

**Relación entre cianobacterias con Geosmina y 2-MIB de la bocatoma del río
Suratá (amb)**

Andrea Yajaira Gomez Pedraza

Id. 000231322

Universidad Pontificia Bolivariana – Seccional Bucaramanga

Escuela de Ingeniería

Bucaramanga

2018

**Relación entre cianobacterias con Geosmina y 2-MIB de la bocatoma del río
Suratá (amb)**

Andrea Yajaira Gomez Pedraza

Id. 000231322

Proyecto de grado presentado como requisito para optar al título de:

INGENIERA AMBIENTAL

Director del Proyecto

Jorge Eliecer Olarte Prada

Biólogo, especialista en Preservación y conservación de los recursos naturales

Universidad Pontificia Bolivariana – Seccional Bucaramanga

Escuela de Ingeniería

Bucaramanga

2018

Dedico este título a Dios que ha sido el alfarero de mi vida, a mis padres Gonzalo y Edith por ser las personas principales en forma el carácter como persona e influenciarme en el camino de la ingeniería, a mis hermanos Jonathan, Pablo, Claudia, Jhosser y Carolain, a mi sobrina Jireth, que a pesar de la distancia siempre han estado para dar una palabra de aliento en el momento adecuado y han estado apoyándome en cada locura diaria con sus regaños y consejos, sin ellos jamás hubiese podido lograr cada objetivo y meta planteada en la vida, por ultimo a ese ángel que desde el cielo nos acompaña mi abuela María, porque en cada momento de dispersión recordaba esas risas incontrolables que provocaban una mía.

Agradecimientos

v

Agradezco a Dios primordialmente por enseñarme por medio de mis padres su palabra y que en cada momento de dificultad siempre tenía presente Jeremías 33:3 “Clama a mí, y yo te responderé, y te enseñaré cosas grandes y ocultas que tú no conoces”, a pesar de que he fallado n veces él nunca me ha abandonado.

Agradezco de todo corazón y con un amor gigante a mis padres, por el constante trabajo diario para brindarme algo más allá de lo necesario para poder culminar la etapa de pregrado en ingeniería ambiental, formando una persona con principios, enseñándome que cada decisión tomada en la vida siempre tiene una consecuencia, a mis hermanos por ser esas personas incondicionales.

Al profesor Jorge Olarte Prada, por darme su confianza para desarrollar este proyecto, por su apoyo en cada inconveniente que se presentara, lo cual me enseñó a buscar una solución rápida y eficiente frente a la adversidad, a pesar de la distancia siempre estuvo para dar una solución.

A Paola Reyes por su apoyo y constancia para que las cosas se dieran de la mejor manera.

A la ingeniera Yolanda Arboleda directora de la planta de la amb, al ingeniero Jhon Barreneche director de la planta de Bosconia, al laboratorio de análisis de la amb.

Al biólogo Andres Malagón y Jhon Jairo Diaz por la ayuda en la identificación taxonómica.

A la universidad por aceptar la problemática que presentaba la planta de Bosconia (amb) y brindarnos los laboratorios y equipos necesarios para el cumplimiento de los objetivos. De la misma manera al personal de laboratorio por su apoyo, a Don Alcides, Naidu y Diego Blanco, siempre estuvieron atentos a cualquier dificultad que se presentara dando la mejor solución.

Agradezco a todos los compañeros, que en su diario vivir formaron parte del transcurso académico, cada uno con una característica intachable, aprendiendo lo mejor de ellos y desechando lo malo, siendo cómplices de cada aventuras, locuras y sonrisas vividas,

Agradezco a todos los docentes que hicieron parte de esta formación académica, aconsejando a través de su experiencia la toma de decisiones de la manera correcta y conveniente.

Este proyecto fue financiado parcialmente por la amb mediante el “estudios e implementación de procesos para remover el mal sabor del agua tratada en la planta Bosconia” con código 062-0118-2400.

Gracias totales.

Introducción	3
Capítulo 1 Delimitación del problema	4
Capítulo 2 Antecedentes	6
Capítulo 3 Justificación.....	7
Capítulo 4 Objetivos	8
Capítulo 5 Marco teórico	9
5.1. Generalidades de las cianobacterias.....	9
5.1.1. Estructura y organización celular.....	9
5.1.2. Afloramientos “blooms” cianobacterias	11
5.1.3. Las cianobacterias como bioindicadores.....	12
5.1.4. Taxonomía de las cianobacterias	12
5.1.5. Crecimiento	15
5.1.6. Factores que regulan el crecimiento o proliferación de las cianobacterias.....	15
5.1.6.1. Luz	16
5.1.6.2. Nutrientes	16
5.1.6.3. Temperatura	17
5.1.6.4. Aireación.....	17
5.1.6.5. Oxígeno	17
5.1.6.6. pH.....	18
5.1.7. Toxicidad	18
5.1.8. Salinidad.....	18
5.2. Fotobiorreactores	19
5.3. Geosmina y 2-MIB.....	20
5.3.1. Orígenes de la Geosmina y 2-MIB	20
5.3.2. Rastreo de Geosmina y 2-MIB	20
5.3.3. Fracciones de COV intracelular y extracelular	21
5.4. Índice de calidad de agua (ICA)	22
5.5. Índice de contaminación (ICO).....	24
5.6. SUVA.....	24
Capítulo 6 Metodología	26
6.1. Objetivo uno.....	26
6.1.1. Descripción del Área de estudio (ubicación geográfica)	26
6.1.2. Diagnóstico y georreferenciación del área de estudio	26
6.1.3. Obtención de muestreo hidrobiológico	28
6.1.3.1. Muestreo algal.....	28
6.1.3.2. Análisis de la identificación taxonómica	29
6.1.4. Muestreo fisicoquímico del agua	29
6.1.5. Índice general de calidad del agua (ICA).....	31
6.1.6. Índice de contaminación del agua (ICO)	31
6.1.6.1. Índice de contaminación por mineralización	31
6.1.6.2. Índice de contaminación por materia orgánica	31
6.1.6.3. Índice de contaminación por sólidos suspendidos	32
6.1.6.4. Índice de contaminación trófico.....	32
6.1.6.5. Índice de contaminación por pH	32

6.1.7.	Índice de absorbancia ultravioleta específica (SUVA)	32vii
6.1.7.1.	UV ₂₅₄	33
6.1.8.	Análisis de información	33
6.1.8.1.	Índice de semejanza Bray Curtis.....	33
6.1.8.2.	Análisis de porcentaje de similaridad (SIMPER)	33
6.1.8.3.	Análisis de correlación variables fisicoquímicas	33
6.2.	Objetivo dos	34
6.2.1.	Montaje experimental a escala laboratorio	34
6.3.	Objetivo tres	35
6.3.1.	Parámetros fisicoquímicos.	35
6.3.2.	Densidad algal.....	35
6.3.3.	Clorofila	35
6.3.4.	Peso seco	36
6.3.5.	Geosmina y 2-MIB.....	36
6.3.6.	Análisis de correlaciones estadísticas.	36
Capítulo 7	Resultados y Discusión	38
7.1.	Objetivo uno.....	38
7.1.1.	Diagnostico georreferenciado del área de estudio	38
7.1.2.	Obtención de muestreo biológico	40
7.1.2.1.	Identificación taxonómica.....	40
7.1.2.2.	Identificación de algas causantes de mal sabor en el agua	41
7.1.3.	Muestreo fisicoquímico del agua	42
7.1.4.	Índice de contaminación del agua (ICO)	44
7.1.5.	Índice de calidad del agua (ICA)	44
7.1.6.	SUVA.....	45
7.1.7.	Análisis de la información	45
7.1.7.1.	Correlación Bray Curtis	45
7.1.7.2.	Análisis de correlación variables fisicoquímicas	47
7.1.2.3.	Análisis de porcentaje de similaridad (SIMPER).	47
7.2.	Objetivo dos	50
7.2.	Objetivo tres	51
7.2.1.	Relación Densidades algales y clorofila <i>a</i>	51
7.2.2.	Relación de clorofila <i>a</i> con Geosmina y 2-MIB	52
Capítulo 8	Conclusiones	54
Capítulo 9	Recomendaciones	55
Lista de Referencias		56
Anexos		60

Ecuación 1 Índice de contaminación por mineralización	31
Ecuación 2 Índice de conductividad	31
Ecuación 3 Índice de dureza	31
Ecuación 4 Índice de alcalinidad	31
Ecuación 5 Índice de contaminación por MO	31
Ecuación 6 Índice de la DBO	31
Ecuación 7 Índice de coliformes totales	32
Ecuación 8 Índice de oxígeno	32
Ecuación 9 Índice de solidos suspendidos	32
Ecuación 10 Índice de pH	32
Ecuación 11 Índice de SUVA	32
Ecuación 12 Índice de semejanza Bray-Curtis.	33
Ecuación 13 Densidad algal	35
Ecuación 14 Clorofila a en medio líquido	36
Ecuación 15 Peso seco	36

Lista de figuras

ix

Figura 1 Espectro de absorción de los principales pigmentos fotosintéticos	10
Figura 2 Fases de crecimiento	15
Figura 3 Estructura de Geosmina y 2-MIB.	20
Figura 4 Ubicación geográfica	26
Figura 5 Muestreo de sustratos	28
Figura 6 Montaje experimental	34
Figura 7 Diseño del montaje experimental	35
Figura 8 Montaje liquido experimental con vista microscópica	50
Figura 9 Montaje malla experimental con vista microscópica	50
Figura 10 Montaje espuma de baja densidad de polietileno experimental con vista microscópica	51
Figura 11 Día 0	73
Figura 12 Día 21	74
Figura 13 Día 25	74
Figura 14 Día 28	75
Figura 15 Día 32	75
Figura 16 Día 35	76
Figura 17 Día 39	76
Figura 18 Día 42	77
Figura 19 Día 46	77
Figura 20 Día 49	78

Lista de graficas

x

Grafica 1. Algas con abundancia relativa superior al 1%. Columnas en color azul las Bacillariophyta en verde las Chlorophyta y en rojo las Cyanophyta.	40
Grafica 2. Grupos taxonómicos de Cyanophyta o algas verde azules.	41
Grafica 3. Análisis de semejanza Bray Curtis con todas las poblaciones de algas.	46
Grafica 4. Análisis de semejanza Bray Curtis con Cyanophita.	47
Grafica 5 2-MIB, Geosmina en edad del cultivo	53

Lista de imágenes

xi

Imagen 1 Recorrido	78
Imagen 2 Recorrido	79
Imagen 3 Toma de muestra de algas	79
Imagen 4 Muestra de algas	80
Imagen 5 Ancho del río	80
Imagen 6 Vertedero	81
Imagen 7 Algas en el agua	81
Imagen 8 Algas	82
Imagen 9 Algas en sustratos	82
Imagen 10 Algas sumergidas en agua	83
Imagen 11 Algas en agua	83
Imagen 12 Montaje de los reactores	84
Imagen 13 Reactor con muestra algal	84
Imagen 14 Algas inoculadas en lodo	85
Imagen 15 Montaje experimental	85
Imagen 16 Reactor en malla	86
Imagen 17 Reactor en malla	86
Imagen 18 Muestra de malla con algas	87
Imagen 19 Bioaugmentación de algas en mallas	87
Imagen 20 Montaje en espuma	88
Imagen 21 Toma de muestras	88
Imagen 22 Muestra para análisis de Geosmina y 2-MIB	89
Imagen 23 Muestra para análisis de COD	89
Imagen 24 Phormidium 1	90
Imagen 25 Phormidium 2	90
Imagen 26 Phormidium 3	90
Imagen 27 Phormidium 4	91
Imagen 28 Phormidium 5	91
Imagen 29 Phormidium 6	91
Imagen 30 Phormidium 7	92
Imagen 31 Phormidium 8	92
Imagen 32 Phormidium 9	92
Imagen 33 Phormidium 10	93
Imagen 34 Phormidium 11	93

<i>Mapa 1 Mapa del área de estudio con los puntos de muestreo sobre el rio Toná y el Rio Suratá.</i>	
.....	28

Tabla 1 Taxonomía y morfología de las algas verdes azuladas.	14
Tabla 2 Posibles causas según el tipo de sabor y olor.	22
Tabla 3 Factores para el cálculo de ICA y grado de importancia (peso)	23
Tabla 4 Calificación de la calidad del agua ICA.	23
Tabla 5 Significancia de los índices de contaminación.	24
Tabla 6 Tipo de materia orgánica.	25
Tabla 7 Puntos georreferenciados.	27
Tabla 8 Variables muestreadas, método y unidades correspondientes.	30
Tabla 9 Ecuaciones para cálculo de índice de contaminación trófico	32
Tabla 10 Fuerza de la relación	37
Tabla 11 Matriz diagnóstico de los puntos georreferenciados.	39
Tabla 12 Menciones de Cyanobacterias en bases de datos.	42
Tabla 13 Resultados de los analisis fisicoquimicos.	43
Tabla 14 Resultados de ICOS.	44
Tabla 15 Resultados del ICA.	44
Tabla 16 Resultados del SUVA.	45
Tabla 17 Principales Taxas en todas las estaciones.	48
Tabla 18 Principales Taxas entre la Bocatoma y las demás estaciones.	49
Tabla 19 Relación de Pearson	52
Tabla 20 Relación entre densidad algal y parámetros fisicoquímicos.	53
Tabla 21 Medio de cultivo cianofílico.	60
Tabla 22 Principales divisiones de algas con sus datos de riqueza de especies.	60
Tabla 23 Análisis de correlación	63
Tabla 24 Continuación de análisis de correlación.	65
Tabla 25 Continuación de análisis de correlación.	67
Tabla 26 Correlación Statistica con las variables fisicoquímicas.	70
Tabla 27 Continuación de la correlación Statistica con las variables fisicoquímicas.	70
Tabla 28 Continuación de la correlación Statistica con las variables fisicoquímicas.	71
Tabla 29 Continuación de la correlación Statistica con las variables fisicoquímicas.	71
Tabla 30 Parámetros fisicoquímicos del medio de cultivo	71
Tabla 31 Densidades algales, Clorofila a, Geosmina y 2_MIB.....	72
Tabla 32 Relación de Pearson	73

RESUMEN GENERAL DE TRABAJO DE GRADO

TITULO: Relación entre cianobacterias con Geosmina y 2-MIB de la bocatoma del río Suratá (amb)

AUTOR(ES): Gomez Pedraza Andrea Yajaira

PROGRAMA: Facultad de Ingeniería Ambiental

DIRECTOR(A): Jorge Eliecer Olarte Prada

RESUMEN

Las cianobacterias son organismos suficientes de formar blooms algales por la capacidad de adquirir todos los nutrientes en el agua, algunas especies de *Phormidium*, *Pseudoanabaena* en épocas de verano aumentan de manera directamente creciente generando compuestos orgánicos volátiles COV como la Geosmina y 2-MIB siendo liberados al agua de forma extracelular en fracción disuelta e intracelular en fracción celular, el objetivo de este estudio es evaluar la relación de clorofila *a* entre densidades algales, Geosmina y 2-MIB, por metodologías de espectrofotometría para la clorofila *a*, una cámara Neubauer para densidades algales y un cromatógrafo de gases con un detector de masas para Geosmina y 2-MIB. Las muestras de *Phormidium* se obtuvieron de la bocatoma de la planta de Bosconia (amb) realizando una bioaumentación a escala laboratorio por medio de cultivo cianofílico en un cilindro tubular simulando las características principales del río, se encontró que la densidad algal, la Geosmina y el 2-MIB presentaron una correlación fuerte, densidad algal con clorofila *a* de $P = 0,6$ y clorofila *a* con Geosmina y 2-MIB de $P = 0,7$, teniendo una relación fuerte entre *Phormidium*, Geosmina y 2-MIB generando metabolitos de sabor y olor en el agua.

**PALABRAS
CLAVE:**

Bioaumentación, cianobacterias, Clorofila, Geosmina y 2-MIB

Vº Bº DIRECTOR DE TRABAJO DE GRADO

GENERAL SUMMARY OF WORK OF GRADE

TITLE: RELATIONSHIP BETWEEN CYANOBACTERIA WITH GEOSMIN AND 2-MIB FROM THE SURATA RIVER DAM (amb)

AUTHOR(S): Gomez Pedraza Andrea Yajaira

FACULTY: Facultad de Ingeniería Ambiental

DIRECTOR: Jorge Eliecer Olarte Prada

ABSTRACT

Cyanobacteria are sufficient organisms of blooms algae formations for the ability to acquire all the nutrients in the water, some species of Phormidium, Pseudanabaena in summer times increase in a directly increasing way generating volatile organic compounds (VOC's) such as Geosmin and 2-MIB being released to the water extracellularly in dissolved and intracellular fraction in cellular fraction, the main objective of this study is to evaluate the chlorophyll a relationship between algal densities, Geosmin and 2-MIB, by spectrophotometry methodologies for chlorophyll a, a Neubauer chamber for algal densities and a gas chromatograph with a mass detector for Geosmin and 2-MIB. Phormidium samples were obtained from the Bosconia plant dam (amb) performing bioaugmentation on a laboratory scale by means of cyanophilic culture in a tubular cylinder simulating the main characteristics of the river. It was found that the algal density, the Geosmin and the 2-MIB presenting a strong correlation of algal density with chlorophyll a of $P = 0.6$ and chlorophyll a with Geosmin and 2-MIB of $P = 0.7$, having a strong relationship between Phormidium, Geosmin and 2-MIB generating metabolites of taste and odor in water.

KEYWORDS:

Biomentation, cyanobacteria, chlorophyll, Geosmin, 2-MIB

V° B° DIRECTOR OF GRADUATE WORK

Introducción

Las Cianobacterias son organismos procariotas fotosintéticos que pueden formar parte del fitoplancton de lagos y embalses en algunas ocasiones, si las condiciones de temperatura son favorables y abundan los nutrientes, principalmente el fósforo, pueden dar lugar a proliferaciones “blooms” cuando la densidad celular es muy alta. Se considera que existe un afloramiento cuando las concentraciones celulares son del orden de 20.000 células por ml que corresponde a 10 µg/l de clorofila (Quesada A. , 2005)

La mayoría de las cianobacterias al igual que otras algas fitoplanctónicas producen olores o sabores. Durante su crecimiento y decline, estas algas pueden producir metabolitos no deseados; este problema se da principalmente por la producción de toxinas que disminuyen la calidad del agua y hace que el agua no sea útil para el consumo humano. Estas proliferaciones son apreciables por la coloración verde-azuladas de las aguas, la presencia del 2-Metilisoborneol y de la Geosmina (MIB y GSM respectivamente) en aguas para consumo humano, puede crearle al usuario una percepción errónea de peligro a la salud y le hacen dudar sobre el desempeño de sus autoridades encargadas de suministrar agua, además de llevarlas a buscar alternativas a su suministro público (Jardine, 1999; McGuire, 1995).

No todas las cianobacterias son capaces de producir compuestos tóxicos. Se consideran géneros potencialmente tóxicos aquellos en los cuales se han encontrado al menos una especie capaz de producir toxinas. Bajo estas premisas se han encontrado al menos 18 géneros de cianobacterias potencialmente tóxicos entre ellos cabe destacar por su amplia distribución en los cuerpos de agua tres de ellos: Anabaena, Planktothrix y Microcystis que son probablemente los tres géneros que presentan una mayor probabilidad de producir afloramientos tóxicos (Carrasco, 2007)

El acueducto metropolitano de Bucaramanga (amb) han venido presentando quejas de los usuarios en el año 2015 – 2016 por el mal sabor y olor que se estaba presentando en la planta de Bosconia, de acuerdo con esto es importante evaluar un estudio sobre qué tipo de cianobacterias y algas está produciendo el problema.

El presente trabajo tiene como objetivo la relación entre cianobacterias con la clorofila a, la Geosmina y 2-MIB moléculas contaminantes en el agua, la cual servirá de alerta temprana para el tratamiento de agua potable.

Capítulo 1

Delimitación del problema

Los aumentos drásticos de las poblaciones de cianobacterias (algal blooms) llamados afloramientos algales, es uno de los principales problemas de los abastecimientos de agua, el aumento de estas comunidades altera mediante la producción de metabolitos secundarios, lo que causa mal sabor, olor y tóxicos en el agua.

El brote de algas es debido a las condiciones ambientales tales como la luz solar, el clima cálido, el aporte de la materia orgánica y otros nutrientes, favorecen en gran medida el crecimiento de la formación de las algas, el exceso de nutrientes en el agua puede provenir de fuentes como fertilizantes de actividades agrícolas, sistemas pecuarios, filtraciones de los sistemas de alcantarillado o aguas residuales y desagües pluviales (Guarnizo, 2016)

Algunas cianobacterias son perifíticas, otras crecen de forma epilíticas (grava, rocas del lecho), epifíticas (troncos, raíces leñosas, musgos, plantas vasculares, masas de raíces) y epipélicas (arena y arcilla) (Rainer, Karina, Annick, & Nico, 2017), la Cyanophyceae como la *Anabaena*, *Aphanizomenon* y *Coelosphaerium* son causantes de olor y sabor en el agua por compuestos orgánicos sintéticos (Kirchmer, 2000), en un estudio realizado en la ciudad de Quebec (Canadá) se encontró en un tipo de alga clorofíceas y crisofíceas que son productoras de toxinas que alteran los índice de sabor y olor en el agua (Proulx, Rodriguez, & Sérodes, 2012).

La generación de mal sabor y olor en el agua se asocia a cianobacterias que producen metabolitos de Geosmina (trans-1, 10-dimetiltrans-9-decalol) y 2-MIB (2-metilisoborneol), métodos de detección celular encontraron que las cianobacterias son los principales productores de los metabolitos volátiles Geosmina y 2-MIB que producen problemas de sabor y olor en agua potable en todo el mundo (Davies, Roxborough, & Mazumder, 2004), en un estudio en la provincia de Jiangsu de China indica que el crecimiento y la producción de 2-MIB se caracterizó en el cianobacteria *Phormidium SP.* pero no era responsable de Geosmina, en Nueva Zelanda se encontró que la *Phormidium* son productoras de toxinas en los ríos, En Francia, la ingestión de esteras dominadas por *Phormidium favosum* productor de ATX estuvo implicada en la muerte rápida de dos perros en el río Loue. Un evento similar ocurrió en los Países Bajos, donde tres perros murieron en el Lago IJmeer después de ingerir esteras que contienen *Phormidium* y altas concentraciones de ATX (McAllister, Wood, & Hawes, 2016).

En el acueducto metropolitano de Bucaramanga (amb) se presentó problemas por mal sabor y olor durante los años 2015 y 2016 reportado por quejas. Los reportes se dieron frecuentemente después de las épocas de sequía cuando los niveles del caudal estaban por debajo de su nivel normal. Se encontró una afección en las características organolépticas (olor y sabor), sin embargo, no se encontró ningún cambio en las características físicas,

químicas y microbiológicas de está, por lo que se cree que el causante de dicha alteración fue por un tipo de alga o cianobacterias (amb, 2017).

Durante el año 2017 no se presentaron bajos caudales en el río Suratá, además no se reportaron quejas asociadas al mal sabor del agua en la planta Bosconia (amb). Sin embargo, se requiere establecer el agente causal y las posibles moléculas contaminantes (Geosmina y 2-MIB). Con este proyecto se trata de identificar cuáles son las cianobacterias que están presentes en el área de la bocatoma de la planta Bosconia (amb) en el río Suratá, establecer cuáles serían las potencialmente productoras de mal sabor del agua, aislar estas cianobacterias para bio-aumentarlas y poder determinar la concentración de las moléculas contaminantes de Geosmina y 2-MIB. Con los resultados de este proyecto se plantea desarrollar futuras investigaciones de tratamiento de agua con las cianobacterias y las concentraciones de moléculas que se esperan determinar en este trabajo.

Capítulo 2

Antecedentes

El análisis sensorial de la ciudad de Quebec (Canadá), se usa ampliamente para clasificar las fuentes de olor basadas en sabores y olores para agua potable, sin embargo, estas pruebas no pueden usarse para identificar y cuantificar completamente los compuestos responsables de los episodios de sabor y olor. Hoy en día, muchos análisis químicos y microbiológicos se pueden realizar en muestras de agua para identificar compuestos responsables de episodios de sabor y olor. Sin embargo, estos análisis son costosos y el vínculo entre los compuestos de sabor y olor no siempre es fácil de establecer. La mayoría de las investigaciones en este campo se han centrado en la identificación de fuentes para compuestos sabor y olor, en la medición de estos compuestos, la identificación de sus relaciones con diferentes tipos de sabor y olor y su eliminación a través de procesos de tratamiento de agua (Proulx, Rodriguez, & Sérodes, 2012).

En la planta Puerto Mallarino de la ciudad de Cali (Colombia) se evaluó a escala real el efecto del punto de precloración sobre la formación de trihalometanos (THM) los resultados evidenciaron menor formación de THM en la secuencia 2 (0,71 $\mu\text{g/L}$) comparado con la secuencia 1 (12,88 $\mu\text{g/L}$), representando una reducción del 94,5%. Sin embargo, suspender la precloración favorece la presencia de algas, organismos formadores de biopelícula y peces en unidades de clarificación, y ocasiona que bacterias planctónicas generen problemas de olor y sabor, y fomenten la protección de bacterias patógenas. En ambas condiciones se redujo el riesgo químico sin comprometer la calidad microbiológica del agua clarificada (Arjona & Torres, 2012).

En Socorro Santander, el municipio vierte sus aguas residuales directamente sobre el cauce principal, se realizó el diagnóstico de la calidad del agua de la microcuenca Sancotea, mediante la aplicación de los índices ecológicos QBR (Quality of Biological Riverside) y BMWP (Biological monitoring working party) y los índices de contaminación (ICO): índice de contaminación por mineralización (ICOMI), por sólidos suspendidos (ICOSUS), por materia orgánica (ICOMO), por pH (ICOPH) y el índice de contaminación biótico (ICOBIO) (Solano, 2008).

Capítulo 3

Justificación

El acueducto metropolitano de Bucaramanga cuenta con la planta de tratamiento de agua potable en el corregimiento de Bosconia (Bucaramanga) donde se abastece del Río Suratá, con una capacidad de producción mínima confiable de 2000 l/s cubriendo en un total del 57.47% aproximadamente de abastecimiento en la población del área metropolitana (amb, 2017), dado que en años anteriores se presentaron antecedentes con problemas del sabor y olor del agua generados por los cambios en clima como “el fenómeno de la niña” donde ocurrió en épocas de sequía en el año 2015 – 2016, entre enero de 2015 y marzo de 2016 se reportaron 436 quejas al Call Center y 72 al Laboratorio de Control Calidad del amb (LCC), con un promedio mensual de 33 y 5 quejas/mes con tendencia a incrementarse (amb, 2017) los niveles de caudal estaban por debajo de su nivel normal, es necesario establecer y encontrar los organismos que tienen el potencial de producir el problema de mal sabor y olor en el agua, aunque se presentó en años anteriores en el sitio debe permanecer algún remanente de las poblaciones algales y de cianobacterias.

Por lo tanto, se requiere identificar y encontrar los posibles agentes causantes de mal sabor del agua, dado que en este momento no está el problema, la forma más práctica es realizar una bio-aumentación a escala de laboratorio, ofreciéndoles los medios y recursos necesario para simular las condiciones para el desarrollo de las cianobacterias, cumpliendo así con sus fases de crecimiento que son: la fase de latencia o fase inicial, la fase exponencial y desarrollo logarítmico, la fase de declinación de la fase exponencial, la fase estacionaria y la última la fase de declinación o de muerte (Gonzales, 2000), además determinando la presencia y concentración de Geosmina o 2-MIB.

Al establecer unos protocolos de cultivo con las variables de crecimiento, aireación, nutrientes, luz, temperatura, oxígeno, pH y salinidad nos permite tener unas cepas de trabajo (algas) estableciendo como indicador de la mejora de los procesos para hacer pruebas de tratabilidad necesaria para evitar el sabor en el agua una vez se presente el evento. Al desarrollar los objetivos planteados se desea obtener el título de ingeniería ambiental.

Capítulo 4

Objetivos

Objetivo general.

Definir la relación entre Cianobacterias presentes en la bocatoma del Río Suratá con la molécula de Geosmina (trans-1, 10-dimetiltrans-9-decalol) y MIB (2-metilisoborneol) causantes de los cambios del mal sabor, olor a moho y tierra.

Objetivo específico.

- Identificar las algas y cianobacterias perifíticas correlacionando las poblaciones con parámetros fisicoquímicos presentes en el Río Suratá entre la Bocatoma del acueducto (amb) y aguas arriba hasta la confluencia con el río Tona.
- Determinar las condiciones y parámetros adecuados para la obtención de cepas y la bio-aumentación a escala de laboratorio de cianobacterias aisladas del río Suratá.
- Relacionar a escala de laboratorio las densidades de Cianobacterias aisladas y bio aumentadas del río Surata con los parámetros de clorofila, Geosmina y MIB.

Capítulo 5

Marco teórico

5.1. Generalidades de las cianobacterias

Las Cianobacterias, se encuentran entre los seres vivos más primitivos. Se originaron en el período Precámbrico, hace aproximadamente 2700 millones de años y dominaron la biota del planeta por más de 1500 millones de años, forman parte del fitoplancton y son productores primarios de la comunidad planctónica, el carbono orgánico y la energía producida por ellas durante la fotosíntesis son transferidas a otros organismos a través de las cadenas alimentarias (Olivares, 2013).

Son organismos procariotas, autótrofos, que realizan fotosíntesis con liberación de oxígeno al igual que las plantas superiores; su coloración azulada, que puede ser rojiza o púrpura, viene dada por pigmentos fotosintéticos llamados ficobiliproteínas. Estos pigmentos les permiten aprovechar radiaciones de longitudes de onda que muy pocos organismos pueden utilizar en agua dulce (Quesada & Cirés, 2006). Las cianobacterias son fotosintéticas que contiene clorofila como pigmento fotosintético primario a la clorofila *a* y *b*, estas son capaces de formar materia orgánica utilizando la energía lumínica. su reproducción en organismos unicelulares es asexual y por bipartición, en pluricelulares es por fragmentación. Estas pueden proliferar excesivamente y formar florecimientos “blooms” cuando la densidad celular es muy alta, los cuales llegan a ser potencialmente tóxicos y proporcionar al agua olor y sabor desagradable. Las actividades metabólicas y el material maloliente generalmente se mantienen dentro de las células hasta su muerte o descomposición (Kirchmer, 2000).

Las cianobacterias que viven en el medio acuático se pueden clasificar ecológicamente en dos grupos, planctónicas y bentónicas. Las primeras se caracterizan por vivir libremente en la superficie o en la columna de agua, mientras que las segundas viven en el fondo o asociadas a un sustrato. Es una población dominante en ambientes inhóspitos como cráteres volcánicos, fuentes termales, charcas y lagos alpinos o polares y sistemas lacustres y fluviales altamente contaminados (Carrasco, 2007), las cianobacterias son capaces de formar relaciones simbióticas con gran cantidad de organismos: hongos, algas verdes, diatomeas, musgos, angiospermas, protozoos (Whitton & Potts, 2000). La morfología en las cianobacterias es de forma filamentosa unicelular y pluricelular, siendo algunos grupos con células especialmente para fijar nitrógeno atmosférico similares a las esporas para poder sobrevivir a condiciones adversas. Las células unicelulares suelen ser microscópicas como la *Microcystis* o las esteras bentónicas como la *Phormidium* las cuales son visibles a simple vista (Meriluoto, Spoof, & Codd, 2017).

5.1.1. Estructura y organización celular

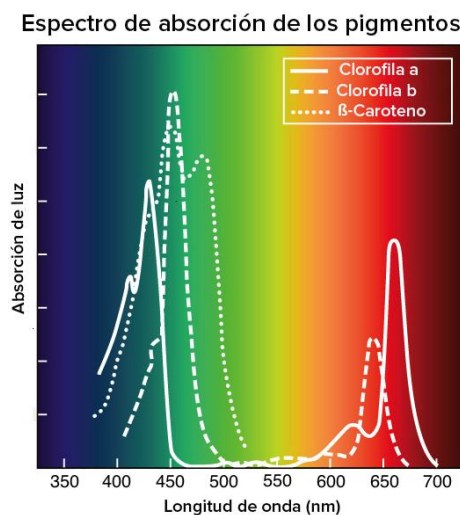
La célula vegetativa se caracteriza por presentar un protoplasto rodeado por una envuelta similar a la que presentan las bacterias Gramnegativas. En la parte central se encuentra el

material genético, formado por un cromosoma circular de ADN y los ribosomas. El protoplasto se encuentra ocupado por tilacoides, en donde se encuentran los cloroplastos, contienen los principales componentes del aparato fotosintético (Meriluoto, Spoof, & Codd, 2017)

Una característica fundamental de estos organismos es la presencia, entre los pigmentos antena, de una familia de compuestos capaces de captar longitudes de onda de la luz que normalmente no son utilizadas por otros organismos fotosintéticos. Estos compuestos son las ficobilinas, de las cuales las tres más importantes son la ficocianina, aloficocianina y ficoeritrina, que les permiten utilizar la gama verde del espectro luminoso (Carrasco, 2007). Los pigmentos fotosintéticos están ubicados en la membrana tilacoide, en sacos denominados lamelas, hay varios tipos de pigmentos fotosintéticos como (Azcon & Talon, 1993):

- (a) Clorofila: transforma la energía lumínica en energía química, absorbiendo las ondas que se encuentra en la región del rojo (650 – 750 nm) y en la región azul (400 – 500 nm).
- (b) Carotenoides: están principalmente en bacterias purpuras y absorben longitudes de onda de la región azul (400 – 500 nm).
- (c) Ficobilinas: están presentes en cianobacterias y algas y absorben las longitudes de ondas del espectro (600 – 650 nm)

Figura 1 Espectro de absorción de los principales pigmentos fotosintéticos



Fuente: (Stax, 2015)

Dispersos en el citoplasma se encuentra una serie de inclusiones y otros tipos de estructura como la vesícula de gas siendo inclusiones citoplasmáticas de forma cilíndrica que pueden llenarse de gas permitiendo a las cianobacterias modificar su densidad celular. Estas vesículas confieren a las cianobacterias planctónicas una importante ventaja ecológica sobre otros elementos de la población fitoplanctónica ya que les permite modificar su

posición vertical en la columna de agua, con lo que pueden adquirir nutrientes en las zonas profundas de la columna de agua o energía fotosintética en la superficie de ésta (Carrasco, 2007), la eutrofización de los ambientes acuáticos, es decir el enriquecimiento de las aguas superficiales en sustancias nutritivas (N y P) principalmente en aguas lénticas favorece el crecimiento de poblaciones de cianobacterias (Reynolds, 1997)

En algunas especies se pueden formar vacuolas de gas, que aparecen bajo el microscopio óptico como estructuras altamente refractantes o bastante oscuras, ayudan a la flotabilidad en las especies de plancton permitiendo que las células controlen su posición en la columna de agua (Carrasco, 2007), el movimiento hacia arriba y hacia abajo en la columna de agua puede mejorar la absorción de nutrientes ya que permite a las células migrar a profundidades donde los nutrientes esenciales, fosfatos, son más abundantes y luego hacia la superficie para la absorción de energía de la luz (Meriluoto, Spoof, & Codd, 2017).

Cuando las especies que contienen vacuolas de gas están presentes en una muestra de agua, a menudo tienden a flotar hacia la superficie. Además de los movimientos de plancton verde azulado mediados por la vacuola de gas dentro de la columna de agua, también se producen otros tipos de motilidad, incluidos los movimientos de deslizamiento de algas filamentosas (como *Oscillatoria*) sobre sustratos sólidos (Bellinger & Sigee, 2010).

5.1.2. Afloramientos “blooms” cianobacterias

El término afloramiento significa “incremento de biomasa fitoplanctónica significativamente superior a la media que presenta el ecosistema donde se encuentra” las cianobacterias utilizan luz como energía para producir materia orgánica a partir de nutrientes minerales, el fósforo es uno de los principales nutrientes que afectan el crecimiento de estos microorganismos, la disponibilidad de luz en la columna de agua, la competencia con otros organismos, la depredación y el parasitismo (Carrasco, 2007).

Las floraciones de cianobacterias planctónicas en los ecosistemas eutróficos como lagos y estanques tienen una concentración de fósforo $> 50 \mu\text{g/l}$, en ecosistemas mesotróficos en fósforo con una concentración entre 20 a $50 \mu\text{g/l}$. En aguas corrientes, lagos y ríos tienen bajas concentraciones de fósforo siendo la proliferación de cianobacterias bentónicas, en las regiones con clima templado en el verano, siendo la columna de agua con estratificación térmica estable y con una temperatura mayor a 20°C las floraciones se presentan con mayor abundancia (Meriluoto, Spoof, & Codd, 2017).

Los lagos, ríos eutróficos desarrollan con frecuencia poblaciones masivas de algas coloniales de color azul verdoso a mediados o finales del verano. Estas pueden subir a la superficie del lago, formando una gruesa capa de biomasa de algas en la parte superior de la columna, superando a otras algas y teniendo impactos importantes sobre el zooplancton o fitoplancton. La capacidad para competir con otras algas de agua dulce se ha atribuido a una variedad de características, incluyendo un crecimiento óptimo a temperaturas altas en verano. Las floraciones de algas con tolerancia a la luz baja y bajas proporciones de N / P, permiten un crecimiento continuo cuando el N se vuelve limitante, la tolerancia al

crecimiento de algas de pH alto a bajas concentraciones de CO₂ es continuo el crecimiento de cianobacterias en la superficie del lago durante la formación de floración (Bellinger & Sigee, 2010).

5.1.3. Las cianobacterias como bioindicadores

Al igual que con otros grupos de algas, la ausencia de presencia de especies particulares puede ser un indicador útil del estado ecológico. La presencia dominante de verdes azules coloniales, formando floraciones densas de verano, ha sido particularmente útil como un indicador del alto nivel de nutrientes, y estas algas son un componente clave de varios índices tróficos. Por el contrario, las poblaciones de algas unicelulares azul-verde son indicativas de condiciones oligotróficas a mesotróficas (Bellinger & Sigee, 2010).

5.1.4. Taxonomía de las cianobacterias

Es la principal base en las características morfológicas que presentan estos individuos, como es su división celular, pigmentación y las características ecofisiológicas presentes, según esta taxonomía se distinguen 4 grupos como: *Chroococcales*, *Oscillatoriales*, *Nostocales* y por ultimo las *Stigonematales* (ver Tabla 1) (Bellinger & Sigee, 2010; Carrasco, 2007; Olivares, 2013).

- ***Chroococcales***

Son organismos unicelulares con escasas células o coloniales con numerosas células, con una colonia de forma definida o indefinida, libres, flotantes o fijas, tabulares, compactas o huecas, en general sin polaridad. División celular simple, principalmente por fisión binaria. Dentro de este orden se distinguen 7 familias, que se agrupan en: Gloeobacteraceae (*Gloeobacter*), Synechococcaceae (*Synechococcus*), Merismopediaceae (*Merismopedia*), Mycrocystaceae (*Microcystis*), Entophysalidaceae (*Siphononema*), Hydrococcaceae (*Hydrococcus*), Chamaesiphonaceae (*Chamaesiphon*), Dermocarpellaceae (*Cyanocystis*), Xenococcaceae (*Xenococcus*), Hyellaceae (*Pleurocapsa*).

- ***Oscillatoriales***

Su forma es filamentosa, presentando células de longitud uniforme a lo largo de todo el filamento, a excepción de las células terminales que son redondeadas en el ápice. Reproducción por hormogonios, los cuales se liberan de su vaina cuando las condiciones de crecimiento son óptimas. Este orden engloba 6 familias: Pseudoanabaeneaceae (*Pseudoanabaena*), Schizotrichaceae (*Schizothrix*), Borziaceae (*Borzia*), Phormidiaceae (*Phormidium*), Gomontiellaceae (*Hormoscilla*) y Oscillatoriaceae (*Oscillatoria*).

- ***Nostocales***

Tiene talos filamentosos, heterocistíneos sin ramificaciones verdaderas, también pueden poseer ramificaciones falsas, las células se dividen siempre perpendicularmente al eje del tricoma, sólo en una dirección. Reproducción principalmente por hormogonios u hormocistos. Engloba a 4 familias las cuales son: Scytonemataceae (*Scytomena*), Microchaetaceae (*Microchaete*), Rivulariaceae (*Gloeotrichia*), Nostocaceae (*Anabaena*).

- ***Stigonematales***

Presenta heterocistos y talos morfológicamente complicados (ramificaciones), tienen como características definitorias fundamental la estructura de los tallos, tipo de ramificación, posición de los heterocistos y procesos reproductivos. Hay 8 familias las cuales son: Chlorogloeopsaceae (*Chlorogloeopsis*), Capsosiraceae (*Capsoria*), Stigonemataceae (*Stigonema*), Fischerellaceae (*Fischerella*), Bourzinemataceae (*Borzinema*), Loriellaceae (*Geitleria*), Nostochopsaceae (*Mastigocoleus*), Mastigocladaceae (*Mastigocladus*).

Tabla 1 Taxonomía y morfología de las algas verdes azuladas.

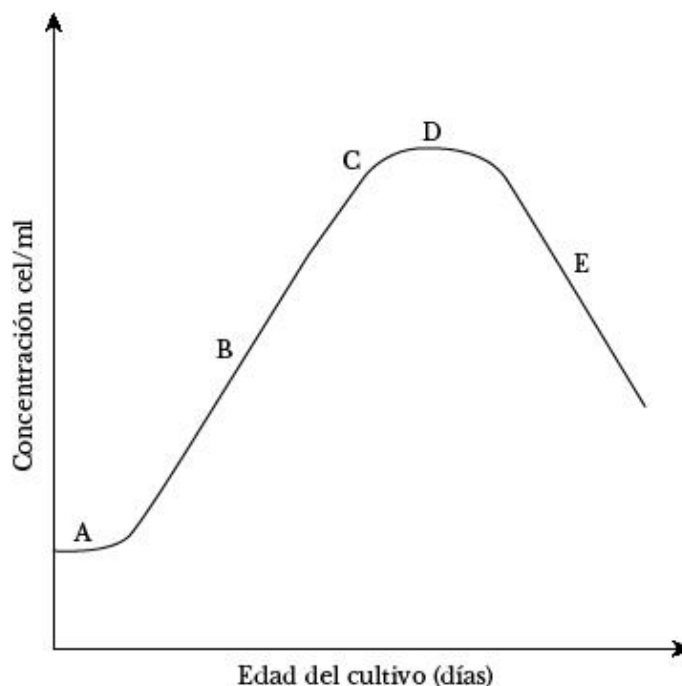
Taxonomía	Descripción	Colonia y Forma	Plantónicas	Ejemplo
<i>Chroococcales</i>	Filamentosa, Unicelular formando esporas, colonia de forma definida o indefinida, libres, flotantes o fijas, tabulares, compactas o huecas	Pequeñas colonias (4 - 32 células), Única célula, las células permanecen solas o forman colonias de varias capas	Adheridas a plantas o sustratos superficiales	<i>Gleocapsa</i> <i>Synechococcus</i> <i>Chroococcus</i> <i>Merismopedia</i> <i>Aphanocapsa</i> <i>Microcystis</i> <i>Gomphosphaeria</i> <i>Coelosphaerium</i> <i>Chamaesiphon</i>
<i>Oscillatoriales</i>	Algas filamentosas, carecen de heterócitos, tiene células de longitud uniforme, Reproducción por hormogonios, Organismo unicelular con escasas células	Línea o espiral alarga con filamentos	Plantónicas o bentónicas	<i>Oscillatoria</i> <i>Phormidium</i> <i>Spirulina</i>
<i>Nostocales</i>	Algas filamentosas formando heterócitos, pero no verdaderas divisiones, reproducción principalmente por hormogonios u hormocistos	Manojos de filamentos alargados o esferas formando colonias	Plantónicas o bentónicas	<i>Aphanizomenon</i> <i>Nostoc</i> <i>Anabaena</i> <i>Gloeotrichia</i>
<i>Stigonematales</i>	Algas filamentosas formando heterócitos con verdaderas divisiones,	Ramas de ramificaciones de filamentos	Plantónicas o bentónicas	<i>Stigonema</i> <i>Stauromatonema</i> <i>Fischerella</i>

Fuente: Adaptación de (Bellinger & Sigee, 2010)

5.1.5. Crecimiento

Las cianobacterias y algas tienen cinco fases de crecimiento (ver Figura 2): la fase de latencia o fase inicial es una fase de adaptación de las células a las nuevas condiciones del medio, la fase exponencial y desarrollo logarítmico en dicha fase la división celular se incrementa en función del tiempo y la asimilación de nutrientes en el medio es mayor. En la tercera fase de declinación de la fase exponencial las microalgas ya están adaptadas al medio de cultivo, donde empieza su reproducción dando origen a nuevas células que son capaces de dividirse. En la fase estacionaria las densidades celulares se mantienen relativamente constante por un periodo, hay un balance natalidad mortalidad presente en el medio de cultivo. En la última fase de declinación o de muerte es aquella donde las células tienen una limitación por escasez de nutrientes (Gonzales, 2000).

Figura 2 Fases de crecimiento



Fuente: (Gonzales, 2000)

5.1.6. Factores que regulan el crecimiento o proliferación de las cianobacterias

Las condiciones óptimas de crecimiento son características propias de cada especie o subespecie, la productividad está determinada por la intensidad y el tipo de luz, la concentración de nutrientes, la temperatura, la alcalinidad del medio, el pH y la densidad celular del cultivo.

5.1.6.1. Luz.

Las cianobacterias adaptadas a bajos niveles de luminosidad tienen una respuesta más rápida a cambios en la intensidad luminosa que las que están adaptadas a intensidades de luz altas. Las cuales se adaptan a los cambios de luz variando el contenido de clorofila *a* de sus células, de modo que adaptadas a bajas intensidades lumínicas tienen más clorofila. La luz es un factor limitante del medio de cultivo para la producción, esta se emite en longitudes visibles e invisibles, la iluminación artificial contribuye a la producción de manera continua, por lo tanto, es necesario conocer el espectro de absorción de algas cultivadas dependiendo de los pigmentos presentes en ellas. Las lamparas fluorescentes emiten más o menos el 98% de su luz entre los 600 y 700 nm (Ruiz, 2011).

La energía es útil en este proceso porque las cianobacterias convierten cierta energía en fotosíntesis, cuando hay ausencia de energía lumínica las algas tienen un proceso de respiración para complementar el metabolismo de las células, en ellas están presentes una relación ciclos de luz/oscuridad (LO) que van desde 12:12 LO hasta 18:6 LO pasando por valores intermedios como 14:10 cuando se emplea irradiación artificial, determina que en una cantidad de tiempo estas están en formación celular y la otra parte completan la viabilidad celular.

5.1.6.2. Nutrientes

Los nutrientes principales que toman del medio son: el carbono, nitrógeno, fósforo y otros macronutrientes como lo es el cloro, azufre, molibdeno, calcio, potasio, hierro, magnesio, boro, zinc, cobre, cobalto y manganeso.

Las cianobacterias son fuentes de carbono del CO₂ presente en la atmósfera, el consumo está entre 200 y 600 mg CO₂ /L-Día. Dicho consumo es un factor limitante por la temperatura, medio de cultivo, tipo de reactor e intensidad de luz. La forma de captar el nitrógeno del medio puede ser por medio de nitratos, nitritos y en algunos casos óxidos de nitrógeno y amonio, El nitrógeno es necesario para la formación de ácidos nucleicos y proteínas, pero una deficiencia de nitrógeno favorece la producción y acumulación de lípidos (Guarnizo, 2016).

El fósforo depende del pH del medio (alto o bajo), la cantidad de fósforo necesaria es menor que la del nitrógeno, es decir, la relación N: P influye según los nutrientes de las cianobacterias tomen como fuente de alimentación. El hierro es uno de los nutrientes más importantes para el crecimiento algal el cual es vital para el funcionamiento del metabolismo, para tener un aumento en el cultivo de hierro se hace por medio de la disminución de luz dependiendo así de la fuente de nitrógeno sin embargo un exceso de éste inhibe el crecimiento algal de manera considerable (Gonzales, 2000).

Cuando se presentan pérdidas de nutrientes provocan una acumulación de lípidos cuando hay presencia de luz y CO₂ disponibles en el medio sin embargo son capaces de adaptarse

al medio de cultivo y tomar los nutrientes necesarios para su composición celular (Ruiz, 2011).

5.1.6.3. Temperatura

La temperatura en fotobiorreactores cerrados se mantiene sin control por lo general mantiene un rango entre 10 y 30 °C más alto que la temperatura del ambiente, el cambio estacional de temperatura en las cianobacterias y en la estructura celular es similar en el medio de cultivo, cuando se encuentran temperaturas por fuera del rango óptimo afecta el metabolismo, difiriendo en la relación entre la temperatura y la actividad biológica. Es evidenciado en el crecimiento celular manteniéndose en un rango óptimo, cuando hay muerte celular la temperatura tiende a disminuir (Kommareddy, 2013).

Cuando hay crecimiento por debajo de la temperatura óptima son más susceptibles a la fotoinhibición, a temperaturas mayores de los 30 °C no es posible el crecimiento celular por el cual las células presentan daños irreversibles.

5.1.6.4. Aireación

Facilita la eficiencia en el transporte e impide la sedimentación de las cianobacterias, la adherencia en las paredes del reactor y ayuda a la homogenización del pH. Según el tipo de flujo laminar o turbulento provocan una serie de reacciones al medio de cultivo, en el caso del flujo laminar la distribución de la luz es heterogénea y en el flujo turbulento es de gran importancia para cultivos de alta densidad algal. Todos los medios de cultivos y especies toleran una agitación fuerte lo cual son sensibles al estrés hidrodinámico (Ruiz, 2011).

Se sugiere que este tipo de agitación se haga diariamente para evitar que las cianobacterias se sedimenten y permitir que todas las células reciban la misma cantidad de luz durante su proceso de crecimiento, cuando hay una concentración celular alta, con la aireación de logra una dispersión efectiva de los nutrientes presentes en el medio de cultivo, mejorando la disponibilidad de luz para cada una de las células y regulando el pH con el aporte de CO₂.

5.1.6.5. Oxígeno

Las cianobacterias en algunos casos no son capaces de sobrevivir en niveles de sobre saturación de oxígeno, en el cual el nivel de oxígeno disuelto debe ser controlado. Al tener altas concentraciones de oxígeno disuelto se produce la enzima RuBisCo la cual inhibe la fijación del carbono, esta inhibición se ve favorecida por alta radiación y temperatura afectando el crecimiento algal por la sobre saturación de oxígeno (Ruiz, 2011).

Alto temperaturas y densidad de flujo de fotones, en combinación con CO₂ limitan y pueden intensificar los efectos inhibidores fisiológicos de oxígeno disuelto, en sistemas

cerrados se acumula el oxígeno durante el ciclo generando fotosintéticamente una inhibición en el crecimiento de las algas.

5.1.6.6. pH

El pH esta entre 7 y 9, teniendo un pH óptimo alrededor de 8, al fijar el CO_2 en el proceso fotosintético provoca un aumento del pH en el medio por la acumulación de OH^- , para controlar el pH se da por la adición de CO_2 o mediante aireación. Si los ciclos de luz oscuridad el pH durante el periodo de luz es alto y bajo en el periodo oscuro, un exceso de CO_2 disminuye drásticamente el pH del medio de cultivo, por lo tanto, mantener un rango de CO_2 es importante, un aumento de pH es la ausencia de uno elementos traza, cada vez que se presenta un crecimiento fotosintético de las cianobacterias en el medio de cultivo provoca unos cambios drásticos de pH (Guarnizo, 2016).

Es importante mantener pH de cultivo en el rango óptimo para no producir un colapso completo en el medio de cultivo debido a la interrupción de los procesos celulares por pH extremo.

5.1.7. Toxicidad

La presencia de metabolitos secundarios en muchos de los taxones que, en algunas ocasiones, pueden ser tóxicos para los otros organismos de los ecosistemas, incluyendo los humanos. Estos metabolitos secundarios tóxicos se denominan genéricamente cianotóxicas y se clasifican por los efectos que producen en los organismos como: inhibición de las proteínas-fosfatasa hepáticas (hepatotóxicas) y la transmisión nerviosa (neurotoxinas) Estudios han comprobado que la producción de toxinas varía con el ciclo de vida del organismo: poblaciones senescentes (ej.: con 30 días de cultivo) producen entre 8 y 15 veces más toxinas que las poblaciones de un día. En muchos casos, condiciones ambientales de estrés pueden estimular la producción de toxinas (Olivares, 2013).

5.1.8. Salinidad

El crecimiento se puede ver afectado por la concentración de sales disueltas en el agua en función de su actividad osmótica, cuando la salinidad se relaciona con las variables de temperatura, concentración de nutrientes, luz y las fuentes de nitrógeno el efecto es más visible. La concentración de salinidad es alta hay cambios fisiológicos en las microalgas en el cual se ve afectado la actividad fotosintética.

En el medio de cultivos la salinidad influye en el crecimiento como en la productividad de lípidos, de biomasa entre otras, según el medio y las cianobacterias a cultivar se tienen unas condiciones de salinidad específica (Ruiz, 2011).

5.2. Fotobiorreactores

Los fotobiorreactores tienen luz como fuente de energía fotónica al sistema, siendo consideradas como un sistema cerrados en el cual el cultivo de microalgas no interactúa de manera directa con el ambiente, evitando la contaminación.

El cultivo de microorganismos fotoautotróficos como las microalgas, se ha llevado a cabo en fotobiorreactores (FBR), los cuales tienen múltiples diseños. Los avances tecnológicos en el diseño de estos sistemas han permitido mejorar notablemente la densidad celular, la productividad y por ende la economía de los cultivos para distintos fines. Se revisan los diferentes factores de cultivo que influyen en el crecimiento de las microalgas y en la producción de metabolitos (luz, temperatura, pH, nutrimentos, transferencia gaseosa, turbulencia y mezclado), así como también los principales aspectos para el diseño de fotobiorreactores. De la misma manera se presentan las principales aplicaciones de los diferentes diseños de fotobiorreactores en la producción de compuestos de alto valor agregado y su uso potencial en la biotecnología ambiental (Valdéz, 2012).

Los fotobiorreactores de tipo tubular son el diseño más sustentable para cultivos en sistemas cerrados tienen una gran área de iluminación con una buena tasa de producción de biomasa y son relativamente económicos puesto que son construidos en vidrio o plástico (Pulx, 2001). Los aspectos claves en el diseño es la distribución de luz la cual determina la velocidad específica a la que se realiza la fotosíntesis y, como consecuencia, determina también la tasa específica de crecimiento (Valdéz, 2012).

El mezclado es un aspecto importante porque juega un rol importante en el aseguramiento de la distribución de la intensidad de luz, en una suficiente transferencia gaseosa de CO_2 y en el mantenimiento uniforme de pH (Kommareddy, 2013). La introducción de CO_2 por medio del burbujeo dentro del FBR deber ser considerada dentro del diseño. La inyección de dióxido de carbono refiere al proceso mediante el cual este gas es suministrado artificialmente al FBR. Varios estudios han demostrado que una aireación rica en CO_2 provee este gas en mayor cantidad a las microalgas, lo que desoxigena el medio y evita la fotooxidación. Sin embargo, desde un punto de vista económico, una velocidad de aireación mayor conlleva mayores costos de producción, por lo cual hace costoso el escalamiento (Kurano, Zhang, & Miyachi, 2002). Para el diseño de un fotobiorreactor en el que se desee una óptima producción de biomasa es necesario tomar en cuenta los siguientes aspectos (Wang & Horsman, 2012):

- La trayectoria de la luz debe ser pequeña (no mayor a 2.5 cm).
- Mantener una alta densidad celular (> 8 a 15 gramos de biomasa por litro de cultivo).
- Un mezclado vigoroso para asegurar ciclos L/O de alta frecuencia.
- Evitar inhibición del crecimiento por acumulación de O_2 .
- Mantener temperatura y pH óptimos.

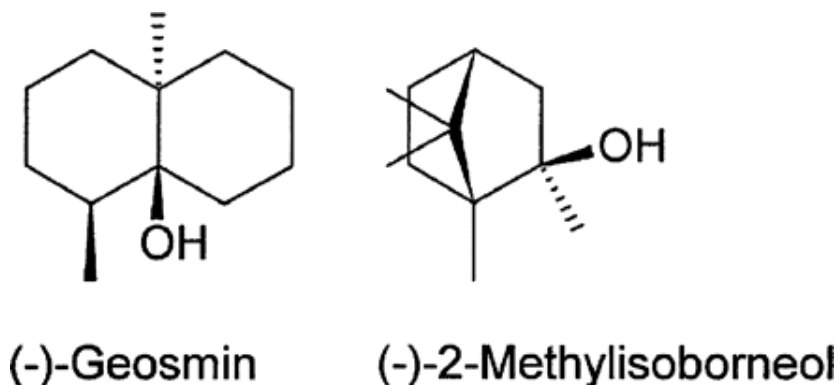
5.3. Geosmina y 2-MIB

5.3.1. Orígenes de la Geosmina y 2-MIB

Los principales productores de Geosmina y 2-MIB conocidos son procariotas, que incluyen tanto heterótrofos y fotoautótrofos, un número de eucariotas (varios hongos, la *Ameba Vannella*, y una *Agrimonia*) también han sido identificados como productores potencialmente altamente prolíficos de Geosmina y 2-MIB, y hay numerosos reportes relacionados de deterioro fúngico dentro de la industria alimenticia, donde esto puede ser un problema significativo; las cianobacterias se consideran las principales fuentes de Geosmina y 2-MIB en ambientes acuáticos donde es posible el crecimiento fotosintético. Sin embargo, a pesar de que las cianobacterias son ahora consideradas como las principales fuentes de Geosmina y 2-MIB, el número de especies que son productores significativos es desconocido, por varias razones. Menos de 50 de las 2.000 especies clasificadas hasta la fecha han sido directamente confirmadas como productores, mientras que la mayoría aún no han sido investigadas por su producción de estos y otros COV (100) (Juttner & Watson, 2017)

El 2-MIB es un monoterpeneo desnaturalizado y Geosmina un Sesquiterpene que ha perdido un grupo isopropílico (ver Figura 3). Ningún otro experimento se ha conducido para aclarar la biosíntesis de 2-MIB y Geosmina, sin embargo, ha recibido un considerable interés reciente, y se ha avanzado mucho en el conocimiento de sus vías biosintéticas.

Figura 3 Estructura de Geosmina y 2-MIB.



Fuente: extraído de <http://aem.asm.org/content/73/14/4395/F1.expansion.html>

5.3.2. Rastreo de Geosmina y 2-MIB

No se ha desarrollado un método fiable para distinguir entre las contribuciones de cianobacterias y actinomicetos (u otros potenciales productores) a Geosmina y 2-MIB en aguas superficiales, y un número considerable de brotes de sabor y olor causados por Geosmina y/o 2-MIB permanecen sin resolver. Importantemente, hay una carencia general de unidades estandarizadas entre los papeles que reportan la producción, que se deben expresar por el volumen / el peso de células o por la unidad clorofila (o cualquier otro

parámetro célula específico). Sin embargo, con frecuencia, estas medidas se dan como concentraciones de Geosmina y 2-MIB por volumen de cultivo, lo que no proporciona información sobre las capacidades relativas de los diferentes taxones para producir estos compuestos orgánicos volátiles (COV) o permitir la comparación entre diferentes estudios; se ha demostrado que los factores ambientales (como la intensidad de la luz, la temperatura, las concentraciones de iones, etc.) modulan la tasa de producción de compuestos de olor para las cianobacterias (Juttner & Watson, 2017).

5.3.3. Fracciones de COV intracelular y extracelular

la Geosmina de partículas ocurre en las células de cianobacterias como dos fracciones intracelulares distintas, una que se disuelve en el citosol acuoso y una segunda que está ligada a las proteínas. Utilizando disolventes polares, estos autores mostraron que esta segunda fracción Geosmina está ligada a proteínas de membrana y no disuelta en el citosol acuoso, como también se observa con clorofilas y carotenoides, que son parte integral del proteína-pigmento macromolecular unidades de fotosistema. De hecho, las proteínas se unen a la superficie del tilacoide y pueden ser las macromoléculas a las cuales Geosmina y 2-MIB están limitadas por los enlaces de hidrógeno y las fuerzas de van der Waals (Juttner & Watson, 2017).

La producción extra e intracelular varía entre las especies, las diferentes fases de crecimiento y (en algunas especies) la formación de akinetes y heterocytes y en respuesta a factores ambientales como la luz, la temperatura y los nutrientes (Watson, y otros, 2015). Un mecanismo importante para ello es la degradación celular por microorganismos heterótrofos, este proceso, libera Geosmina de la matriz proteica de las células de cianobacterias. Mucho del material célula limitado se puede transferir en la forma disuelta por este proceso porque el Geosmina sí mismo es mucho más lentamente degradado por la mayoría de las bacterias que otros componentes de la célula. Este fenómeno se observa con frecuencia en las capas del agua cerca del sedimento, y las concentraciones elevadas resultantes de Geosmina disueltos son fácilmente visibles en perfiles de la profundidad (Juttner & Watson, 2017).

La mayoría de los episodios en los que se reporta la presencia de sabor y olor en agua potable, se deben a la generación microbiana de compuestos volátiles, fundamentalmente Geosmina (trans-1, 10-dimetiltrans-9-decalol) y 2-metilisoborneol (2-MIB), que tienen olor similar a “tierra mojada” o humedad. Estos son producidos por cianobacterias, bacterias filamentosas y actinomicetes (Olivares, 2013).

Hay cuatro sabores básicos: ácido, dulce, salado y amargo. El agua también puede oler a tierra, moho, productos químicos o cloro (ver Tabla 2). Las células de algunas algas y bacterias generan de forma natural productos químicos con olor, como la Geosmina o el 2-MIB. La Geosmina es producida sobre todo por *Streptomyces coelicolor* (antibacteriana) y otras cianobacterias. El 2-MIB es producido por algas verdeazuladas, como la *Anabaena* (cianobacterias). Muchas personas detectan el olor a tierra y moho de la Geosmina y el 2-MIB en concentraciones entre 5 y 10 partes por trillón (ppt). Cuando se producen brotes

de algas y bacterias en un acuífero como consecuencia de altos niveles de nutrientes, las concentraciones de los compuestos que alteran el olor y sabor aumentan hasta niveles por encima de este umbral y pueden generar problemas. Se les considera de muy baja toxicidad para los seres humanos, la Geosmina y 2-MIB son alcoholes terciarios que presentan diversos isómeros con diferente potencia, lo que agrega complejidad a su estudio y al desarrollo de capacidades analíticas (Chorus & Bartram, 1999).

No obstante 2-MIB y GSM pueden ser indicativos de alguna forma un mal funcionamiento o distribución y pueden ser una señal de alerta sobre la presencia de sustancias tóxicas. Tratar el problema de la presencia de cianobacterias puede ser muy complicado, ya que depende de la cantidad de organismos en el agua, pero también de su tipo y de problemas particulares de cada embalse, la estrategia de control debe tener en cuenta que 2-MIB y GSM pueden entrar a la planta de tratamiento de forma intracelular o extracelular. Los procesos de remoción a aplicar pueden ser convencionales o avanzados. Dentro de los procesos convencionales, los tamizados y prefiltraciones ayudan a remover la biomasa de cianobacterias aglomeradas, pero no tienen efecto para remover células separadas ni material disuelto (Chorus & Bartram, 1999).

Tabla 2 Posibles causas según el tipo de sabor y olor.

<i>Olor y sabor</i>	<i>Causante</i>
Tierra	Geosmina
Moho	MIB, isopropilmetoxipirazina (IPMP), isobutilmetoxipirazina (IBMP)
Aguarrás, aceite	Éter metil terbutílico (MTBE)
Pescado / rancio	2, 4 - heptadienal, decadienal, octanal
Cloro	Cloro
Medicinas	Clorofenoles, yodoformo
Aceite, gas, pintura	Hidrocarburos, compuestos orgánicos volátiles (COV)
Metálico	Hierro, cobre, zinc, manganeso
Hierba	Algas verdes

Fuente: (Chorus & Bartram, 1999)

5.4. Índice de calidad de agua (ICA)

El objetivo del ICA es estimar un número que defina el grado de calidad de un cuerpo hídrico determinado. Tiene una escala de 100 puntos que resume los resultados de un total de nueve mediciones diferentes. A continuación, en la Tabla 3 se reporta los factores que se tiene en cuenta y su grado de importancia (Brian, 2018).

Tabla 3 Factores para el cálculo de ICA y grado de importancia (peso)

Factor	Peso
Saturación de oxígeno disuelto (%)	0,17
Coliformes fecales	0,16
pH	0,11
DBO	0,11
Temperatura	0,1
Fosforo total	0,1
Nitrato	0,1
Turbiedad	0,8
Solidos totales	0,7

Fuente: (Brian, 2018)

Los Índices de Calidad de las Aguas (ICA), es un valor numérico entre 0 y 1 que tiene como propósito calificar en cinco categorías (buena, aceptable, regular, mala o muy mala). En la siguiente *Tabla 4* se registra la relación entre valores y calificación:

Tabla 4 Calificación de la calidad del agua ICA.

Rango	Calidad
91 - 100	Aceptable
51 - 70	Regular
26 - 50	Mala
0 - 25	Muy mala

Fuente: (Brian, 2018)

En esta tabla se define el grado de calidad de un determinado cuerpo hídrico. El procedimiento para definir uno u otro índice sigue de manera general los siguientes pasos:

- Selección de variables físicos químicas.
- Asignaciones de los valores de calidad (0 a 100) a diferentes concentraciones de las variables o estableciendo una relación entre índice y variable.
- Asignaciones de coeficientes de ponderación para cada variable.
- Las variables medidas a saber es oxígeno disuelto, sólidos suspendidos totales, demanda química de oxígeno, conductividad eléctrica, pH total y la relación nitrógeno total y fósforo total.
- Algunas de las variables incluidas en estos índices merecen no obstante ser cuestionadas como es el caso de la temperatura, por cuanto su valor se modifica de forma natural con la altitud y las épocas climáticas.

5.5. Índice de contaminación (ICO)

Debido a las limitaciones manifiestas en los ICA, se presentan en este documento las formulaciones y fundamentaciones para el empleo de cuatro índices de contaminación (ICO), los cuales son complementarios en sentido ecológico y, por lo tanto, permiten precisar problemas ambientales, así como profundizar en la identificación de especies con potencial indicador (Ramírez, Restrepo, & Viña, 1997).

ICOMI o índice de contaminación por mineralización, que integra conductividad, dureza y alcalinidad.

ICOMO o índice de contaminación por materia orgánica, conformado por demanda bioquímica de oxígeno (DBO_5), coliformes totales y porcentaje de saturación del oxígeno.

ICOSUS o índice de contaminación por sólidos suspendidos.

ICOTRO o índice de contaminación trófico, el cual se calcula con base en la concentración de fósforo total.

Cabe referir que los ICO, a diferencia de los ICA, reflejan nula o baja contaminación cuando son próximos a cero y alta polución en la medida que se aproximan a uno. Sus rangos están asociados a los valores consignados en la Tabla 5 (Ramírez, Restrepo, & Viña, 1997).

Tabla 5 Significancia de los índices de contaminación.

ICO	Color
0 a 0,2	NINGUNA
0,2 > 0,4	BAJA
0,4 > 0,6	MEDIA
0,6 > 0,8	ALTA
0,8 > 1	MUY ALTA

Fuente: (Ramírez, Restrepo, & Viña, 1997)

5.6. SUVA

Las aguas superficiales con frecuencia están sujetas a problemas de proliferación de algas y la liberación de materia orgánica de algas (MOA) de las células de las algas, lo que causa muchos problemas de calidad del agua. La materia orgánica de algas (MOA) generada por las cianobacterias, incluida la materia orgánica intracelular (MOI) y la materia orgánica extracelular (MOE), ha demostrado ser la causa de toxinas de algas que causará degradación de la calidad del agua, así como problemas de olores y sabores (Zhang T.-Y., 2016).

La absorbancia ULTRAVIOLETA específica (SUVA) es un parámetro sustituto ampliamente utilizado para caracterizar MON (ver

Tabla 6). SUVA se define como la absorbancia ULTRAVIOLETA en 254 nanómetro (m^{-1}) dividido por la concentración de COD (mgL^{-1}). SUVA representa el promedio absorbancia en 254 nm de todas las moléculas orgánicas que comprenden el COD. Sin embargo, aromático y húmico las sustancias típicamente exhiben una absorción más alta en 254 nanómetro que alifático y no húmico sustancias. Por lo tanto, SUVA proporciona una medida cuantitativa de contenido aromático y húmico fracción del MON (Guanghui & Ibrahim, 2015).

Tabla 6 Tipo de materia orgánica.

Rango	Tipo de MON
< 2 L / mg.m	No húmico, hidrofílica con baja absorbancia de UV y peso molecular bajo
2 – 4 L / mg.m	Mezcla de materia húmica y no húmica con absorbancia de UV y peso molecular medio
> 4 L / mg.m	Aromática, hidrófoba y de naturaleza húmica (es decir, alta proporción de Ácidos hidrofóbicos - HOAs)

Fuente: (DEPARTEMENT OF ENVIRONMENT AND CONSERVATION., 2011)

Capítulo 6

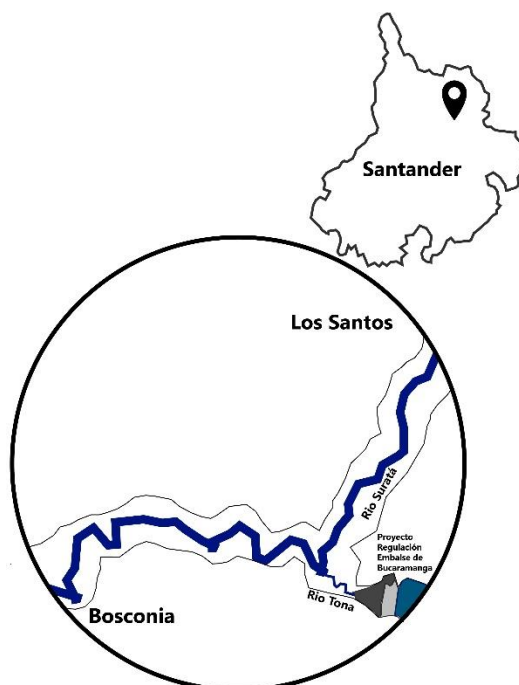
Metodología

6.1.Objetivo uno

6.1.1. Descripción del Área de estudio (ubicación geográfica)

El río Suratá está ubicado en el departamento de Santander (ver Figura 4), sus principales afluentes son los ríos Vetás, Charta y Tona. el cual se encuentra localizada en el sector noroccidente y centro norte del área, Posee una extensión total de 372.759 hectáreas y representa el 76.64% del área de jurisdicción (CDMB, 2018)

Figura 4 Ubicación geográfica



Fuente: autor

6.1.2. Diagnóstico y georreferenciación del área de estudio

La evaluación y diagnostico se realizó sobre el río Suratá entre la bocatoma de la planta Bosconia y 5 km aguas arriba hasta el sitio reconocido como Bahondo y por el río Toná desde la desembocadura al Suratá, hasta el embalse de Bucaramanga, por los dos causes existentes (rebosadero Mornig Glorin – cauce de descargas), durante los días 4, 5, 11 y 15 de agosto del 2017 con precipitaciones de 0.0, 1.8, 6.8 y 0.0 mm (IDEAM, 2018).

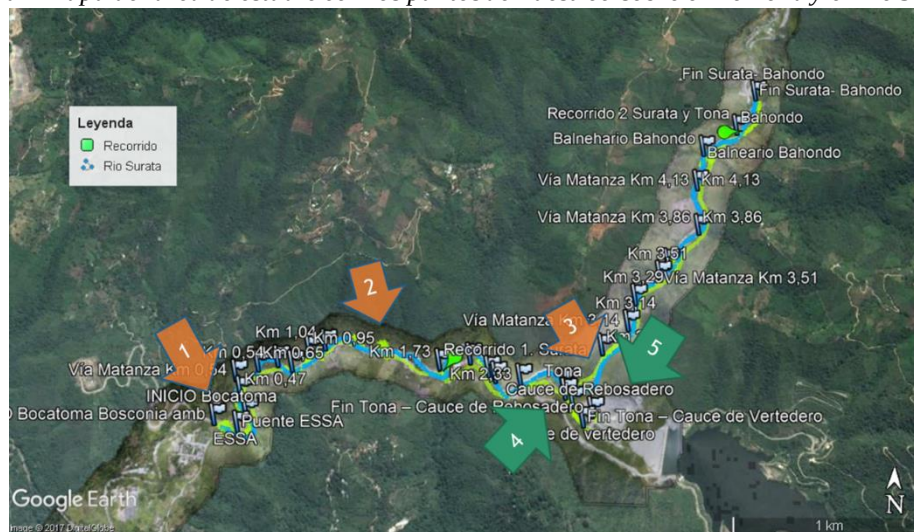
Durante el recorrido se georreferenciaron 25 puntos (ver Tabla 7), con un GPS Garmin eTrex 20, de los cuales se eligieron 5 puntos para realizar el muestreo hidrobiológico, estos fueron: Bocatoma – planta Bosconia, puente estación Majadas, confluencia río Suratá, aguas arriba confluencia río Tona y cauce del vertedero Mornig Glorin (ver Mapa 1).

Tabla 7 Puntos georreferenciados.

Punto georreferenciado	Coordenadas	Elevación
INICIO Surata – Bocatoma	N7 09.336 W73 06.695	720 m
Puente ESSA	N7 09.318 W73 06.626	727 m
Vía Matanza Km 0,35	N7 09.356 W73 06.604	732 m
Vía Matanza Km 0,47	N7 09.415 W73 06.626	728 m
Vía Matanza Km 0,54	N7 09.462 W73 06.644	733 m
Vía Matanza Km 0,65	N7 09.492 W73 06.582	732 m
Vía Matanza Km 0,76	N7 09.508 W73 06.525	753 m
Vía Matanza Km 1,04	N7 09.559 W73 06.391	747 m
Tienda los Pájaros	N7 09.515 W73 06.054	761 m
Centro de rehabilitación shalom	N7 09.534 W73 05.965	764 m
Puente Majadas	N7 09.499 W73 05.910	784 m
Vía Matanza Km 2,33	N7 09.479 W73 05.817	781 m
Vía Matanza Km 2,59	N7 09.575 W73 05.579	815 m
Vía Matanza Km 3,14	N7 09.647 W73 05.504	862 m
Vía Matanza Km 3,29	N7 09.725 W73 05.481	852 m
Vía Matanza Km 3,51	N7 09.798 W73 05.408	853 m
Vía Matanza Km 3,59	N7 09.835 W73 05.384	826 m
Balneario Bahondo	N7 10.192 W73 05.269	844 m
Puente Bahondo	N7 10.264 W73 05.165	838 m
FIN Surata – Bahondo	N7 10.378 W73 05.103	856 m
INICIO Tona- Confluencia ríos	N7 09.471 W73 05.693	784 m
División río Tona	N7 09.420 W73 05.664	783 m
Puente Tona	N7 09.443 W73 05.686	803 m
FIN Tona – Cauce de Rebosadero	N7 09.393 W73 05.608	814 m
FIN Tona – Cauce del Vertedero	N7 09.366 W73 05.634	818 m

Fuente: autor

Mapa 1 Mapa del área de estudio con los puntos de muestreo sobre el río Toná y el Río Surata.



Fuente: Puntos y Trakcs. Foto satelital Google Earth 2017, fecha imagen 6 marzo 2016.

6.1.3. Obtención de muestreo hidrobiológico

6.1.3.1. Muestreo algal

La metodología de toma de muestras se basó en los estándares de “Rapid Bioassessment Protocols for Use in Streams and Wadeable Rivers: Periphyton, benthic macroinvertebrates and Fish. Chapter 6: 6.1.1/6.1.3, 1999” (Barbour, Gerritsen, Snyder, & Stribling, 1999); consistió en un raspado de 4 cm² de 15 sustratos como rocas, troncos, sedimentos, etc. siendo un total de área muestreada de 60 cm² (ver Figura 5), por punto de muestreo.

Figura 5 Muestreo de sustratos



Fuente: autor

Para muestras solidas de textura dura se procedió hacer un raspado con cepillo, lavando con agua destilada y colectando el material desprendido; en muestras solidas de textura

blanda como arena o lodo, se recolecto de la superficie con ayuda de una jeringa o pipeta, completando un volumen total de 250 ml, con agua del río Surata, agregando 3 ml de Lugol o 1 ml de formol según densidad algal, para preservación de la muestra.

6.1.3.2. Análisis de la identificación taxonómica

Las muestras se procesaron siguiendo las diferentes técnicas analíticas dispuestas en los procedimientos técnicos de laboratorio. Para cada grupo la determinación taxonómica se realizó al nivel más bajo posible por un profesional experto en el tema; quien reportó la identificación de los organismos en un microscopio Nikon Eclipse E100, por medio de una cámara de sedimentación Sedgewick Rafter de 0,5 ml (Wetzel & Likens, 2001), de acuerdo con el procedimiento sugerido por Barbour et al. (1999) capítulo 6.1.1 (EPA 841-B-99-002), realizando un conteo de 22 láminas por muestra.

6.1.4. Muestreo fisicoquímico del agua

Los parámetros fisicoquímicos para la toma de muestras por punto seleccionado se encuentran registrados en la Tabla 8 con los métodos empleados para su determinación por los métodos estandarizados por (APHA, AWWA, & WPCF, 1985).

Tabla 8 Variables muestreadas, método y unidades correspondientes.

Variables	Unidades	Método
Alcalinidad	mg CaCO ₃ /L	SM 2320 B
Caudal	L/s	Vadeo
Coliformes	NMP/100 ml	SM 9223 B
Fecales		
Coliformes	NMP/100 ml	SM 9223 B
Totales		
Color	Pt-Co	Espectrometría
Conductividad	µs/cm	Electrometría
Coordenadas	Grados – Minutos	GPS
COT	mg C/L	SM 5310 B
DBO ₅	mg O ₂ /L	SM 5210 B - ASTM D888-12 Método C – Rango Bajo
DQO	mg O ₂ /L	SM 5220 C – Rango Bajo
Dureza	mg CaCO ₃ /L	SM 2340 C
Fosforo Total	mg PO ₄ /L	SM 4500-P B, E
Nitratos	mg NO ₂ /L	SM 4500-NO ₃ B
Nitritos	mg NO ₃ /L	SM 4500-NO ₂ B
Nitrógeno Amoniacal	mg NH ₃ /L	SM 4500-NH ₃ B, C
OD	mg O ₂ /l	Electrometría
OD	%	Electrometría
PH	PH	Electrometría
Solidos Disueltos	mg SD/L	2540 C
Solidos	mg ST/L	2540 D
Suspendidos		
Solidos Totales	mg SST/L	2540 B
Solidos Volátiles	mg SV/L	2540 E
T° Agua	°C	Termómetro
T° Ambiente	°C	Termómetro
Turbiedad	UNT	Electrometría
UV ₂₅₄	cm ⁻¹	DR5000 Spectrophotometer Método 10054

Fuente: autor

6.1.5. Índice general de calidad del agua (ICA)

Se calculó online, en la página web oficial “WATER RESEARCH CENTER” en la sección “Monitoring the Quality of Surface Waters” (Brian, 2018). La calculadora genera un informe personalizado con los resultados.

6.1.6. Índice de contaminación del agua (ICO)

Los ICOs, fueron calculados empleando las ecuaciones y parámetros que se registran a continuación:

6.1.6.1. Índice de contaminación por mineralización

Ecuación 1 Índice de contaminación por mineralización

$$ICOMI = \frac{1}{3} (I_{Conductividad} + I_{Dureza} + I_{Alcalinidad})$$

Ecuación 2 Índice de conductividad

$$\log_{10}(I_{Conductividad}) = -3.26 + 1.34 \log_{10} \text{Conductividad} \left(\frac{\mu S}{cm} \right)$$

Ecuación 3 Índice de dureza

$$\log_{10}(I_{Dureza}) = -9.09 + 4.40 \log_{10} \text{Dureza} \left(\frac{g}{m^3} \right)$$

Ecuación 4 Índice de alcalinidad

$$\log_{10}(I_{Alcalinidad}) = -0.25 + 0.005 \log_{10} \text{Alcalinidad} \left(\frac{g}{m^3} \right)$$

6.1.6.2. Índice de contaminación por materia orgánica

Ecuación 5 Índice de contaminación por MO

$$ICOMO = \frac{1}{3} (I_{DBO} + I_{Coliforme\ totales} + I_{\%Oxigeno})$$

Ecuación 6 Índice de la DBO

$$DBO: (I_{DBO}) = -0.05 + 0.70 \log_{10} DBO \left(\frac{g}{g^3} \right)$$

Ecuación 7 Índice de coliformes totales

Coliforme fecales:

$$(I_{Coliformes\ Totales}) = -1.54 + .056 \log_{10} Coliforme\ totales\ NMP.100cm^{-3}$$

Ecuación 8 Índice de oxígeno

$$Oxigeno: (I_{\%oxigeno}) = 1 - 0.01\ Oxigeno\ (\%)$$

6.1.6.3. Índice de contaminación por solidos suspendidos

Ecuación 9 Índice de solidos suspendidos

$$ICOSUS = -0.02 + 0.003 Solidos\ suspendidos\ (\frac{g}{m^3})$$

6.1.6.4. Índice de contaminación trófico

Tabla 9 Ecuaciones para cálculo de índice de contaminación trófico

ICO	Rango (g/m-3)	Definición
Oligotrófico	< 0,01	Baja productividad primaria, bajo contenido de nutrientes
Mesotrófico	0,01 - 0,02	Nivel intermedio de productividad, nivel medio de nutrientes
Eutrófico	0,02 – 1	Enriquecimiento en nutrientes
Hipereutrófico	> 1	Aumento excesivo de nutrientes

Fuente: autor

6.1.6.5. Índice de contaminación por pH

Ecuación 10 Índice de pH

$$ICO_{pH} = \frac{e^{-31.08 + 3.45pH}}{1 + e^{-31.08 + 3.45pH}}$$

6.1.7. Índice de absorbancia ultravioleta específica (SUVA)

Ecuación 11 Índice de SUVA

$$SUVA = \frac{UV\ (cm^{-1})}{COT\ (mg\ C/l)} \times 100$$

6.1.7.1.UV₂₅₄

La medición de esta variable se realizó en un espectrómetro HACH DR5000, de acuerdo con la metodología 10054 (HACH, 2005). El filtro fue lavado con agua libre de compuesto orgánicos, se filtró 50 ml de la muestra en un recipiente de vidrio ámbar, tomando respectivas mediciones.

6.1.8. Análisis de información

Se realizaron análisis estadísticos con el fin de poder entender la distribución de las poblaciones de algas en cada punto, entendiendo la relación entre las algas y las variables fisicoquímicas con el programa STATISTICA 7.0 (data analysis software system) y PAST 3.16 (Paleontological Data Analysis)

6.1.8.1. Índice de semejanza Bray Curtis

El índice de semejanza de Bray–Curtis que se considera como una medida de la diferencia entre las abundancias de cada especie presente (Brower & Zar, 1984), y se expresa mediante:

Ecuación 12 Índice de semejanza Bray-Curtis.

$$I_{BC} = 1 - \frac{\sum(x_i - y_i)}{\sum(x_i + y_i)}$$

Dónde:

x_i = abundancia o densidad de especies

i en un conjunto 1

y_i = abundancia de las especies en el otro.

Con estos valores se genera un árbol de dendrograma donde se ve la relación entre las localidades.

6.1.8.2. Análisis de porcentaje de similitud (SIMPER)

SIMPER (Similarity Percentage) es un método para evaluar qué taxones son los principales responsables de una diferencia observada entre grupos de muestras (Clarke, 1993). Se utilizó la medida de similitud de Bray-Curtis (multiplicada por 100). Comparando las estaciones por pares, la diferencia promedio general se calcula utilizando todos los taxa, mientras que las diferencias de taxón específicas se calculan para cada taxón individualmente.

6.1.8.3. Análisis de correlación variables fisicoquímicas

Coeficiente de correlación (r), es una medida de la relación entre dos o más variables. Los coeficientes de correlación pueden variar de -1.00 a +1.00. El valor de -1.00 representa una correlación negativa perfecta, mientras que un valor de +1.00 representa una correlación

positiva perfecta. Para los análisis se correlacionó la matriz de datos fisicoquímicos y los datos de abundancia de algas (García, 2011).

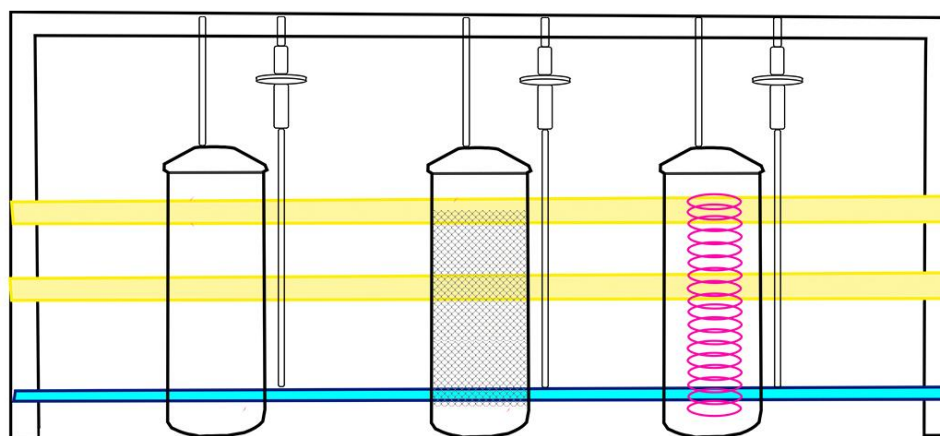
6.2. Objetivo dos

6.2.1. Montaje experimental a escala laboratorio

Para el aislamiento de cianobacterias del río Suratá se tuvo en cuenta los parámetros hidrobiológicos mencionados en el punto anterior, determinando en que puntos se encontró los causantes del problema y extraer las cianobacterias para la bioaumentación a escala laboratorio.

La inmovilización pasiva seleccionada fue: lodo, malla y espuma de polietileno de baja densidad (Castro & Reyes, 2016); en la primera inmovilización se le agregó medio cultivo cianofílico más lodo en una relación 1:1, en la segunda inmovilización se añadió medio de cultivo cianofílico con una malla de 10 x 18 cm sumergida en lodo y en la última inmovilización se adicionó medio de cultivo cianofílico con una espiral de espuma de polietileno sumergida en lodo (ver Figura 6). En la determinación del material de inmovilización se observó la bioaumentación del crecimiento algal visualmente y microscópicamente.

Figura 6 Montaje experimental

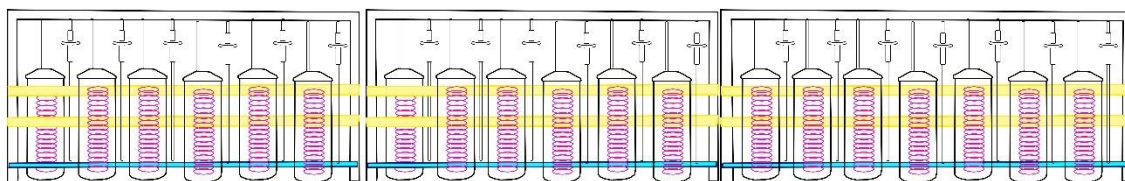


Fuente: autor

El soporte del material de inmovilización determinado se realiza en un alambre de 1 metro en forma de espiral con espuma de polietileno de baja densidad, cada espiral tiene un peso de 2,7 gr por reactor, siendo sumergidos en fotobiorreactores cilindro tubular de 10 x 25 cm (ver Figura 7) conteniendo medio de cultivo cianofílico (ver en anexos Tabla 21) inoculadas con lodo tomado de la bocatoma por un tiempo de 72h, cada reactor se ubica en módulos de 50 cm de alto por 1 metro de ancho aproximadamente, con una iluminación de 4700 lux con un ciclo de luz/oscuridad 12:12 h siendo controlado por un temporizador

eléctrico, proporcionándoles aireación continua por una bomba; la agitación en el reactor se realizó por medio de burbujeo con un sistema de inyección de aire pasándolo por un filtro, conectando en la parte inferior con un difusor de plástico que permitía la salida del aire evitando la contaminación de partículas y suministrando el CO₂ requerido por las cianobacterias.

Figura 7 Diseño del montaje experimental



Fuente: autor

6.3. Objetivo tres

Con los resultados anteriores se procedió hacer cada una de las siguientes metodologías a mencionar.

6.3.1. Parámetros fisicoquímicos.

Los parámetros fisicoquímicos realizados fueron: pH, temperatura, conductividad, oxígeno disuelto, porcentaje de saturación del oxígeno disuelto mediante la metodología APHA

6.3.2. Densidad algal

En la determinación de la densidad algal se realizó por medio de una cámara Improved Neubauer (1/10 mm BOECO Germany), se tomó una muestra; siendo homogenizada y se agregó una gota en la cámara Neubauer, se colocó el cubre objeto y se realiza el respectivo conteo por cuadrícula del tipo de especie característico por cuadruplicado aplicando la fórmula de (Mohemani, 2012)

Ecuación 13 Densidad algal.

$$\text{Número de células} \left(\frac{\text{celulas}}{\text{ml}} \right) = \frac{\text{Número de especies}}{\text{Número de cuadros}} + 10000$$

6.3.3. Clorofila

La metodología de clorofila se utilizó la empleada por (Mohemani, 2012) con algunas modificaciones; se tomó 10 ml de la muestra haciendo una filtración al vacío con filtros GF/C, rasgando en pedazos en un tubo de centrifuga a oscuridad (Menéndez, 2009) y se agregó 10 ml de etanol concentrado al 99,5% pasándolo por baño maría a 50°C por 10 min

(Arvola, 1981) dejando enfriar por 2 min en un vaso con agua a temperatura ambiente, se llevó al VORTEX respectivamente se centrifugó a 3600 rpm en un tiempo de 10 min, se leyó las absorbancias de 665 y 750 nm empleando la formula establecida por (Parker, Bowden, & Flinn, 2016):

Ecuación 14 Clorofila a en medio líquido

$$Cl\ a\ \frac{mg}{l} = \frac{29,14\ (665a - 750a) * Ve}{Vf * L}$$

Ve = volumen del etanol (ml).

Vf = volumen filtrado (ml).

L = Longitud de la celda de cuarzo (cm).

6.3.4. Peso seco

En la realización de peso seco se utilizó filtros GF/C previamente pesado y secado, por filtración al vacío se agrega 1 ml de la muestra y se lleva al horno por 1 h a una temperatura de 104 °C, después se traslada al desecador por 30 min, pesando en la balanza analítica y realizando el respectivo cálculo de peso seco con la fórmula planteada por (Mohemani, 2012).

Ecuación 15 Peso seco

Peso seco = Peso del filtro con la muestra – peso del filtro despues del secado

6.3.5. Geosmina y 2-MIB

El análisis cromatográfico se realizó en un cromatógrafo de gases *Agilent Technologies* 7890A acoplado a un detector selectivo de masa (MSD AT 5975C) operado en modo SIM (monitoreo de iones seleccionados). La columna de empleada en el análisis fue DB-WAX (*J&W Scientific, Folsom, CA, EE. UU*) (polietilenglicol, 60 m x 0,25 mm x 0,25 µm) la inyección se realizó en modo *splitless*, con el dispositivo de SPME.

6.3.6. Análisis de correlaciones estadísticas.

Se realizaron análisis estadísticos con el fin de poder entender la relación entre la densidad algal con la clorofila a, Geosmina y 2-MIB, entendiendo la relación con cada uno de los parámetros fisicoquímicos. Los coeficientes de correlación pueden variar de -1.0 a +1.0 (ver Tabla 10).

Tabla 10 Fuerza de la relación

<i>Rangos</i>	<i>Fuerza de la relación</i>
-1,0 a -0,5 ó 1,0 a 0,5	Fuerte
-0,5 a -0,3 ó 0,3 a 0,5	Moderada
-0,3 a -0,1 ó 0,1 a 0,3	Débil
-0,1 A 0,1	Ninguna o muy débil

Fuente: autor

Capítulo 7

Resultados y Discusión

7.1. Objetivo uno

7.1.1. Diagnostico georreferenciado del área de estudio

El recorrido tuvo como inicio en la Bocatoma de la planta Bosconia del río Suratá hasta el puente Bahondo y por el río Tona, inició en la confluencia de los dos ríos, hasta el vertedero del embalse de Tona, e inmediaciones del rebosadero con el embalse Tona. Cada punto georreferenciado fue objeto de un análisis detallado de las características: morfológicas del río, físicas del agua, biológicas del medio y perturbaciones de los alrededores, para un total de 20 elementos identificados (ver Tabla 11); De acuerdo con los elementos identificados se estableció que en el río Suratá presentó un caudal, una velocidad, una turbiedad y profundidades altas, teniendo formación de cascadas prominentes con pendientes medias entre 12,1% y 15,3% hasta pendientes pronunciadas de 43,8% y 51,2%, con asentamientos humanos en mayor cantidad y presentando microalgas en baja densidad; para el río Tona se identificó un caudal, una velocidad, una turbiedad y profundidades bajas, con pendientes promedios del 13%, asentamientos humanos en menor cantidad teniendo presencia de microalgas en densidad alta.

Tabla 11 Matriz diagnóstico de los puntos georreferenciados.

ELEMENTOS IDENTIFICADOS		Inicio Suratá - Bocatoma	Puente ESSA	Vía Matanza Km 0,35	Vía Matanza Km 0,47	Vía Matanza Km 0,54	Vía Matanza Km 0,65	Vía Matanza Km 0,76	Vía Matanza Km 1,04	Tienda los Pajaros	Centro de Shalon	Puente Majadas	Vía Matanza Km 2,33	Vía Matanza Km 2,59	Vía Matanza Km 3,14	Vía Matanza Km 3,29	Vía Matanza Km 3,51	Vía Matanza Km 3,59	Balneario Bahondo	Puente Bahondo	FTN Suratá - Bahondo	INICIO Tona - Confluencia	Puente Tona	División río Tona	FTN Tona - Rebosadero	FTN Tona - Vertedero
Islas		X																								
Cascadas			X							X		X		X	X	X	X									
Remansos		X																			X	X				
Riberas Rocosas			X			X		X													X	X				
Zonas Lóticas		X																								
Formación Pozos																		X								
Quebradas										X																
Lineas sin variación																							X	X		
Profundidad	Alta		X			X								X	X	X	X	X								
	Baja	X		X															X		X	X	X	X	X	X
Turbiedad	Alta	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X					
	Baja																					X	X	X	X	X
Velocidad	Alta		X									X		X	X		X	X			X					
	Media	X		X				X				X							X			X	X	X	X	X
Caudal	Alto	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X					
	Bajo																					X	X	X	X	X
Pendiente	Media	X		X	X	X	X	X	X		X		X			X			X	X		X	X	X	X	X
	Pronunciada		X							X		X			X			X			X		X	X	X	X
Forma de cañon	Cerrado					X			X	X				X	X											
	Abierto	X																	X	X	X		X			
Olor	Ambiente											X				X									X	X
	Agua																									
Acent. Humanos domestico		1	1	5	8		10	1	35	3	25	1						4	1	3	7					
Acent. Humanos recreativo			X					X										X	X			X				
Acent. Humanos industrial	Ganadería		X		X																					
	Escombrera									X			X													
	Ext. Arena		X	X	X	X						X							X	X						
	Oro																			X						
Intervención antropológica	M. contención	X														X										
	Puente											X								X			X			
	Embalse																									
Micro - Algas	Dens. Alta																					X			X	
	Dens. Baja	X	X			X		X															X	X		X

Fuente: autor

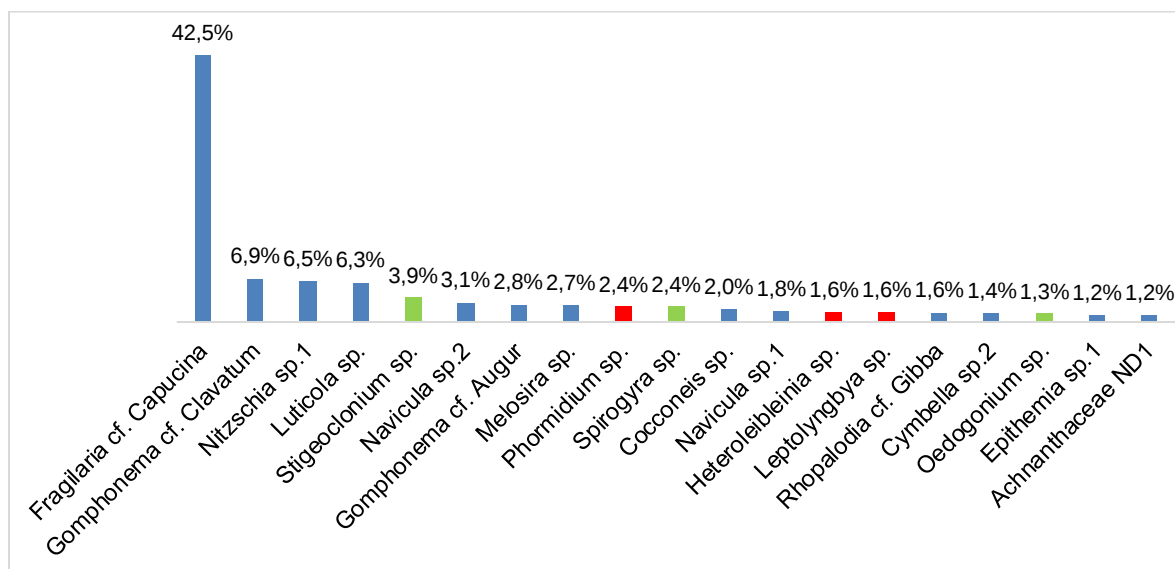
7.1.2. Obtención de muestreo biológico

7.1.2.1. Identificación taxonómica

Se identificaron 53 especies de algas en total, para los análisis estadísticos se trabajó con el valor de número de individuo por centímetro cuadrado (ver anexo Tabla 22). Por grupos las Bacillariophyceas tuvo el 85% de la abundancia total de muestreo, en este grupo la especie más importante y abundante es *Fragilaria cf. Capucina* con 42,5% de abundancia, le siguen *Gomphonema cf. Clavatum*, *Nitzschia sp.1* y *Luticola sp.* con valores sobre el 6%. Esta dominancia de este grupo de algas se da por el tipo de sustrato del río, el cual corresponde a cantos rodados y arenas, las cuales favorecen el desarrollo de este tipo de algas.

Las Chlorophyta tienen el 8,1% de la abundancia relativa, donde *Spirogyra sp* y *Stigeoclonium sp.* son las especies más abundantes. Las Cyanophyta tienen el 6,6% de abundancia, la especie más representativa es *Phormidium sp.* principalmente en la Bocatoma y Confluencia Tona (ver Grafica 1).

Grafica 1. Algas con abundancia relativa superior al 1%. Columnas en color azul las Bacillariophyta en verde las Chlorophyta y en rojo las Cyanophyta.

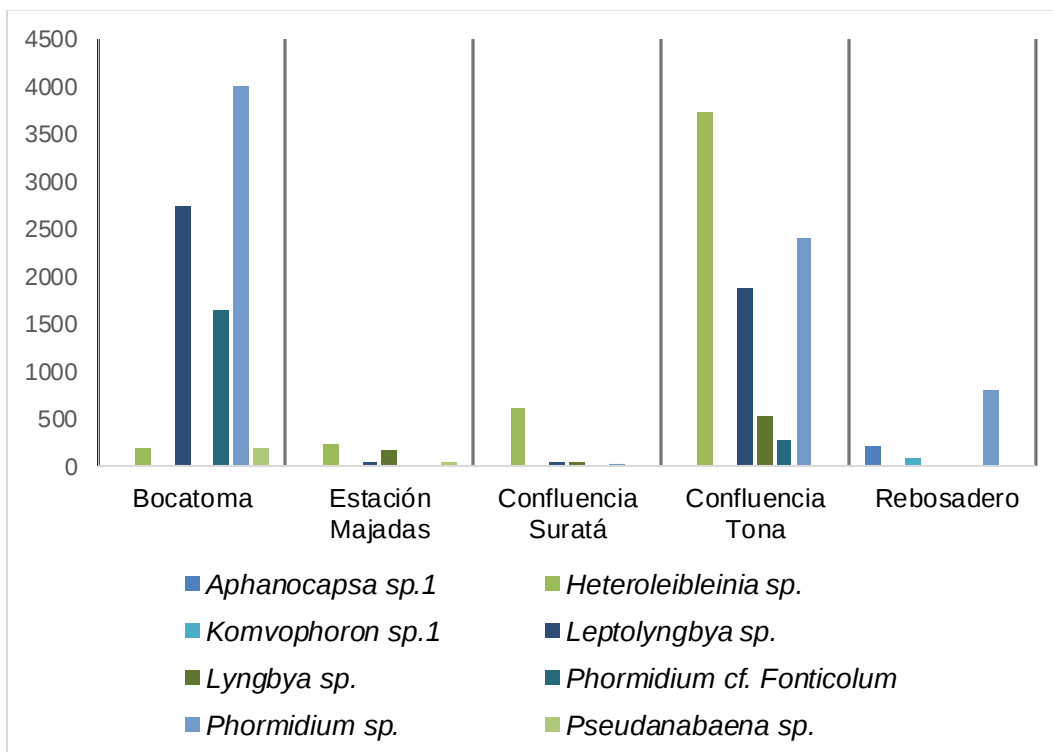


Fuente: autor

Las algas verdes (Cyanophytas) las cuales son causantes de mal olor y mal sabor en el agua, son más abundantes en la Bocatoma y en el Río Toná antes confluencia con el río

Suratá (ver Grafica 2), principalmente por las especies *Phormidium* sp, *Heteroleibleinia* sp. y *Leptolyngbya* sp.

Grafica 2. Grupos taxonómicos de Cyanophyta o algas verde azules.



Fuente: autor

7.1.2.2. Identificación de algas causantes de mal sabor en el agua

Solamente las especies del Cyanophytas o algas verde azules tienen la capacidad de producir diversos tipos de metabolitos químicos, (Robillot et al. 2000). Cuando las condiciones ambientales son desfavorables, las cianobacterias mueren, produciéndose la lisis celular y la liberación de las toxinas al medio (Paerl y Millie 1996). Las toxinas de las cianobacterias se suelen agrupar principalmente en Neurotoxinas y Hepatotóxicas. Las cianobacterias también pueden producir otros metabolitos no tóxicos que causan problemas en la potabilización del agua, como son la Geosmina y el 2-MIB (Izaguirre et al. 1982).

Para identificar las principales algas reportadas en literatura que causan mal sabor se realizaron búsquedas en bases de datos académicas en donde, para cada especie reportada en el presente estudio; se consultó el número de artículos en donde se mencionaba junto con la palabra Geosmina o la palabra 2-MIB (2-Methylisoborneol); las bases de datos consultadas fueron (JSTOR, 2000 - 2018), (<http://www.jstor.org>) (ScienceDirect, 2004) (<http://www.sciencedirect.com/>), (ELSEVIER, 1998) (<http://www.elsevier.com>) y (SPRINGER, s.f.) (<https://link.springer.com>)

Se encontró que *Phormidium* es el género con mayor número de referencias sobre Geosmina y 2-MIB con un 41% y 42% respectivamente de las menciones en bases de datos, le sigue el género *Lyngbya* con un 31 % y 30% de referencias sobre Geosmina y 2-MIB, en tercer caso está el género *Pseudoanabaena* con 17% y 19% de referencias (ver Tabla 12).

Tabla 12 Menciones de Cyanobacterias en bases de datos.

Especie	Bases de datos								TOTAL		Total %	
	Jstor		ScienceDirec.		ELSEVIER		Springer					
	Geosmina	MIB	Geosmina	MIB	Geosmina	MIB	Geosmina	MIB	Geosmina	MIB	Geosmina	MIB
<i>Aphanocapsa</i>	0	0	14	12	0	0	8	1	22	13	6%	5%
<i>Heteroleibleinia</i>	0	0	3	1	0	0	0	0	3	1	1%	0%
<i>Komvophoron</i>	0	0	2	0	0	0	0	0	2	0	1%	0%
<i>Leptolyngbya</i>	0	0	9	5	0	0	6	6	15	11	4%	4%
<i>Lyngbya</i>	11	2	71	48	0	0	41	30	123	80	31%	30%
<i>Phormidium</i>	11	1	104	83	2	0	46	30	163	114	41%	42%
<i>Pseudanabaena</i>	5	0	46	39	0	0	16	13	67	52	17%	19%
Total									395	271	100%	100%

Fuente: autor

7.1.3. Muestreo fisicoquímico del agua

Los resultados arrojados en la Tabla 13 identificó los resultados fisicoquímicos, tiene límites de detección siendo establecidos para: DBO₅: 11,0 mgO₂/L, DQO: 23,8 mg O₂/L, fosforo total: 0,26 mg PO₄/L, nitratos: 1,05 mg NO₃/L, nitritos: 0,02 mg NO₃/L y nitrógeno amoniacal: 8,06 mg NH₃/L, los valores reportados por debajo de este límite no son confiables y solo el laboratorio los da bajo responsabilidad del cliente.

Tabla 13 Resultados de los analisis fisicoquimicos.

Variables	Unidades	Bocatoma	Majadas	Confluencia Surata	Confluencia Tona	Rebosadero
Alcalinidad	mg CaCO ₃ /L	59,85	68,66	57,71	95,52	89,55
Caudal	L/s	5,33		4,26	1,07	
Coliformes Fecales	NMP/100 ml	3300	780	1400	4,5	1,8
Coliformes Totales	NMP/100 ml	14000	11000	92000	9200	16000
Color	Pt-Co	29	30	26	4	8
Conductividad	µs/cm	148,6	166,4	184,3	204,9	198,1
Coordenadas	Grados – Minutos	N07°09,327'' W073°06,661''	N07°09,513'' W073°05,910''	N07°09,473'' W073°05,679''	N07°09,473'' W073°05,679''	N07°09,410'' W073°05,615''
COT	mg C/L	13,3	1,47	1,43	2	2,29
DBO ₅	mg O ₂ /L	0,7	0,7	0,4	0,1	1,3
DQO	mg O ₂ /L	7,62	7,55	3,2	5,31	8,51
Dureza	mg CaCO ₃ /L	85,22	79,27	83,24	95,13	110,98
Fosforo Total	mg PO ₄ /L	<0,26	<0,26	<0,26	<0,26	<0,26
Nitratos	mg NO ₂ /L	0,16	0,74	0,85	0,89	0,62
Nitritos	mg NO ₃ /L	0,25	<0,02	0,022	<0,02	<0,02
Nitrógeno Amoniacal	mg NH ₃ /L	4,2	2,8	4,2	2,8	4,2
OD	mg O ₂ /l	8,03	8,04	7,52	7,55	7,65
OD %	%	100,9	101,1	99,3	99,7	101,5
Ph	PH	7,51	8,02	7,99	8,29	8,48
Solidos Disueltos	mg SD/L	156	191	130,13	142	133
Solidos Suspendidos	mg ST/L	12	6	9	2	4
Solidos Totales	mg SST/L	168	197	139,13	144	137
Solidos Volátiles	mg SV/L	39	43	25	29	40
T° Agua	°C	21	22	26,2	24,7	24,9
T° Ambiente	°C	29	28	31	31	29
Turbiedad	UNT	33,2	22,2	19	1,38	1,52
UV ₂₅₄	cm ⁻¹	0,043	0,054	0,043	0,06	0,063

Fuente: Autor y (Laboratorio Estudios Ambientales, 2018)

7.1.4. Índice de contaminación del agua (ICO)

Los índices de grado de contaminación (ver Tabla 14) indicaron que el río Suratá no tiene ninguna contaminación y el río Tona tiene un alto grado de contaminación por la mineralización, a diferencia de los otros puntos estos no representan problemas ambientales siendo el uso del agua para el consumo humano, sin embargo, es una alarma específica sobre la calidad del agua que se está tratando.

Tabla 14 Resultados de ICOS.

	Bocatoma	Majadas	Confluencia Suratá	Confluencia Tona	Rebosadero
ICOMI	0,25	0,27	0,29	0,44	0,62
Grado de Contaminación	Baja	Baja	Baja	Media	Alta
ICOMO	0,29	0,27	0,34	0,26	0,30
Grado de Contaminación	Baja	Baja	Baja	Baja	Baja
ICOSUS	0,02	0,00	0,00	0,00	0,00
Grado de Contaminación	Ninguna	Ninguna	Ninguna	Ninguna	Ninguna
ICOTRO	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Ph	0,00	0,02	0,02	0,06	0,11
Grado de Contaminación	Ninguna	Ninguna	Ninguna	Ninguna	Ninguna

Fuente: autor

7.1.5. Índice de calidad del agua (ICA)

En el uso que se le da a el agua según el ICA (ver Tabla 15) tiene una buena calidad, indicando que el río Tona está en los rangos de calidad aceptable y el río Suratá maneja unos rangos de calidad de regular y aceptable, las proliferaciones *Phormidium* generalmente ocurren en sitios con una calidad de agua relativamente buena (McAllister, Wood, & Hawes, 2016).

Tabla 15 Resultados del ICA.

	Bocatoma	Majadas	Confluencia Suratá	Confluencia Tona	Rebosadero
ICA	70	71	70	82	82
Calidad	Regular	Aceptable	Regular	Aceptable	Aceptable

Fuente: autor

7.1.6. SUVA

La materia orgánica natural MON tiene dos compuestos los cuales son autóctonos y alóctonos, los compuestos autóctonos presentan comportamientos hidrofílicos comparándolos con los compuestos alóctonos (Imai, Fukushima, & Kim, 2001) (ver Tabla 16). En el punto de muestreo la Bocatoma se observó que está en un rango de SUVA (< 2 L/mg.m) en la cual se caracteriza la materia orgánica natural (MON) por ser no húmica, hidrófila, con absorbancia de UV y peso molecular bajo, la MON que se encuentra en este punto se caracteriza por ser autóctona, dentro de la que se destaca la materia orgánica algal (MOA), dividida en, materia orgánica extracelular (MOE) producido por las células vivas y la materia orgánica intracelular (MOI) producido por la autólisis celular generada durante el crecimiento y la disminución de la población (Nguyen, Westerhoff, Bake, Q, & Sommerfeld, 2005). El 2-MIB extracelular e intracelular se producen a partir de diferentes fracciones de materia orgánica de algas (MOA) (Zhang, y otros, 2017) En los otros puntos restantes Majadas, Confluencia Suratá, Confluencia Tona y rebosadero están en un rango ($2 < \text{SUVA} < 4$ L/mg.m), indicando que la materia orgánica natural (MON), está compuesta por una mezcla de materia húmica y no húmica, con absorbancia de UV y peso molecular (DEPARTMENT OF ENVIRONMENT AND CONSERVATION., 2011). Teniendo compuestos de material autóctono y alóctono.

Tabla 16 Resultados del SUVA.

	<i>Bocatoma</i>	<i>Majadas</i>	<i>Confluencia Suratá</i>	<i>Confluencia Tona</i>	<i>Rebosadero</i>
SUVA					
(L/mg.m)	0,32	3,67	3,01	3,00	2,75

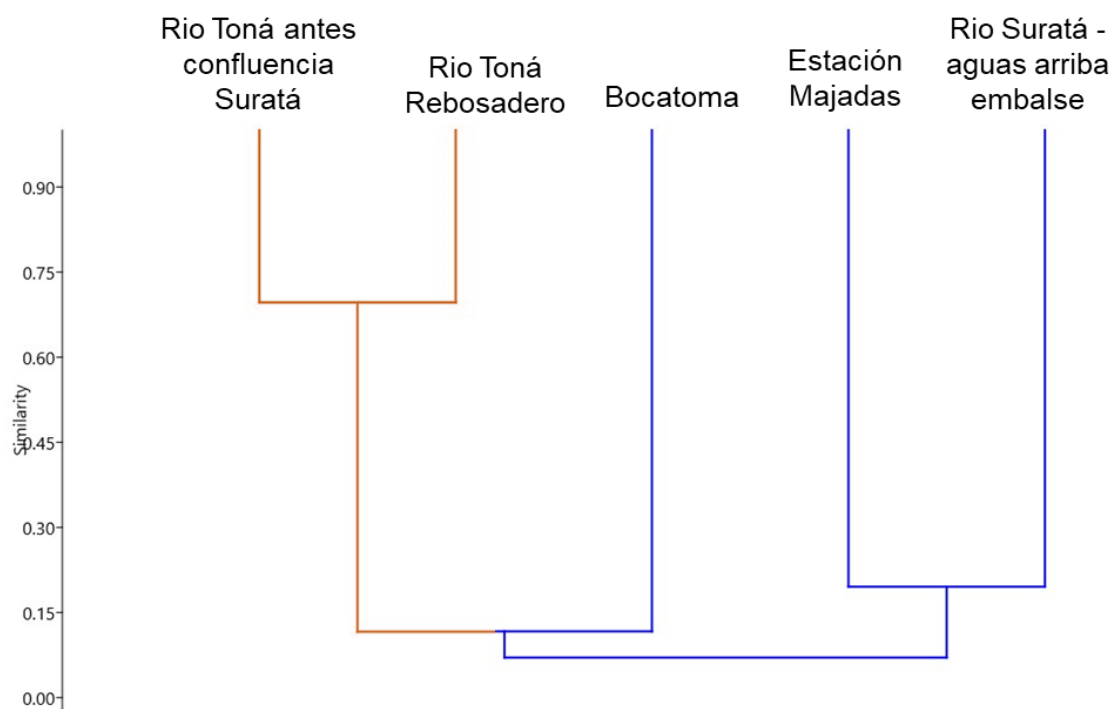
Fuente: autor

7.1.7. Análisis de la información

7.1.7.1. Correlación Bray Curtis

La correlación se determinó con la identificación de especies por punto seleccionado (ver Grafica 3); este índice de semejanza arrojó un coeficiente de relación del 0,9929. Se formaron dos grupos, el primero es formado por los dos puntos del río Suratá de la estación Majadas y aguas arriba del embalse con un correlación muy baja de solo 0,20. En el otro grupo se agruparon las dos estaciones del río Tona y la estación de la Bocatoma, las estaciones del río Tona son muy semejantes con correlación de 0,72. La Bocatoma tiene mayor similaridad a las estaciones del río Tona que a las del río Suratá, a pesar que los valores de correlación son bajos, esto muestra que la Bocatoma está influenciada por elementos del río Tona.

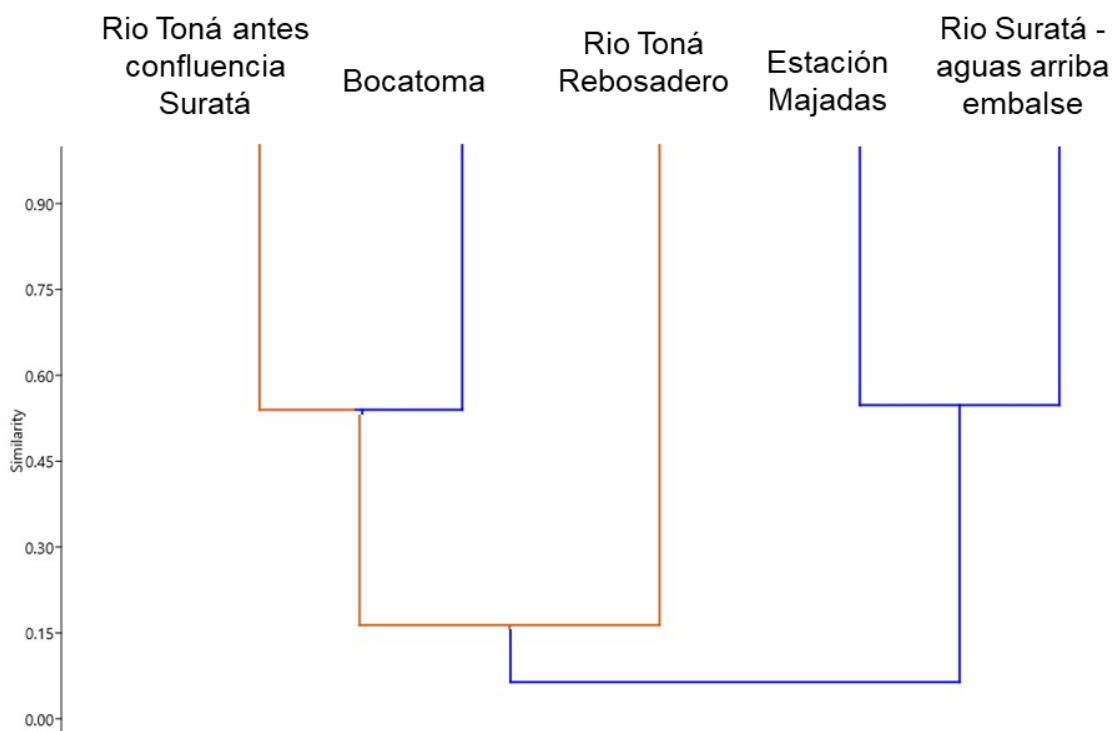
Grafica 3. Análisis de semejanza Bray Curtis con todas las poblaciones de algas.



Fuente: autor

Adicionalmente se realizó un análisis solamente con las algas verde azules (ver Grafica 4), para este caso cambió principalmente la relación entre la Bocatoma y el rio Tona, encontrando que estas están muy relacionadas con una Similitud del 0,53. Se demostró la misma tendencia que la Bocatoma se asemeja a el rio Tona, en particular a la zona de la confluencia con el río Suratá.

Grafica 4. Análisis de semejanza Bray Curtis con Cyanophita.



Fuente: autor

7.1.7.2. Análisis de correlación variables fisicoquímicas

En la Tabla 22, Tabla 23 y Tabla 24 en *anexos*; se observó el análisis de correlación entre las variables fisicoquímicas y las especies Algas. Entre los parámetros fisicoquímicos el COT, explica la relación de 13 especies de algas, de estas se destacan las algas Cyanophita *Phormidium cf. Fonticolum* y *Pseudanabaena sp.* con valores positivos de 0,99 y 0,98, indicando que estas algas están directamente relacionadas a estos elementos, otras algas asociadas al COT son *Encyonema sp.*, *Frustulia sp.*, *Hantzschia sp.*, *Luticola sp.*, *Nitzschia cf. Clausii*, *Nitzschia cf. Palea*, *Nitzschia sp.1*, *Nitzschia sp.2*, *Nitzschia sp.3*, *Phormidium cf. Fonticolum*, *Pseudanabaena sp.*, *Stenopterobia sp.* y *Tabellaria sp.*

7.1.2.3. Análisis de porcentaje de similaridad (SIMPER).

El análisis de todas las estaciones (ver Tabla 17) arrojó la especie *Fragilaria cf. Capucina*, *Luticola sp.*, *Nitzschia sp.1*, *Stigeoclonium sp.* y *Gomphonema cf. Clavatumes* son los principales taxos que explican las diferencias en las muestras, estos cinco grupos contribuyen un 66% en esta similaridad, son los taxos más comunes y abundantes.

Tabla 17 Principales Taxas en todas las estaciones.

Taxon	Av. Dissim	Contribucion. %	Acumulado %
<i>Fragilaria cf. Capucina</i>	29,91	35,46	35,46
<i>Luticola sp.</i>	7,702	9,132	44,59
<i>Nitzschia sp.1</i>	7,359	8,725	53,32
<i>Stigeoclonium sp.</i>	5,936	7,037	60,36
<i>Gomphonema cf. Clavatum</i>	5,038	5,973	66,33
<i>Gomphonema cf. Augur</i>	2,259	2,678	69,01
<i>Melosira sp.</i>	2,174	2,578	71,59
<i>Phormidium sp.</i>	2,098	2,487	74,07
<i>Spirogyra sp.</i>	2,072	2,456	76,53
<i>Navicula sp.2</i>	1,944	2,304	78,83
<i>Cocconeis sp.</i>	1,565	1,855	80,69
<i>Leptolyngbya sp.</i>	1,41	1,672	82,36
<i>Heteroleibleinia sp.</i>	1,318	1,563	83,92
<i>Rhopalodia cf. Gibba</i>	1,31	1,553	85,48

Fuente: autor

Entre la Bocatoma y las estaciones del río Suratá las principales especies que explican la similaridad son *Luticola sp.*, *Nitzschia sp.1* y *Phormidium sp.* En cambio, entre la Bocatoma y las estaciones del río Toná la similaridad la explican las especies *Fragilaria cf. Capucina*, *Luticola sp.*, *Gomphonema cf. Clavatum* y *Nitzschia sp.1* las cuales son las especies más comunes en el muestreo y en menor medida *Phormidium sp.* (ver Tabla 18)

Tabla 18 Principales Taxas entre la Bocatoma y las demás estaciones.

<i>Estación 1</i>	<i>Estación 2</i>	<i>Taxon</i>	<i>Av. Dissim</i>	<i>Contribució n. %</i>	<i>Acumulad o %</i>
Bocatoma	Majadas	Luticola sp.	27,79	30,64	30,64
Bocatoma	Majadas	Nitzschia sp.1	26,5	29,21	59,85
Bocatoma	Majadas	Phormidium sp.	6,187	6,82	66,67
Bocatoma	Majadas	Leptolyngbya sp.	4,138	4,561	71,23
Bocatoma	Majadas	Melosira sp.	3,84	4,233	75,46
Bocatoma	Rio Suratá agua	Luticola sp.	26,68	27,87	27,87
Bocatoma	Rio Suratá agua	Nitzschia sp.1	25,52	26,66	54,53
Bocatoma	Rio Suratá agua	Stigeoclonium sp.	7,164	7,483	62,01
Bocatoma	Rio Suratá agua	Phormidium sp.	5,946	6,211	68,22
Bocatoma	Rio Suratá agua	Melosira sp.	4,145	4,329	72,55
Bocatoma	Rio Suratá agua	Leptolyngbya sp.	4,013	4,192	76,74
Bocatoma	Rio Tona antes	Fragilaria cf. Capucina	33,36	39,13	39,13
Bocatoma	Rio Tona antes	Luticola sp.	9,574	11,23	50,36
Bocatoma	Rio Tona antes	Gomphonema cf. Clavatum	9,423	11,05	61,41
Bocatoma	Rio Tona antes	Nitzschia sp.1	9,421	11,05	72,47
Bocatoma	Rio Tona rebosadero	Fragilaria cf. Capucina	36,42	39,97	39,97
Bocatoma	Rio Tona rebosadero	Luticola sp.	11,04	12,11	52,08
Bocatoma	Rio Tona rebosadero	Nitzschia sp.1	10,1	11,08	63,16
Bocatoma	Rio Tona rebosadero	Gomphonema cf. Augur	4,543	4,985	68,15
Bocatoma	Rio Tona rebosadero	Spirogyra sp.	4,42	4,85	73

Fuente: autor

7.2. Objetivo dos

Para la evaluación del crecimiento algal se determinó por tres tipos de inmovilización, después de establecer en qué punto se encontró el problema; consistiendo en la bioaumentación a escala laboratorio de la cianobacteria *Phormidium*, se realizó un estudio microscópicamente y visualmente; En la detección del *Phormidium* se visualizó en una muestra del medio, siendo observada en el microscopio cuando el aumento de la densidad celular no se podía ver a simple vista, evaluando de manera si hay presencia o ausencia de la cianobacteria a cultivar (ver Figura 8, Figura 9 y Figura 10) sin controlar los parámetros fisicoquímicos establecidos por estas.

Figura 8 Montaje liquido experimental con vista microscópica

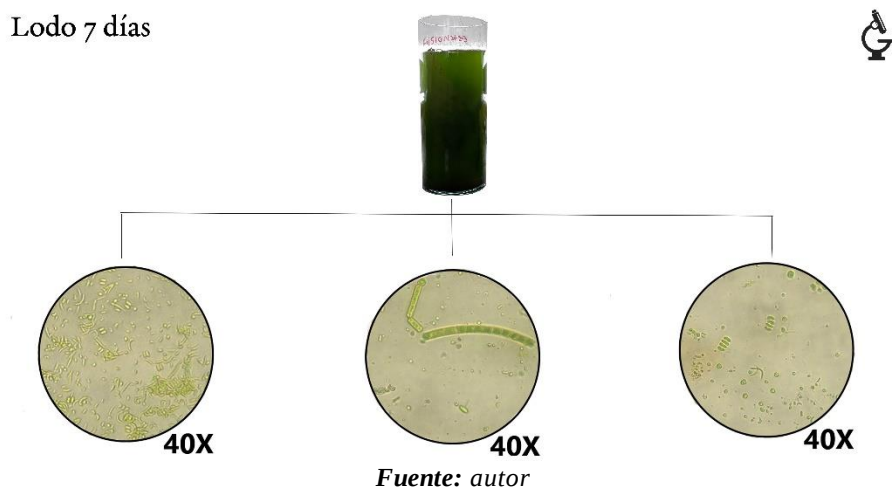


Figura 9 Montaje malla experimental con vista microscópica

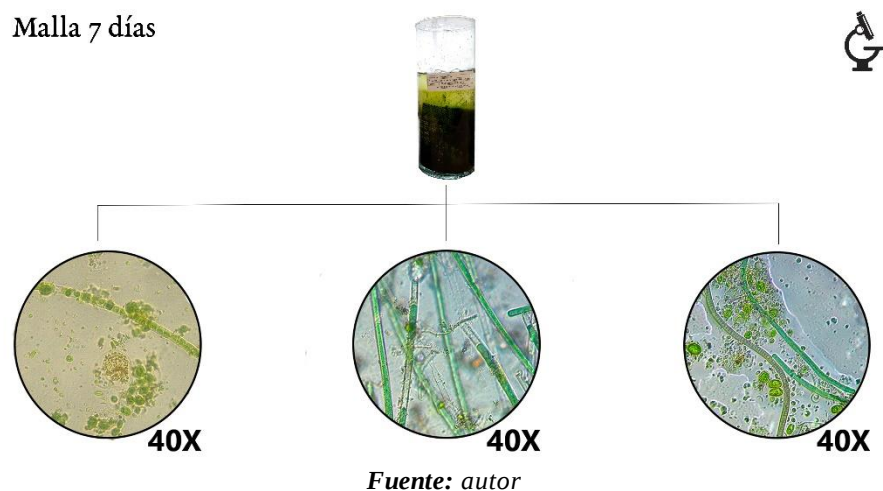
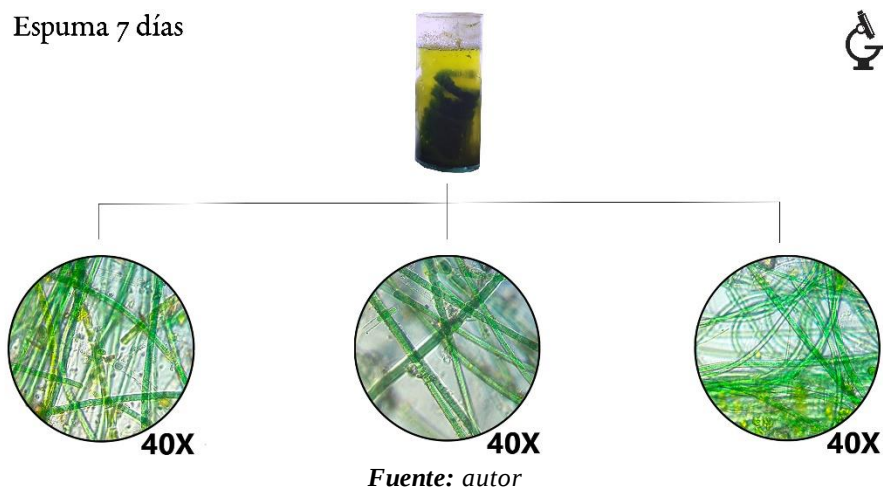


Figura 10 Montaje espuma de baja densidad de polietileno experimental con vista microscópica



La abundancia y composición del perifitón en los ríos está limitada por el caudal, la química del agua (los nutrientes), la luz, la temperatura y el sustrato (Wood, Atalah, Wagenhoff, Brown, & Doebling, 2016). La *Phormidium* se caracteriza por tener un rango de pH > 9 debido al agotamiento fotosintético de bicarbonato en una temperatura ambiente, cuando hay concentraciones de nutrientes bajas a moderadas (nitrógeno orgánico disuelto > 0.1 – 0.2 mg/l y fósforo disuelto < 0,01 mg/l) en la columna de agua, las proliferaciones aumentan, adhiriéndose de manera fácil aun sustrato (McAllister, Wood, & Hawes, 2016), esta especie de cianobacteria puede adaptarse a los cambios abruptos de la conductividad debido a su contenido iónico generado por los flujos de agua (Wood, Atalah, Wagenhoff, Brown, & Doebling, 2016)

7.2. Objetivo tres

7.2.1. Relación Densidades algales y clorofila *a*

La clorofila *a* es un indicador global del fitoplancton (Chorus & Bartram, 1999). El actual estudio lo confirma, reportando relación fuerte, con $P = 0.6$ (Ver Tabla 19). El rango de clorofila *a*, alcanzo valores hasta 33.77 mg/l, iniciando con una concentración de 2.83 mg/l, que corresponden a unas densidades de *Phormidium* de 242.500 cel/ml y 17.500, respectivamente.

Tabla 19 Relación de Pearson

Relación	Valor	Fuerza de la relación
Densidad algal / Clorofila	0,6	Fuerte
Densidad algal / Geosmina	0,8	Fuerte
Densidad algal / 2-MIB	0,7	Fuerte
Clorofila / Geosmina	0,7	Fuerte
Clorofila / 2-MIB	0,6	Fuerte

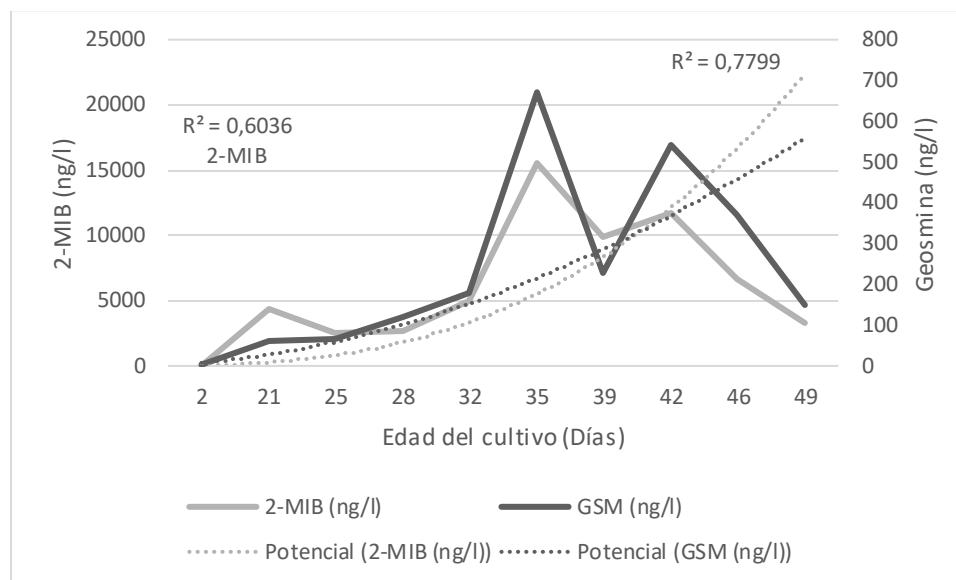
Fuente: autor

7.2.2. Relación de clorofila *a* con Geosmina y 2-MIB

Se reporta relación fuerte de la clorofila *a*, con la generación de los metabolitos de Geosmina y 2-MIB, formados por la *Phormidium*, con $P = 0.7$ y 0.6 , respectivamente. Indicando que la medición de clorofila *a*, puede ser una medición indirecta de la presencia en el agua de Geosmina y 2-MIB.

En la Grafica 5, se reporta el comportamiento de generación de Geosmina y 2-MIB, durante el cultivo de 49 días, observándose que las concentraciones de 2-MIB estuvieron en el rango de 2 a 15.540 ng/l, mientras que las concentraciones de la Geosmina iniciaron en 3 ng/l, llegando hasta 671 ng/l. La baja producción de Geosmina en comparación con la del 2-MIB, se debe a que este metabolito se genera en el citosol acuso (Juttner & Watson, 2017), permaneciendo en su mayoría intracelular (Zhang, y otros, 2017) y solo permitiendo una mínima liberación extracelular, durante las fases de crecimiento; sin embargo, aunque la mayoría del 2-MIB permanece dentro de la célula hasta el decline o muerte (Watson, y otros, 2015), este metabolito se ve más influenciado por las condiciones del medio, como lo son la temperatura y el COD (ver Tabla 20), ocasionando mayor crecimiento algal, lo cual lleva a una fase de decline rápidamente (Watson, y otros, 2015) y a una mayor liberación pasiva en forma extracelular, produciendo mayores concentraciones de 2-MIB en el medio (Watson, y otros, 2015).

Grafica 5 2-MIB, Geosmina en edad del cultivo



Fuente: autor

Los olores terrosos se asocian a cianobacterias, sin embargo, la Geosmina se asocia típicamente a los ambientes pelágicos mientras que 2-MIB se liga a la producción litoral (Davies, Roxborough, & Mazumder, 2004). La *Phormidium* cumple un ciclo teniendo 3 fases, colonización, acumulación o crecimiento y desprendimiento, en el día 39 la *Phormidium* estuvo en su fase de desprendimiento siendo causado por muerte celular o desprendimiento del sustrato para poder llegar al día 42 a su fase de acumulación.

Tabla 20 Relación entre densidad algal y parámetros fisicoquímicos.

Relación	Valor	Fuerza de la relación
<i>Densidad algal / Ph</i>	0,8	Fuerte
<i>Densidad algal / Temperatura</i>	0,9	Fuerte
<i>Densidad algal / Conductividad</i>	0,7	Fuerte
<i>Densidad algal / COD</i>	0,5	Fuerte

Fuente: autor

Capítulo 8

Conclusiones

Se identificaron algas perifíticas en el recorrido realizado, tomando cinco puntos con mayor floración algal, para la determinación de la relación de las variables fisicoquímicas con la identificación taxonómica, se encontró que el punto donde se presentaba el problema es la bocATOMA, teniendo como dominancia de generar Geosmina y 2-MIB es *Phormidium* por referencias bibliográficas, este punto se caracteriza por tener ICAs y ICOs buenos, presentando un rango de SUVA ($< 2 \text{ L/mg.m}$) teniendo una caracterización de la MON por ser no húmica e hidrófila, según (McAllister, Wood, & Hawes, 2016) establece que la cianobacteria denominada *Phormidium* tienden a crecer adheridas a un sustrato ya sea roca, troncos leñosos, musgos, plantas vasculares y masas de raíces, con optimas variables fisicoquímicas y con índices de calidad buenos.

Los tres métodos evaluados para el crecimiento algal que presento mayor densidad fue polietileno de baja densidad en medio cianofílico, donde se verificó por muestras microscópicas la relación entre los nutrientes de la columna de agua y los blooms algales, siendo más importantes y más evidentes durante la etapa de adaptación. Se ha demostrado que los factores ambientales (como la intensidad de la luz, la temperatura, las concentraciones de iones, los nutrientes en el agua) modulan la tasa de producción de compuestos de olor, el deterioro máximo del olor de este grupo sólo tiene liberación al final de la floración (Juttner & Watson, 2017)

Este estudio confirma lo planteado por (Chorus & Bartram, 1999) que la clorofila es un indicador de presencia del fitoplancton, con una relación de $P= 0.6$, teniendo en cuenta que la Geosmina se da en el citosol acuoso (Juttner & Watson, 2017) presentando una relación de $P= 0.8$ con la densidad algal y el 2-MIB es influenciado por el COD a altas temperaturas (Watson, y otros, 2015), los compuestos orgánicos volátiles presentan mayor dificultad de eliminar extracelular que intracelular liberando moléculas de Geosmina y 2-MIB en fracción disuelta y fracción celular (Juttner & Watson, 2017)

Se encontró una relación fuerte entre densidad algal con Geosmina y 2-MIB por lo tanto esta especie de cianobacteria (*Phormidium*) es la responsable del problema de olor y sabor en el acueducto en la planta de Bosconia (amb), el principal objetivo fue definir la relación entre la cianobacteria (*Phormidium*) presente en la bocATOMA del rio Suratá con la molécula de Geosmina y 2-MIB, estableciendo que a partir del primer día había presencia de cianobacterias generadas por metabolitos que producen la clorofila. Indicando que entre más blooms algales, hay más presencia de clorofila, Geosmina y 2-MIB en el medio a estudiar.

Capítulo 9

Recomendaciones

Para futuras investigaciones se debe tener en cuenta estudios a nivel de campo, evaluando el área afectada estacionalmente, se encuentra por bibliografía que el crecimiento rápido se presenta en épocas de verano y en épocas de invierno el crecimiento es más lento, debido a las altas velocidades de flujo imposibilitando la adaptación de las cianobacterias fácilmente al medio (McAllister, Wood, & Hawes, 2016); de la misma manera evaluar la tasa de crecimiento algal, desarrollando pruebas pilotos de clorofila en campo directamente en sustratos ya sea rocas o lodos, la cianobacteria se caracteriza por estar presente en ríos pedregosos y el río Suratá presenta características similares de fácil adaptación.

Con los resultados de las concentraciones de Geosmina y 2-MIB se utilizarán para hacer pruebas de tratabilidad.

Lista de Referencias

- amb. (2017). <http://www.amb.com.co>. Obtenido de <http://www.amb.com.co>: <http://www.amb.com.co/firmInformacion.aspx?inf=36>
- amb. (2017). *Remoción de sabor asociado a las algas perifíticas en la planta de Bosconia del acueducto metropolitano de Bucaramanga*. Bucaramanga, Colombia: amb.
- APHA, AWWA, & WPCF. (1985). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 21 Ed.
- Arjona, S., & Torres, P. (2012). Efecto del punto de precloración sobre la formación de trihalometanos en procesos convencionales de potabilización de agua. *Revista Ingenierías Universidad Medellín*.
- Arvola, L. (1981). Spectrophotometric determination of chlorophyll-a and phaeopigments in ethanol extractions. *Annales Botanici Fennici*, Vol. 18, No. 3 (1981), pp. 221-227.
- Azcon, J., & Talon, M. (1993). *Fisiología y Bioquímica vegetal*. McGraw Hill Intramericana.
- Barbour, M., Gerritsen, J., Snyder, B., & Stribling, J. (1999). *Rapid Bioassessment Protocols For Use in Streams and Wadeable Rivers: Periphyton, Benthic Macroinvertebrates, and Fish*. Environmental Protection Agency, Washington, D.C.
- Bellinger, E., & Sigeo, D. (2010). *Freshwater algae: identification and use as bioindicators*. Wiley-Blackwell.
- Bonilla, S., Haakonsson, S., Somma, A., Gravier, A., Britos, A., Vidal, L., . . . Pérez, M. (2015). Cianobacterias y cianotoxinas en ecosistemas límnicos de Uruguay. *Revista del laboratorio tecnologico de Uruguay*.
- Brian, O. (2018). *WATER RESEARCH CENTER*. Obtenido de Obtenido de Monitoring the Quality of Surface Waters:: <http://www.water-research.net/index.php/watertreatment/water-monitoring/monitoring-the-quality-of-surfacewaters>
- Brower, & Zar. (1984). *Field and laboratory methods for general ecology*. Wm. C. Brown Co. Dubuque, Iowa, 226 pp.
- Carrasco, D. (2007). *Cianobacterias planctónicas y cianotoxinas en embalses españoles*. Madrid: Universidad Autónoma de Madrid.
- Castro, Y., & Reyes, P. (2016). *Remoción de nitrógeno y fósforo de un efluente anaerobio mediante la inmovilización de microalgas*. Bucaramanga: Universidad pontificia bolivariana.
- CDMB. (2018). *Plan de ordenamiento y manejo ambiental subcuenca Rio Suratá*. Bucaramanga. Obtenido de CDMB.
- Chorus, I., & Bartram, J. (1999). Toxic Cyanobacteria in Water: a Guide to Their Public Health Consequences. *Monitoring and Management*, 491.
- Clarke. (1993). A method of linking multivariate community structure to environmental variables. *Marine Ecology Progress Series*, 92: 205-219.

- Davies, J. M., Roxborough, M., & Mazumder, A. (2004). Origins and implications of drinking water odours in lakes and reservoirs of British Columbia, Canada. *Water Research*, 38 (2004) 1900 - 1910.
- DEPARTMENT OF ENVIRONMENT AND CONSERVATION. (2011). Newfoundland and Labrador, Study on Characteristics and Removal of Natural Organic Matter in Drinking Water Systems in. *Newfoundland Labrador*.
- ELSEVIER. (1998). *ELSEVIER*. Obtenido de ELSEVIER: <http://www.elsevier.com>
- García, C. (2011). *Estadística descriptiva y probabilidades para ingenieros*. Lima: Empresa editora MACRO E.I.R.L.
- Gonzales, R. A. (2000). Alternativas en el cultivo de microalgas. *Escuela Superior Politécnica del Litoral*.
- Guanghui, H. D., & Ibrahim, A. (2015). Correlation between SUVA and DBP formation during chlorination and chloramination of NOM fractions from different sources. *Chemosphere*, (130) 82-89.
- Guarnizo, D. M. (2016). Elaboración de un sistema estadístico de control de algas que deterioran las propiedades organolépticas del agua de consumo en la zona de captación de agua potable para la ciudad de Guayaquil. *Escuela superior politécnica litoral*.
- HACH. (2005). Procedures Manual, DR5000 Spectrophotometer. . *Germany: Printed in Germany*. .
- Hee-Mock, O., Chi-Yong, A., & Jae-Won, L. (2017). Community patterning and identification of predominant factors in algal bloom in Daechung Reservoir (Korea) using artificial neural networks. *ScienceDirect*, 109 - 118.
- IDEAM. (2018). *IDEAM*. Obtenido de IDEAM: http://www.pronosticosyalertas.gov.co/informacion-diaria-de-precipitacion-y-temperatura-de-los-principales-aeropuertos-del-pais/-/document_library_display/Lt2Ln17x39tn/view/38923130?_110_INSTANCE_Lt2Ln17x39tn_redirect=http%3A%2F%2Fwww.pronosticosyalertas
- Imai, Fukushima, & Kim, M. (2001). Fractionation and characterization of dissolved organic matter in a shallow eutrophic lake, its inflowing rivers, and other organic matter sources. *Water Research*, 35(17): 4019–4028.
- Jardine, C. (1999). Detection of Odour and Health Risk Perception of Drinking Water. *Water Science and Technology*.
- JSTOR. (2000 - 2018). *JSTOR*. Obtenido de JSTOR: www.jstor.org
- Juttner, F., & Watson, S. B. (2017). Biochemical and Ecological Control of Geosmin and 2-Methylisoborneol in Source Waters. *Applied and environmental microbiology*.
- Kirchmer, C. (2000). Control del olor y sabor. *BVSDE Colombia*.
- Kommareddy, A. (2013). Study of light as a parameter in the growth of algae in a photo bioreactor. *An ASAE Meeting Presentation*.
- Kurano, K., Zhang, N., & Miyachi, S. (2002). Optimized aeration by carbon dioxide gas for microalgal production and mass transfer characterization in a vertical flat-plate photobioreactor. *Bioprocess Biosyst*, 91 - 107.
- Laboratorio Estudios Ambientales. (2018). *Resultados físicoquímicas de muestras del Suratá*. Bucaramanga: Universidad Pontificia Bolivaria.

- Lorenzen, C. (1967). determination of chlorophyll and phaeopigments: spectrophotometric equations. *Limnology and oceanography*, 343 - 346.
- Marker, A., Crowther, C., & Gunn, R. (1980). Methanol and acetone as solvents for estimating chlorophyll-a and phaeopigments by spectrophotometry. *Archives of Hydrobiology Bulletin. Ergebnisse der Limnologie*, 14. 52-69.
- McAllister, T., Wood, S., & Hawes, I. (2016). The rise of toxic benthic *Phormidium* proliferations: A review of their taxonomy, distribution, toxin content and factors regulating prevalence and increased severity. *Elsevier*, 282 - 294.
- McGuire, M. (1995). Off-Flavor as the Consumer's Measure of Drinking Water Safety. *Water Science and Technology*.
- Menéndez, M. (2009). Manual de procedimientos analíticos para muestras ambientales 7004UY. *DINAMA*.
- Meriluoto, J., Spoof, L., & Codd, G. (2017). *Handbook of Cyanobacterial Monitoring and Cyanotoxin Analysis*. European cooperation in science and technology.
- Mohemani, N. (2012). *Algae for biofuels and energy*. Springer.
- Nguyen, Westerhoff, Bake, Q, H., & Sommerfeld, 2. (2005). Characteristics and reactivity of algae-produced dissolved organic carbon. *Journal of Environmental Engineering*, 131(11): 1574–1582.
- Olivares, A. (2013). *Abundancia y distribución de Cianobacterias*. San Salvador.
- Parker, S., Bowden, W., & Flinn, M. (2016). The effect of acid strength and postacidification reaction time on the determination of chlorophyll a in ethanol extracts of aquatic periphyton. *Limnology and Oceanography: Methods*, 839 - 852.
- Proulx, F., Rodriguez, M., & Sérodes, J. (2012). Spatio-temporal variability of taste and odors of drinking water within a distribution system. *Journal of Environmental Management*, 12 - 20.
- Pulx. (2001). Photobioreactors: production systems for phototrophic microorganisms. *Appl Microbiol Biotechnol*, 57: 287 - 297.
- Quesada, A. (2005). Toxicidad de cianobacterias. *Biología y ecología de las cianotoxinas. CEDEX*, 149 - 156.
- Quesada, D., & Cirés, S. (2006). *Cianobacterias en aguas de consumo y recreo*. Madrid.
- Rainer, K., Karina, S., Annick, W., & Nico, S. (2017). *Molecular tools for the detection and quantification of toxigenic Cyanobacteria*. Wiley.
- Ramirez, Restrepo, & Viña. (1997). Cuatro índices de contaminación para caracterización de aguas continentales. Formulación y aplicaciones. *Ciencia, tecnología y futuro*.
- Reynolds. (1997). Cyanobacterial Water-blooms. *Biology*, 50: 537 - 581.
- Ritchie, R. (2006). Consistent sets of spectrophotometric Chlorophyll equations for acetone, methanol and ethanol solvents. *Photosynth Res*, 89: 27 - 41.
- Ruiz, M. A. (2011). Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente. *Universidad Politécnica de Valencia*, 102.
- ScienceDirect. (30 de Noviembre de 2004). *ScienceDirect*. Obtenido de ScienceDirect: <http://www.sciencedirect.com>

- Solano, D. (2008). Diagnóstico de la calidad del agua de la Microcuenca Sancotea. *Investigación y tecnología*.
- SPRINGER. (s.f.). *SPRINGER*. Obtenido de SPRINGER: <https://link.springer.com>
- Stax, O. (3 de Marzo de 2015). *The Light-Dependent Reactions of Photosynthesis*. Obtenido de Open Stax CNX: <https://cnx.org/contents/-CmzvUct@11/The-Light-Dependent-Reactions->
- UTEX. (2017). *UTEX*. Obtenido de UTEX: <https://utex.org/pages/algal-culture-media-recipes>
- Valdéz, J. R. (2012). TECNOLOGÍA DE CULTIVO DE MICROALGAS EN FOTOBIOREACTORES. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*.
- Vélez, A., Lozano, S., & Caceres, K. (2016). Diversidad de fitoplancton como indicador de calidad de agua en la cuenca baja del río Lurín, Lima, Perú. *Ecología aplicada*.
- Wang, C., & Horsman, M. (2012). Closed photobioreactors for microalgal production biomasses. *Biotechnology Advances*, 901 - 911.
- Watson, S., Whitton, B., Higgins, S., Paerl, H., Brooks, B., & Wehr, J. (2015). Harmful Algal Blooms. *ResearchGate*.
- Wetzel, R. G., & Likens, G. E. (2001). *Limnological Analyses*. Springer-Verlag New York.
- Whitton, B., & Potts, M. (2000). The ecology of cyanobacteria. *Kluwer Academic Publishers*, 1 - 11.
- Wood, S., Atalah, J., Wagenhoff, A., Brown, L., & Doebling, K. (2016). Effect of river flow, temperature, and water chemistry on proliferations of the benthic anatoxin-producing cyanobacterium *Phormidium*. *Freshwater Science*, 63 - 76.
- Zhang, J., Li, L., Qiu, L., Wang, X., Meng, X., You, Y., . . . Ma, W. (2017). Effects of Climate Change on 2-Methylisoborneol Production in Two Cyanobacterial Species. *Water*.
- Zhang, T.-Y. (2016). Formation of organic chloramines during chlor(am)ination and UV/chlor(am)ination of algae organic matter in drinking water. *Water Research*, 189-196.

Anexos

Tabla 21 Medio de cultivo cianofílico.

Componente	Cantidad g/l	Concentración final mM
KNO ₃ Nitrato de Potasio	5	50
K ₂ HPO ₄ - Fosfato Monopotásico	0.039	0.028
MgSO ₄ · 7H ₂ O - Sulfato de Magnesio heptahidratado	0.05	0.2
Solución de metales		6 ml/l
Na ₂ EDTA · 2H ₂ O	0.15	2
FeCl ₃ · 6H ₂ O - Cloruro de Hierro hexahidratado	0.097	0.36
MnCl ₂ · 2H ₂ O	0.033	0.21
ZnSO ₄ · 7H ₂ O	0.016	0.05
CoCl ₂ · 6H ₂ O	0.002	0.0084
MoO ₃	0.002	0.014

Fuente: (UTEX, 2017)

Tabla 22 Principales divisiones de algas con sus datos de riqueza de especies.

Especie	Bocatom a	Majada s	Confluencia Surata	Confluencia Tona	Rebosader o	Total
Achnanthacea e ND1	0	63	104	1870	1402	3439
Aphanocapsa sp.1	0	0	0	0	200	200
Audouinella sp.	0	10	0	0	0	10
Aulacoseira sp.1	0	0	0	0	601	601
Ceratium cf. Furcoides	0	0	0	188	401	588
Closterium sp.1	0	0	21	0	0	21
Cocconeis sp.	0	156	0	5075	801	6032
Cosmarium cf. Leave	0	10	21	0	0	31
Cyclotella sp.	0	0	0	42	0	42
Cymbella sp.	63	0	0	1335	0	1398
Cymbella sp.1	0	0	0	0	1202	1202
Cymbella sp.2	0	0	0	3205	1002	4207

Encyonema sp.	546	94	83	0	0	723
Epithemia sp.1	0	0	0	1870	1603	3472
Eunotia sp.1	0	0	396	0	0	396
Fragilaria cf. Capucina	1275	2885	0	62233	60697	127090
Fragilaria sp.1	0	0	0	52	200	252
Frustulia sp.	42	0	0	0	0	42
Gomphonema cf. Augur	0	83	83	801	7412	8380
Gomphonema cf. Clavatum	0	0	0	17219	3405	20624
Gyrosigma sp.	182	0	31	534	0	748
Hantzschia sp.	182	0	0	0	0	182
Heteroleiblein ia sp.	182	240	604	3739	0	4765
Komvophoro n sp.1	0	0	0	0	83	83
Lepocinclis sp.	0	0	0	63	0	63
Leptolynghya sp.	2732	52	42	1870	0	4695
Luticola sp.	18029	31	146	534	21	18761
Lynghya sp.	0	177	52	534	0	763
Melosira sp.	2914	427	135	4541	104	8121
Mougeotia sp.	0	0	0	267	146	413
Navicula sp.1	1275	208	21	2671	1202	5377
Navicula sp.2	2185	115	188	4006	2804	9298
Navicula sp.3	0	0	0	0	1002	1002
Nitzschia cf. Clausii	1093	0	0	0	0	1093
Nitzschia cf. Palea	1457	0	21	0	401	1878
Nitzschia cf. Palea	0	31	0	0	0	31
Nitzschia sp.1	17483	323	375	267	1002	19449
Nitzschia sp.2	911	188	21	0	0	1119
Nitzschia sp.3	2185	21	0	0	0	2206
Oedogonium sp.	0	10	0	1335	2604	3950

Phormidium cf.	1639	0	0	267	0	1906
Fonticolum Phormidium sp.	4006	0	21	2404	801	7232
Pinnularia cf. Gibba	0	0	0	0	10	10
Pseudanabaen a sp.	182	31	0	0	0	213
Reimeria sp.	0	0	167	42	401	609
Rhopalodia cf. Gibba	0	0	0	267	4407	4674
Scenedesmus cf. Ecornis	0	0	0	267	401	668
Spirogyra sp.	0	0	0	0	7212	7212
Staurostrum cf.	0	0	0	267	200	467
Chaetoceras Stenopterobia sp.	182	0	0	0	0	182
Stigeocloniu m sp.	0	0	4802	5342	1402	11546
Tabellaria sp.	546	0	0	0	0	546
Tryblionella sp.1	182	0	104	0	401	687
Total	59472	5156	7438	123107	103530	298702

Fuente: autor

Tabla 23 Análisis de correlación.

Nombre	Alcalinidad	Ph	T° Agua	T° Ambiente	OD	%OD	Turbiedad	Color
<i>Achnanthaceae</i>								
<i>ND1</i>	0,97	0,79	0,46	0,38	- 0,60	-0,05	-0,92	-0,99
<i>Aphanocapsa</i> <i>sp.1</i>	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59	-0,56	-0,51
<i>Audouinella sp.</i>	-0,18	- 0,06	-0,45	-0,67	0,61	0,35	0,27	0,48
<i>Aulacoseira</i> <i>sp.1</i>	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59	-0,56	-0,51
<i>Ceratium cf.</i> <i>Furcoides</i>	0,82	0,81	0,41	0,02	- 0,45	0,37	-0,84	-0,85
<i>Closterium sp.1</i>	-0,53	- 0,10	0,63	0,58	- 0,52	-0,71	0,14	0,30
<i>Cocconeis sp.</i>	0,79	0,47	0,28	0,54	- 0,49	-0,38	-0,67	-0,79
<i>Cosmarium cf.</i> <i>Leave</i>	-0,62	- 0,13	0,40	0,25	- 0,21	-0,53	0,28	0,54
<i>Cyclotella sp.</i>	0,69	0,35	0,24	0,58	- 0,45	-0,47	-0,57	-0,69
<i>Cymbella sp.</i>	0,67	0,32	0,21	0,58	- 0,43	-0,47	-0,54	-0,68
<i>Cymbella sp.1</i>	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59	-0,56	-0,51
<i>Cymbella sp.2</i>	0,87	0,57	0,34	0,52	- 0,54	-0,30	-0,77	-0,88
<i>Encyonema sp.</i>	-0,62	- 0,92	-0,74	-0,29	0,66	0,20	0,84	0,60
<i>Epithemia sp.1</i>	0,97	0,79	0,43	0,32	- 0,57	0,03	-0,92	-0,99
<i>Eunotia sp.1</i>	-0,53	- 0,10	0,63	0,58	- 0,52	-0,71	0,14	0,30
<i>Fragilaria cf.</i> <i>Capucina</i>	0,97	0,81	0,42	0,26	- 0,54	0,11	-0,92	-0,98
<i>Fragilaria sp.1</i>	0,69	0,76	0,37	-0,10	- 0,36	0,48	-0,73	-0,72
<i>Frustulia sp.</i>	-0,47	- 0,84	-0,71	-0,25	0,59	0,24	0,72	0,43
<i>Gomphonema</i> <i>cf. Augur</i>	0,58	0,70	0,33	-0,19	- 0,29	0,55	-0,64	-0,60
<i>Gomphonema</i> <i>cf. Clavatum</i>	0,81	0,50	0,31	0,55	- 0,51	-0,37	-0,70	-0,82

<i>Gyrosigma</i> sp.	0,52	0,07	0,04	0,56	- 0,29	-0,45	-0,33	-0,55
<i>Hantzschia</i> sp.	-0,47	- 0,84	-0,71	-0,25	0,59	0,24	0,72	0,43
<i>Heteroleibleinia</i> sp.	0,60	0,31	0,30	0,66	- 0,50	-0,59	-0,52	-0,63
<i>Komvophoron</i> sp.1	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59	-0,56	-0,51
<i>Lepocinclis</i> sp.	0,69	0,35	0,24	0,58	- 0,45	-0,47	-0,57	-0,69
<i>Leptolyngbya</i> sp.	-0,01	- 0,57	-0,52	0,14	0,27	-0,09	0,32	-0,03
<i>Luticola</i> sp.	-0,45	- 0,83	-0,71	-0,23	0,58	0,22	0,71	0,42
<i>Lyngbya</i> sp.	0,61	0,34	0,16	0,44	- 0,32	-0,45	-0,49	-0,54
<i>Melosira</i> sp.	0,37	- 0,18	-0,23	0,38	- 0,04	-0,30	-0,09	-0,38
<i>Mougeotia</i> sp.	0,94	0,70	0,40	0,44	- 0,57	-0,15	-0,87	-0,96
<i>Navicula</i> sp.1	0,76	0,27	0,01	0,34	- 0,26	-0,08	-0,52	-0,77
<i>Navicula</i> sp.2	0,79	0,36	0,08	0,30	- 0,32	0,05	-0,59	-0,84
<i>Navicula</i> sp.3	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59	-0,56	-0,51
<i>Nitzschia</i> cf. <i>Clausii</i>	-0,47	- 0,84	-0,71	-0,25	0,59	0,24	0,72	0,43
<i>Nitzschia</i> cf. <i>Palea</i>	-0,35	- 0,68	-0,64	-0,32	0,54	0,40	0,59	0,31
<i>Nitzschia</i> cf. <i>Palea</i>	-0,18	- 0,06	-0,45	-0,67	0,61	0,35	0,27	0,48
<i>Nitzschia</i> sp.1	-0,45	- 0,82	-0,70	-0,26	0,59	0,26	0,70	0,42
<i>Nitzschia</i> sp.2	-0,53	- 0,88	-0,82	-0,39	0,73	0,30	0,81	0,56
<i>Nitzschia</i> sp.3	-0,47	- 0,84	-0,72	-0,26	0,60	0,24	0,72	0,44
<i>Oedogonium</i> sp.	0,84	0,82	0,42	0,05	- 0,46	0,35	-0,85	-0,87
<i>Phormidium</i> cf. <i>Fonticolum</i>	-0,36	- 0,80	-0,69	-0,16	0,53	0,16	0,64	0,33
<i>Phormidium</i> sp.	0,04	- 0,51	-0,52	0,05	0,28	0,07	0,27	-0,09

<i>Pinnularia cf. Gibba</i>	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59	-0,56	-0,51
<i>Pseudanabaena sp.</i>	-0,51	- 0,87	-0,81	-0,38	0,72	0,31	0,79	0,53
<i>Reimeria sp.</i>	0,36	0,67	0,61	0,06	- 0,52	0,26	-0,59	-0,49
<i>Rhopalodia cf. Gibba</i>	0,54	0,67	0,31	-0,22	- 0,27	0,57	-0,61	-0,56
<i>Scenedesmus cf. Ecornis</i>	0,90	0,83	0,43	0,13	- 0,51	0,26	-0,89	-0,93
<i>Spirogyra sp.</i>	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59	-0,56	-0,51
<i>Staurostrum cf. Chaetoceras</i>	0,97	0,77	0,42	0,36	- 0,58	-0,03	-0,91	-0,99
<i>Stenopterobia sp.</i>	-0,47	- 0,84	-0,71	-0,25	0,59	0,24	0,72	0,43
<i>Stigeoclonium sp.</i>	0,31	0,40	0,81	0,96	- 0,90	-0,88	-0,54	-0,52
<i>Tabellaria sp.</i>	-0,47	- 0,84	-0,71	-0,25	0,59	0,24	0,72	0,43
<i>Tryblionella sp.1</i>	0,15	0,26	0,14	-0,23	- 0,11	0,55	-0,22	-0,26

Fuente: autor

Tabla 24 Continuación de análisis de correlación.

Nombre	Conductividad	Dureza	Sólidos Totales	Sólidos Suspendidos	Sólidos Disueltos	Sólidos Volátiles
<i>Achnanthaceae ND1</i>	0,86	0,78	-0,57	-0,86	-0,45	-0,20
<i>Aphanocapsa sp.1</i>	0,43	0,89	-0,44	-0,37	-0,39	0,35
<i>Audouinella sp.</i>	-0,34	-0,51	0,87	-0,08	0,91	0,56
<i>Aulacoseira sp.1</i>	0,43	0,89	-0,44	-0,37	-0,39	0,35
<i>Ceratium cf. Furcoides</i>	0,71	0,99	-0,58	-0,67	-0,48	0,14
<i>Closterium sp.1</i>	0,09	-0,33	-0,39	0,34	-0,46	-0,73
<i>Cocconeis sp.</i>	0,67	0,33	-0,34	-0,73	-0,23	-0,39
<i>Cosmarium cf. Leave</i>	-0,08	-0,58	0,05	0,30	0,00	-0,45
<i>Cyclotella sp.</i>	0,59	0,19	-0,29	-0,65	-0,19	-0,45
<i>Cymbella sp.</i>	0,56	0,18	-0,28	-0,62	-0,19	-0,44

<i>Cymbella sp.1</i>	0,43	0,89	-0,44	-0,37	-0,39	0,35
<i>Cymbella sp.2</i>	0,75	0,48	-0,44	-0,78	-0,32	-0,35
<i>Encyonema sp.</i>	-0,87	-0,41	0,35	0,85	0,23	0,28
<i>Epithemia sp.1</i>	0,84	0,83	-0,58	-0,84	-0,46	-0,13
<i>Eunotia sp.1</i>	0,09	-0,33	-0,39	0,34	-0,46	-0,73
<i>Fragilaria cf. Capucina</i>	0,82	0,87	-0,56	-0,84	-0,45	-0,07
<i>Fragilaria sp.1</i>	0,60	0,97	-0,53	-0,55	-0,46	0,24
<i>Frustulia sp.</i>	-0,77	-0,24	0,24	0,76	0,13	0,27
<i>Gomphonema cf. Auqur</i>	0,50	0,93	-0,48	-0,45	-0,42	0,30
<i>Gomphonema cf. Clavatum</i>	0,70	0,38	-0,38	-0,74	-0,28	-0,39
<i>Gyrosigma sp.</i>	0,35	0,09	-0,24	-0,39	-0,18	-0,42
<i>Hantzschia sp.</i>	-0,77	-0,24	0,24	0,76	0,13	0,27
<i>Heteroleibleinia sp.</i>	0,58	0,10	-0,30	-0,60	-0,21	-0,55
<i>Komvophoron sp.1</i>	0,43	0,89	-0,44	-0,37	-0,39	0,35
<i>Lepocinclis sp.</i>	0,59	0,19	-0,29	-0,65	-0,19	-0,45
<i>Leptolyngbya sp.</i>	-0,35	-0,12	0,05	0,31	0,01	-0,03
<i>Luticola sp.</i>	-0,76	-0,24	0,23	0,75	0,12	0,26
<i>Lyngbya sp.</i>	0,52	-0,01	-0,04	-0,68	0,07	-0,35
<i>Melosira sp.</i>	0,08	0,00	-0,07	-0,17	-0,05	-0,23
<i>Mougeotia sp.</i>	0,81	0,67	-0,52	-0,84	-0,40	-0,25
<i>Navicula sp.1</i>	0,44	0,49	-0,34	-0,51	-0,27	-0,14
<i>Navicula sp.2</i>	0,49	0,69	-0,48	-0,50	-0,41	-0,08
<i>Navicula sp.3</i>	0,43	0,89	-0,44	-0,37	-0,39	0,35
<i>Nitzschia cf. Clausii</i>	-0,77	-0,24	0,24	0,76	0,13	0,27
<i>Nitzschia cf. Palea</i>	-0,68	0,00	0,12	0,69	0,01	0,37
<i>Nitzschia cf. Palea</i>	-0,34	-0,51	0,87	-0,08	0,91	0,56
<i>Nitzschia sp.1</i>	-0,76	-0,21	0,22	0,75	0,11	0,29
<i>Nitzschia sp.2</i>	-0,87	-0,37	0,43	0,78	0,32	0,39
<i>Nitzschia sp.3</i>	-0,78	-0,25	0,25	0,76	0,13	0,28
<i>Oedogonium sp.</i>	0,73	0,98	-0,58	-0,70	-0,49	0,12
<i>Phormidium cf. Fonticolum</i>	-0,69	-0,22	0,20	0,67	0,10	0,21

<i>Phormidium</i> sp.	-0,34	0,05	-0,02	0,31	-0,07	0,07
<i>Pinnularia</i> cf. <i>Gibba</i>	0,43	0,89	-0,44	-0,37	-0,39	0,35
<i>Pseudanabaena</i> sp.	-0,85	-0,34	0,40	0,77	0,29	0,38
<i>Reimeria</i> sp.	0,55	0,81	-0,66	-0,31	-0,63	-0,01
<i>Rhopalodia</i> cf. <i>Gibba</i>	0,47	0,91	-0,46	-0,41	-0,41	0,32
<i>Scenedesmus</i> cf. <i>Ecornis</i>	0,78	0,96	-0,60	-0,76	-0,49	0,05
<i>Spirogyra</i> sp.	0,43	0,89	-0,44	-0,37	-0,39	0,35
<i>Staurastrum</i> cf. <i>Chaetoceras</i>	0,84	0,79	-0,56	-0,85	-0,44	-0,17
<i>Stenopterobia</i> sp.	-0,77	-0,24	0,24	0,76	0,13	0,27
<i>Stigeoclonium</i> sp.	0,72	0,12	-0,69	-0,40	-0,65	-0,94
<i>Tabellaria</i> sp.	-0,77	-0,24	0,24	0,76	0,13	0,27
<i>Tryblionella</i> sp.1	0,11	0,75	-0,47	0,07	-0,49	0,30

Fuente: autor

Tabla 25 Continuación de análisis de correlación.

Nombre	UV ₂₅₄	DBO ₅	DQ _O	Nitratos	Nitrógeno Amoniacal	CO _T	Coliformes Totales	Coliformes Fecales
<i>Achnantheaceae</i> ND1	0,83	-0,07	0,07	-0,37	-0,29	- 0,38	-0,38	-0,74
<i>Aphanocapsa</i> sp.1	0,62	0,83	0,54	-0,64	0,41	- 0,20	-0,20	-0,45
<i>Audouinella</i> sp.	0,08	0,08	0,29	-0,31	-0,61	- 0,28	-0,27	-0,13
<i>Aulacoseira</i> sp.1	0,62	0,83	0,54	-0,64	0,41	- 0,20	-0,20	-0,45
<i>Ceratium</i> cf. <i>Furcoides</i>	0,84	0,52	0,40	-0,60	0,12	- 0,30	-0,34	-0,66
<i>Closterium</i> sp.1	-0,57	-0,30	- 0,84	-0,01	0,41	- 0,29	1,00	0,12
<i>Cocconeis</i> sp.	0,56	-0,57	- 0,21	-0,01	-0,59	- 0,28	-0,35	-0,54
<i>Cosmarium</i> cf. <i>Leave</i>	-0,53	-0,26	- 0,69	-0,16	0,10	- 0,43	0,86	0,06
<i>Cyclotella</i> sp.	0,44	-0,68	- 0,29	0,11	-0,61	- 0,23	-0,30	-0,45

<i>Cymbella</i> sp.	0,42	-0,68	- 0,28	0,15	-0,60	- 0,18	-0,32	-0,41
<i>Cymbella</i> sp.1	0,62	0,83	0,54	-0,64	0,41	- 0,20	-0,20	-0,45
<i>Cymbella</i> sp.2	0,66	-0,43	- 0,13	-0,10	-0,50	- 0,30	-0,37	-0,61
<i>Encyonema</i> sp.	-0,69	0,05	0,24	0,85	0,39	0,97	-0,13	0,96
<i>Epithemia</i> sp.1	0,85	0,03	0,15	-0,39	-0,23	- 0,35	-0,41	-0,73
<i>Eunotia</i> sp.1	-0,57	-0,30	- 0,84	-0,01	0,41	- 0,29	1,00	0,12
<i>Fragilaria</i> cf. <i>Capucina</i>	0,88	0,11	0,21	-0,44	-0,20	- 0,35	-0,43	-0,74
<i>Fragilaria</i> sp.1	0,76	0,67	0,48	-0,64	0,26	- 0,26	-0,28	-0,58
<i>Frustulia</i> sp.	-0,57	0,08	0,31	0,85	0,41	1,00	-0,23	0,90
<i>Gomphonema</i> cf. <i>Auget</i>	0,68	0,77	0,51	-0,65	0,35	- 0,23	-0,23	-0,51
<i>Gomphonema</i> cf. <i>Clavatum</i>	0,58	-0,53	- 0,19	-0,02	-0,55	- 0,27	-0,35	-0,55
<i>Gyrosigma</i> sp.	0,22	-0,70	- 0,25	0,42	-0,47	0,10	-0,34	-0,14
<i>Hantzschia</i> sp.	-0,57	0,08	0,31	0,85	0,41	1,00	-0,23	0,90
<i>Heteroleibleini</i> a sp.	0,35	-0,76	- 0,42	0,13	-0,60	- 0,26	-0,18	-0,42
<i>Komvophoron</i> sp.1	0,62	0,83	0,54	-0,64	0,41	- 0,20	-0,20	-0,45
<i>Lepocinclis</i> sp.	0,44	-0,68	- 0,29	0,11	-0,61	- 0,23	-0,30	-0,45
<i>Leptolyngbya</i> sp.	-0,27	-0,37	0,09	0,88	-0,02	0,79	-0,40	0,57
<i>Luticola</i> sp.	-0,57	0,05	0,29	0,86	0,40	1,00	-0,23	0,90
<i>Lyngbya</i> sp.	0,44	-0,72	- 0,29	0,00	-0,82	- 0,37	-0,31	-0,51
<i>Melosira</i> sp.	0,08	-0,62	- 0,08	0,62	-0,39	0,38	-0,45	0,11
<i>Mougeotia</i> sp.	0,77	-0,22	0,00	-0,24	-0,38	- 0,33	-0,40	-0,68
<i>Navicula</i> sp.1	0,51	-0,30	0,13	0,23	-0,31	0,15	-0,58	-0,26
<i>Navicula</i> sp.2	0,57	-0,07	0,23	0,12	-0,11	0,17	-0,55	-0,28
<i>Navicula</i> sp.3	0,62	0,83	0,54	-0,64	0,41	- 0,20	-0,20	-0,45
<i>Nitzschia</i> cf. <i>Clausii</i>	-0,57	0,08	0,31	0,85	0,41	1,00	-0,23	0,90

<i>Nitzschia cf. Palea</i>	-0,43	0,31	0,46	0,70	0,55	0,97	-0,28	0,81
<i>Nitzschia cf. Palea</i>	0,08	0,08	0,29	-0,31	-0,61	- 0,28	-0,27	-0,13
<i>Nitzschia sp.1</i>	-0,56	0,11	0,33	0,84	0,43	1,00	-0,23	0,90
<i>Nitzschia sp.2</i>	-0,59	0,09	0,36	0,82	0,30	0,97	-0,27	0,91
<i>Nitzschia sp.3</i>	-0,57	0,08	0,31	0,85	0,40	1,00	-0,23	0,90
<i>Oedogonium sp.</i>	0,85	0,48	0,39	-0,59	0,09	- 0,31	-0,35	-0,68
<i>Phormidium cf. Fonticolum</i>	-0,52	-0,04	0,27	0,90	0,32	0,99	-0,28	0,85
<i>Phormidium sp.</i>	-0,19	-0,17	0,24	0,82	0,13	0,85	-0,46	0,56
<i>Pinnularia cf. Gibba</i>	0,62	0,83	0,54	-0,64	0,41	- 0,20	-0,20	-0,45
<i>Pseudanabaena sp.</i>	-0,58	0,09	0,37	0,82	0,31	0,98	-0,28	0,91
<i>Reimeria sp.</i>	0,45	0,67	0,17	-0,67	0,54	- 0,36	0,20	-0,47
<i>Rhopalodia cf. Gibba</i>	0,66	0,80	0,53	-0,65	0,38	- 0,21	-0,22	-0,48
<i>Scenedesmus cf. Ecornis</i>	0,87	0,36	0,32	-0,54	0,00	- 0,33	-0,38	-0,71
<i>Spirogyra sp.</i>	0,62	0,83	0,54	-0,64	0,41	- 0,20	-0,20	-0,45
<i>Staurastrum cf.</i>	0,83	-0,05	0,10	-0,35	-0,28	- 0,34	-0,41	-0,72
<i>Chaetoceras Stenopterobia sp.</i>	-0,57	0,08	0,31	0,85	0,41	1,00	-0,23	0,90
<i>Stigeoclonium sp.</i>	0,08	-0,67	- 0,83	-0,06	-0,13	- 0,50	0,50	-0,42
<i>Tabellaria sp.</i>	-0,57	0,08	0,31	0,85	0,41	1,00	-0,23	0,90
<i>Tryblionella sp.1</i>	0,23	0,85	0,49	-0,28	0,76	0,20	-0,04	-0,01

Fuente: autor

Tabla 26 Correlación Statística con las variables fisicoquímicas.

Clase	Morfología	Alcalinidad	Ph	T° Agua	T° Ambiente	OD	% OD
Cyanophyta	Aphanocapsa sp.1	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59
Cyanophyta	Heteroleibleinia sp.	-0,49	- 0,06	0,54	0,50	- 0,41	- 0,74
Cyanophyta	Komvophoron sp.1	0,49	0,64	0,29	-0,25	- 0,23	0,59
Cyanophyta	Leptolyngbya sp.	-0,42	- 0,87	-0,70	-0,05	0,54	- 0,07
Cyanophyta	Lyngbya sp.	-0,27	- 0,05	-0,26	-0,46	0,43	0,10
Cyanophyta	Phormidium cf. Fonticolum	-0,40	- 0,81	-0,70	-0,19	0,55	0,19
Cyanophyta	Phormidium sp.	-0,16	- 0,65	-0,56	0,00	0,35	0,10
Cyanophyta	Pseudanabaena sp.	-0,35	- 0,35	-0,71	-0,77	0,83	0,44

Fuente: autor

Tabla 27 Continuación de la correlación Statística con las variables fisicoquímicas.

Clase	Morfología	Turbiedad	Color	Conductividad	Dureza	Sólidos Totales	Sólidos Suspendidos
Cyanophyta	Aphanocapsa sp.1	-0,56	- 0,51	0,43	0,89	-0,44	-0,37
Cyanophyta	Heteroleibleinia sp.	0,14	0,36	0,10	-0,54	-0,12	0,18
Cyanophyta	Komvophoron sp.1	-0,56	- 0,51	0,43	0,89	-0,44	-0,37
Cyanophyta	Leptolyngbya sp.	0,70	0,42	-0,71	-0,50	0,36	0,63
Cyanophyta	Lyngbya sp.	0,26	0,52	-0,26	-0,62	0,78	-0,07
Cyanophyta	Phormidium cf. Fonticolum	0,67	0,36	-0,72	-0,23	0,21	0,70
Cyanophyta	Phormidium sp.	0,44	0,09	-0,49	-0,04	0,01	0,51
Cyanophyta	Pseudanabaena sp.	0,53	0,64	-0,61	-0,60	0,98	0,17

Fuente: autor

Tabla 28 Continuación de la correlación Statistica con las variables fisicoquímicas.

Clase	Morfología	Solidos Disueltos	Solidos Volátiles	UV254	DBO5	DQO	Nitratos
Cyanophyta	Aphanocapsa sp.1	-0,39	0,35	0,62	0,83	0,54	-0,64
Cyanophyta	Heteroleibleinia sp.	-0,15	-0,67	-0,49	-0,48	-0,86	-0,10
Cyanophyta	Komvophoron sp.1	-0,39	0,35	0,62	0,83	0,54	-0,64
Cyanophyta	Leptolyngbya sp.	0,27	0,07	-0,60	-0,36	0,05	0,97
Cyanophyta	Lyngbya sp.	0,81	0,31	-0,04	-0,10	0,01	-0,32
Cyanophyta	Phormidium cf. Fonticolum	0,11	0,23	-0,54	0,00	0,28	0,88
Cyanophyta	Phormidium sp.	-0,07	0,10	-0,37	-0,09	0,23	0,87
Cyanophyta	Pseudanabaena sp.	0,98	0,67	-0,11	0,10	0,40	-0,03

Fuente: autor

Tabla 29 Continuación de la correlación Statistica con las variables fisicoquímicas.

Clase	Morfología	Nitrógeno Amoniacal	COT	Coliformes Totales	Coliformes Fecales
Cyanophyta	Aphanocapsa sp.1	0,41	-0,20	-0,20	-0,45
Cyanophyta	Heteroleibleinia sp.	0,03	-0,48	0,89	-0,02
Cyanophyta	Komvophoron sp.1	0,41	-0,20	-0,20	-0,45
Cyanophyta	Leptolyngbya sp.	0,03	0,87	-0,23	0,83
Cyanophyta	Lyngbya sp.	-0,60	-0,42	-0,02	-0,16
Cyanophyta	Phormidium cf. Fonticolum	0,35	0,99	-0,27	0,87
Cyanophyta	Phormidium sp.	0,30	0,94	-0,33	0,72
Cyanophyta	Pseudanabaena sp.	-0,49	0,05	-0,36	0,18

Fuente: autor

Tabla 30 Parámetros fisicoquímicos del medio de cultivo

<i>Días</i>	<i>pH</i>	<i>T (°C)</i>	<i>Conductividad (Ms/Cm)</i>	<i>OD (Mg/L)</i>	<i>% OD</i>	<i>COD (mg C/L)</i>
2	7,74	22	4,6	7,89	100,1	8,7
21	8,55	23,0	4,64	7,54	100,0	7,6
25	8,50	22,9	4,61	7,71	101,3	10,0
28	8,85	25,0	5,14	7,56	103,7	8,5
32	9,18	24,5	4,78	7,99	107,6	10,8
35	8,88	25,1	4,82	7,76	106,0	7,6
39	9,15	25,6	5,52	8,73	120,6	12,5
42	8,98	24,2	6,09	7,83	105,6	13,6
46	9,06	25,1	5,37	7,53	103,4	11,5
49	9,16	24,2	5,12	7,89	106,1	10,9

Fuente: autor

Tabla 31 Densidades algales, Clorofila a, Geosmina y 2_MIB

<i>Días</i>	<i>GSM (ng/l)</i>	<i>2-MIB (ng/l)</i>	<i>Clorofila (mg/l)</i>	<i>Densidad algal (cel/ml)</i>
2	3	2	2,83	17500
21	59	4360	16,84	32500
25	64	2450	16,09	102500
28	118	2690	27,16	172500
32	181	4969	10,69	197500
35	671	15540	31,30	222500
39	230	9890	7,98	192500
42	540	11790	33,77	242500
46	370	6660	17,92	230000
49	150	3280	11,07	122500

Fuente: autor

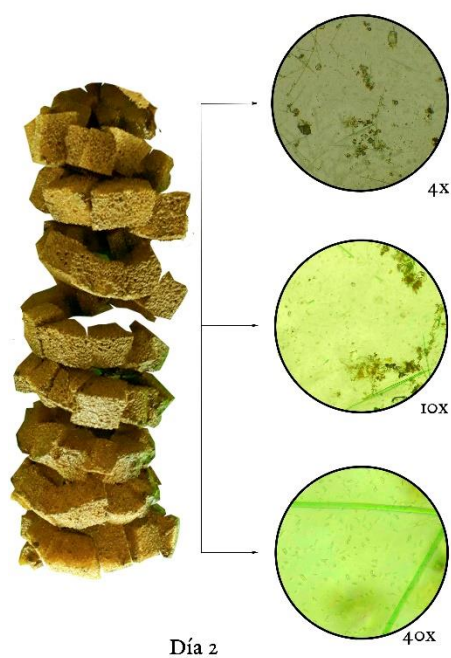
Tabla 32 Relación de Pearson

Relación	Valor	Fuerza de la relación
<i>Densidad algal / % OD</i>	0,7	Fuerte
<i>Clorofila / SUVA</i>	0,6	Fuerte
<i>Geosmina / Temperatura</i>	0,6	Fuerte
<i>Geosmina / Conductividad</i>	0,5	Fuerte
<i>Geosmina / % OD</i>	0,5	Fuerte
<i>2-MIB / Temperatura</i>	0,6	Fuerte
<i>2-MIB / Conductividad</i>	0,5	Fuerte

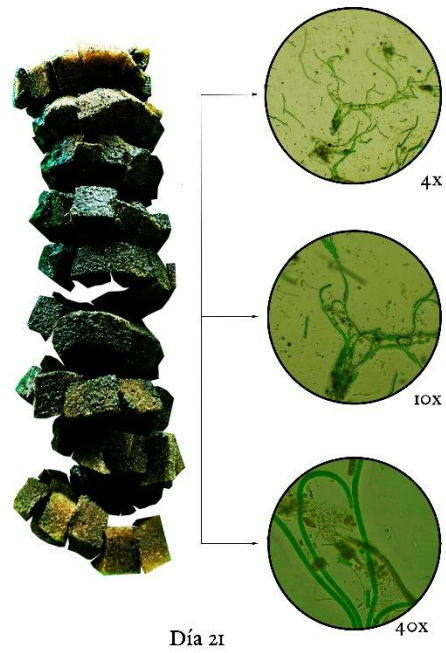
Fuente: autor

Imágenes de bioaugmentación del cultivo.

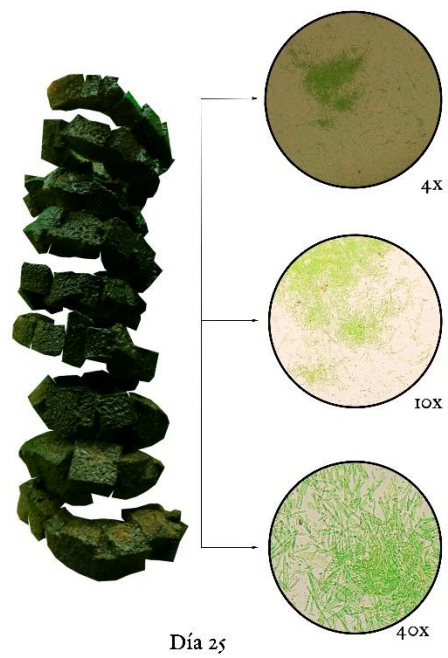
Figura 11 Día 0



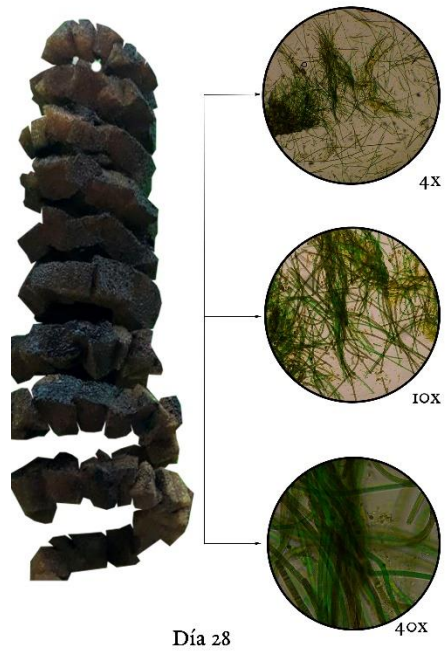
Fuente: autor

Figura 12 Día 21

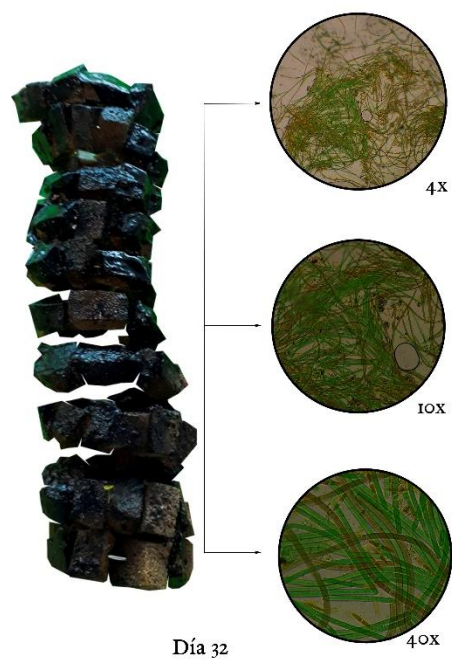
Fuente: autor

Figura 13 Día 25

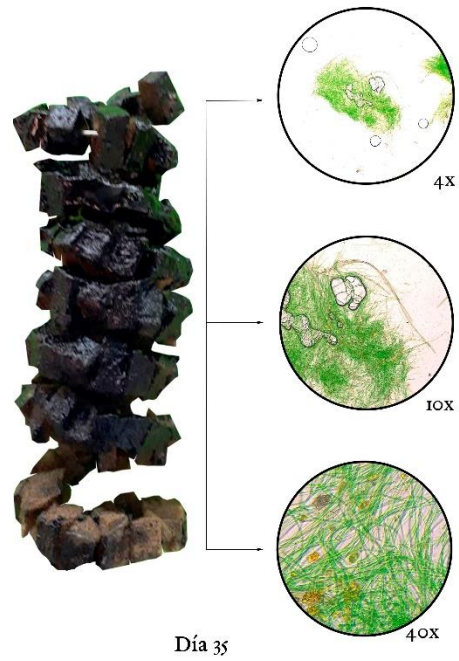
Fuente: autor

Figura 14 Día 28

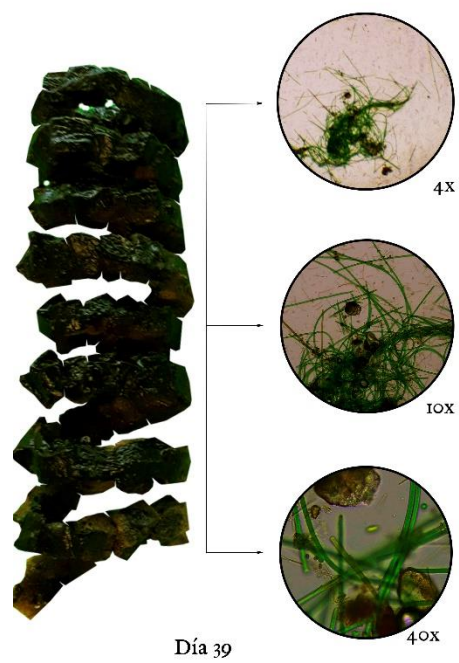
Fuente: autor

Figura 15 Día 32

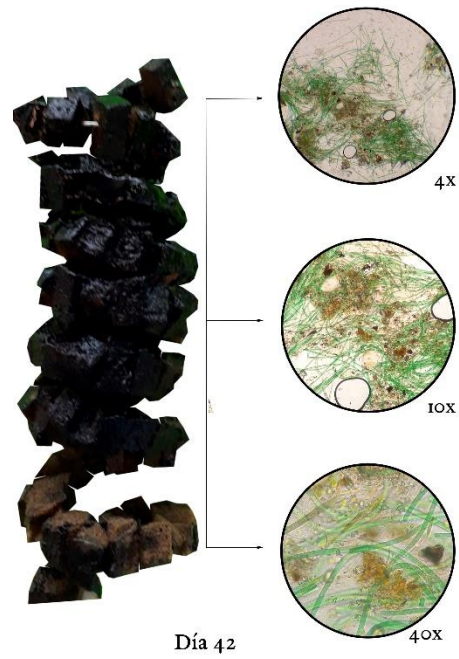
Fuente: autor

Figura 16 Día 35

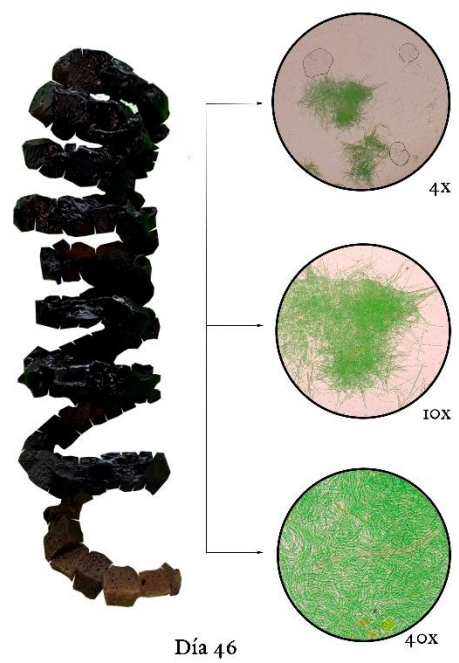
Fuente: autor

Figura 17 Día 39

Fuente: autor

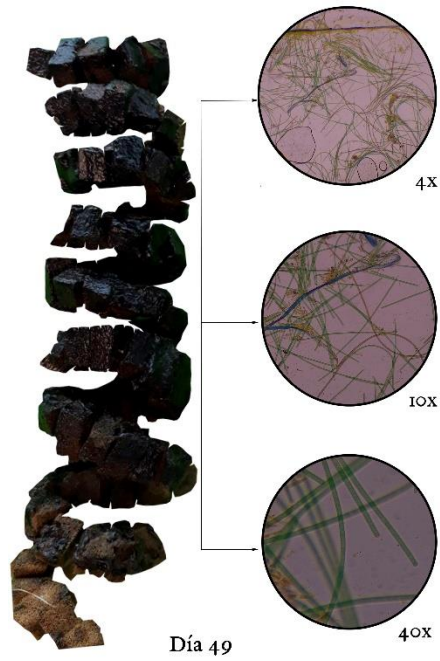
Figura 18 Día 42

Fuente: autor

Figura 19 Día 46

Fuente: autor

Figura 20 Día 49



Fuente: autor

Fotografías del recorrido.

Imagen 1 Recorrido



Fuente: autor

Imagen 2 Recorrido



Fuente: autor

Imagen 3 Toma de muestra de algas



Fuente: autor

Imagen 4 Muestra de algas



Fuente: autor

Imagen 5 Ancho del rio



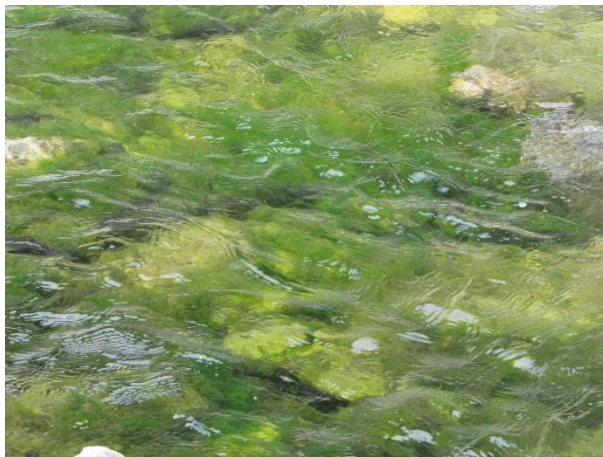
Fuente: autor

Imagen 6 Vertedero



Fuente: autor

Imagen 7 Algas en el agua



Fuente: autor

Imagen 8 Algas



Fuente: autor

Imagen 9 Algas en sustratos



Fuente: autor

Imagen 10 Algas sumergidas en agua



Fuente: autor

Imagen 11 Algas en agua



Fuente: autor

Fotografías de laboratorio.

Imagen 12 Montaje de los reactores



Fuente: autor

Imagen 13 Reactor con muestra algal



Fuente: autor

Imagen 14 Algas inoculadas en lodo



Fuente: autor

Imagen 15 Montaje experimental



Fuente: autor

Imagen 16 Reactor en malla



Fuente: autor

Imagen 17 Reactor en malla



Fuente: autor

Imagen 18 Muestra de malla con algas



Fuente: autor

Imagen 19 Bioaumentación de algas en mallas



Fuente: autor

Imagen 20 Montaje en espuma



Fuente: autor

Imagen 21 Toma de muestras



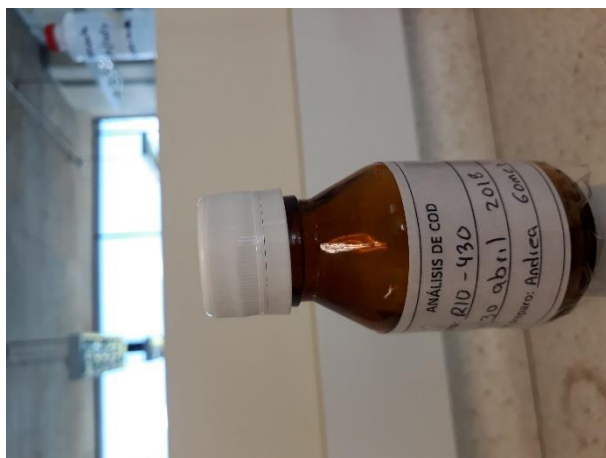
Fuente: autor

Imagen 22 Muestra para analisis de Geosmina y 2-MIB



Fuente: autor

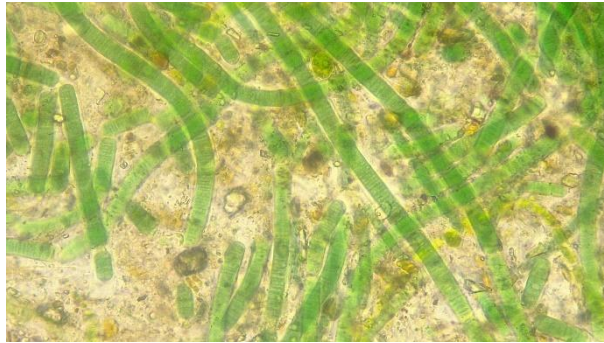
Imagen 23 Muestra para analisis de COD



Fuente: autor

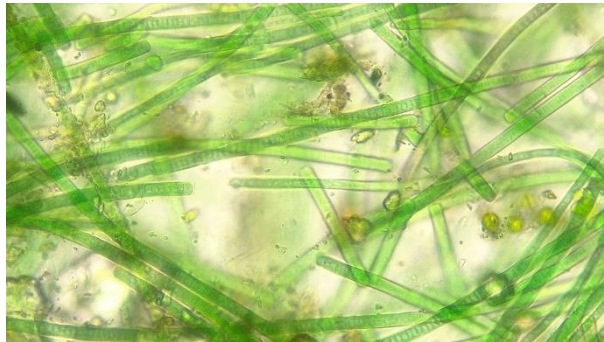
Fotografías microscópicas

Imagen 24 Phormidium 1



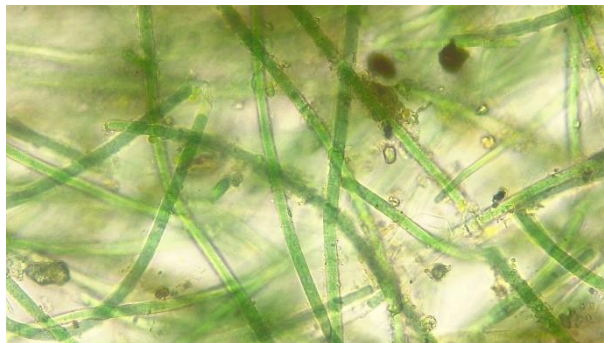
Fuente: autor

Imagen 25 Phormidium 2



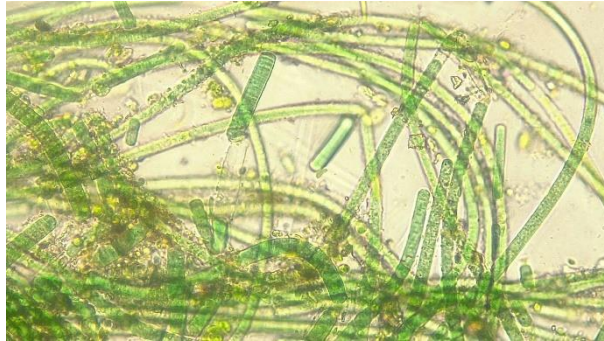
Fuente: autor

Imagen 26 Phormidium 3



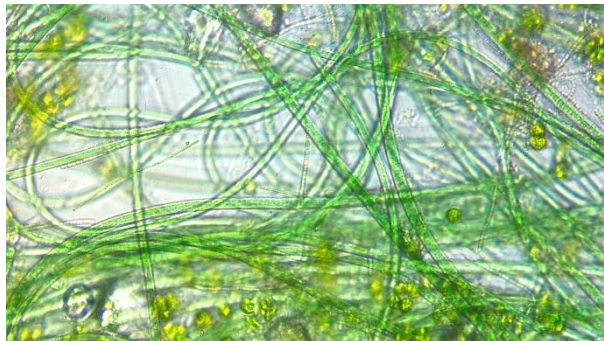
Fuente: autor

Imagen 27 Phormidium 4



Fuente: autor

Imagen 28 Phormidium 5



Fuente: autor

Imagen 29 Phormidium 6



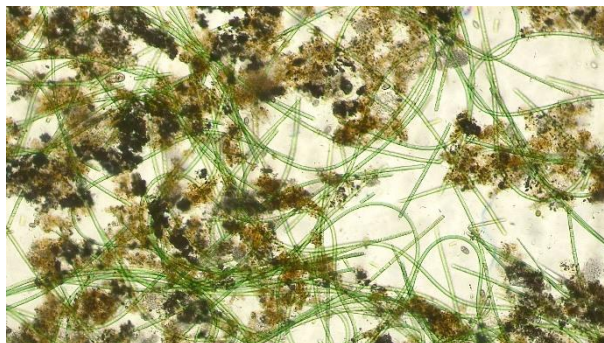
Fuente: autor

Imagen 30 Phormidium 7



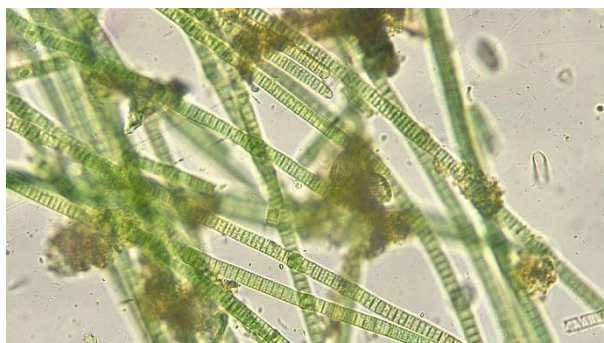
Fuente: autor

Imagen 31 Phormidium 8



Fuente: autor

Imagen 32 Phormidium 9



Fuente: autor

Imagen 33 Phormidium 10



Fuente: autor

Imagen 34 Phormidium 11



Fuente: autor

