de esta mezcla es de 29,1 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 2,1 mL de la disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L añadidos.

Los 2,1 mL de disolución de ion hipoclorito contribuyen con lo siguiente:

$$\frac{24 \text{ mg} * 2,1 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0504 \text{ mg} \quad (16)$$

La concentración final del ion hipoclorito corresponde a:

$$\frac{0,0504 \text{ mg}}{29,1 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 1,732 \text{ mg/L} \quad (17)$$

Para obtener la concentración al 50%, se le añadirá a uno de los cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2mL de muestra centrifugada, 1,4 mL de la disolución preparada de ion hipoclorito de 24 mg/L. El volumen final de esta mezcla es de 28,4 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 1,4 mL de la disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L añadidos.

Los 1,4 mL de disolución de ion hipoclorito constituyen con:

$$\frac{24 \text{ mg} * 1,4 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0336 \text{ mg} \quad (18)$$

La concentración final del ion hipoclorito es la siguiente:

$$\frac{0,0336 \text{ mg}}{28,4 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 1,183 \text{ mg/L} \quad (19)$$

Para obtener la concentración al 25%, se le añadirá a uno de los cuatro *erlenmeyers* que contienen 25 mL del medio de cultivo y 2 mL de muestra centrifugada, 0,7 mL de la

disolución preparada de ion hipoclorito de 24 mg/L. El volumen final de esta mezcla es de 27,7 mL, es decir, los 27 mL de muestra más los 0,7 mL de la disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L añadidos.

Los 0,7 mL de disolución de ion hipoclorito contribuyen con lo siguiente:

$$\frac{24 \text{ mg} * 0,7 \text{ mL}}{1000 \text{ mL}} = 0,0168 \text{ mg} \quad (20)$$

Para la concentración final del ion hipoclorito, se utiliza la siguiente fórmula:

$$\frac{0,0168 \text{ mg}}{27,7 \text{ mL}} * \frac{1000}{1000} = 0,606 \text{ mg/L} \quad (21)$$

Se tendrá un quinto *erlemeyer* que contendrá 25 mL de medio de cultivo BG-11 y 2 mL de muestra centrifugada, al cual no se agrega disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L, pues servirá para establecer la concentración inicial de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en la muestra. Esta cantidad de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes se comparará, posteriormente, con la concentración de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en cada uno de los *erlenmeyers* a los que se les ha añadido el volumen correspondiente de disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L. A este *erlenmeyer*, se le asigna el valor de 0% de disolución de ion hipoclorito de 24 mg/L añadido.

3.4. Definición de un método satisfactorio para cuantificar las espumas

La forma más expedita de cuantificar la presencia de espumas es efectuar un estudio con el tiempo, midiendo, en cada ocasión, el área superficial ocupada por las espumas y relacionarla con la superficie total expuesta del floculador. Se recomienda realizar unos

tres estudios, razonablemente espaciados, en la época seca y otros tres, igualmente espaciados, en la época lluviosa.

En cada uno de los muestreos por realizar, deberá recolectarse una muestra típica de la espuma, la cual represente un área bien definida, fundamentalmente, un metro cuadrado, para poder pesarla y analizar los tipos de microalgas y cianobacterias filamentosas que la conforman. Conociendo el peso por metro cuadrado, puede estimarse el peso de las espumas por metro cuadrado de floculador y así cuantificar la magnitud del problema representando por éstas en la operación de la planta potabilizadora de Tres Ríos.

3.5. Aplicación de un método simplificado para cuantificar las espumas

De no poder aplicarse el método descrito en el punto anterior, para una evaluación completa del problema de las espumas, deberá aplicarse, como mínimo, una vez en la época seca y una en la época lluviosa para poder obtener datos confiables sobre la formación de las espumas

3.6. Muestreo de espumas

Como el método lo indica, debe muestrearse un metro cuadrado de espuma para evaluar la masa de microalgas y de cianobacterias filamentosas presentes en el floculador. Se recomienda tomar espumas en diferentes lugares donde aparezcan en el floculador, de áreas más pequeñas. Estas muestras se mezclarán para formar una muestra compuesta que sea más representativa de la espuma presente.

3.7. Determinación de los parámetros fisicoquímicos de las aguas presentes en el floculador y sedimentador de la planta potabilizadora

Para la determinación de los parámetros fisicoquímicos, se efectuará un muestreo compuesto consistente en la combinación de varias muestras simples tomadas en diferentes puntos del floculador. Para asegurar la representatividad de las muestras, éstas se guardarán en recipientes de vidrio de 1 L, los cuales, a su vez, se almacenarán en una hielera con suficiente hielo para garantizar que su temperatura sea lo suficientemente baja para evitar cambios en su composición. La hielera con las muestras se llevará para sus análisis a un laboratorio químico certificado y aceptado por el AyA, como el Laboratorio Lambda.

Los parámetros fisicoquímicos para analizar corresponden a nitrógeno total, fosfatos, pH, oxígeno disuelto, grasas y aceites, sólidos totales y sustancias activas al azul de metileno, con el objetivo de determinar las concentraciones presentes y así establecer su posible influencia en la proliferación de microalgas y cianobacterias filamentosas.

Capítulo IV
Presentación de Resultados

4.1. Toma de las muestras para los análisis microbiológicos

Se realizaron dos muestreos compuestos en el año, recolectando agua del floculador y sedimentador de la planta potabilizadora de Tres Ríos, lo cual se llevó a cabo en marzo (12 de marzo del 2021) durante tres días y en julio (21 de julio del 2021), con un análisis dentro de 72 horas desde la toma de la muestra. Para la preparación de las muestras compuestas, se combinaron varias muestras simples, las cuales se tomaron en varios puntos del floculador y sedimentador. Éstas se recolectaron en recipientes plásticos de cuatro litros. Se aplicó el protocolo para la preservación de muestras, las cuales se transportaron y preservaron en una hielera con abundante hielo hasta la hora de realizar los análisis.

4.2. Preparación de las muestras

Para el tratamiento de la muestra, ésta se colocó previamente en una centrífuga en seis tubos de centrífuga de 50 mL. A cada tubo, se le añadieron 40 mL de muestra y se centrifugaron durante 15 minutos a 9 000 rpm con el objetivo de separar los componentes sólidos de la muestra. Con la centrifugación, se logra la separación de la muestra en un líquido clarificado y en un residuo sólido que se encuentra en el fondo de los tubos, el cual fue el utilizado, debido a que, en él, se encuentran concentradas las microalgas y las cianobacterias filamentosas.

La preparación de la muestra se realizó en diez *erlenmeyers* de 250 mL, adicionando 25 mL del medio de cultivo BG-11 a cada uno para proveer nutrientes a las algas. A cada muestra, se le añadieron 2 mL de muestra sólida centrifugada y, para finalizar, a cada *erlenmeyer* se le adicionó la cantidad de producto químico correspondiente, tal como se detalla en el punto 3.3.1, para así obtener las concentraciones diferentes probadas en el

tratamiento. Las muestras se analizaron durante tres días y se mantuvieron en un agitador con luz por 72 horas.

4.3. Caracterización de las microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos

Las muestras recolectadas en el floculador y el sedimentador se trasladaron al laboratorio de Biotecnología de Microalgas (LABMA) de la Escuela de Ciencias Biológicas (ECB) de la Universidad Nacional (UNA).

Las muestras provenientes de las dos matrices que estuvieron conformadas, una por la espuma recolectada y la otra por la columna del agua, se analizaron en un microscopio óptico Nikon Eclipse Ni y se fotografiaron. Se realizaron cultivos de ambas matrices en un medio de cultivo BG-11 (3.2) mediante la técnica del enriquecimiento de la muestra y se analizaron de nuevo 13 días después para determinar si se observaba algún otro tipo de especie diferente a las especies identificadas anteriormente.

Algunos de los géneros de las microalgas y cianobacterias observados el día 12 de marzo del 2021 y 21 de julio del 2021 fueron los siguientes:

***Phormidium sp* (cianobacteria)**

Al respecto, Guiry, *et al.* (2021) la conceptualizan de la siguiente manera:

Filamentoso; filamentos no ramificados, raramente solitarios. Compuestos de células cilíndricas a ligeramente en forma de barril, más o menos isodiamétricas o ligeramente más cortas o más largas que anchas, constreñidas o sin constricción en las paredes transversales, no atenuada y doblada o torcida en forma de tornillo

hacia los extremos, móvil (ondulación, arrastre, oscilaciones) dentro y fuera de las vainas.

Son filamentos rectos, muy delgados y poco visibles, de color verde azulado y células con constricciones bien distintivas y de contenido homogéneo. Las células vegetativas son aproximadamente tan cortas como anchas (1,8 μm de largo por 1,5 μm de ancho). En la parte media del filamento, las células se van acortando hacia los extremos, siendo más cortas las células de los extremos y con final redondeado.



Figura 24. *Phormidium sp* (cianobacteria)

Fuente: Villalobos, 2021

Pseudoanabaena sp

Al respecto, Guiry, *et al.* (2021) la conceptualizan de la siguiente manera:

Filamentosa; filamentos (tricomas) solitarios o aglomerados en esteras mucilaginosas muy finas, rectas o ligeramente onduladas o arqueadas, simples, generalmente no muy largas, sin ramificaciones, 0,8-3 μm de ancho, compuestas por células cilíndricas, generalmente con leves constricción es en las distintas paredes transversales. Células cilíndricas, siempre más largas que anchas.



Figura 25. *Pseudoanabaena sp*

Fuente: Villalobos, 2021

4.4. Descripción de las microalgas filamentosas encontradas en la planta potabilizadora

Ulothrix sp

Es un género filamentosos no ramificados con células normalmente tan anchas como largas en forma de barril. Cada célula tiene un cloroplasto similar a una faja con pirenoides.

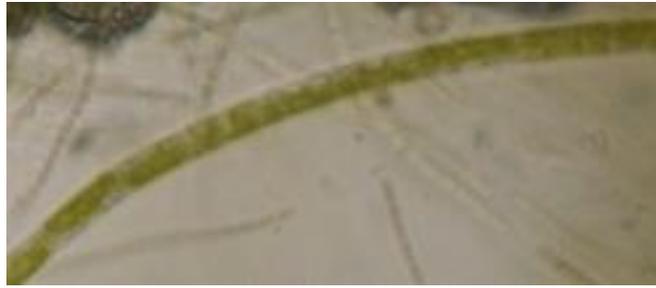


Figura 26. *Ulotrix sp*

Fuente: Villalobos, 2021

***Nitzschia sp* (diatomea)**

Presentan una finísima ornamentación transversal de estrías difícilmente observables al microscopio óptico, pero su principal característica es la posesión de dos rafes situados en posición marginal.



Figura 27. *Nitzschia sp* (diatomea)

Fuente: Villalobos, 2021

Chlamydomonas sp

Estos organismos se caracterizan por ser unicelulares y contar con dos flagelos apicales. Disponen de un sistema fotosintético similar al de las plantas. Para su alimentación, dependiendo de las condiciones del medio son fotoautótrofos obligados o heterótrofos opcionales.



Figura 28. *Chlamydomonas sp*

Fuente: Villalobos, 2021

Tabla 8. Clasificación taxonómica (basada en microalgas identificadas en la planta potabilizadora)

Reino	<i>Phylum</i>	Clase	Género
Eubacteria	Cianobacterias	Cyanophyceae	<i>Phormidium</i>
Eubacteria	Cianobacterias	Cyanophyceae	<i>Pseudoanabaena</i>
Eukaryota	Chlorophyta	Chlorophytina	<i>Ulotrix sp</i>
Eukaryota	Chlorophyta	Chlorophytina	<i>Chlamydomonas</i>
Chromista	Bacillariophyta	Bacillariophyceae	<i>Nitzschia sp</i>

Fuente: Villalobos, 2021

4.5. Cuantificación de las filamentosas analizadas con la adición de los productos químicos utilizados

En las tablas 9 y 10, se muestran los resultados obtenidos del tratamiento de las aguas del floculador y del sedimentador de la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos con los productos químicos preparados de acuerdo con lo indicado en el apartado 3.3. Las disoluciones, tanto del amonio cuaternario, como del ion hipoclorito, las cuales se

prepararon y se utilizaron, tenían una concentración de 24 mg/L. Las cantidades utilizadas, así como los porcentajes asignados a los volúmenes de los productos utilizados, se explican detalladamente en los apartados 3.3.1 y 3.3.2, se muestran en las tablas 6 y 7.

En la tabla 9, se presentan los resultados obtenidos del conteo de cianobacterias filamentosas y el número total de células presentes antes (0%) y la disminución de cada uno de los tratamientos para el primer muestreo en tres días de análisis: 12 de marzo, 13 de marzo y 14 de marzo

Tabla 9. Cuantificación de filamentosas y número de células en el primer muestreo

Cuantificación de microalgas filamentosas		Cuantificación de microalgas filamentosas			Total	Promedio	Número de células
Concentraciones							
Ion hipoclorito	0%	72	70	70	212	71	1060
	25%	67	66	53	186	62	930
	50%	51	45	43	139	46	695
	75%	59	55	38	152	51	760
	100%	42	38	30	110	37	550
Amonio cuaternario	0%	76	56	73	205	68	1025
	25%	72	49	45	166	55	830
	50%	70	38	37	145	48	725
	75%	68	37	33	138	46	690
	100%	54	26	29	109	36	545

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

En la tabla 10, se presentan los resultados obtenidos del conteo de cianobacterias filamentosas y el número total de células presentes antes (0%) y la disminución de cada uno de los tratamientos para el segundo muestreo en tres días de análisis.

Tabla 10. Cuantificación de filamentosas y número de células en el segundo muestreo

Cuantificación de microalgas filamentosas	Concentraciones	Cuantificación de microalgas filamentosas			Total	Promedio	Número de células
Ion hipoclorito	0%	88	82	85	255	85	1275
	25%	78	78	73	229	76	1145
	50%	73	63	68	204	68	1020
	75%	70	57	53	180	60	900
	100%	63	43	42	148	49	740
Amonio cuaternario	0%	83	84	83	250	83	1250
	25%	74	80	72	226	75	1130
	50%	70	75	68	213	71	1065
	75%	68	68	54	190	63	950
	100%	65	53	48	166	55	830

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

4.6. Cuantificación de las espumas

Para efectos de la cuantificación de las espumas, se hicieron varias visitas a la planta potabilizadora de Tres Ríos con el fin de recabar información sobre ella, especialmente, sobre el floculador y efectuar un muestreo de las microalgas presentes en él.

A continuación, en la tabla 11, se presentan las dimensiones del floculador, las cuales fueron suministrada por el señor Carlos Sanabria, encargado de la operación de la planta.

Cabe destacar que éste se encuentra dividido en dos secciones que se llamarán floculador 1 y floculador 2. A su vez, cada floculador está dividido en tres pasos y cada paso en un número de rejillas, por las cuales pasa el agua tratada con sulfato de aluminio y polielectrólito, muy lentamente, para permitir la formación de los flóculos que precipitarán en el sedimentador y los filtros, la materia suspendida en el agua y las partículas productoras de color.

Tabla 11. Medidas del floculador alimentador de los sedimentadores

Largo	Ancho	Número de rejillas	Espaciamiento
12 m	3,15 m	27	0,35 m
Floculador 1 Paso 1			
12 m	3,15 m	27	0,35 m
Floculador 1 Paso 2			
12 m	3,15 m	26	0,40 m
Floculador 1 Paso 3			
12 m	3,10 m	23	0,46 m
Floculador 2 Paso 1			
11 m	3,10 m	27	0,35 m
Floculador 2 Paso 2			
11 m	3,10 m	26	0,45 m
Floculador 2 Paso 3			
11 m	3,15	23	0,45 m

Nota: Consta de dos floculadores de tres pasos cada uno.

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021.

4.7. Área de floculador cubierta por las rejillas en cada tramo

Floculador 1 Paso 1

$$\text{Área} = 3,15 * 0,35 * 27 = 29,77 \text{ m}^2$$

Floculador 1 Paso 2

$$\text{Área} = 3,15 * 0,40 * 26 = 32,76 \text{ m}^2$$

Floculador 1 Paso 3

$$\text{Área} = 3,10 * 0,46 * 23 = 32,80 \text{ m}^2$$

Floculador 2 Paso 1

$$\text{Área} = 3,10 * 0,35 * 27 = 29,30 \text{ m}^2$$

Floculador 2 Paso 2

$$\text{Área} = 3,10 * 0,45 * 26 = 36,27 \text{ m}^2$$

Floculador 2 Paso 3

$$\text{Área} = 3,15 * 0,45 * 23 = 32,60 \text{ m}^2$$

Área total de líquido expuesto al ambiente en el floculador

$$29,77+32,76+33,80+39,30+36,27+32,60 = 204,50 \text{ m}^2. \quad (22)$$

El número total de rejillas es de 170, por lo tanto, el área promedio por rejilla es de 1,203 m².

Asimismo, se notó que, del número total de rejillas, 30 de ellas tenían mucha espuma y unas 20 más tenían poca espuma.

Se muestreó una rejilla de las que tenían abundante espuma y se determinó que la cantidad de espuma presente era de 1,25 kg. Por lo tanto, las 30 rejillas contribuyen con 37,5 kg de espuma.

Las otras 20 rejillas se estima que contenían aproximadamente 0,32 kg de espuma cada una para un total de 6,4 kg de espuma.

El total de espuma presente, en forma visible en el floculador, fue de 43,9 kg.

El total de espuma presente por unidad de área expuesta del floculador sería de $43\ 900\text{ g}/204,50\text{ m}^2 = 214,7\text{ g/m}^2$ de área del floculador.

En apariencia, ésta no es una cantidad importante. Sin embargo, se debe notar que la espuma, por sus características inherentes, no tiene mucho peso, por lo cual su masa no representa mucho. También puede contribuir a que el proceso de potabilización no sea tan eficiente como debería serlo.

4.8. Parámetros fisicoquímicos

En lo referente a los análisis fisicoquímicos, las muestras se recolectaron, tanto en el floculador, como en el sedimentador el 12 de marzo de 2021 y el 13 de agosto de 2021. Además, los análisis se realizaron en el laboratorio Lambda para la determinación de los parámetros fisicoquímicos, exceptuando el oxígeno disuelto, el cual se determinó en el laboratorio AQUILASA. Los métodos de análisis empleados en ambos laboratorios cumplen en todos sus términos con la metodología de análisis establecida en Standard Methods for the Examination of Water and Waste Water en su última versión de 2017.

En la tabla 12, se presentan los resultados de los parámetros obtenidos en el primer muestreo de los laboratorios indicados.

Los parámetros fisicoquímicos analizados cuantitativamente en el laboratorio Lambda corresponden, tal como se indicó en el apartado 3.7, a pH, nitrógeno total, fosfatos, sólidos totales, sustancias activas al azul de metileno, grasas y aceites.

Tabla 12. Resultados de los parámetros fisicoquímicos en el sedimentador y floculador de la planta potabilizadora de Tres Ríos del primer muestreo

Lugar de muestreo	Parámetros	Resultados	Unidades
Floculador	pH	7,30	Unidades de pH
	Nitrógeno total	3,00	mg/L N
	Fosfatos	< 0,44	mg/L
	Sólidos totales	132	mg/L
	Grasas y aceites	< 3,0	mg/L
	Sustancias activas al azul de metileno	< 0,05	mg/L
Sedimentador	Oxígeno disuelto	9,7	mg/L
	pH	7,15	Unidades de pH
	Nitrógeno total	6,00	mg/L N
	Fosfatos	< 0,44	mg/L
	Sólidos totales	122	mg/L
	Grasas y aceites	< 3,0	mg/L
	Sustancias activas al azul de metileno	< 0,05	mg/L

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

El parámetro de oxígeno disuelto se subcontrató, como se indicó anteriormente, con el laboratorio Aquilasa. El análisis se realizó el 4 de junio de 2021 y el oxígeno disuelto se determinó únicamente en el floculador, lo cual dio un resultado de $9,7 \pm 0,2$ mg/L.

Para el segundo muestreo, la muestra fue recolectada el 13 de agosto del 2021. Al igual que el primer muestreo, los análisis se realizaron en el laboratorio Lambda. para la determinación de los parámetros fisicoquímicos, exceptuando el oxígeno disuelto, el cual se determinó en el laboratorio AQUILASA. Los métodos de análisis empleados en ambos laboratorios cumplen en todos sus términos con la metodología de análisis establecida en Standard Methods for the Examination of Water and Waste Water en su última versión de 2017.

Tabla 13. Resultados de los parámetros fisicoquímicos en el sedimentador y en el floculador de la planta potabilizadora de Tres Ríos del segundo muestreo

Lugar de muestreo	Parámetros	Resultados	Unidades
Floculador	pH	6,67	Unidades de pH
	Nitrógeno total	4,00	mg/L N
	Fosfatos	0,653	mg/L
	Solidos totales	354	mg/L
	Grasas y aceites	7,9	mg/L
	Sustancias activas al azul de metileno	< 0,05	mg/L
Sedimentador	Oxígeno disuelto	9,1	mg/L
	pH	6,73	Unidades de pH
	Nitrógeno total	5,99	mg/L N
	Fosfatos	< 0,050	mg/L
	Solidos totales	120	mg/L
	Grasas y aceites	<3,0	mg/L
	Sustancias activas al azul de metileno	< 0,05	mg/L

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

El parámetro de oxígeno disuelto se subcontrató, como se indicó anteriormente, con el laboratorio Aquilasa. El análisis se realizó el 13 de agosto de 2021 y el oxígeno disuelto se determinó únicamente en el floculador, lo cual dio un resultado de $9,1 \pm 0,5$ mg/L.

Capítulo V
Análisis de Resultados

5.1. Microalgas y cianobacterias filamentosas presentes

Como se determinó en los puntos 4.3 y 4.4, tanto microalgas, como cianobacterias filamentosas se encuentran presentes en el floculador de la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos, formando las espumas que se encuentran en él.

Por otro lado, también se determinó, en el punto 4.3, que, en el sedimentador convencional de la planta, se encuentran microalgas filamentosas.

Como resultado, puede decirse que las espumas presentadas en el floculador son de origen biológico, pues no se encontró, en los análisis químicos realizados, la presencia de jabones o productos tensoactivos a los cuales se les pudiera atribuir ser los causantes de éstas. Además, las espumas presentes son de un color pardo y no blancuzco. El color pardo es el color típico de las espumas biológicas, como se describe en la bibliografía analizada, en contraposición con el color blancuzco típico de las espumas jabonosas.

Asimismo, se estableció que los órdenes o géneros de microalgas y cianobacterias filamentosas predominantes en la formación de las espumas y presentes en el floculador y el sedimentador convencional pertenecen a los reinos eubacteria, eukaryota y chromista.

Tanto en el apartado 4.3, como en las tablas 9 y 10, se establece que no existe ninguna variación en cuanto a la composición y la cuantificación, ni de las espumas presentes en el floculador ni de los grumos o natas presentes en el sedimentador convencional, como función de la época del año cuando se hicieron los análisis: época seca y época lluviosa, separados seis meses uno del otro.

Como se menciona en la bibliografía consultada sobre plantas de tratamiento de aguas residuales por medio de lodos activados, especialmente en climas con estaciones muy

marcadas, la temperatura de las aguas residuales influye mucho en el tipo y en la cantidad de microalgas y cianobacterias filamentosas producidas por las espumas pardas presentadas en esas plantas. Como la temperatura del agua en la planta potabilizadora de Tres Ríos no varía mucho entre la época seca y la época lluviosa, es de esperarse que no ocurran diferencias grandes entre el tipo y la cantidad de microalgas y cianobacterias filamentosas presentes. Ello se ha demostrado con el presente proyecto de graduación

5.2. Resultados de la aplicación de los productos químicos evaluados

Se probaron dos tratamientos químicos: uno con hipoclorito de calcio comercial $[\text{Ca}(\text{ClO})_2]$ y el otro con un amonio cuaternario, también comercial. La dosificación máxima empleada de ambos productos fue de 2,4 mg/L, pues no se consideró conveniente sobrepasar la dosis máxima de cloro usada en la potabilización del agua, que es precisamente de 2,4 mg/L. La aplicación de cantidades superiores a la indicada afectaría los parámetros medidos para establecer la calidad del agua potable, existiendo también la posibilidad de alcanzar niveles de concentración perjudiciales para la salud. Es importante recalcar que, en el caso del hipoclorito de calcio, es el ion hipoclorito el responsable de atacar a los microorganismos evaluados y que los 2,4 mg/L, en este caso, corresponden al ion hipoclorito.

Se hicieron dos tratamientos espaciados en el tiempo con agua espumosa del floculador de la planta potabilizadora de Tres Ríos: uno de ellos durante la época seca y el otro en la época lluviosa de 2021. Para cada uno de esos tratamientos, en el Laboratorio de Microalgas de la Universidad Nacional, se probó el efecto de ambos productos químicos para reducir las microalgas y las cianobacterias filamentosas. En el caso del hipoclorito

de calcio, como ya se indicó, es el ion hipoclorito el que actúa para controlar estos microorganismos. Los resultados obtenidos se presentan en las tablas 9 y 10.

A continuación, se presenta el análisis de los resultados obtenidos, utilizando la información presentada en esas dos tablas.

Como se indica en la tabla 16 y las figuras 29 y 30, para el primer tratamiento realizado el 12 de marzo de 2021, el efecto de ambos productos químicos en la disminución de los microorganismos evaluados presenta un aumento lineal conforme la dosis empleada aumenta, hasta alcanzar un máximo para el 100% de tratamiento. Esto representa la dosis máxima usada, cercana a 2,4 mg/L. Los porcentajes menores de tratamiento, 75, 50, 25 y 0% representan cantidades menores a los 2,4 mg/L. Como puede apreciarse, la disminución de las microalgas y cianobacterias filamentosas (en general microorganismos presentes) lograda con el uso de estos productos químicos es menor al 50%. La reducción máxima obtenida con el hipoclorito de calcio fue del 48,1%, y con el amonio cuaternario, fue de 46,8%. En términos generales, puede decirse que ambos productos químicos tienen la misma eficiencia. Sin embargo, puede verse que el hipoclorito de calcio produce resultados ligeramente mejores.

Los resultados del segundo tratamiento efectuado el 21 de julio de 2021 se presentan en la tabla 18 y en los gráficos 31 y 32. El efecto de ambos productos químicos en la disminución de los microorganismos evaluados presenta un aumento lineal conforme la dosis empleada aumenta, hasta alcanzar un máximo para el 100% de tratamiento, lo cual representa la dosis máxima empleada cercana a 2,4 mg/L. Como se indicó anteriormente, los porcentajes menores de tratamiento: 75, 50, 25 y 0% representan cantidades menores a los 2,4 mg/L. Como puede apreciarse, la disminución de las microalgas y cianobacterias

filamentosas (en general microorganismos presentes) lograda con el uso de estos productos químicos es menor al 50%. La reducción máxima obtenida con el hipoclorito de calcio fue del 42,0% y con el amonio cuaternario fue 33,6%. En términos generales, puede decirse que ambos productos químicos tienen la misma eficiencia. Sin embargo, puede verse que, en este tratamiento, el hipoclorito de calcio produce mejores resultados.

La tabla 19 y los gráficos 33 y 34 presentan los resultados generales de los dos tratamientos juntos. Estos resultados son el promedio de ambos tratamientos, por lo tanto, sus resultados son similares a lo analizado anteriormente. La reducción máxima obtenida con el hipoclorito de calcio fue del 44,8% y con el amonio cuaternario fue del 39,8%, lo cual indica que el hipoclorito de calcio produce mejores resultados que el amonio cuaternario.

En definitiva, se considera que el hipoclorito de calcio sería la mejor opción de las dos estudiadas para controlar las espumas producidas por las microalgas y las cianobacterias filamentosas en el floculador de la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos.

La disminución experimentada por las microalgas y las cianobacterias filamentosas es menor al 50%, por lo cual no puede decirse que alguno de los tratamientos propuestos sea efectivo. Sin embargo, el objetivo no es eliminarlas por completo, sino reducir su población a niveles que no puedan formar las espumas presentes, actualmente, en el floculador. El control final de estos microorganismos, antes de entrar al sistema de distribución de agua potable, se logra mediante la cloración a niveles de 2,4 mg/L de cloro.

Solamente mediante una prueba a gran escala y por un tiempo prudencial no inferior a los tres meses, podría establecerse si un pretratamiento de las aguas que llegan al

floculador con hipoclorito de calcio sería adecuado para controlar la formación de espumas biológicas debido a las microalgas y a las cianobacterias filamentosas presentes.

Tabla 14. Alícuotas de las disoluciones con 24 mg/L de cada uno de los reactivos empleados para evaluar el tratamiento químico de las espumas

Reactivo	Concentraciones	Diluciones
		Alícuota de químico utilizado
Hipoclorito de calcio Ca(ClO)₂	0%	0
	25%	0,7
	50%	1,4
	75%	2,1
	100%	2,7
Amonio cuaternario NR₄⁺	0%	0
	25%	0,7
	50%	1,4
	75%	2,1
	100%	2,7

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

Tabla 15. Primer muestreo efectuado el 12 de marzo del 2021

Cuantificación de microalgas filamentosas con el cultivo del químico	12, 13 y 14 de marzo del 2021				Total	Promedio	Número de células
	Concentraciones	Cantidad de filamentosas					
Hipoclorito de calcio	0%	72	70	70	212	71	1060
	25%	67	66	53	186	62	930
	50%	51	45	43	139	46	695
	75%	59	55	38	152	51	760
	100%	42	38	30	110	37	550
Amonio cuaternario	0%	76	56	73	205	68	1025
	25%	72	49	45	166	55	830
	50%	70	38	37	145	48	725
	75%	68	37	33	138	46	690
	100%	54	26	29	109	36	545

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo
investigativo, 2021

Tabla 16. Porcentaje de reducción de los microorganismos presentes en el primer muestreo efectuado el 12 de marzo del 2021

Producto químico	Cantidad inicial de macroorganismos	Microorganismos remanentes	Análisis de resultados	
			Concentración	% de reducción
Hipoclorito de calcio	1060	1060	0	0
		930	25	12,3
		695	50	34,4
		760	75	28,3
		550	100	48,1
Amonio cuaternario	1025	1025	0	0
		830	25	19
		725	50	29,3
		690	75	32,7
		545	100	46,8

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

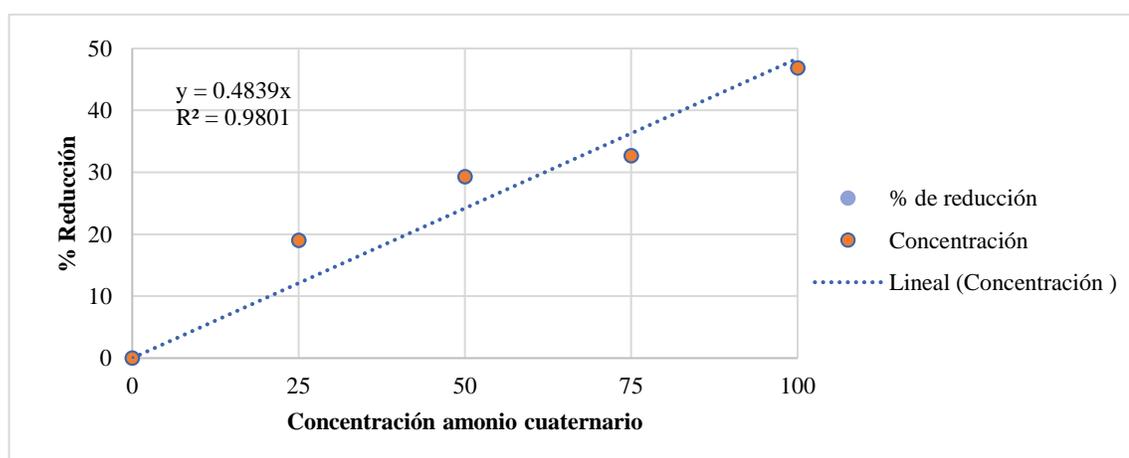


Figura 29. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del amonio cuaternario en el primer tratamiento

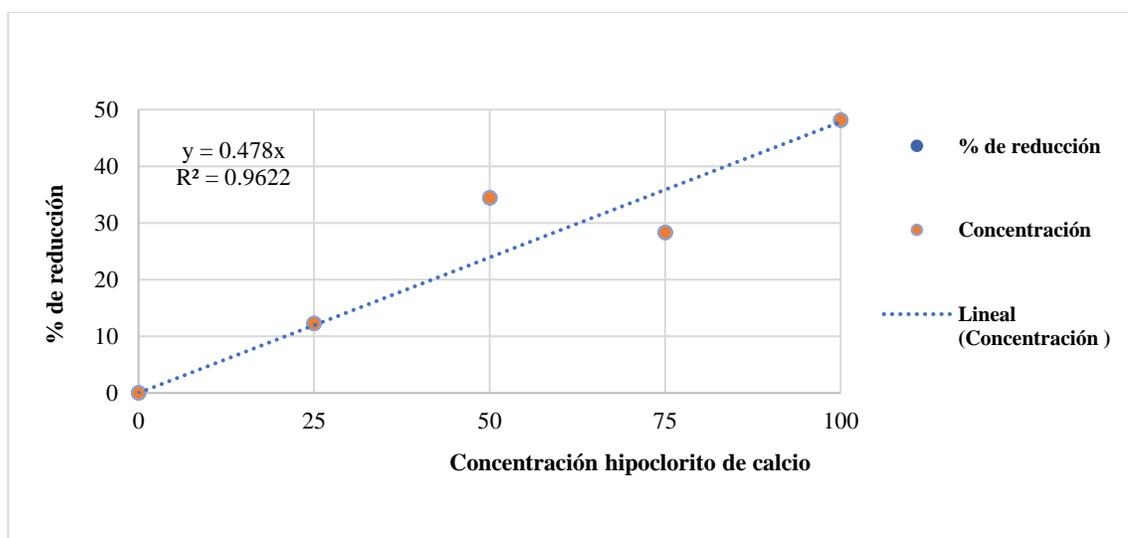


Figura 30. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del hipoclorito de calcio en el primer tratamiento

Tabla 17. Segundo muestreo efectuado el 21 de julio de 2021

Cuantificación de microalgas filamentosas	21, 22 y 23 de julio del 2021			Total	Promedio	Número de células	
	Concentraciones	Cantidad de filamentosas					
Hipoclorito de calcio	0%	88	82	85	255	85	1275
	25%	78	78	73	229	76	1145
	50%	73	63	68	204	68	1020
	75%	70	57	53	180	60	900
	100%	63	43	42	148	49	740
Amonio cuaternario	0%	83	84	83	250	83	1250
	25%	74	80	72	226	75	1130
	50%	70	75	68	213	71	1065
	75%	68	68	54	190	63	950
	100%	65	53	48	166	55	830

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo

investigativo, 2021

Tabla 18. Porcentaje de reducción de los microorganismos presentes en el segundo muestreo efectuado el 21 de julio de 2021

Producto químico	Cantidad inicial de microorganismos	Microorganismos remanentes	Análisis de resultados	
			Concentración	% de reducción
Hipoclorito de calcio	1275	1275	0	0
		1145	25	10,2
		1020	50	20
		900	75	29,4
		740	100	42
Amonio cuaternario	1250	1250	0	0
		1130	25	9,6
		1065	50	18
		950	75	24
		830	100	33,6

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

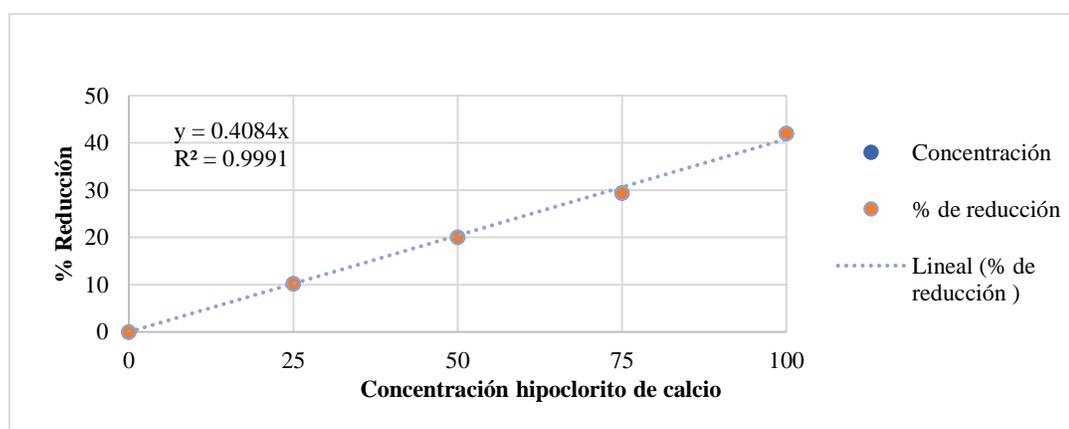


Figura 31. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del hipoclorito de calcio en el segundo tratamiento

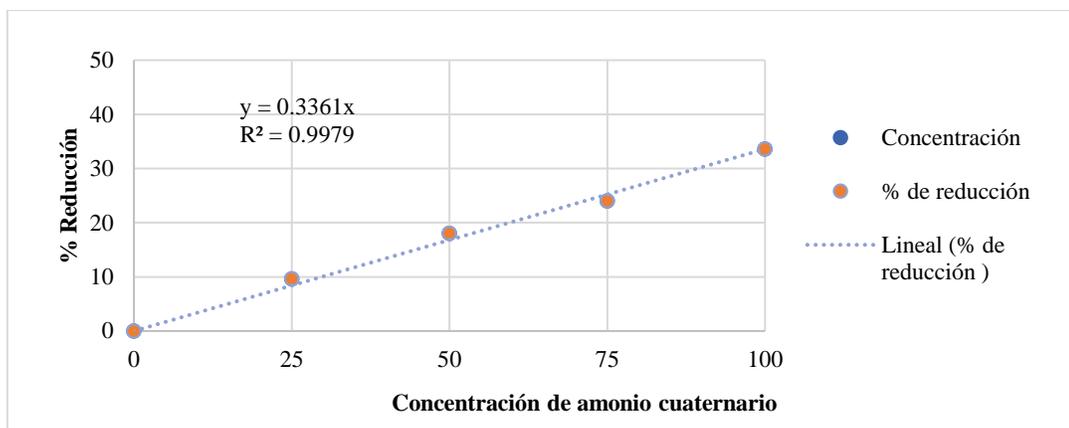


Figura 32. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del amonio cuaternario en el segundo tratamiento

Tabla 19. Porcentaje de reducción de los microorganismos presentes combinando los dos muestreos efectuados

Producto químico	Cantidad inicial de microorganismos	Microorganismos remanentes	Análisis de resultados	
			Concentración de hipoclorito de calcio	% de reducción
Hipoclorito de calcio	2335	2335	0	0
		2075	25	11,1
		1715	50	26,6
		1660	75	28,9
		1290	100	44,8
Amonio cuaternario	2275	2275	0	0
		1960	25	13,8
		1790	50	21,3
		1640	75	27,9
		1375	100	39,6

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

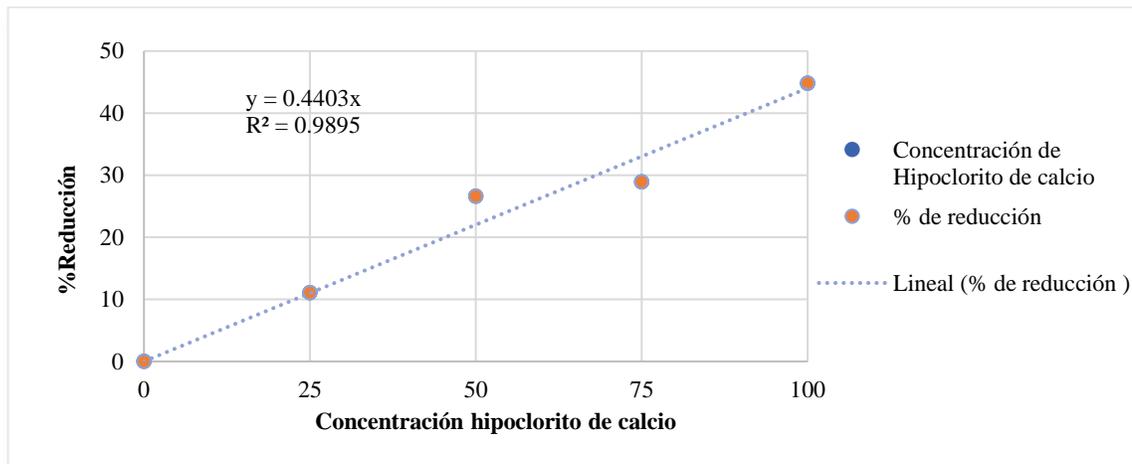


Figura 33. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del hipoclorito de calcio del promedio de los dos tratamientos

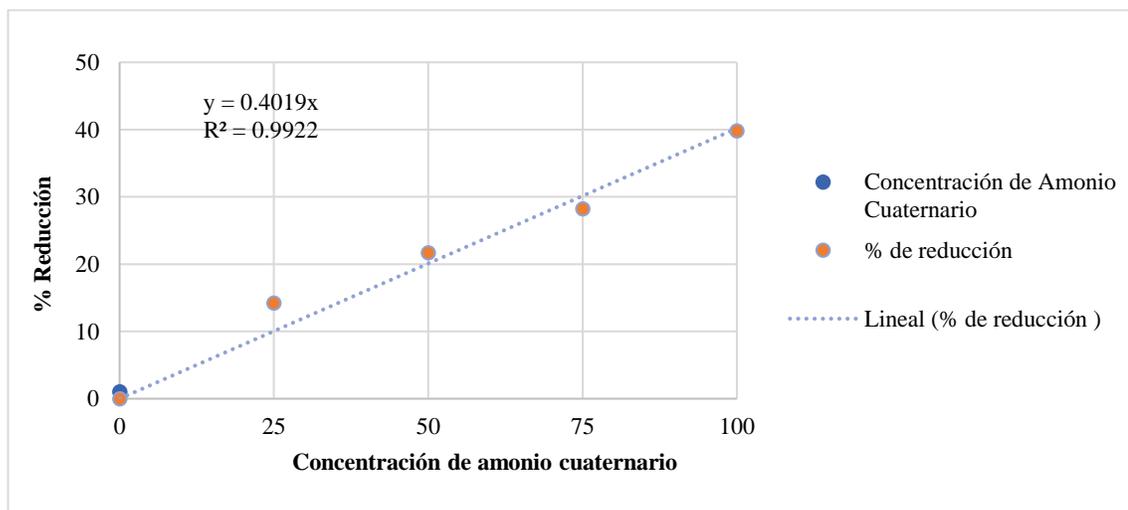


Figura 34. Comportamiento del porcentaje de reducción de los microorganismos como resultado de la aplicación del amonio cuaternario del promedio de los dos tratamientos

5.3. Cuantificación de las espumas

En la sección de resultados, se indicó que la cantidad de espuma presente en el floculador fue de 214,7 g/m² del área expuesta del mismo. En apariencia, ésta no es una

cantidad importante, sin embargo, se debe tener presente que la espuma, como tal, no tiene un peso muy importante y que el problema presentado, principalmente en una planta potabilizadora de agua, es visual. Además, se considera que la sola presencia de espuma, la cual está formada principalmente por microalgas y cianobacterias filamentosas, podría llegar a representar un problema de salud pública. Por lo tanto, se considera que su control o eliminación es una operación importante y urgente.

5.4. Evaluación de los análisis fisicoquímicos

En las tablas 12 y 13, se presentan los resultados de los análisis fisicoquímicos realizados, tanto en las muestras del 12 de marzo de 2021, como del 21 de julio de 2021. Cabe indicar que el parámetro de oxígeno disuelto se determinó en fechas diferentes, correspondiendo el primero al 4 de junio de 2021 y el segundo al 13 de agosto de 2021. El oxígeno disuelto se determinó solamente en las aguas del floculador. En la tabla 20 a continuación, se presentan los resultados combinados de ambos análisis.

Tabla 20. Resumen de los resultados del análisis fisicoquímico de las aguas del floculador y del sedimentador convencional

Lugar de muestreo	Parámetros	Resultados		Unidades
		Primer análisis 12 de marzo 2021	Segundo análisis 21 de julio 2021	
Floculador	pH	7,30	6,67	Unidades de pH
	N total	3,00	4,00	mg/L N
	Fósforo	<0,44	0,653	mg/L
	Sólidos totales	132	354	mg/L
	Grasas y aceites	<3,0	7,9	mg/L
	Sustancias activas al azul de metileno	<0,05	<0,05	mg/L
	Oxígeno disuelto	9,7	9,1	mg/L

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

Tabla 21. Resumen de los resultados del análisis fisicoquímico de las aguas del floculador y del sedimentador convencional

Lugar de muestreo	parámetros	Resultados		Unidades
	Primer análisis 12 de marzo 2021	Segundo análisis 21 de julio 2021		
Sedimentador	pH	7,15	6,73	Unidades de pH
	N total	6,00	5,99	mg/L N
	Fósforo	<0,44	<0,050	mg/L
	Sólidos totales	122	120	mg/L
	Grasas y aceites			mg/L
	Sustancias activas al azul de metileno	<0,05	<0,05	mg/L
	Oxígeno disuelto	9,7	9,1	mg/L

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021

Como puede apreciarse en la tabla 21, se puede decir que los resultados de los análisis fisicoquímicos realizados, tanto en la época seca, como en la época lluviosa no presentan

variaciones significativas entre una y otra, a excepción del fósforo presente en el sedimentador que sufrió una disminución considerable de la época seca a la época lluviosa.

La no variación significativa de los valores de estos parámetros fisicoquímicos sirve para explicar el porqué no se notó una variación importante, tanto en la composición, como en la cantidad de las microalgas y cianobacterias filamentosas presentes en el floculador y en el sedimentador de la planta potabilizadora de Tres Ríos.

Asimismo, las tablas 12 y 13, así como la tabla 21, muestran que, tanto las sustancias activas al azul de metileno (tensoactivos aniónicos como el jabón y los detergentes), y los aceites y grasas, todos formadores de espumas químicas, se encuentran en cantidades sumamente bajas en los análisis químicos realizados. Ello pone de manifiesto, de manera concluyente, tal como también se indicó en el apartado 5.1, que las espumas formadas en el floculador y en el sedimentador de la planta potabilizadora de Tres Ríos no son de origen químico, sino son todas de origen biológico, principalmente, como ya se ha indicado, por microalgas y cianobacterias filamentosas.

5.5. Proceso propuesto para el control de microalgas y cianobacterias filamentosas y espumas

5.5.1. Descripción del proceso seleccionado

Para el tratamiento del agua que llega al floculador de la planta de potabilización de Tres Ríos, basándose en los resultados obtenidos en este estudio, se recomienda el empleo de un hipoclorito de calcio comercial. Es necesario destacar que es el ion hipoclorito y no el catión que lo transporta, la sustancia activa para el control de las microalgas y las cianobacterias filamentosas. Por lo tanto, también podría usarse hipoclorito de sodio, o bien, un hipoclorito con cualquier otro catión acarreador.

En los apartados siguientes, se propone utilizar un hipoclorito de calcio comercial en estado sólido dihidratado y con una pureza del 65%. A continuación, toda la descripción se basará en su empleo.

5.5.2. Preparación de la disolución de hipoclorito de calcio

Para los efectos de los cálculos, aunque ésta no sea la cantidad de agua que está tratando la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos (2 300 L/s), se considerará un flujo de 3 000 L/s de agua. Este flujo da margen para que, en un futuro, pueda tratarse más agua de la actual, sin que sea necesario hacer cambios en el proceso de adición de tratamiento para el control de las microalgas y las cianobacterias filamentosas.

El hipoclorito de calcio comercial, que se añadirá al floculador para controlar las algas y las cianobacterias filamentosas que se forman en él, es un hipoclorito de calcio en estado sólido comercial dihidratado.

De acuerdo con Green y Southard (2019), la disolución de este hipoclorito se prepara de la siguiente manera: para iniciar, el hipoclorito de calcio tiene una solubilidad de 21 g/100 ml de agua a 25°C. Esta solubilidad, así reportada, se refiere al hipoclorito de calcio puro.

Sin embargo, el hipoclorito comercial por utilizar, como ya se mencionó, es un producto dihidratado y tiene una pureza del 65%. Por lo tanto, para asegurar que el producto se disuelva completamente sin dejar residuos, la cantidad de 20 g/100 ml de agua se tomará como la solubilidad del producto comercial. Para efectos prácticos y de seguridad, se usará una concentración equivalente al 80% de esta supuesta solubilidad del producto comercial. De esta forma, se garantizará que todo el producto se disuelva.

Finalmente se tendrá una disolución de 160 g/L de agua, del hipoclorito de calcio comercial:

$$\frac{20 \text{ g } Ca(ClO)_2 \cdot 2H_2O \text{ com}}{100 \text{ mL agua}} * \left(\frac{10}{10}\right) * 0,8 = 160 \frac{\text{g } Ca(ClO)_2 \cdot 2H_2O \text{ com}}{\text{L agua}} \quad (23)$$

Estos 160 g/L de agua de hipoclorito de calcio comercial aportará el equivalente de ion hipoclorito de 60 g ClO/L de agua, tal como se muestra a continuación:

$$\frac{160 \text{ g } Ca(ClO)_2 \cdot 2H_2O \text{ com}}{\text{L de agua}} * \frac{0,65 \text{ g } Ca(ClO)_2 \cdot 2H_2O}{1 \text{ g } Ca(ClO)_2 \cdot 2H_2O \text{ com}} * \frac{2x51,452 \text{ g ClO}}{179,012 \text{ g } Ca(ClO)_2 \cdot 2H_2O} = \frac{60 \text{ g ClO}}{\text{L agua}} \quad (24)$$

A partir de lo establecido en los resultados y en la discusión de resultados, la concentración de hipoclorito que dio el porcentaje mayor de eliminación de microalgas y cianobacterias filamentosas fue cercana a 2,4 mg ClO/L de agua. Por lo tanto, la cantidad diaria de hipoclorito por aplicar, tomando como base los 2,4 mg/L, será la siguiente:

$$\frac{2,4 \text{ mg ClO}}{1 \text{ L agua}} * \frac{3\,000 \text{ L}}{\text{s}} * \frac{3\,600 \text{ s}}{\text{h}} * \frac{24 \text{ h}}{\text{día}} * \frac{1 \text{ g}}{1\,000 \text{ mg}} = \frac{622\,080 \text{ g ClO}}{\text{día}} \quad (25)$$

La cantidad de agua que se debe agregar al floculador con 160 g de hipoclorito de calcio comercial (equivalentes a 60 g/L de agua de ion hipoclorito) es de:

$$\frac{622\,080 \text{ g ClO}}{\text{día}} * \frac{1 \text{ L agua}}{60 \text{ g ClO}} = 10\,400 \frac{\text{L agua}}{\text{día}} \quad (26)$$

Con esta agua, se cargará el hipoclorito de calcio comercial en la siguiente cantidad:

$$10\,400 \frac{\text{L agua}}{\text{día}} * 160 \frac{\text{g Ca(ClO)}_2 \text{com}}{\text{L agua}} * \frac{1 \text{ kg}}{1\,000 \text{ g}} = 1\,670 \frac{\text{kg Ca(ClO)}_2 \text{com}}{\text{día}} \quad (27)$$

5.6. Proceso propuesto

Se propone tener, cerca del floculador, un tanque agitado de 6 000 litros de capacidad, fabricado con acero inoxidable y dos tanques de almacenamiento de 6 000 litros de capacidad cada uno, también hechos con acero inoxidable. En el tanque agitado, se disolverán 835 kg de hipoclorito de calcio comercial en 5 200 litros de agua dos veces al día. Se recomienda que el tanque, a la hora de preparar las disoluciones del hipoclorito de calcio comercial, no se llene a más del 90% de su capacidad. Lo anterior daría un volumen útil, como máximo, en el tanque agitado de 5 400 litros.

El tanque donde se realiza la agitación se colocaría en un lugar adecuado de la planta potabilizadora que permitiera el acceso a la bodega donde se guarde el hipoclorito de calcio. La disolución final se bombeará a los tanques de almacenamiento en las cercanías del floculador.

5.7. Descripción del proceso

Antes de comenzar la descripción del proceso, es muy importante indicar que el operador o los operadores de éste deberán tener uniformes, guantes y equipo de protección personal (incluida mascarilla a prueba de gases) para que puedan desempeñar sus labores satisfactoriamente y con seguridad.

El tanque agitado se llena con el 65% del agua necesaria (3 510 L). Luego de iniciar la agitación, en dicho tanque, se comienzan a descargar 835 kg de hipoclorito de calcio comercial. El hipoclorito de calcio no sufre ninguna reacción exotérmica y no tiene ningún calor de disolución, por lo tanto, el producto en el tanque no variará su temperatura. Cuando se haya añadido todo el hipoclorito, se termina de cargar en el tanque agitado el faltante de agua de 1 690 litros. En lo referente a la disolución final del hipoclorito, se le determinará el pH y éste deberá ajustarse a un valor de 5,5 a 6 con ácido muriático comercial (HCl comercial). Cuando el producto esté completamente disuelto en la cantidad de agua adecuada y tenga el pH deseado, se detiene la agitación para comenzar a trasvasar el producto a uno de los tanques de almacenamiento.

Una vez lista la disolución y ajustado el pH, ésta se transferirá al tanque de almacenamiento que, en ese momento, esté prácticamente vacío. Cuando se haya transferido toda la disolución, el tanque agitado se llenará de nuevo con 3 510 litros de agua y se comenzará otra vez el procedimiento descrito anteriormente para preparar la disolución de hipoclorito de calcio. Esta segunda disolución, en el momento de estar lista, se transferirá al segundo tanque de almacenamiento, cuando éste se encuentre casi vacío.

La disolución de hipoclorito de calcio dihidratado comercial que se encuentra en uno de los tanques de almacenamiento comenzará a dosificarse en el floculador a una tasa de

433, L/h mediante algún dispositivo de dosificación adecuado. Cuando este tanque se encuentre prácticamente vacío, se cambiará al otro y comenzará a llenarse de nuevo con el producto proveniente del tanque con agitación que esté ya listo y así sucesivamente.

La disolución del hipoclorito de calcio comercial dosificada al floculador se dispersará en él y pasará, por gravedad, al sedimentador.

5.8. Diagrama de flujo de bloques

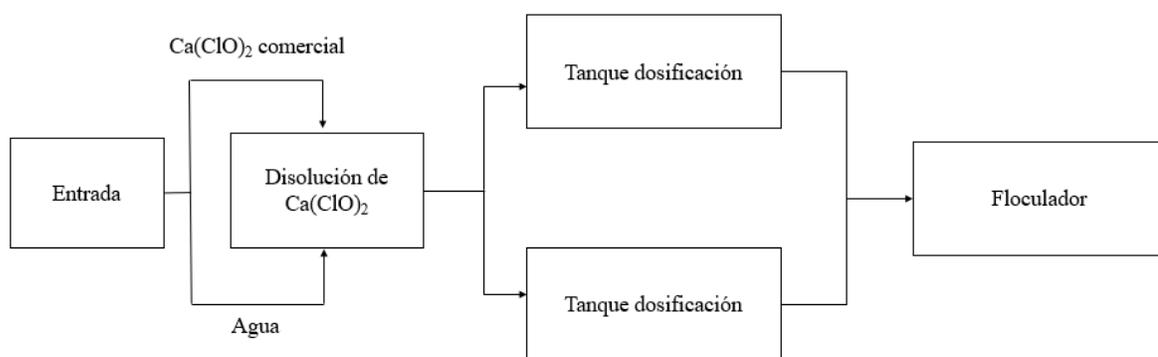


Figura 35. Diagrama de bloques del proceso propuesto para preparar y dosificar el hipoclorito de calcio comercial al floculador de la planta potabilizadora de Tres Ríos

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo, 2021.

Capítulo VI
Estimación de la Inversión Requerida

6.1 Estimación de la inversión requerida

La evaluación presentada respecto de la inversión requerida es únicamente una estimación, la cual podría tener una certeza de alrededor del $\pm 30-35\%$. En estos momentos, no es necesario realizar una estimación más detallada y exacta, pues no está dentro de los alcances de este proyecto. Sin embargo, dicha estimación le podría servir a la institución AyA para tomar decisiones en cuanto a si seguir el estudio en formas más detalladas. Todos los costos y montos presentados a continuación serán en dólares de los Estados Unidos con el propósito de darle una vigencia un poco más prolongada a los estimados presentados.

La mayoría de las estimaciones y cálculos se basarán en información presentada por Peters, Timmerhaus y West, en su libro *Plant Design and Economics for Chemical Engineers*, 2003.

6.2 Estimación del capital fijo

El capital fijo está constituido por todas las inversiones preoperacionales necesarias de efectuar para que el proceso propuesto pueda llevarse a cabo. Entre los rubros que comprende el capital fijo, están la maquinaria y los equipos necesarios, la instrumentación correspondiente, las edificaciones necesarias, si las hubiere, y otros rubros como servicios, ingeniería, etc.

Una de las mejores maneras de empezar la estimación del capital fijo es tener una cotización, lo más formal que sea posible, de una lista, con tamaños satisfactorios de los principales equipos necesarios para el proceso y aplicar una serie de estimaciones de otros rubros de inversión, basadas en el costo cotizado del equipo. Por lo general, estas estimaciones se hacen mediante la aplicación de un porcentaje al monto global de los

equipos cotizados. Las estimaciones usadas se han basado en más de cien años de experiencia en la inversión en plantas de la industria química en todo el mundo. Como se indicará en la tabla 22, se presentan los porcentajes por aplicar sobre el valor de la inversión para estimar el total de ésta. Dichos porcentajes representan un margen muy amplio en algunos casos (Peters, *et al.*, 2003)

Asimismo, se puede tener una estimación de la inversión requerida en los equipos principales y utilizar esta inversión estimada para aplicar los porcentajes de estimación de los demás componentes de la inversión requerida. Obviamente, este método es menos preciso que el descrito anteriormente, pero servirá para evaluar la inversión en la planta dosificadora del hipoclorito de calcio comercial que se usará como control de microalgas, cianobacterias filamentosas y espumas biológicas en la planta potabilizadora de agua de Tres Ríos.

Tabla 22. Porcentajes típicos sobre la inversión para la estimación de la inversión de capital fijo para costos directos e indirectos

Componente	Ámbito de porcentaje	Valor seleccionado
Costos directos		
Equipo comprado	15-40	20
Instalación del equipo comprado	6-14	10
Instrumentación y control (instalados)	2-12	4
Tubería (instalada)	4-17	5
Sistemas eléctricos (instalados)	2-10	4
Edificios (incluyendo servicios)	2-18	2
Mejoras del terreno	2-5	2
Servicios y equipo (instalados)	8-30	0
Terreno	1-2	0
Costos indirectos		
Ingeniería y supervisión	4-20	10
Gastos de construcción	4-17	5
Gastos legales	1-3	2
Comisión del contratista	2-6	5
Imprevistos	5-15	10

Fuente: Peters, *et al.*, 2003

Los valores presentados en la tercera columna fueron seleccionados de la siguiente manera:

6.2.1. Equipo comprado

Se estima que el equipo principal representa, aproximadamente, un 20% de toda la inversión en capital fijo.

6.2.2. Instalación del equipo comprado

Este valor es, por lo general, equivalente al 10% de la inversión fija.

6.2.3. Instrumentación y control (instalados)

Se estima que, en este rubro, se encuentra principalmente el equipo de dosificación hacia el floculador y los medidores de nivel que lo regularían, más otros equipos de control y su instrumentación correspondiente. Se estima que un 4% sobre la inversión fija sería suficiente para cubrir este rubro.

6.2.4. Tubería instalada

Se considera que habrá poca tubería en este proyecto, por lo tanto, estimarla en un 5% de la inversión fija se considera razonable.

6.2.5. Sistemas eléctricos

Se considera que la instalación y los equipos eléctricos requeridos no es excesiva, por lo cual un 4% de la inversión fija se considera aceptable.

6.2.6. Edificios (incluyendo servicios)

La inversión en edificios se estima que sea poca, tal vez un galerón para cobijar al tanque agitado y algo más. Un 2% del capital fijo se considera adecuado.

6.2.7. Mejoras al terreno

Se considera que un 2% sobre el capital fijo es más que suficiente para este rubro.

6.2.8. Servicios y equipo (instalados)

En este proyecto, no se requiere vapor ni aire comprimido, por lo tanto, este rubro tiene un 0% de valor.

6.2.9. Terreno

Igualmente, este rubro es 0%, pues el proyecto se instalaría en un terreno existente.

6.2.10. Ingeniería y supervisión

Este valor es, por lo general, equivalente al 10% de la inversión fija.

6.2.11. Gastos de construcción

Por lo general, este rubro representa, usualmente, el 5% de la inversión de capital fijo.

6.2.12. Gastos legales

En este rubro, se consideran permisos, estudios ambientales y otros gastos requeridos por este tipo de servicios. Se considera que un 2% sobre la inversión en capital fijo es satisfactorio.

6.2.13. Comisión del contratista

El trabajo por realizar no es muy complejo, por lo cual un 5% sobre la inversión fija, como comisión, se estima satisfactorio.

6.2.14. Imprevistos

Teniendo en consideración que los estimados son aproximados, considerar un 10% sobre la inversión fija como imprevisto se estima razonable.

En los apartados siguientes, se tratará de estimar la inversión requerida en los distintos rubros.

6.3. Maquinaria y equipos

Para poder realizar la estimación de la inversión necesaria en los equipos principales, es necesario recurrir al diagrama de bloques presentado en el apartado 5.8. Los principales equipos implicados son: un tanque agitado de 6 000 litros de capacidad, con un tren de agitación que tiene una turbina de cuatro aspas, dos tanques para almacenar la disolución proveniente del tanque agitado, también de 6 000 litros cada uno, los cuales, luego, se descargarán poco a poco en el floculador. Estos tres tanques se construirán de acero inoxidable. También será necesaria una bomba centrífuga de trasiego, de acero inoxidable para pasar la disolución del tanque agitado a los tanques de almacenamiento y tuberías.

La estimación de la inversión se hará considerando individualmente cada uno de los equipos indicados arriba.

6.3.1. Tanque agitado

Como se indica en el punto 6.3, el tanque agitado especificado tiene una capacidad de 6 000 litros y está hecho con acero inoxidable, con un tren de agitación de turbina con cuatro aspas. Según Rivera (2021) y McCabe, *et al.* (2002), la mejor manera de estimar la capacidad del tren de agitación que moverá el contenido de un tanque agitado, conociendo los datos existentes de otro tanque agitado, es utilizando la relación potencia a volumen del tanque (P/V), la cual se mantiene, de manera básica, constante, indistintamente del tamaño de los tanques agitados.

Se sabe que un tanque agitado de 6 000 litros tiene un tren de agitación óptimo de 5,6 kW (7,5 HP) (Rivera, 2021), por lo tanto, el tanque agitado de 6 000 litros tendrá un tren de agitación de 6,72 kW (9 HP), según el siguiente cálculo sencillo:

$$\frac{5,6 \text{ kW}}{5\ 000 \text{ L}} * 6\ 000 \text{ L} = 6,72 \text{ kW} \quad (28)$$

Para lograr una estimación del valor de un tanque agitado del tamaño del indicado aquí, es necesario referirse a los índices de costos.

De acuerdo con Peters, *et al.* (2003, pp.236-238), en una traducción libre, se indica lo siguiente:

La mayoría de los datos sobre costos disponibles para hacer estimados preliminares o de prediseño son válidos únicamente en el tiempo cuando se desarrollaron. Debido a que los precios han cambiado considerablemente con el tiempo, como resultado de los cambios en las condiciones económicas, debe utilizarse algún método para actualizar los datos de costos aplicables en una fecha del pasado a costos que sean representativos de las condiciones en un tiempo posterior. Esto puede lograrse mediante el uso de los índices de costos.

Un índice de costos es el valor que tiene un índice para un tiempo determinado, el cual muestra el costo en un tiempo específico relativo a cierta base de tiempo. Si se conoce el costo en algún momento del pasado, el costo equivalente en el presente puede determinarse multiplicando el costo original por la razón del valor presente del índice al valor aplicable del índice cuando se obtuvo el costo original. En otras palabras:

Costo presente

$$= \text{costo original} \left(\frac{\text{Valor del índice en el presente}}{\text{Valor del índice en el momento que se obtuvo el costo original}} \right)$$

Los índices de costos pueden usarse para brindar un estimado general, pero ningún índice puede tomar en cuenta todos los factores, como avances tecnológicos especiales o condiciones locales.

Regularmente, se publican muchos tipos de índices diferentes. Algunos pueden usarse para estimar el costo de los equipos, mientras otros se aplican específicamente a la mano de obra, construcción, materiales u otros campos especializados.

Los índices más conocidos se presentan en publicaciones estadounidenses, las cuales, a su vez, se leen y se consultan en Costa Rica. Algunos de estos índices se han aplicado a las condiciones locales con buen éxito, aunque no sean de origen nacional.

Los índices más comunes en los Estados Unidos son los siguientes: el *Marshall and Swift All Industry* y *Process-industry Equipment Indexes*, el *Engineering News-Record Construction Index*, el *Nelson-Farrar Refinery Construction Index* y el *Chemical Engineering Plant Cost Index*. Hay publicados numerosos índices, los cuales pueden usarse para propósitos especializados.

Los índices de costo de equipo de *Marshall and Swift* y los índices de costos de plantas de *Chemical Engineering* se recomiendan para realizar estimados de equipos de proceso e inversión en plantas químicas. Estos índices de costo brindan resultados similares.

En el presente proyecto de graduación, se usará el índice de costos de plantas *Chemical Engineering*, cuya base se dio en 1959 con un valor de 100. Para estimar los costos de los

principales equipos que conforman el proyecto, se hace uso de datos presentados en figuras del libro de Peters, *et al.* (2003). El índice de *Chemical Engineering* usado en esa referencia es el de enero de 2002, cuyo valor fue de 390,4. Los valores de ese índice se publican trimestralmente en la revista *Chemical Engineering* de McGraw-Hill Book Co., al igual que el promedio anual. El último dato disponible corresponde a abril de 2021, cuyo valor es 677,7 y aparece en el número de julio de 2021 de la revista *Chemical Engineering*.

La estimación de la inversión en el tanque agitado se efectúa mediante la figura 12-52, página 557 del Peters, *et al.* (2003), la cual hace referencia al costo de adquisición del tanque de 6 000 L con su tren de agitación. El valor obtenido por interpolación en la línea de tanques agitados de acero inoxidable 304 es de US\$ 23 000.

El valor actual de ese tanque sería el siguiente:

$$\$ 23\ 000 * \left(\frac{677,7}{390,4}\right) = \$ 40\ 000 \quad (29)$$

6.3.2. Tanques de almacenamiento diario

Como se indica arriba y en el punto 5.6, los tanques para almacenar diariamente la disolución de hipoclorito de calcio comercial tienen una capacidad de 6 000 litros cada uno y están fabricados con acero inoxidable.

Se supone que cada tanque se fabrica con lámina de acero inoxidable 304 de un espesor de 6,35mm. En la realidad, estos tanques podrían construirse con láminas de 3,175 mm, las cuales son un poco más baratas, pero siendo conservadores, se selecciona la lámina de 6,35 mm.

La estimación de la inversión para un tanque se efectúa mediante la figura 12-53, página 558 del Peters, *et al.* (2003), la cual se refiere al costo de adquisición de un tanque de almacenamiento de 6 000 L. El valor obtenido por interpolación en la línea de tanques de almacenamiento de acero inoxidable 304 es de US\$ 19 000.

El valor actual de uno de los tanques de almacenamiento sería el siguiente:

$$\$ 19\ 000 * \left(\frac{677,7}{390,4}\right) = \$ 33\ 000 \quad (30)$$

Debido a que se utilizarán dos tanques, la inversión total requerida sería la siguiente:

$$2 * \$ 33\ 000 = \$ 66\ 000$$

6.3.3. Bomba de trasiego de acero inoxidable

Para estimar el costo de la bomba que debe incluir la bomba propiamente dicha y el motor que la impulsaría, se harán estimaciones por separado.

6.3.3.1. Bomba de acero inoxidable. Para trasegar la disolución de hipoclorito de calcio ya preparada desde el tanque agitado a cada uno de los tanques de almacenamiento diario que se encuentran en las cercanías del floculador, se requerirá una bomba centrífuga con la carcasa, el eje y el impulsor fabricados en acero inoxidable.304.

Se considera que la bomba trasiega 6 000 L en dos horas (120 min), lo cual representaría el siguiente flujo en m³/s:

$$6\ 000L * \frac{1\ m^3}{1\ 000\ L} * \frac{1}{120min} * \frac{1\ min}{60\ s} = 8,3 * 10^{-4} \frac{m^3}{s} \quad (31)$$

Se debe tener claro que la cantidad de disolución de hipoclorito de calcio por trasvasar a cada tanque de almacenamiento sería de aproximadamente 5 500 L. Sin embargo,

haciendo los cálculos con un trasiego de 6 000 L, se estaría introduciendo un factor de seguridad razonable.

Se estima que una cabeza de 18 m es suficiente para vencer cualquier resistencia en las tuberías y válvulas que podrían afectar el traslado del producto, desde el tanque agitado, hasta los tanques de almacenamiento. Asimismo, se considera que esta cabeza aporta lo suficiente para vencer, además, cualquier diferencia en altura entre los tanques de almacenamiento y el tanque agitado.

La estimación de la inversión para una bomba de las características apuntadas, $8,3 \times 10^{-4} \text{ m}^3/\text{s}$ y 18 m de cabeza se efectúa mediante la figura 12-19, página 517 del Peters, *et al.* (2003), la cual se refiere al costo de adquisición una bomba sin motor. El valor obtenido por interpolación en la figura es de US \$ 1 330 para una bomba de acero al carbono. Como la bomba requerida es de acero inoxidable, en la misma figura, viene un factor de corrección para pasar el costo de acero al carbono a acero inoxidable, el cual es de 1,8. Por lo tanto, el costo de la bomba de acero inoxidable sería el siguiente:

$$\$ 1\,330 * 1,8 = \$ 2\,400 \quad (32)$$

Además, el valor actual de la bomba de acero inoxidable sería:

$$\$ 2\,400 * \left(\frac{677,7}{390,4}\right) = \$ 4\,200 \quad (33)$$

6.3.3.2. Motor para la bomba de acero inoxidable. Se considera un motor eléctrico estándar, cuya conexión eléctrica puede hacerse en “y” griega o en delta, según se requiera, a prueba de goteo que gire a 1 800 rpm. Se estima conservadoramente que, juntos, el motor y la bomba tienen una eficiencia del 60%. Ello implica que, para que la bomba pueda entregar los 18 m deseados, el motor debe entregar una potencia equivalente a 30 m. Por lo tanto, la potencia requerida por el motor en kW sería la siguiente:

$$P = m\rho gh$$

$$8,3 * 10^{-4} \frac{m^3}{s} * 1\,000 \frac{kg}{m^3} * 9,81 \frac{m}{s^2} * 18 * \frac{1}{0,6} * \frac{1\,kW}{1\,000\,W} = 0,25\,kW \quad (34)$$

La estimación de la inversión para un motor eléctrico de las características deseadas se efectúa mediante la figura 12-24, página 520 de Peters, *et al.* (2003), la cual se refiere al costo de adquisición un motor eléctrico. Sin embargo, la figura citada comienza a dar los precios para motores a partir de 1 kW de potencia.

Desde el punto de vista del presente estudio, se considera válido el dato obtenido para un motor de 1 kW. El valor obtenido por interpolación en la línea de motores a prueba de goteo es de US\$ 270.

El valor actual del motor a prueba de goteo sería el siguiente:

$$\$ 270 * \left(\frac{677,7}{390,4}\right) = \$ 470 \quad (35)$$

6.3.4. Costo total de la bomba con motor

El costo total actual de la bomba con su motor sería, por consiguiente, la suma de los dos rubros anteriores, es decir:

$$\$ 4\,200 + \$ 470 = \$ 4\,670$$

6.4. Total del equipo principal

El total del equipo principal que se usará luego en la estimación del capital fijo de inversión se encuentra en la tabla que se presenta a continuación:

Tabla 23. Costo total estimado del equipo principal

Nº	Componente	Valor en US\$
1	Tanque agitado de acero inoxidable y agitador de 4 aspas	40 000
2	Tanques de almacenamiento diario de acero inoxidable	66 000
1	Bomba centrífuga de acero inoxidable con su motor	4 700
Total del equipo principal		110 700

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo

6.5. Estimación de los rubros restantes de inversión fija

En los apartados siguientes, se estimarán los otros rubros que conforman la inversión fija como porcentajes (ya establecidos en la tabla 22) sobre la maquinaria y equipos, tal como se presenta en la anterior tabla 23. El costo del equipo es equivalente al 20% de la inversión fija.

6.6. Instalación del equipo comprado

Este valor se estima en un 10% de la inversión fija, la cual, en un principio, fue estimada a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo, lo cual es equivalente al 20% de la inversión fija.

Por lo tanto, el costo de instalar los equipos sería el siguiente:

$$\$ 110\,700 * \frac{10\%}{20\%} = \$ 55\,400 \quad (36)$$

6.7. Instrumentación y control (instalados)

Este valor se estima en un 4% de la inversión fija, la cual, en un principio, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo, lo cual es, como ya se indicó, equivalente al 20% de la inversión fija.

Por lo tanto, el costo de la instrumentación y del control instalados sería el siguiente:

$$\$ 110\,700 * \frac{4\%}{20\%} = \$ 22\,200 \quad (37)$$

6.8. Tubería instalada

Este valor se estima en un 5% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje que representa la maquinaria y equipo.

Por lo tanto, el costo de comprar e instalar la tubería sería el siguiente:

$$\$ 110\,700 * \frac{5\%}{20\%} = \$ 27\,700 \quad (38)$$

6.9. Sistemas eléctricos

Este valor se estima en un 4% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo.

Consecuentemente, el costo de comprar e instalar el sistema eléctrico sería el siguiente:

$$\$ 110\,700 * \frac{4\%}{20\%} = \$ 22\,200 \quad (39)$$

6.10. Edificios (incluyendo servicios)

Este valor se estima en un 2% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo.

Por lo tanto, el costo de edificaciones sería:

$$\$ 110\ 700 * \frac{2\%}{20\%} = \$ 11\ 100 \quad (40)$$

6.11. Mejoras al terreno

Este valor se estima en un 2% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo.

Por lo tanto, el costo de edificaciones sería el siguiente:

$$\$110\ 700 * \frac{2\%}{20\%} = \$ 11\ 100 \quad (41)$$

6.12. Servicios y equipo (instalados) y terreno

En este proyecto, no se requiere vapor, ni aire comprimido, ni terreno, por lo cual estos rubros no requieren ninguna inversión.

6.13. Ingeniería y supervisión

Este valor, como puede verse en la tabla 22, se estima en un 10% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje que representan la maquinaria y el equipo.

Por lo tanto, el costo de la ingeniería y la supervisión sería el siguiente:

$$\$ 110\ 700 * \frac{10\%}{20\%} = \$ 55\ 400 \quad (42)$$

6.14. Gastos de construcción

Este valor, como puede verse en la tabla 22, se estima en un 5% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo.

Por lo tanto, el costo de la ingeniería y la supervisión sería el siguiente:

$$\$ 110\ 700 * \frac{5\%}{20\%} = \$ 27\ 700 \quad (43)$$

6.15. Gastos legales

Este valor, como puede verse en la tabla 22, se estima en un 2% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo.

Por lo tanto, el costo de los gastos legales sería el siguiente:

$$\$ 110\ 700 * \frac{2\%}{20\%} = \$ 11\ 100 \quad (44)$$

6.16. Comisión del contratista

Este valor, como puede verse en la tabla 22, se estima en un 5% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo.

Por lo tanto, la comisión del contratista sería la siguiente:

$$\$ 110\ 700 * \frac{5\%}{20\%} = \$ 27\ 700 \quad (45)$$

6.17. Imprevistos

Este valor, como puede verse en la tabla 22, se estima en un 10% de la inversión fija, la cual, a su vez, se estima a partir del porcentaje representado por la maquinaria y el equipo.

Por lo tanto, la comisión del contratista sería la siguiente:

$$\$ 110\,700 * \frac{10\%}{20\%} = \$ 55\,400 \quad (46)$$

Tabla 24. Estimación del capital fijo requerido para instalar el sistema de tratamiento de las espumas biológicas a base de hipoclorito de sodio

Componente	Valor seleccionado	Monto en US\$
Costos directos		
Equipo comprado	20	110 700
Instalación del equipo comprado	10	55 400
Instrumentación y control (instalados)	4	22 200
Tubería (instalada)	5	27 700
Sistemas eléctricos (instalados)	4	22 200
Edificios (incluyendo servicios)	2	11 100
Mejoras del terreno	2	11 100
Costos indirectos		
Ingeniería y supervisión	10	55 400
Gastos de construcción	5	27 700
Gastos legales	2	11 100
Comisión del contratista	5	27 700
Imprevistos	10	55 400
Total de la inversión requerida		415 500

Fuente: Elaboración propia de la investigadora para efectos del presente trabajo investigativo

6.18. Inversión fija estimada

En la tabla 24, se presenta el total estimado de la inversión fija por realizarse en caso de querer instalarse el sistema para el control de las espumas biológicas con disolución de hipoclorito de calcio.

Como puede apreciarse en la tabla 24, el estimado de la inversión requerida para instalar un sistema de control químico para tratar las espumas biológicas producidas, tanto en el floculador, como en el sedimentador de la planta potabilizadora de Tres Ríos asciende a US\$ 415 500.

Cabe destacar que esta inversión podría tener un margen de error que puede oscilar entre $\pm 30-35\%$.

7.1. Conclusiones

A partir de la investigación realizadas en este proyecto de graduación, tanto de campo, como de laboratorio, se concluye que las espumas y las natas que aparecen, principalmente en el floculador y el sedimentador de la planta potabilizadora de Tres Ríos, son de origen biológico producidas, en general, por microalgas y cianobacterias filamentosas.

El estudio de la cuantificación de las espumas indica que su abundancia es de unos 214,7 g por m² de área del floculador. Se considera que esta cantidad de espumas presente no representa un problema grave. Sin embargo, su sola presencia en una planta potabilizadora de agua podría llegar a convertirse, si no se toman las medidas adecuadas para su control, en un problema importante de salud pública.

Para el control de las espumas presentes en el floculador y el sedimentador, se investigaron varios métodos físicos que, se han usado principalmente en las plantas de tratamiento de aguas residuales por medio de lodos activados, su aplicación en el control de las espumas en plantas de purificación de agua podría ser promisorio.

Al ser éste el método físico recomendado, no se pudo evaluar durante el desarrollo del presente proyecto de graduación, pues la inversión que se hubiera requerido para implantarlo y estudiarlo está muy por encima de lo presupuestado (ver el anexo de cotización para un sistema de control por ultrasónico).

Uno de los productos químicos recurrentemente mencionados en la bibliografía para el control de las espumas es el hipoclorito de sodio. Sin embargo, se debe tener muy claro que el controlador de las microalgas y de las cianobacterias filamentosas es el anión hipoclorito (ClO⁻) y que el catión que lo acarrea no tiene importancia. Por lo tanto, para

efectos de control, puede usarse el hipoclorito de calcio, de sodio, de magnesio o de cualquier otro catión.

Para el control de las espumas biológicas presentes, mediante métodos químicos, se efectuó un estudio con dos productos químicos: hipoclorito de calcio dihidratado en estado sólido comercial, con una pureza del 65%, y un amonio cuaternario líquido, también comercial con una concentración de 120 000 mg/L. El hipoclorito de calcio se escogió, en lugar del hipoclorito de sodio, por tener una concentración alta del ingrediente activo, lo cual no ocurre con el hipoclorito de sodio comercial, que se consigue en el mercado local con una concentración del 5,25%.

Estos productos químicos se probaron a una concentración máxima muy similar a la que se usa de cloro en la planta, para que no influyeran en los parámetros establecidos por el control de la calidad del agua potable producido en la planta potabilizadora de Tres Ríos. La concentración empleada fue cercana a los 2,4 mg/L de agua por tratar de cada uno de los compuestos indicados. Cabe destacar que, con respecto al $\text{Ca}(\text{ClO})_2$, los 2,4 mg/L de agua por tratar se refieren al anión hipoclorito (ClO^-).

El producto que dio el mejor control fue el hipoclorito de calcio con un máximo de apenas 45% a la dosis máxima empleada. El amonio cuaternario dio un control máximo de 40% a la dosis máxima empleada.

A partir de los datos presentados en los capítulos 4 y 5, puede concluirse que ninguno de los productos químicos es realmente satisfactorio para el control de las espumas, aunque sí causan una disminución de éstas. Del comportamiento lineal presentado por el porcentaje de reducción de los microorganismos presentes en las espumas, como función de la concentración de producto químico, puede notarse que, para lograr una disminución

de los microorganismos al menos de un 50%, sería necesario aplicar concentraciones muchos más altas que 2,4 mg/L de estos productos en el agua por tratar. Ello no es conveniente bajo ningún aspecto, pues se podrían alcanzar concentraciones que podrían ser tóxicas.

Partiendo del análisis anterior, se concluye que, aunque ninguno de los dos productos químicos empleados alcanza una disminución de los microorganismos causantes de las espumas, según criterio de la proponente para que dicha disminución sea satisfactoria, de estos productos, el hipoclorito de calcio comercial fue el producto químico que presentó mejores resultados en la disminución de dichos microorganismos. Por lo tanto, fue el que se seleccionó para establecer el proceso de control recomendado y presentado en el capítulo 5.

Como se indica en el capítulo 6, la estimación de la inversión requerida para instalar un proceso químico de control para las microalgas y bacterias filamentosas que forman las espumas y grumos que aparecen en el floculador y el sedimentador convencional de la planta potabilizadora de Tres Ríos es de US\$ 415 500.

7.2. Recomendaciones

1. Se recomienda que los representantes del AyA establezcan un sistema de monitoreo de las espumas que se forman en el floculador y el sedimentador de la planta. Este control se haría cualitativamente por lo menos una vez a la semana y cuantitativamente, empleando el método descrito en los puntos 3.4 a 3.6, de forma mensual, o como mínimo, trimestralmente.

2. Es importante que el administrador de la planta contacte a algún suplidor, como LG, por ejemplo, de sistemas de control físico de las espumas mediante ultrasonido para evaluar costos y rendimientos.

3. Se deben de realizar nuevos estudios sobre el empleo de otros productos químicos para el control de las espumas, como es el caso del peróxido de hidrógeno (H_2O_2), como medio para el control de las espumas, puesto que es un oxidante y bactericida más fuerte que el hipoclorito o el cloro.

8.1. Referencias bibliográficas

- Almeida, C., & Borja, X. (2015). *Evaluación del uso de polímeros en la concentración de biomasa en un reactor de lodos activados* (Tesis de Maestría en Ambiental, Escuela Politécnica Nacional). Quito, Ecuador.
<https://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/11126/1/CD-6399.pdf>
- Almendros, G. (2004). Investigaciones básicas sobre el origen y la estructura molecular de las formas estables de materia orgánica relacionadas con el proceso de secuestro de carbono en los suelos: biomacromoléculas y sustancias húmicas. *Revista de la Sociedad Española de la Ciencia del Suelo*. 11(2): 229-248.
- American Public Health Association (2017). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater (APHA)*. (23 ed.), American Water Works Association, Water Environment Federation, United States Of America.
- Arboleda, J. (2000). *Teoría y práctica de la purificación del agua* (Tercera edición). Santa Fe de Bogotá, Colombia.
<https://www.casadellibro.com/libro-teoria-y-practica-de-la-purificación-del-agua-3-ed/9789584100153/710861>
- Balcárcel, L., Erazo, P., Vides, A., & Ramírez, A. (2012). Parámetros fisicoquímicos asociados a la proliferación de bacterias filamentosas (Bulking filamentoso) en las plantas de tratamiento de aguas residuales

mediante lodos activados: revisión sistemática. *Hechos Microbiológicos*, 3(2), 47-58. <https://revistas.udea.edu.co/index.php/hm/article/view/18736>

Bellinger, E. & Sigeo, D. (2015). *Freshwater algae: identification, enumeration and use as bioindicators*. John Wiley & Sons. <https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=rhMmBgAAQBAJ&oi=fnd&pg=PR9&dq=related:hMg-E7z25r8J:scholar.google.com/&ots=0ingVLDbfe&sig=MKO3AcBKSskKxPASvwrq9rGh-Gpc#v=onepage&q&f=false>

Bolaños, J., Cordero, G. & Segura, G. (8 de mayo de 2017). Determinación de nitritos, nitratos, sulfatos y fosfatos en agua potable como indicadores de contaminación ocasionada por el hombre, en dos cantones de Alajuela (Costa Rica). *Tecnología en Marcha*, 30(4), 15-27. DOI: 10.18845/tm.v30i4.3408

Borowitzka, M., Beardall, J., & Raven, J. (2016). The Physiology of Microalgae. Michael A. Borowitzka (Ed.), *Developments in Applied Phycology 6* (pp. 120-303). DOI 10.1007/978-3-319-24945-2

Brenes, L. (2017). *Evaluación de la capacidad de cepas de cianobacterias (Cyanophyta) en la remoción de agroquímicos utilizados en la industria piñera de Costa Rica* (Tesis de Licenciatura en Biología con Énfasis en Biotecnología y Biología Molecular, Universidad de Costa Rica). San José, Costa Rica. <http://biologia.ucr.ac.cr/TesisLic/LauraBrenesGuillen.pdf>

- Bux, F., & Chisti, Y. (2016). Algae Biotechnology Faizal Bux (Ed.), *Green Energy and Technology*(5 ed., Vol. 2). DOI 10.1007/978-3-319-12334-9
- Canino, J. (Abril de 2011). *Algas de interés sanitario, abundancia y diversidad en sistemas de potabilización de agua.*(Maestría en Ciencias con Especialidad en Ingeniería Ambiental, Universidad Autónoma de Nuevo León, Nicaragua). <http://eprints.uanl.mx/2365/1/1080049562.pdf>
- Carbajal, Á., & González, M. (2012). Capítulo 3 Propiedades y funciones biológicas del agua. En Carbajal, A., González, M. *Agua para la salud, pasado, presente y futuro* (pp. 7-16). <https://www.ucm.es/data/cont/docs/458-2013-07-24-Carbajal-Gonzalez-2012-ISBN-978-84-00-09572-7.pdf>.
- Cardona, A. (noviembre de 2003). *Calidad y riesgo de contaminación de las aguas superficiales en la microcuenca del río La Soledad, Valle de los Ángeles.* (Tesis de Maestría, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza). Costa Rica. <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0118e/A0118e.pdf>
- Caríssimo, M., Del Cero, P., Fonalleras, M., Silva, P., & Giordano, M. (2013). Ecosistemas Acuáticos. *La salinidad y la distribución de los organismos* (pp. 69-97). <http://www.bnm.me.gov.ar/giga1/documentos/EL005258>
- Carmona, J., Hernández, M., & Ramírez, M. (2004). *Glosario de Algas*, 1(4), 29-87. <http://repositorio.fciencias.unam.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/11154/>

177709/2004%20Carmona%2C%20J.%20Libro%20-
%20Glosario%20Algas.pdf?sequence=2%20(N%C3%BAmero%20de%2
0acceso%20978-970-32-1577-5)

Castenholz, R. (setiembre de 2015). Manual de Bergey de Sistemática de Arqueas y Bacterias. Castenholz, R. *Características generales de las cianobacterias.* (pp. 1-20).
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/9781118960608.cbm00019>

Castillo, G. (Ed.) (1986). *Ensayos toxicológicos y métodos de evaluación de calidad de aguas.* Manual de prácticas. Departamento de Biología. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México, 3(4), 20-28.
<https://books.google.co.cr/books?id=GD7N3154OIC&pg=PA92&lpg=PA92&dq=%22Biolog%C3%ADa+celular%22,+Manual+de+pr%C3%A1cticas,+Departamento+de+Biolog%C3%ADa,+Facultad+de+Ciencias,+Universidad+Naciónal+Aut%C3%B3noma+de+M%C3%A9xico,+1986&source=bl&ots=Tqdp1Pvt>

Chambers, P., Guy, M., Grove, G., Kent, R. Roberts, E., & Gagnon, C. (2002). Nutrient losses from agriculture: effects on Canadian surface and ground waters. in, Steenvoorden, J; Claessen, F; Willems, J. eds. *Agricultural effects on ground and surface waters: research at the edge of science and society.* Oxfordshire.

Chamorro, S. (10 de agosto de 2017). *Caracterización de la composición florística de diatomeas epilíticas asociadas al grado de eutrofización en el río "La Compañía", cantón Mejía* (Tesis de Licenciatura, Universidad Internacional SEK).
<https://repositorio.uisek.edu.ec/bitstream/123456789/2637/1/TESIS.pdf>

Chemical Engineering (2021). *Economic Indicators*, Vol 128, N° 7, p. 48.

Davis, T., Berry, D., Boyer, G., & Gobler, C. (14 de febrero de 2009). *Harmful Algae*. Harmful Algae. *Revista The effects of temperature and nutrients on the growth and dynamics of toxic and non-toxic strains of Microcystis during cyanobacteria blooms*, 8(5), 715–725.
<https://doi.org/10.1016/j.hal.2009.02.004>

Díaz, N. (2015). Importancia de los microorganismos filamentosos en el sistema de tratamiento de aguas residuales por lodos activados. *Revista Electrónica Escuela Regional de Ingeniería Sanitaria y Recursos Hidráulicos*,10(1),2-8.
<https://eris.ingenieria.usac.edu.gt/revistaERIS/index.php/2016/04/24/importancia-de-los-microorganismos-filamentosos-en-el-sistema-de-tratamiento-de-aguas-residuales-por-lodos-activados/>

Donkin, M. (agosto de 2007). Bulking en sistemas biológicos aeróbicos que tratan las aguas residuales del procesamiento de lácteos. *Dairy Technology* 50(2), 67-72. <https://doi.org/10.1111/j.1471-0307.1997.tb01740.x>

- Elliott, J., Cessna, A., Nicholaichuk, W., & Tollefson, LC. (2000). Leaching rates and preferential flow of selected herbicides through tilled and untilled soil. *Journal Environment of Quality*. doi: 29:1650-1656
- Eddy, M. (2014). Ingeniería de aguas residuales: tratamiento y recuperación de recursos. *Evaluación de tres modelos dinámicos para lagunas facultativas aireadas*, 7(14), 57,117. [https://www.scirp.org/\(S\(351jmbntvnsjt1aadkposzje\)\)/reference/ReferencesPapers.aspx?ReferenceID=1570736](https://www.scirp.org/(S(351jmbntvnsjt1aadkposzje))/reference/ReferencesPapers.aspx?ReferenceID=1570736)
- Fallas, R. (marzo de 2010). *Análisis del proceso de purificación natural del agua de la Quebrada Honda de Pérez Zeledón como respuesta al impacto producido por la agroindustria* (Tesis de Licenciatura en Ingeniería Civil, Universidad de Costa Rica). San José, Costa Rica. <http://repositorio.sibdi.ucr.ac.cr:8080/jspui/bitstream/123456789/3835/1/31102.pdf>
- Forster, S., Snape, J., Lappim, H., & Porter, J. (17 de diciembre de 1990). Simultaneous Fluorescent Gram Staining and Activity Assessment of Activated Sludge Bacteria. *Applied and Environmental Microbiology*, 68(10), 145-176. <https://doi.org/10.1128/AEM.68.10.4772-4779.2002>
- Gómez, L. (2007). Microalgas: aspectos ecológicos y biotecnológicos. *Revista Cubana de Química*, 9(2), 3-20. <https://www.redalyc.org/pdf/4435/443543707001.pdf>

- Gómez, S., y Menni, R. (2005). Cambio ambiental y desplazamiento de la ictiofauna en el oeste de La Pampasia (Argentina Central). *Biología Acuática* (151-156). <https://core.ac.uk/download/pdf/162126334.pdf>
- Green, D., & Southard, M. (Eds.). (2019). *Perry's Chemical Engineers' Handbook* (9.,1,). ISBN 978-0-07-183408-7
- Green, D., & Perry, R. (Eds.). (1997). *Perry's Chemical Engineers' Handbook*, (pp. 660—2196). <https://chembugs.files.wordpress.com/2015/12/perrys-chemical-engineering-handbook1.pdf>
- Griffiths, P., & Stratton, H. (24 de junio de 2010). *Foaming Organisms in Sewage Treatment: Fried or Foe: Victim of Bad Publicity*. Program Leader Alternative Water Sources, Smartwater Research Centre. http://www.wioa.org.au/conference_papers/10_Qld/documents/PeterGriffiths.pdf
- Guo, J., Peng, Y., Wang, S., Yang, X., Wang, Z., & Zhu, A. (enero de 2012). Volumen filamentoso limitado estable al mantener en equilibrio la competencia entre los formadores de flóculos y los filamentos. *Tecnología Bioambiental*, 103(1), 7-15. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.08.114>
- Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (Setiembre de 2018). *Presupuesto Ordinario 2019*. Dirección de Planificación Estratégica (Información de Proyectos de Inversión Pública). https://aya.go.cr/transparenciaInst/rendición_cuentas/DocsPlanificación

/Presupuesto%20Ordinario%20Inversi%C3%B3n%20p%C3%ABlica.%
20A%C3%B1o%202019.pdf

Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (2017). Política Nacional para el Subsector de Agua Potable de Costa Rica 2017 – 2030. Comisión Interinstitucional. AyA. San José, Costa Rica.
https://www.aya.go.cr/transparenciainst/acceso_información/marconormativo/pol%C3%ADtica%20naciónal%20de%20agua%20potable.pdf

Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (2015). Reglamento para la Calidad del Agua Potable N°38924-S (2015). Costa Rica: Imprenta Nacional.
<http://www.labmicrotec.com/documentos/ReglamentoAguaMicrotec.pdf>

Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados (2010). Reseña histórica del Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados. San José, Costa Rica.
<https://www.aya.go.cr/centrodocumentación/catalogogeneral/Rese%C3%B1a%20hist%C3%B3rica%20del%20Instituto%20Costarricense%20de%20Acueductos%20y%20Alcantarillados.pdf>

Iriondo , M. (2012). Aguas superficiales y subterráneas de la provincia de Santa Fe. *Aguas superficiales y subterráneas* (pp. 23-37).
<https://www.researchgate.net/publicación>

/293175273_Aguas_Superficiales_y_Subterranas_de_la_Provincia_de_Santa_Fe_Segunda_Edición /citación /download

Jenkins, D., Richard, M., & Daigger, G. (2003). *Manual on the Causes and Control of Activated Sludge Bulking, Foaming, and Other Solids Separation Problems*. Engineering & Technology (3° ed., Vol. 2., pp. 236-287). <https://doi.org/10.1201/9780203503157>

Jiménez, E. (2012). *Determinación experimental de tensión superficial del agua en cámara microrreológica* [Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. Madrid, España. https://e-archivo.uc3m.es/bitstream/handle/10016/15895/pfc_estela_jimenez_de-pablo_2012.pdf?sequence=2&isAllowed=y

Jonsson, L. (2005). *Control of sludge bulking in an SBR-plant treating slaughterhouse*. Printed at Department of Earth Sciences, Geotryckeriet, Uppsala University, Uppsala. Universitet Sveriges. <http://www.diva-portal.org/smash/get/diva2:159206/FULLTEXT01.pdf>

Komárek, J., & Anagnostidis, K. (1989). *Algological Studies/Archiv für Hydrobiologie, Supplement. Modern approach to the classification system of Cyanophytes 4 - Nostocales*, 56(36), 371-379. https://www.schweizerbart.de/papers/algol_stud/detail/56/66018/Modern_approach_to_the_classification_system_of_Cyanophytes_4_Nostocales

Konstantinos, A., & Jiří, K. (1990). *Modern approach to the classification system of Cyanophytes. 5 - Stigonematales. Algological Studies/Archiv für*

73. https://www.schweizerbart.de/papers/algol_stud/detail/59/66327/Modern_approach_to_the_classification_of_the_system_of_Cyanophytes_5_Stigonematales

Liu, Y. (s.f.) Chemically reduced excess sludge production in the activated sludge process. *Revista Environmental Engineering Research Centre, School of Civil and Environmental Engineering, Nanyang Technological University*, 50 (23), 1–7. doi: 10.1016/s0045-6535(02)00551-9

López, M., Romano, E., & Triana, J. (Junio de 2005). *El Agua*. Universidad de las Palmas de Gran Canaria, España. <https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/253/1/495.pdf>

Loza, V. (2011). *Biodiversidad de cianobacterias en ríos de la comunidad de Madrid. Análisis polifásico y aplicación en biomonitorización* (Tesis de Doctorado, Universidad Autónoma de Madrid). Madrid, España. https://repositorio.uam.es/bitstream/handle/10486/6856/40106_Loza_Calvo_Virginia.pdf?sequence=1

Madoni, P., Davoli, D., & Gibin, G. (2020). Estudio de microorganismos filamentosos de plantas de lodos activados de volumen y espumado en Italia. *Efecto de la 3-cloroanilina en la estructura de la comunidad microbiana del lodo activado*, 2(5), 220-230. doi 10.12691/jaem-2-5-4. <http://www.sciepub.com/reference/61811>.

- Mamais, D., Kalaitzi, E., & Andreadakis, A. (Setiembre de 2011). Foaming control in activated sludge treatment plants by coagulants addition. *Global Nest Journal* 13(3):237-245. https://www.researchgate.net/publication/287859133_Foaming_control_in_activated_sludge_treatment_plants_by_coagulants_addition
- Mata, A. (Julio de 1999). *Evaluación preliminar hidráulica y operacional de la planta de tratamiento de agua potabilizadora de la ciudad de Puntarenas* [Tesis de Licenciatura, Universidad de Costa Rica]. San José, Costa Rica. <http://repositorio.sibdi.ucr.ac.cr:8080/jspui/bitstream/123456789/917/1/19185.pdf>
- McCabe, W., Smith, J., & Harriott, P. (2001). *Operaciones unitarias en ingeniería química, agitación y mezcla de líquidos*, 1(6), 303-304. ISBN 970-10-3648-4
- Mejía, M. (2005). *Análisis de la calidad del agua para consumo humano y percepción local de las tecnologías apropiadas para su desinfección a escala domiciliar en la microcuenca El Limón, San Jerónimo, Honduras* (Tesis de Maestría, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza Tropical, Agricultural Research and Higher Education Center). <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0602e/A0602e.pdf>
- Merel, S., Walker, D., Chicana, R., Snyder, S., & Baurès, E. (2013). Estado de los conocimientos y preocupaciones sobre la floración de cianobacterias y cianotoxinas. *Medio ambiente internacional*. 59, 303-327.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0160412013001311?via%3Dihub#!>

Mesquita, D., Amaral, A., & Ferreira, E. (2011). Identifying Different Types of Bulking in an Activated Sludge System Through. *Chemosphere* 85(4), 643-652. <https://core.ac.uk/download/pdf/55618171.pdf>

Ministerio de Salud (2006). *Guías para la calidad del agua potable*. Organización Mundial de la Salud <https://www.ministeriodesalud.go.cr/index.php/investigación-y-tecnología-en-salud/inventarios/inventario-tecn-de-agua-de-consumo-humano/legislación-documentos-internacionales/documento-tecnico-5/1814-guias-para-la-calidad-del-agua-potable/file>

Mora, G. (Junio de 2011). *Propuesta metodológica para priorizar los proyectos para la fase de preinversión del Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, AyA*. (Tesis de de Postgrado en Gerencia de Proyectos de Desarrollo, San José, Costa Rica). <https://www.aya.go.cr/centroDocumetación/catalogoGeneral/Propuesta%20metodo%20metodol%C3%B3gica%20para%20priorizar%20los%20proyectos%20para%20la%20fase%20de%20preinversi%C3%B3n.pdf>

Mora, G. (Junio de 2011). *Propuesta metodológica para priorizar los proyectos para la fase de preinversión del Instituto Costarricense de Acueductos y Alcantarillados, AyA*, (Laboratorio Nacional de Aguas, Instituto

Costarricense de Acueductos y Alcantarillados).

<https://www.aya.go.cr/centroDocumetación>

[/catalogoGeneral/Propuesta%20metodo%20metodol%C3%B3gica%20para%20priorizar%20los%20proyectos%20para%20la%20fase%20de%20preinversi%C3%B3n.pdf](#)

Moreno, M. (2016). *Eliminación de las microalgas de las aguas mediante métodos físicos y químicos* [Tesis de Doctorado, Universidad de Extremadura]. España.

https://dehesa.unex.es/bitstream/10662/5583/1/TDUEX_2017_Barrado_Moreno.pdf

Municipalidad de San José (2013). *Informe de calidad de las aguas superficiales en San José.* (2013).

<https://www.msj.go.cr/MSJ/Capital/Ambiente/SiteAssets/docs/Informe%20de%20Calidad%20del%20Agua%20Superficial%20de%20San%20Jos%C3%A9%202013.pdf>

9.1. Anexos



Tipo de muestra: Muestra simple de Agua residual, Floculador

Interesado: Karina Picado

Encargado del muestreo: Interesado

Laboratorio que analiza: Laboratorio Químico AQYLA, S.A. Permiso de Funcionamiento N° 39086.

Vigencia: Oct. 2019 a Oct. 2024.

Fecha y hora de muestreo: 04-06-2021.

Fecha de recepción de la muestra: 04-06-2021

Fecha de ejecución del análisis: 04-06-2021

Fecha de reporte: 07-06-2021

Parámetro analizado	Valor reportado	Método de Referencia
Oxígeno disuelto, mg/L	9,7 ± 0,7	5210-B

METODOLOGIA DE ANALISIS. Standard Methods for the examination of Water and Waste Water. Versión vigente.

Este informe no podrá ser reproducido, excepto en su totalidad, sin la aprobación escrita de AQYLA, S.A.

Los resultados de los análisis de este informe, solamente se refieren a las muestras aquí escritas.

Si el Laboratorio no ha sido responsable del muestreo, los resultados se aplican a la muestra como se recibió.

Incertidumbre. La incertidumbre de medición es el ± del valor reportado.

Atentamente,

Lic. Elizabeth Mojica Araya
Química



Dirección Laboratorio AQYLASA San José, Curridabat 25 m Sur Esquina Sur Oeste del Parque



RESULTADO DE ANALISIS QUIMICO
Informe N° 17082021

Tipo de muestra: Muestra simple recolectada del floculador de la planta de tratamiento de agua potable.
Interesado: Karina Picado
Encargado del muestreo: Interesado
Laboratorio que analiza: Laboratorio Químico AQYLA, S.A. Permiso de Funcionamiento N° 39086. Vigencia: Oct. 2019 a Oct. 2024.
Fecha y hora de muestreo: 13-08-2021. Hora: 11:30 a.m.
Fecha de recepción de la muestra: 13-08-2021
Fecha de ejecución del análisis: 13-08-2021
Fecha de reporte: 17-08-2021

Parámetro analizado	Valor reportado	Método de Referencia
Oxígeno disuelto, mg/L	9,1 ± 0,5	5210-B

METODOLOGIA DE ANALISIS. Standard Methods for the examination of Water and Waste Water. Versión vigente.

Este informe no podrá ser reproducido, excepto en su totalidad, sin la aprobación escrita de AQYLA, S.A.

Los resultados de los análisis de este informe, solamente se refieren a las muestras aquí escritas.

Si el Laboratorio no ha sido responsable del muestreo, los resultados se aplican a la muestra como se recibió.

Incertidumbre. La incertidumbre de medición es el \pm del valor reportado.

Atentamente,


 Lic. Elizabeth Mojica A. Mojica Araya
 Química


Dirección Laboratorio AQYLASA. San José, Curridabat 25 m Sur Esquina Sur Oeste del Parque



RESULTADO DE ANALISIS QUIMICO LQAQY015-R2-V3
Informe N° 21052021

Tipo de muestra: Muestra simple de Agua residual. Entrada de Planta.
Interesado: Karina Picado
Encargado del muestreo: Interesado
Laboratorio que analiza: Laboratorio Químico AQYLA, S.A. Permiso de Funcionamiento N° 39086.
Vigencia: Oct. 2019 a Oct. 2024.
Fecha y hora de Muestreo: 18-05-2021
Fecha de recepción de la muestra: 18-05-2021.
Fecha de ejecución de análisis: 18-05-2021.
Fecha de reporte de análisis: 21-05-2021.

Parámetro analizado	Valor reportado	Método de análisis LQ AQY 016-	Método de referencia
Fosfatos, mg/L	4,0 ± 0,3	LQ AQY 21	4500-P C
Aceites y grasas, mg/L	7,8 ± 0,1	LQ AQY 05	5520-B
Sustancias activas al azul de metileno, mg/L	Menos de 0,5	LQ AQY 11	5540 C
Nitrógeno Total, mg/L	1,06 ± 0,09	LQ AQY 22, LQ AQY 23 **4500-NO ₂	4500-NH ₃ B, 4500-N _{org} C, 4500-NO ₃ B, 4500-NO ₂

METODOLOGIA DE ANALISIS. Standard Methods for the examination of Water and Waste Water. Version vigente

Este informe no podrá ser reproducido, excepto en su totalidad, sin la aprobación escrita de AQYLA, S.A.

• Los análisis con las siglas LQ AQY corresponden a métodos de análisis acreditados por el ECA. Ver alcance en www.eca.or.cr. **Ensayo no acreditado.

Los resultados de los análisis de este informe, solamente se refieren a las muestras aquí escritas.

Si el Laboratorio no ha sido responsable del muestreo, los resultados se aplican a la muestra como se recibió.

Regla de decisión. La regla de decisión que utiliza el Laboratorio es la regla de aceptación simple o riesgo compartido.

Incertidumbre. La incertidumbre de medición es el ± del valor reportado y corresponde a la incertidumbre expandida $k=2$ para un 95 % de confianza

Atentamente,

Lic. Elizabeth Mojica Araya



Dirección Laboratorio AQYLASA San José Curridabat 25 m Sur Esquina Sur Oeste del Parque



RESULTADO DE ANALISIS QUIMICO LQAQY015-R2-V3
Informe N° 21052021.1

Tipo de muestra: Muestra Simple de Agua residual. Floculador.
Interesado: Karina Picado
Encargado del muestreo: Interesado
Laboratorio que analiza: Laboratorio Químico AQYLA, S.A. Permiso de Funcionamiento N° 39086.
Vigencia: Oct. 2019 a Oct. 2024.
Fecha y hora de Muestreo: 18-05-2021.
Fecha de recepción de la muestra: 18-05-2021.
Fecha de ejecución de análisis: 18-05-2021.
Fecha de reporte de análisis: 21-05-2021.

Parámetro analizado	Valor reportado	Método de análisis LQ AQY 016-	Método de referencia
Fosfatos, mg/L	3,9 ± 0,3	LQ AQY 21	4500-P C
Aceites y grasas, mg/L	27,4 ± 0,5	LQ AQY 05	5520-B
Sustancias activas al azul de metileno, mg/L	1,37 ± 0,06	LQ AQY 11	5540 C
Nitrógeno Total, mg/L	10,5 ± 0,8	LQ AQY 22, LQ AQY 23 **4500-NO ₂	4500-NH ₃ B, 4500-N _{org} C, 4500-NO ₃ B, 4500-NO ₂

METODOLOGIA DE ANALISIS. Standard Methods for the examination of Water and Waste Water. Version vigente

Este informe no podrá ser reproducido, excepto en su totalidad, sin la aprobación escrita de AQYLA, S.A.

• Los análisis con las siglas LQ AQY corresponden a métodos de análisis acreditados por el ECA.

Ver alcance en (www.eca.or.cr).

****Ensayo no acreditado.**

Los resultados de los análisis de este informe, solamente se refieren a las muestras aquí escritas.

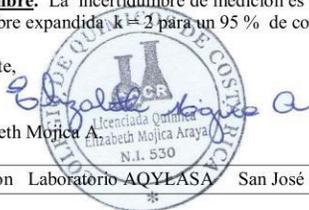
Si el Laboratorio no ha sido responsable del muestreo, los resultados se aplican a la muestra como se recibió.

Regla de decisión. La regla de decisión que utiliza el Laboratorio es la regla de aceptación simple o riesgo compartido.

Incertidumbre. La incertidumbre de medición es el ± del valor reportado y corresponde a la incertidumbre expandida $k=2$ para un 95 % de confianza

Atentamente,

Lic. Elizabeth Mojica



Dirección Laboratorio AQYLASA San José Curridabat 25 m Sur Esquina Sur Oeste del Parque

Nº de Referencia: A-21/048421	Registrada en: AGQ Lambda	Cliente (*): INSTITUTO COSTARRICENSE DE ACUEDUCTOS Y ALCANTARILLADOS
Análisis: 00001570-1	Centro Análisis: AGQ Lambda	Domicilio (*): San José, San José, Pavas Diagonal a la Estación de Bomberos
Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL	Fecha Recepción: 26/04/2021	Contrato: QMT-LA210300538
Fecha Inicio: 27/04/2021	Fecha Fin: 10/05/2021	Cliente 3º(*) ----
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un sedimentador horizontal.		

Fecha/Hora Muestreo:	26/04/2021	Muestreado por:	Cliente (*)
Lugar de Muestreo:	Planta potabilizadora Tres Ríos, en la línea Tiribí		

A continuación se exponen el Informe de Ensayo y Anexo Técnico asociados a la muestra, en los cuales se pueden consultar toda la información relacionada con los ensayos realizados.

Los Resultados emitidos en este informe, no han sido corregidos con factores de recuperación. Siguiendo el protocolo recogido en nuestro manual de calidad, AGQ guardará bajo condiciones controladas la muestra durante un periodo determinado después de la finalización del análisis. Una vez transcurrido este periodo, la muestra será eliminada. Si desea información adicional o cualquier aclaración, no dude en ponerse en contacto con nosotros.



Pamela
Pamela Badilla Escalante
Químico N.I. 2997



David
David Manuel Solorzano Arias
Químico N.I. 2702

Jessica
Jessica Maryan León Aza
Responsable de Área LI - MA

FECHA EMISIÓN: 12/05/2021

OBSERVACIONES (*):
Muestreado por: El Cliente Atención: Ing. Andrés Lazo/Srta. Karina Picado

N° de Referencia: A-21/048421	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un sedimentador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

RESULTADOS ANALITICOS

Parámetro	Resultado	Unidades	Incert	CMA
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	10,7	mg/L O2	±0,4	
DQO	< 5,0	mg/L	-	
* Fenoles	< 0,10	mg/L	-	
Grasas y Aceites	< 3,0	mg/L	-	
* Nitrógeno Total	6,00	mg/L N	±10%	
* pH	7,15	Unidades de pH	±0,09	
Sólidos Sedimentables	0,40	ml/L	±0,01	
Sólidos Suspendedos Totales	20,0	mg/L	±1,9	
* Sólidos Suspendedos Volátiles	12,0	mg/L	-	
Sólidos Totales	122	mg/L	±18,30	
Sólidos Totales Disueltos	102	mg/L	±10,2	
Sustancias Activas al Azul de Metileno	< 0,05	mg/L	-	
* Temperatura	19,6	°C	±0,5	
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
* Nitrógeno Amoniacal	< 0,04	mg/L N	-	
* Nitrógeno Kjeldahl	2,40	mg/L	±0,60	
Cationes +				
* Amonio	< 0,05	mg/L	-	
Aniones -				
* ¹³ Cianuro Total	< 0,0008	mg/L	-	
Fluoruros	0,53	mg/L	±0,095	
Fosfatos	< 0,44	mg/L	-	
* Sulfitos	< 0,50	mg/L	-	
* Sulfuros	< 0,010	mg/L	-	
Metales Totales				
Aluminio	0,4380	mg/L	±0,08760	
Arsénico	< 0,00030	mg/L	-	
Bario	0,0190	mg/L	±0,00380	
Boro	0,0230	mg/L	±0,00460	
Cadmio	< 0,00150	mg/L	-	
Cobre	< 0,050	mg/L	-	
Cromo	< 0,0030	mg/L	-	
Estaño	< 0,150	mg/L	-	
Fósforo	< 0,050	mg/L	-	
Mercurio	< 0,000030	mg/L	-	
Níquel	< 0,0030	mg/L	-	
Plata	< 0,0120	mg/L	-	
Plomo	< 0,030	mg/L	-	
Selenio	< 0,050	mg/L	-	
Zinc	0,0470	mg/L	±0,00940	
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C10-C28	0,06	mg/L	-	

N° de Referencia: A-21/048421	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un sedimentador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

Parámetro	Resultado	Unidades	Incert	CMA
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C28-C40	0,15	mg/L	-	
Hidrocarburos C5-C10	< 0,01	mg/L	-	
Hidrocarburos Totales C5-C40	0,21	mg/L	-	

Nota: Los Resultados de este informe solo afectan a la muestra tal como es recibida en el laboratorio. Queda prohibida la reproducción parcial de este informe sin la aprobación por escrito del laboratorio. Las incertidumbres de los parámetros acreditados están calculadas y a disposición del cliente. AGQ no se hace responsable de la información proporcionada por el cliente, asociada a la toma de muestras y a otros datos descriptivos, marcados con (*). A: Ensayo subcontratado y acreditado. N: Ensayo subcontratado y no acreditado. RE: Recuento en placa estimado. La Incertidumbre aplicada al resultado no aplica para valores menores al Limite de Cuantificación (LC).
(13) Ensayo cubierto por la Acreditación n° TL-502 emitida por IAS.

N° de Referencia: A-21/048421	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un sedimentador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

ANEXO TECNICO

Parámetro	PNT	Técnica	Ref. Norma.	Lim Cuantif/ Detec (1)
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	PT-01 SM 5210 B Ed 23	Electrometría		4,0 mg/L O2
DQO	PT-02 SM 5220 D Ed 23	Espect UV-VIS		5,0 mg/L
* Fenoles	EPA 420.1	Espect UV-VIS		0,10 mg/L
Grasas y Aceites	PT-16 SM 5520 B Ed 23	Gravimetría		3,0 mg/L
* Nitrógeno Total	HACH 10072	Colorimetría		2,00 mg/L N
* pH	PT-08 SM 4500 B Ed 23	Potenciometría pH		1,00 Unidades de pH
Sólidos Sedimentables	PT-05 SM 2540 F Ed 23	Volumetría		0,10 mL/L
Sólidos Suspendedos Totales	PT-06 SM 2540 D Ed 23	Gravimetría		5,0 mg/L
* Sólidos Suspendedos Volátiles	PT-06 SM 2540 D Ed 23	Gravimetría		4,00 mg/L
Sólidos Totales	PT-03 SM 2540 B Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
Sólidos Totales Disueltos	PT-04 SM 2540 C Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
Sustancias Activas al Azul de Metileno	PT-19 SM 5540 C Ed 23	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
* Temperatura	PT-15 SM 2550 B Ed 23	Análisis Físico		4,0 °C
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
* Nitrógeno Amoniacal	HACH NH4/NH3	Espect UV-VIS		0,04 mg/L N
* Nitrógeno Kjeldahl	LA-0715	Volumetría		1,00 mg/L
Cationes +				
* Amonio	HACH NH4/NH3	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
Aniones -				
*13 Cianuro Total	PP-220 Rev.1 2016	Analizador de Flujo Continuo Segmentado		0,0008 mg/L
Fluoruros	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog Iónica		0,02 mg/L
Fosfatos	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog Iónica		0,44 mg/L
* Sulfitos	LA-0196	Volumetría		0,50 mg/L
* Sulfuros	LA-0064	Espect UV-VIS		0,010 mg/L
Metales Totales				
Aluminio	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0003 mg/L
Arsénico	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,00030 mg/L
Bario	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Boro	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0150 mg/L
Cadmio	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,00150 mg/L
Cobre	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L
Cromo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Estaño	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,150 mg/L
Fósforo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L
Mercurio	PT-18 SM 3110 Ed 23	Absorción Atómica Cámara Grafito		0,000030 mg/L
Níquel	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Plata	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0120 mg/L
Plomo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,030 mg/L
Selenio	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L
Zinc	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C10-C28	EPA 8015 C	Cromat CG FID		0,01 mg/L

(1) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detec es el valor a partir del cual detectamos (aplica a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD.

N° de Referencia: A-21/048421	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un sedimentador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

Parámetro	PNT	Técnica	Ref. Norma.	Lim Cuantif/ Detec (1)
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C28-C40	EPA 8015 C	Cromat CG FID		0,01 mg/L
Hidrocarburos C5-C10	EPA 8015 C	Cromatog CG/MS-MS		0,01 mg/L
Hidrocarburos Totales C5-C40	EPA 8015 C	Cromat CG FID		0,01 mg/L

Los parámetros marcados con asterisco (*) no estan incluidos en el Alcance de Acreditación.

(1) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detec es el valor a partir del cual detectamos (pública a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD



INFORME DE ENSAYO



Nº de Referencia: A-21/048421	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un sedimentador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

La incertidumbre expandida reportada, se declara como la incertidumbre estándar de la medición multiplicada por un factor de cobertura $k=2$ que corresponde a una probabilidad de cobertura aproximadamente del 95 %. Permiso de funcionamiento Laboratorio Químico Lambda S.A. CS-ARSSEM-891-2018 con vencimiento el 04/07/2023
Ver alcance de acreditación en la web: www.eca.or.cr

(*) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detecc es el valor a partir del cual detectamos (plica a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD

Nº de Referencia: A-21/048420	Registrada en: AGQ Lambda	Cliente (*): INSTITUTO COSTARRICENSE DE ACUEDUCTOS Y ALCANTARILLADOS
Análisis: 00001570-1	Centro Análisis: AGQ Lambda	Domicilio (*): San José, San José, Pavas Diagonal a la Estación de Bomberos
Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL	Fecha Recepción: 26/04/2021	Contrato: QMT-LA210300538
Fecha Inicio: 27/04/2021	Fecha Fin: 10/05/2021	Cliente 3º(*) ----
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un floculador horizontal.		

Fecha/Hora Muestreo:	26/04/2021	Muestreado por:	Cliente (*)
Lugar de Muestreo:	Planta potabilizadora Tres Ríos, en la línea Tiribí		

A continuación se exponen el Informe de Ensayo y Anexo Técnico asociados a la muestra, en los cuales se pueden consultar toda la información relacionada con los ensayos realizados.

Los Resultados emitidos en este informe, no han sido corregidos con factores de recuperación. Siguiendo el protocolo recogido en nuestro manual de calidad, AGQ guardará bajo condiciones controladas la muestra durante un periodo determinado después de la finalización del análisis. Una vez transcurrido este periodo, la muestra será eliminada. Si desea información adicional o cualquier aclaración, no dude en ponerse en contacto con nosotros.



Pamela
Pamela Badilla Escalante
Químico N.I. 2997



David
David Manuel Solorzano Arias
Químico N.I. 2702

Jessica
Jessica Maryan León Aza
Responsable de Área LI - MA

FECHA EMISIÓN: 12/05/2021

OBSERVACIONES (*):
Muestreado por: El Cliente Atención: Ing. Andrés Lazo/Srta. Karina Picado

N° de Referencia: A-21/048420	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un floculador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

RESULTADOS ANALITICOS

Parámetro	Resultado	Unidades	Incert	CMA
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	16,0	mg/L O2	±0,7	
DQO	41	mg/L	±4,55	
* Fenoles	< 0,10	mg/L	-	
Grasas y Aceites	< 3,0	mg/L	-	
* Nitrógeno Total	3,00	mg/L N	±10%	
* pH	7,30	Unidades de pH	±0,09	
Sólidos Sedimentables	0,10	mL/L	±0,00	
Sólidos Suspendedos Totales	54,0	mg/L	±5,2	
* Sólidos Suspendedos Volátiles	22,0	mg/L	-	
Sólidos Totales	132	mg/L	±19,80	
Sólidos Totales Disueltos	78,0	mg/L	±7,80	
Sustancias Activas al Azul de Metileno	< 0,05	mg/L	-	
* Temperatura	19,9	°C	±0,5	
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
* Nitrógeno Amoniacal	< 0,04	mg/L N	-	
* Nitrógeno Kjeldahl	1,41	mg/L	±0,35	
Cationes +				
* Amonio	< 0,05	mg/L	-	
Aniones -				
* ¹³ Cianuro Total	< 0,0008	mg/L	-	
Fluoruros	< 0,02	mg/L	-	
Fosfatos	< 0,44	mg/L	-	
* Sulfitos	< 0,50	mg/L	-	
* Sulfuros	0,020	mg/L	±0,0030	
Metales Totales				
Aluminio	6,570	mg/L	±1,3140	
Arsénico	< 0,00030	mg/L	-	
Bario	0,2010	mg/L	±0,04020	
Boro	0,0250	mg/L	±0,00500	
Cadmio	< 0,00150	mg/L	-	
Cobre	< 0,050	mg/L	-	
Cromo	< 0,0030	mg/L	-	
Estaño	< 0,150	mg/L	-	
Fósforo	0,157	mg/L	±0,0314	
Mercurio	< 0,000030	mg/L	-	
Níquel	< 0,0030	mg/L	-	
Plata	< 0,0120	mg/L	-	
Plomo	< 0,030	mg/L	-	
Selenio	< 0,050	mg/L	-	
Zinc	0,0780	mg/L	±0,01560	
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C10-C28	< 0,01	mg/L	-	

N° de Referencia: A-21/048420	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un floculador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

Parámetro	Resultado	Unidades	Incert	CMA
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C28-C40	< 0,01	mg/L	-	
Hidrocarburos C5-C10	< 0,01	mg/L	-	
Hidrocarburos Totales C5-C40	< 0,01	mg/L	-	

Nota: Los Resultados de este informe solo afectan a la muestra tal como es recibida en el laboratorio. Queda prohibida la reproducción parcial de este informe sin la aprobación por escrito del laboratorio. Las incertidumbres de los parámetros acreditados están calculadas y a disposición del cliente. AGQ no se hace responsable de la información proporcionada por el cliente, asociada a la toma de muestras y a otros datos descriptivos, marcados con (*). A: Ensayo subcontratado y acreditado. N: Ensayo subcontratado y no acreditado. RE: Recuento en placa estimado. La Incertidumbre aplicada al resultado no aplica para valores menores al Limite de Cuantificación (LC).
(13) Ensayo cubierto por la Acreditación n° TL-502 emitida por IAS.



N° de Referencia: A-21/048420	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un floculador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

ANEXO TECNICO

Parámetro	PNT	Técnica	Ref. Norma.	Lim Cuantif/ Detec (1)
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	PT-01 SM 5210 B Ed 23	Electrometría		4,0 mg/L O2
DQO	PT-02 SM 5220 D Ed 23	Espect UV-VIS		5,0 mg/L
* Fenoles	EPA 420.1	Espect UV-VIS		0,10 mg/L
Grasas y Aceites	PT-16 SM 5520 B Ed 23	Gravimetría		3,0 mg/L
* Nitrógeno Total	HACH 10072	Colorimetría		2,00 mg/L N
* pH	PT-08 SM 4500 B Ed 23	Potenciometría pH		1,00 Unidades de pH
Sólidos Sedimentables	PT-05 SM 2540 F Ed 23	Volumetría		0,10 mL/L
Sólidos Suspendidos Totales	PT-06 SM 2540 D Ed 23	Gravimetría		5,0 mg/L
* Sólidos Suspendidos Volátiles	PT-06 SM 2540 D Ed 23	Gravimetría		4,00 mg/L
Sólidos Totales	PT-03 SM 2540 B Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
Sólidos Totales Disueltos	PT-04 SM 2540 C Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
Sustancias Activas al Azul de Metileno	PT-19 SM 5540 C Ed 23	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
* Temperatura	PT-15 SM 2550 B Ed 23	Análisis Físico		4,0 °C
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
* Nitrógeno Amoniacal	HACH NH4/NH3	Espect UV-VIS		0,04 mg/L N
* Nitrógeno Kjeldahl	LA-0715	Volumetría		1,00 mg/L
Cationes +				
* Amonio	HACH NH4/NH3	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
Aniones -				
* ¹³ Cianuro Total	PP-220 Rev.1 2016	Analizador de Flujo Continuo Segmentado		0,0008 mg/L
Fluoruros	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog Iónica		0,02 mg/L
Fosfatos	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog Iónica		0,44 mg/L
* Sulfitos	LA-0196	Volumetría		0,50 mg/L
* Sulfuros	LA-0064	Espect UV-VIS		0,010 mg/L
Metales Totales				
Aluminio	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0003 mg/L
Arsénico	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,00030 mg/L
Bario	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Boro	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0150 mg/L
Cadmio	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,00150 mg/L
Cobre	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L
Cromo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Estaño	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,150 mg/L
Fósforo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L
Mercurio	PT-18 SM 3110 Ed 23	Absorción Atómica Cámara Grafito		0,000030 mg/L
Níquel	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Plata	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0120 mg/L
Plomo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,030 mg/L
Selenio	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L
Zinc	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,0030 mg/L
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C10-C28	EPA 8015 C	Cromat CG FID		0,01 mg/L

(1) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detec es el valor a partir del cual detectamos (aplica a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD.

N° de Referencia: A-21/048420	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un floculador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

Parámetro	PNT	Técnica	Ref. Norma.	Lim Cuantif/ Detec (1)
Hidrocarburos				
Hidrocarburos C28-C40	EPA 8015 C	Cromat CG FID		0,01 mg/L
Hidrocarburos C5-C10	EPA 8015 C	Cromatog CG/MS-MS		0,01 mg/L
Hidrocarburos Totales C5-C40	EPA 8015 C	Cromat CG FID		0,01 mg/L

Los parámetros marcados con asterisco (*) no estan incluidos en el Alcance de Acreditación.

(1) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detec es el valor a partir del cual detectamos (pública a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD



INFORME DE ENSAYO



Nº de Referencia: A-21/048420	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Material flotante tomado a la entrada de un floculador horizontal.	Fecha Fin: 10/05/2021

La incertidumbre expandida reportada, se declara como la incertidumbre estándar de la medición multiplicada por un factor de cobertura $k=2$ que corresponde a una probabilidad de cobertura aproximadamente del 95 %. Permiso de funcionamiento Laboratorio Químico Lambda S.A. CS-ARSEM-891-2018 con vencimiento el 04/07/2023
Ver alcance de acreditación en la web: www.eca.or.cr

(*) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detecc es el valor a partir del cual detectamos (plica a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD



INFORME DE ENSAYO



Nº de Referencia: A-21/095773	Registrada en: AGQ Lambda	Cliente (^): INSTITUTO COSTARRICENSE DE ACUEDUCTOS Y ALCANTARILLADOS
Análisis: 00001570-9	Centro Análisis: AGQ Lambda	Domicilio (^): San José, San José, Pavas Diagonal a la Estación de Bomberos
Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL	Fecha Recepción: 13/08/2021	Contrato: QSP-LA210800014
Fecha Inicio: 13/08/2021	Fecha Fin: 20/08/2021	Cliente 3º(^) ----
Descripción(^): Muestra del Floculador		
Fecha/Hora Muestreo: 13/08/2021	Muestreado por: Cliente (^)	

A continuación se exponen el Informe de Ensayo y Anexo Técnico asociados a la muestra, en los cuales se pueden consultar toda la información relacionada con los ensayos realizados.

Los Resultados emitidos en este informe, no han sido corregidos con factores de recuperación. Siguiendo el protocolo recogido en nuestro manual de calidad, AGQ guardará bajo condiciones controladas la muestra durante un periodo determinado después de la finalización del análisis. Una vez transcurrido este periodo, la muestra será eliminada. Si desea información adicional o cualquier aclaración, no dude en ponerse en contacto con nosotros.



David Manuel Solorzano Arias
Químico N.I. 2702

FECHA EMISIÓN: 20/08/2021

OBSERVACIONES (*):
Muestreado por: El Cliente
Atención: Andres Lazo / Srta. Karina Picado

AGQ LAMBDA, S.A.
San Francisco de Dos Rios San Jose, Costa Rica

T: +506 2286 1168

atencionalcliente.cr@agqlabs.com

www.agqlabs.cr

1/4

N° de Referencia: A-21/095773	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Muestra del Floculador	Fecha Fin: 20/08/2021

RESULTADOS ANALITICOS

Parámetro	Resultado	Unidades	Incert	CMA
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	312	mg/L O2	±13,1	
DQO	188	mg/L	±20,9	
Grasas y Aceites	7,9	mg/L	±0,4	
* pH	6,67	Unidades de pH	±0,09	
Sólidos Sedimentables	0,40	mL/L	±0,01	
Sólidos Suspendidos Totales	208	mg/L	±20,0	
Sólidos Totales	354	mg/L	±53,10	
Sólidos Totales Disueltos	76,0	mg/L	±7,60	
* Sólidos Totales Volátiles	196	mg/L	-	
* Sustancias Activas al Azul de Metileno	< 0,05	mg/L	-	
* Temperatura	19,8	°C	±0,5	
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
* Nitrógeno Amoniaco	0,59	mg/L N	±0,08	
* Nitrógeno Kjeldahl	3,18	mg/L	±0,80	
* Nitrógeno Total	4,00	mg/L	±1,08	
Cationes +				
* Amonio	0,76	mg/L	±0,114	
Aniones -				
Nitratos	3,6	mg/L	±0,728	
Nitritos	< 0,08	mg/L	-	
Metales Totales				
Fósforo	0,653	mg/L	±0,1306	

Nota: Los Resultados de este informe solo afectan a la muestra tal como es recibida en el laboratorio. Queda prohibida la reproducción parcial de este informe sin la aprobación por escrito del laboratorio. Las incertidumbres de los parámetros acreditados están calculadas y a disposición del cliente. AGQ no se hace responsable de la información proporcionada por el cliente, asociada a la toma de muestras y a otros datos descriptivos, marcados con (*). A: Ensayo subcontratado y acreditado. N: Ensayo subcontratado y no acreditado. RE: Recuento en placa estimado. La Incertidumbre aplicada al resultado no aplica para valores menores al Límite de Cuantificación (LC). La Incert Exp (U) ha sido reportada con un Factor de Cobertura k= 2, para un nivel de confianza aprox del 95%.

N° de Referencia: A-21/095773	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Muestra del Floculador	Fecha Fin: 20/08/2021

ANEXO TECNICO

Parámetro	PNT	Técnica	Ref. Norma.	Lim Cuantif/ Detec (#)
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	PT-01 SM 5210 B Ed 23	Electrometría		4,0 mg/L O2
DQO	PT-02 SM 5220 D Ed 23	Espect UV-VIS		5,0 mg/L
Grasas y Aceites	PT-16 SM 5520 B Ed 23	Gravimetría		3,0 mg/L
* pH	PT-08 SM 4500 B Ed 23	Potenciometría pH		1,00 Unidades de pH
Sólidos Sedimentables	PT-05 SM 2540 F Ed 23	Volumetría		0,10 mL/L
Sólidos Suspendedos Totales	PT-06 SM 2540 D Ed 23	Gravimetría		5,0 mg/L
Sólidos Totales	PT-03 SM 2540 B Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
Sólidos Totales Disueltos	PT-04 SM 2540 C Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
* Sólidos Totales Volátiles	LA-0089	Gravimetría		4,00 mg/L
Sustancias Activas al Azul de Metileno	PT-19 SM 5540 C Ed 23	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
* Temperatura	PT-15 SM 2550 B Ed 23	Análisis Físico		4,0 °C
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
* Nitrógeno Amoniacal	IT-396 EPA 350.1/HACH 8038	Espect UV-VIS		0,04 mg/L N
* Nitrógeno Kjeldahl	LA-0715	Volumetría		1,00 mg/L
* Nitrógeno Total	Calculado	Calculado		1,00 mg/L
Cationes +				
* Amonio	IT-396 EPA 350.1/HACH 8038	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
Aniones -				
Nitratos	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog lónica		0,08 mg/L
Nitritos	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog lónica		0,08 mg/L
Metales Totales				
Fósforo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L

Los parámetros marcados con asterisco (*) no están incluidos en el Alcance de Acreditación.

(*) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detec es el valor a partir del cual detectamos (aplica a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD.



INFORME DE ENSAYO



N° de Referencia: A-21/095773	Tipo Muestra: AGUA RESIDUAL
Descripción(*): Muestra del Floculador	Fecha Fin: 20/08/2021

La incertidumbre expandida reportada, se declara como la incertidumbre estándar de la medición multiplicada por un factor de cobertura $k=2$ que corresponde a una probabilidad de cobertura aproximadamente del 95 %. Permiso de funcionamiento Laboratorio Químico Lambda S.A. CS-ARSEM-891-2018 con vencimiento el 04/07/2023
Ver alcance de acreditación en la web: www.eca.or.cr

(*) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detecc es el valor a partir del cual detectamos (plica a ensayos cualitativos). Para los parámetros de Radioactividad es el AMD

Nº de Referencia:	A-21/095776	Registrada en:	AGQ Lambda	Cliente (*):	INSTITUTO COSTARRICENSE DE ACUEDUCTOS Y ALCANTARILLADOS
Análisis:	00001570-9	Centro Análisis:	AGQ Lambda	Domicilio (*):	San José, San José, Pavas Diagonal a la Estación de Bomberos
Tipo Muestra:	AGUA RESIDUAL	Fecha Recepción:	13/08/2021	Contrato:	QSP-LA210800014
Fecha Inicio:	13/08/2021	Fecha Fin:	20/08/2021	Cliente 3º(*):	----
Descripción(*):	Muestra del Sedimentador				
Fecha/Hora Muestreo:	13/08/2021	Muestreado por:	Cliente (*)		

A continuación se exponen el Informe de Ensayo y Anexo Técnico asociados a la muestra, en los cuales se pueden consultar toda la información relacionada con los ensayos realizados.

Los Resultados emitidos en este informe, no han sido corregidos con factores de recuperación. Siguiendo el protocolo recogido en nuestro manual de calidad, AGQ guardará bajo condiciones controladas la muestra durante un periodo determinado después de la finalización del análisis. Una vez transcurrido este periodo, la muestra será eliminada. Si desea información adicional o cualquier aclaración, no dude en ponerse en contacto con nosotros.



David Manuel Solorzano Arias
Químico N.I. 2702

FECHA EMISIÓN: 21/08/2021

OBSERVACIONES (*):
Muestreado por: El Cliente
Atención: Andres Lazo / Srta. Karina Picado

Nº de Referencia:	A-21/095776	Tipo Muestra:	AGUA RESIDUAL
Descripción(*):	Muestra del Sedimentador	Fecha Fin:	20/08/2021

RESULTADOS ANALITICOS

Parámetro	Resultado	Unidades	Incert	CMA
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	6,6	mg/L O2	±0,3	
DQO	5,0	mg/L	±0,555	
Grasas y Aceites	< 3,0	mg/L	-	
pH	6,73	Unidades de pH	±0,09	
Sólidos Sedimentables	< 0,10	mL/L	-	
Sólidos Suspendedos Totales	22,0	mg/L	±2,1	
Sólidos Totales	120	mg/L	±18,00	
Sólidos Totales Disueltos	60,0	mg/L	±6,00	
Sólidos Totales Volátiles	16,0	mg/L	-	
Sustancias Activas al Azul de Metileno	< 0,05	mg/L	-	
Temperatura	19,5	°C	±0,5	
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
Nitrógeno Amoniacal	0,05	mg/L N	±0,01	
Nitrógeno Kjeldahl	5,18	mg/L	±1,30	
Nitrógeno Total	5,99	mg/L	±1,62	
Cationes +				
Amonio	0,07	mg/L	±0,011	
Aniones -				
Nitratos	3,6	mg/L	±0,718	
Nitritos	< 0,08	mg/L	-	
Metales Totales				
Fósforo	< 0,050	mg/L	-	

Nota: Los Resultados de este informe solo afectan a la muestra tal como es recibida en el laboratorio. Queda prohibida la reproducción parcial de este informe sin la aprobación por escrito del laboratorio. Las incertidumbres de los parámetros acreditados están calculadas y a disposición del cliente. AGQ no se hace responsable de la información proporcionada por el cliente, asociada a la toma de muestras y a otros datos descriptivos, marcados con (*). A: Ensayo subcontratado y acreditado. N: Ensayo subcontratado y no acreditado. RE: Recuento en placa estimado. La Incertidumbre aplicada al resultado no aplica para valores menores al Limite de Cuantificación (LC). La Incert Exp (U) ha sido reportada con un Factor de Cobertura k= 2, para un nivel de confianza aprox del 95%.

Nº de Referencia:	A-21/095776	Tipo Muestra:	AGUA RESIDUAL
Descripción(*):	Muestra del Sedimentador	Fecha Fin:	20/08/2021

ANEXO TECNICO

Parámetro	PNT	Técnica	Ref. Norma.	Lim Cuantif/ Detec (#)
Parámetros Físico-Químicos				
DBO 5,20	PT-01 SM 5210 B Ed 23	Electrometría		4,0 mg/L O2
DQO	PT-02 SM 5220 D Ed 23	Espect UV-VIS		5,0 mg/L
Grasas y Aceites	PT-16 SM 5520 B Ed 23	Gravimetría		3,0 mg/L
* pH	PT-08 SM 4500 B Ed 23	Potenciometría pH		1,00 Unidades de pH
Sólidos Sedimentables	PT-05 SM 2540 F Ed 23	Volumetría		0,10 mL/L
Sólidos Suspensos Totales	PT-06 SM 2540 D Ed 23	Gravimetría		5,0 mg/L
Sólidos Totales	PT-03 SM 2540 B Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
Sólidos Totales Disueltos	PT-04 SM 2540 C Ed 23	Gravimetría		10,0 mg/L
* Sólidos Totales Volátiles	LA-0089	Gravimetría		4,00 mg/L
* Sustancias Activas al Azul de Metileno	PT-19 SM 5540 C Ed 23	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
* Temperatura	PT-15 SM 2550 B Ed 23	Análisis Físico		4,0 °C
Formas Nitrogenadas/Fosforadas				
* Nitrógeno Amoniacal	IT-396 EPA 350.1/HACH 8038	Espect UV-VIS		0,04 mg/L N
* Nitrógeno Kjeldahl	LA-0715	Volumetría		1,00 mg/L
* Nitrógeno Total	Calculado	Calculado		1,00 mg/L
Cationes +				
* Amonio	IT-396 EPA 350.1/HACH 8038	Espect UV-VIS		0,05 mg/L
Aniones -				
Nitratos	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog Iónica		0,08 mg/L
Nitritos	PT-17 SM 4110 B Ed 23	Cromatog Iónica		0,08 mg/L
Metales Totales				
Fósforo	PT-18 SM 3120 Ed 23	Espect ICP-OES		0,050 mg/L

Los parámetros marcados con asterisco (*) no están incluidos en el Alcance de Acreditación.

(#) El Lim Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim Detec es el valor a partir del cual detectamos (ligado a ensayos cualitativos). Para los parámetros de radiactividad es el AMD.



Nº de Referencia:	A-21/095776	Tipo Muestra:	AGUA RESIDUAL
Descripción(*):	Muestra del Sedimentador	Fecha Fin:	20/08/2021

La incertidumbre expandida reportada, se declara como la incertidumbre estándar de la medición multiplicada por un factor de cobertura $k=2$ que corresponde a una probabilidad de cobertura aproximadamente del 95 %. Permiso de funcionamiento Laboratorio Químico Lambda S.A. CS-ARSSEM-891-2018 con vencimiento el 04/07/2023
 Ver alcance de acreditación en la web: www.eca.or.cr



(*) El Lim. Cuantif es el valor a partir del cual cuantificamos. El Lim. Detect es el valor a partir del cual detectamos (aplica a ensayos cualitativos). Para los parámetros de radiactividad es el AMD.

Informe técnico

Información administrativa

Fecha de recibida la muestra	11 de marzo de 2021
Nombre del que recibe la muestra	Daniela Arce Herrera
Fuente de la muestra	Planta potabilizadora de agua, Tres Ríos (AyA)
Matriz de la fuente de la muestra	Espumas y columna de agua
Persona que entrega la muestra	Karina Picado Carballo (Estudiante Universidad Técnica Nacional)
Costo del análisis	Colaboración

Información sobre el manejo de la muestra

Condiciones es que se mantuvo la muestra	4°C
Fecha de observación inicial	12 de marzo de 2021
Observaciones realizadas	Las muestras provenientes de las dos matrices: espuma y columna de agua fueron revisadas en microscopio óptico Nikon Eclipse Ni y fotografiadas. Se realizaron cultivos de ambas matrices en dos medios de cultivo BBM y BG11 mediante la técnica del enriquecimiento de la muestra. Se revisaron de nuevo 13 días después.

Algunas de los géneros filamentos observados el día 12 de marzo fueron:

Phormidium sp (cianobacteria)



Descripción

Filamentoso; filamentos no ramificados, raramente solitarios. Compuestos de células cilíndricas a ligeramente en forma de barril, más o menos isodiamétricas o ligeramente más cortas o más largas que anchas, constreñidas o sin constricción en las paredes transversales, no atenuada y doblada o torcida en forma de tornillo hacia los extremos, móvil (ondulación, arrastre, oscilaciones) dentro y fuera de las vainas (Guiry et al. 2021).

https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=43079

Pseudoanabaena sp (cianobacteria)



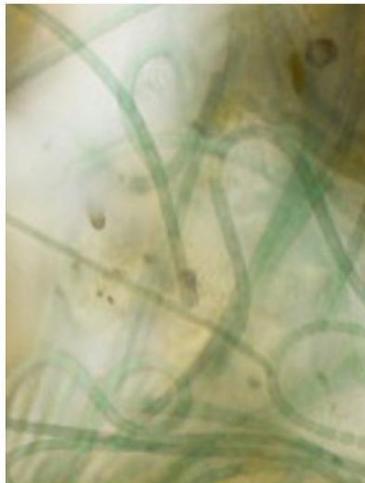
Descripción:

Filamentosa; filamentos (tricomas) solitarios o aglomerados en esteras mucilaginosas muy finas, rectas o ligeramente onduladas o arqueadas, simples, generalmente no muy largas, sin ramificaciones, 0.8-3 μm de ancho, compuestas por células cilíndricas, generalmente con leves constricciones en las distintas paredes transversales. Células cilíndricas, siempre más largas que anchas (Guiry et al. 2021).

https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=44060&-session=abv4:AC1F06400a48936430YRFAD2E270

En la revisión del 25 de marzo, se observaron los siguientes géneros

Phormidium sp



Ulothrix sp**Descripción**

Género filamentosos no ramificados con células normalmente tan anchas como largas en forma de barril. Cada célula tiene un cloroplasto similar a una faja con pirenoides.

Pseudoanabaena sp

Otras que no son filamentosas

Nitzschia sp (Diatomea)*Chlamydomonas* sp**Clasificación taxonómica (basada en AlgaeBase)**

Reino	Phylum	Clase	Género
Eubacteria	Cianobacterias	Cyanophyceae	<i>Phormidium</i>
Eubacteria	Cianobacterias	Cyanophyceae	<i>Pseudoanabaena</i>
Eukaryota	Chlorophyta	Chlorophytina Ulvophyceae	/ <i>Ulothrix</i> sp

Eukaryota	Chlorophyta	Chlorophytina	<i>Chlamydomonas</i>
Chromista	Bacillariophyta	Bacillariophyceae	<i>Nitzschia sp</i>
Discusión		En las muestras en fresco las cianobacterias filamentosas no eran abundantes. Se hace enriquecimiento con medio de cultivo a la muestra porque en la mayoría de los casos contienen esporas u otras estructuras de reproducción que en condiciones favorables crecen. Esto si visualizó en las observaciones a los 13 días, en donde se observaron otras especies.	

Referencias

- Bellinger, E. (2010). Freshwater algae : identification and use as bioindicators. Antony Rowe, Ltd. Chippenham, Wilts.
- Borowitzka, M; Beardall, J & Raven, J. (2016). The Physiology of Microalgae. Springer. Switzerland.
- MD Guiry en Guiry, MD & Guiry, GM 2021. *AlgaeBase*. Publicación electrónica mundial, Universidad Nacional de Irlanda, Galway. <http://www.algaebase.org>; buscado el 21 de abril de 2021.



Licda. Nancy Villalobos Sandí
 Académica
 Laboratorio de Biotecnología de Microalgas
 Correo electrónico: narcy.villalobos.sandi@una.ac.cr
 Teléfono: (506) 22773323

Propuesta de Control de Algas



Universidad Técnica Nacional

Preparado por

Javier Ortiz

j.ortiz@lgsonic.com

+31 61 4391364

enero 2022

LG Sonic

Radonstraat 10

2718 TA Zoetermeer

The Netherlands

Company registration number (KvK): 51728699

Resumen ejecutivo

En esta propuesta se presenta un consejo de instalación para controlar las algas en los sedimentadores.

Beneficios del control ultrasónico de algas

- Reducción de las algas entre 70% y 90%*
- Previene el crecimiento de algas
- Reduce el uso de uímicos
- Ecológico
- No daña al ecosistema

La tecnología de ultrasonido

Los dispositivos de control ultrasónico de algas de LG Sonic emiten parámetros específicos para controlar las algas en lagos, embalses, y estanques. Las ondas de ultrasonido crean una capa de sonido en la capa superior del agua. Esta barrera de sonido ultrasónico previene que las algas que se eleven a la superficie y absorban luz para la fotosíntesis. Esta barrera de ultrasonido impide que las algas suban a la superficie a tomar la luz del sol y hacer la fotosíntesis. de esta forma se impide que las algas sigan creciendo.

Las ventajas de la tecnología de ultrasonido:

- Fácil de instalar y mantener
- Seguro para peces, plantas, insectos y seres humanos

Propuesta de proyecto

Basada en las dimensiones del embalse, recomendamos la instalación de 5 sistemas LG Sonic e-line. Los sistemas e-line de LG Sonic ofrecen una solución ecológica para controlar algas haciendo uso de tecnología de ultrasonido.

*En condiciones óptimas, depende de las características específicas de la calidad del agua.

Costos totales del proyecto

Tabla 1: Costos totales del proyecto

Detalles del producto	Precio	Cantidad	Subtotal
e-Line Control box 2	\$1,780.00	3	\$5,340.00
e-Line transmitter	\$3,600.00	5	\$18,000.00
Solar power system	\$3,900.00	3	\$11,700.00
flexi-arm	\$280.00	5	\$1,400.00
Transport Estimación en base a proyectos similares] Envío DAT	\$3,129.00	1	\$3,129.00
Grand total			\$39,569.00

Table of contents

1. Propuesta de tratamiento

- 1.1. Solución propuesta
- 1.2. Costos iniciales
- 1.3. Mantenimiento y costos de servicio anuales

2. Especificaciones

- 2.1. Concepto: ¿Cómo funciona?
- 2.2. Elementos del sistema
- 2.3. Especificaciones técnicas

3. Entrega y garantía

- 3.1. Método de entrega
- 3.2. Garantías

4. Perfil de la compañía

1. Propuesta de tratamiento

El crecimiento de algas puede causar varios problemas en un cuerpo de agua, como obstrucción de filtros, deterioro de la calidad del agua y efectos negativos para su uso recreativo. Los sistemas de control de algas desarrolladas por LG Sonic ofrecen una solución ecológica para controlar algas usando ondas de ultrasonido.

1.1. Solución propuesta

Los sistemas e-line de LG Sonic ofrecen una solución ecológica para controlar algas haciendo uso de tecnología de ultrasonido. Los sistemas e-line de LG Sonic consisten en una caja electrónica instalada en la orilla y un transmisor ultrasónico que se sumerge en el agua. El dispositivo se puede conectar con un cable a una toma de corriente o puede funcionar autónomamente con un sistema de energía solar.

El e-line puede tratar áreas superficiales de hasta 200 metros.



Preguntas frecuentes

¿El ultrasonido es perjudicial para peces, plantas, zooplancton o insectos?

No. Los efectos de los productos LG Sonic han sido analizados por varias universidades y han demostrado ser seguros para peces, plantas, zooplancton e insectos por su baja potencia.

¿Qué pasa con las algas después del tratamiento ultrasónico?

Las ondas de ultrasonido crean una capa de sonido en la capa superior del agua. Esta barrera de sonido ultrasónico previene que las algas se eleven a la superficie y absorban luz para la fotosíntesis. Por lo tanto, se impide que las algas sigan creciendo. Las algas morirán paulatinamente las paredes celulares permanecen intactas, previniendo la liberación de toxinas del alga en el agua. Las algas se hundirán al fondo del embalse de agua y serán degradadas por las bacterias presentes.

¿Las algas liberan toxinas en el agua?

El control de algas por ultrasonido se basa en la interferencia con su flotación, lo cual previene su actividad fotosintética. El ultrasonido no rompe o desintegra las células, y por lo tanto, las toxinas no se liberan en el agua. Como los procesos de ultrasonido son un proceso generalmente más largo (3 y 4 semanas) y se previene el crecimiento de nuevas algas, se ve una reducción gradual de toxinas una vez que se introduce el ultrasonido.

¿Cómo se instala el sistema?

Los sistemas e-line de LG Sonic consisten en una caja de control electrónica instalada fuera del agua y un transmisor ultrasónico que se sumerge en el agua.

¿Quiere recibir más información o tener más preguntas? Por favor contacte a su gerente de cuenta.

1.2. Costos iniciales

Tabla 2: Costos totales del proyecto

Detalles del producto	Precio	Cantidad	Subtotal
e-Line Control box 2	\$1,780.00	3	\$5,340.00
e-Line transmitter	\$3,600.00	5	\$18,000.00
Solar power system	\$3,900.00	3	\$11,700.00
flexi-arm	\$280.00	5	\$1,400.00
Transport Estimación en base a proyectos similares] Envío DAT	\$3,129.00	1	\$3,129.00
Grand total			\$39,569.00

Tabla 3: Descripción del producto

Producto	Cantidad	Descripción
LG Sonic® e-line	5	Control de algas avanzado (rango de 200 m)

Tabla 4: Componentes separados

Producto	Cantidad	Descripción
Caja de Control 1	-	Conecta 1 transmisor a una caja de control
Caja de Control 2	3	Conecta 2 transmisores a una caja de control
Transmisor	5	Rango de tratamiento de 200 m

Tabla 5: Opciones adicionales

Producto	Cantidad	Descripción
Sistema de Energía Solar	3	Sistema de energía solar en tierra para suministro energético autónomo
e-line tester™	-	Dispositivo para verificar la señal del transmisor ultrasónico
Flexi-arm™	5	1 brazo de 1 metro para fácil instalación
Soporte de instalación	-	Soporte para instalar el LG Sonic e-line sin un flotador
Flexi-brazo extra largo (1 metro)	-	El brazo puede ser extendido hasta 3 metros
Cable transmisor extra	-	Un cable transmisor extra de 1 metro (cantidad mínima de orden de 5 metros)

1.3. Mantenimiento y costos de servicio anuales

Después de su instalación, los dispositivos requieren muy poco mantenimiento. Todos los transmisores ultrasónicos del sistema LG Sonic e-line están equipados con un cepillo de limpieza automático (Aquawiper) para evitar acumulaciones de suciedad y depósitos de calcita en la cara frontal del transmisor. Esto mantiene la eficiencia y el desempeño del sistema LG Sonic e-line en óptimas condiciones reduciendo las tareas de mantenimiento al mínimo.

De manera preventiva, se recomienda realizar inspecciones al sitio por lo menos cada mes para verificar el correcto estado y funcionamiento de los componentes del equipo. La instalación de bombas u otros dispositivos no es necesaria. Las instrucciones de instalación y mantenimiento están explicadas en detalle en el manual de instrucciones incluido con los equipos LG Sonic.

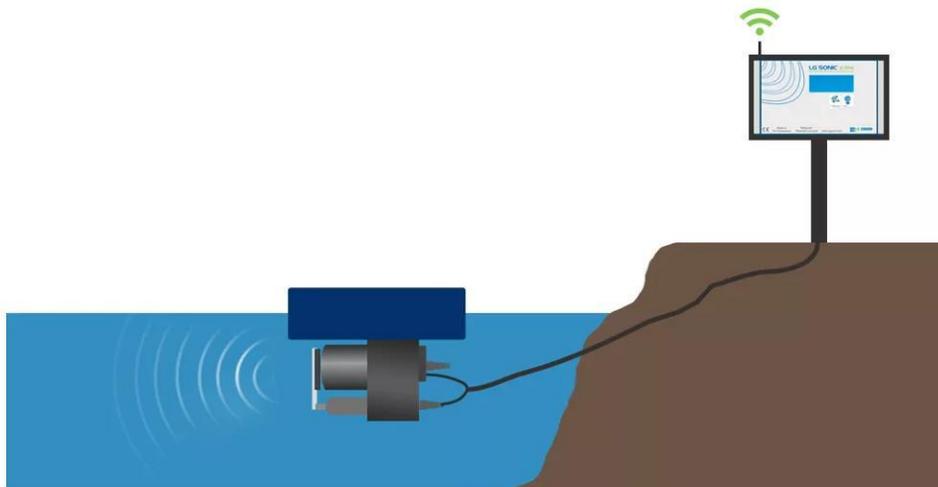
2. Especificaciones

2.1. Concepto: ¿Cómo funciona?

Los sistemas e-line de LG Sonic ofrecen una solución ecológica para controlar algas haciendo uso de tecnología de ultrasonido. Es el único sistema con la capacidad de cambiar el programa ultrasónico según el tipo de algas presentes. Cada programa contiene diferentes parámetros ultrasónicos, como frecuencia, amplitud, forma de onda y duración de señal, permitiéndole al sistema proporcionar una solución efectiva para cada situación y resultando en periodos de tratamiento más cortos.

Los transmisores ultrasónicos transmiten el ultrasonido por el cuerpo de agua. Las ondas de ultrasonido crean una barrera ultrasónica en la capa superior del agua. Los transmisores adaptan el programa ultrasónico interactivamente, basándose en el tipo de alga. Cada programa contiene diferentes tipos de parámetros ultrasónicos. Esto permite un tratamiento más efectivo y una vida útil mas larga de los dispositivos ultrasónicos.

Un transmisor tiene un tratamiento ultrasónico de 200. Los transmisores envían ondas de ultrasonido de varias frecuencias específicas, amplitudes, formas de onda y duración de señal en el agua, que controlan las algas mediante presión de sonido.



2.2. Elementos del sistema

1. Tratamiento ultrasónico para control de algas
2. Caja de control

1. Tratamiento ultrasónico para control de algas



Transmisor ultrasónico para un control efectivo de algas

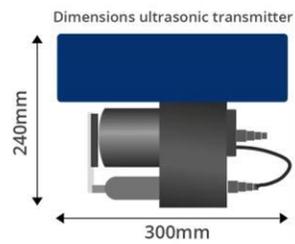
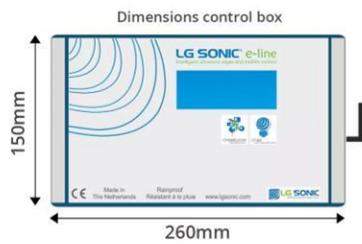
- Rango de tratamiento hasta 200 metros por dispositivo
- Integrated Aquawiper™, un sistema de limpieza automática para el transmisor principal
- Chameleon Technology™ permite cambiar el programa de ultrasonidos según las condiciones del agua

2. Caja de control



Caja de control, con protección a la interperie

- Diseño a prueba de agentes atmosféricos para protección contra las condiciones externas
- Pantalla de LCD con botones de comandos para seleccionar 12 programas ultrasónicos diferentes
- Posibilita la adición de 1, 2 o 4 transmisores a un solo control box
- Control por GSM/GPRS permite al usuario monitorear y cambiar el programa de ultrasonido a distancia



2.3. Especificaciones técnicas

Tabla 7: Especificaciones técnicas

Componente	Incluido
Transmisor ultrasónico	<ul style="list-style-type: none"> • Tecnología camaleón™ • 12 programas ultrasónicos preinstalados • Max freq/programa, 80 • Generador ultrasónico integrado en el transmisor ultrasónico - Cable transmisor, 20m/65 ft (Extensión posible) • Flotador
Caja de control	<ul style="list-style-type: none"> • Elija entre 1, 2, o 4 salidas de transmisor en una caja de control • Pantalla LCD con botones de control • Monitoreo de control remoto GSM/GPRS • Voltaje de entrada AC, 100-240V AC, 50/60hz • Voltaje de entrada DC, 24V DC • Consumo Eléctrico, 5-40 Watt • Diseño resistente a la interperie, aluminio • Protección de entrada, IP67
Aquawiper™	<ul style="list-style-type: none"> • Carcasa submarina IP69 • Ángulo de giro de 360° • Cepillo de diseño industrial
Sistema de Energía Solar *	<ul style="list-style-type: none"> • Panel solar 195 WP • 2x 12 Volt, Baterías 60Ah • Regulador solar • Las monturas o postes del panel son opcionales
e-line tester™*	<ul style="list-style-type: none"> • Compruebe la intensidad del dispositivo LG Sonic en todos los puntos del cuerpo de agua tratado, verifique que está trabajando correctamente, enviando el programa correcto y si el ultrasonido se propaga por todo el cuerpo de agua • Incluye bastón ajustable de 100 a 200 cm (3-6 ft)
Flexi-arm™ *	<ul style="list-style-type: none"> • Brazo articulado de 1 metro para una fácil instalación • El brazo flexible se puede extender hasta 3 metros
Installation bracket™*	<ul style="list-style-type: none"> • Permite instalar el transmisor ultrasónico sin flotador • Remueva fácilmente el transmisor ultrasónico para revisiones de mantenimiento • Revestido en acero inoxidable • Longitud de 40 cm

* El sistema de energía solar, el e-line Tester, Brazo articulado y el soporte metálico de instalación son opcionales

3. Entrega y garantía

3.1. Método de entrega

Aéreo/marítimo/terrestre

Método de envío: términos DAP (Delivery at Place)

Tiempo de entrega

Los productos serán enviados dentro de 8 días después de recibir el pago. El tiempo de envío depende del método de entrega: de 1 a 3 semanas.

3.2. Garantías

LG Sonic BV, productor de los sistemas, confía en la fiabilidad de los equipos manufacturados y garantiza la calidad del ensamblaje y los materiales usados.

La garantía está limitada a defectos en los materiales y de fabricación, cubriendo periodos de UNO, DOS o TRES AÑOS después de la fecha de compra para diferentes partes del sistema LG Sonic e-line.

Los años de garantía cubiertos asignados por componentes a continuación se explican en detalle:

Tabla 8: Período de garantía por componentes

Componente	Años de Garantía
Transmisor ultrasónico	3
Caja de control	3
Aquawiper™	2
Sistema de energía solar*	2
e-line tester™*	2
Flexi-arm™ *	2
Installation bracket™*	2

* El sistema de energía solar, el e-line Tester, Brazo articulado y el soporte metálico de instalación son opcionales

4. Perfil de la compañía

Soluciones de control de algas

LG Sonic es una empresa holandesa que tiene como misión eliminar los productos químicos del medio ambiente. Es así que nuestra compañía ha desarrollado tecnología libre de químicos para el control del algas sin perturbar el equilibrio natural de los ecosistemas acuáticos.



Propuesta de valor

Las floraciones de algas en lagos y reservorios causan varios problemas ambientales y operativos, deteriorando la calidad del agua y perjudicando bombas, filtros y otros elementos de operación. Ofreciendo una solución respetuosa con el medio ambiente y libre de químicos, la compañía holandesa LG Sonic ha desarrollado el sistema MPC Buoy, que Mide, Predice y Controla la floración de cianobacterias y algas verdes. MPC-Buoy es una plataforma flotante alimentada por energía solar que monitorea constantemente la calidad del agua y controla la proliferación de algas por medio de la tecnología del ultrasonido. Hasta el momento se han instalado con éxito unidades MPC-Buoy en Colombia, España, Reino Unido, Estados Unidos, Canadá, Chile, Irán y Malasia entre otros.

Nuestra experiencia

- Coordinador de diferentes proyectos europeos FP7 y Horizonte 2020: ClearWater PMPC yDronic: desarrollo de vehículos acuáticos no tripulados para identificar y controlar brotes de algas (€3.2 millones)
- Socio oficial de innovación de American Water, la empresa de agua y saneamiento más grande de Estados Unidos.
- Ganadora de varios premios de innovación: Aquatech Innovation Award (2015), Global TAGexcellence award (2015), WssTP Water Innovation Award (2014) entre otros