



CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA Y MICROBIOLÓGICA DE  
CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE MICROCISTINA-LR EN LA PLANTA  
POTABILIZADORA EL BORDO, PACHUCA DE SOTO, HIDALGO

BAJO LA OPCIÓN:  
OPCIÓN I (TESIS PROFESIONAL)

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
INGENIERA QUÍMICA

PRESENTA:  
STEPHANIE URBAN ISLAS

ASESOR:  
M. EN C. ROSA SILVA BADILLO

SINODALES:  
M. A. C. ELODIA CLAUDIA GUERRERO ORTIZ  
L. Q. A. JOSÉ GUILLERMO ROMERO CUEVAS

Pachuca de Soto, Hgo. DICIEMBRE 2023

162 páginas





Pachuca de Soto, Hidalgo, **1/Diciembre/2023**

No. de oficio: **DIQyB-107-2023**

Asunto: **ACEPTACIÓN DE TEMA Y OPCIÓN**

**C. STEPHANIE URBAN ISLAS  
PRESENTE**

Con el presente me permito informarle que el tema **Caracterización fisicoquímica y microbiológica de cianobacterias productoras de Microcistina-LR en la planta potabilizadora El Bordo, Pachuca de Soto, Hidalgo** ha sido **ACEPTADO** para ser presentado por la **OPCIÓN I (TESIS PROFESIONAL)** contemplada en la normatividad vigente para tal efecto.

Por lo anterior se le ha designado como **ASESORA** a **M. en C. ROSA SILVA BADILLO**, como comisión revisora a la **M.A.C. ELODIA CLAUDIA GUERRERO ORTIZ** y **LIC. JOSÉ GUILLERMO ROMERO CUEVAS**. Una vez hecha la revisión final se liberará por dicho comité para su impresión y proceder a sustentar al **ACTO DE RECEPCIÓN PROFESIONAL**

**ATENTAMENTE**

Excelencia en Educación Tecnológica®  
"El Hombre Alimenta el Ingenio en Contacto con la Ciencia"

**L.Q.A. JOSÉ GUILLERMO ROMERO CUEVAS**  
**JEFE DEL DEPTO. DE ING. QUÍMICA Y BIOQUÍMICA**



c.c.p. archivo  
JGRC/bfa



Pachuca de Soto, Hidalgo **15/Diciembre/2023**

No. de Oficio: DIQyB-107-2023

ASUNTO: Liberación de Proyecto para Titulación integral

**STEPHANIE URBAN ISLAS**  
No. de Control: 18201040  
Egresada del Programa Educativo de Ing. Química y Bioquímica  
**Presente**

Por este medio informo que ha sido liberado el siguiente proyecto para la titulación integral:

Nombre del proyecto:	Caracterización fisicoquímica y microbiológica de cianobacterias productoras de Microcistina-LR en la planta potabilizadora El Bordo, Pachuca de Soto, Hidalgo
Producto:	OPCIÓN I (TESIS PROFESIONAL)

Agradezco de antemano su valioso apoyo en esta importante actividad para la formación profesional de nuestros egresados.

**ATENTAMENTE**  
Excelencia en Educación Tecnológica  
"El hombre Alimenta el Ingenio en Contacto con la Ciencia"

**L.Q.A. JOSÉ GUILLERMO ROMERO CUEVAS**  
JEFE DEL DEPTO. DE ING. QUÍMICA Y BIOQUÍMICA



c.c.p.- archico  
JGRC/bfa.



## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco a Dios por la brindarme bendición de haber concluido mis estudios profesionales, por acompañarme y guiarme en cada etapa de mi vida y escucharme cuando nadie más podía hacerlo.

Doy gracias por tener a Ivonne como madre, porque ha trabajado arduamente día con día desde que tengo memoria para ver realizadas mis metas, por protegerme y procurarme en todos los aspectos posibles, sin ella, no me encontraría concluyendo uno de mis sueños más anhelados.

A mi hermana Michelle, quien me motiva y me impulsa a tomar riesgos, por su compañía y apoyo a lo largo de éste viaje.

A Leopoldo, quien siempre ha creído en mí, mostrándome su apoyo incondicional y me ha acompañado en los momentos más difíciles y decisivos de mi crecimiento profesional.

A mi perrito Leo, quien llegó a mi vida desde que empecé mis estudios profesionales y desde entonces, ha sido mi compañero de madrugada en las noches de desvelo y mi fiel amigo en los momentos de debilidad.

Por último, gracias a mis asesores y a mis maestros, quienes son parte importante de mi formación académica, por su disponibilidad y profesionalismo en el desarrollo de éste trabajo, por la retroalimentación y el apoyo.

## **RESUMEN**

La eutrofización de los ambientes acuáticos es un problema ambiental que favorece el crecimiento masivo de floraciones de cianobacterias, capaces de producir potentes toxinas en el medio provocando problemas de salud pública. Las microcistinas son toxinas producidas por diferentes especies de cianobacterias, y representan un asunto de interés sanitario, debido a su actividad promotora tumoral y capacidad genotóxica en los seres humanos, por consumo y uso de agua contaminada. La Microcistina-LR es la toxina más comúnmente encontrada en cuerpos de agua eutróficos, y es la única variante de microcistinas regulada por la NOM-127-SSA1-2021, la cual, establece que la Microcistina-LR debe ser determinada cuando el agua provenga de fuentes superficiales o la fuente de suministro de agua potable tenga influencia de agua superficial, como es el caso de la planta potabilizadora “El Bordo” en el estado de Hidalgo, donde sus principales fuentes de abastecimiento son las presas Jaramillo y Estanzuela, ecosistemas con altas concentraciones de nutrientes y presencia de colonias de cianobacterias. Sin embargo, actualmente existen diversos métodos de tratamiento para eliminar las cianobacterias y las cianotoxinas que liberan, los cuales poseen diferentes tasas de efectividad, disponibilidad y rentabilidad.

## CONTENIDO

<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>I</b>
<b>RESUMEN</b> .....	<b>II</b>
<b>ÍNDICE DE TABLAS</b> .....	<b>VII</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b> .....	<b>IX</b>
<b>CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
<b>CAPÍTULO 2: JUSTIFICACIÓN</b> .....	<b>3</b>
<b>CAPÍTULO 3: OBJETIVOS GENERAL Y ESPECÍFICOS</b> .....	<b>4</b>
3.1. Objetivo general.....	4
3.2. Objetivos específicos .....	4
<b>CAPÍTULO 4: ESTADO DEL ARTE</b> .....	<b>5</b>
4.1. Clasificación taxonómica de cianobacterias productoras de MC-LR.....	5
4.2. Métodos de tratamiento para la eliminación de cianobacterias productoras de MC-LR.....	7
4.2.1. Coagulación, floculación y filtración .....	7
4.2.2. Cloración .....	9
4.2.3. Ozonización.....	10
4.2.4. Procesos de membrana: ósmosis inversa, nanofiltración y ultrafiltración .....	11
4.2.5. Adsorción por carbón activado.....	11
4.3. Ventajas y desventajas de los métodos de tratamiento .....	13
4.4. Mecanismo de adsorción de cianotoxinas por carbón activado .....	16
4.5. Eficacia de la adsorción por carbón activado para la eliminación de cianotoxinas .....	17
4.6. Métodos de regeneración de carbón activado .....	18
<b>CAPÍTULO 5: FUNDAMENTO TEÓRICO</b> .....	<b>23</b>
5.1. Cianobacterias .....	23
5.1.1. Definición .....	23
5.1.2. Características principales.....	23
5.1.3. Características morfológicas.....	24
5.2. Factores medioambientales para el crecimiento de cianobacterias .....	25

5.2.1. Eutrofización .....	25
5.2.2. Calentamiento global .....	26
5.3. Formación de cianotoxinas .....	27
5.3.1. Clasificación de cianotoxinas .....	27
5.3.2. Características morfológicas de las cianotoxinas .....	28
5.4. Microcistinas .....	30
5.4.1. Estructura química y clasificación de microcistinas .....	30
5.4.2. Género microcystis .....	31
5.5. Mecanismo de toxicidad en seres humanos .....	32
5.6. Caracterización fisicoquímica del agua potable .....	32
5.6.1. Norma oficial mexicana NOM-127-SSA1-2021: Agua para uso y consumo humano. límites permisibles de la calidad del agua.....	33
<b>CAPÍTULO 6: PROCEDIMIENTO.....</b>	<b>40</b>
6.1. Descripción del proceso de potabilización en planta "El Bordo" .....	41
6.1.1. Alimentación de agua .....	43
6.1.2. Cloración.....	43
6.1.3. Coagulación.....	43
6.1.4. Floculación.....	45
6.1.5. Sedimentación .....	45
6.1.6. Filtración .....	46
6.1.7. Desinfección .....	47
6.2. Muestreo .....	47
6.2.1. Identificación de los puntos de muestreo.....	48
6.2.2. Frecuencia del muestreo de los sistemas de abastecimiento.....	49
6.2.3. Procedimientos de muestreo para análisis fisicoquímicos y microbiológicos.....	49
6.2.4. Manejo de muestras .....	53
6.3. Análisis fisicoquímicos .....	54
6.3.1. Determinación de parámetros físicos en el agua de planta potabilizadora "El Bordo".....	55
6.3.1.1. Determinación de cloro libre residual.....	55
6.3.1.2. Determinación de conductividad, pH y temperatura .....	56

6.3.1.3. Determinación de color.....	60
6.3.1.4. Determinación de turbiedad.....	61
6.3.1.5. Determinación de alcalinidad.....	63
6.3.1.6. Determinación de dureza total y dureza de calcio .....	65
6.3.1.7. Determinación de cloruros (Cl <sup>-</sup> ) .....	68
6.3.1.8. Determinación de sulfatos (SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> ) .....	70
6.3.1.9. Determinación de fluoruros (F <sup>-</sup> ) .....	73
6.3.1.10. Determinación de nitrógeno de nitritos NO <sub>2</sub> .....	75
6.3.1.11. Determinación de nitrógeno de nitratos NO <sub>3</sub> .....	77
6.3.1.12. Determinación de hierro (Fe).....	80
6.3.1.13. Determinación de manganeso (Mn).....	82
6.4. Análisis microbiológicos .....	85
6.4.1. Conservación y almacenamiento de muestras .....	86
6.4.2. Detección de células cianobacterianas mediante el equipo Fluoroprobe III.....	86
6.4.3. Reconocimiento microscópico de cianobacterias simple y por tinción de Gram.....	91
6.4.3.1. Reconocimiento microscópico simple.....	91
6.4.3.2. Método de la tinción de Gram.....	92
6.4.4. Identificación de cianobacterias productoras de MC-LR.....	94
6.4.5. Propuesta del método de tratamiento para la eliminación de cianobacterias productoras de MC-LR.....	94
6.4.6. Filtro de carbón activado a escala piloto para el tratamiento de cianobacterias productoras de MC-LR.....	96
<b>CAPÍTULO 7: EVALUACIÓN .....</b>	<b>99</b>
7.1. Balance de materia y servicios de la planta “El Bordo” .....	99
7.2. Muestreos realizados .....	101
7.3. Calidad fisicoquímica del agua de entrada y salida de la planta “El Bordo”.....	104
7.3.1. Calidad física del agua.....	104
7.3.2. Calidad química del agua .....	109

7.4.Resultados del equipo Fluorprobe III para la detección de cianobacterias.....	117
7.4.1. Concentración de cianobacterias y algas en el agua de salida de la planta “El Bordo” .....	117
7.4.2. Número de células de cianobacterias y algas en el agua de salida de la planta “El Bordo” .....	122
7.5.Identificación de cianobacterias productoras de mc-Lr por reconocimiento microscópico .....	127
7.5.1. Especies de microcystis identificadas.....	127
7.5.2. Especies de algas identificadas .....	132
<b>CAPÍTULO 8: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....</b>	<b>135</b>
8.1. Conclusiones.....	135
8.2. Recomendaciones .....	138
8.2.1. Propuesta teórica de método de tratamiento para eliminación de MC-LR.....	138
8.2.2. Sistema de adsorción cíclico por lotes.....	138
8.2.3.Sistema de regeneración de carbón activado: regeneración por vapor.....	141
8.2.3.1. Etapa de desorción por calentamiento con vapor de agua.....	142
8.2.3.2. Etapa de secado con gas inerte .....	143
<b>BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>144</b>
<b>ANEXO .....</b>	<b>151</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 4-1. Clasificación taxonómica de cianobacterias productoras de microcistinas .....	6
Tabla 4-2. Ventajas y desventajas de los métodos de tratamiento para la eliminación de cianotoxinas .....	14
Tabla 4-3. Eficacia del tratamiento para células de cianobacterias y cianotoxinas (OMS, 2017).....	17
Tabla 4-4. Rendimiento del tratamiento para células cianobacterianas, cianotoxinas intracelulares/extracelulares, geosmina y 2-metilisoborneol (OMS, 2015).....	18
Tabla 4-5. Métodos de regeneración de carbón activado (Geankoplis, 2014; El Gamal, 2018; Shaha, Pre y Alappat, 2013).....	20
Tabla 5-1. Límites permisibles parámetros físicos (NOM-127-SSA1-2021) .....	35
Tabla 5-2. Métodos de prueba para la determinación de los parámetros físicos del agua (CAASIM) .....	35
Tabla 5-3. Límites permisibles parámetros químicos (NOM-127-SSA1-2021) .....	37
Tabla 5-4. Métodos de prueba para la determinación de los parámetros químicos del agua (CAASIM) .....	38
Tabla 5-5. Límites permisibles metales y metaloides (NOM-127-SSA1-2021).....	39
Tabla 6-1. Preservación de muestras para análisis fisicoquímicos (NOM-230-SSA1-2002) .....	51
Tabla 6-2. Especificaciones del equipo HI9811-51 .....	57
Tabla 6-3. Alícuota en función de la conductividad de la muestra para sulfatos ...	71
Tabla 6-4. Procedimiento de medición de cianobacterias mediante el equipo FluoroProbe III.....	89
Tabla 6-5. Diferencias entre bacterias Gram positivas y Gram negativas (Coordinación de Universidad Abierta y Educación a Distancia de la UNAM, 2017) .....	92
Tabla 6-6. Coloración por tinción de bacterias Gram positivas y Gram negativas	94
Tabla 6-7. Especificaciones del filtro de carbón activado granular .....	97
Tabla 7-1. Balance de materia planta potabilizadora “El Bordo” .....	100

Tabla 7-2. Servicios de unidades de proceso, planta potabilizadora “El Bordo” .	100
Tabla 7-3. Muestreos realizados en el mes de febrero .....	101
Tabla 7-4. Muestreos realizados en el mes de marzo.....	102
Tabla 7-5. Muestreos realizados en el mes de abril .....	103
Tabla 7-6. Muestreos realizados en el mes de mayo .....	103
Tabla 7-7. Resultados de calidad física del agua .....	105
Tabla 7-8. Promedio de parámetros físicos.....	106
Tabla 7-9. Resultados de calidad química del agua.....	110
Tabla 7-10. Promedio de parámetros químicos.....	111
Tabla 7-11. Promedio de parámetros químicos (continuación) .....	111
Tabla 7-12. Concentración de diferentes tipos de algas en el agua de salida de planta El Bordo.....	118
Tabla 7-13. Recuento total de células de diferentes tipos de algas en el agua de salida planta El Bordo .....	123
Tabla 7-14. Especies de cianobacterias identificadas en las muestras de agua.	127
Tabla 7-15. Características morfológicas de M. aeruginosa, M. viridis y M. wesenbergii.....	128
Tabla 7-16. Especies de algas identificadas en las muestras de agua .....	132
Tabla 7-17. Clasificación taxonómica de diferentes especies de algas.....	132
Tabla 8-1. Corrientes de proceso sistema de adsorción con carbón activado por lotes.....	140
Tabla 8-2. Servicios auxiliares en el proceso de regeneración por vapor .....	142
Tabla 9-1. Mililitros gastados de disoluciones valoradas para cálculos de alcalinidad, durezas y cloruros .....	156
Tabla 9-2. Valores de absorbancia para cálculos de sulfatos, fluoruros, nitritos, nitratos, hierro y manganeso .....	157
Tabla 9-3. Tabulación de concentración vs absorbancia para sulfatos .....	159
Tabla 9-4. Tabulación de concentración vs absorbancia para fluoruros .....	159
Tabla 9-5. Tabulación de concentración vs absorbancia para nitratos.....	160
Tabla 9-6. Tabulación de concentración vs absorbancia para nitritos.....	161
Tabla 9-7. Tabulación de concentración vs absorbancia para hierro .....	161

Tabla 9-8. Tabulación de concentración vs absorbancia para manganeso.....	162
---	-----

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 4.1. Proceso de coagulación-floculación.....	8
Figura 4.2. Macroporos, mesoporos y microporos del carbón activado .....	16
Figura 5.1. Floraciones de cianobacterias en medio acuático.....	23
Figura 5.2. Estructura de célula procarionte.....	24
Figura 5.3. Proceso de estratificación y formación de cianobacterias en cuerpos de agua (Thomas y Litchman, 2016).....	26
Figura 5.4. Clasificación general de cianotoxinas .....	28
Figura 5.5. Acinetos (Sivonen, 2019) .....	29
Figura 5.6. Heterocistos (Xiao, Li, y Reynolds, 2018). .....	29
Figura 5.7. Tricoma conformado por acineto y heterocisto (Xiao, Li, y Reynolds, 2018).....	29
Figura 5.8. Estructura química de las microcistinas (Pérez, Soraci y Tapia, 2018).....	31
Figura 6.1. Metodología de desarrollo.....	40
Figura 6.2. Planta Potabilizadora "El Bordo" .....	41
Figura 6.3. Diagrama de flujo de proceso de la planta potabilizadora "El Bordo" ..	42
Figura 6.4. Flujo de sulfato de aluminio añadido al agua bruta .....	44
Figura 6.5. Prueba de Jarras.....	45
Figura 6.6. Canal de mezcla.....	45
Figura 6.7. Tanques sedimentadores de lodos .....	46
Figura 6.8. Filtros de arena y grava.....	46
Figura 6.9. Sistema de retrolavado de medios filtrantes .....	47
Figura 6.10. Área de dosificación de gas cloro.....	47
Figura 6.11. Distribución de puntos de muestreo de la planta potabilizadora "El Bordo" .....	48
Figura 6.12. Punto de muestreo de la salida de agua de planta "El Bordo" a la red .....	48

Figura 6.13. Procedimiento para puntos de muestreo de bomba de mano o grifo o válvula (NOM-230-SSA1-2002).....	50
Figura 6.14. Procedimiento de muestreo cuerpo de agua superficial o tanque de almacenamiento (NOM-230-SSA1-2002).....	52
Figura 6.15. Muestreo de agua de salida de planta potabilizadora "El Bordo" .....	53
Figura 6.16. Muestreo del agua de entrada de presas Jaramillo y Estanzuela .....	53
Figura 6.17. Diagrama de flujo de análisis fisicoquímicos de agua .....	54
Figura 6.18. Determinación de cloro libre residual por comparación colorimétrica	56
Figura 6.19. Medición de conductividad, pH y temperatura .....	59
Figura 6.20. Registro y reporte de resultados .....	59
Figura 6.21. Determinación de alcalinidad .....	65
Figura 6.22. Determinación de dureza total y dureza de calcio.....	67
Figura 6.23. Dureza total y Dureza de calcio.....	68
Figura 6.24. Determinación de cloruros .....	69
Figura 6.25. Determinación de sulfatos.....	72
Figura 6.26. Preparación de muestras para determinación de fluoruros.....	74
Figura 6.27. Lectura de absorbancia de muestras para fluoruros .....	75
Figura 6.28. Determinación de nitrógeno de nitritos.....	77
Figura 6.29. Determinación de nitrógeno de nitratos.....	79
Figura 6.30. Lectura de absorbancia de muestras para nitrógeno de nitratos .....	79
Figura 6.31. Determinación de hierro .....	82
Figura 6.32. Determinación de manganeso .....	84
Figura 6.33. Diagrama de flujo para identificación y caracterización de cianobacterias productoras de MC-LR .....	85
Figura 6.34. Componentes y estructura del equipo FluoroProbe III .....	87
Figura 6.35. Diagrama de flujo de reconocimiento microscópico de cianobacterias .....	91
Figura 6.36. Metodología propuesta de método de tratamiento para la eliminación de MC-LR.....	95
Figura 6.37. Sistema de filtros de carbón activado granular .....	97
Figura 6.38. Diagrama de flujo de proceso filtros de carbón activado granular .....	98

Figura 6.39. Bomba hidroneumática .....	99
Figura 6.40. Operación del filtro de carbón activado .....	99
Figura 7.1. Muestras mes de febrero .....	101
Figura 7.2. Muestras mes de marzo .....	102
Figura 7.3. Muestras mes de mayo .....	103
Figura 7.4. Gráfico de comportamiento de cloro libre residual .....	106
Figura 7.5. Gráfico de comportamiento de conductividad electrolítica .....	107
Figura 7.6. Gráfico de comportamiento de pH y Temperatura .....	107
Figura 7.7. Gráfico de comportamiento de color verdadero y turbiedad.....	109
Figura 7.8. Gráfico de comportamiento de alcalinidad y sulfatos .....	112
Figura 7.9. Vire de alcalinidad a la fenolftaleína.....	113
Figura 7.10. Gráfico de comportamiento de dureza total y dureza de calcio.....	113
Figura 7.11. Gráfico de comportamiento de cloruros .....	114
Figura 7.12. Gráfico de comportamiento de fluoruros, nitritos y nitratos .....	115
Figura 7.13. Análisis de nitritos en muestra de agua de salida de filtro de carbón activado .....	116
Figura 7.14. Gráfico de comportamiento de hierro y manganeso.....	116
Figura 7.15. Tabla de resultados de concentración de los tipos de alga medidos por el FluoroProbe III.....	117
Figura 7.16. Gráfica de concentración vs tiempo .....	121
Figura 7.17. Gráfica de concentración total vs tiempo .....	121
Figura 7.18. Concentración final de cianobacterias en el agua de salida de planta El Bordo.....	122
Figura 7.19. Gráfica células vs tiempo .....	125
Figura 7.20. Gráfica células totales vs tiempo.....	125
Figura 7.21. Células totales de cianobacterias en el agua de salida de planta El Bordo.....	126
Figura 7.22. Células de <i>Microcystis aeruginosa</i> , 100x .....	129
Figura 7.23. Colonias de <i>Microcystis viridis</i> , 40x.....	129
Figura 7.24. Subcolonia <i>M.viridis</i> a), 100x .....	130
Figura 7.25. Subcolonia <i>M.viridis</i> b) y c), 100x.....	130

Figura 7.26. Colonias <i>M. wesenbergii</i> tinción de Gram, 100x .....	131
Figura 7.27. Resultados de análisis de agua tratada con filtro de carbón activado, 100x .....	131
Figura 7.28. <i>Tribonema minus</i> , 100x.....	133
Figura 7.29. <i>Ulothrix tenerrima</i> , 100x .....	133
Figura 7.30. <i>Sphaeroplea annulina</i> , 100x.....	134
Figura 7.31. <i>Vorticella campanula</i> tinción de Gram, 40x .....	134
Figura 8.1. Propuesta de sistema de adsorción con carbón activado por lotes ..	139
Figura 9.1. Curva de calibración de sulfatos .....	159
Figura 9.2. Curva de calibración de fluoruros.....	160
Figura 9.3. Curva de calibración de nitratos .....	160
Figura 9.4. Curva de calibración de nitritos .....	161
Figura 9.5. Curva de calibración de hierro .....	162
Figura 9.6. Curva de calibración de manganeso .....	162

## CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN

Las cianobacterias o cianofíceas, son microorganismos procariontes que desarrollan fotosíntesis oxigénica y contienen pigmentos fotosintéticos típicos de algas eucariontes y plantas. Las cianobacterias poseen una amplia diversidad morfológica, por lo que tienden a formar colonias o floraciones acuáticas en cuerpos de agua eutróficos. Los ecosistemas eutróficos, son aquellos que se encuentran enriquecidos con altas concentraciones de nutrientes, principalmente nitrógeno y fósforo, los cuales, promueven el crecimiento de fitoplancton y su acumulación.

La planta potabilizadora “El Bordo” ubicada en el municipio de Mineral del Chico, en el estado de Hidalgo, es la primera planta potabilizadora y sistema de abastecimiento de agua de la Comisión de Agua y Alcantarillado de Sistemas Intermunicipales (CAASIM), cuenta con una antigüedad aproximada de 100 años, y es alimentada por las presas Jaramillo y Estanzuela, las cuales poseen altos índices de nutrientes debido a su localización geográfica y a diversos factores ambientales que favorecen el crecimiento y desarrollo de cianobacterias.

La presencia masiva de cianobacterias en los cuerpos de agua representa un problema toxicológico para los seres humanos y otros organismos presentes en el ecosistema, debido a que producen microorganismos altamente tóxicos, denominados cianotoxinas. La microcistina es la toxina más frecuentemente detectada en aguas superficiales, y son producidas por diferentes especies de cianobacterias. Actualmente, existen más de 80 variantes de microcistinas, siendo la Microcistina-LR la más común. Ésta especie crece a veces de forma anormal en aguas superficiales originando intoxicaciones tanto en animales como en humanos, por lo que está considerada un problema ambiental y sanitario, principalmente.

Por este motivo, la CAASIM se encarga de operar, mantener y administrar el sistema de abastecimiento, con el fin de asegurar y preservar la calidad del agua que se entrega al consumidor por los sistemas de abastecimiento públicos y privados, sometiéndola a tratamientos de potabilización a efecto de hacerla y mantenerla apta para uso y consumo humano, ajustándose a los lineamientos de la

NOM-127-SSA1-2021, la cual establece los límites permisibles de la calidad del agua potable.

Hoy en día existen diversos métodos de tratamiento físicos, químicos y biológicos para eliminar las cianobacterias que causan la Microcistina-LR, sin embargo, no todos muestran el mismo nivel de eficacia para su remoción de los cuerpos de agua, a su vez, no todos los procesos de tratamiento son rentables para cualquier tipo de planta potabilizadora. Por este motivo, se realiza una revisión de los métodos de tratamiento más utilizados para la eliminación de cianotoxinas, haciendo énfasis en el estudio de la adsorción por carbón activado.

De acuerdo con lo anterior, en éste proyecto se identifican los géneros y especies de cianobacterias que puedan ocasionar la liberación de Microcistina-LR, presentes en muestras de agua provenientes de las presas Jaramillo, Estanzuela, y de la planta potabilizadora “El Bordo”, de acuerdo con sus características morfológicas empleando técnicas microbiológicas. De igual forma, se realiza el planteamiento de la propuesta de incorporar un sistema de adsorción por carbón activado como método de tratamiento para la eliminación de éstas cianotoxinas.

## **CAPÍTULO 2: JUSTIFICACIÓN**

Las presas o depósitos de agua con alto contenido de nutrientes (eutróficos), utilizados como suministro de agua para consumo humano son ambientes propicios para el desarrollo de diversos tipos de cianobacterias, como es el caso de las presas Jaramillo y Estanzuela, que abastecen la planta potabilizadora “El Bordo”. La floración de cianobacterias representa un importante problema de calidad del agua, ya que ciertas especies son capaces de producir toxinas (cianotoxinas). Existen diversos grupos de compuestos tóxicos asociados a las cianobacterias, sin embargo, los más comúnmente estudiados son neurotoxinas y hepatotoxinas.

Existen diversos géneros de hepatotoxinas que dan origen al desarrollo de Microcistina-LR. Cuando esta toxina se encuentra presente en agua de uso y consumo humano puede ocasionar graves problemas ambientales y de salud para la población. Debido a esto, la NOM-127-SSA1-2021, en el apartado 5.6 “Especificaciones sanitarias de fitotoxinas”, establece que, la Microcistina-LR se debe determinar cuando el agua provenga de fuentes superficiales o la fuente de suministro tenga influencia de agua superficial, a su vez, ésta no deberá exceder el límite máximo permisible; por ello, es de suma importancia la detección e identificación oportuna de los diferentes géneros y especies de cianobacterias productores de Microcistina-LR, para aplicar el método de tratamiento más adecuado para su eliminación del agua proveniente de la planta potabilizadora “El Bordo”, una de las principales fuentes de abastecimiento de agua potable de la CAASIM.

## **CAPÍTULO 3: OBJETIVOS GENERAL Y ESPECÍFICOS**

### **3.1. OBJETIVO GENERAL**

Caracterizar, identificar y eliminar las cianobacterias que producen la Microcistina-LR en el agua proveniente de la planta potabilizadora “El Bordo” en Pachuca de Soto, Hidalgo.

### **3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Realizar la caracterización fisicoquímica y microbiológica de muestras de agua provenientes de las presas Estanzuela, Jaramillo y planta potabilizadora “El Bordo” en base a la NOM-127-SSA1-2021.
2. Aplicar los análisis microbiológicos correspondientes para la detección de las cianobacterias presentes en el agua de las presas, Estanzuela, Jaramillo y planta potabilizadora “El Bordo”.
3. Identificar los diferentes géneros y especies de cianobacterias productoras de Microcistina-LR presentes en las muestras de agua.
4. Proponer un método de tratamiento alternativo para la eliminación de las cianobacterias productoras de Microcistina-LR en la planta potabilizadora.

## CAPÍTULO 4: ESTADO DEL ARTE

### 4.1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE MC-LR

Generalmente, las cianobacterias se suelen clasificar de manera taxonómica en tres órdenes:

1. ***Chroococcales***: cianobacterias unicelulares o coloniales, agrupadas y envueltas por una matriz mucilaginosa. Se reproducen mediante división binaria en uno, dos, tres o más planos.
2. ***Oscillatoriales***: filamentos sin heterocistos ni acinetos; pueden estar envueltos o rodeados por vainas, que son capas mucilaginosas firmes, finas y gruesas, alrededor de células y tricomas. Se reproducen por división celular en un plano perpendicular al eje del tricoma.
3. ***Nostocales***: filamentos con células diferenciadas, que presentan heterocistos y acinetos; pueden presentar falsas ramificaciones. Se reproducen por medio de división celular en un plano perpendicular al eje del tricoma, a través de hormogonios, que son fragmentos del tricoma que al desprenderse origina un nuevo organismo.

Existen más de 80 variantes de microcistinas identificadas actualmente, donde solo unas pocas se presentan frecuentemente y en altas concentraciones en cuerpos de agua superficiales y en los sistemas de distribución de agua potable. La tabla 4-1 muestra la clasificación taxonómica de los géneros de cianobacterias que pueden contener y liberar microcistinas con mayor frecuencia.

Tabla 4-1. Clasificación taxonómica de cianobacterias productoras de microcistinas

Orden	Géneros Productores	Especie
Chroococcales	Microcystis	aeruginosa
		botrys
		flos-aquae
		ichthyoblabe
		novacekii
		panniformis
		viridis
		wesenbergii
	Woronichinia	naegeliana
Nostocales	Anabaena	affinis
		bergii
		circinalis
		crassa
		cylindrica
		flos-aquae
		lemmermannii
		macrospora
		mendotae
		perturbata
		planctonica
		solitaria
		Anabaenopsis
	elenkinii	
	milleri	
	Aphanizomenon	aphanizomenoides
		flos-aquae
		gracile
		issatschenkoi
		ovalisporum
Oscillatoriales	Limnothrix	redekei
	Planktothrix	agardhii
		isothrix
		rubescens

En base a la bibliografía consultada, la ***Microcystis aeruginosa*** es la especie con mayor grado de toxicidad registrada, y la que genera la mayor cantidad de microcistinas en los cuerpos de agua, especialmente la MC-LR. Via-Ordorika et al.

(2018), realizaron un estudio acerca de la distribución de diferentes especies de *Microcystis* productoras y no productoras de microcistinas en masas de agua dulce europeas, en donde la mayor proporción de colonias que contenían microcistina se encontró en *Microcystis aeruginosa* (72%) y *Microcystis botrys* (90%). Sólo la mitad de las colonias de *Microcystis flos-aquae* y *Microcystis panniformis* (50% y 53%) se identificaron como productoras de microcistina. Por el contrario, *Microcystis ichthyoblabe* (20%) y *Microcystis viridis* (10%) mostraron proporciones bastante bajas de productores de microcistina. De igual forma, el análisis de *Microcystis wesenbergii* resultó en bajas proporciones de genotipos productores de microcistina.

En otro estudio realizado por Harada et al. (2013), las colonias de *Microcystis viridis* revelaron una baja proporción de genotipos productores de microcistina. Por el contrario, la proporción de colonias productoras de microcistina asignadas a *Microcystis aeruginosa* fue elevada.

## **4.2. MÉTODOS DE TRATAMIENTO PARA LA ELIMINACIÓN DE CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE MC-LR**

La presencia de cianobacterias en los cuerpos de agua potable se ha vuelto una preocupación a nivel mundial debido a su facilidad para crear cianotoxinas que pueden ser nocivas para la salud, tales como la MC-LR. Por este motivo, se han realizado numerosas investigaciones acerca de métodos de tratamiento para su eliminación y como pueden ser implementados en los sistemas de potabilización para garantizar la calidad del agua y hacerla apta para uso y consumo humano evitando problemas de salud sanitaria.

A continuación, se describen los métodos de tratamiento más comúnmente utilizados para la eliminación de cianobacterias productoras de MC-LR, así como su nivel de efectividad.

### **4.2.1. COAGULACIÓN, FLOCULACIÓN Y FILTRACIÓN**

Los procesos de coagulación, floculación y filtración facilitan la eliminación de los sólidos en suspensión de las aguas superficiales. El proceso de implica la adición y mezcla rápida de un compuesto de sales metálicas (sulfato de aluminio o cloruro

férrico) en el agua a tratar. Las reacciones resultantes en el agua producen una variedad de precipitados que facilitan la aglomeración de partículas en suspensión, lo que mejora su eliminación durante la sedimentación.

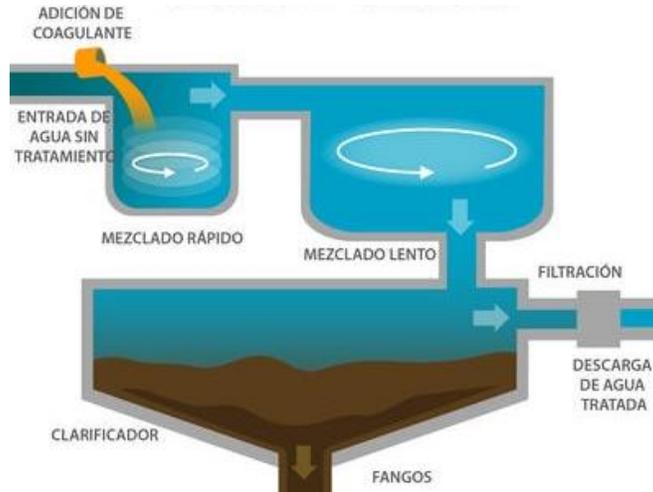


Figura 4.1. Proceso de coagulación-floculación

Varios artículos de investigación que estudian el impacto de la coagulación en las floraciones de cianobacterias y sus toxinas, han demostrado que éstos procesos eliminan eficazmente las células, pero no elimina las toxinas que se liberan cuando las cianobacterias se desintegran por lisis celular. Un documento publicado por la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos USEPA (2016) menciona que, si las cianotoxinas se liberan de las células cianobacterianas (la forma extracelular), el tratamiento se vuelve más complicado y costoso, debido a que el tratamiento convencional tiene una capacidad limitada para eliminar las toxinas, por lo tanto, garantizar que las células no se lisen antes de ser eliminadas debe considerarse la primera respuesta de tratamiento adoptada por un sistema de potabilización durante una floración de cianobacterias.

Generalmente, después de los procesos de coagulación y sedimentación, el agua pasa por un proceso de filtración rápida de arena, que consiste en hacer pasar el agua por gravedad a través de un filtro de material granular, normalmente arena, grava y/o antracita. El objetivo es eliminar las partículas que quedan en el agua tras la sedimentación. En general, el tamaño relativamente grande de las células de cianobacterias facilita su eliminación eficaz durante la filtración, sin embargo, una

de las preocupaciones relacionadas con la filtración es la posibilidad de que las células que se acumulan en el medio filtrante se desintegren y liberen, dando lugar a una cantidad significativa de microcistinas en el agua filtrada (He et al., 2016).

Se ha recomendado el lavado a contracorriente frecuente para minimizar el riesgo de que las células pasen al agua filtrada. Además, el agua de retrolavado de los filtros puede contener células de cianobacterias y/o microcistinas, por lo tanto, los operadores pueden considerar la posibilidad de realizar un ciclo de filtrado tras el lavado a contracorriente lo suficientemente largo como para eliminar cualquier toxina residual que quede en el filtro (USEPA, 2016).

#### **4.2.2. CLORACIÓN**

La cloración del agua es un proceso empleado para la eliminación de bacterias, algas y otros organismos patógenos, mediante la adición de un agente oxidante: hipoclorito de sodio, dióxido de cloro, ozono, permanganato potásico, entre otros.

Los agentes oxidantes aplicados al agua que contiene células intactas de cianobacterias, pueden lisar las células o estimular la liberación de toxinas, sin embargo, la cantidad de oxidante dosificada puede no ser suficiente para oxidar las toxinas liberadas, por lo tanto, se debe tener precaución al utilizar la oxidación como método de tratamiento previo. Por ejemplo, las directrices australianas recomiendan no practicar la pre-cloración o la pre-ozonización sin procesos posteriores para eliminar las toxinas liberadas, como adsorción con carbón activado (USEPA, 2016).

La destrucción de las distintas cianotoxinas por los procesos de desinfección es variable y depende de la toxina, del oxidante y de las condiciones de tratamiento. Por consiguiente, no existe un único oxidante o proceso de desinfección que garantice el tratamiento adecuado de todas las especies de cianotoxinas (He et al., 2016).

##### **4.2.2.1. HIPOCLORITO DE SODIO (NaClO)**

Las algas nocivas y las cianobacterias tóxicas suelen estar cargadas negativamente y carecen de enzimas adecuadas para transportar hipoclorito ( $\text{ClO}^-$ ) al interior de sus células, por lo tanto, el cloro libre añadido como hipoclorito de sodio ( $\text{NaClO}$ ) en

un proceso de tratamiento funciona a través de su forma neutra HClO (ácido hipocloroso) y el equilibrio de asociación-disociación depende en gran medida del pH del agua.

Para explicar lo anterior, se tiene el siguiente mecanismo de reacción:



En donde el hipoclorito de sodio al entrar en contacto con el agua genera una reacción química, produciendo ácido hipocloroso (que es la sustancia desinfectante) más los iones sodio e hidroxilo.

Aunque los procesos de oxidación pueden provocar la liberación de metabolitos tóxicos de las células cianobacterianas, muchos oxidantes han demostrado ser eficaces en la degradación de las microcistinas. El cloro ha demostrado ser eficaz para degradar las microcistinas, sin embargo, la eficacia depende de la exposición al cloro, ya que las aguas superficiales pueden consumir el cloro mediante otros procesos antes de que se complete la degradación de la toxina.

Daly, Ho y Brookes (2017) desarrollaron un estudio con el objetivo de investigar los efectos del pretratamiento con cloro sobre la integridad celular de *Microcystis aeruginosa*. Los resultados de las experimentaciones arrojaron que el uso de cloro previo al tratamiento convencional del agua debe evitarse cuando hay una floración de *Microcystis* tóxica en el agua de origen, ya que el cloro hace que las células intactas se lisen liberando la toxina intracelular en la solución.

#### 4.2.3. OZONIZACIÓN

El ozono puede ser utilizado como un desinfectante primario. El gas de ozono (O<sub>3</sub>) se forma haciendo pasar aire seco u oxígeno a través de un campo eléctrico de alta tensión. El aire enriquecido con ozono resultante se dosifica directamente en el agua por medio de difusores porosos en la base de tanques de contacto con deflectores. Los tanques de contacto suelen tener 5 m de profundidad y proporcionan 10 a 20 minutos de tiempo de contacto (OMS, 2017).

El ozono reacciona con las sustancias orgánicas naturales para aumentar su biodegradación, medida en términos de carbono orgánico asimilable. Para evitar el

crecimiento bacteriano indeseable en la distribución, la ozonización se complementa normalmente con un tratamiento posterior, como la filtración biológica o adsorción con carbón activado granular (CAG), para eliminar compuestos orgánicos biodegradables, seguido de la aplicación de una concentración de cloro residual.

#### **4.2.4. PROCESOS DE MEMBRANA: ÓSMOSIS INVERSA, NANOFILTRACIÓN Y ULTRAFILTRACIÓN**

La tecnología de membranas es una opción eficaz para la filtración de aguas superficiales (OMS, 2017). La **nanofiltración** y la **ósmosis inversa**, por ejemplo, han demostrado ser particularmente efectivas en la eliminación de toxinas de cianobacterias. En la mayoría de los casos, las toxinas de cianobacterias son significativamente más grandes que los poros de las membranas de ósmosis inversa y nanofiltración. La nanofiltración elimina eficazmente las microcistinas mediante un mecanismo de exclusión por tamaño. Por otro lado, las membranas de **ultrafiltración** pueden eliminar de manera efectiva las células de cianobacterias tóxicas. Si bien las células se eliminan de manera efectiva, existe la preocupación de que las fuerzas de cizallamiento generadas por el flujo cruzado en la superficie de la membrana, puedan romper las células y liberar la toxina unida a las células dentro de la instalación de suministro de agua (USEPA, 2016).

#### **4.2.5. ADSORCIÓN POR CARBÓN ACTIVADO**

El carbón activado es el adsorbente más utilizado en el tratamiento de agua para eliminar sustancias orgánicas y diversos tipos de microorganismos, mejorando el sabor y reduciendo la formación de compuestos tóxicos en la etapa de cloración. Geankoplis (2014) describe el carbón activado como un material microcristalino que proviene de la descomposición térmica de madera, cortezas vegetales (como cáscara de coco), carbón, entre otros materiales que conforman la biomasa, y alcanza áreas superficiales de 500 a 1500 m<sup>2</sup>/g. Las propiedades superficiales que se obtienen en el carbón activado, como el tamaño de los poros, dependen del tipo de material precursor y del proceso de activación, a su vez, éstos afectan las características de regeneración del mismo.

McCabe, Smith y Harriott (2007), describen la adsorción como un proceso en donde un fluido se pone en contacto con partículas pequeñas de un sólido poroso que adsorbe selectivamente ciertos componentes de la alimentación. En la adsorción, el sólido por lo general se mantiene en un lecho fijo, mientras que el fluido pasa continuamente a través del lecho hasta que el sólido está casi saturado. Entonces el flujo se desvía hacia un segundo lecho, y el lecho saturado es sustituido o regenerado.

#### **4.2.5.1. TIPOS DE CARBÓN ACTIVADO**

De acuerdo con Miranda et al. (2018), tras el proceso de activación, el carbón se puede dividir comercialmente en dos tamaños diferentes:

1. Carbón activado en polvo (CAP), con tamaños de poro entre 15 y 25  $\mu\text{m}$ .
2. Carbón activado granular (CAG), con un tamaño medio de 1-5 mm.

La elección entre el CAP y el CAG dependerá de la eficacia en función del costo, la frecuencia y la dosis requerida. El CAP, en general, se preferirá en el caso de contaminación estacional o intermitente, o donde se requieran tasas de dosificación bajas. Un método alternativo de tratamiento de aguas consiste en adicionar carbón en polvo a un tanque de solución utilizando agitadores mecánicos o aspersores de aire para mantener las partículas suspendidas. Con las partículas finas, la adsorción es mucho más rápida que con el carbón granulado, pero se necesita un equipo para eliminar el carbón agotado (McCabe, Smith, y Harriott, 2007).

Si bien los adsorbentes con mayor tamaño de poro son preferibles para el caso de líquidos, como el **carbón activado granular (CAG)**. Para estos usos, los lechos de carbón son de muchos pies de diámetro y arriba de 10 m (30 ft) de alto, y puede haber varios lechos operando en paralelo. Los lechos altos son necesarios para asegurar el tratamiento adecuado, porque la velocidad de adsorción para líquidos es mucho menor que para gases (McCabe, Smith, y Harriott, 2007).

#### **4.2.5.2. SISTEMA DE ADSORCIÓN CÍCLICO POR LOTES**

Geankoplis (2014), divide los procesos de adsorción a gran escala en dos amplias clases, la primera y más importante es el sistema cíclico por lotes, en el cual el lecho

fijo de adsorción se satura y se regenera alternativamente de manera cíclica; la segunda es un sistema de flujo continuo que implica un flujo continuo de una contracorriente de adsorbente hacia un flujo de alimentación. Debido a que el proceso de adsorción por carbón activado resulta ser muy costoso, la mejor alternativa es inclinarse por un sistema de adsorción cíclico por lotes, en donde un alto porcentaje del material adsorbente pueda ser o regenerado.

#### **4.3. VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LOS MÉTODOS DE TRATAMIENTO**

La tabla 4-2, muestra las ventajas y desventajas de los métodos de tratamiento descritos, con la finalidad de esclarecer los criterios bajo los cuales se propondrá implementar el sistema de tratamiento más adecuado para la eliminación de cianotoxinas que puedan producir MC-LR, con base en las conclusiones y argumentos de diversos autores consultados.

Tabla 4-2. Ventajas y desventajas de los métodos de tratamiento para la eliminación de cianotoxinas

Método de tratamiento	Ventajas	Desventajas
<b>Coagulación, floculación y sedimentación</b>	Elimina eficazmente las células intactas de las cianobacterias (sin que hayan sufrido un proceso de lisis celular).	<p>No elimina las toxinas que se liberan cuando las cianobacterias se desintegran por lisis celular.</p> <p>Constante remoción de los lodos generados durante la sedimentación, para evitar la contaminación del agua.</p> <p>Las floraciones de cianobacterias y algas pueden dificultar el proceso de coagulación, lo que hace que el agua presente coloración y turbiedad después de la filtración.</p>
<b>Filtración rápida</b>	<p>Bajos costos de inversión y gestión. Facilidad de instalación.</p> <p>Retiene las células de cianobacterias relativamente grandes.</p>	<p>Las células que se acumulan en el medio filtrante pueden desintegrarse y liberar toxinas.</p> <p>El retrolavado de los filtros puede ocasionar la introducción de agentes patógenos en el sistema de distribución.</p>
<b>Pre-cloración</b>	<p>Fácil, económico y rentable.</p> <p>Inhibe el crecimiento de algas y otros agentes patógenos.</p> <p>Algunos agentes oxidantes pueden mejorar el proceso de coagulación-floculación.</p>	<p>Los agentes oxidantes pueden lisar las células o estimular la liberación de toxinas.</p> <p>No existe un proceso único de desinfección que garantice el tratamiento adecuado de todas las especies de cianotoxinas existentes.</p> <p>Las aguas superficiales pueden consumir el cloro mediante otros procesos antes de que la toxina se degrade por completo.</p>

<p><b>Adsorción por carbón activado</b></p>	<p>Eficaz en la adsorción y eliminación de toxinas de células cianobacterianas libres en el agua (extracelulares).          Elimina el sulfuro de hidrógeno (compuesto causante de sabor y olor en el agua) y diversas sustancias químicas que provienen de descargas industriales.          Se puede obtener de diversas materias orgánicas en la naturaleza, lo que representa una opción económica y rentable.          Requiere menor espacio de instalación e infraestructura.</p>	<p>Dificultad de regeneración: el CAP (y parte del CAG) se utiliza normalmente una sola vez y es desechado.</p>
<p><b>Ozonización</b></p>	<p>Eficaz para degradar una amplia gama de plaguicidas y otras sustancias orgánicas.</p>	<p>El ozono reacciona con las sustancias orgánicas naturales para aumentar su biodegradación, lo que provoca la ruptura de células cianobacterianas liberando toxinas al medio.          Se requiere un tratamiento posterior, seguido de la aplicación de una concentración de cloro, ya que el ozono no produce un efecto desinfectante residual.</p>
<p><b>Membrana (ósmosis inversa, nanofiltración, ultrafiltración)</b></p>	<p>Los sistemas de ósmosis inversa ocupan poco espacio.          La aplicación más común de ósmosis inversa es la desalación del agua salobre y del agua de mar.</p>	<p>Existe la preocupación de que las fuerzas de cizallamiento generadas por el flujo cruzado en la superficie de la membrana puedan romper las células y liberar la toxina.          La instalación y el mantenimiento son costosos.</p>

#### 4.4. MECANISMO DE ADSORCIÓN DE CIANOTOXINAS POR CARBÓN ACTIVADO

En general, las interacciones entre las cianotoxinas y el carbón activado se limitan a electrostáticas e hidrofóbicas. Las interacciones electrostáticas se originan entre los grupos funcionales iónicos de las cianotoxinas y los grupos funcionales del carbón activado. Dichas interacciones están influidas por la fuerza iónica, donde, el aumento de esta mejora la capacidad de adsorción al reducirse la repulsión electrostática. Por otro lado, las interacciones hidrofóbicas reflejan las fuerzas de Van der Waals que surgen entre las moléculas de las cianotoxinas y la superficie no polar del carbón activado (He et al. 2016).

El carbón activado se prepara en variedades microporosas, mesoporosas o macroporosas en forma de polvo, granulado o fibroso. El carbón activado mesoporoso (tamaño de poro de 2-50 nm) es más eficaz en la adsorción de microcistinas (Ho et al., 2016). La mayoría de los estudios relacionados con la adsorción por carbón activado de cianotoxinas han sugerido que el carbón activo a base de carbón y madera son los mejores para la adsorción de microcistinas debido a su gran volumen de mesoporos.

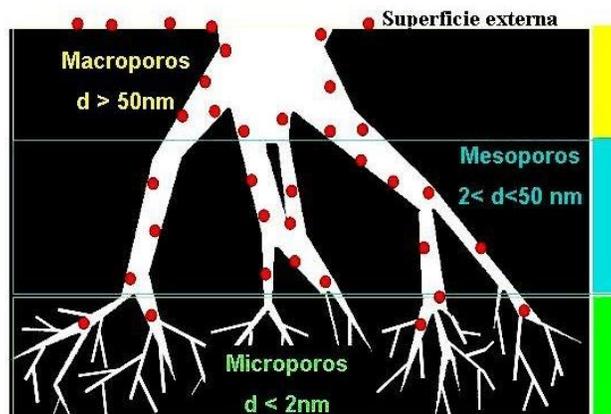


Figura 4.2. Macroporos, mesoporos y microporos del carbón activado

Ho et al. (2016) realizaron un estudio que tiene como objetivo demostrar la eficiencia del CAG para eliminar cuatro variantes de microcistina en dos muestras de agua australianas. Los resultados demostraron que el CAG podría ser una opción de tratamiento eficaz para la eliminación de las microcistinas de las aguas estudiadas,

en donde, el orden de la facilidad de eliminación de las variantes de microcistina siguió la tendencia: MC-RR > MC-YR > MC-LR > MC-LA. De igual forma no se observó diferencia en la remoción de las cianotoxinas usando tiempos de contacto de 30, 45 y 60 min.

#### 4.5. EFICACIA DE LA ADSORCIÓN POR CARBÓN ACTIVADO PARA LA ELIMINACIÓN DE CIANOTOXINAS

El documento “Guías para la calidad del agua de consumo humano” escrito y publicado por la Organización Mundial de la Salud, OMS (2017), menciona que, durante la operación de los procesos de tratamiento de agua potable se debe evitar la ruptura celular de cianobacterias y la liberación de toxinas al medio, a su vez, indica que el tratamiento eficaz para eliminar las microcistinas libres en el agua (al igual que la mayoría de otras cianotoxinas en estado libre) incluye la aplicación de CAG y CAP. La eficacia del tratamiento para células de cianobacterias y cianotoxinas se muestra en la tabla 4-3.

Tabla 4-3. Eficacia del tratamiento para células de cianobacterias y cianotoxinas (OMS, 2017)

	Cloración	Coagulación	Carbón activado	Ozonización	Oxidación avanzada	Membranas
<b>Células de cianobacterias</b>		+++				+++
<b>Cianotoxinas</b>	+++		+++	+++	+++	

*Nota.* \*La cloración u ozonización podría liberar cianotoxinas; +++ = 80% o más de remoción; una entrada en blanco en el cuadro indica que el proceso es completamente ineficaz o que no hay datos sobre la eficacia del proceso.

De la misma forma, la OMS publicó en 2015 un informe titulado “Management of Cyanobacteria in drinking-water supplies”, el cual, proporciona información general sobre la gestión de las cianobacterias en los suministros de agua potable para ayudar a los organismos reguladores a determinar cuándo y qué medidas tomar para prevenir la formación de floraciones de cianobacterias, así como opciones para el tratamiento de dichas floraciones cuando se produzcan. A continuación, en la tabla 4-4, se resumen los resultados del tratamiento de células de cianobacterias, cianotoxinas intracelulares/extracelulares, geosmina que es sustancia química

producida por la bacteria *Streptomyces coelicolor* y algunas cianobacterias que se hallan en el suelo y son perceptibles típicamente cuando la tierra se humedece, y 2-metilisoborneol, que es un compuesto producido por ciertas especies de cianobacterias, principalmente la *Oscillatoria* y genera un olor a humedad.

Tabla 4-4. Rendimiento del tratamiento para células cianobacterianas, cianotoxinas intracelulares/extracelulares, geosmina y 2-metilisoborneol (OMS, 2015)

Procesos de tratamiento	Células cianobacterianas, cianotoxinas intracelulares, geosmina y 2-metilisoborneol	Cianotoxinas extracelulares (libres)
<b>Coagulación/sedimentación</b>	+	-
<b>Filtración de ribera y arena lenta</b>	+	+
<b>Filtración de membrana</b>	+	- <sup>a</sup>
<b>Flotación por aire disuelto</b>	+	-
<b>Carbón activado</b>	-	+
<b>Ozonización<sup>b</sup></b>	-	+
<b>Cloración (cloro libre)<sup>c</sup></b>	-	+
<b>Chloramination and chlorine dioxide</b>	-	-
<b>Preoxidación</b>	-	-

Nota. \*+: eliminación del 80% o más, aunque depende de las condiciones de tratamiento y de los tipos de cianobacterias y toxinas; -: no es tan eficaz.

\*a Depende del tamaño de los poros de las membranas. La nanofiltración es eficaz.

\*b La ozonización puede liberar cianotoxinas y no es eficaz para las saxitoxinas.

\*c La cloración puede liberar cianotoxinas y no es eficaz para la anatoxina-a.

#### 4.6. MÉTODOS DE REGENERACIÓN DE CARBÓN ACTIVADO

Normalmente, tras la saturación, el carbón activado se quema o se deposita en vertederos, y es sustituido por materiales frescos, sin embargo, ésta opción conlleva importantes contratiempos medioambientales y económicos. La regeneración de estos adsorbentes es una alternativa que permite reutilizarlos. La regeneración trata de eliminar los contaminantes retenidos en la superficie del carbón activado para

restaurar la capacidad de adsorción sin modificar la porosidad ni provocar pérdidas de masa adsorbente.

En general, los métodos de regeneración utilizan de dos a tres lechos fijos en paralelo, uno en el ciclo de adsorción y el otro o los otros dos en un ciclo de desorción para dar continuidad al flujo. Después de que un lecho ha completado el ciclo de adsorción, el flujo se desvía hacia el segundo lecho recién regenerado para la adsorción. Entonces el primer lecho se regenera mediante cualquiera de los métodos descritos en la tabla 4-5.

Tabla 4-5. Métodos de regeneración de carbón activado (Geankoplis, 2014; El Gamal, 2018; Shaha, Pre y Alappat, 2013)

Método	Descripción	Ventajas	Desventajas
<b>Regeneración por vapor</b>	<p>El lecho de adsorción se regenera calentándolo con serpentines de vapor dentro de él, o con una corriente de gas de purga caliente para eliminar el adsorbato. La elevación de la temperatura modifica la curva de equilibrio de adsorción y afecta la regeneración del adsorbente. Después, el lecho se enfría y se seca con un gas inerte, para que se pueda usar en la adsorción del ciclo siguiente.</p>	<p>El lecho se puede regenerar casi por completo prolongando el periodo de exposición al vapor o aumentando la temperatura, permitiendo un alto grado de extracción del soluto.</p> <p>La mayoría de las instalaciones industriales están familiarizadas con el funcionamiento y el mantenimiento de unidades de vapor.</p> <p>El vapor funciona especialmente bien con sustancias orgánicas hidrófobas.</p> <p>Tras la regeneración del lecho, el adsorbato condensado puede recuperarse mediante técnicas de separación.</p>	<p>Requiere una etapa adicional de secado, que es el proceso que consume más tiempo y energía en la regeneración de vapor cuando éste no se optimiza adecuadamente.</p>
<b>Oscilación de presión</b>	<p>El lecho se desorbe reduciendo la presión a temperatura constante, y luego purgando el lecho a baja presión con una pequeña fracción de la corriente del producto. La reducción en la presión cambia el equilibrio de adsorción y afecta la regeneración del adsorbente.</p>	<p>Cuando se trata de gases se usa un ciclo muy corto para la regeneración comparado con el ciclo de oscilación de temperatura.</p> <p>La técnica goza de simplicidad y bajo consumo de energía.</p>	<p>Es un método orientado a separar corrientes de mezclas gaseosas para obtener corrientes de gas puro.</p> <p>Se han obtenido mejores resultados trabajando con corrientes gaseosas; este método casi nunca trabaja con corrientes en fase líquida.</p>

<b>Remoción con gas de purga inerte</b>	El adsorbato se elimina haciendo pasar un gas inerte o que no se adsorbe a través del lecho. Esto disminuye la presión parcial o la concentración alrededor de las partículas y sobreviene la desorción.	Los tiempos de regeneración son de algunos minutos, sin embargo, no garantiza altos porcentajes de desorción y recuperación del adsorbente.	La temperatura desciende significativamente a lo largo del lecho, ya que el calor liberado por la adsorción no permanece constante.
<b>Regeneración química</b>	Utiliza reactivos químicos específicos para desorber o descomponer los adsorbatos. Los reactivos ácidos y alcalinos disuelven las sustancias adsorbidas en función de su afinidad por dichos reactivos. La eficacia de este tipo de regeneración depende de la solubilidad y la afinidad de los adsorbentes con los reactivos químicos.	Reduce el desgaste del carbono.	Una vez eliminados los contaminantes, hay que eliminar los propios reactivos para recuperar el carbón activado regenerado, lo que supone procesos de separación adicionales y, por tanto, un mayor costo de inversión.
<b>Regeneración térmica</b>	Implica el uso de hornos rotatorios, hornos de lecho fijo o fluidizado, etc. El proceso incluye una serie de etapas posteriores, como el secado, la pirólisis en atmósfera inerte y la gasificación de los contaminantes orgánicos mediante un gas oxidante.	Es rentable cuando el volumen de adsorbente usado es muy elevada, y por lo general se lleva a cabo en instalaciones externas o ajenas (ex situ).	Se liberan grandes cantidades de CO <sub>2</sub> al medio ambiente, así como diferentes tipos de contaminantes en estados parcialmente oxidados, reactivos y partículas. Una cantidad significativa de carbón activado sufre oxidación y se pierde en el proceso, de igual forma puede afectar su resistencia mecánica. Consume mucha energía y tiempo.

**Regeneración electroquímica**

El adsorbente saturado se expone a una corriente eléctrica en una celda electroquímica. El campo eléctrico elimina los iones o moléculas polares del electrolito que luego se adsorben en la superficie de los electrodos. Posteriormente, los contaminantes se oxidan o reducen en los electrodos dependiendo de la carga y la polaridad de las especies.

Este método implica el manejo de temperaturas moderadas y evita la adición de productos químicos.

Los lechos a veces cubren todo el espacio entre los electrodos.

## CAPÍTULO 5: FUNDAMENTO TEÓRICO

### 5.1. CIANOBACTERIAS

#### 5.1.1. DEFINICIÓN

Las cianobacterias, cianofíceas o algas verde-azuladas (blue-green algae) son microorganismos procariontes, aeróbicos y fotoautótrofos, lo que significa que utilizan la luz solar como fuente de energía para fijar los nutrientes (López et al., 2015). Algunas son unicelulares, otras multicelulares y la mayoría filamentosas, haciéndose visibles al formar colonias sobre la superficie de los cuerpos de agua, como se muestra en la figura 5.1.



Figura 5.1. Floraciones de cianobacterias en medio acuático

#### 5.1.2. CARACTERÍSTICAS PRINCIPALES

Las cianobacterias son consideradas procariontes, es decir, son organismos unicelulares que pertenecen a los dominios *Bacteria* y *Archaea*, son mucho más pequeños que los eucariontes, no tienen núcleo y tampoco organelos. Todas las células procariontes están rodeadas por una pared celular, muchas también presentan una cápsula o capa viscosa hecha de polisacáridos. Su ADN es una molécula única con cromosoma circular unido a la membrana celular, como se muestra en la figura 5.2. También pueden tener fragmentos de ADN circular más pequeños, llamados plásmidos (Khan Academy, 2023).

Las cianobacterias son los únicos procariontes que realizan un proceso de fotosíntesis oxigénica, el cual, conlleva la liberación de oxígeno molecular y la utilización de dióxido de carbono atmosférico para la síntesis de compuestos

orgánicos. Además, contienen pigmentos específicos tales como la *clorofila a*, la *clorofila b* y las ficobilinas, que les conceden el típico color verdeazulado. En este grupo, a diferencia de cualquier otro organismo fotosintético, los pigmentos no se sitúan en cloroplastos, sino en estructuras con forma de sacos aplanados llamadas tilacoides, los cuales, se encuentran ubicados en sistemas de membranas diferenciados de la membrana celular, conocidos como membranas tilacoidales. En los tilacoides se sitúan los pigmentos *clorofila-a* y *clorofila-b*, aunque se pueden encontrar otros pigmentos fotosintéticos como las xantofilas y carotenos (Le Ai Nguyen et al., 2016).

Por otra parte, las ficobilinas son compuestos que están unidos a una proteína formando un complejo pigmento-proteína. Este complejo se conoce como ficobiliproteína. En las cianobacterias, es posible encontrar ficobilinas con pigmentación azul (c-ficocianina) y rojo (c-ficoeritrina), que se disponen en la superficie de los tilacoides en forma de pequeños corpúsculos, conocidos como ficobilisomas. Estos, al enmascarar el color verde de la clorofila (a y b), son los responsables de otorgar el color verde-azulado característico de estos microorganismos (Dvořák et al., 2015).

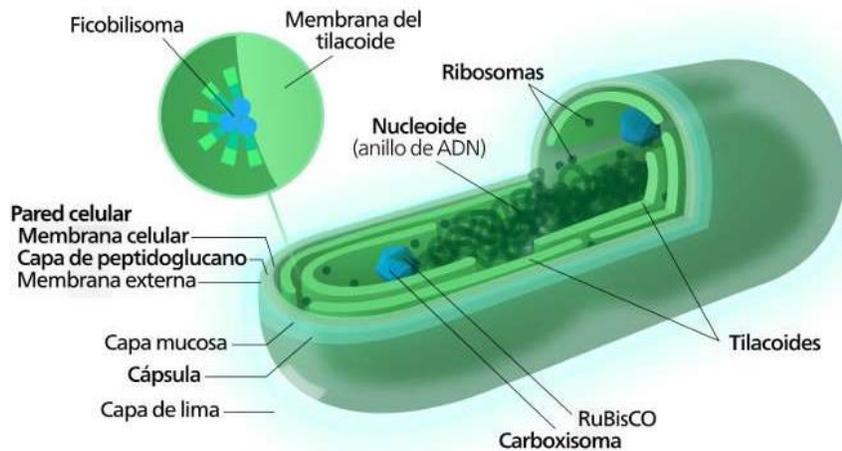


Figura 5.2. Estructura de célula procarionte

### 5.1.3. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

Una gran cantidad de cianobacterias planctónicas presentan vacuolas, vesículas gaseosas o aerotopos, que son estructuras proteicas huecas llenas de gas, que proporcionan flotabilidad a las células de varias especies de cianobacterias

formadoras de floraciones (Huisman et al., 2018). Están compuestas por una serie de cilindros que se agrupan y varían en número, lo que puede modificar el tamaño vacuolar.

Éstas estructuras les permiten a las cianobacterias regular su posición en la columna de agua. El factor que regula este mecanismo de flotabilidad, es la luz: condiciones de baja luminosidad promueve la formación de vacuolas, lo que provoca que el citoplasma se torne menos denso que el medio y, por lo tanto, el organismo tienda a flotar. Tras el aumento de las tasas fotosintéticas por la exposición a la luz, la cantidad de metabolitos en el citoplasma incrementa de la misma manera. Ante esto, asciende la presión intracelular provocando el colapso de algunas vacuolas e incluso la ruptura celular y, por consiguiente, el hundimiento de las cianobacterias (Haque et al., 2017).

## **5.2. FACTORES MEDIOAMBIENTALES PARA EL CRECIMIENTO DE CIANOBACTERIAS**

La facilidad de crecimiento de cianobacterias, favorece su aparición en ambientes dulceacuícolas de aguas alcalinas o neutras con pH entre 6 y 9, y temperaturas entre 15 y 30°C. Prefieren una alta concentración de nutrientes, principalmente nitrógeno y fósforo (Roset, Aguayo y Muñoz, 2016).

De acuerdo con Huisman et al. (2018) existen diversos factores medioambientales que favorecen la aparición de cianobacterias en los ecosistemas acuáticos, como los que se describen a continuación:

### **5.2.1. EUTROFIZACIÓN**

Los limnólogos europeos Augusto Thienemann y Einar Naumann emplearon el término “eutrofización” por primera vez para describir lagos que registraban una alta concentración de fitoplancton en el agua, en contraste con los sistemas pobremente alimentados. En la actualidad, el término eutrofización ha evolucionado para identificar a los incrementos de nutrientes que resultan de actividades humanas, en comparación con los que se dan por causas naturales.

La actividad humana, en particular la expansión de la agricultura, ha incrementado drásticamente los aportes de nitrógeno y fósforo a los ecosistemas acuáticos. Esta carga adicional de nutrientes incrementa el florecimiento de algas productoras de toxinas, como son las cianobacterias y los dinoflagelados, presentes en ríos, lagos, embalses, estuarios y lagunas costeras. Las toxinas resultantes de estos florecimientos tienen el potencial de volver el agua almacenada poco segura para el abastecimiento de agua potable (Instituto Mexicano de Tecnología del Agua, 2020).

El uso de fertilizantes nitrogenados ha superado gradualmente al de fertilizantes fosforados en las últimas décadas. En consecuencia, la proporción entre nitrógeno y fósforo está aumentando actualmente en muchos cuerpos de agua dulce y aguas costeras. Además, el aumento de la carga de nitrógeno puede favorecer la producción de cianotoxinas (Huisman et al., 2018).

### 5.2.2. CALENTAMIENTO GLOBAL

Las altas temperaturas estimulan las floraciones de cianobacterias de diversas formas. La mayoría de las cianobacterias que forman floraciones acuáticas alcanzan sus tasas máximas de crecimiento a temperaturas relativamente altas, a menudo por encima de 25°C. El siguiente esquema, describe el proceso de estratificación de los cuerpos de agua, causado por el aumento de la temperatura.

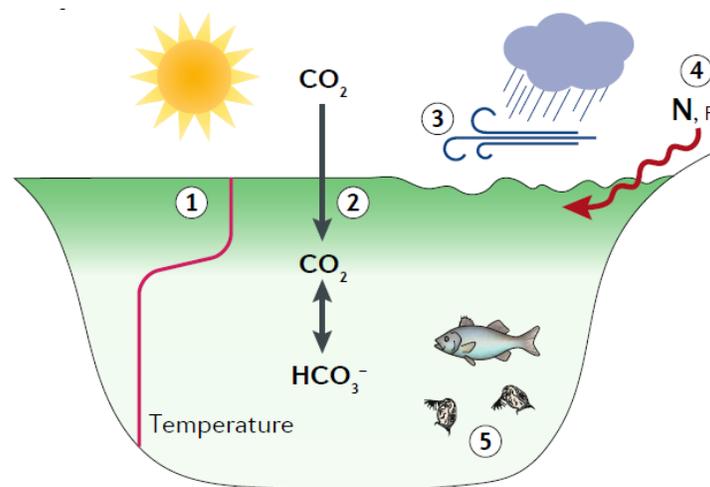


Figura 5.3. Proceso de estratificación y formación de cianobacterias en cuerpos de agua (Thomas y Litchman, 2016)

1. Las altas temperaturas favorecen una estratificación térmica estable, lo que suprime la mezcla vertical del agua y permite que las cianobacterias floten y formen densas floraciones superficiales.
2. El aumento de las concentraciones atmosféricas de dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) incrementará el desarrollo de las floraciones de cianobacterias.
- 3 y 4. El cambio climático aumentará la variabilidad meteorológica, lo que puede dar lugar a tormentas y precipitaciones más intensas que aportarán más nutrientes, y a sequías prolongadas con largos tiempos de permanencia de agua estancada.
5. El cambio climático puede provocar alteraciones importantes en la estructura de la red trófica, que pueden beneficiar o no a las floraciones de cianobacterias.

### **5.3. FORMACIÓN DE CIANOTOXINAS**

De acuerdo con Roset, Aguayo y Muñoz (2016), varias especies de cianobacterias en ambientes acuáticos, pueden producir potentes toxinas. Las cianotoxinas son metabolitos secundarios que se generan durante la producción de ftopigmentos, y se acumulan en el citoplasma. La producción de estas toxinas es máxima cuando las condiciones de crecimiento son óptimas. Cuando las condiciones ambientales son desfavorables, las cianobacterias mueren, lo que produce la lisis celular y la liberación de las cianotoxinas al medio.

#### **5.3.1. CLASIFICACIÓN DE CIANOTOXINAS**

La naturaleza química de las cianotoxinas puede ser muy diversa en cuanto a su estructura química y toxicidad: péptidos, cíclicos, alcaloides y lipopolisacáridos, aunque normalmente se clasifican de acuerdo con los efectos tóxicos que producen en animales y humanos, como se muestra en la figura 5.4.

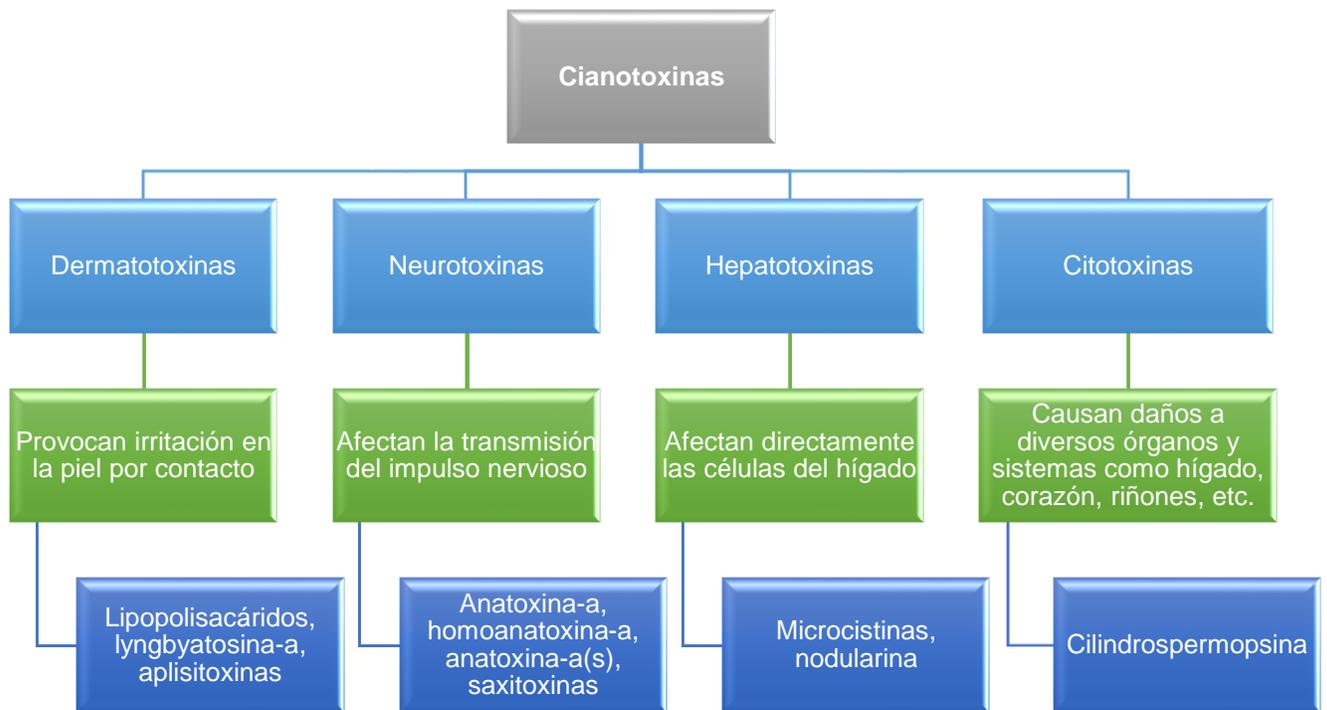


Figura 5.4. Clasificación general de cianotoxinas

### 5.3.2. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE LAS CIANOTOXINAS

Las cianobacterias presentan una gran heterogeneidad morfológica. Se distinguen formas unicelulares, coloniales y filamentosas, con o sin células diferenciadas. No se observan formas móviles dado que carecen de cilios o flagelos (Harada, Kondo y Tsuji, 2013).

Las células vegetativas diferenciadas son los *acinetos* y los *heterocistos*. Los **acinetos** (fig. 5.5), son células con contenido granular. Su función principal es almacenar sustancias de reserva y actúa como estructura de resistencia ante situaciones de estrés. Ante el restablecimiento de condiciones ambientales favorables, germinan dando origen a un nuevo organismo. La posición de los acinetos en el tricoma, su morfología y el tipo de germinación pueden ser característicos de las especies e incluso los géneros de cianobacterias productores de toxinas (Sivonen, 2019).

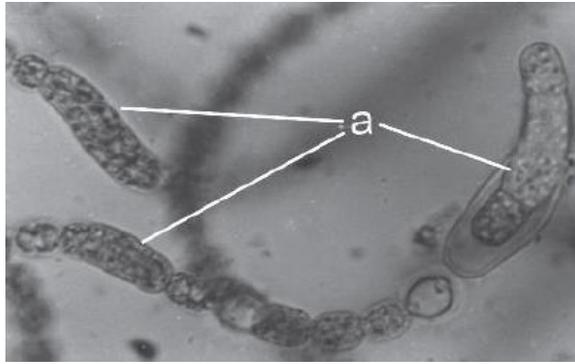


Figura 5.5. Acinetos (Sivonen, 2019)

Los **heterocistos** son células de morfología variada y contenido homogéneo. Se conectan desde el extremo celular con las células vegetativas o con los acinetos contiguos, mediante un poro especial denominado nódulo polar. Su función está relacionada con la fijación de nitrógeno atmosférico. Su posición dentro del tricoma y su ubicación con respecto al acineto son utilizadas en la identificación de las especies y géneros, como se muestra en la figura 5.6 (Xiao, Li y Reynolds, 2018).

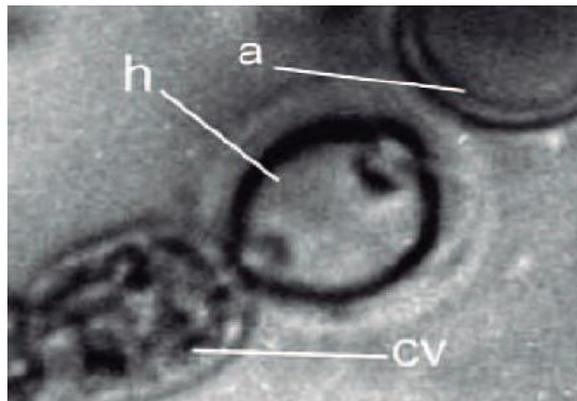


Figura 5.6. Heterocistos (Xiao, Li, y Reynolds, 2018).

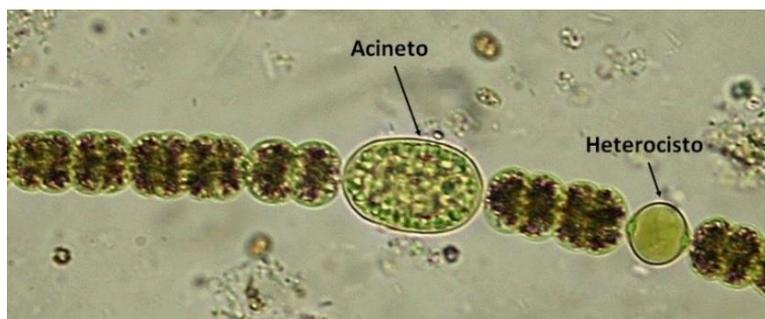


Figura 5.7. Tricoma conformado por acineto y heterocisto (Xiao, Li, y Reynolds, 2018).

## 5.4. MICROCISTINAS

### 5.4.1. ESTRUCTURA QUÍMICA Y CLASIFICACIÓN DE MICROCISTINAS

Las **microcistinas** son **heptapéptidos cíclicos** de bajo peso molecular, con particularidades que sólo se encuentran en las **hepatotoxinas cianobacterianas**. Un péptido es una molécula que contiene dos o más aminoácidos, los cuales se unen entre sí para formar proteínas (McElhiney y Lawton, 2015). Los péptidos pueden contener muchos aminoácidos llamados polipéptidos o proteínas; en el caso de las microcistinas, su estructura general es la de un ciclo compuesto por 7 aminoácidos, que son:

1. D-alanina.
2. Aminoácido variable.
3. Ácido metil aspártico ( $\beta$ -Me-Asp).
4. Aminoácido variable.
5. Cadena lateral de aminoácidos específica (Adda).
6. Ácido D-glutámico.
7. N-metil-dehidroalanina (Mdha).

Actualmente, se han identificado más de 80 variantes de microcistina diferentes, con una estructura general representada por la figura 5.8. Las variaciones más frecuentes en su estructura son las que se producen por sustituciones de L-aminoácidos distintos en las posiciones 2(X) y 4(Y), y por desmetilaciones de los aminoácidos de la posición 3 y/o 7 (Pendleton, Schumann y Wong, 2021). Los nombres de las microcistinas a menudo son abreviados como MCYST o MC, por lo que **es común denominar la Microcistina-LR como MC-LR**.

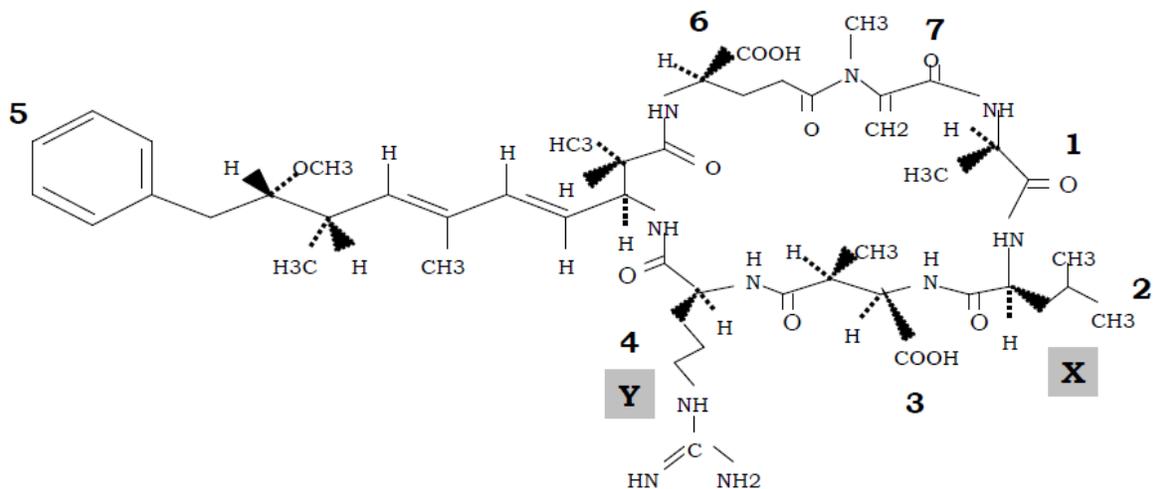


Figura 5.8. Estructura química de las microcistinas (Pérez, Soraci y Tapia, 2018)

Los aminoácidos en las posiciones X y Y se indican con un sufijo conformado por dos letras; por ejemplo, MC-LR contiene leucina (L) en la posición 2 (X), y arginina (R) en la posición 4 (Y). En la posición "X", los L-aminoácidos más comunes son, leucina (L), arginina (R) y tirosina (Y), aunque también se han encontrado microcistinas con homotirosina (Hty), fenilalanina (F), alanina (A), homofenilalanina (Hph), homoisoleucina (Hil), triptófano (W) y 1, 2, 3, 4,-tetrahidrotirosina [(H4) Y]. En la posición "Y" el aminoácido más común es arginina (R) y otros posibles son alanina (A), leucina (L), ácido aminoisobutírico (Aba), homoarginina (Har), tirosina (Y), fenilalanina (F) o metionina S-óxido [M(O)] (Moreno, Repetto y Cameán, 2015).

Las microcistinas se pueden clasificar según su toxicidad en tres grupos, dependiendo de los aminoácidos existentes en las posiciones 2 y 4:

1. Toxicidad elevada: Microcistina-LR, -LA, -YR.
2. Toxicidad moderada: Microcistina-WR, las MCs desmetiladas en Mdha y  $\beta$ -Me-Asp.
3. Toxicidad baja: Microcistina-LY, -RR, -M(O)R.

#### 5.4.2. GÉNERO MICROCYSTIS

En las especies del género *Microcystis*, las células mantienen una forma esférica o semiesférica, se encuentran agrupadas en colonias microscópicas de forma

irregular, aunque en algunos casos pueden llegar a ser macroscópicas, y están rodeadas por un mucílago incoloro.

### **5.5. MECANISMO DE TOXICIDAD EN SERES HUMANOS**

La mayoría de los estudios existentes de toxicidad aguda con microcistinas revelan que son toxinas primariamente hepatotóxicas en mamíferos y peces, encontrándose cambios en la estructura celular y alteraciones bioquímicas indicadoras del daño hepático. Las hepatotoxinas ocasionan el tipo más común de intoxicación relacionado con las cianobacterias y un envenenamiento letal agudo.

La toxicidad de la microcistina afecta principalmente al hígado, ya que las microcistinas atraviesan las membranas celulares, sobre todo a través de los transportadores de ácidos biliares. En dosis no letales se les ha relacionado con efectos carcinogénicos. Las hepatotoxinas, específicamente la MC-LR, son fuertes inhibidores de las proteínas fosfatasa de tipo 1 y 2A. Estas enzimas son importantes en varios procesos como el crecimiento celular y la supresión de tumores, por lo que son posibles promotores de cáncer (Cantoral, Asencio y Aboal, 2017). Algunos de los síntomas de intoxicación por hepatotoxinas son: náusea, vómitos, diarrea, mal gusto en la boca, hepatitis aguda, sangre en orina u orina oscura, letargo, dolor de cabeza, fiebre, disminución del apetito, dolor abdominal.

### **5.6. CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA DEL AGUA POTABLE**

La caracterización fisicoquímica se refiere a la determinación de los parámetros físicos, químicos y radioactivos del agua, que indican el deterioro de la calidad de ésta. El abastecimiento de agua de calidad para uso y consumo humano es fundamental para prevenir y evitar la transmisión de enfermedades relacionadas con este recurso, para lo cual, se requiere establecer y mantener actualizados los **límites permisibles** en cuanto a sus características físicas, químicas y radiactivas, con el fin de asegurar y preservar la calidad del agua que se entrega al consumidor por los sistemas de abastecimiento de agua públicos y privados.

Por tales razones, la Secretaría de Salud propone la emisión de la Norma Oficial Mexicana ***NOM-127-SSA1-2021: Agua para uso y consumo humano. Límites permisibles de la calidad del agua***, con la finalidad de establecer un eficaz control

sanitario del agua que es sometida a tratamientos de potabilización, a efecto de hacerla apta para uso y consumo humano.

### **5.6.1. NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-127-SSA1-2021: AGUA PARA USO Y CONSUMO HUMANO. LÍMITES PERMISIBLES DE LA CALIDAD DEL AGUA**

#### **Objetivo y campo de aplicación**

1. Esta norma establece los límites permisibles de calidad que debe cumplir el agua para uso y consumo humano.
2. Esta norma es de observancia obligatoria en el territorio nacional para los organismos responsables de los sistemas de abastecimiento de agua públicos y privados.
3. Esta norma no es aplicable para aguas residuales tratadas.

#### **Términos y definiciones**

*Agua para uso y consumo humano:* toda aquella que no causa efectos nocivos a la salud y que no presenta propiedades o contaminantes en concentraciones fuera de los límites permisibles y que no proviene de aguas residuales tratadas.

*Límite permisible:* valor máximo o intervalo de valores establecidos para los parámetros físicos, químicos, microbiológicos o radiactivos, que no deben excederse en el agua para uso y consumo humano.

*Método de prueba:* procedimiento analítico utilizado en el laboratorio para comprobar que el agua satisface las especificaciones de esta Norma.

*Sistema de abastecimiento:* conjunto de elementos integrados por las obras hidráulicas de captación, conducción, potabilización, desinfección, almacenamiento o regulación, y distribución.

#### **Parámetros físicos del agua potable**

De acuerdo con la NOM-127-SSA1-2021 existen diversos parámetros físicos a considerar para determinar la calidad del agua potable, los cuales se describen a continuación.

**Color aparente:** es el color del agua debido a sustancias en forma disuelta y es provocado por sólidos suspendidos; se mide en la muestra agitada y sin filtrar.

**Color verdadero:** es el color del agua cuya turbidez ha sido eliminada mediante un proceso de filtración o centrifugación.

**Turbidez:** es una expresión de la propiedad óptica que origina que la luz se disperse y absorba en vez de transmitirse en línea recta a través de la muestra. La turbidez del agua es producida por materias en suspensión, como arcilla o materias orgánicas e inorgánicas, plancton y otros microorganismos (como algas y cianobacterias). Las unidades de turbidez son expresadas en UNT (unidades nefelométricas de turbidez).

**Conductividad:** es una expresión numérica de la capacidad de una solución para transportar una corriente eléctrica a través de los iones disueltos en el agua. Esta capacidad, depende de la presencia de iones y de su concentración total, de su movilidad, valencia y concentraciones relativas, así como de la temperatura de medición. En el Sistema Internacional de Unidades, el recíproco del ohmio es el siemens (S) y la conductividad se expresa en milisiemens por centímetro ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ). Las mediciones de conductividad se utilizan para:

- a) Establecer el grado de mineralización para determinar el efecto de la concentración total de iones sobre equilibrios químicos, efectos fisiológicos en plantas, animales, tasas de corrosión, entre otros.
- b) Evaluar las variaciones de la concentración de minerales disueltos en aguas naturales y residuales.
- c) Valorar el tamaño de la muestra que se vaya a utilizar para determinaciones químicas comunes y para investigar los resultados de un análisis químico.

**Temperatura:** las temperaturas elevadas en el agua pueden ser significar actividades biológica, química y física, por lo que es necesario medir la temperatura como un indicador de la presencia de compuestos y contaminantes.

**pH:** el pH se utiliza en las determinaciones de alcalinidad, dióxido de carbono, y en muchos otros equilibrios ácido-base. Los valores altos y bajos de pH son tóxicos

para organismos acuáticos, ya sea directa o indirectamente. Es el parámetro más importante utilizado en la evaluación de las propiedades corrosivas de un medio ambiente acuático.

**Cloro libre residual:** Si se utiliza algún compuesto de cloro (hipoclorito de sodio o calcio, gas cloro o dióxido de cloro) para la desinfección del agua, debe medirse cloro residual libre. La planta emplea gas cloro para el proceso de desinfección.

### Especificaciones sanitarias físicas

La tabla 5-1 indica los límites permisibles para los parámetros físicos del agua para uso y consumo humano, de acuerdo con lo especificado en el apartado 5.2 de la NOM-127-SSA1-2021.

*Tabla 5-1. Límites permisibles parámetros físicos (NOM-127-SSA1-2021)*

Parámetros	Límite Permissible	Unidades
<b>Turbiedad</b>	4.0	UNT (unidades nefelométricas de turbidez)
<b>pH</b>	6.5 a 8.5	Unidades de pH
<b>Color verdadero</b>	15	UC (unidades de color)
<b>Cloro libre residual</b>	0.2 a 1.5	mg/L

### Métodos de prueba para determinación de parámetros físicos

La tabla 5-2, indica las normas oficiales mexicanas que describen los métodos de prueba para la determinación de los parámetros físicos de calidad del agua establecidos por la NOM-127-SSA1-2021.

*Tabla 5-2. Métodos de prueba para la determinación de los parámetros físicos del agua (CAASIM)*

Parámetro	Método de prueba
<b>Turbiedad</b>	NMX-AA-038-SCFI-2001: Determinación de turbiedad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
<b>pH</b>	NMX-AA-008-SCFI-2016: Medición del pH en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
<b>Color</b>	NMX-AA-045-SCFI-2001: Determinación de color platino cobalto en aguas naturales, residuales y residuales tratadas

<b>Conductividad electrolítica</b>	NMX-AA-093-SCFI-2000: Determinación de la conductividad electrolítica
<b>Temperatura</b>	NMX-AA-007-SCFI-2013: Medición de la temperatura en aguas naturales, residuales y residuales tratadas

## Parámetros químicos del agua potable

**Alcalinidad:** se refiere a la presencia de sustancias hidrolizables en agua que generan el ión hidroxilo ( $\text{OH}^-$ ), como las bases fuertes y los hidróxidos de los metales alcalinotérreos. La alcalinidad del agua depende primordialmente de su contenido en carbonatos, bicarbonatos e hidróxidos, por lo que suele tomarse como una indicación de la concentración de estos componentes.

**Dureza:** la dureza del agua es comprendida como una medida de su capacidad para precipitar el jabón. El jabón es precipitado preferentemente por los iones calcio y magnesio. La dureza es la responsable de la formación de incrustaciones en recipientes y tuberías.

**Cloruros ( $\text{Cl}^-$ ):** el cloruro, en forma de ion ( $\text{Cl}^-$ ), es uno de los aniones inorgánicos principales en el agua natural y residual. En el agua potable, el sabor salado producido por el cloruro, es variable y depende de la composición química del agua. Un contenido elevado de cloruro puede dañar las conducciones o estructuras metálicas y perjudicar el crecimiento vegetal.

**Sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ):** Los sulfatos ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) están ampliamente distribuidos en la naturaleza y pueden estar presentes en aguas naturales; los desechos del drenaje de minas pueden contribuir con grandes cantidades de iones sulfatos a través de la oxidación de pirita. Los sulfatos de sodio y magnesio ejercen una acción catalítica.

**Fluoruros ( $\text{F}^-$ ):** los iones fluoruro pueden aparecer naturalmente en el agua o se pueden adicionar en cantidades controladas. El fluoruro forma complejos con silicio, aluminio y boro. Estos complejos pueden existir en el agua debido al uso de compuestos fluorados por la industria.

**Nitrógeno (nitrito  $\text{NO}_2^-$ ):** el nitrito es un estado intermedio de la oxidación del nitrógeno, tanto en la oxidación del amoníaco a nitrato, como en la reducción del

nitrato. El nitrito se puede producir en las plantas de tratamiento o en los sistemas de distribución de agua, como resultado de la acción de bacterias sobre el nitrógeno amoniacal. En aguas superficiales crudas, las huellas de nitritos indican contaminación. Debido a que el nitrógeno es un nutriente esencial para organismos fotosintéticos, es importante el monitoreo y control de descargas del mismo al ambiente.

**Nitrógeno (nitrato  $\text{NO}_3^-$ ):** el nitrato se presenta generalmente como trazas en el agua de superficie, pero puede alcanzar niveles elevados en las subterráneas. En cantidades excesivas, contribuye a una enfermedad infantil denominada metahemoglobinemia. Es un nutriente esencial para muchos autótrofos fotosintéticos (cianobacterias), y en algunos casos ha sido identificado como el determinante de su crecimiento.

### Especificaciones sanitarias químicas

La tabla 5-3 indica los límites permisibles para los parámetros químicos del agua para uso y consumo humano, de acuerdo con lo especificado en el apartado 5.3 de la NOM-127-SSA1-2021.

*Tabla 5-3. Límites permisibles parámetros químicos (NOM-127-SSA1-2021)*

Parámetros	Límite Permissible	Unidades
<b>Dureza total</b>	500.0	mg/l
<b>Cloruros</b>	250.0	mg/l
<b>Fluoruros (<math>\text{F}^-</math>)</b>	1.50	mg/l
<b>Nitrógeno de nitratos (<math>\text{N-NO}_3^-</math>)</b>	11.0	mg/l
<b>Nitrógeno de nitritos (<math>\text{N-NO}_2^-</math>)</b>	0.90	mg/l
<b>Sulfatos (<math>\text{SO}_4^-</math>)</b>	400.0	mg/l
<b>Sólidos disueltos totales</b>	1000.0	mg/l

### Métodos de prueba para determinación de parámetros químicos

En la tabla 5-4, se describen las normas oficiales mexicanas que describen los métodos de prueba para la determinación de los parámetros químicos de calidad del agua establecidos por la NOM-127-SSA1-2021.

Tabla 5-4. Métodos de prueba para la determinación de los parámetros químicos del agua (CAASIM)

Parámetro	Método de prueba
<b>Alcalinidad</b>	NMX-AA-036-SCFI-2001: Determinación de acidez y alcalinidad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
<b>Dureza Total</b>	NMX-AA-072-SCFI-2001: Determinación de dureza total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
<b>Cloruros</b>	NMX-AA-073-SCFI-2001: Determinación de cloruros totales en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
<b>Sulfatos</b>	NMX-AA-074-SCFI-2014: Medición del ion sulfato en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
<b>Fluoruros</b>	NMX-AA-077-SCFI-2001: Determinación de fluoruros en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
<b>Nitritos</b>	NMX-AA-099-SCFI-2006: Determinación de nitrógeno de nitritos en aguas naturales y residuales
<b>Nitratos</b>	NMX-AA-079-SCFI-2001: Determinación de nitratos en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas

De la misma manera la NOM-127-SSA1-2021 contempla la determinación de algunos metales como el hierro y el manganeso.

**Hierro (Fe):** en condiciones reductoras, el hierro existe en estado ferroso. Al exponerlo al aire o al añadir oxidantes, el hierro ferroso se oxida al estado férrico y puede hidrolizarse para formar óxido férrico hidratado insoluble, que de no ser eliminado del agua potable causa daños a la salud.

**Manganeso (Mn):** el ion permanganato heptavalente se emplea para oxidar el manganeso y/o la materia orgánica causante del sabor. Debe detectarse con gran sensibilidad el exceso de permanganato, el manganeso trivalente en forma de complejo, o una suspensión de manganeso tetravalente, para controlar y evitar su descarga a un sistema de distribución de agua.

### **Especificaciones sanitarias de metales y metaloides**

La tabla 5-5 indica los límites permisibles de la concentración de metales y metaloides en el agua para uso y consumo humano, de acuerdo con lo especificado en el apartado 5.4 de la NOM-127-SSA1-2021.

Tabla 5-5. Límites permisibles metales y metaloides (NOM-127-SSA1-2021)

Parámetros	Límite Permissible	Unidades
<b>Hierro</b>	0.30	mg/l
<b>Manganeso</b>	0.15	mg/l

## CAPÍTULO 6: PROCEDIMIENTO

La figura 6.1 muestra el diagrama de flujo de la metodología para el desarrollo del proyecto, a su vez, cada etapa será descrita detalladamente a continuación.

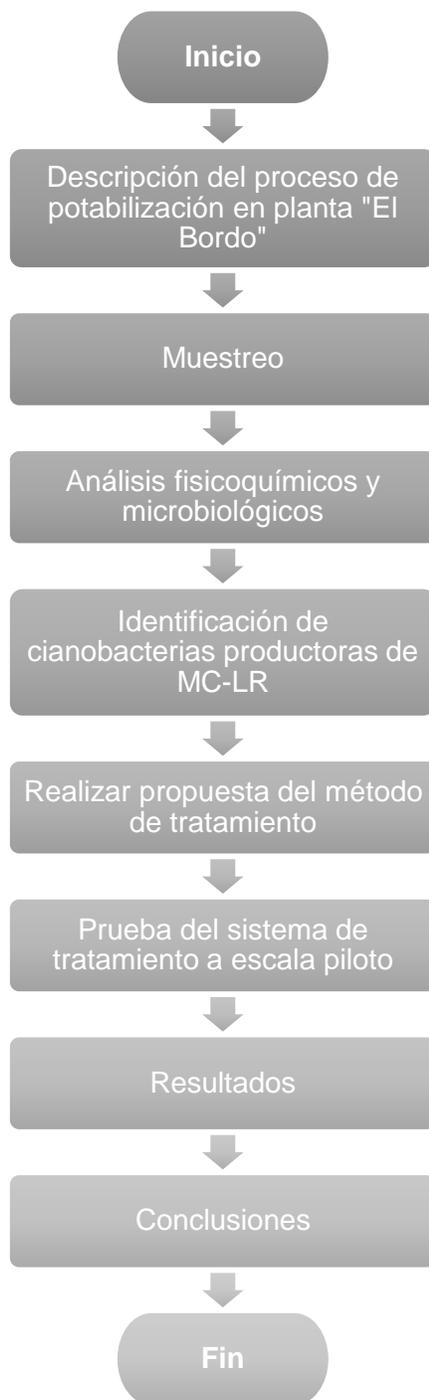


Figura 6.1. Metodología de desarrollo

## 6.1. DESCRIPCIÓN DEL PROCESO DE POTABILIZACIÓN EN PLANTA "EL BORDO"

El primer paso es comprender el funcionamiento de la planta potabilizadora, con la finalidad de identificar los puntos de muestreo y tener conocimiento acerca de los procesos (operaciones unitarias) por los que es sometida el agua proveniente de las presas Estanzuela y Jaramillo para su potabilización, ya que éstos factores influyen directamente en la calidad del agua entregada al usuario, y constituyen puntos críticos para evaluar y determinar las condiciones del crecimiento o la eliminación de cianobacterias productoras de MC-LR.

La planta potabilizadora "El Bordo" se encuentra ubicada en la carretera a la Estanzuela km 7.2, en la localidad del Bordo, Mineral del Chico en el estado de Hidalgo.



*Figura 6.2. Planta Potabilizadora "El Bordo"*

La figura 6.3 representa el diagrama de flujo de proceso (DFP) de la planta potabilizadora "El Bordo", en dónde se muestran cada una de las etapas de potabilización del agua. El objetivo del diagrama es obtener información detallada del proceso, como corrientes, flujos, servicios auxiliares, unidades de proceso y condiciones de operación como presión y temperatura.

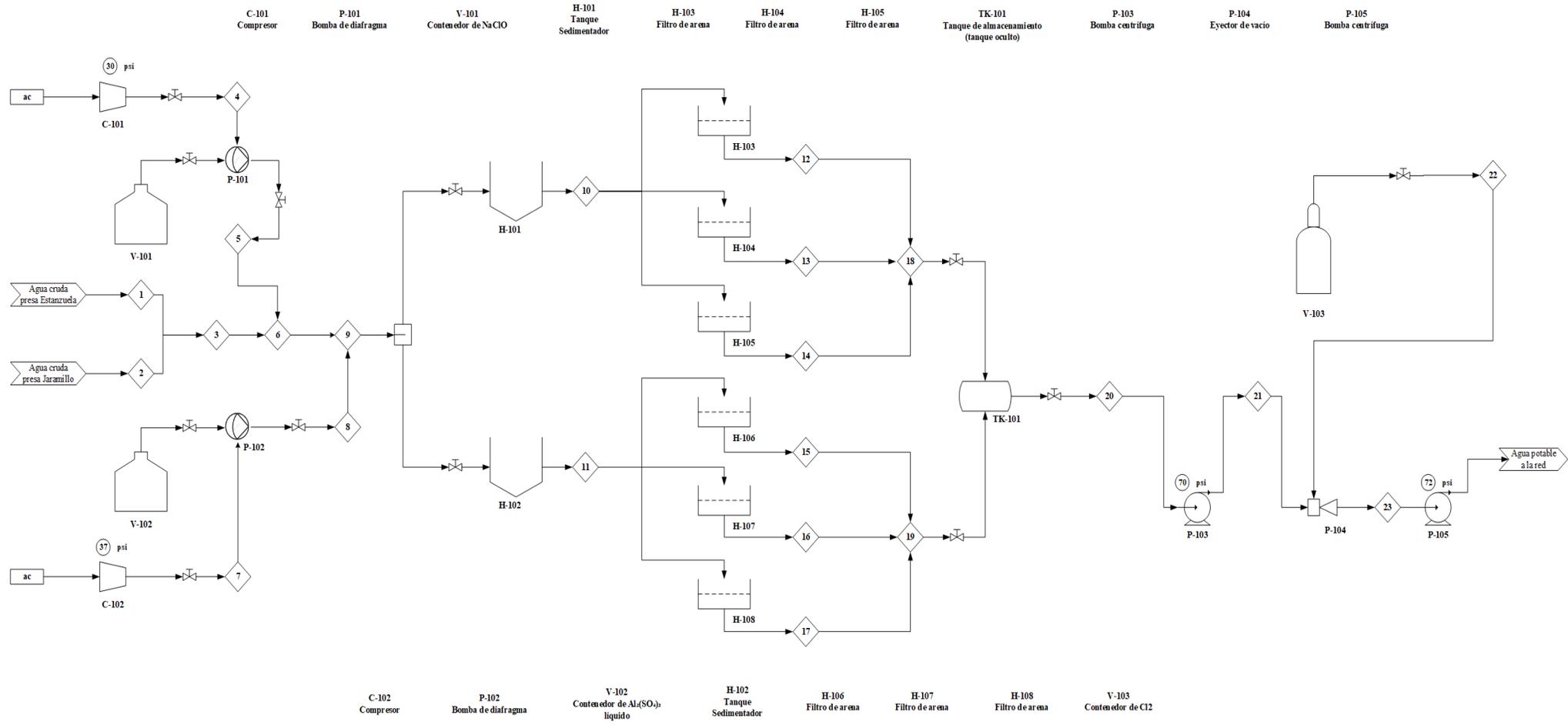


Figura 6.3. Diagrama de flujo de proceso de la planta potabilizadora "El Bordo"

A continuación, se describen las etapas del proceso de potabilización del agua en la planta “El Bordo”

#### **6.1.1. ALIMENTACIÓN DE AGUA**

Las fuentes de abastecimiento que alimentan la planta son las presas Estanzuela y Jaramillo. El agua proveniente de dichas presas entra a velocidades de flujo de **9 y 11 l/s (32,400 y 39,600 l/h)**, respectivamente. El caudal de flujo puede variar, puesto que el servicio de la presa Jaramillo sólo se habilita dos días a la semana debido a los bajos niveles de agua que presenta la presa actualmente. Posteriormente, el agua de las presas se une en un solo flujo, y entra directamente al proceso de potabilización.

#### **6.1.2. CLORACIÓN**

Consiste en la inyección de hipoclorito de sodio al **13%** a un flujo de **3 l/h**. La adición de hipoclorito de sodio en el punto inicial tiene dos funciones: desinfección y oxidación. Mediante el proceso de oxidación se eliminan sustancias reductoras como el hierro, manganeso, sulfuros, amoníaco entre otras; sin embargo, la función más importante de la cloración es reducir o eliminar el crecimiento de algas y otros microorganismos presentes en el agua, especialmente en aquella proveniente de fuentes superficiales.

#### **6.1.3. COAGULACIÓN**

Las impurezas que se encuentran en el agua de fuentes superficiales como sólidos disueltos, coloidales o suspendidos, son responsables del color y la turbidez de la misma. La materia en suspensión puede tener un tamaño y densidad tal que pueden eliminarse del agua por un proceso simple de sedimentación, pero algunas partículas son de un tamaño tan pequeño y tienen una carga eléctrica que las hace repelerse continuamente, impidiendo su aglomeración y la formación de una partícula más pesada para poder sedimentar. Por lo tanto, para eliminar estas impurezas se emplea un proceso de coagulación, que consiste en adicionar compuestos químicos al agua (coagulantes) para neutralizar la carga eléctrica del coloide, ocasionado la aglomeración y la formación de complejos, a fin de facilitar su remoción por sedimentación. El agente coagulante que se adiciona es sulfato

de aluminio  $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$  líquido al **7.5 % de alúmina, libre de hierro**. Actualmente el flujo de  $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$  es de **8 l/h**, sin embargo, éste puede variar debido a los siguientes factores:

1. Presencia de diversos agentes contaminantes en el agua de las presas por el aumento de descargas de desechos industriales y urbanos, mismos que incrementan la turbidez del agua y alteran la reacción del  $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ .
2. Bajos niveles de agua en las presas: el servicio de entrada de la presa Jaramillo es habilitado únicamente dos días a la semana. Cuando esto sucede, el agua proveniente de la presa Estanzuela es la única fuente de abastecimiento, y la cantidad de  $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$  puede disminuir hasta 2 l/h.



*Figura 6.4. Flujo de sulfato de aluminio añadido al agua bruta*

### **Prueba de jarras**

La cantidad de  $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$  que debe ser añadido se determina mediante una Prueba de Jarras, que consiste en la simulación de los procesos de coagulación, floculación y sedimentación a nivel de laboratorio para determinar la dosis óptima de compuestos químicos coagulantes.



Figura 6.5. Prueba de Jarras

#### 6.1.4. FLOCULACIÓN

La floculación sucede simultáneo al proceso de coagulación, y consiste en la aglomeración de partículas desestabilizadas en el proceso de coagulación química (flóculos), a través de medios mecánicos o hidráulicos. La planta cuenta con un canal de mezcla que posee deflectores ubicados a lo largo de este (figura 6.6), lo cuales, se encargan de distribuir el hipoclorito de sodio y el sulfato de aluminio de manera uniforme en el agua.



Figura 6.6. Canal de mezcla

#### 6.1.5. SEDIMENTACIÓN

Es la eliminación de los sólidos en suspensión presentes en el agua por medio de la acción gravitatoria. Ésta etapa se lleva a cabo en dos tanques sedimentadores, como los que se muestran en la figura 6.7. Los tanques se limpian cada 3 o 4 meses retirando los lodos resultantes.



*Figura 6.7. Tanques sedimentadores de lodos*

### **6.1.6. FILTRACIÓN**

Consiste en hacer pasar el agua a través de un medio filtrante que retiene las partículas sólidas de menor tamaño que no se eliminaron durante la sedimentación. La planta cuenta con un total de 6 filtros, que consisten en tanques rectangulares abiertos con una altura de 1.20 m, y contienen un lecho de grava que sirve como soporte, y arena de sílice (de 0.5 a 10 mm) tal como se muestra en la figura 6.8.



*Figura 6.8. Filtros de arena y grava*

Los filtros se lavan con un flujo de agua a contracorriente, mejor conocido como agua de retrolavado. El sistema de retrolavado (figura 6.9) tiene la función de remover las partículas que fueron retenidas por el medio filtrante, con la finalidad de mantener los filtros limpios y aptos para su uso, evitando la contaminación del agua por bacterias y materia orgánica.



Figura 6.9. Sistema de retrolavado de medios filtrantes

### 6.1.7. DESINFECCIÓN

Una vez que el agua ha pasado por los filtros, ésta se almacena en un tanque oculto, posteriormente, el agua pasa por el proceso de desinfección, el cual, consiste en la adición de gas cloro, a un flujo de **13 kg por día**.



Figura 6.10. Área de dosificación de gas cloro

### 6.2. MUESTREO

El muestreo son las actividades desarrolladas para obtener volúmenes de agua en sitios seleccionados del sistema de abastecimiento, de tal manera que sean representativos de éste, con el propósito de evaluar características físicas, químicas, microbiológicas y radiactivas.

### 6.2.1. IDENTIFICACIÓN DE LOS PUNTOS DE MUESTREO

Un punto de muestreo es la posición precisa en una zona determinada donde son tomadas las muestras. La planta potabilizadora “El Bordo” cuenta con tres puntos de muestreo establecidos por la CAASIM, los cuales se describen en el esquema siguiente:

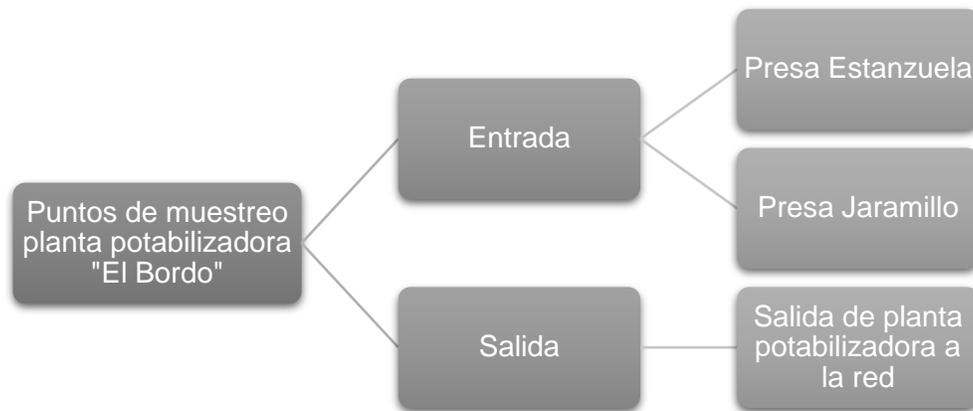


Figura 6.11. Distribución de puntos de muestreo de la planta potabilizadora "El Bordo"

Las presas Estanzuela y Jaramillo son las únicas fuentes de abastecimiento de la planta potabilizadora “El Bordo”. Se denomina fuente de abastecimiento a todo cuerpo de agua superficial o subterráneo que es o puede ser utilizado para proveer agua para uso y consumo humano. La figura 6.12, muestra el punto de muestreo correspondiente a la salida del agua de la planta.



Figura 6.12. Punto de muestreo de la salida de agua de planta "El Bordo" a la red

## **6.2.2. FRECUENCIA DEL MUESTREO DE LOS SISTEMAS DE ABASTECIMIENTO**

Los muestreos realizados por la CAASIM, se efectúan en base a lo establecido en la Norma Oficial Mexicana **NOM-179-SSA1-2020 (2020): Agua para uso y consumo humano. Control de la calidad del agua distribuida por los sistemas de abastecimiento de agua.** La norma señala en su apartado número 5 “*Disposiciones Sanitarias*”, punto 5.5, que el organismo responsable del sistema de abastecimiento de agua (CAASIM) debe establecer y documentar un programa de control analítico de la calidad del agua, el cual señale los sitios de muestreo, los parámetros de control, la frecuencia de su monitoreo y análisis.

Para parámetros de control que se encuentren dentro del 10% por abajo o igual al límite permisible, la frecuencia de monitoreo a la entrada del sistema de abastecimiento de agua debe ser mensual para fuentes de abastecimiento superficiales, y semestral para fuentes de abastecimiento subterráneas. En este caso, la planta “El Bordo” es alimentada por fuentes de abastecimiento de agua superficial, por lo tanto, el muestreo debe realizarse de manera mensual. De igual forma, la norma establece que para MC-LR, deberá monitorearse mensualmente la entrada del sistema de tratamiento, y en caso de que rebase el límite permisible establecido en la Norma Oficial Mexicana NOM-127-SSA1-2021, el monitoreo deberá realizarse adicionalmente después del proceso de tratamiento con la misma frecuencia.

## **6.2.3. PROCEDIMIENTOS DE MUESTREO PARA ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS**

La CAASIM, se basa en los procedimientos de muestreo establecidos en la Norma Oficial Mexicana **NOM-230-SSA1-2002: Salud ambiental. Agua para uso y consumo humano, requisitos sanitarios que deben cumplir en los sistemas de abastecimiento públicos y privados durante el manejo del agua. Procedimientos sanitarios para el muestreo.** La NOM-230-SSA1-2002, en su apartado 7 “*Procedimientos sanitarios para el muestreo*”, punto 7.3.2 “*Procedimiento para toma de muestra para análisis físico, químico y radiactivo*”, describe la metodología empleada para el correcto

muestreo del agua proveniente de la planta potabilizadora “El Bordo”, de acuerdo con las características de los puntos de muestreo de dicha planta. La norma señala que, para puntos de muestreo de bomba de mano, grifo o válvula del sistema de distribución, como es el caso de la salida de la planta, se debe seguir el procedimiento siguiente:

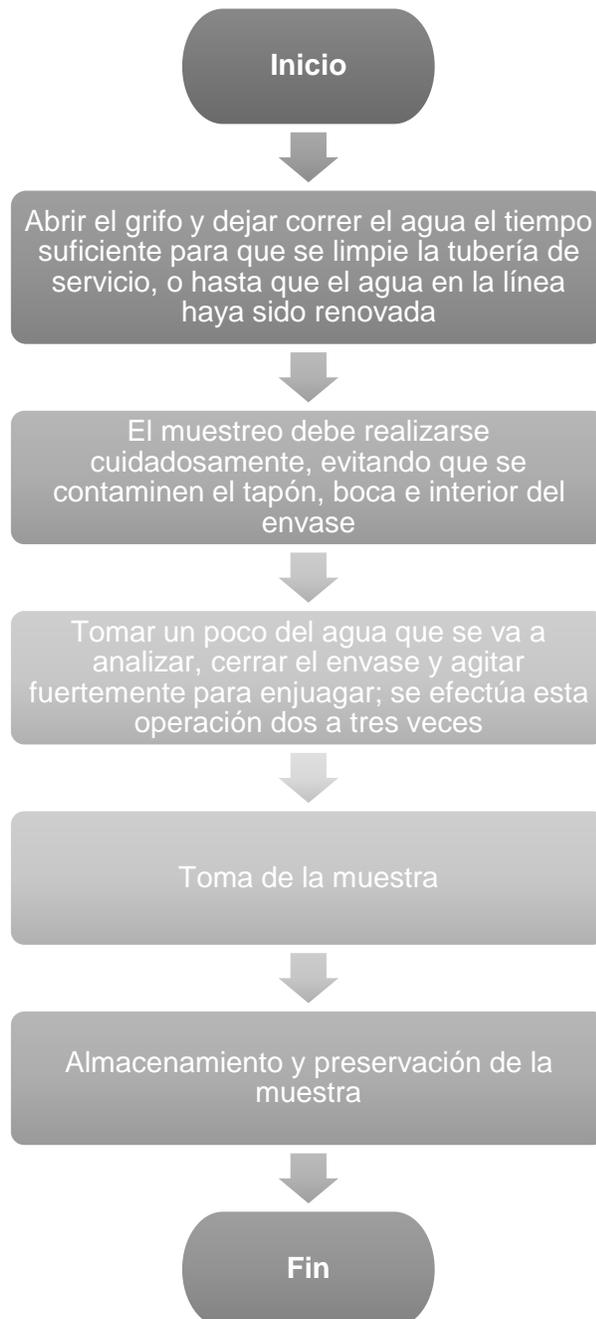


Figura 6.13. Procedimiento para puntos de muestreo de bomba de mano o grifo o válvula (NOM-230-SSA1-2002)

El volumen de muestra que debe tomarse, la preparación de envases para la toma y las condiciones de preservación de la muestra, se indican en la tabla 6-1.

Tabla 6-1. Preservación de muestras para análisis fisicoquímicos (NOM-230-SSA1-2002)

Determinación	Material envase	Volumen mínimo (ml)	Preservación	Tiempo máx. de almacenamiento
<b>Cloro residual</b>	p, v	50	Analizar inmediatamente	
<b>Cloruros</b>	p, v	200	Refrigerar de 4 a 10°C y en la oscuridad	48 horas
<b>Color</b>	p, v	500	Refrigerar de 4 a 10°C y en la oscuridad	48 horas
<b>Dureza total</b>	p, v	100	Adicionar HNO <sub>3</sub> o H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> a pH<2	14 días
<b>Fluoruros</b>	p	500	Refrigerar de 4 a 10°C	28 días
<b>Metales en general</b>	p, v (A)	1000	Adicionar 1 ml de HNO <sub>3</sub> concentrado por cada 100 ml de muestra	180 días. Para mercurio almacenar por máximo 4 semanas
<b>Nitratos</b>	p, v	100	Refrigerar de 4 a 10°C y en la oscuridad	48 horas
<b>Nitritos</b>	p, v	100	Refrigerar de 4 a 10°C y en la oscuridad	
<b>Nitrógeno amoniacal</b>	p, v	500	Adicionar H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> a pH<2 y refrigerar de 4 a 10°C	7 días
<b>Olor</b>	v	500	Analizar tan pronto como sea posible. Refrigerar	6 horas
<b>pH</b>	p, v	50	Analizar inmediatamente	
<b>Sólidos</b>	p, v	200	Refrigerar de 4 a 10°C y en la oscuridad	7 días
<b>Sulfatos</b>	p, v	100	Refrigerar de 4 a 10°C y en la oscuridad	28 días
<b>Temperatura</b>	p, v		Determinar inmediatamente	
<b>Turbiedad</b>	p, v	100	Refrigerar de 4 a 10°C y en la oscuridad	24 horas

\*Nota: p se refiere a envases de plástico, v de vidrio, y v(A) enjuagado con HNO<sub>3</sub> 1:1.

En captaciones de agua superficial como es el caso de las presas que abastecen la planta, el muestreo debe manejarse siguiendo las indicaciones comprendidas en el siguiente diagrama.

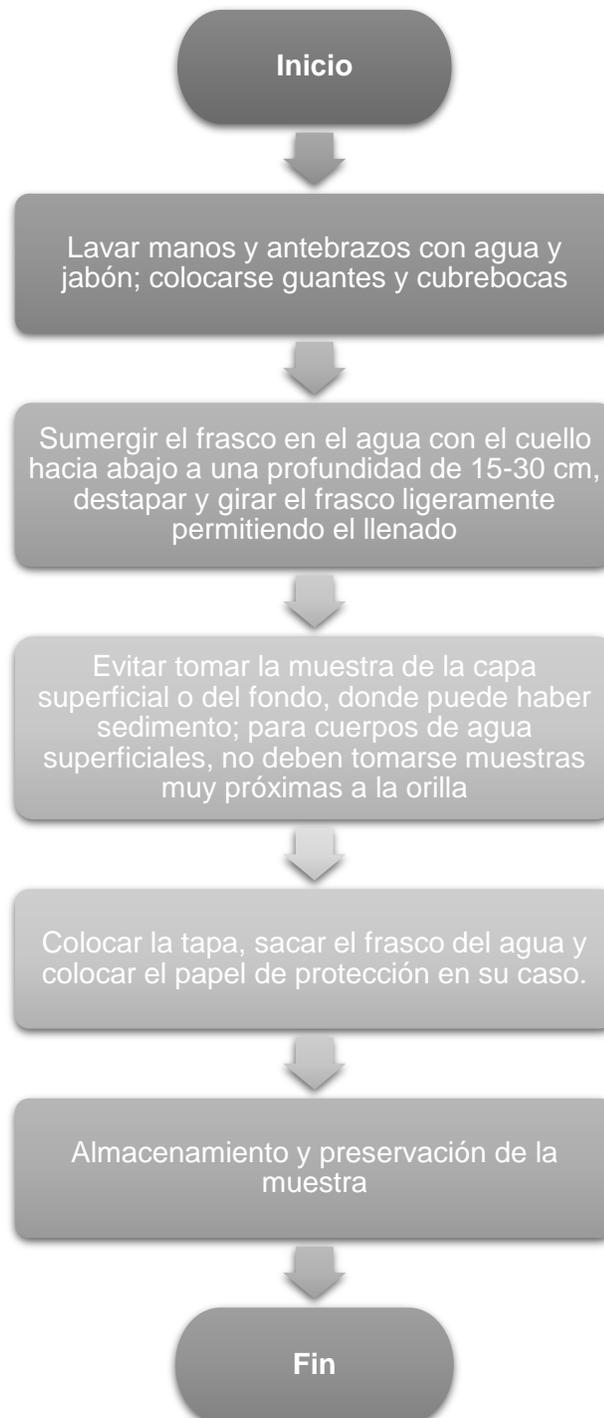


Figura 6.14. Procedimiento de muestreo cuerpo de agua superficial o tanque de almacenamiento (NOM-230-SSA1-2002)



Figura 6.15. Muestreo de agua de salida de planta potabilizadora "El Bordo"



Figura 6.16. Muestreo del agua de entrada de presas Jaramillo y Estanzuela

#### 6.2.4. MANEJO DE MUESTRAS

Las muestras tomadas deben colocarse en hielera con bolsas refrigerantes o bolsas de hielo cerradas para su transporte al laboratorio, a una temperatura entre 4 y 10 °C, cuidando de no congelar las muestras. El periodo máximo que debe transcurrir entre la toma de muestra y el inicio del análisis, según la **NOM-230-SSA1-2002**, es:

1. Para análisis microbiológico en óptimas condiciones de preservación y transporte, hasta 6 horas.
2. Para análisis físicos, químicos y radiactivos el periodo depende de la preservación empleada para cada parámetro como se indica en la tabla 6-1.

### 6.3. ANÁLISIS FISCOQUÍMICOS

Los análisis fisicoquímicos para la determinación de parámetros de calidad del agua, basan sus procedimientos en los métodos de prueba de las normas oficiales mexicanas de las tablas 6.2 y 6.4 del fundamento teórico, para parámetros físicos, químicos y metales según sea el caso. La figura 6.17 indica la metodología para su determinación.



Figura 6.17. Diagrama de flujo de análisis fisicoquímicos de agua

## **6.3.1. DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS FÍSICOS EN EL AGUA DE PLANTA POTABILIZADORA “EL BORDO”**

### **6.3.1.1. DETERMINACIÓN DE CLORO LIBRE RESIDUAL**

La cloración de aguas se utiliza para destruir o desactivar microorganismos causantes de enfermedades. El cloro libre se encuentra presente en forma de ácido hipocloroso (HClO), ion hipoclorito (ClO<sup>-</sup>) y cloro molecular disuelto. Una desaparición repentina del cloro residual puede indicar contaminación y presencia de microorganismos en el agua.

#### **Objetivo y alcance**

Establecer el procedimiento para la determinación en campo y en laboratorio de cloro libre total en concentraciones no mayores de 1.5 mg de Cl<sub>2</sub>/l (ppm).

#### **Material**

Comparador de cloro libre con tabla colorimétrica impresa, que posea una escala de 0 a 2.0 ppm (partículas por millón) de cloro.

#### **Reactivos**

Tableta reactiva N, N-dietil-p-fenilendiamina (DPD)

#### **Procedimiento**

1. Tomar una alícuota de la muestra en el comparador e introducir una tableta reactiva DPD y agitar. Enseguida, se muestra la coloración de la muestra.
2. Realizar la comparación colorimétrica de la muestra con la escala impresa en el comparador y reportar los resultados.

*NOTA:* es importante mencionar, que la determinación de cloro libre residual sólo se realiza en el agua que sale de la planta, puesto que el agua proveniente de las presas no pasa por ningún proceso de desinfección antes de entrar al proceso de potabilización.

#### **Resultados**

Reportar el resultado en ppm.



Figura 6.18. Determinación de cloro libre residual por comparación colorimétrica

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX-AA-108-SCFI-2001: Calidad del agua- Determinación de cloro libre y cloro total - Método de prueba.* <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166806/NMX-AA-108-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.2. DETERMINACIÓN DE CONDUCTIVIDAD, PH Y TEMPERATURA

La determinación de conductividad es de gran importancia, pues genera una idea del grado de mineralización del agua natural, potable, residual, residual tratada, de proceso o bien, del agua para ser usada en el laboratorio en análisis de rutina o para trabajos de investigación.

El pH es el parámetro más importante en la evaluación de las propiedades corrosivas de un medio ambiente acuático. Así mismo, es importante para el funcionamiento efectivo de los procesos de tratamiento de aguas y su control (por ejemplo, floculación y desinfección con cloro), el control de disolución de metales en canales y conductos, y en el tratamiento biológico de aguas residuales. A su vez, la temperatura es un criterio de calidad del agua para la protección de la vida acuática y para las fuentes de abastecimiento de agua potable.

## Objetivo y alcance

Establecer el procedimiento para la medición de la conductividad electrolítica, pH y temperatura en aguas potables y naturales, en el intervalo de pH de 0 a 14 y en un intervalo de temperatura de 0 a 50 °C.

## Equipo

Medidor de pH, conductancia específica (CE), sólidos disueltos totales (TDS), y temperatura; modelo HI9811-51, marca HANNA.

Tabla 6-2. Especificaciones del equipo HI9811-51

Especificaciones del equipo	
Intervalo de pH	0.0 a 14.0 pH
Resolución de pH	0.1 pH
Intervalo de Temperatura	0.0 a 70.0 °C
Resolución de Temperatura	0.1°C
Intervalo de CE	0 a 6000 µS/cm
Resolución de CE	10 µS/cm
Intervalo de TDS	0 a 3000 ppm (mg/L)
Resolución de TDS	10 ppm (mg/L)

## Reactivos

Disolución de calibración.

Agua destilada.

## Procedimiento

### Consideraciones previas

Cuando sea posible, debe efectuarse la determinación de conductividad directamente en el punto de muestreo; si no es posible, tome un volumen mínimo requerido según el instrumento empleado en un envase de polietileno limpio y determine la conductividad de inmediato.

El valor de pH puede cambiar rápidamente como resultado de procesos químicos, físicos o biológicos. Por esta razón, se debe medir el pH directamente del cuerpo de agua, si esto no es posible, tomar al menos 500 ml de muestra en un recipiente de muestreo y medir sin exceder las 6 h después de la toma de muestra.

## **Medición de conductividad, pH y temperatura**

1. Preparar y calibrar el equipo correctamente para su uso, de acuerdo a las instrucciones del fabricante.
2. Las muestras y la disolución de calibración deben estar a 25°C de preferencia, o a la temperatura ambiente.
3. Enjuagar la celda con agua destilada antes de realizar la medición para evitar contaminación de la muestra por electrolitos.
4. Sumergir la celda en la muestra problema y agitar levemente para expulsar las burbujas de aire.
5. Esperar que las lecturas de conductividad, pH y temperatura se estabilicen.
6. Obtener y registrar al menos tres lecturas sucesivas independientes entre cada medición.
7. Retirar la celda de la muestra problema y enjuagarla con agua destilada entre cada medición.
8. La variación de las tres lecturas obtenidas no deberá desviarse más de 0.03 unidades. Si las tres lecturas consecutivas difieren en más de 0.03 unidades, repetir con otra porción de la muestra, en caso de que esto no sea posible o persista el problema, repetir desde el procedimiento de calibración.

## **Resultados**

1. Reportar el valor promedio de las tres mediciones de las lecturas independientes como conductancia específica o conductividad en unidades de  $\mu\text{S}/\text{cm}$  a 25°C, redondeando a una cifra decimal.
2. Reportar el valor promedio de pH de las tres mediciones de las lecturas independientes redondeando a dos cifras decimales.
3. Reportar la temperatura promedio a la cual se efectuó la medición, redondeando al entero y en grados Celsius.



Figura 6.19. Medición de conductividad, pH y temperatura



Figura 6.20. Registro y reporte de resultados

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2000). *NMX-AA-093-SCFI-2000: Análisis de agua - Determinación de la conductividad electrolítica - Método de prueba.* <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166800/NMX-AA-093-SCFI-2000.pdf>

Diario Oficial de la Federación. (2016). *NMX-AA-008-SCFI-2016: Análisis de agua – Medición del pH en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.* <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166767/NMX-AA-008-SCFI-2016.pdf>

Diario Oficial de la Federación. (2000). *NMX-AA-007-SCFI-2013: Análisis de agua – Medición de la temperatura en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.*  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166800/NMX-AA-093-SCFI-2000.pdf>

### **6.3.1.3. DETERMINACIÓN DE COLOR**

El color en el agua puede deberse a la presencia del contenido natural de metales o iones metálicos en disolución, humus o residuos orgánicos, plancton, algas, microorganismos (como cianobacterias) o desechos industriales. Debido a esto, es importante la determinación de color en aguas potables y naturales para su eliminación.

#### **Objetivo y alcance**

Establecer el método para la determinación de color aparente y/o verdadero, en aguas potables y naturales.

#### **Equipo**

Comparador manual de color (colorímetro), con escala de vidrios coloridos estandarizados equivalentes desde 2.5 a 100 unidades Pt-Co, modelo 22035, marca ORBECO.

#### **Materiales**

Tubos Nessler de 50 ml.

Filtro de membrana de 0.45 µm de diámetro de poro.

#### **Reactivos**

Agua destilada.

#### **Procedimiento**

1. Encender el colorímetro.

2. Llenar dos tubos Nessler hasta la marca de 50 ml, uno deberá contener la muestra a analizar y otro contendrá agua destilada, que servirá como blanco o punto de comparación colorimétrica de la muestra.
3. Introducir los tubos en el equipo y realizar la comparación colorimétrica. Leer y reportar las unidades de color Pt-Co señaladas.

Por lo general, las muestras de agua proveniente de las presas Estanzuela y Jaramillo, tienen un alto índice de sólidos disueltos y partículas, lo que provoca la coloración y turbiedad del agua, rebasando el límite establecido. Ante esta situación, se debe aplicar el siguiente **tratamiento previo** a la muestra:

1. Remover la turbiedad de las muestras por medio de filtración hasta que la muestra esté totalmente clara. En este caso se utiliza un filtro de membrana de 0.45  $\mu\text{m}$  de diámetro de poro.
2. Encender la rampa de filtración y hacer pasar una alícuota de 50 ml de muestra por el embudo a través del filtro de membrana.
3. Leer y reportar las unidades de color Pt-Co señaladas por el colorímetro.

## **Resultados**

Los resultados se reportan en unidades de color Pt-Co. En caso de haber calculado color verdadero, se deberán reportar los dos valores obtenidos: color aparente (antes de realizar la filtración) y color verdadero (después de la filtración de la muestra).

## **Referencias**

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX-AA-045-SCFI-2001: Análisis de agua - Determinación de color platino cobalto en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba*.  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166781/NMX-AA-045-SCFI-2001.pdf>

### **6.3.1.4. DETERMINACIÓN DE TURBIEDAD**

La transparencia del agua es muy importante cuando está destinada al consumo del ser humano, a la elaboración de productos destinados al mismo y a otros

procesos de manufactura que requieren el empleo de agua con características específicas, razón por la cual, la determinación de la turbiedad es muy útil como indicador de la calidad del agua, y juega un papel muy importante en el desempeño de las plantas de tratamiento de agua, formando como parte del control de los procesos para conocer cómo y cuándo el agua debe ser tratada.

### **Objetivo y alcance**

Establecer el procedimiento para la determinación en campo y en el laboratorio de la turbiedad en muestras de agua potable y natural, en un intervalo de trabajo de 0.01 a 40 UNT, pudiendo incrementar este intervalo, realizando diluciones de muestras con concentraciones mayores de 40 UNT.

### **Equipo**

Turbidímetro modelo 2100Q, marca HACH con intervalo de 0 a 40 unidades nefelométricas de turbidez (UNT).

### **Material**

Celdas de vidrio de cristal incoloro y transparente.

### **Procedimiento**

1. Encender el equipo y dejar estabilizando de acuerdo al manual de operación del equipo.
2. Enjuagar la celda dos veces con muestra para evitar errores por dilución.
3. Llenar la celda e introducirla en el compartimiento del equipo correspondiente. Leer la turbiedad de la muestra.

### **Resultados**

Reportar el valor generado por el equipo en unidades UNT (unidades nefelométricas de turbidez).

### **Referencias**

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX-AA-038-SCFI-2001: Análisis de agua - Determinación de turbiedad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas* - Método de prueba.

### **6.3.1.5. DETERMINACIÓN DE ALCALINIDAD**

#### **Método de titulación**

**Principio:** los iones hidróxilo presentes en una muestra como resultado de la disociación o hidrólisis de los solutos, reaccionan con la adición de ácido estándar, por tanto, la alcalinidad depende del pH de punto final utilizado. Una medida de la alcalinidad total del medio, es la cantidad de ácido fuerte que es necesario añadir a una muestra para llevar el pH a un valor predeterminado coincidente con el vire del indicador naranja de metilo.

#### **Objetivo y alcance**

Establecer el método de análisis de titulación para la determinación de acidez y alcalinidad en aguas potables y naturales.

#### **Material**

Bureta digital acoplable, 50 ml.

Matraz Erlenmeyer, 250 ml.

Tubo Nessler, 100 ml.

#### **Reactivos**

Solución de ácido sulfúrico estándar, 0.002N

Solución indicadora de fenolftaleína, indicada a pH 8.3.

Solución indicadora de naranja de metilo.

#### **Procedimiento**

1. Medir 100 ml de muestra en un tubo Nessler.
2. Transferir la alícuota a un matraz Erlenmeyer.
3. Adicionar 2 gotas de disolución indicadora de fenolftaleína.
4. Si la muestra reacciona a la fenolftaleína (presenta una cloración rosa de manera inmediata), titular con la disolución valorada de ácido sulfúrico (0.02 N) hasta el vire de la fenolftaleína de rosa a incoloro.

5. Registrar los mililitros gastados y reportar los resultados como alcalinidad a la fenolftaleína.
6. Adicionar 2 gotas de la disolución indicadora de naranja de metilo y continuar con la titulación hasta alcanzar el vire del naranja de metilo de amarillo a canela.
7. Registrar los mililitros gastados y reportar los resultados como alcalinidad total.
8. Registrar los volúmenes para ambos puntos finales y calcular la alcalinidad.

### **Cálculo de alcalinidad total**

La alcalinidad total se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Alcalinidad total CaCO}_3 \left( \frac{\text{mg}}{\text{l}} \right) = \frac{(A + B) * N}{v} * 50 * 1000 \quad \text{Ec. 1}$$

donde:

A= volumen total gastado de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> al vire del anaranjado de metilo en ml.

B= volumen total gastado de ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) al vire de la fenolftaleína en ml.

N= normalidad de la disolución de ácido sulfúrico, que fue de **0.02406** para los análisis efectuados entre **febrero y abril**, y de **0.0274** para los efectuados en **mayo**.

v= volumen de la muestra en ml.

50= factor para convertir eq/l a mg CaCO<sub>3</sub>/l.

1000= factor para convertir ml a l.

### **Resultados**

Reportar la alcalinidad en mg CaCO<sub>3</sub>/l con la precisión correspondiente.

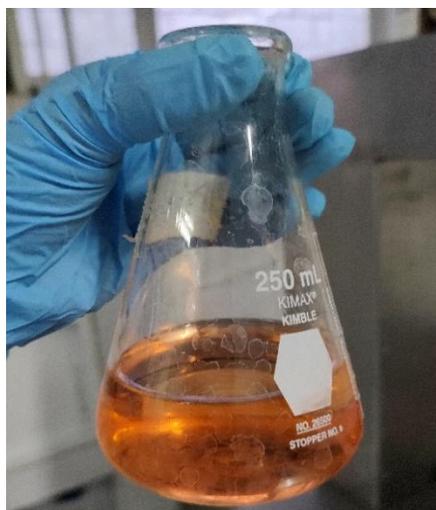


Figura 6.21. Determinación de alcalinidad

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX- AA-036-SCFI-2001: Análisis de agua - Determinación de acidez y alcalinidad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.*  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166776/NMX-AA-036-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.6. DETERMINACIÓN DE DUREZA TOTAL Y DUREZA DE CALCIO

#### Método de titulación EDTA

**Principio:** el método se basa en la formación de complejos por la sal disódica del ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) con los iones calcio y magnesio. Si a una solución acuosa que contenga iones calcio y magnesio a un pH de  $10 \pm 0.1$  se añade una pequeña cantidad de un indicador visual de punto final como negro de eriocromo T, la solución tomará un color rojo vino. Si se añade EDTA como reactivo de titulación, los iones calcio y magnesio formarán un complejo, y cuando todos los iones estén incluidos en dicho complejo (se encuentren acomplejados o ausentes), la solución cambiará de rojo vino a azul, señalando el punto final de la titulación.

#### Objetivo y alcance

Establecer el método de análisis de titulación EDTA para la determinación de dureza total y dureza de calcio en aguas potables y naturales.

## **Material**

Bureta digital acoplable, 50 ml.

Matraz Erlenmeyer, 125 ml.

Tubo Nessler, 50 ml.

Espátula de acero.

## **Reactivos**

Solución tampón para durezas.

Indicador negro de eriocromo T.

Disolución de EDTA estándar, 0.01M.

## **Procedimiento**

### **Dureza total**

1. Colocar 50 ml de muestra en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.
2. Añadir 1 o 2 ml de disolución amortiguadora o tampón. Generalmente 1 ml es suficiente para alcanzar un pH de 10.0 a 10.1.
3. Añadir 0.2 g del indicador negro de eriocromo T. La muestra debe tomar un color vino rojizo.
4. Titular con la disolución de EDTA 0.01 M, agitando continuamente hasta que desaparezcan los últimos matices rojizos. Añadir las últimas gotas con intervalos de 3 a 5 segundos.
5. En el punto final la muestra cambia de color rojizo a azul.

### **Dureza de calcio**

1. Colocar 50 ml de muestra en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.
2. Añadir 1 o 2 ml de disolución amortiguadora o tampón (NaOH, 0.1N). Generalmente 1 ml es suficiente para alcanzar un pH de 10.0 a 10.1.
3. Añadir 0.2 g del indicador purpurato de amonio (murexida). La muestra debe tomar un color rosa fuerte.
4. Titular con la disolución de EDTA 0.01 M, agitando continuamente hasta que desaparezcan los últimos matices rosados. Añadir las últimas gotas con intervalos de 3 a 5 segundos.
5. En el punto final la muestra cambia de color rosa a violeta.

## Cálculos de la dureza total y dureza de calcio

La dureza total y la dureza de calcio se calculan de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$\text{Dureza total expresada como CaCO}_3 \left( \frac{\text{mg}}{\text{l}} \right) = \frac{(A - B) * C * 1000}{v} \quad \text{Ec. 2}$$

donde:

A= ml de EDTA gastados en la titulación de la muestra (tanto para dureza total como dureza de calcio).

B= ml de EDTA gastados en la titulación en el blanco (si fue utilizado).

C= mg de CaCO<sub>3</sub> equivalentes a 1 ml de EDTA, que fue de **1.0045** en los meses de **febrero a abril**, y de **0.9624** para el mes de **mayo** (dependen de la solución de EDTA preparada).

v= volumen de la muestra en ml.

1000= factor para convertir ml a l.

## Resultados

Expresar la dureza total y la dureza de calcio como mg/l de CaCO<sub>3</sub> con la precisión correspondiente.



Figura 6.22. Determinación de dureza total y dureza de calcio

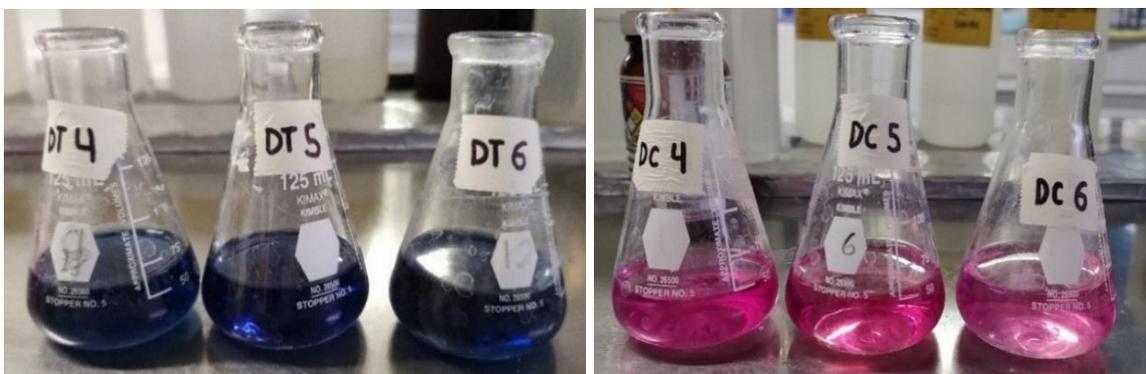


Figura 6.23. Dureza total y Dureza de calcio

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX- AA-072-SCFI-2001: Análisis de agua - Determinación de dureza total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.*  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166788/NMX-AA-072-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.7. DETERMINACIÓN DE CLORUROS (Cl<sup>-</sup>)

#### Método Argentométrico

**Principio:** en una solución neutra o ligeramente alcalina, el cromato potásico puede indicar el punto final de la titulación de cloruros con nitrato de plata. La plata reacciona con los cloruros para formar un precipitado de cloruro de plata de color blanco. En las inmediaciones del punto de equivalencia, al agotarse el ión cloruro, empieza la precipitación del cromato. La formación de cromato de plata puede identificarse por el cambio de color de la disolución de amarillo a anaranjado-rojizo, así como en la forma del precipitado. En este momento se da por terminada la valoración.

#### Objetivo y alcance

Establecer el método de análisis argentométrico para la determinación de cloruros totales en aguas potables y naturales.

#### Material

Bureta digital acoplable, 50 ml.

Matraz Erlenmeyer, 250 ml.

Tubo Nessler, 100 ml.

### Reactivos

Solución indicadora de cromato de potasio ( $K_2CrO_4$ ).

Disolución patrón de nitrato de plata, 0.00141M.

### Procedimiento

1. Colocar 100 ml de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 ml.
2. Adicionar 1 ml de disolución indicadora de cromato de potasio ( $K_2CrO_4$ ).
3. Valorar con la disolución patrón de nitrato de plata ( $AgNO_3$ ) hasta el vire de amarillo a naranja rojizo, manteniendo un criterio constante en el punto final.

### Cálculo de la concentración de cloruros

La concentración de iones cloruro en la muestra original, se calcula de la siguiente forma expresada en mg/l:

$$\frac{mg Cl^-}{l} = \frac{(A - B) * N * 35,450}{ml muestra} \quad Ec. 3$$

donde:

A= ml de disolución de nitrato de plata ( $AgNO_3$ ) gastados en la valoración de la muestra.

B= ml de disolución de nitrato de plata gastados en la valoración del blanco.

N= normalidad de  $AgNO_3$ , que es de 0.01309.

### Resultados

Reportar los resultados en mg/l de Cl, con la precisión correspondiente.



Figura 6.24. Determinación de cloruros

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX- AA-073-SCFI-2001: Análisis de agua - Determinación de cloruros totales en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba*.  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166789/NMX-AA-073-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.8. DETERMINACIÓN DE SULFATOS ( $\text{SO}_4^{2-}$ )

#### Método turbidimétrico

**Principio:** el ion sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) precipita en un medio ácido con cloruro de bario ( $\text{BaCl}_2$ ) de modo que forma cristales de sulfato de bario ( $\text{BaSO}_4$ ) de tamaño uniforme. Se mide la absorbancia luminosa de la suspensión de  $\text{BaSO}_4$  con un espectrofotómetro y se determina la concentración de iones sulfatos por comparación de lectura con una curva patrón. Éste método es aplicable en el intervalo de concentraciones de 1 mg/l a 40 mg/l de  $\text{SO}_4^{2-}$ .

#### Objetivo y alcance

Establecer el método turbidimétrico para la medición del ión sulfato en aguas naturales y potables. Este método es aplicable en el intervalo de concentraciones de 1 mg/l a 40 mg/l de  $\text{SO}_4^{2-}$ .

#### Equipo

Agitador magnético HI300N-1, marca HACH.  
Espectrofotómetro DR 5000, marca HACH.

#### Material

Celdas para espectrofotómetro.  
Matraz Erlenmeyer, 250 ml.  
Tubo Nessler, 100 ml.  
Espátula de acero.

#### Reactivos

Solución buffer (tampón) B.  
Cloruro de bario ( $\text{BaCl}_2$ ), cristales.

Agua destilada.

## Procedimiento

Influencia de la conductividad en el tamaño de muestra.

La salinidad es una medida de la cantidad de sales disueltas en agua. La salinidad y la conductividad están relacionadas porque la cantidad de iones disueltos aumentan los valores de ambas. Los iones más negativos son cloruro ( $\text{Cl}^-$ ), sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ), carbonato, y bicarbonato. Por esta razón los iones sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) influyen directamente en la conductividad y, por tanto, el tamaño de la alícuota utilizada para la determinación de sulfatos en el agua depende de la conductividad electrolítica. La siguiente tabla, muestra el tamaño de la muestra que se debe medir de acuerdo con el valor de la conductividad de la misma.

Tabla 6-3. Alícuota en función de la conductividad de la muestra para sulfatos

Conductividad ( $\mu\text{m}/\text{cm}$ )	ml de muestra
1-1000	100
1001-1300	50
1300 ->	5

## Formación de turbiedad de sulfato de bario

1. Transferir a un matraz Erlenmeyer de 250 ml una muestra de 100 ml, o una porción conveniente (tabla 7-3) llevada al aforo con agua a 100 ml.
2. Añadir 20 ml del reactivo buffer B (la solución buffer B, se emplea cuando la concentración de  $\text{SO}_4^{2-}$  en la muestra es inferior a 10 mg/l).
3. Mezclar con ayuda del agitador magnético.
4. Mientras la disolución se agita, añadir una cucharilla de cristales de cloruro de bario ( $\text{BaCl}_2$ ).
5. Agitar durante un minuto a una velocidad constante.

## Medida de la turbidez del sulfato de bario

1. Tras finalizar el periodo de agitación, verter la solución en una celda y medir la turbiedad en unidades de absorbancia o nefelométricas.

2. Leer la absorbancia de las muestras y las disoluciones de referencia a **420 nm**.
3. Desechar inmediatamente las muestras para evitar la formación de cristales en el matraz.

### **Cálculo de la concentración de sulfatos**

Calcular la concentración de la muestra al despejar X (que representa los  $\mu\text{g}$  de  $\text{SO}_4^{2-}$  leídos en curva) a partir de la curva de calibrado del Anexo 3, tras sustraer la absorbancia de la muestra antes de añadir  $\text{BaSO}_4$ .

$$\text{mg} \frac{\text{SO}_4^{2-}}{\text{l}} = \frac{\mu\text{g de SO}_4^{2-}}{\text{ml de muestra}} * 1000 \quad \text{Ec. 4}$$

### **Resultados**

Registrar la absorbancia medida por el espectrofotómetro, realizar los cálculos correspondientes y reportar los resultados en  $\text{mg SO}_4^{2-}/\text{l}$ , con la precisión correspondiente.



Figura 6.25. Determinación de sulfatos

### **Referencias**

Diario Oficial de la Federación. (2014). *NMX- AA-074-SCFI-2014: Análisis de agua – Medición del ión sulfato en aguas naturales, residuales y residuales*

tratadas - Método de prueba.  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166149/nmx-aa-074-scfi-2014.pdf>

### **6.3.1.9. DETERMINACIÓN DE FLUORUROS (F<sup>-</sup>)**

#### **Método SPADNS**

**Principio:** el método colorimétrico SPADNS se basa en la reacción entre los iones fluoruro y el complejo colorido de Zirconilo-SPADNS. El fluoruro reacciona con el zirconilo de dicho complejo, formando un anión complejo incoloro (ZrF<sub>6</sub><sup>2-</sup>). Al aumentar el contenido de fluoruro, la intensidad del color disminuye, por lo tanto, la absorbancia es inversamente proporcional a la concentración de fluoruros.

#### **Objetivo y alcance**

Establecer el método de análisis de SPADNS para la determinación de fluoruros totales en aguas potables y naturales.

#### **Equipo**

Espectrofotómetro DR 5000, marca HACH.

#### **Material**

Celdas para espectrofotómetro.

Matraz Erlenmeyer, 125 ml.

Tubo Nessler, 50 ml.

#### **Reactivos**

Solución de arsenito de sodio

Disolución Zirconilo-SPANDS

#### **Procedimiento**

##### **Tratamiento preliminar de la muestra**

Si la muestra contiene cloro residual, eliminar por adición de 1 gota (0.05 ml) de solución de arsenito de sodio por 0.1 mg de cloro residual (NaAsO<sub>2</sub>/0.1 mg cloro) y mezclar.

### Medición de iones fluoruro

1. Tomar una alícuota de 50 ml de la muestra y colocar en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.
2. Adicionar 10 ml de la disolución Zirconilo-SPANDS.
3. Tapar y mezclar diez veces (es importante mezclar siempre igual todas las muestras, la de referencia y los estándares).
4. Leer la absorbancia inmediatamente a una longitud de onda de **570 nm**.

### Cálculo de la concentración de fluoruros

Calcular la concentración de la muestra al despejar X (que representa los  $\mu\text{g}$  de  $\text{F}^-$  leídos en curva) a partir de la curva de calibrado del Anexo 3.

$$\text{mg} \frac{\text{F}^-}{\text{l}} = \frac{\mu\text{g de F}^-}{\text{ml de muestra}} \quad \text{Ec. 5}$$

### Resultados

Registrar la absorbancia medida por el espectrofotómetro, realizar los cálculos correspondientes y reportar los resultados en  $\text{mg F}^-/\text{l}$ , con la precisión correspondiente.



Figura 6.26. Preparación de muestras para determinación de fluoruros



Figura 6.27. Lectura de absorbancia de muestras para fluoruros

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX- AA-077-SCFI-2001: Análisis de agua – Determinación de fluoruros en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.*  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166793/NMX-AA-077-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.10. DETERMINACIÓN DE NITRÓGENO DE NITRITOS NO<sub>2</sub>

#### Método colorimétrico

**Principio:** los nitritos presentes en la muestra reaccionan en medio ácido (pH 2.0 a 2.5) para formar ácido nitroso. Éste reacciona con sulfanilamida mediante una reacción de diazoación, formando una sal de diazonio, la cual, por medio de una reacción de acoplamiento de diclorhidrato de N-(1-naftil) etilendiamina (NEDA), da lugar a un colorante azóico de color purpura rojizo que se mide espectrofotométricamente a 543 nm. La reacción de copulación o acoplamiento diazoico ocurre entre una sal de diazonio y un compuesto aromático (como una amina aromática). Como producto de la reacción se obtiene un azoderivado (como un colorante azo púrpura rojizo). El método colorimétrico es adecuado para concentraciones de 5 a 1.0 µg de NO<sub>2</sub>/l.

#### Objetivo y alcance

Establecer el método de análisis colorimétrico para la determinación de nitrógeno de nitritos en aguas potables y naturales.

## Equipo

Espectrofotómetro DR 5000, marca HACH.

## Material

Celdas para espectrofotómetro.

Matraz Erlenmeyer, 125 ml.

Tubo Nessler, 50 ml.

Pipeta graduada, 1 ml.

## Reactivos

Disolución de sulfanilamida ( $\text{NH}_2\text{C}_6\text{H}_4\text{SO}_2\text{NH}_2$ ).

Disolución de diclorhidrato de N-(1-naftil) etilendiamina, NEDA.

## Procedimiento

1. Tomar una alícuota de 50 ml de la muestra y colocar en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.
2. Adicionar 1 ml de la disolución de sulfanilamida y agitar varias veces. Permitir que la mezcla reaccione de 2 a 8 minutos. Adicionar 1 ml de NEDA y agitar varias veces, revisar que el pH esté entre 1.9 y 2.5
3. Dejar reposar por lo menos 10 minutos, pero no más de 1 h, la presencia de nitritos desarrolla una coloración púrpura.
4. Leer la absorbancia a una longitud de onda de **543 nm**.

## Cálculo de la concentración de nitritos

Calcular la concentración de la muestra al despejar X (que representa los  $\mu\text{g}$  de  $\text{NO}_2^-$  leídos en curva) a partir de la curva de calibrado del Anexo 3.

$$\text{mg} \frac{\text{NO}_2^-}{\text{l}} = \frac{\mu\text{g} \text{NO}_2^- \text{ leídos en curva}}{\text{ml de muestra}} \quad \text{Ec. 6}$$

## Resultados

Registrar la absorbancia medida por el espectrofotómetro, realizar los cálculos correspondientes y reportar los resultados en  $\text{mg NO}_2^-/\text{l}$ , con la precisión correspondiente.



Figura 6.28. Determinación de nitrógeno de nitritos

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2006). *NMX- AA-099-SCFI-2006: Análisis de agua – Determinación de nitrógeno de nitritos en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.*  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166793/NMX-AA-077-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.11. DETERMINACIÓN DE NITRÓGENO DE NITRATOS NO<sub>3</sub>

#### Método de sulfato de brucina

**Principio:** la brucina es un complejo que reacciona con los nitratos bajo condiciones ácidas y temperatura elevada para producir un complejo de color amarillo. Generalmente las muestras deben ser diluidas para obtener una concentración de nitrógeno de nitratos en el intervalo de concentraciones de 0.1 mg/l a 1.0 mg/l. La intensidad del color desarrollado es función del tiempo y la temperatura; ambos factores deben ser cuidadosamente controlados.

#### Objetivo y alcance

Establecer el método de análisis por sulfato de brucina para la determinación de nitrógeno de nitritos en aguas potables y naturales.

#### Equipo

Espectrofotómetro DR 5000, marca HACH.

Parrilla.

## **Material**

Celdas para espectrofotómetro.

Tubos de reacción.

Pipeta graduada, 10 ml.

Gradilla.

Hielo.

## **Reactivos**

Disolución de arsenito de sodio.

Cloruro de sodio (NaCl).

Ácido sulfúrico concentrado (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>).

Disolución de brucina-ácido sulfanílico.

## **Procedimiento**

### **Tratamiento preliminar de la muestra**

Si la muestra contiene cloro residual libre, remover por adición de una gota (0.05mL) de disolución de arsenito de sodio por cada 0.10 mg de cloro y mezclar. Filtrar la muestra para remover turbiedad.

### **Determinación y medición de nitratos**

1. Transferir una alícuota de 10 ml de muestra a un tubo de reacción. Colocar en la gradilla los tubos de reacción necesarios incluyendo un tubo para el testigo y patrones que contiene 10 ml de agua destilada.
2. Colocar la gradilla en un baño de agua fría y añadir 2.0 ml de la disolución de cloruro de sodio a cada tubo. Mezclar y añadir 10.0 ml de disolución de ácido sulfúrico. Mezclar y enfriar.
3. Colocar la gradilla en el baño de agua fría y añadir 0.5 ml del reactivo brucina-ácido sulfanílico.
4. Mezclar y colocar la gradilla a baño maría en ebullición, manteniendo la temperatura.
5. Después de 20 min exactamente, sacar los tubos y sumergirlos en agua fría.

6. A temperatura ambiente, leer los patrones y muestras contra el testigo de reactivo a una longitud de onda de **410 nm**.

### **Cálculo de la concentración de nitratos**

Calcular la concentración de la muestra al despejar X (que representa los  $\mu\text{g}$  de  $\text{NO}_3^-$  leídos en curva) a partir de la curva de calibrado del Anexo 3.

$$\text{mg} \frac{\text{NO}_3^-}{\text{l}} = \frac{\mu\text{g} \text{NO}_3^- \text{ leídos en curva}}{\text{ml de muestra}} \quad \text{Ec. 7}$$

### **Resultados**

Registrar la absorbancia medida por el espectrofotómetro, realizar los cálculos correspondientes y reportar los resultados en  $\text{mg NO}_3^-/\text{l}$ , con la precisión correspondiente.

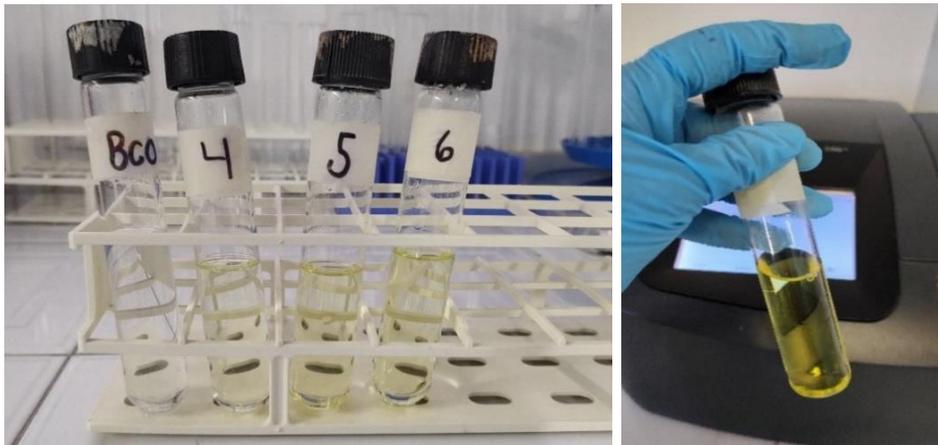


Figura 6.29. Determinación de nitrógeno de nitratos



Figura 6.30. Lectura de absorbancia de muestras para nitrógeno de nitratos

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX- AA-079-SCFI-2001: Análisis de agua – Determinación de nitratos en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.*  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166794/NMX-AA-079-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.12. DETERMINACIÓN DE HIERRO (Fe)

#### Método de Fenantrolina

**Principio:** Se disuelve el hierro y se reduce al estado ferroso ( $\text{Fe}^{2+}$ ) por ebullición con ácido clorhídrico e hidroxilamina, y se trata con 1,10-fenantrolina a pH de 3.2 a 3.3. El complejo rojo-naranja que se forma es un quelato de tres moléculas de fenantrolina por cada átomo de hierro ferroso. La intensidad de la solución coloreada es independiente del pH entre 3 y 9, Un pH entre 2.9 y 3.5 asegura un rápido desarrollo del color en presencia de un exceso de fenantrolina.

#### Objetivo y alcance

Establecer el método de análisis de fenantrolina para la determinación de hierro en aguas potables y naturales.

#### Equipo

Espectrofotómetro DR 5000, marca HACH.

Parrilla.

#### Material

Celdas para espectrofotómetro.

Matraz Erlenmeyer, 250 ml.

Tubos Nessler, 100 ml.

Pipetas graduadas, 1, 2 y 10 ml.

#### Reactivos

Ácido clorhídrico concentrado (HCl).

Solución de hidroxilamina.

Solución tampón de acetato de amonio.

Solución de fenantrolina.

### Procedimiento

1. Colocar 100 ml de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 ml.
2. Añadir 2 ml de ácido clorhídrico (HCl) concentrado y 1 ml de solución de hidroxilamina.
3. Calentar hasta ebullición. Para asegurar la disolución de todo el hierro, continúese la ebullición hasta que el volumen se reduzca 30 ml. Enfriar hasta temperatura ambiente.
4. Adicionar 10 ml de solución tampón de acetato de amonio.
5. Añadir 2 ml de fenantrolina y aforar hasta 100 ml.
6. Mezclar cuidadosamente y dejar reposar durante 10 a 15 minutos para que se desarrolle el color al máximo.
7. Transferir la muestra a celdas para espectro y leer la absorbancia de la muestra a una longitud de onda de **510 nm**.

### Cálculo de la concentración de hierro

Calcular la concentración de la muestra por medio de la ecuación de la recta que se obtiene de las curvas de calibración del Anexo 3, empleando la expresión siguiente.

$$mg \frac{Fe}{l} = \frac{\mu g Fe \text{ leídos en curva}}{ml \text{ de muestra}} \quad \text{Ec. 8}$$

### Resultados

Registrar la absorbancia medida por el espectrofotómetro, realizar los cálculos correspondientes y reportar los resultados en mg Fe/l, con la precisión correspondiente.



Figura 6.31. Determinación de hierro

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX- AA- 051-SCFI-2001: Análisis de agua – Determinación de metales por absorción atómica en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.* <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166794/NMX-AA-079-SCFI-2001.pdf>

### 6.3.1.13. DETERMINACIÓN DE MANGANESO (Mn)

#### Método del persulfato

**Principio:** entre los diversos métodos colorimétricos, el método de persulfato es el preferido, debido a que el empleo de ion mercúrico puede controlar la interferencia de una concentración limitada de ion cloruro. La oxidación con persulfato de los compuestos manganosos solubles para formar permanganato se realiza en presencia de nitrato de plata.

#### Objetivo y alcance

Establecer el método de análisis de persulfato para la determinación de manganeso en aguas potables y naturales.

#### Equipo

Espectrofotómetro DR 5000, marca HACH.

Parrilla.

## Material

Celdas para espectrofotómetro.

Matraz Erlenmeyer, 250 ml.

Tubos Nessler, 100 ml.

## Reactivos

Reactivo especial (sujeto a la NOM-127-SSA1-2021).

Persulfato de amonio  $(\text{NH}_4)_2\text{S}_2\text{O}_8$ , sólido.

## Procedimiento

1. Colocar 100 ml de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 ml.
2. Añadir 5 ml de reactivo especial. Someter la muestra a digestión hasta que el volumen reduzca 10 ml. Enfriar a temperatura ambiente.
3. Añadir 1 g de persulfato de amonio, llevar a ebullición y dejar hervir durante un minuto. Enfriar a baño maría: una ebullición demasiado prolongada da lugar a la descomposición del exceso de persulfato y, por consiguiente, a la pérdida del color del permanganato; un enfriamiento demasiado lento tiene el mismo efecto.
4. Aforar hasta 100 ml. Transferir la muestra a las celdas y leer la absorbancia de la muestra a una longitud de onda de **525 nm**.

## Cálculo de la concentración de hierro

Calcular la concentración de la muestra por medio de la ecuación de la recta que se obtiene de las curvas de calibración del Anexo 3, empleando la expresión siguiente.

$$\text{mg} \frac{\text{Mn}}{\text{l}} = \frac{\mu\text{g Mn leídos en curva}}{\text{ml de muestra}} \quad \text{Ec. 8}$$

## Resultados

Registrar la absorbancia medida por el espectrofotómetro, realizar los cálculos correspondientes y reportar los resultados en mg Mn/l, con la precisión correspondiente.



Figura 6.32. Determinación de manganeso

## Referencias

Diario Oficial de la Federación. (2001). *NMX- AA- 051-SCFI-2001: Determinación de metales por absorción atómica en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas - Método de prueba.*  
<https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166794/NMX-AA-079-SCFI-2001.pdf>

## 6.4. ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS

El diagrama de la figura 6.33, indica la metodología a seguir para la identificación y caracterización microbiológica de las diferentes especies de cianobacterias que producen la MC-LR.

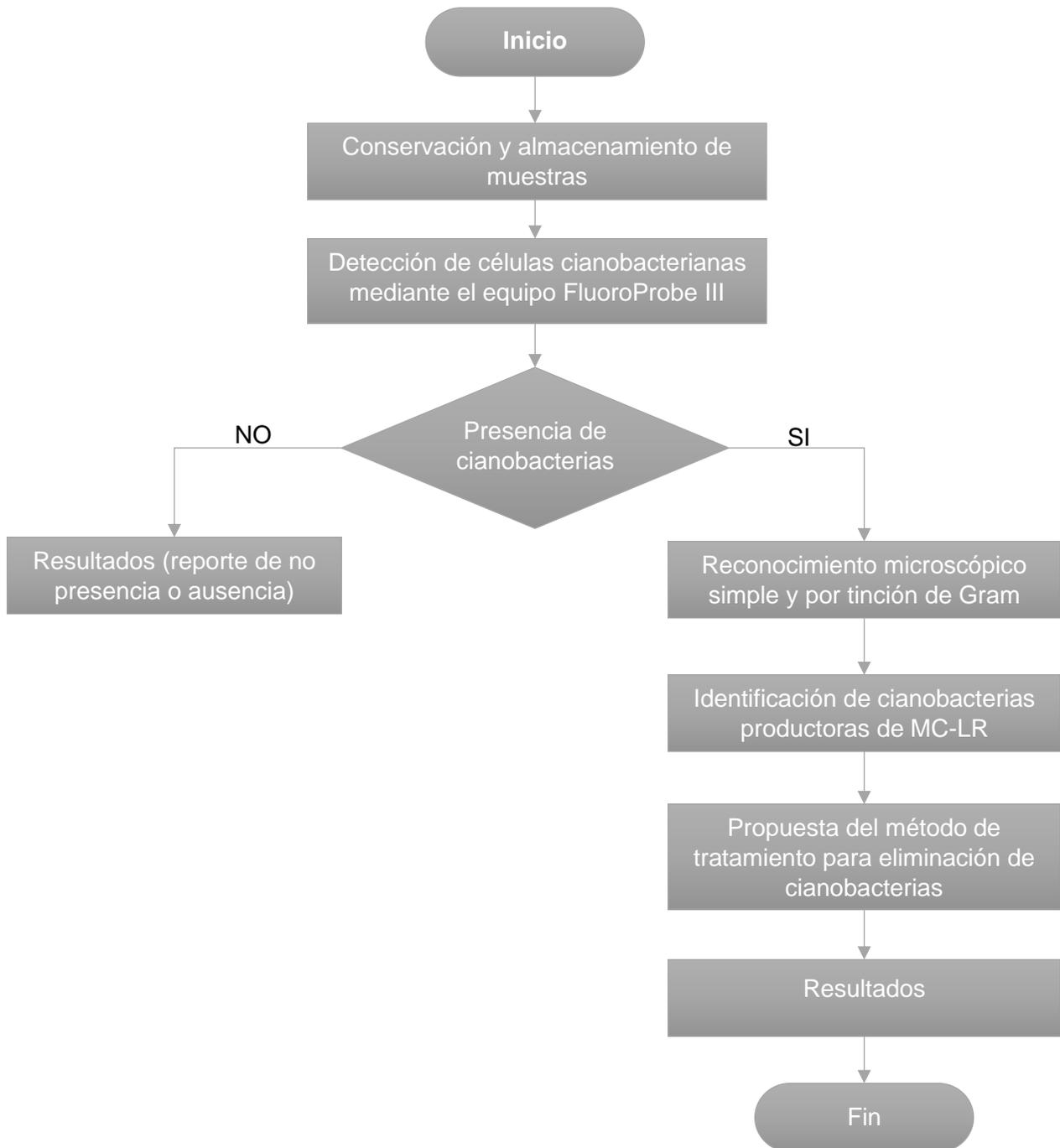


Figura 6.33. Diagrama de flujo para identificación y caracterización de cianobacterias productoras de MC-LR

#### **6.4.1. CONSERVACIÓN Y ALMACENAMIENTO DE MUESTRAS**

El estudio microbiológico de las muestras debe iniciarse inmediatamente después de realizada la toma para evitar cambios imprevisibles. Si no pueden procesarse las muestras en la hora siguiente a su toma, se guardarán en una nevera durante el transporte al laboratorio.

La temperatura de todas las muestras de contaminación de corrientes, aguas potables y residuales se mantendrá por debajo de 10°C durante el transporte, que durará 6 horas como máximo. Una vez en el laboratorio, se procederá a su refrigeración y procesamiento en las 2 horas siguientes. Con ello se espera conservar el número de células microbianas de las cianobacterias sin dañar su metabolismo, manteniendo una temperatura en la cual se retrasan sus funciones metabólicas o incluso se detienen, sin causarles la muerte.

#### **6.4.2. DETECCIÓN DE CÉLULAS CIANOBACTERIANAS MEDIANTE EL EQUIPO FLUOROPROBE III**

El FluoroProbe III es un fluorímetro que mide la concentración de clorofila *a* del fitoplancton suspendido in vivo, y es empleado para el análisis científico de la calidad del agua, la medición de calidad de la clorofila *a*, la medición simultánea de diferentes clases de algas, la detección de cianobacterias, el trazado de perfiles de profundidad a tiempo real, la evaluación de floraciones de algas y la detección de poblaciones de fitoplancton.

En el caso de las algas y las cianobacterias, los nutrientes y la temperatura son fundamentales, por lo que el equipo cuenta con un sensor de temperatura opcional situado en la carcasa, para medir la temperatura ambiente del agua, y un sensor de presión que mide la profundidad exacta. El equipo se utiliza de acuerdo a la metodología y a las especificaciones señaladas por el fabricante en el manual de uso.

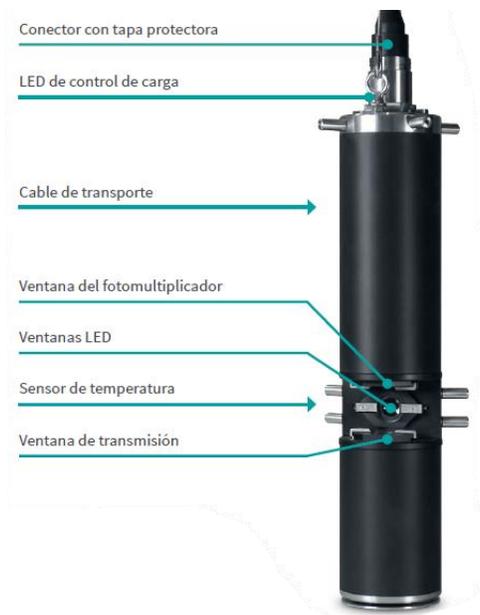


Figura 6.34. Componentes y estructura del equipo FluoroProbe III

### Principio y mecanismo de funcionamiento

La fotosíntesis es el proceso por el cual las plantas, algas, cianobacterias y otros organismos fotosintéticos convierten la energía luminosa en energía química. El proceso fotosintético se inicia cuando la luz es absorbida por los pigmentos fotosintéticos (clorofila a, b y carotenoides). Parte de la energía absorbida es disipada principalmente como calor, mientras que el resto es emitida como energía luminosa con un bajo contenido en energía (fluorescencia).

La luz emitida por la clorofila a durante el proceso de fluorescencia viaja a una longitud de onda de 685-700 nm, que es detectada por el equipo mediante un fotomultiplicador de alta sensibilidad. Con la excitación adecuada, la luz fluorescente emitida es proporcional al contenido de *clorofila a* del fitoplancton. Además de la clorofila a, las algas y las cianobacterias contienen pigmentos que permiten utilizar de forma más eficaz la energía de la luz, y que influyen de forma característica en la fluorescencia de la clorofila a.

El uso de seis LED diferentes con longitudes de onda de excitación en el rango visible entre 370 y 610 nm mejora el cálculo y permite distinguir entre diferentes clases de algas. El equipo está diseñado para calcular la clorofila de forma inmediata basándose en la calibración de fábrica realizada con algas

estandarizadas. Estos espectros de algas de referencia empleados para determinar la clorofila *a* están almacenados en el equipo. Cada clase de algas tiene un espectro de fluorescencia característico (huella) que indica el contenido de clorofila que hay presente en cuanto a forma y concentración. El contenido total de clorofila *a* obtenido es el resultado de sumar la clorofila de las diferentes clases de algas.

### **Software bbe++**

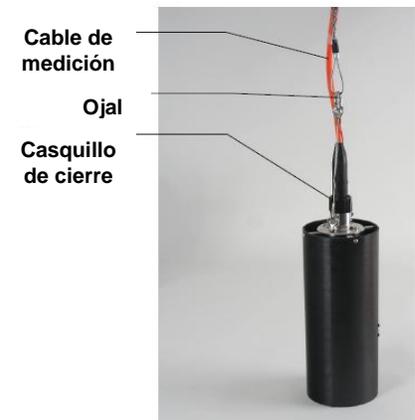
El equipo FluoroProbe III utiliza el software bbe++ para almacenar la información obtenida en una base de datos. El software funciona en cualquier PC con Windows y se comunica a través de un cable USB. Este programa proporciona las siguientes funciones:

1. Operación, control y calibración del equipo
2. Transferir y almacenar datos.
3. Establecer parámetros.
4. Análisis de datos y visualización en tablas y gráficos.
5. Permite exportar las bases de datos en diferentes formatos a otros programas, como Excel.

### **Procedimiento de operación del equipo**

Se realizaron las mediciones pertinentes de la concentración de cianobacterias en el agua de salida de la planta El Bordo, utilizando el equipo FluoroProbe III de acuerdo con el procedimiento descrito en la tabla 6-4.

Tabla 6-4. Procedimiento de medición de cianobacterias mediante el equipo FluoroProbe III

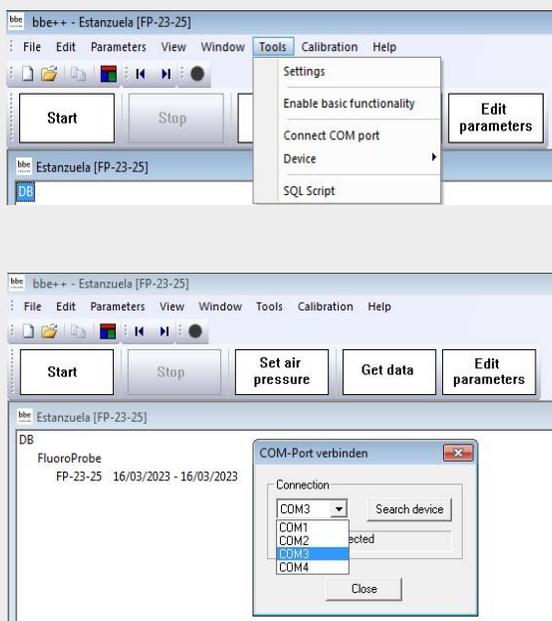
Procedimiento	Descripción
<p><b>1. Conexión del equipo</b></p> 	<p>Retirar el tapón protector del cable de medición y conectarlo al equipo, fijando el casquillo de cierre.</p> <p>Conectar el cable de transporte del equipo con el ojal del cable de medición.</p> <p>El cable de medición se utiliza para suministrar energía, para transferir los datos y para suspender el equipo en el agua, mientras está sumergida.</p>
<p><b>2. Fuente de alimentación</b></p> <p><b>Cable de medición</b></p>  <p><b>Cable convertidor</b></p> 	<p>El equipo se alimenta conectando la fuente de alimentación externa, el cable convertidor o utilizando la batería interna. Para ello, hay que conectar el cable de medición al equipo y el cable convertidor al cable de medición.</p>
<p><b>3. Puesta en marcha</b></p> 	<p>El equipo se pone en marcha en cuanto se conecta la fuente de alimentación o el cable convertidor. Enseguida se enciende el LED naranja. A continuación, un LED diferente indica el estado de la batería interna recargable:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>-LED verde: batería cargada</li> <li>-LED rojo indica que la batería no está cargada</li> </ul>

#### 4. Conectar el equipo a la computadora



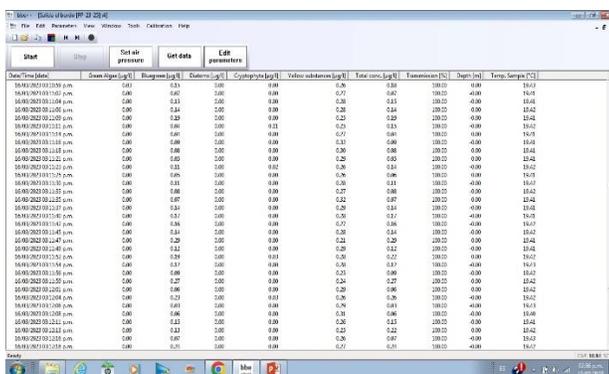
Conectar el equipo con el cable de medición al puerto USB de la computadora, asegurándose de que la batería interna recargable esté cargada.

#### 5. Configuración del puerto COM



Iniciar el software bbe++ y seleccionar el puerto COM al que está conectado el equipo: menú herramientas (tools)>conectar puerto COM (connect COM port)>dispositivo de búsqueda.

#### 6. Procedimiento de medición



Calibrar las compensaciones y/o la huella digital de las sustancias amarillas, especialmente en caso de bajas concentraciones de clorofila ( $<10 \mu\text{g/l}$ ) en el menú de calibración y establecer la presión de aire.

Una vez que el puerto COM esté conectado, el botón "Iniciar" cambiará de color a verde, esto quiere decir que el equipo está conectado correctamente al puerto USB de la computadora y es posible comenzar la medición.

Después de iniciar la medición, esperar 30 segundos aproximadamente, hasta que aparece el primer resultado. Sumergir el equipo cuando aparece el primer valor.

### 6.4.3. RECONOCIMIENTO MICROSCÓPICO DE CIANOBACTERIAS SIMPLE Y POR TINCIÓN DE GRAM

#### 6.4.3.1. RECONOCIMIENTO MICROSCÓPICO SIMPLE

##### Instrumental

Microscopio binocular biológico, modelo Stellar 1-B, marca SWIFT.

Mechero de Bunsen.

##### Materiales

Pipeta Pasteur.

Asa bacteriológica de acero.

Portaobjetos y cubreobjetos.

##### Procedimiento



Figura 6.35. Diagrama de flujo de reconocimiento microscópico de cianobacterias

### 6.4.3.2. MÉTODO DE LA TINCIÓN DE GRAM

El procedimiento para la tinción diferencial de Gram distingue 2 grupos de células, las que retienen el colorante primario son llamadas Gram (+) positivas, y las que pierden el color primario y toman el color del colorante de contraste, son llamadas Gram (-) negativas. Las **cianobacterias** se consideran bacterias **Gram negativas**. El mecanismo se basa en las características fisicoquímicas de las estructuras de la pared celular de los microorganismos. La tabla 6.5 muestra las diferencias entre ambos tipos de células.

*Tabla 6-5. Diferencias entre bacterias Gram positivas y Gram negativas (Coordinación de Universidad Abierta y Educación a Distancia de la UNAM, 2017)*

Gram positivas (+)	Gram negativas (-)
<p>Pared celular gruesa constituida por peptidoglicano (50%), pero no cuentan con membrana celular externa.</p> <p>La pared celular contiene ácidos teicoicos, compuestos principalmente por un alcohol (glicerol o ribitol) y fosfato.</p>	<p>La pared celular está constituida por una capa fina de peptidoglicano (5 al 10%) y una membrana celular externa.</p> <p>Poseen un espacio periplásmico, donde se encuentran diversas enzimas hidrolíticas.</p> <p>La membrana externa está compuesta por una bicapa que contiene lipopolisacáridos.</p> <p>Posee conductos especiales formados por proteínas denominadas porinas, que permiten la difusión pasiva de compuestos hidrofílicos de bajo peso molecular, como azúcares, aminoácidos y ciertos iones.</p>

#### **Instrumental**

Microscopio binocular biológico, modelo Stellar 1-B, marca SWIFT.

Mechero de Bunsen.

Kit de colorantes para tinción de Gram de la marca Hycel

#### **Materiales**

Pipeta Pasteur.

Asa bacteriológica de acero.

Portaobjetos y cubreobjetos.

## Procedimiento

### Manejo de la muestra

1. Preferentemente la muestra deberá ser tomada previo a la tinción.
2. Esterilizar el asa bacteriológica.
3. Tomar una porción de la muestra con el asa, en condiciones asépticas.
4. Realizar una extensión en un porta objetos desengrasado con suficiente muestra, y seque en posición vertical a temperatura ambiente
5. Fijar la muestra con calor.

A continuación, se describe el procedimiento de uso sugerido por el kit de colorantes para tinción de Gram de la marca Hycel, complementada con información consultada en bibliografía sobre el mecanismo de acción de cada colorante en la pared celular de las bacterias **Gram positivas** y **Gram negativas**.

1. Coloque la placa en una gradilla de tinción.
2. Cubra el frotis con colorante primario violeta de genciana (el cual tiene afinidad con el peptidoglicano de la pared bacteriana) y espere 1 minuto.
3. Escurra el colorante de violeta de genciana sin enjuagar, cubra con solución yodo Gram y espere 1 minuto. El yodo sirve como mordiente e impide la salida del cristal violeta por la formación de un complejo cristal violeta-yodo que satura los espacios del peptidoglicano de la pared bacteriana.
4. Lave con solución acetona-alcohol, deje actuar de 5-15 segundos en frotis delgados, y de 15-60 segundos en frotis gruesos. Ésta solución deshidrata la pared bacteriana y cierra los poros de la misma, también destruye la membrana externa de las bacterias Gram negativas debido a que ésta es soluble a la acción de solventes orgánicos, como la mezcla de alcohol-acetona. Las bacterias Gram positivas, al contener una gran cantidad de peptidoglicano, retienen con mayor fuerza este complejo.
5. Enjuagar para remover restos del decolorante.
6. Cubra el frotis con colorante safranina, el cual funciona como un colorante secundario o de contratinción y sirve para teñir las bacterias que no pudieron retener el complejo cristal violeta-yodo. Esperar 1 minuto.

7. Lavar repetidas veces con agua corriente o destilada hasta aclarar.
8. Secar al aire y observar al microscopio con objetivo de 100x.

### Interpretación de resultados

La tabla 6-6, indica la coloración que deben tomar las bacterias Gram positivas y las Gram negativas.

*Tabla 6-6. Coloración por tinción de bacterias Gram positivas y Gram negativas*

Bacterias	Color
<b>Gram positivas (+)</b>	Morado azulado
<b>Gram negativas (-)</b>	Rojo

#### 6.4.4. IDENTIFICACIÓN DE CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE MC-LR

Se realiza una investigación previa (fundamento teórico) sobre los diferentes géneros y especies productores de MC-LR más comunes, asignándolos al grupo o taxón al que pertenece, de acuerdo con un sistema clasificatorio previamente establecido, para conocer el nombre científico y las características morfológicas del ejemplar en estudio, con el objetivo de facilitar su correcta identificación. Posteriormente, se realiza la identificación de la especie de cianobacteria, mediante los frotis de muestras de agua vistas bajo el microscopio y tinciones de Gram, previamente descritas.

#### 6.4.5. PROPUESTA DEL MÉTODO DE TRATAMIENTO PARA LA ELIMINACIÓN DE CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE MC-LR

La figura 6.36 describe la metodología para el planteamiento de la propuesta del método de tratamiento más efectivo para la eliminación de diferentes géneros de cianobacterias que producen la MC-LR. Es importante especificar que la metodología a seguir tiene como objetivo únicamente la realización de la propuesta, no el desarrollo de la misma.

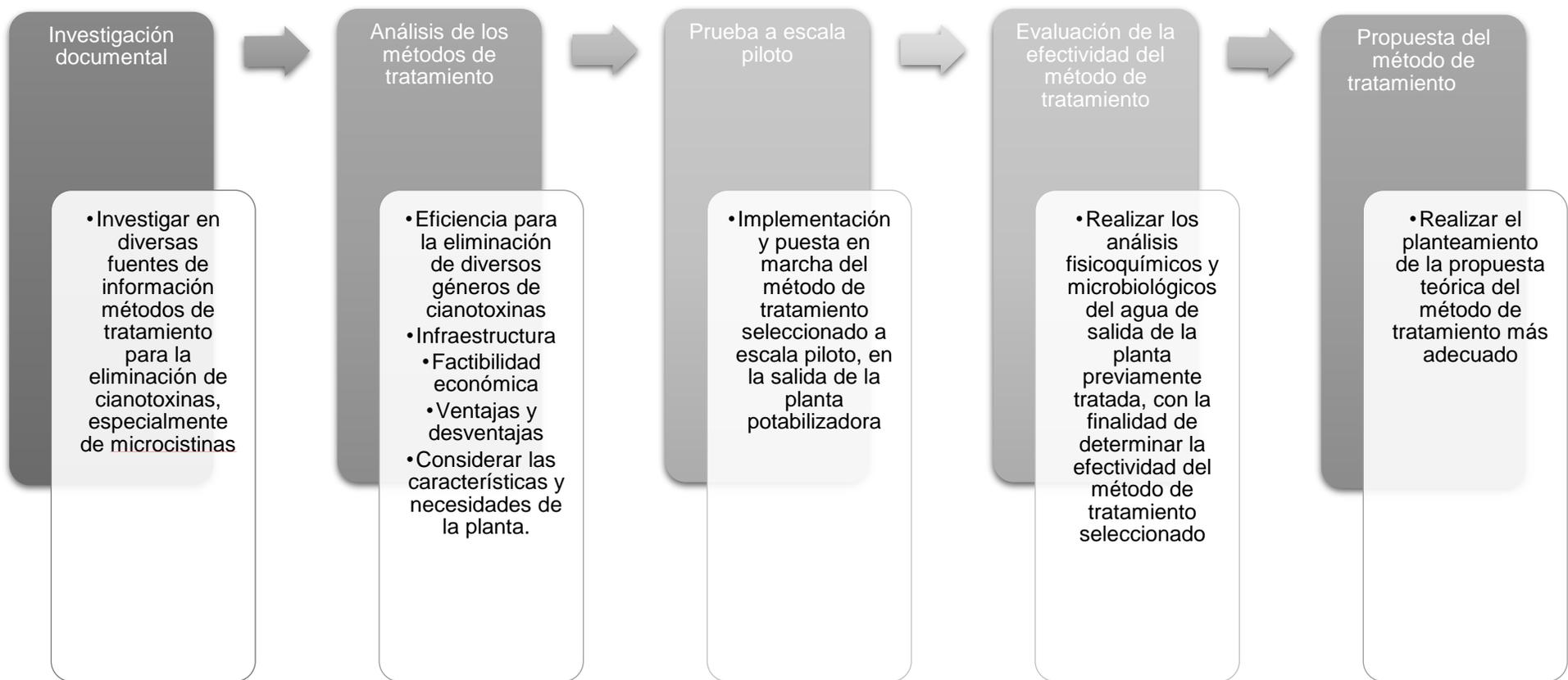


Figura 6.36. Metodología propuesta de método de tratamiento para la eliminación de MC-LR

#### **6.4.6. FILTRO DE CARBÓN ACTIVADO A ESCALA PILOTO PARA EL TRATAMIENTO DE CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE MC-LR**

El carbón activado elimina las cianotoxinas extracelulares o que se encuentran disueltas en el agua, lo que significa una ventaja en cuanto a la complejidad que representa optimizar los procesos de potabilización de la planta “El Bordo”, pues este tratamiento garantiza la integridad de las células de cianobacterias, debido a que muchas de ellas sufren lisis celular durante el proceso de potabilización y entonces las toxinas se liberan en el agua.

Por otro lado, el carbón activado granular (CAG), se considera la mejor opción para el tratamiento, debido a que posee una superficie específica enriquecida por mesoporos (2-50 nm) que garantizan la adsorción de cianotoxinas, y menor resistencia a la difusión de gases/líquidos que el CAP, por lo tanto, se prefiere para muchas aplicaciones industriales. Además, el CAG se puede utilizar de manera eficiente en adsorbedores de lecho fijo.

Con base a lo anterior, se toma la decisión de implementar un filtro de carbón activado granular a la salida de la planta potabilizadora “El Bordo”, como parte de una prueba piloto para la eliminación de cianobacterias productoras de MC-LR.

#### **FUNCIONAMIENTO, ESPECIFICACIONES Y CONDICIONES DE OPERACIÓN**

La figura 6.37 es un diagrama del sistema de tratamiento con carbón activado a escala piloto, que consiste en dos filtros interconectados que contienen carbón activado granular (CAG). La operación de cada filtro depende de un juego de válvulas que se encargan de permitir y regular el flujo de agua, de esta manera es posible operar uno o ambos filtros al mismo tiempo. El sistema consta también de una bomba hidroneumática que impulsa el fluido por las tuberías que están hechas de material PVC.

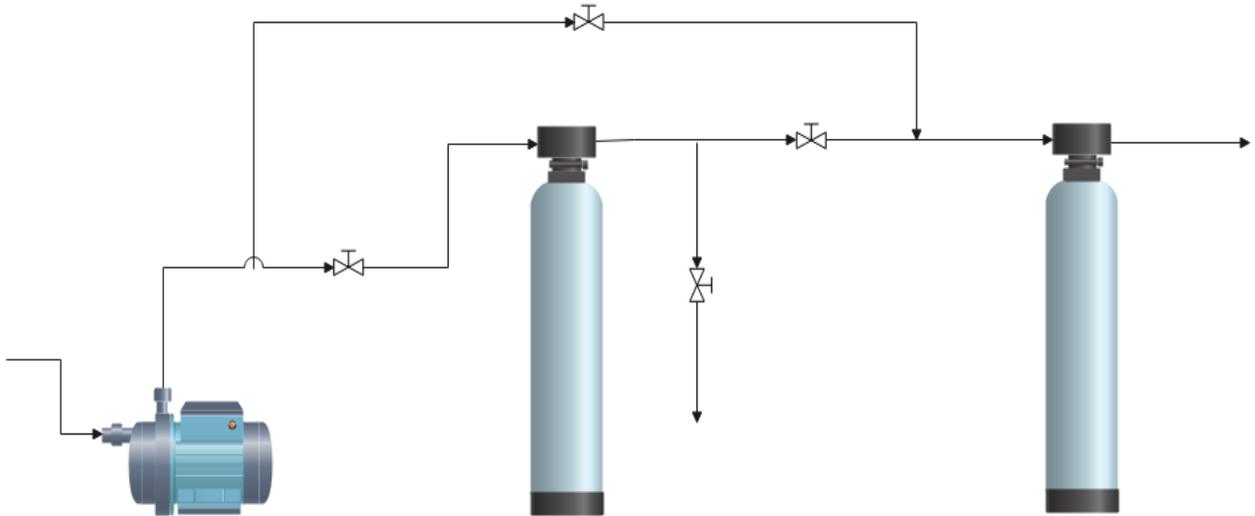


Figura 6.37. Sistema de filtros de carbón activado granular

Por otro lado, la tabla 6-7 indica las especificaciones del filtro y del carbón activado granular (CAG).

Tabla 6-7. Especificaciones del filtro de carbón activado granular

Parámetro	Valor	Unidad
<b>Díámetro del filtro</b>	8	in
<b>Altura del lecho</b>	16	in
<b>Tamaño de poro</b>	5	nm
<b>Área superficial</b>	900	m <sup>2</sup> /g

La figura 6.38 representa un diagrama de flujo de proceso, en donde, es posible apreciar el funcionamiento del sistema. El diagrama muestra la configuración de las válvulas en ambos filtros y las corrientes de flujo de entrada y salida.

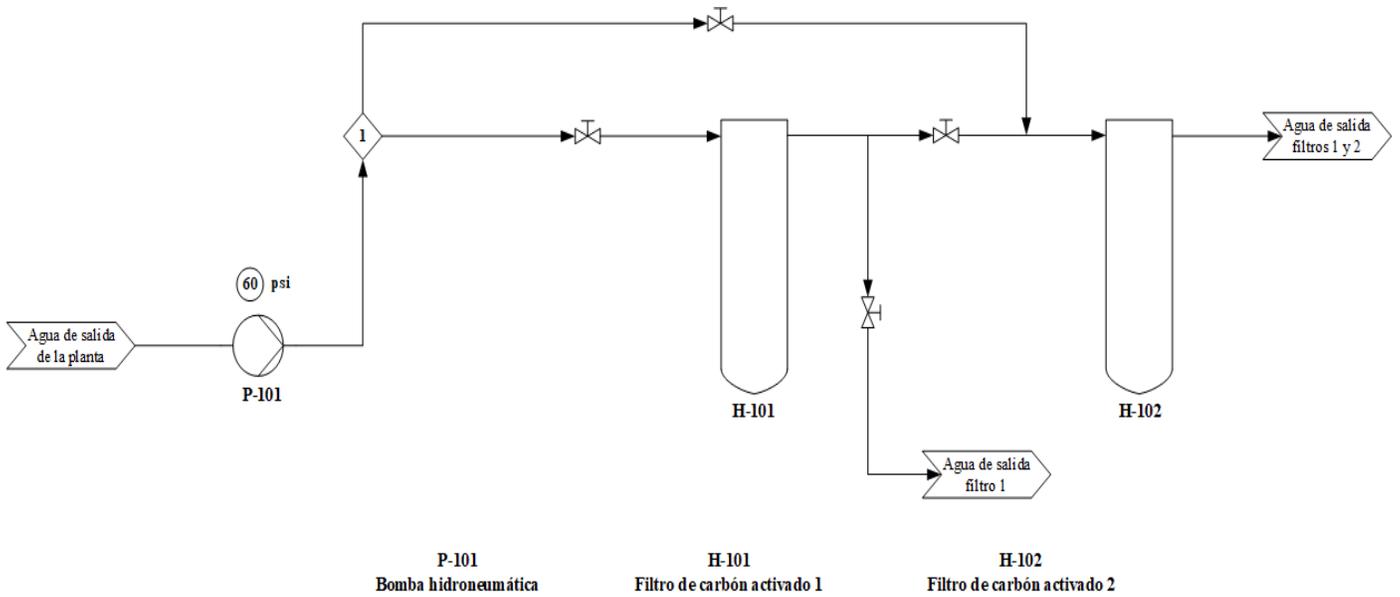


Figura 6.38. Diagrama de flujo de proceso filtros de carbón activado granular

Una bomba hidroneumática que opera a una presión de 60 psi, se encarga de suministrar el flujo de agua que pasará a través del filtro y entrará en contacto con el lecho de carbón activado. El filtro se instala en el punto de salida de la planta potabilizadora, haciendo pasar entonces el agua potable que sale de la planta y se distribuye directamente a la red pública, con la finalidad de comprobar su eficacia como un método de tratamiento alternativo para la eliminación de cianobacterias productoras de MC-LR.

La configuración de las válvulas está diseñada para regular y permitir el paso del flujo de agua en uno de los dos filtros o en ambos, es decir, es posible operar con un solo filtro o hacer que el flujo de agua pase a través del sistema completo conformado por dos filtros. Lo anterior, se realiza con el objetivo de simular un sistema cíclico por lotes. El tiempo de contacto del flujo de agua con el carbón activado fue de 1 hora aproximadamente. Por último, se recupera una muestra del agua de salida del filtro para realizar los análisis correspondientes y determinar la eficiencia del método de tratamiento propuesto.



Figura 6.39. Bomba hidroneumática



Figura 6.40. Operación del filtro de carbón activado

## CAPÍTULO 7: EVALUACIÓN

### 7.1. BALANCE DE MATERIA Y SERVICIOS DE LA PLANTA “EL BORDO”

La tabla 7-1 muestra el balance de materia de la planta potabilizadora, mientras que la tabla 7-2 indica los servicios auxiliares de las unidades de proceso que requieren flujos de aire acondicionado, en éste caso, los compresores encargados de accionar las bombas que impulsan los flujos de hipoclorito de sodio ( $\text{NaClO}$ ) y sulfato de aluminio  $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ .

Tabla 7-1. Balance de materia planta potabilizadora "El Bordo"

Corriente	1	2	3	5	6	8	9
<b>Compuesto</b>	Agua cruda presa Estanzuela	Agua cruda presa Jaramillo	Agua cruda presas Estanzuela y Jaramillo	Hipoclorito de sodio (NaClO)	Agua clorada	Sulfato de aluminio líquido $Al_2(SO_4)_3$	Agua tratada con NaClO y $Al_2(SO_4)_3$
<b>Flujo másico (l/h)</b>	32400	39600	72000	3	72003	8	72011
<b>Presión (psi)</b>	-	-	-	30	-	37	-
<b>Corriente</b>	<b>10</b>	<b>11</b>	<b>12</b>	<b>13</b>	<b>14</b>	<b>15</b>	<b>16</b>
<b>Compuesto</b>	Agua clarificada (sedimentador 1)	Agua clarificada (sedimentador 2)	Agua libre de materia sólida (filtro 1)	Agua libre de materia sólida (filtro 2)	Agua libre de materia sólida (filtro 3)	Agua libre de materia sólida (filtro 4)	Agua libre de materia sólida (filtro 5)
<b>Flujo másico (l/h)</b>	36005.5	36005.5	12001.833	12001.833	12001.833	12001.833	12001.833
<b>Presión (psi)</b>	-	-	-	-	-	-	-
<b>Corriente</b>	<b>17</b>	<b>18</b>	<b>19</b>	<b>20</b>	<b>21</b>	<b>22</b>	<b>23</b>
<b>Compuesto</b>	Agua libre de materia sólida (filtro 6)	Mezcla de corrientes (filtros 1,2,3)	Mezcla de corrientes (filtros 4,5,6)	Agua tratada	Agua tratada	Gas cloro (Cl <sub>2</sub> )	Agua potable
<b>Flujo másico (l/h)</b>	12001.833	36005.5	48007.333	84012.833	84012.833	0.54167	84012.833
<b>Presión (psi)</b>	-	-	-	-	70	-	72

Tabla 7-2. Servicios de unidades de proceso, planta potabilizadora "El Bordo"

<b>Servicio</b>	<b>ac</b>	
	Aire acondicionado	Aire acondicionado
<b>Equipo</b>	C-101	C-012
<b>Corriente</b>	4	7
<b>Flujo másico (l/h)</b>	50	50
<b>Presión (psi)</b>	30	37

## 7.2. MUESTREOS REALIZADOS

Durante el proyecto se realizaron cuatro ciclos de muestreo de manera mensual de acuerdo con la frecuencia de muestreo establecida por la NOM-179-SSA1-2020, comenzando en el mes de febrero y concluyendo en el mes de mayo, tomando en cuenta el tiempo de residencia. A continuación, se describen los muestreos de agua realizados durante el periodo establecido (las observaciones indican eventos extraordinarios o condiciones bajo las que se tomó la muestra).

Tabla 7-3. Muestreos realizados en el mes de febrero

Mes: Febrero				
Folio	Identificación del punto o sitio de muestreo	Fecha de muestreo	Hora de muestreo	Observaciones
1	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta El Bordo	20/02/2023	11:04	NA
2	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta El Bordo	20/02/2023	11:14	NA
3	Agua de salida de planta El Bordo a la red	20/02/2023	11:26	NA



Figura 7.1. Muestras mes de febrero

Tabla 7-4. Muestras realizadas en el mes de marzo

Mes: Marzo				
Folio	Identificación del punto o sitio de muestreo	Fecha de muestreo	Hora de muestreo	Observaciones
1	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta El Bordo	09/03/2023	09:57	NA
2	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta El Bordo	09/03/2023	10:00	NA
3	Agua de salida de planta El Bordo a la red	09/03/2023	10:03	NA
4	Agua de salida de planta el Bordo: filtro de carbón activado	09/03/2023	10:30	Se toma una muestra del agua de salida de la planta tras pasar por el filtro de carbón activado.



Figura 7.2. Muestras mes de marzo

Tabla 7-5. Muestréos realizados en el mes de abril

Mes: Abril				
Folio	Identificación del punto o sitio de muestreo	Fecha de muestreo	Hora de muestreo	Observaciones
1	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta El Bordo	24/04/2023		Sólo se realizó el muestreo del agua de entrada de la presa Estanzuela, debido a que el servicio de Jaramillo se encontraba deshabilitado por los bajos niveles de agua en la presa.
2	Agua de salida de planta El Bordo a la red	24/04/2023		NA

Tabla 7-6. Muestréos realizados en el mes de mayo

Mes: Mayo				
Folio	Identificación del punto o sitio de muestreo	Fecha de muestreo	Hora de muestreo	Observaciones
1	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta El Bordo	03/05/2023	10:15	NA
2	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta El Bordo	03/05/2023	10:23	NA
3	Agua de salida de planta El Bordo a la red	03/05/2023	10:32	NA



Figura 7.3. Muestras mes de mayo

### **7.3. CALIDAD FISICOQUÍMICA DEL AGUA DE ENTRADA Y SALIDA DE LA PLANTA “EL BORDO”**

En éste capítulo se muestran los resultados de la calidad fisicoquímica de las muestras de agua de entrada y salida de la planta potabilizadora, así como del aguade salida de la planta que pasó por un proceso de tratamiento que consiste en un filtro de carbón activado granular.

Es importante mencionar que el filtro sólo se probó una vez durante el mes de marzo, debido a que el lecho de carbón activado debe ser regenerado una vez que se encuentre saturado de los contaminantes y microorganismos que fueron adsorbidos. De acuerdo con el tiempo y el costo que involucraba adquirir un nuevo filtro, sólo se pudo solventar una prueba piloto, por ésta razón los análisis fisicoquímicos no fueron efectuados (NE) en los meses de febrero, abril y mayo, sólo fue posible en el mes de marzo cuando se adquirió el filtro. De igual forma durante el mes de abril no fue posible muestrear la entrada de agua proveniente de la presa Jaramillo, a causa de los bajos niveles de agua que presentaba dicha fuente de abastecimiento, por lo tanto, la entrada se encontraba deshabilitada. Sin embargo, el comportamiento de los datos obtenidos fue contundente y concordante con la bibliografía consultada previamente.

#### **7.3.1. CALIDAD FÍSICA DEL AGUA**

La tabla 7-7 muestra los resultados obtenidos de los parámetros físicos del agua de entrada y salida de la planta potabilizadora “El Bordo”: cloro libre residual, conductividad electrolítica, pH, temperatura, color verdadero y turbiedad, así como los límites máximos permisibles establecidos por la NOM-127-SSAA1-2021 para especificaciones sanitarias físicas.

Tabla 7-7. Resultados de calidad física del agua

Fecha de muestreo y análisis	Parámetros físicos		Nombre de la muestra			
	Parámetro	Límite máx. permisible	Agua de entrada presa Jaramillo	Agua de entrada presa Estanzuela	Agua de salida de planta el Bordo a la red	Agua de salida planta el Bordo: filtro de carbón activado
20/02/2023	Cloro libre residual (ppm)	0.2 a 1.5	0.0	0.0	1.5	NE
09/03/2023			0.0	0.0	2.0*	0.2
24/04/2023			NE	0.0	1.5	NE
03/05/2023			0.0	0.0	1.5	NE
20/02/2023	Cond. electrolítica (µS/cm)	NA	181.20	192.80	195.20	NE
09/03/2023			111.50	197.40	201.60	1530.00
24/04/2023			NE	202.80	195.20	NE
03/05/2023			77.42	203.50	215.50	NE
20/02/2023	pH	6.5 a 8.5	7.34	7.39	6.95	NE
09/03/2023			7.10	7.41	7.16	9.92*
24/04/2023			NE	7.35	7.06	NE
03/05/2023			7.08	7.38	7.09	NE
20/02/2023	Temperatura (°C)	NA	16.70	16.70	19.13	NE
09/03/2023			15.10	15.40	15.60	15.63
24/04/2023			NE	17.70	19.30	NE
03/05/2023			19.30	19.10	20.90	NE
20/02/2023	Color verdadero (Pt-Co)	15.0	12.5	15.0	12.5	NE
09/03/2023			12.5	12.5	10.0	5.0
24/04/2023			NE	15.0	10.0	NE
03/05/2023			12.5	15.0	12.5	NE
20/02/2023	Turbiedad (UNT)	4.0	3.73	4.30*	2.59	NE
09/03/2023			2.46	3.94	1.51	0.77
24/04/2023			NE	1.79	1.17	NE
03/05/2023			5.41*	1.81	1.45	NE

\*Fuera de los límites permisibles establecidos por la NOM-127-SSAA1-2021

NE= análisis no efectuado

NA= no aplica

Posteriormente, se calculan los promedios de los parámetros físicos para cada una de las muestras como se muestra en la tabla 7-8, con la finalidad de analizar su comportamiento en función del tiempo.

Tabla 7-8. Promedio de parámetros físicos

Promedio de parámetros físicos							
No.	Nombre de la muestra	Cloro libre residual (ppm)	Conductividad electrolítica (μS/cm)	pH	Temperatura (°C)	Color verdadero (Pt-Co)	Turbiedad (UNT)
1	Agua de entrada presa Jaramillo	0.0	123.4	7.17	17.03	12.5	3.87
2	Agua de entrada presa Estanzuela	0.0	199.1	7.38	17.23	14.4	2.96
3	Agua de salida planta el Bordo a la red	1.6	201.9	7.07	18.73	11.3	1.68
4	Agua de salida filtro de carbón activado	0.2	1530.0	9.92	15.63	5.0	0.77

En base a los promedios calculados, se elaboran gráficos que permiten analizar el comportamiento de los parámetros físicos del agua de entrada, salida y agua tratada con carbón activado durante el proceso de potabilización.

### RESULTADOS DE CLORO LIBRE RESIDUAL



Figura 7.4. Gráfico de comportamiento de cloro libre residual

El agua proveniente de las presas Jaramillo y Estanzuela tienen valores de 0.0 debido a que no ha sido sometida al proceso de potabilización. Por otro lado, el

valor del cloro libre en el agua de salida de la planta se encuentra dentro del límite máximo permisible, a excepción del mes de marzo en donde presentó un valor de 2.0, como se muestra en la tabla 7-7. Sin embargo, el filtro de carbón activado disminuyó notablemente el nivel de cloro libre residual en 0.2, entrando dentro del límite mínimo permisible.

## RESULTADOS DE CONDUCTIVIDAD ELECTROLÍTICA, pH Y TEMPERATURA

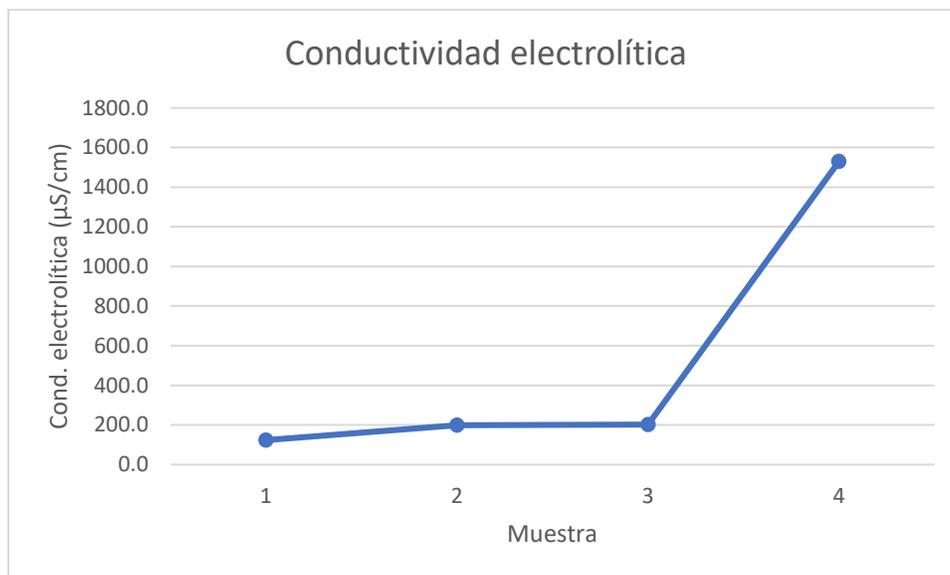


Figura 7.5. Gráfico de comportamiento de conductividad electrolítica

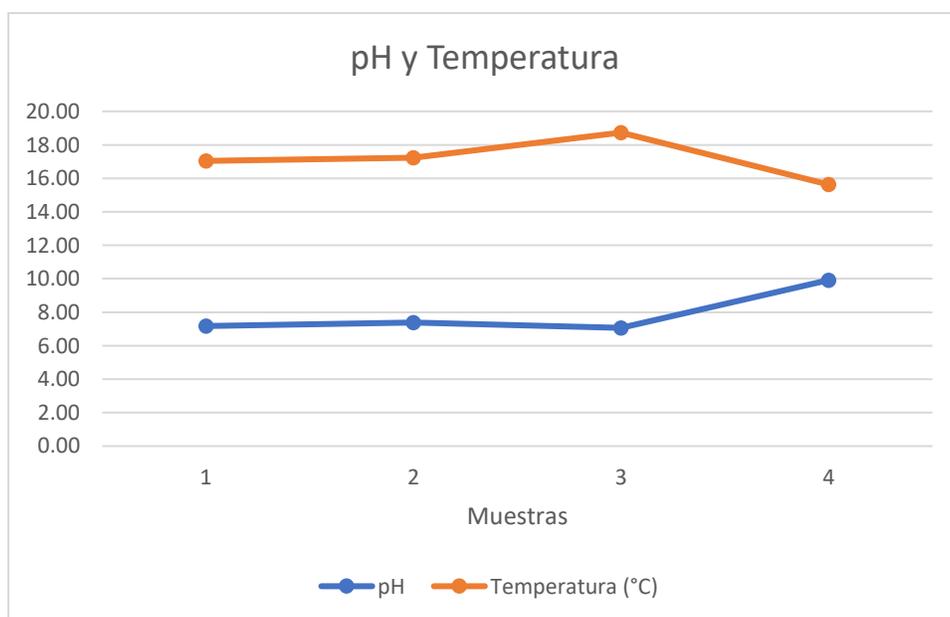


Figura 7.6. Gráfico de comportamiento de pH y Temperatura

De acuerdo con el gráfico de la figura 7.5, la conductividad electrolítica se mantiene constante hasta que el agua pasa por el filtro de carbón activado, lo que incrementó considerablemente su conductividad en 1535.0  $\mu\text{S}/\text{cm}$ . De la misma forma, es posible apreciar en la figura 7.6 como el pH aumenta en un nivel ligeramente básico resultado en un valor de 9.92, el cual, rebasa el límite máximo permisible para este parámetro.

Lo anterior puede deberse a diversos factores, tales como:

1. El método de activación del carbón.
2. El contenido de cenizas del material de partida del que se obtiene el carbón activo.
3. Las cargas de los grupos funcionales presentes en la superficie del carbón.
4. Los residuos o subproductos del proceso de activación.

De acuerdo con Hernández (2017), todos los carbones presentan en principio un carácter hidrófobo, esto quiere decir que cuando se sumergen en el agua adquieren una carga positiva al adsorber iones de hidrógeno ( $\text{H}^+$ ), por lo que el pH normal de sus efluentes es ligeramente básico. El carbón activado de tipo hidrófobo se produce cuando se utilizan altas temperaturas de activación, superiores a  $750^\circ\text{C}$ . Este tipo de carbón es producido por la mayoría de los fabricantes. El carbón nuevo puede tener un pH inicial de 9.5 a 10.5, con sólidos disueltos totales de aproximadamente 1000 partes por millón (ppm).

Para disminuir el comportamiento hidrófobo del carbón activado se recomienda la adición de ciertos grupos superficiales, lo que puede conseguirse por oxidación con algún tipo de agente oxidante o ácido, creando grupos oxigenados y dando lugar a la adsorción de moléculas de agua, que a su vez adsorberán nuevas moléculas por formación de puentes de hidrógeno; de esta forma se incrementa el carácter hidrófilo. Un carbón hidrófilo es aquel que adsorbe iones de hidroxilo ( $\text{OH}^-$ ) cuando se sumerge en agua.

El carbón activado contiene cantidades variables de ceniza, según el material de origen y el procesamiento. El lavado con ácido lixiviará la mayor parte del contenido

de metales y cenizas solubles en ácido. El aumento del pH se disipará a medida que la ceniza soluble se enjuague del medio durante el uso y el pH del efluente finalmente se acercará a la neutralidad.

## RESULTADOS DE COLOR VERDADERO Y TURBIEDAD

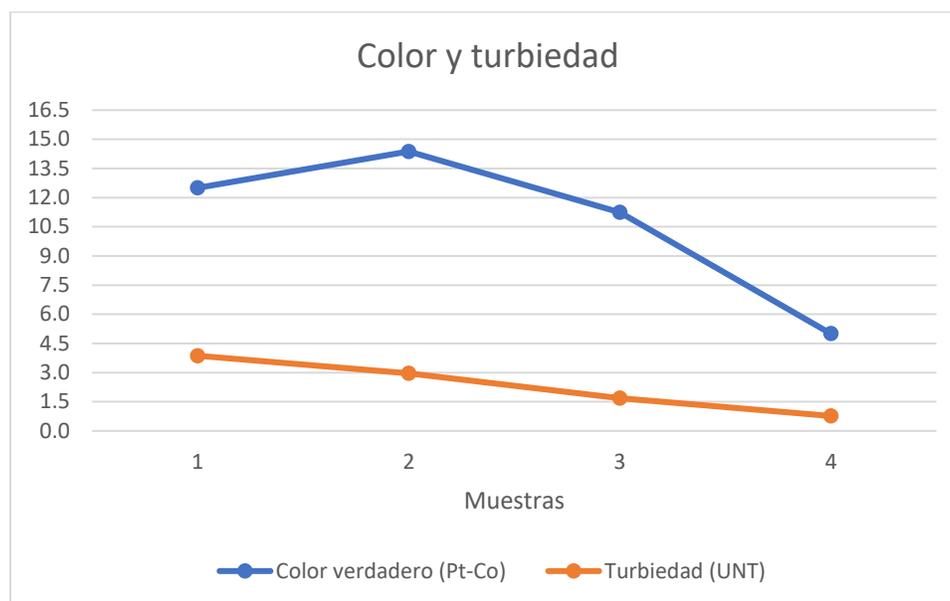


Figura 7.7. Gráfico de comportamiento de color verdadero y turbiedad

La figura 7.7 muestra el comportamiento del color verdadero y la turbiedad en las muestras del agua de entrada y salida. Como se puede apreciar el carbón activado disminuye notablemente éstos niveles, debido a que su superficie porosa se encarga de adsorber y retener todos aquellos sólidos suspendidos y disueltos que causan la coloración y turbiedad en el agua, como contaminantes, materia orgánica y microorganismos.

### 7.3.2. CALIDAD QUÍMICA DEL AGUA

La tabla 7-9 muestra los resultados obtenidos los parámetros químicos del agua de entrada y salida de la planta potabilizadora: alcalinidad, dureza total, dureza de calcio, cloruros, sulfatos, fluoruros, nitritos, nitratos, hierro y manganeso. Los datos para calcular dichos parámetros se encuentran en el anexo 3, así como las curvas de calibración para los análisis que requieren mediciones de absorbancia en espectrofotómetro.

Tabla 7-9. Resultados de calidad química del agua

Fecha de muestreo y análisis	Parámetros físicos		Nombre de la muestra			
	Parámetro	Límite máx. permisible	Agua de entrada presa Jaramillo	Agua de entrada presa Estanzuela	Agua de salida de planta el Bordo a la red	Agua de salida planta el Bordo: filtro de carbón activado
20/02/2023	Alcalinidad (mg CaCO <sub>3</sub> /l)	NA	85.293	86.255	62.436	NE
09/03/2023			58.346	97.443	83.007	342.013
24/04/2023			NE	97.804	58.105	NE
03/05/2023			46.169	119.601	87.543	NE
20/02/2023	Dureza Total (mg CaCO <sub>3</sub> /l)	500.0	76.342	89.601	90.294	NE
09/03/2023			104.468	154.894	110.696	71.119
24/04/2023			NE	78.552	66.900	NE
03/05/2023			36.956	74.875	71.603	NE
20/02/2023	Dureza Calcio (mg CaCO <sub>3</sub> /l)	NA	48.216	50.024	41.185	NE
09/03/2023			45.604	143.844	67.904	39.376
24/04/2023			NE	51.832	34.555	NE
03/05/2023			10.971	39.651	39.458	NE
20/02/2023	Cloruros (mg Cl <sup>-</sup> /l)	250.0	10.441	10.073	12.533	NE
09/03/2023			6.172	10.583	13.786	13.272
24/04/2023			NE	13.739	17.917	NE
03/05/2023			8.819	11.744	17.639	NE
20/02/2023	Sulfatos (mg SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> /l)	400.0	5.240	5.740	12.770	NE
09/03/2023			1.999	3.474	7.103	227.295
24/04/2023			NE	5.240	12.953	NE
03/05/2023			3.927	3.587	8.918	NE
20/02/2023	Fluoruros (mg F <sup>-</sup> /l)	1.5	0.058	0.007	0.012	NE
09/03/2023			0.000	0.000	0.000	0.080
24/04/2023			NE	0.000	0.000	NE
03/05/2023			0.000	0.000	0.069	NE
20/02/2023	Nitritos (mg NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> /l)	0.9	0.020	0.021	0.000	NE
09/03/2023			0.031	0.026	0.000	0.201
24/04/2023			NE	0.010	0.000	NE
03/05/2023			0.014	0.008	0.000	NE
20/02/2023	Nitratos (mg NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> /l)	11.0	0.369	0.356	0.240	NE
09/03/2023			0.379	0.282	0.314	0.612
24/04/2023			NE	0.416	0.418	NE
03/05/2023			0.197	0.396	0.384	NE
20/02/2023	Hierro (mg Fe/l)	0.3	0.269	0.355*	0.138	NE
09/03/2023			0.183	0.215	0.000	0.000
24/04/2023			NE	0.092	0.056	NE
03/05/2023			0.464*	0.029	0.074	NE

20/02/2023	Manganeso (mg Mn/l)	0.15	0.000	0.000	0.000	NE
09/03/2023			0.003	0.000	0.000	0.000
24/04/2023			NE	0.000	0.000	NE
03/05/2023			0.000	0.000	0.000	NE

\*Fuera de los límites permisibles establecidos por la NOM-127-SSAA1-2021

NE= análisis no efectuado

NA= no aplica

Posteriormente, se calculan los promedios de los parámetros químicos para cada una de las muestras como se muestra en las tablas 7-10 y 7-11, con la finalidad de analizar su comportamiento en función del tiempo.

Tabla 7-10. Promedio de parámetros químicos

Promedio de parámetros químicos						
No.	Nombre de la muestra	Alcalinidad (mg CaCO <sub>3</sub> /l)	Dureza Total (mg CaCO <sub>3</sub> /l)	Dureza Calcio (mg CaCO <sub>3</sub> /l)	Cloruros (mg Cl <sup>-</sup> /l)	Sulfatos (mg SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> /l)
1	Agua de entrada presa Jaramillo	63.269	72.589	34.930	8.477	3.722
2	Agua de entrada presa Estanzuela	100.276	99.481	71.338	11.535	4.510
3	Agua de salida planta el Bordo a la red	72.773	84.873	45.776	15.469	10.436
4	Agua de salida filtro de carbón activado	342.013	71.119	39.376	13.272	227.295

Tabla 7-11. Promedio de parámetros químicos (continuación)

Promedio de parámetros químicos						
No.	Nombre de la muestra	Fluoruros (mg F/l)	Nitritos (mg NO <sup>-2</sup> /l)	Nitratos (mg NO <sup>-3</sup> /l)	Hierro (mg Fe/l)	Manganeso (mg Mn/l)
1	Agua de entrada presa Jaramillo	0.019	0.022	0.315	0.305	0.001
2	Agua de entrada presa Estanzuela	0.002	0.016	0.363	0.173	0.000
3	Agua de salida planta el Bordo a la red	0.020	0.000	0.339	0.067	0.000
4	Agua de salida filtro de carbón activado	0.080	0.201	0.612	0.000	0.000

En base a los promedios calculados, se elaboran gráficos que permiten analizar el comportamiento de los parámetros químicos del agua de entrada, salida y agua tratada con carbón activado durante el proceso de potabilización.

## RESULTADOS DE ALCALINIDAD Y SULFATOS

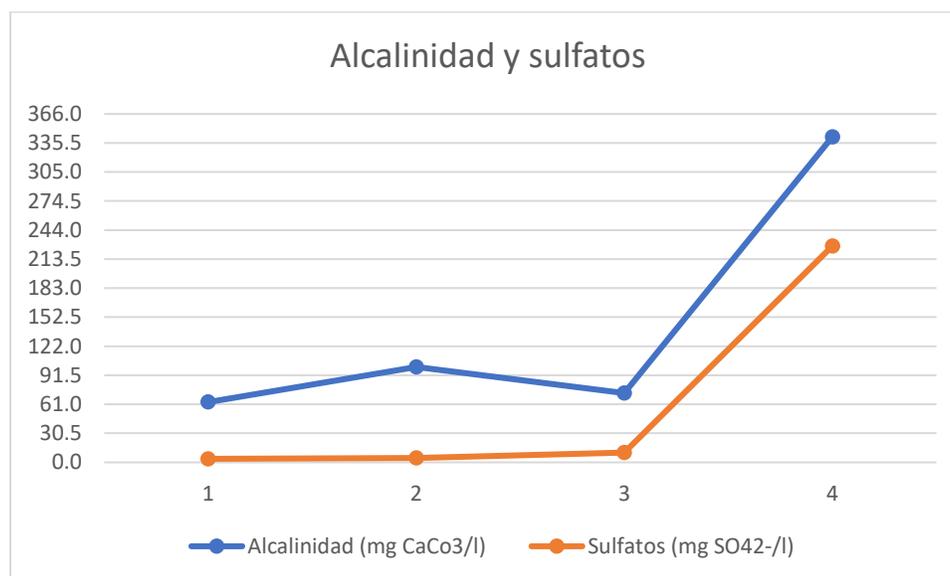


Figura 7.8. Gráfico de comportamiento de alcalinidad y sulfatos

El agua de la salida del filtro de carbón activado muestra un alto índice de alcalinidad, resultando en 342.013 mg/l CaCO<sub>3</sub> debido a su alto nivel de pH (9.92) descrito anteriormente. Al tener un pH básico la muestra de agua presentó alcalinidad a la fenolftaleína, tal como se muestra en la figura 8.9. Posteriormente se titula la muestra con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> hasta el vire de color de rosa a incoloro, se añaden unas gotas del indicador naranja de metilo y titula hasta el vire de naranja a canela (alcalinidad total). Se registran los mililitros gastados de ácido tanto para la titulación de alcalinidad a la fenolftaleína como alcalinidad total, y se realizan los cálculos correspondientes.



Figura 7.9. Vire de alcalinidad a la fenolftaleína

De la misma forma, el agua de salida del filtro de carbón activado presentó una alta concentración de sulfatos en comparación con las demás muestras de agua de salida de la planta, sin embargo, no se encuentra fuera de los límites permisibles establecidos. La concentración de sulfatos se puede deber a los grupos funcionales de la superficie del carbón. Además, una alta concentración de sulfatos explica porque la conductividad del agua de salida del filtro de carbón activado elevó considerablemente su valor a 1535.0  $\mu\text{S}/\text{cm}$ , pues los sulfatos son sales disueltas en agua. La salinidad y la conductividad están relacionadas porque la cantidad de iones disueltos aumentan los valores de ambas. Por esta razón los iones sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) influyen directamente en la conductividad

## RESULTADOS DE DUREZA TOTAL Y DUREZA DE CALCIO

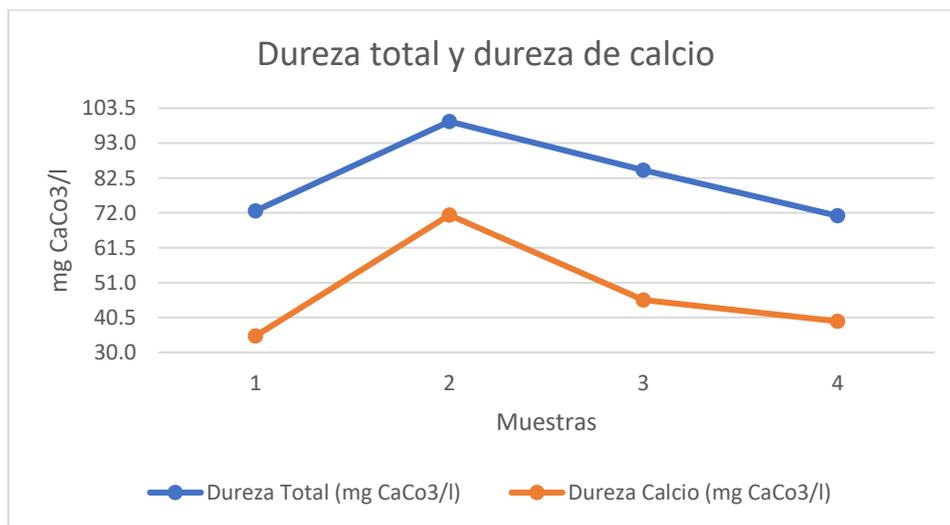


Figura 7.10. Gráfico de comportamiento de dureza total y dureza de calcio

En general, el agua proveniente de la presa Jaramillo presenta niveles bajos de durezas en comparación con la presa Estanzuela, debido a que en la presa Estanzuela se han reportado altos índices de desechos industriales y domésticos, especialmente detergentes, por lo tanto, se espera que el agua contenga altos niveles de cloruros o sales de magnesio y calcio disueltas. Asimismo, el filtro de carbón activado logró disminuir los niveles de dureza en el agua, lo que significa que el carbón también retiene las sales de carbonato de calcio disueltas en el agua.

## RESULTADOS DE CLORUROS

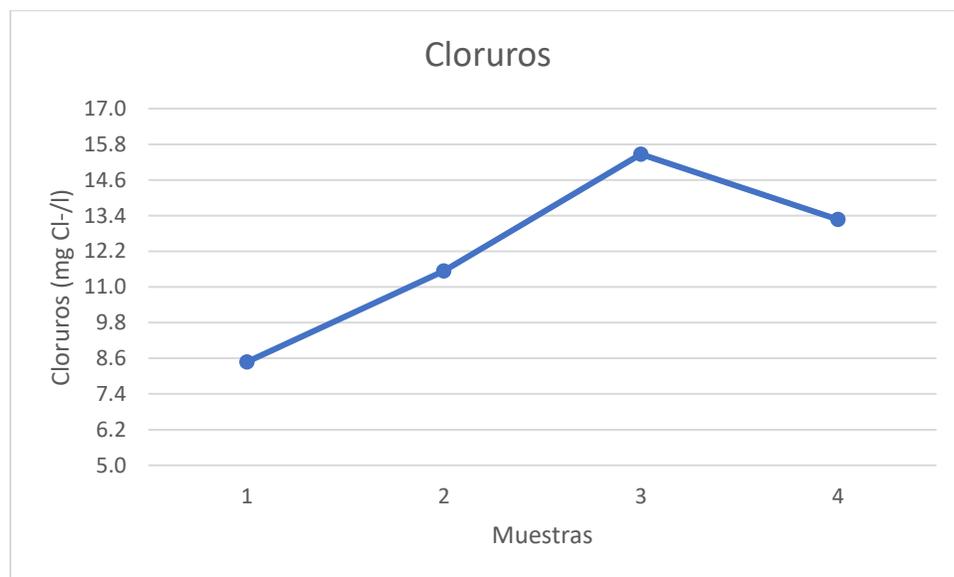


Figura 7.11. Gráfico de comportamiento de cloruros

De acuerdo con la figura 7.11, el agua de salida de la planta potabilizadora contiene un alto índice de cloruros en comparación con el agua que pasó por el filtro de carbón activado, sin embargo, no sobrepasa el límite máximo permisible. Una alta concentración de cloruros puede dar un sabor salado o amargo al agua, incluso corroer las tuberías del sistema de abastecimiento.

## RESULTADOS DE FLUORUROS, NITRITOS Y NITRATOS

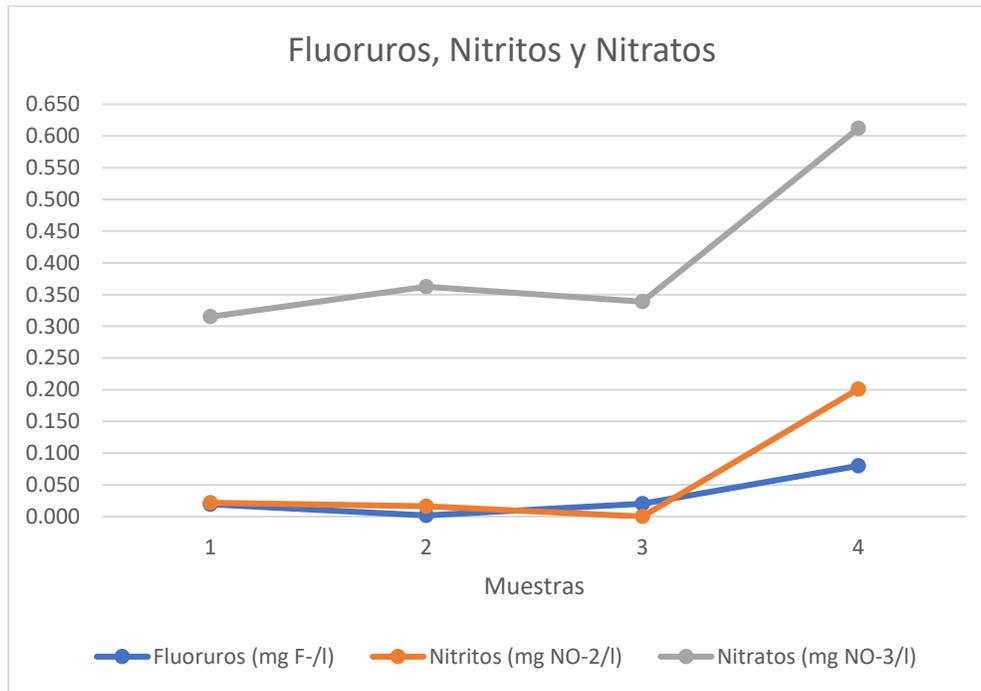


Figura 7.12. Gráfico de comportamiento de fluoruros, nitritos y nitratos

Tal como se puede apreciar en la figura 7.12, aunque los fluoruros y los nitratos en el agua de salida se elevan al pasar por el filtro de carbón activado, no sobrepasan los límites máximos permisibles. Las muestras de agua de las presas Jaramillo y Estanzuela siempre salen positivas a concentración de nitritos debido a que proviene de fuentes de agua superficial, y, por lo tanto, contiene altos índices de nutrientes como nitrógeno y fosforo.

Por otro lado, la muestra del agua de salida del filtro de carbón activado resultó positivo a nitritos, tal como se puede apreciar en la figura 7.13, en donde presenta una coloración rosada, casi purpura.



Figura 7.13. Análisis de nitritos en muestra de agua de salida de filtro de carbón activado

## RESULTADOS DE HIERRO Y MANGANESO

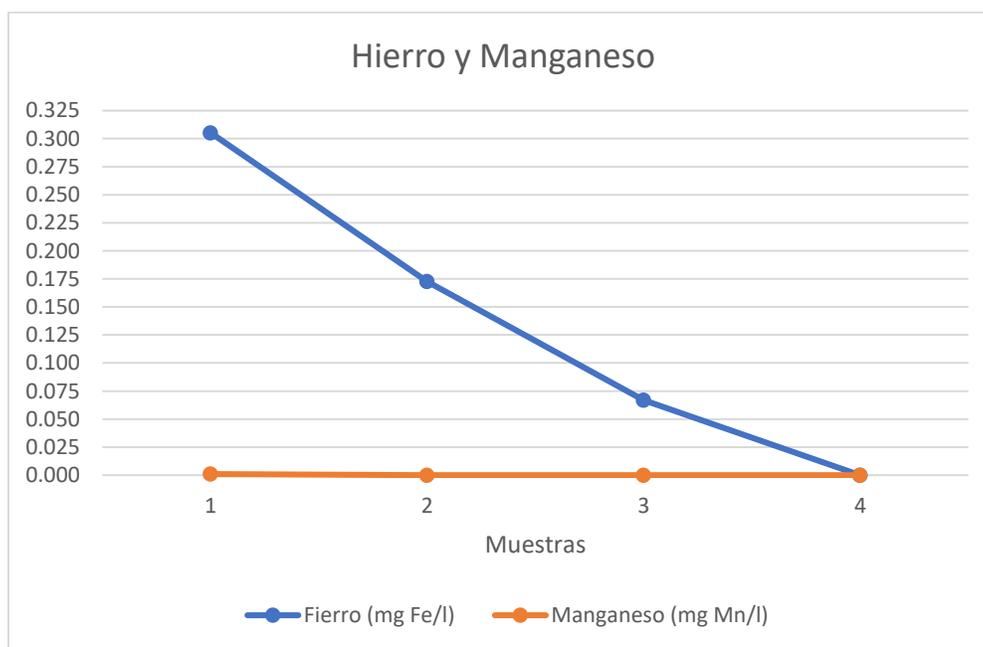


Figura 7.14. Gráfico de comportamiento de hierro y manganeso

Como se puede observar en la gráfica de la figura 7.14, el agua que proviene de las presas Jaramillo y Estanzuela presentan concentraciones de hierro en cantidades ligeramente elevadas debido al alto contenido de nutrientes y minerales de dichas fuentes de agua superficial. Además, el hierro puede encontrarse disuelto en el agua debido a la oxidación del material con el que están fabricadas las tuberías del sistema de distribución de agua potable. Sin embargo, el proceso de potabilización

resulta efectivo para disminuir la concentración de hierro en el agua, al igual que el carbón activo.

Por otra parte, las concentraciones de manganeso en el agua son casi nulas, por lo general las muestras de agua que provienen de minas o del subsuelo suelen presentar iones manganeso, pero éste no es el caso.

## 7.4. RESULTADOS DEL EQUIPO FLUOROPROBE III PARA LA DETECCIÓN DE CIANOBACTERIAS

### 7.4.1. CONCENTRACIÓN DE CIANOBACTERIAS Y ALGAS EN EL AGUA DE SALIDA DE LA PLANTA “EL BORDO”

La información obtenida es almacenada en la base de datos del **software bbe++**, descrito anteriormente. Posteriormente, los datos son mostrados al usuario. El programa arroja una tabla de resultados como la que se muestra en la figura 7.15, tras realizar la medición:

Date/Time [date]	Green Algae [µg/l]	Bluegreen [µg/l]	Diatoms [µg/l]	Cryptophyta [µg/l]	Yellow substances [µg/l]	Total conc. [µg/l]	Transmission [%]	Depth [m]	Temp. Sample [°C]
16/03/2023 03:10:59 p.m.	0.03	0.15	0.00	0.00	0.26	0.18	100.00	0.00	19.43
16/03/2023 03:11:02 p.m.	0.00	0.07	0.00	0.00	0.27	0.07	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:04 p.m.	0.00	0.15	0.00	0.00	0.28	0.15	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:06 p.m.	0.00	0.14	0.00	0.00	0.28	0.14	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:09 p.m.	0.00	0.19	0.00	0.00	0.25	0.19	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:11 p.m.	0.00	0.04	0.00	0.11	0.25	0.15	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:14 p.m.	0.00	0.04	0.00	0.00	0.27	0.04	100.00	0.00	19.41
16/03/2023 03:11:16 p.m.	0.00	0.09	0.00	0.00	0.32	0.09	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:18 p.m.	0.00	0.08	0.00	0.00	0.30	0.08	100.00	0.00	19.41
16/03/2023 03:11:21 p.m.	0.00	0.05	0.00	0.00	0.29	0.05	100.00	0.00	19.41
16/03/2023 03:11:23 p.m.	0.00	0.11	0.00	0.02	0.26	0.14	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:25 p.m.	0.00	0.05	0.00	0.00	0.26	0.06	100.00	0.00	19.41
16/03/2023 03:11:30 p.m.	0.00	0.11	0.00	0.00	0.28	0.11	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:33 p.m.	0.00	0.08	0.00	0.00	0.27	0.08	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:35 p.m.	0.00	0.07	0.00	0.00	0.32	0.07	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:37 p.m.	0.00	0.14	0.00	0.00	0.29	0.14	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:40 p.m.	0.00	0.17	0.00	0.00	0.28	0.17	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:42 p.m.	0.00	0.16	0.00	0.00	0.27	0.16	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:45 p.m.	0.00	0.14	0.00	0.00	0.28	0.14	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:47 p.m.	0.00	0.29	0.00	0.00	0.21	0.29	100.00	0.00	19.41
16/03/2023 03:11:49 p.m.	0.00	0.12	0.00	0.00	0.29	0.12	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:11:52 p.m.	0.00	0.19	0.00	0.03	0.28	0.22	100.00	0.00	19.42
16/03/2023 03:11:54 p.m.	0.00	0.12	0.00	0.00	0.28	0.12	100.00	-0.00	19.43
16/03/2023 03:11:56 p.m.	0.00	0.09	0.00	0.00	0.25	0.09	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:11:59 p.m.	0.00	0.27	0.00	0.00	0.24	0.27	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:12:01 p.m.	0.00	0.06	0.00	0.00	0.29	0.06	100.00	0.00	19.42
16/03/2023 03:12:04 p.m.	0.00	0.23	0.00	0.03	0.26	0.26	100.00	-0.00	19.42
16/03/2023 03:12:06 p.m.	0.00	0.03	0.00	0.00	0.29	0.03	100.00	-0.00	19.43
16/03/2023 03:12:08 p.m.	0.00	0.06	0.00	0.00	0.31	0.06	100.00	-0.00	19.40
16/03/2023 03:12:11 p.m.	0.00	0.15	0.00	0.00	0.26	0.15	100.00	-0.00	19.41
16/03/2023 03:12:13 p.m.	0.09	0.13	0.00	0.00	0.25	0.22	100.00	0.00	19.42
16/03/2023 03:12:16 p.m.	0.00	0.07	0.00	0.00	0.26	0.07	100.00	-0.00	19.43
16/03/2023 03:12:18 p.m.	0.00	0.24	0.00	0.00	0.27	0.24	100.00	-0.00	19.42

Figura 7.15. Tabla de resultados de concentración de los tipos de alga medidos por el FluoroProbe III

Para mejor control y manipulación de la información, la tabla de resultados se exporta a un archivo de Excel, el cual genera la tabla siguiente.

Tabla 7-12. Concentración de diferentes tipos de algas en el agua de salida de planta El Bordo

No.	Fecha/Hora	Algas verdes (green algae)	Algas verde-azules (bluegreen)	Diatomeas (diatoms)	Criptofitas (cryptophyta)	Sustancias amarillas (yellow substances)	Conc. Total	Temp. Muestra
		µg/l	µg/l	µg/l	µg/l	µg/l	µg/l	°C
1	16/03/2023 03:10:59 p.m.	0.03	0.15	0	0	0.26	0.18	19.43
2	16/03/2023 03:11:02 p.m.	0	0.07	0	0	0.27	0.07	19.41
3	16/03/2023 03:11:04 p.m.	0	0.15	0	0	0.28	0.15	19.41
4	16/03/2023 03:11:06 p.m.	0	0.14	0	0	0.28	0.14	19.42
5	16/03/2023 03:11:09 p.m.	0	0.19	0	0	0.25	0.19	19.41
6	16/03/2023 03:11:11 p.m.	0	0.04	0	0.11	0.25	0.15	19.42
7	16/03/2023 03:11:14 p.m.	0	0.04	0	0	0.27	0.04	19.41
8	16/03/2023 03:11:16 p.m.	0	0.09	0	0	0.32	0.09	19.41
9	16/03/2023 03:11:18 p.m.	0	0.08	0	0	0.3	0.08	19.41
10	16/03/2023 03:11:21 p.m.	0	0.05	0	0	0.29	0.05	19.41
11	16/03/2023 03:11:23 p.m.	0	0.11	0	0.02	0.26	0.14	19.42
12	16/03/2023 03:11:25 p.m.	0	0.05	0	0	0.26	0.06	19.41
13	16/03/2023 03:11:30 p.m.	0	0.11	0	0	0.28	0.11	19.42
14	16/03/2023 03:11:33 p.m.	0	0.08	0	0	0.27	0.08	19.42
15	16/03/2023 03:11:35 p.m.	0	0.07	0	0	0.32	0.07	19.41
16	16/03/2023 03:11:37 p.m.	0	0.14	0	0	0.29	0.14	19.41
17	16/03/2023 03:11:40 p.m.	0	0.17	0	0	0.28	0.17	19.41
18	16/03/2023 03:11:42 p.m.	0	0.16	0	0	0.27	0.16	19.42
19	16/03/2023 03:11:45 p.m.	0	0.14	0	0	0.28	0.14	19.42
20	16/03/2023 03:11:47 p.m.	0	0.29	0	0	0.21	0.29	19.41
21	16/03/2023 03:11:49 p.m.	0	0.12	0	0	0.29	0.12	19.41

22	16/03/2023 03:11:52 p.m.	0	0.19	0	0.03	0.28	0.22	19.42
23	16/03/2023 03:11:54 p.m.	0	0.12	0	0	0.28	0.12	19.43
24	16/03/2023 03:11:56 p.m.	0	0.09	0	0	0.25	0.09	19.42
25	16/03/2023 03:11:59 p.m.	0	0.27	0	0	0.24	0.27	19.42
26	16/03/2023 03:12:01 p.m.	0	0.06	0	0	0.29	0.06	19.42
27	16/03/2023 03:12:04 p.m.	0	0.23	0	0.03	0.26	0.26	19.42
28	16/03/2023 03:12:06 p.m.	0	0.03	0	0	0.29	0.03	19.43
29	16/03/2023 03:12:08 p.m.	0	0.06	0	0	0.31	0.06	19.4
30	16/03/2023 03:12:11 p.m.	0	0.15	0	0	0.26	0.15	19.41
31	16/03/2023 03:12:13 p.m.	0.09	0.13	0	0	0.25	0.22	19.42
32	16/03/2023 03:12:16 p.m.	0	0.07	0	0	0.26	0.07	19.43
33	16/03/2023 03:12:18 p.m.	0	0.24	0	0	0.27	0.24	19.42
34	16/03/2023 03:12:20 p.m.	0	0.12	0	0	0.25	0.12	19.43
35	16/03/2023 03:12:23 p.m.	0	0.16	0	0	0.28	0.16	19.41
36	16/03/2023 03:12:25 p.m.	0	0.16	0.01	0	0.25	0.17	19.42
37	16/03/2023 03:12:27 p.m.	0	0.11	0	0	0.31	0.11	19.41
38	16/03/2023 03:12:30 p.m.	0	0.08	0	0	0.31	0.08	19.42
39	16/03/2023 03:12:35 p.m.	0	0.08	0	0	0.31	0.08	19.41
40	16/03/2023 03:12:37 p.m.	0	0.16	0	0	0.29	0.16	19.42

De acuerdo con la tabla 7-12, se realizó un total de 40 mediciones en un intervalo de tiempo de 3 minutos, aproximadamente. El equipo midió la concentración en unidades de microgramos por litro ( $\mu\text{g/l}$ ) de 5 tipos diferentes de algas: algas verdes (green algae), algas verde-azules o mejor conocidas como cianobacterias (bluegreen), diatomeas (diatoms), criptofitas (cryptophyta) y sustancias amarillas. Las diatomeas son microorganismos unicelulares que pertenecen al grupo protista

y son miembros del filo *Bacillariophyta*. Representan la base de las cadenas tróficas en ambientes acuáticos, y forman parte del fitoplancton en agua dulce. Son excelentes bioindicadores de la calidad del medio ambiente, en particular del agua. Por otro lado, las criptofitas son un grupo de microalgas unicelulares presentes en ecosistemas marinos, en agua dulce forman parte del fitoplancton y contienen pigmentos fotosintéticos como clorofilas *a* y *c2*.

Casi todas las aguas naturales contienen cantidades significativas de sustancias amarillas disueltas, que conforman lo que se conoce como humus acuático. Las sustancias amarillas suelen ser el constituyente que más absorbe la luz azul y ultravioleta, en comparación con las algas y plantas acuáticas, por lo que tienden a solapar la medición de fluorescencia de la clorofila, especialmente cuando los niveles de contenido de algas son bajos. Esto se evita gracias a la determinación de sustancias amarillas y la corrección automática del equipo.

La figura 7.16 representa un gráfico de la concentración de los diferentes tipos de algas detectadas en función del tiempo. Básicamente, las concentraciones de algas verdes, diatomeas y criptofitas son demasiado bajas, únicamente es posible apreciar un aumento significativo en la concentración de criptofitas, siendo de 0.11 µg/l. Por otro lado, las concentraciones de algas verde-azuladas (bluegreen) o cianobacterias, son altas en comparación con el resto, sin embargo, las sustancias amarillas disueltas en el agua poseen concentraciones aún más elevadas, lo cual puede deberse a que el estudio se realizó bajo altas condiciones de radiación solar, por lo tanto, estas sustancias absorbieron la mayor parte de luz UV como es su tendencia natural, aumentando los niveles de fluorescencia detectables por el equipo.

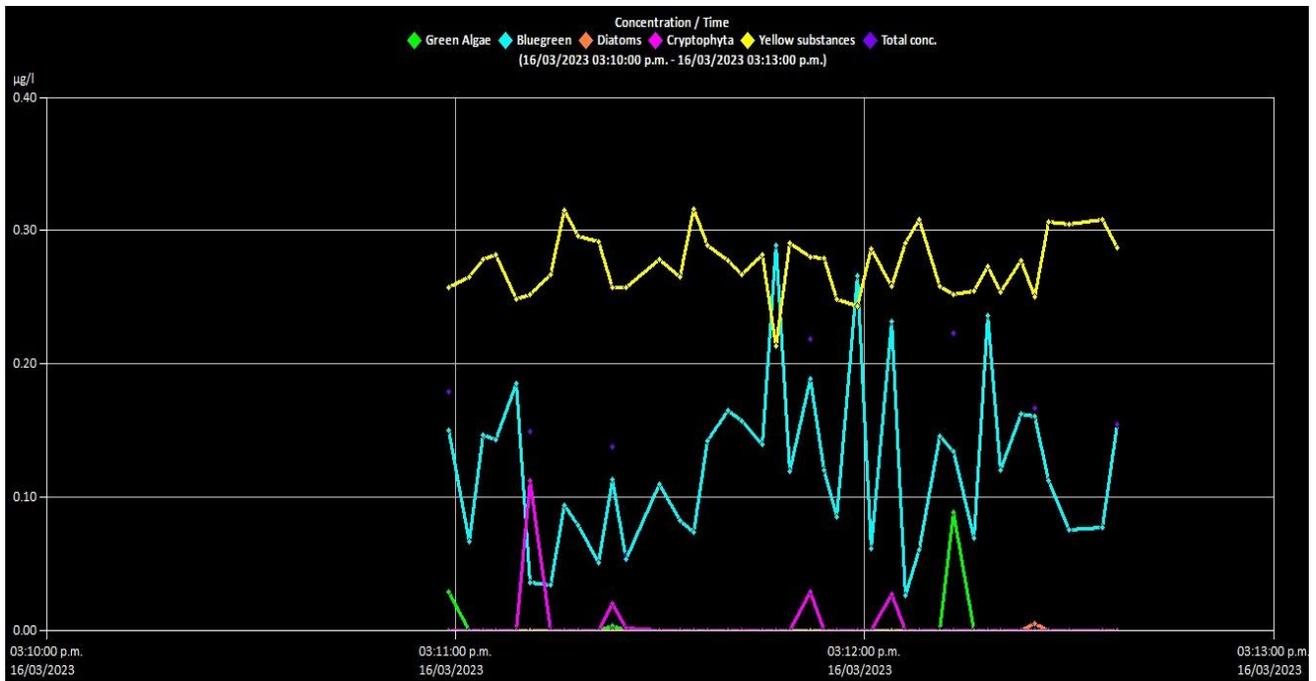


Figura 7.16. Gráfica de concentración vs tiempo

Por otro lado, la figura 7.17 es un gráfico similar al anterior, sin embargo, en ésta se puede apreciar el comportamiento de la concentración total que es la suma de todos los tipos de algas detectados (algas verdes, diatomeas, criptofitas y cianobacterias).

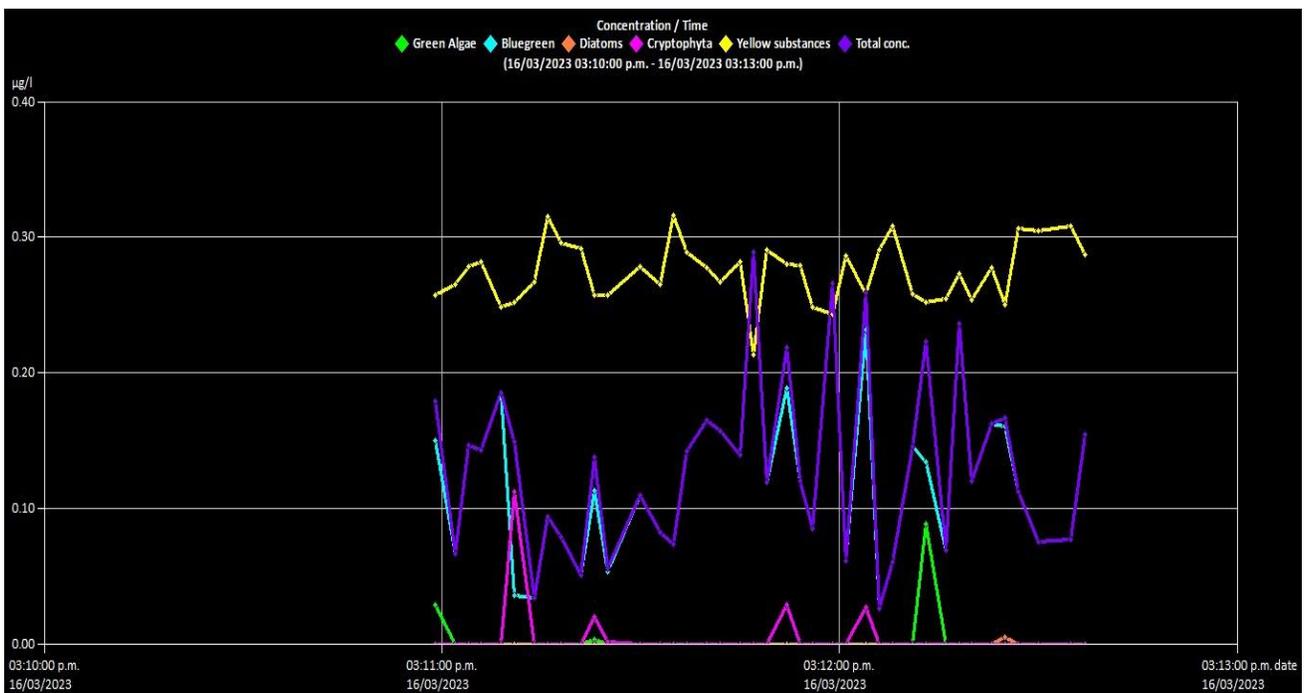


Figura 7.17. Gráfica de concentración total vs tiempo

Como la mayor parte de algas identificadas corresponden a cianobacterias, la concentración total de algas por litro de agua es equivalente. Las sustancias amarillas no influyen en la concentración total, porque están constituidas por materia orgánica diferente, por lo tanto, no son consideradas algas de ningún tipo.

La figura 7.18 representa los valores de las concentraciones finales, en donde la concentración total de cianobacterias (bluegreen) es equivalente a la concentración total de algas, siendo de 0.16 µg/l en el agua de salida de la planta “El Bordo”. De la misma manera, no hay presencia de algas verdes, diatomeas y criptofitas. La temperatura es de 19.42 °C y la profundidad marca un valor negativo debido a que el equipo se utilizó en su configuración para laboratorio, el cual consiste en sumergir el equipo en un contenedor de agua de dimensiones para pruebas a escala piloto.

<input type="button" value="Start"/> <input type="button" value="Stop"/> <input type="button" value="Set air pressure"/> <input type="button" value="Get data"/> <input type="button" value="Edit parameters"/>		
Date/Time [date] 16/03/2023 03:12:37 p.m.	Green Algae [µg/l] <b>0.00</b>	Bluegreen [µg/l] <b>0.16</b>
Diatoms [µg/l] <b>0.00</b>	Cryptophyta [µg/l] <b>0.00</b>	Yellow substances [µg/l] <b>0.29</b>
Total conc. [µg/l] <b>0.16</b>	Transmission [%] <b>100.00</b>	Depth [m] <b>-0.00</b>
Temp. Sample [°C] <b>19.42</b>		

Figura 7.18. Concentración final de cianobacterias en el agua de salida de planta El Bordo

#### 7.4.2. NÚMERO DE CÉLULAS DE CIANOBACTERIAS Y ALGAS EN EL AGUA DE SALIDA DE LA PLANTA “EL BORDO”

El equipo, además de medir la concentración de cianobacterias, mide la cantidad de células presentes en el agua. El programa proporciona una tabla que contiene el número total de células de cada tipo de alga, expresado en células por mililitro (cells/ml), tal como se muestra a continuación.

Tabla 7-13. Recuento total de células de diferentes tipos de algas en el agua de salida planta El Bordo

No.	Fecha/Hora	Temp. Muestra	Algas verdes (green algae)	Algas verde-azules (bluegreen)	Diatomeas (diatoms)	Criptofitas (cryptophyta)	Sustancias amarillas (yellow substances)	Células totales
		°C	cells/ml	cells/ml	cells/ml	cells/ml	cells/ml	cells/ml
1	16/03/2023 03:10:59 p.m.	19.43	15	150	0	0	0	166
2	16/03/2023 03:11:02 p.m.	19.41	0	67	0	0	0	67
3	16/03/2023 03:11:04 p.m.	19.41	0	147	0	0	0	147
4	16/03/2023 03:11:06 p.m.	19.42	0	144	0	0	0	144
5	16/03/2023 03:11:09 p.m.	19.41	0	186	0	0	0	186
6	16/03/2023 03:11:11 p.m.	19.42	0	37	0	3	0	40
7	16/03/2023 03:11:14 p.m.	19.41	0	35	0	0	0	35
8	16/03/2023 03:11:16 p.m.	19.41	0	95	0	0	0	95
9	16/03/2023 03:11:18 p.m.	19.41	0	79	0	0	0	79
10	16/03/2023 03:11:21 p.m.	19.41	0	51	0	0	0	51
11	16/03/2023 03:11:23 p.m.	19.42	2	114	0	1	0	116
12	16/03/2023 03:11:25 p.m.	19.41	0	54	0	0	0	54
13	16/03/2023 03:11:30 p.m.	19.42	0	111	0	0	0	111
14	16/03/2023 03:11:33 p.m.	19.42	0	83	0	0	0	83
15	16/03/2023 03:11:35 p.m.	19.41	0	74	0	0	0	74
16	16/03/2023 03:11:37 p.m.	19.41	0	143	0	0	0	143
17	16/03/2023 03:11:40 p.m.	19.41	0	166	0	0	0	166
18	16/03/2023 03:11:42 p.m.	19.42	0	158	0	0	0	158
19	16/03/2023 03:11:45 p.m.	19.42	0	140	0	0	0	140
20	16/03/2023 03:11:47 p.m.	19.41	0	290	0	0	0	290
21	16/03/2023 03:11:49 p.m.	19.41	0	120	0	0	0	120

22	16/03/2023 03:11:52 p.m.	19.42	0	190	0	1	0	191
23	16/03/2023 03:11:54 p.m.	19.43	0	121	0	0	0	121
24	16/03/2023 03:11:56 p.m.	19.42	0	86	0	0	0	86
25	16/03/2023 03:11:59 p.m.	19.42	0	267	0	0	0	267
26	16/03/2023 03:12:01 p.m.	19.42	0	62	0	0	0	62
27	16/03/2023 03:12:04 p.m.	19.42	0	232	0	1	0	233
28	16/03/2023 03:12:06 p.m.	19.43	0	27	0	0	0	27
29	16/03/2023 03:12:08 p.m.	19.4	0	61	0	0	0	61
30	16/03/2023 03:12:11 p.m.	19.41	0	146	0	0	0	146
31	16/03/2023 03:12:13 p.m.	19.42	47	135	0	0	0	182
32	16/03/2023 03:12:16 p.m.	19.43	0	70	0	0	0	70
33	16/03/2023 03:12:18 p.m.	19.42	0	237	0	0	0	237
34	16/03/2023 03:12:20 p.m.	19.43	0	121	0	0	0	121
35	16/03/2023 03:12:23 p.m.	19.41	0	163	0	0	0	163
36	16/03/2023 03:12:25 p.m.	19.42	0	161	3	0	0	164
37	16/03/2023 03:12:27 p.m.	19.41	0	113	0	0	0	113
38	16/03/2023 03:12:30 p.m.	19.42	0	76	0	0	0	76
39	16/03/2023 03:12:35 p.m.	19.41	0	78	0	0	0	78
40	16/03/2023 03:12:37 p.m.	19.42	0	155	0	0	0	155

La figura 7.19, muestra el comportamiento de las células de cianobacterias en función del tiempo. Como se puede observar, el mayor número de células presentes en el agua de la salida de la planta corresponden a células cianobacterianas (bluegreen), con una baja presencia de algas verdes, diatomeas y criptofitas.

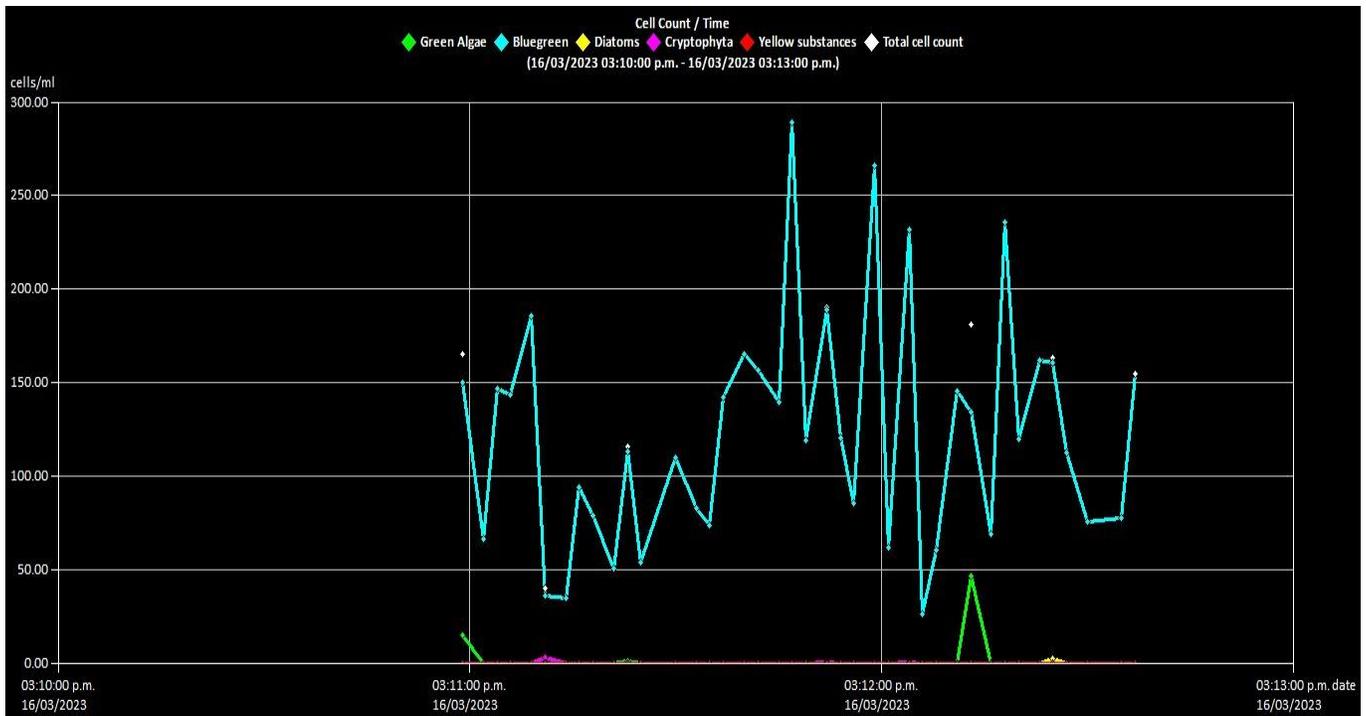


Figura 7.19. Gráfica células vs tiempo

La figura 7.20, representa el conteo total de células por mililitro de agua en función del tiempo. El número de células totales es equivalente al número de células cianobacterianas presentes en el agua.

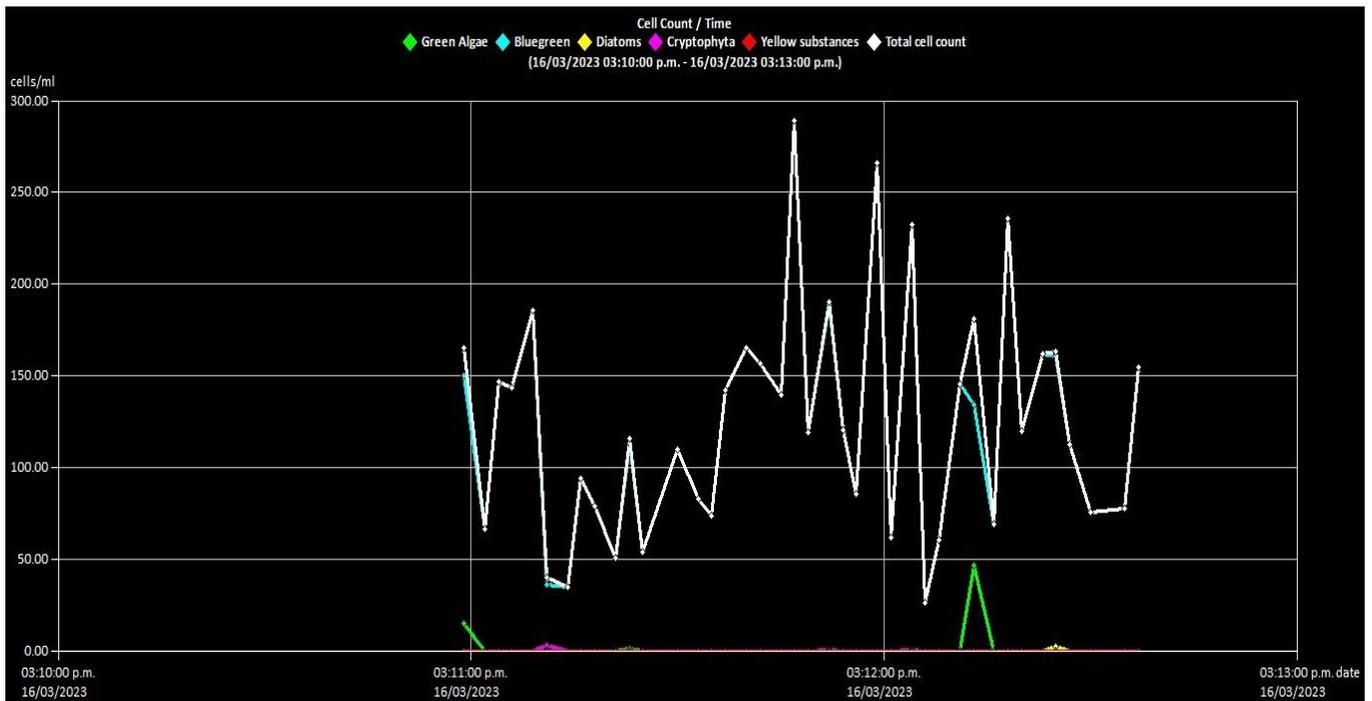


Figura 7.20. Gráfica células totales vs tiempo

de algas presentes en el agua de salida de la planta potabilizadora, corresponden a células cianobacterianas, mientras que el resto de los organismos fotosintéticos: diatomeas, criptofitas y algas verdes, se encuentran ausentes. Las sustancias amarillas no participan en el conteo de células, debido a que se constituyen de materia orgánica diferente. La temperatura se mantiene constante en 19.42°C

Date/Time [date]	Transmission [%]	Depth [m]
16/03/2023 03:12:37 p.m.	100.00	-0.00
Temp. Sample [°C]	Green Algae [cells/ml]	Bluegreen [cells/ml]
19.42	0	155
Diatoms [cells/ml]	Cryptophyta [cells/ml]	Yellow substances [cells/ml]
0	0	0
Total cell count [cells/ml]		
155		

Figura 7.21. Células totales de cianobacterias en el agua de salida de planta El Bordo

Es importante recalcar que el equipo sólo muestrea la concentración y el número de células, no identifica las especies de cianobacterias que pueden liberar toxinas como la MC-LR.

De acuerdo con los resultados obtenidos, es posible afirmar la presencia de células de cianobacterias en el agua de salida de la planta potabilizadora “El Bordo” a la red, cuando el límite máximo permisible establecido en la NOM-127-SSA1-2021 es “ausencia”, por lo tanto, se procede realizar el reconocimiento microscópico para la identificación de especies de cianobacterias productoras de MC-LR presentes en las muestras de agua.

## 7.5. IDENTIFICACIÓN DE CIANOBACTERIAS PRODUCTORAS DE MC-LR POR RECONOCIMIENTO MICROSCÓPICO

Las únicas especies productoras de MC-LR encontradas en las muestras de agua, pertenecen al género *Microcystis*, de la misma forma se identificaron distintos tipos de algas que, aunque no representan un riesgo toxicológico en los seres humanos de acuerdo con la OMS (2017), son las causantes de color y turbiedad en el agua y se recomienda su eliminación del agua potable para uso y consumo humano. Dichas especies son descritas a continuación.

### 7.5.1. ESPECIES DE MICROCYSTIS IDENTIFICADAS

La tabla 7-14, indica en que muestras de agua se identificaron las especies de cianobacterias productoras de MC-LR, en éste caso pertenecientes al género *Microcystis*.

Tabla 7-14. Especies de cianobacterias identificadas en las muestras de agua

Muestra	Especies productoras de MC-LR		
	<i>Microcystis aeruginosa</i>	<i>Microcystis viridis</i>	<i>Microcystis wesenbergii</i>
Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo		X	X
Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	X		
Agua de salida de planta el Bordo a la red		X	
Agua de salida de planta el Bordo a la red: filtro carbón activado			

La tabla 7-15, muestra las características morfológicas de las especies del género *Microcystis* presentes en las muestras de agua

Tabla 7-15. Características morfológicas de *M. aeruginosa*, *M. viridis* y *M. wesenbergii*

ESPECIE	MICROCYSTIS AERUGINOSA	MICROCYSTIS VIRIDIS	MICROCYSTIS WESENBERGII
<b>Forma de la célula</b>	Esféricas o semiesféricas; ligeramente elongadas tras la división. Contienen vesículas de gas.	Esféricas con vesículas de gas.	Dispuestas en una sola capa dentro del margen o agregadas en el centro de la colonia.
<b>Forma de las colonias</b>	Las colonias son más o menos firmes, alargadas, lobuladas o reticuladas con agujeros definidos.	Tridimensionales; forma redondeada o cúbica, compuestas por subcolonias en forma de paquetes de células irregularmente aglomeradas y ligeramente superpuestas.	De contorno irregular de forma esferoidal, alargado o lobulado, a veces compuesto de subcolonias esféricas conectadas. Se encuentra imitada por una capa lisa, continua, refractiva, y llena de mucílago.
<b>Margen mucilaginoso</b>	El mucílago se superpone ligeramente a los grupos de células. El borde de la colonia es irregular e invisible al microscopio sin tratamiento previo.	El margen o mucílago de las colonias suele ser estrecho y cercano al borde de las células., ligeramente visible.	El mucílago se superpone a las células. El margen de la colonia está claramente delimitado, es liso y refractivo.

En base a las características morfológicas de las especies de *Microcystis* descritas en la tabla anterior, y tomando como referencia las imágenes del Anexo 1 sobre diferentes especies de cianobacterias identificadas por diversos autores, se realiza la identificación mediante el reconocimiento microscópico y la tinción de Gram, tal como se muestra a continuación en las siguientes imágenes obtenidas de dicho análisis.

### ***Microcystis aeruginosa***

La figura 7.22, muestra células de *M. aeruginosa*, vistas con el objetivo 100x del microscopio, donde, algunas de ellas han sufrido un proceso de lisis celular, por lo que se pueden apreciar fragmentos de materia y membrana celular. No se detectaron formaciones de colonias.

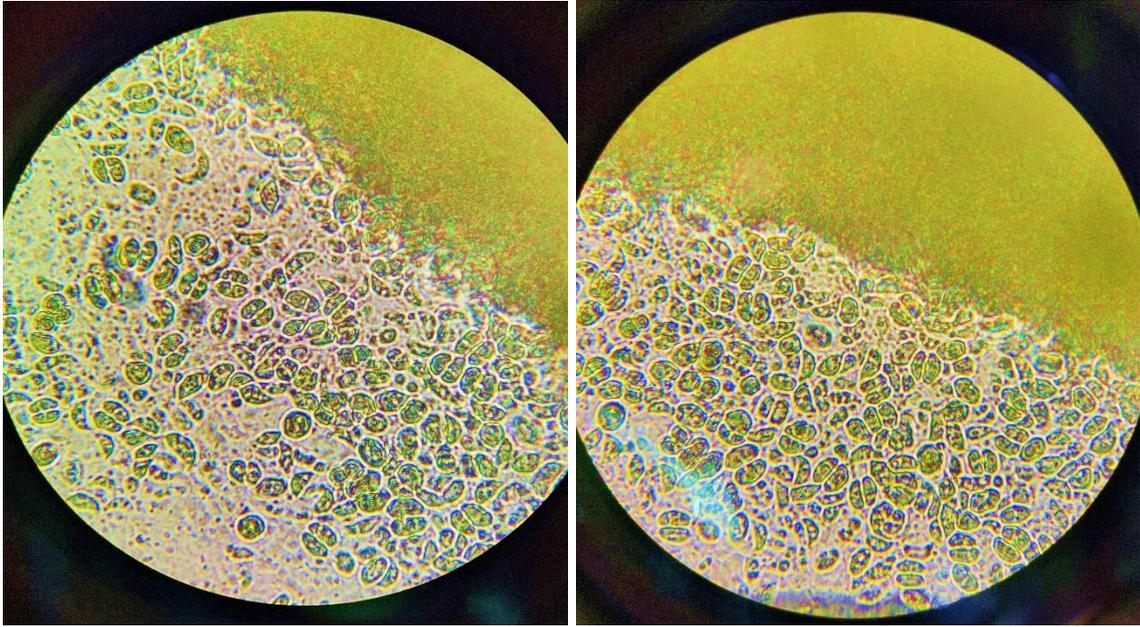


Figura 7.22. Células de *Microcystis aeruginosa*, 100x

### ***Microcystis viridis***

Como se puede apreciar en la figura 7.23, las células de *M. viridis* se agrupan en forma de paquetes pequeños, denominados subcolonias.

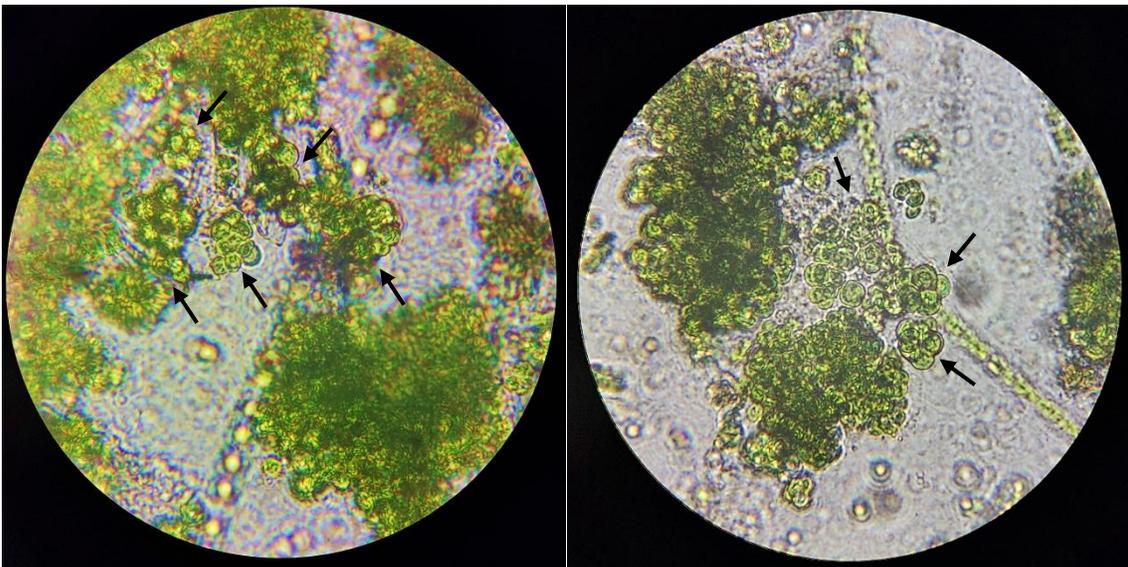


Figura 7.23. Colonias de *Microcystis viridis*, 40x

Por otro lado, usando el objetivo 100x del microscopio, es posible observar las células que conforman las subcolonias de manera más detallada. Éstas poseen formas esféricas, ligeramente superpuestas, y el margen mucilaginoso es indistinto

debido a su proximidad con la pared celular, tal como se muestra en las siguientes figuras.

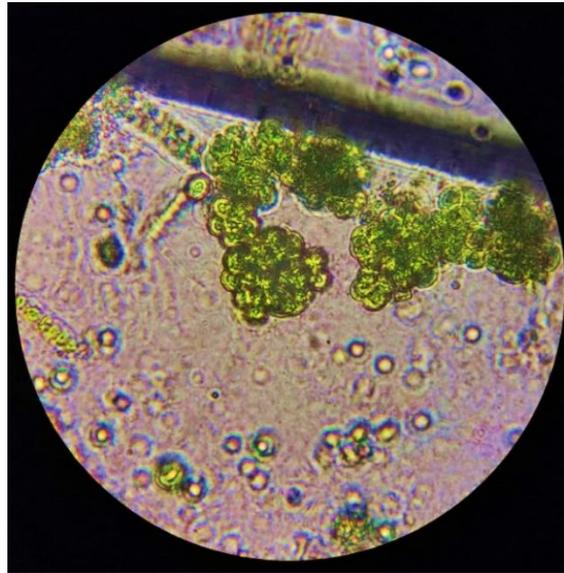


Figura 7.24. Subcolonia *M.viridis* a), 100x

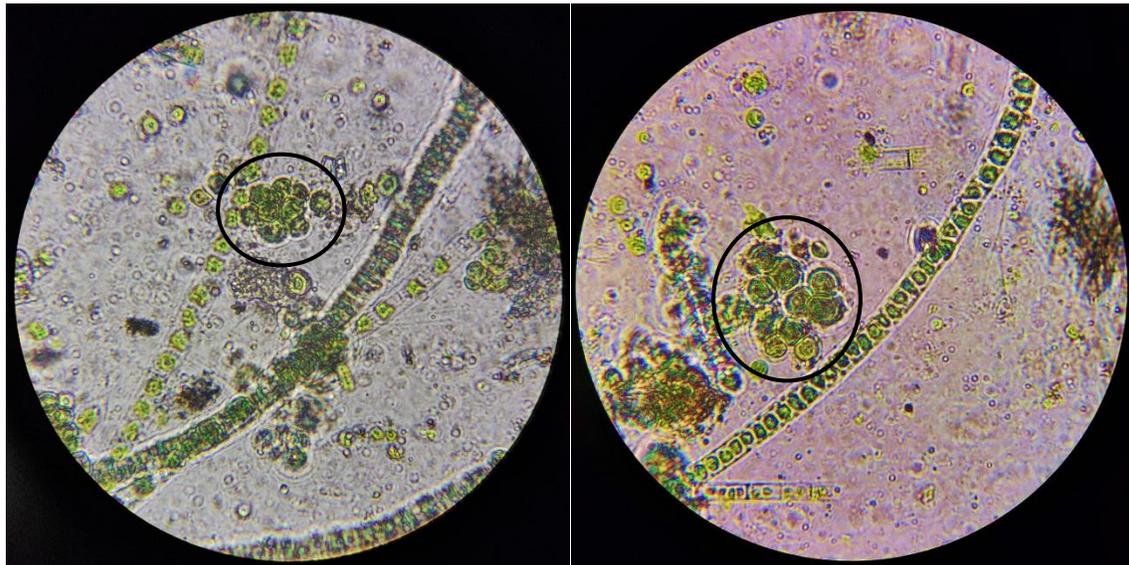


Figura 7.25. Subcolonia *M.viridis* b) y c), 100x

### ***Microcystis wesenbergii***

La figura 7.26, muestra dos colonias de *M. wesenbergii* vistas con el objetivo 100x, rodeadas por una capa lisa, continua, y se encuentra llena de mucílago. El análisis se efectuó realizando el proceso de tinción de Gram, en donde las cianobacterias se tiñen de color rojo porque son bacterias Gram negativas.

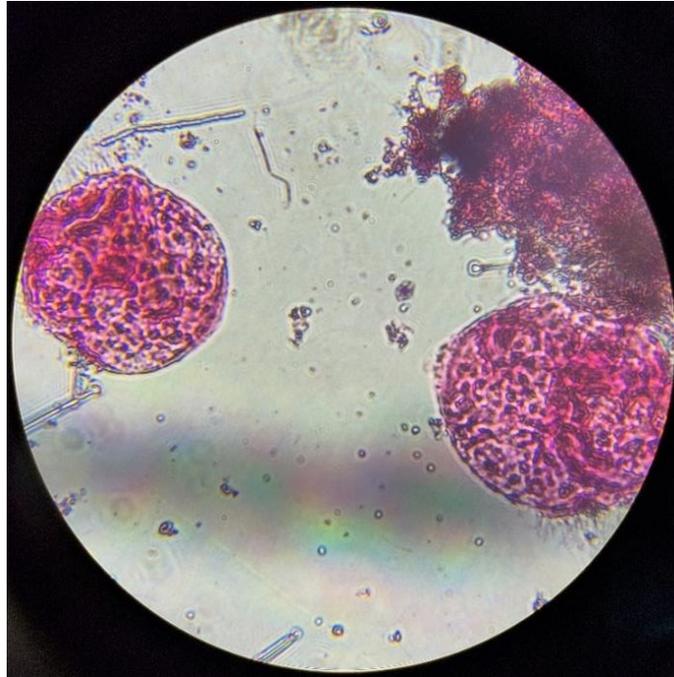


Figura 7.26. Colonias *M. wesenbergii* tinción de Gram, 100x

De acuerdo con lo anterior, el agua de salida de la planta que fue sometida al tratamiento de **adsorción con carbón activado**, no indicó presencia de ninguna especie de cianobacteria o alga tal como se puede observar en la figura 7.27.

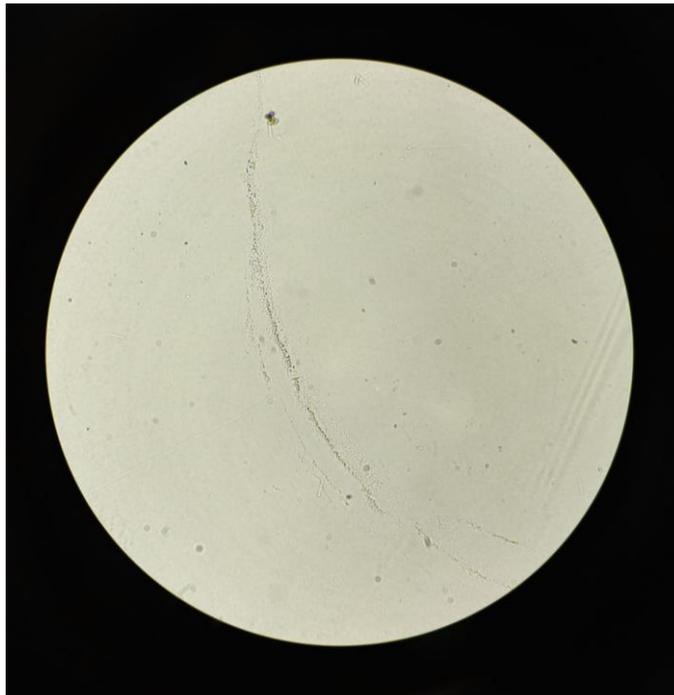


Figura 7.27. Resultados de análisis de agua tratada con filtro de carbón activado, 100x

## 7.5.2. ESPECIES DE ALGAS IDENTIFICADAS

La tabla 7-16, indica en que muestras de agua se identificaron las especies de algas verdes y amarillo-verdosas.

Tabla 7-16. Especies de algas identificadas en las muestras de agua

Muestra	Otras especies de algas			
	Tribonema minus	Ulothrix tenerrima	Sphaeroplea annulina	Vorticella campanula
Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo			X	X
Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo		X	X	
Agua de salida de planta el Bordo a la red	X			
Agua de salida de planta el Bordo a la red: filtro carbón activado				

La tabla 7-17, muestra la clasificación taxonómica de diferentes especies de algas identificadas en las muestras de agua, en su mayoría filamentosas, consideradas algas verdes y algas verde-amarillas, que parte del fitoplancton al igual que las cianobacterias, a excepción del género Vorticella, que forma parte de los protozoos. Dichas algas no representan un riesgo sanitario, sin embargo, se recomienda su eliminación del agua potable para uso y consumo.

Tabla 7-17. Clasificación taxonómica de diferentes especies de algas

Orden	Género	Especie	Características morfológicas
<b>Tribonematales</b>	Tribonema	minus	Los cloroplastos están acomodados de manera muy próxima entre ellos, de color verde hierba en forma de disco, sin pirenoides.
<b>Ulotrichales</b>	Ulothrix	tenerrima	Alga filamentosa y no ramificada. Los cloroplastos están pegados a la pared de cada célula, y tienen forma de un anillo casi cerrado.
<b>Sphaeropleales</b>	Sphaeroplea	annulina	Filamento sin ramificación; cuerpo celular muy largo, de forma cilíndrica, con muchos cloroplastos en forma de anillo o esferas.
<b>Sessilida</b>	Vorticella	campanula	Su cuerpo tiene forma de vesicular o de campana, y se une al sustrato mediante un pedúnculo contráctil. Posee un aparato oral con una corona de cilios, de varios estratos.

A continuación, se muestran las imágenes de las especies de algas amarillo-verdosas identificadas, con base a las características morfológicas descritas y tomando de referencia las ilustraciones del Anexo 2 sobre los géneros reconocidos por diversos autores.

***Tribonema minus***

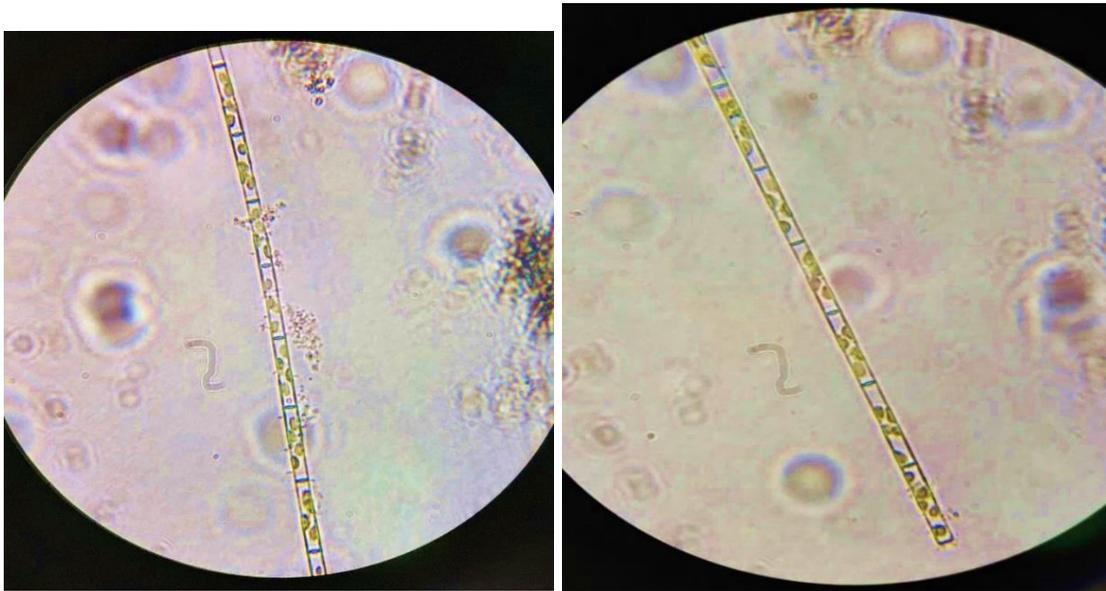


Figura 7.28. *Tribonema minus*, 100x

***Ulothrix tenerrima***

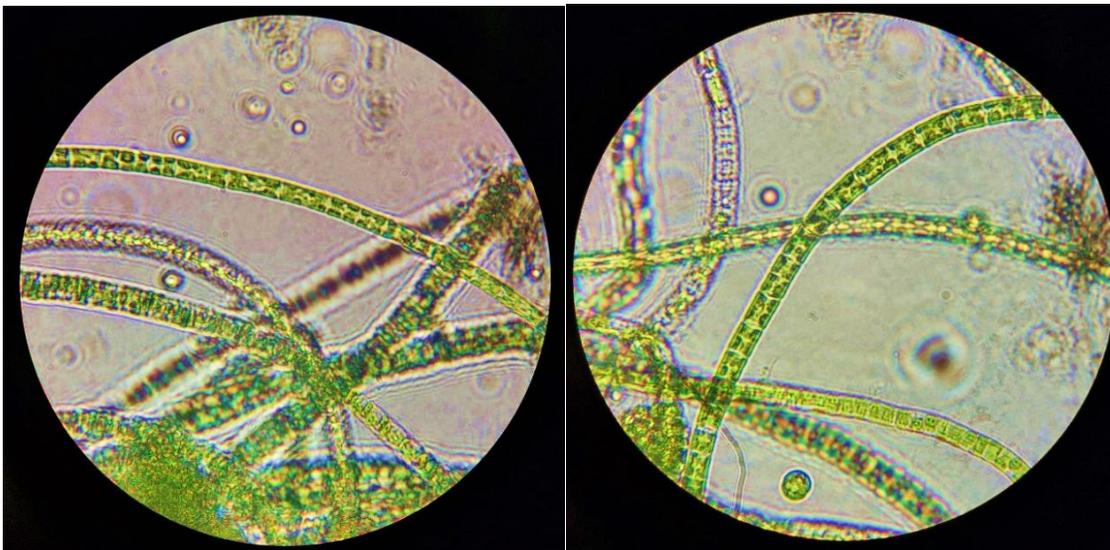


Figura 7.29. *Ulothrix tenerrima*, 100x

***Sphaeroplea annulina***

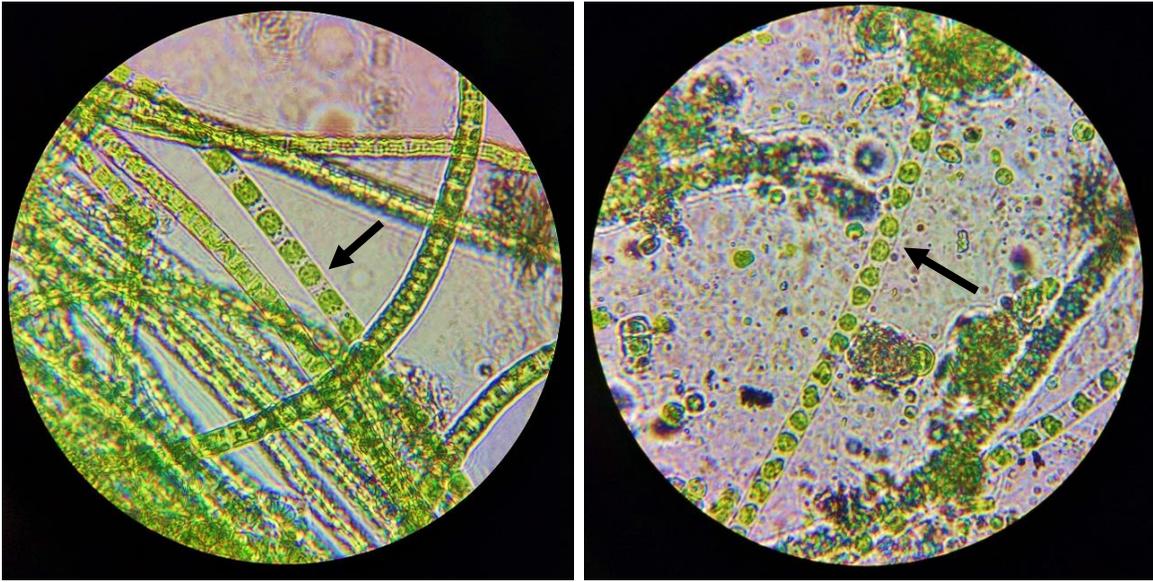


Figura 7.30. *Sphaeroplea annulina*, 100x

***Vorticella campanula***

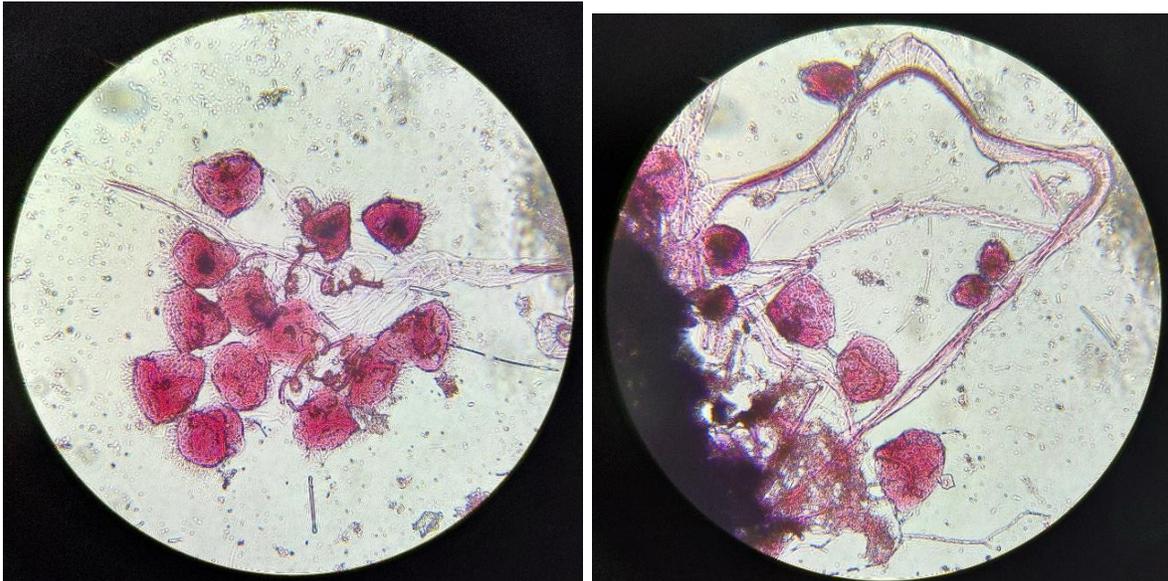


Figura 7.31. *Vorticella campanula* tinción de Gram, 40x

## CAPÍTULO 8: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 8.1. CONCLUSIONES

Gracias a las actividades desarrolladas durante el tiempo de residencia profesional para la elaboración de éste proyecto, es posible comprender la importancia que representa vigilar y preservar la calidad del agua para uso y consumo humano que es entregada al usuario, mediante la correcta administración de los sistemas de abastecimiento públicos y privados, con el fin de asegurar la salud de los consumidores y garantizar un correcto control sanitario del agua potable. Los organismos responsables como la CAASIM, son instancias encargadas de realizar esta tarea, aplicando la normativa vigente y los métodos de prueba para la realización de análisis fisicoquímicos y bacteriológicos del agua.

La MC-LR, es una cianotoxina altamente tóxica que se encuentra comúnmente en los efluentes de agua superficial que abastecen las plantas potabilizadoras, como las presas Jaramillo y Estanzuela. Por éste motivo la NOM-127-SSA1-2021 establece los límites permisibles de la MC-LR en el agua potable, con el objetivo de prevenir la intoxicación por uso y consumo de agua contaminada.

El equipo FluoroProbe III determinó únicamente la presencia de algas verde azuladas (cianobacterias), de acuerdo con su principio de funcionamiento, sin embargo, no identifica los géneros y las especies de cianotoxinas presentes en el agua, por lo que es necesario implementar técnicas microbiológicas para realizar dicha tarea. Aplicando éstos métodos se detectaron tres especies de *Microcystis*: La *Microcystis aeruginosa* se encontró presente únicamente en el agua proveniente de la presa Estanzuela y es una de las especies con más alto grado de toxicidad y está asociada con la producción de la mayoría de las variantes de microcistinas, mientras que, la especies *Microcystis viridis* y *Microcystis wesenbergii* se encontraron en muestras de agua de la presa Jaramillo. La única especie de cianotoxina presente en el agua de la salida de la planta potabilizadora a la red pública, fue *Microcystis viridis*, la cual se asocia con la producción de microcistinas en un porcentaje muy bajo (10%). De igual forma, se identificaron algunas especies de algas verdes, la mayoría filamentosas presentes en el agua de las presas, las

cuales, no representan un riesgo toxicológico para la comunidad, sin embargo, producen coloración y turbiedad en el agua, por lo tanto, deben ser removidas.

La prueba piloto del filtro de carbón activado granular, demostró ser efectiva en la eliminación de las cianotoxinas y las algas verdes. Sin embargo, de acuerdo con los resultados obtenidos, es posible apreciar que algunos parámetros de la calidad fisicoquímica del agua aumentaron considerablemente, como el pH, la conductividad electrolítica, la alcalinidad y los sulfatos. Lo anterior, puede deberse a la presencia de determinados grupos funcionales en la superficie de un carbón activado que no ha recibido un tratamiento previo y se utiliza directamente al salir de la fábrica. Otra variante que pudo alterar los resultados es el tiempo en el que se tomó la muestra, ya que, ésta se efectuó de manera inmediata tan pronto como el flujo de agua comenzó a salir del filtro, por lo tanto, se sugiere dejar circular el flujo de agua a través del filtro alrededor de unos minutos antes de tomar la muestra, o tomar una serie de muestras en diferentes intervalos de tiempo.

Además, el carbón activado elimina las cianotoxinas extracelulares o que se encuentran disueltas en el agua, esto significa una ventaja en cuanto a la complejidad que representa optimizar los procesos de potabilización que usa la planta “El Bordo” de manera que garanticen la integridad de las células de cianobacterias, ya que muchas de ellas sufren lisis celular durante el proceso de potabilización y es cuando las toxinas se liberan en el agua. El resultado está en la presencia de cianotoxinas en el agua de salida de la planta, a pesar de haber pasado por procesos de: cloración (pre-oxidación), coagulación-floculación, sedimentación y filtración.

El proceso de adsorción por carbón activado, aunque es uno de los métodos de tratamiento más efectivos para la eliminación de sustancias orgánicas, puede ser costoso. Debido a esto, en la actualidad existen diversos métodos de regeneración que garantizan la recuperación del carbón activo en distintas cantidades. Cada método tiene diferentes requerimientos de diseño, instalación, infraestructura y mantenimiento, por tanto, se realizó un análisis cualitativo de las ventajas y desventajas que representan cada uno de ellos. En base a lo anterior, se realizó el

planteamiento teórico de la propuesta de un sistema de adsorción cíclico por lotes que utiliza carbón activado granular.

En un sistema de adsorción cíclico por lotes dos o más columnas de adsorción operan en paralelo con la finalidad de llevar a cabo un proceso de regeneración efectivo del adsorbente mientras la otra columna continúa con el ciclo de operación. El método de regeneración por vapor de agua se seleccionó en base a su viabilidad técnica y económica, debido a que permite la recuperación del agua en fase gaseosa y en fase líquida (solvente) mediante un proceso simple de separación por condensación parcial, en donde la corriente de vapor es recirculada a la columna de adsorción a través de un sistema de calefacción que se encarga de aumentar la temperatura del vapor, lo que representa una disminución en los costes de operación del sistema y reduce el uso de carbón activado fresco.

Debido al tiempo de residencia y a los recursos disponibles, únicamente fue posible realizar una prueba experimental a escala piloto con un filtro de carbón activado para determinar si éste era un método de tratamiento óptimo para la eliminación de las cianotoxinas identificadas en el agua de salida de la planta, así como las características que debe tener el carbón activado, como el tamaño de poro, el área de superficie específica, el precursor y el proceso de activación. La propuesta del sistema de adsorción únicamente es planteada de manera teórica, ya que, como todo proceso, es necesario considerar condiciones de diseño como las dimensiones de la columna, la zona de transferencia de masa, tiempos de contacto y agotamiento, caída de presión isotermas de adsorción, puntos de ruptura y demás datos cinéticos; de la misma forma se tienen que determinar las condiciones de operación reales del sistema, especialmente, temperatura y presión. Para desarrollar la propuesta se requiere mayor tiempo y recursos para el desarrollo de las pruebas experimentales, antes de considerar el acondicionamiento de la planta potabilizadora para implementar el sistema de adsorción.

## **8.2. RECOMENDACIONES**

De acuerdo con los resultados obtenidos anteriormente, es necesario implementar un método de tratamiento para la eliminación de cianobacterias que pueden producir la MC-LR, en este caso, *Microcystis aeruginosa*, *Microcystis viridis* y *Microcystis wesenbergii*, además de las diferentes especies de algas identificadas (*Tribonema minus*, *Ulothrix tenerrima*, *Sphaeroplea annulina* y *Vorticella campanula*) que aunque, se encuentran en concentraciones relativamente bajas, deben ser eliminadas ya que provocan coloración y turbiedad en el agua de uso y consumo humano.

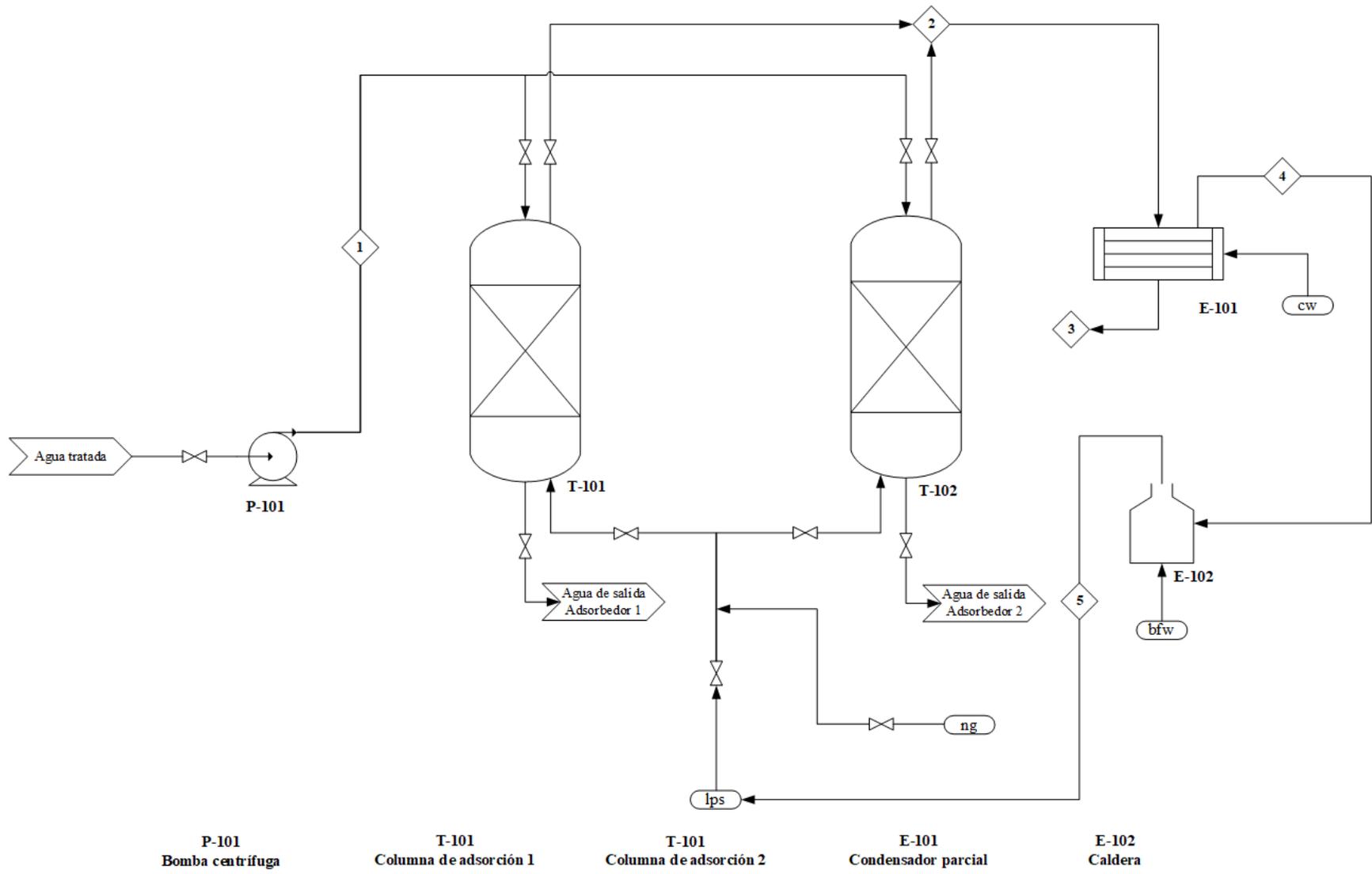
### **8.2.1. PROPUESTA TEÓRICA DE MÉTODO DE TRATAMIENTO PARA ELIMINACIÓN DE MC-LR**

El objetivo de la prueba piloto realizada mediante los filtros de carbón activado, es determinar experimentalmente si el carbón activado granular (CAG) es efectivo en el tratamiento de cianotoxinas, en éste caso, se obtuvieron resultados favorables. De igual forma, es importante considerar la viabilidad económica y técnica, en cuanto a la infraestructura que requiere el sistema de tratamiento, además de las características con las que cuenta la planta potabilizadora.

De acuerdo con los resultados obtenidos, es posible concluir que el método de tratamiento recomendado para la eliminación de cianobacterias que producen la MC-LR., es la adsorción por carbón activado, el cual, se describe a continuación.

### **8.2.2. SISTEMA DE ADSORCIÓN CÍCLICO POR LOTES**

En base al análisis del estudio realizado, se propone la implementación de un sistema de adsorción de carbón activado granular (CAG) que se encuentra operando cíclicamente por lotes, incorporando el método de regeneración por vapor de agua. La figura 8.1 muestra el diagrama de flujo de proceso de la propuesta que se recomienda.



**P-101**  
Bomba centrífuga

**T-101**  
Columna de adsorción 1

**T-101**  
Columna de adsorción 2

**E-101**  
Condensador parcial

**E-102**  
Caldera

Figura 8.1. Propuesta de sistema de adsorción con carbón activado por lotes

De acuerdo con el diagrama de flujo de proceso, la corriente de agua que entra al sistema de adsorción es el agua que se almacena en el tanque oculto de la planta, misma que ha pasado por los procesos básicos de tratamiento: cloración, coagulación-floculación, sedimentación y filtración.

El carbón activado suele eliminar el nivel de cloro libre residual en el agua; la prueba está en los resultados obtenidos de la calidad fisicoquímica, en donde el agua que paso por el filtro de carbón activo presentó una disminución considerable en el índice de cloro libre, por ésta razón el sistema de adsorción se instala antes de la etapa de desinfección con gas cloro, de la misma forma, evitamos la ruptura o lisis celular de las cianobacterias que liberan cianotoxinas. Entonces, el agua tratada (corriente 1) se hace descender a través del lecho empacado con carbón activo granular, a una tasa de flujo constante. Las concentraciones del soluto en la fase fluida y en la fase adsorbente sólida cambian con el tiempo y también con la posición en el lecho fijo conforme la adsorción avanza. En la entrada del lecho se supone que el sólido no tiene soluto al principio del proceso; a medida que el fluido entra en contacto con la entrada del lecho, se realiza la mayor parte de la transferencia de masa. Cuando el fluido pasa a través del lecho, su concentración va disminuyendo muy rápidamente con la distancia hasta llegar a cero mucho antes del final del lecho.

Después de cierto tiempo, el sólido que se encuentra cerca de la entrada de la torre está casi saturado, y la mayor parte de la transferencia de masa y de la adsorción sucede en un punto ligeramente más lejano a la entrada. Cuando la concentración de soluto en el gas que sale alcanza un cierto valor, o bien pasa un tiempo previamente establecido, se accionan automáticamente las válvulas con el fin de dirigir la alimentación al otro lecho e iniciar la secuencia de regeneración.

*Tabla 8-1. Corrientes de proceso sistema de adsorción con carbón activado por lotes*

<b>Corriente</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>
<b>Compuesto</b>	Agua tratada	Gas húmedo	Solvente recuperado	Vapor saturado	Vapor sobrecalentado

### **8.2.3. SISTEMA DE REGENERACIÓN DE CARBÓN ACTIVADO: REGENERACIÓN POR VAPOR**

De acuerdo con El Gamal et al. (2018), la regeneración por vapor de carbón activado ha demostrado ser eficaz y económica. Además, se ha utilizado para la regeneración de adsorbentes en la industria durante años.

Para la regeneración de carbón por medio de vapor, generalmente se usa el flujo contrario con vapor de 120 a 140 °C. La regeneración se detiene poco después de que el frente de temperaturas alcanza la parte superior del lecho y el consumo típico de vapor es de 0.2 a 0.4 lb de vapor/lb de carbón. Aunque queda una significativa cantidad de adsorbato, la regeneración es más completa cerca de la base del lecho, de modo que se puede lograr aún un alto porcentaje de la extracción en el siguiente periodo de adsorción.

La regeneración puede realizarse con gas inerte caliente, pero por lo general es preferible utilizar vapor de agua cuando el solvente no es miscible en agua. El vapor de agua se condensa inmediatamente al entrar en contacto con un lecho, aumentando la temperatura del sólido y suministrando la energía necesaria para la desorción. El solvente se condensa, se separa del agua y, con frecuencia, se seca antes de su reutilización. El lecho entonces se enfría y se seca con un gas inerte, sin ser necesario disminuir la temperatura de todo el lecho hasta la temperatura ambiente.

El vapor funciona especialmente bien con sustancias orgánicas hidrófobas como las microcistinas, que son heptapéptidos cíclicos que comparten un aminoácido característico denominado ADDA (ácido 3-amino-9-metoxi-2,6,8-trimetil-10-fenildeca-4,6-dienoico) de carácter hidrofóbico y responsable en gran medida de las características tóxicas de la molécula. Los adsorbatos hidrófobos tienen la ventaja de que pueden separarse del agua condensada por gravedad. Tras la regeneración del lecho adsorbente, el adsorbato condensado puede recuperarse mediante técnicas de separación, lo que multiplica los beneficios de la regeneración por vapor.

El secado del lecho se realiza haciendo circular una corriente de gas inerte como aire o N<sub>2</sub>. El gas húmedo procede del lecho que se está regenerando y puede

descargarse a la atmósfera o bien la mayor parte del agua se separa en un condensador y el gas se hace recircular al lecho a través de un sistema de calefacción.

La tabla 8-2, muestra los servicios auxiliares empleados en el sistema de regeneración por vapor del diagrama de flujo 8.1.

*Tabla 8-2. Servicios auxiliares en el proceso de regeneración por vapor*

Servicio	lps	ng	cw	bfw
	Vapor de baja presión	Gas natural	Agua de enfriamiento	Agua de alimentación a caldera
<b>Equipo</b>	T-101/T-102	T-101/T-102	E-101	E-102
<b>Temperatura (°C)</b>	120-130	20-25	29-32	120-130
<b>Presión (atm)</b>	1-2	1	1	1-2

### 8.2.3.1. ETAPA DE DESORCIÓN POR CALENTAMIENTO CON VAPOR DE AGUA

Durante éste proceso, se hace circular una corriente de vapor de baja presión (lps) a la columna de adsorción que se encuentra en regeneración, mientras que, el flujo de alimentación es dirigido hacia la siguiente columna para continuar con el ciclo. La selección de la temperatura del vapor depende de la capacidad calorífica del adsorbente. De acuerdo con lo señalado en bibliografía, el rango de temperaturas del lps (120-130°C) lo hace ser el más adecuado para el calentamiento del lecho y la desorción de microorganismos, además, permite la operación del sistema a presiones cercanas a la atmosférica.

El criterio seleccionado para el caudal másico de vapor es la caída de presión del lecho y, por lo general, se mantiene igual que durante la fase de adsorción; sin embargo, es esencial mantener un caudal mínimo para reducir la presión parcial de los adsorbatos en la fase de vapor y transferir el disolvente fuera del lecho. La temperatura del lecho adsorbente es crítica en la regeneración del vapor. Al entrar en contacto con un lecho frío, el vapor de entrada se condensa inmediatamente y la presión del sistema desciende; sin embargo, al cabo de un tiempo se vuelven a

alcanzar las condiciones deseadas. Por lo general, cuando un vapor se condensa sobre una superficie como un tubo vertical u horizontal, se forma una película de condensado en la superficie y fluye sobre ella por la acción de la gravedad, por lo tanto, es posible recuperar parte del solvente mediante éste principio. El elevado calor de condensación del vapor permite calentar rápidamente el lecho, lo que permite una desorción más rápida del adsorbente, sin embargo, el adsorbato sólo se retira del lecho cuando éste está lo suficientemente caliente para que al menos algo de vapor permanezca en forma gaseosa y pueda ser arrastrado y eliminarse satisfactoriamente por la parte superior de la columna. El vapor también activa el adsorbente, no provoca la polimerización del adsorbato y no modifica la naturaleza básica del adsorbente.

#### **8.2.3.2. ETAPA DE SECADO CON GAS INERTE**

Una vez que el vapor ha desorbido y arrastrado los contaminantes, se cierran las válvulas del flujo de vapor y se activa el sistema de secado. El secado del lecho es importante ya que la humedad que no se elimina en el lecho puede afectar drásticamente la capacidad de adsorción y otras condiciones operativas.

Durante el secado se hace circular una corriente de gas inerte a través de la columna que se está regenerando, en este caso se sugiere el gas natural o aire a temperatura y presión atmosféricas. El gas húmedo (corriente 2) procede del domo del adsorbedor que se está regenerando, posteriormente, una vez que se cumpla el tiempo óptimo de secado, la corriente es enviada a un condensador parcial, en donde la mayor parte del agua o solvente se recupera (corriente 3), y el gas (corriente 4) se hace recircular al lecho a través de un sistema de calefacción, que consiste en una caldera que eleva el vapor del proceso. Una vez que el vapor alcanza la temperatura establecida, se recircula al adsorbedor (corriente 5), de ésta forma se logra optimizar el proceso y hacerlo más rentable económicamente, ya que el secado es el paso que consume más tiempo y energía en la regeneración de vapor.

## BIBLIOGRAFÍA

APHA, AWWA, & WPCF. (1992). *Métodos normalizados para el análisis de aguas potables y residuales*. Diaz de Santos.

Cantoral, E. A., Asencio, A. D. y Aboal. M. (2017). Cianotoxinas: efectos ambientales y sanitarios. *Medidas de prevención. Hidrobiológica*, 27(2), 241–251. [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0188-88972017000200241](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-88972017000200241)

Coordinación de Universidad Abierta y Educación a Distancia de la UNAM. (2017). *Diferenciando Bacterias Gram Positivo (+) y Gram Negativo (-) Mediante Tinción de Gram*. [http://132.248.48.64/repositorio/moodle/pluginfile.php/1729/mod\\_resource/content/10/contenido/index.html](http://132.248.48.64/repositorio/moodle/pluginfile.php/1729/mod_resource/content/10/contenido/index.html)

Daly, R. I., Ho, L. y Brookes, J. D. (2017). Effect of chlorination on *Microcystis aeruginosa* cell integrity and subsequent microcystin release and degradation. *Environmental Science & Technology*, 41(12), 4447–4453. <https://doi.org/10.1021/es070318s>

Diario oficial de la federación. (2005). *Agua para uso y consumo humano, requisitos sanitarios que se deben cumplir en los sistemas de abastecimiento públicos y privados durante el manejo del agua. Procedimientos sanitarios para el muestreo*. (NOM-230-SSA1-2002). [https://dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=2081772&fecha=12/07/2005#gsc.tab=0](https://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=2081772&fecha=12/07/2005#gsc.tab=0)

Diario oficial de la federación. (2020). *Agua para uso y consumo humano. Control de la calidad del agua distribuida por los sistemas de abastecimiento de agua*. (NOM-179-SSA1-2020). [https://www.dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=5603318&fecha=22/10/2020#gsc.tab=0](https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5603318&fecha=22/10/2020#gsc.tab=0)

Diario oficial de la federación. (2021). *Agua para uso y consumo humano. Límites permisibles de la calidad del agua (NOM-127-SSA1-2021)*. [https://www.dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=5650705&fecha=02/05/2022#gsc.tab=0](https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5650705&fecha=02/05/2022#gsc.tab=0)

Dvořák, P., Poulíčková, A., Hašler, P., Belli, M., Casamatta, D.A. y Papini, A. (2015). Species concepts and speciation factors in cyanobacteria, with connection to the problems of diversity and classification. *Biodiversity and Conservation* 24(1), 739–757. <https://doi.org/10.1007/s10531-015-0888-6>

El Gamal, M., Mousa, H.A., El-Naas, M.H., Zacharia, R. y Judd, S. (2018). Bio-regeneration of activated carbon: A comprehensive review. *Separation and Purification Technology*, 197 (1), pp. 345–359. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2018.01.015>.

Geankoplis, C. J. (2014). *Procesos de transporte y principios de procesos de separación*. Grupo Editorial Patria.

Haque, F., Banayan, S., Yee, J. y Chiang, Y.W. (2017). Extraction and applications of cyanotoxins and other cyanobacterial secondary metabolites. *Chemosphere*, 183(1), 164–175. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2017.05.106>

Harada, K.I., Kondo, F. y Tsuji, K. (2013). Trace Analysis of Microcystins in Environmental Samples. *Journal of AOAC international*, 84(5), 1636–1642. <https://doi.org/10.1093/jaoac/84.5.1636>

He, X., Liu, Y., Conklin, A., Westrick, J., Weavers, L.K., Dionysiou, D.D., Lenhart, J.J., Mouser, P.J., Szlag, D. y Walker, H.W. (2016). Toxic cyanobacteria and drinking water: Impacts, detection, and treatment. *Harmful Algae*, 54(3), 174–193. <https://doi.org/10.1016/j.hal.2016.01.001>

Hernández, M. (2017). Características fisicoquímicas del carbón activado de conchas de coco modificado con HNO<sub>3</sub>. *Revista Cubana de Química*, 29(1),

26–38. [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2224-54212017000100003](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2224-54212017000100003)

Ho, L., Lambling, P., Bustamante, H., Duker, P. y Newcombe, G. (2016). Application of powdered activated carbon for the adsorption of cylindrospermopsin and microcystin toxins from drinking water supplies. *Water Research*, 45(9), 2954–2964. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2011.03.014>

Huang, W.J., Cheng, B.L. y Cheng, Y.L. (2017). Adsorption of microcystin-LR by three types of activated carbon. *Journal of Hazardous Materials*, 141(1), 115–122. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2006.06.122>

Huisman, J., Codd, G.A., Paerl, H.W., Ibelings, B.W., Verspagen, J.M. y Visser, P.M. (2018). *Microcystis aeruginosa*. *Nature Reviews Microbiology*, 16(1), 471–483. <https://doi.org/10.1038/s41579-018-0040-1>

Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. (2020). *La eutrofización de cuerpos de agua: un síntoma antropogénico que requiere atención*. <https://www.gob.mx/imta/articulos/la-eutrofizacion-de-cuerpos-de-agua-un-sintoma-antropogenico-que-requiere-atencion>

Khan Academy. (2023). *La estructura de los procariontes*. Khan Academy <https://es.khanacademy.org/science/ap-biology/gene-expression-and-regulation/dna-and-rna-structure/a/prokaryote-structure>

Le Ai Nguyen, V., Tanabe, Y., Matsuura, H., Kaya, K. y Watanabe, M.M. (2016). Morphological, biochemical and phylogenetic assessments of water-bloom-forming tropical morphospecies of *Microcystis* (Chroococcales, Cyanobacteria). *Phycological Research*, 60(3), 3–12. <https://doi.org/10.1111/j.1440-1835.2012.00650.x>

López Cortes, A., Maya Delgado, Y.L., Troyo Dieguez, E. y Lana Hernández, L. (2015). *Cianobacterias Criptobióticas: Una alternativa de agricultura*

*orgánica*. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S.C.  
<http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/2138>

McCabe, W.L., Smith, J.C. y Harriott, P. (2007) *Operaciones Unitarias en ingeniería química*. MacGraw-Hill.

McElhiney, J. y Lawton, L. A. (2015). Detection of the cyanobacterial hepatotoxins microcystins. *Toxicology and Applied Pharmacology*, 203(3), 219–230.  
<https://doi.org/10.1016/j.taap.2004.06.002>

Miranda, R., Oliet, M., Pérez, T., Virginia, M., Madrid, Y., Domínguez, J.C. y García, P. (2018) *Tratamiento de Aguas Ejercicios Resueltos y Prácticas de Laboratorio*. Dextra Editorial.

Moreno, I., Repetto, G. y Cameán A. (2015). Interés toxicológico de las microcistinas. *Revista de Toxicología*, 20(3), 159–165.  
<https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=91920301>

OMS. (2015). *Management of cyanobacteria in drinking-water supplies*. World Health Organization. <https://www.who.int/publications/i/item/WHO-FWC-WSH-15.03>

OMS. (2017). *Guías para la calidad del agua de consumo humano: Cuarta edición que incorpora la primera adenda*. World Health Organization.  
<https://www.who.int/es/publications/i/item/9789241549950>

Pendleton, P., Schumann, R. y Wong, S. H. (2021). Microcystin-LR adsorption by activated carbon. *Journal of Colloid and Interface Science*, 240(1), 1–8.  
<https://doi.org/10.1006/jcis.2001.7616>

Pérez, D. S., Soraci, A. L. y Tapia, M. O. (2018). Cianobacterias y cianotoxinas: rol de las microcistinas en la salud humana y animal y su detección en muestras de agua. *Analecta Veterinaria*, 28(1), 5–13.  
<http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/11209>

- Roset, J., Aguayo, S. y Muñoz, M. J. (2016). Detección de cianobacterias y sus toxinas. Una revisión. *Revista de Toxicología*, 18(2), 65–71. <https://www.redalyc.org/exportarcita.oa?id=91918202>
- Salvador, F., Martín Sánchez, N., Sánchez Hernández, R., Sánchez Montero, M.J. e Izquierdo, C. (2015). Regeneration of carbonaceous adsorbents. part II: Chemical, microbiological and vacuum regeneration. *Microporous and Mesoporous Materials*, 202(1), 277–296. doi: 10.1016/j.micromeso.2014.08.019.
- Sangolkar, L. N., Maske, S. S., y Chakrabarti, T. (2016). Methods for determining microcystins (peptide hepatotoxins) and microcystin-producing cyanobacteria. *Water Research*, 40(19), 3485–3496. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2006.08.010>
- Shaha, I.K., Pre, P. y Alappat, B.J. (2013). Steam Regeneration of Adsorbents: An Experimental and Technical Review. *Chemical Science Transactions*, 2(4), 32–43. doi:10.7598/cst2013.545.
- Sivonen, K. (2019). Cyanobacterial Toxins. *Encyclopedia of Microbiology*, 4(1), 290–307. [https://www.academia.edu/25481798/Toxic\\_Cyanobacteria](https://www.academia.edu/25481798/Toxic_Cyanobacteria)
- Thomas, M. K. y Litchman, E. (2016). Effects of temperature and nitrogen availability on the growth of invasive and native cyanobacteria. *Hydrobiologia*, 763(1), 357–369. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10750-015-2390-2>
- USEPA. (2016). *Recommendations for Public Water Systems to manage cyanotoxins in drinking water*. <https://www.epa.gov/ground-water-and-drinking-water/recommendations-public-water-systems-manage-cyanotoxins-drinking>
- Via-Ordorika, L., Fastner, J., Kurmayer, R., Hisbergues, M., Dittmann, E., Komarek, J., Erhard, M. y Chorus, I. (2018). Distribution of Microcystin-Producing and Non-Microcystin-Producing *Microcystis* sp. in European Freshwater Bodies:

Detection of Microcystins and Microcystin Genes in Individual Colonies. *Systematic and Applied Microbiology*, 27(5), 592–602. <https://doi.org/10.1078/0723202041748163>

Xiao, M., Li, M. y Reynolds, C. S. (2018). Colony formation in the cyanobacterium *Microcystis*: Colony formation in *Microcystis*. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 93(3), 1399–1420. <https://doi.org/10.1111/brv.12401>

## REFERENCIAS DE IMÁGENES

Biodiversidad Virtual. (2018). *Vorticella Campanula* [Fotografía]. Flickr. <https://www.flickr.com/photos/microagua/26432413168>

Dvořák, P., Poulíčková, A., Hašler, P., Belli, M., Casamatta, D.A. y Papini, A. (2015). Species concepts and speciation factors in cyanobacteria, with connection to the problems of diversity and classification [Fotografía]. *Biodiversity and Conservation*, 24(1), 739–757. <https://doi.org/10.1007/s10531-015-0888-6>

Eleršek, T. (2009). First report of cyanobacterial bloom of *Microcystis viridis* (A. Braun) Lemmermann in Slovenia [Fotografía]. *National Institute of Biology*, 52(1), 37–47. [http://bijh-s.zrc-sazu.si/ABS/SI/ABS/Cont/52\\_1/ABS%2052\\_1\\_Elersek\\_2009\\_37-47.pdf](http://bijh-s.zrc-sazu.si/ABS/SI/ABS/Cont/52_1/ABS%2052_1_Elersek_2009_37-47.pdf)

Huisman, J., Codd, G.A., Paerl, H.W, Ibelings, B.W., Verspagen, J.M. y Visser, P.M. (2018). *Microcystis aeruginosa* [Fotografía]. *Nature Reviews Microbiology*, 16(1), 471–483. <https://doi.org/10.1038/s41579-018-0040-1>

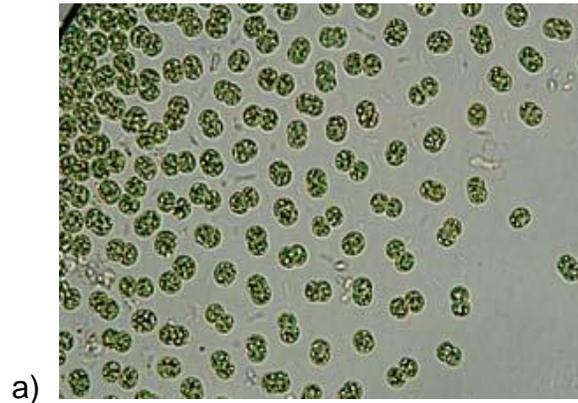
Lokhorst, G. M. y Vroman, M. (2018). Taxonomic study on three freshwater *Ulothrix* species [Fotografía]. *Acta botanica neerlandica*, 21(5), 449–480. <https://natuurtijdschriften.nl/pub/539866>

- Meethiyagoda, T. A. y Fujino, T. (2020). Comparison of different anode materials to remove *Microcystis aeruginosa* cells using electro-coagulation–flotation process at low current inputs [Fotografía]. *Water*, 12(12), 1-13. <https://doi.org/10.3390/w12123528>
- Tsukii, Y. (2018). *Protist Images: Sphaeroplea annulina* [Fotografía]. Protist Information Server. [http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/minus/sp\\_05.html](http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/minus/sp_05.html)
- Tsukii, Y. (2018). *Protist Images: Tribonema minus* [Fotografía]. Protist Information Server. [http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/minus/sp\\_05.html](http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/minus/sp_05.html)
- Tsukii, Y. (2018). *Protist Images: Tribonema regulare* [Fotografía]. Protist Information Server. [http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/regulare/sp\\_05.html](http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/regulare/sp_05.html)
- Wang, H., Ji, B., Wang, J., Guo, F., Zhou, W., Gao, L. y Zhong Liu, T. (2014). Growth and biochemical composition of filamentous microalgae *Tribonema* sp. as potential biofuel feedstock [Fotografía]. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 37(12), 2607–2613. <https://doi.org/10.1007/s00449-014-1238-x>
- Xiao, M., Li, M. y Reynolds, C. S. (2018). Colony formation in the cyanobacterium *Microcystis*: Colony formation in *Microcystis* [Fotografía]. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 93(3), 1399–1420. <https://doi.org/10.1111/brv.12401c>

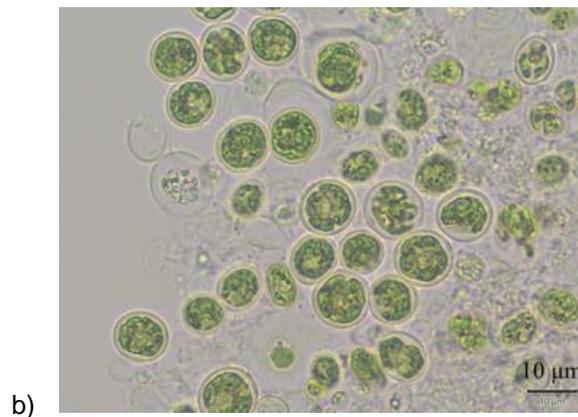
## ANEXO

### Anexo 1: Especies de cianobacterias productoras de MC-LR identificadas por otros autores

#### *Microcystis aeruginosa*



*Nota:* Adaptado de “Species concepts and speciation factors in cyanobacteria, with connection to the problems of diversity and classification” (p.742), por P. Dvořák et al., 2015, *Biodiversity and Conservation*, 24(1).



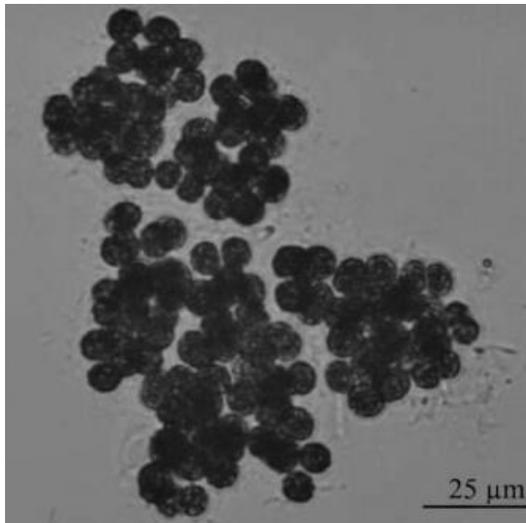
*Nota:* Adaptado de “). Comparison of different anode materials to remove *Microcystis aeruginosa* cells using electro-coagulation–flotation process at low current inputs” (p. 9), por Meethiyagoda, T. A. y Fujino, T, 2020, *Water*, 12(12).

*Microcystis viridis*



a)

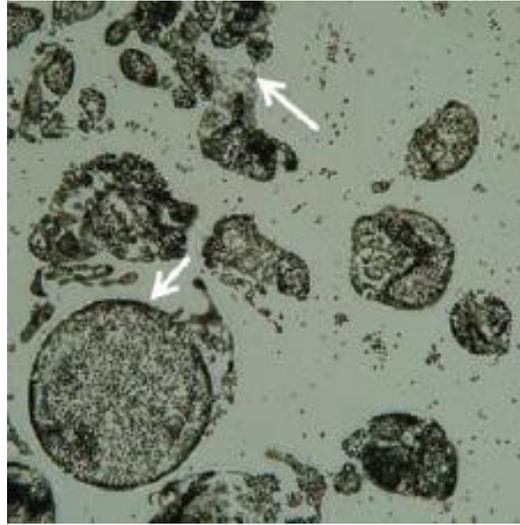
*Nota:* Adaptado de “Species concepts and speciation factors in cyanobacteria, with connection to the problems of diversity and classification” (p.742), por P. Dvořák et al., 2015, *Biodiversity and Conservation*, 24(1).



b)

*Nota:* Adaptado de “First report of cyanobacterial bloom of *Microcystis viridis* (A. Braun) Lemmermann in Slovenia” (p. 42), por T. Eleršek, 2009, *National Institute of Biology*, 52(1).

*Microcystis wesenbergii*

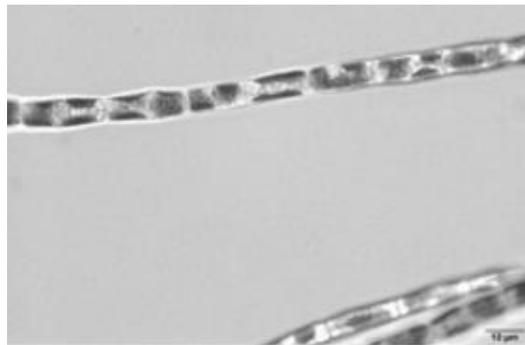


a)

*Nota:* Adaptado de “Colony formation in the cyanobacterium *Microcystis*” (p. 1403), por M. Xiao, M. Li y C. S. Reynolds, 2018, *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 93 (3).

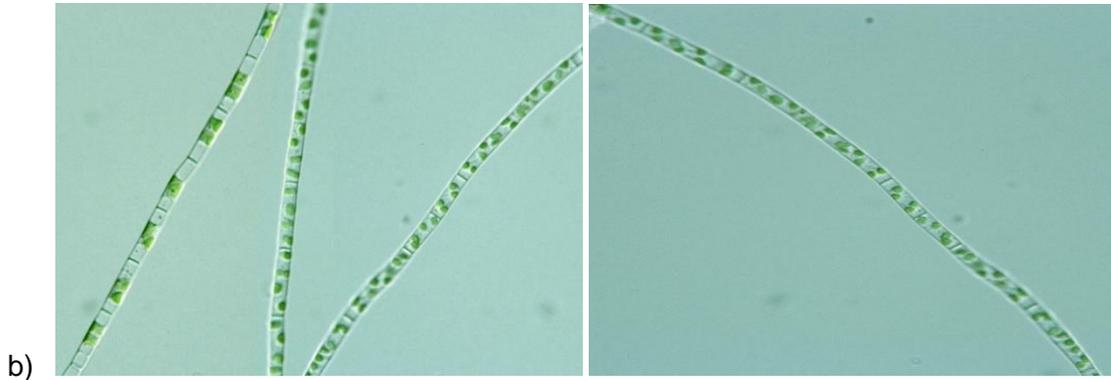
**Anexo 2: Especies de algas identificadas por otros autores**

*Tribonema minus*



a)

*Nota:* Adaptado de “Growth and biochemical composition of filamentous microalgae *Tribonema* sp. as potential biofuel feedstock” (p. 2610), por Wang, H., et al., 2014, *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 37(12).



b)

Nota: Adaptado de *Protist Images: Tribonema minus* [Fotografía], por Tsukii, Y, 2018, Protist Information Server, ([http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/minus/sp\\_05.html](http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Heterokontophyta/Tribonema/minus/sp_05.html))

*Ulothrix tenerrima*



a)

Nota: Adaptado de “Taxonomic study on three freshwater Ulothrix species” (p. 470), por Lokhorst, G. M., y Vroman, M, 2018, *Acta botanica neerlandica*, 21(5).

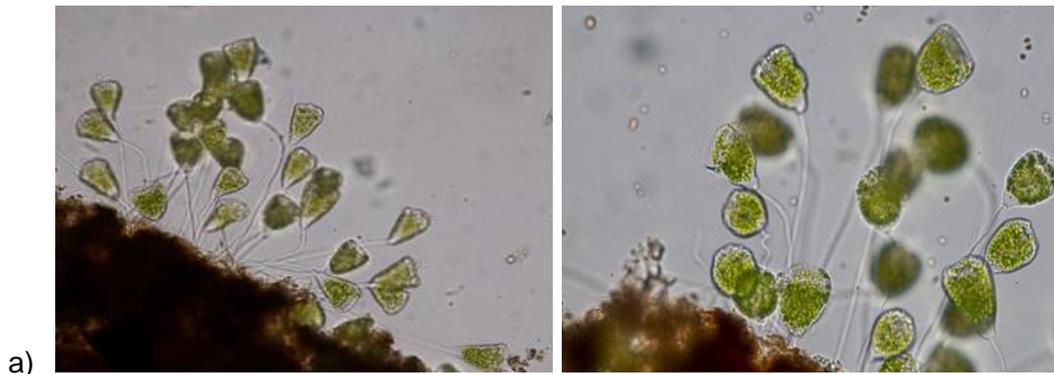
*Sphaeroplea annulina*



a)

Nota: Adaptado de *Protist Images: Sphaeroplea annulina* [Fotografía], por “Tsukii, Y, 2018, Protist Information Server, [http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Chlorophyta/Sphaeroplea/sp\\_04.html](http://protist.i.hosei.ac.jp/PDB/Images/Chlorophyta/Sphaeroplea/sp_04.html)

*Vorticella campanula*



Nota: Adaptado de *Vorticella Campanula* [Fotografía], por Biodiversidad Virtual, 2018, Flickr, <https://www.flickr.com/photos/microagua/26432413168>

### Anexo 3: Datos y curvas de calibración para cálculos de análisis químicos

Tabla 9-1. Mililitros gastados de disoluciones valoradas para cálculos de alcalinidad, durezas y cloruros

Fecha muestreo y análisis	Nombre de la muestra	ALCALINIDAD			DUREZAS TOTAL Y CALCIO			CLORUROS			
		N H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	ml de H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>		ml de EDTA			N AgNO <sub>3</sub>	ml de AgNO <sub>3</sub>		
			Naranja de metilo	Fenolftaleína	Dureza Total	Dureza Calcio	C		A	B	C (A-B)
20/02/2023	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo	0.02406	7.09	0	3.8	2.4	1.0045	0.01309	2.5	0.2	2.25
20/02/2023	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	0.02406	7.17	0	4.46	2.49	1.0045	0.01309	2.4	0.2	2.17
20/02/2023	Agua de salida de planta el Bordo a la red	0.02406	5.19	0	4.49	2.05	1.0045	0.01309	2.9	0.2	2.7
09/03/2023	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo	0.02406	4.85	0	5.2	2.27	1.0045	0.01309	1.5	0.2	1.33
09/03/2023	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	0.02406	8.1	0	7.71	7.16	1.0045	0.01309	2.5	0.2	2.28
09/03/2023	Agua de salida de planta el Bordo a la red	0.02406	6.9	0	5.51	3.38	1.0045	0.01309	3.2	0.2	2.97
09/03/2023	Agua de salida de planta el Bordo: filtro de carbón activado	0.02406	12.26	16.17	3.54	1.96	1.0045	0.01309	5.1	0.2	4.89

<b>24/04/2023</b>	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	0.02406	8.13	0	3.91	2.58	1.0045	0.01309	3.2	0.2	2.96
<b>24/04/2023</b>	Agua de salida de planta el Bordo a la red	0.02406	4.83	0	3.33	1.72	1.0045	0.01309	4.1	0.2	3.86
<b>03/05/2023</b>	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo	0.0274	3.37	0	1.92	0.57	0.9624	0.01309	2.1	0.2	1.9
<b>03/05/2023</b>	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	0.0274	8.73	0	3.89	2.06	0.9624	0.01309	2.7	0.2	2.53
<b>03/05/2023</b>	Agua de salida de planta el Bordo a la red	0.0274	6.39	0	3.72	2.05	0.9624	0.01309	4	0.2	3.8

Tabla 9-2. Valores de absorbancia para cálculos de sulfatos, fluoruros, nitritos, nitratos, hierro y manganeso

Fecha muestreo y análisis	Nombre de la muestra	SULFATOS		FLUORUROS	NITRITOS	NITRATOS	HIERRO	MANGANESO
		ml muestra	Absorbancia	Absorbancia	Absorbancia	Absorbancia	Absorbancia	Absorbancia
<b>20/02/2023</b>	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo	100	0.045	0.239	0.037	0.144	0.062	0
<b>20/02/2023</b>	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	100	0.044	0.344	0.039	0.139	0.081	0
<b>20/02/2023</b>	Agua de salida de planta el Bordo a la red	100	0.111	0.333	0	0.092	0.033	0

<b>09/03/2023</b>	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo	100	0.016	0.389	0.059	0.148	0.043	0.002
<b>09/03/2023</b>	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	100	0.029	0.375	0.049	0.109	0.05	0
<b>09/03/2023</b>	Agua de salida de planta el Bordo a la red	100	0.061	0.405	0	0.122	0	0
<b>09/03/2023</b>	Agua de salida de planta el Bordo: filtro de carbón activado	5	0.099	0.193	0.408	0.242	0	0
<b>24/04/2023</b>	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	100	0.045	0.431	0.016	0.163	0.023	0
<b>24/04/2023</b>	Agua de salida de planta el Bordo a la red	100	0.113	0.211	0	0.164	0.015	0
<b>03/05/2023</b>	Agua de entrada de presa Jaramillo a planta el Bordo	100	0.033	0.487	0.026	0.075	0.105	0
<b>03/05/2023</b>	Agua de entrada de presa Estanzuela a planta el Bordo	100	0.03	0.416	0.012	0.155	0.009	0
<b>03/05/2023</b>	Agua de salida de planta el Bordo a la red	100	0.077	0.216	0	0.15	0.019	0

## Curvas de calibración

### Sulfatos

Tabla 9-3. Tabulación de concentración vs absorbancia para sulfatos

Sulfatos	
mg/l	abs
0.5	0.03
1	0.069
1.5	0.121
2	0.159
2.5	0.197
3	0.251
3.5	0.29
4	0.34

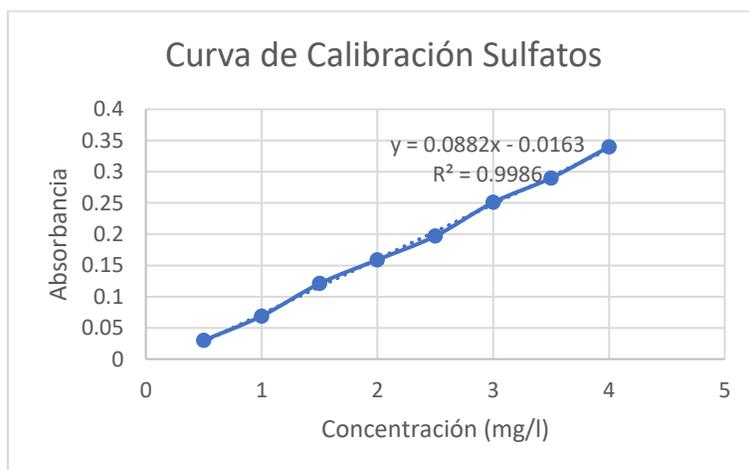


Figura 9.1. Curva de calibración de sulfatos

### Fluoruros

Tabla 9-4. Tabulación de concentración vs absorbancia para fluoruros

Fluoruros	
mg/l	abs
0	0.358
1	0.317
2	0.272
3	0.238
4	0.189
5	0.154
6	0.111
7	0.067

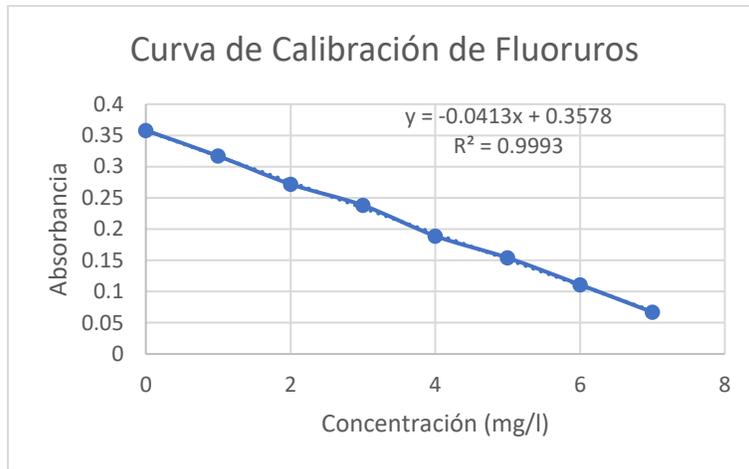


Figura 9.2. Curva de calibración de fluoruros

## Nitratos

Tabla 9-5. Tabulación de concentración vs absorbancia para nitratos

Nitratos	
mg/l	abs
1	0.035
2	0.07
4	0.161
7	0.287
10	0.391

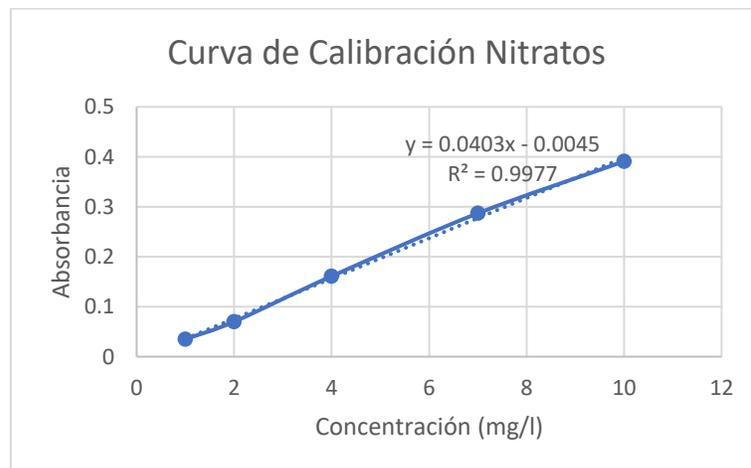


Figura 9.3. Curva de calibración de nitratos

## Nitritos

Tabla 9-6. Tabulación de concentración vs absorbancia para nitritos

Nitritos	
mg/l	abs
0.05	0.003
0.1	0.007
0.2	0.018
0.3	0.029
1	0.087
1.3	0.092
2	0.139
3	0.214
5	0.361
6	0.431
7.5	0.546
9	0.671
10	0.729
11	0.772
12.5	0.882

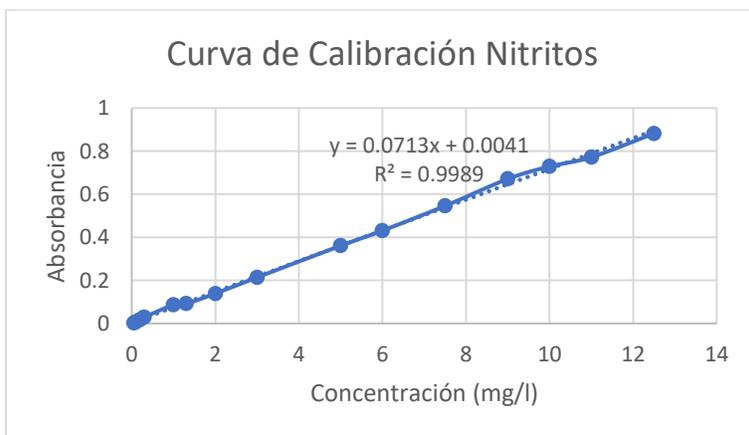


Figura 9.4. Curva de calibración de nitritos

## Hierro

Tabla 9-7. Tabulación de concentración vs absorbancia para hierro

Hierro	
mg/l	abs
10	0.024
20	0.046
40	0.093
60	0.135
80	0.179
100	0.223

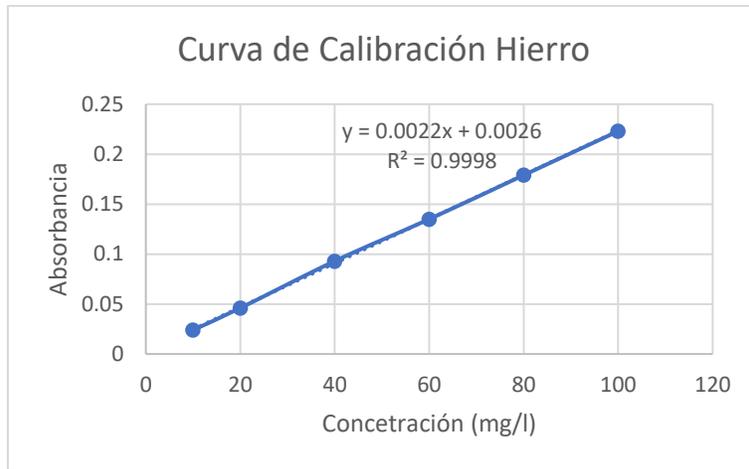


Figura 9.5. Curva de calibración de hierro

## Manganeso

Tabla 9-8. Tabulación de concentración vs absorbancia para manganeso

Manganeso	
mg/l	abs
50	0.019
100	0.041
250	0.105
500	0.219
750	0.32
1000	0.436
1250	0.541
1500	0.672

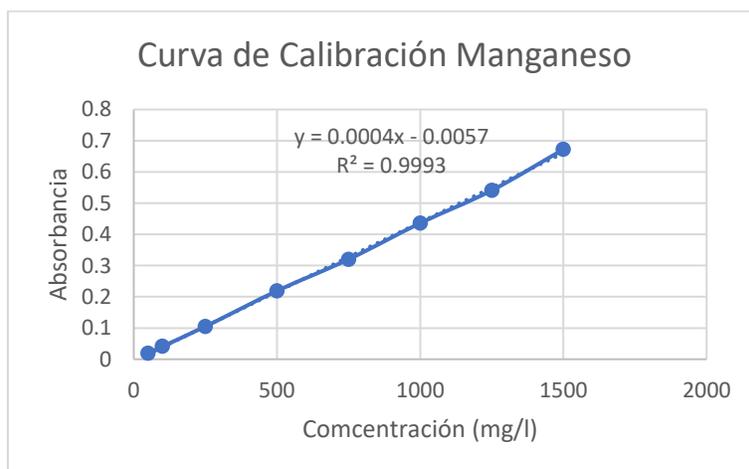


Figura 9.6. Curva de calibración de manganeso