PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

ESCUELA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

Identificación taxonómica de las especies de cianobacterias y microalgas del embalse Salve Faccha, perteneciente a la Red de Agua Potable Papallacta, Parque Nacional Cayambe-Coca, Cordillera Real del Ecuador

Disertación previa a la obtención del título de Microbióloga

KELLY NICOLE LÓPEZ VALDIVIESO

Quito, 2019

Certifico que la Disertación para la obtención del grado de Microbióloga de la Srta. Kelly Nicole López Valdivieso ha sido concluida de conformidad con las normas establecidas; por lo tanto, puede ser presentada para la calificación correspondiente.

Dra. Diana Astorga García

Directora de la Disertación

Quito, 27 de mayo de 2019

DEDICATORIA

Con inmenso amor, dedico este trabajo a mis padres, pilares fundamentales para que pudiera lograr mis sueños.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco de todo corazón a mis padres, Hernán López y Marisol Valdivieso. Sin su amor nada de esto sería posible. Gracias por todo el esfuerzo que hicieron día a día para que pueda lograr mis objetivos y que nunca me hiciera falta nada.

A Steven Guevara, mi amor y amigo incondicional, le agradezco por todo el apoyo, la paciencia y el cariño que me brindó en este proceso. Además, agradezco infinitamente su aporte profesional en el diseño y diagramación del atlas, que me permitió obtener un resultado de gran calidad.

Mis agradecimientos a La Empresa Pública Metropolitana De Agua Potable y Saneamiento de Quito (EPMAPS) y al Fondo para la Protección del Agua (FONAG) por hacerme acreedora de la Beca Aguas y Páramos, 2017.

Agradezco particularmente a la Gerencia del Ambiente de la EPMAPS por su colaboración en todos los ámbitos de la investigación y, especialmente, al Laboratorio de Control de Calidad del Agua de la misma entidad por su apertura para el uso de equipos y laboratorios.

Mis más sinceros agradecimientos merecen los Lcdos. Diana Ontaneda y Andrés Arévalo, por su valiosa colaboración en la realización del atlas y la capacitación en el uso de equipos. Además, debo extender un agradecimiento muy sentido los científicos especialistas: MSc. Santiago Duque, Coordinador del grupo de investigación “Limnología Amazónica” del Instituto Amazónico de Investigaciones de la Universidad Nacional de Colombia; Dr. Ricardo Echenique de la Universidad de la Plata, Argentina; y Dra. Miriam Steinitz-Kannan, Profesora del Departamento de Ciencias Biológicas de la Universidad de Kentucky del Norte, Estados Unidos, por sus comentarios, sugerencias y colaboración para la identificación de los organismos del embalse.

Extiendo un agradecimiento especial a la PhD. Diana Astorga García docente-investigadora de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador (PUCE), que hizo posible la colaboración científica entre el Grupo de Investigación en Ecología Microbiana y Microbiología Aplicada de la PUCE con la EPMAPS y el FONAG, mediante convenio tripartito EPMAPS-FONAG-PUCE,

y que se ha asegurado de la calidad científica tanto de la propuesta de investigación como de sus productos.

TABLA DE CONTENIDOS

DEDICATORIA IV
AGRADECIMIENTOS V
TABLA DE CONTENIDOS VII
LISTA DE FIGURAS IX
LISTA DE TABLAS X
LISTA DE ANEXOS XI
1. RESUMEN 1
2. ABSTRACT 2
3. INTRODUCCIÓN 3
3.1. OBJETIVOS 6
3.1.1. OBJETIVO GENERAL 6
3.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS 6
4. MATERIALES Y METODOS 7
4.1. ÁREA DE ESTUDIO 7
4.2. MUESTREO 8
4.3. IDENTIFICACIÓN DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE 11
4.3.1. VISUALIZACIÓN DIRECTA 11
4.3.2. AISLAMIENTO DE CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE 12
4.4. CARACTERIZACIÓN DE CIANOBACTERIAS CULTIVADAS 15
4.5. ELABORACIÓN DE UN ATLAS TAXONÓMICO DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE SALVE FACCHA 15
5. RESULTADOS 16
5.1. IDENTIFICACION DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE SALVE FACCHA 16
5.1.1. VISUALIZACIÓN DIRECTA 16
5.1.2 AISLAMIENTO DE CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE 34
5.2. ATLAS TAXONÓMICO DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE COMO INDICADORES DE LA CALIDAD DEL AGUA 40
6. DISCUSIÓN 42
6.1. ANÁLISIS DEL ESTADO TRÓFICO DEL EMBALSE SALVE FACCHA EN BASE A SU DIVERSIDAD TAXONÓMICA Y LA PRESENCIA DE ESPECIES BIOINDICADORAS 42

6.2. PRESENCIA DE CIANOBACTERIAS EVIDENCIADA A TRAVÉS DE CULTIVO Y SUS IMPLICACIONES PARA SALVE FACCHA 48

6.3. ESTADO TRÓFICO ACTUAL DE SALVE FACCHA Y CONSECUENCIAS DE SU ENRIQUECIMIENTO 53

7. CONCLUSIONES 57

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 60

9. ANEXOS 85

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Botella Van Dorn utilizada para la recolección de agua a 5 y 8 m de profundidad 10

Figura 2. Recolección de muestras de arrastre con red de fitoplancton de 23 micras marca Biologika 10

Figura 3. Microscopio invertido Carl Zeiss, AXIOVERT 4.0 11

Figura 4. Filtración de las muestras 12

Figura 5. Siembra de filtros en medios de cultivo semisólidos BG11 No y BG11 13

Figura 6. Sitio de incubación de las muestras. 13

Figura 7. Aislamiento de cianobacterias para la obtención de un cultivo unialgal. 14

Figura 8. Muestras cultivadas en medios líquidos BG11 No y BG11. 14

Figura 9. Representatividad de los filos microalgas y cianobacterias del embalse Salve Faccha durante el periodo de estudio 16

Figura 10. Colonias verde-azuladas correspondientes a cianobacterias filamentosas en medio de cultivo BG11 No y BG11 34

Figura 11. Cianobacterias presentes en medios de cultivo BG11 No y BG11 semisólidos después de seis semanas de incubación 35

Figura 12. Cepas de cianobacterias aisladas 35

Figura 13. Cultivos en medio líquido después de cuatro semanas de incubación 36

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Temperatura de los puntos de muestreo registrada de acuerdo al monitoreo mensual del año 2018 8

Tabla 2. Número de muestras tomadas mensualmente en cada sitio de recolección y su forma de preservación 9

Tabla 3. Clasificación taxonómica de las especies identificadas por visualización directa 18

Tabla 4. Clasificación taxonómica de las especies de cianobacterias identificadas mediante cultivo (todas pertenecientes a la clase Cyanophyceae y al orden Nostocales) 37

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Parroquias dentro de la Cuenca del río Quijos 85

Anexo 2. Sistema actual del suministro de agua del Distrito Metropolitano de Quito 86

Anexo 3. Medios de cultivo para el aislamiento de cianobacterias según Rippka y Colaboradores (1979) 87

Anexo 4. Atlas de microalgas y cianobacterias del embalse Salve Faccha..... 88

1. RESUMEN

El embalse Salve Faccha es una importante fuente de abastecimiento de agua para el Distrito Metropolitano de Quito. La comprensión de la dinámica de este ecosistema frente a cambios ambientales naturales y antropogénicos cobra especial relevancia en el contexto ambiental actual. Las microalgas y las cianobacterias juegan un papel primordial, al constituir la base de la cadena trófica, de manera que cualquier alteración en la composición poblacional que se produzca a este nivel por cambios ambientales afecta a todo el ecosistema. En esta investigación, se identificó taxonómicamente a estos productores primarios del embalse durante la época de menor precipitación e inicios de la temporada de lluvias, correspondiente a los meses de mayo, junio, julio y agosto del 2018, durante los monitoreos mensuales realizados por el Laboratorio de Control de Calidad del Agua de la Empresa Publica Metropolitana de Agua Potable y Saneamiento (EPMAPS). Las muestras de fitoplancton se tomaron a diferentes profundidades, en función de la profundidad del embalse al momento del monitoreo. Se tomaron, además, muestras de arrastre con una red de fitoplancton de 24 µm de poro. La identificación taxonómica se realizó mediante visualización directa al microscopio, con claves taxonómicas y, en el caso de cianobacterias, mediante su caracterización en medios de cultivo específicos. Se identificó un total de 48 taxones en el embalse, en la época en que se presenta alta productividad y las especies se desarrollan ampliamente. Entre los taxones identificados, algunos géneros y especies actúan como bioindicadoras de polución orgánica que proporcionan una idea acerca del estado trófico del embalse. Las cianobacterias que pudieron aislarse en medios de cultivo no se han reportado anteriormente en el embalse, debido a que las condiciones ambientales del ecosistema no han permitido que éstas abandonen su estado vegetativo, a pesar de encontrarse presentes. La caracterización de las mismas ha permitido conocer la diversidad de cianobacterias presente y las potenciales alteraciones en la composición fitoplanctónica que podrían surgir ante cambios ambientales bruscos que involucren aumento de temperatura y mayor enriquecimiento del ecosistema, como en los escenarios de calentamiento global.

Palabras clave: Microalgas, cianobacterias, productores primarios, cambios ambientales, taxón.

2. ABSTRACT

Salve Faccha reservoir is an important source of water supply for the Metropolitan District of Quito. Understanding this ecosystem's dynamics in the face of natural and anthropogenic changes takes on special relevance in the current environmental context. Microalgae and cyanobacteria play a fundamental role as they form the basis of the trophic chain so any composition alteration in their population due to environmental changes at this level affects the whole ecosystem. In this research, these primary producers of the reservoir were identified taxonomically during the period of least precipitation and the start of raining season, corresponding to the months of May, June, July and August of 2018, during the monthly monitoring conducted by the Water Quality Control Laboratory of The Metropolitan Public Company of Drinking Water and Sanitation (EPMAPS). Phytoplankton samples were taken at different depths, depending on the depth of the reservoir at the time of monitoring. Trawl samples were also taken with a 24 µm-pore phytoplankton net. The taxonomic identification was made by direct visualization under the microscope, the use of taxonomic keys and, in the case of cyanobacteria, by characterization in specific culture media. A total of 48 taxa were identified in the reservoir, at a high productivity time when the species are widely developed. Among the identified taxa are genera and species that act as bioindicators of organic pollution and provide an idea about the trophic state of the reservoir. Cyanobacteria species isolated in culture media have not developed in the reservoir in spite of their presence, because the environmental conditions do not enable them to abandon their vegetative state. The characterization of these taxa has allowed to know the diversity of cyanobacteria and the potential alterations in phytoplankton composition that may arise in the face of abrupt environmental changes that involve an increase in temperature and a high enrichment of the ecosystem, as in global warming scenarios.

Key words: Microalgae, cyanobacteria, primary producers, environmental changes, taxa.

3. INTRODUCCIÓN

Las microalgas y cianobacterias conforman un grupo de microorganismos fotosintéticos de importancia considerable en los ecosistemas acuáticos, al ser responsables de gran parte de la producción primaria (Andersen, 1992) que convierte la energía lumínica en la energía química vital para el funcionamiento del ecosistema (Roldán y Ramírez, 2008). Además, constituyen especies bioindicadoras de la calidad del agua, debido a su sensibilidad frente a cambios en las condiciones fisicoquímicas como la contaminación orgánica, la eutrofización y la alteración de los ciclos biogeoquímicos en el ecosistema (Sánchez, 2001).

En general, la distribución de microalgas y cianobacterias es cosmopolita, debido a su adaptabilidad. Si bien algunas requieren exclusivamente de hábitats que presenten las características óptimas para su crecimiento, otras tienen alta capacidad de adaptación e incluso pueden vivir en condiciones que podrían considerarse desfavorables o extremas como glaciares, volcanes o suelos áridos (Rindi, 2007). Algunas especies pueden presentarse de forma planctónica, suspendidas en el agua, o bentónica, asociadas a un sustrato (Murdock y Wetzel, 2009). Además, la forma en la que se distribuyen en cada ecosistema es distinta y varía de acuerdo a la dinámica natural del sitio. En aguas lóticas, por ejemplo, el constante movimiento y la oxigenación del agua que permiten la renovación continua de nutrientes, la proliferación masiva de microalgas y cianobacterias es menos probable (Gómez, 2007). Al contrario, en algunos sistemas lénticos, los nutrientes tienden a acumularse e incrementar, provocando cambios en la abundancia y composición de estos organismos en el ecosistema, conduciéndolo a su eutrofización (Pollingher, 1986).

La eutrofización en estos ecosistemas se caracteriza por el aporte de nutrientes que provoca el enriquecimiento del agua (Echaniz y Vignatti, 2009) y se traduce en altas concentraciones de fosforo, nitrógeno y clorofila y abundante biomasa de microalgas y cianobacterias (Oliva, Rodríguez, Lugo y Sánchez, 2008). Estos cambios están comúnmente asociados a la actividad antropogénica que involucra, principalmente, la construcción de diques, la actividad agrícola y ganadera y la descarga de fertilizantes y aguas residuales en el medio (Giannuzzi et al., 2011). Estos factores favorecen floraciones algales en las que pueden intervenir cianobacterias nocivas,

que traen consigo riesgos potenciales para la salud humana y animal; problemas organolépticos en el agua, que limitan su consumo y uso recreativo (Huisman et al., 2018); y dificultades en las plantas de tratamiento de agua potable por la acumulación de filamentos en los filtros de las estaciones depuradoras (Sens, Pizzolatti, Mondardo y Romero, 2013). Por ejemplo, en un estudio realizado por Gonzáles y colaboradores (2003) en cinco embalses de Venezuela, utilizados como suministro de agua potable, se determinaron altos niveles de eutrofización, con predominancia de cianobacterias y criptofitas, debido a la presencia de altas concentraciones de nutrientes derivada de diversas actividades antropogénicas. Esto condujo a la evaluación de riesgos potenciales relacionados a la calidad del agua potable. Por otro lado, en una investigación llevada a cabo por Morales y colaboradores (2013), encontraron gran riqueza específica de microalgas y cianobacterias en varios lagos y lagunas de ecuador, como San Pablo, Yahuarcocha, el Salado y San Gabriel Este estudio determinó. Algunas de las especies reportadas podrían llegar a ser nocivas o causar floraciones algales si llegaran a reunirse las condiciones ambientales adecuadas. Estos trabajos evidencian la importancia de estudiar la composición taxonómica de microalgas y cianobacterias para determinar el estado trófico de los ecosistemas acuáticos, caracterizar a las comunidades endémicas, evaluar la presencia de microorganismos indicadores de calidad ambiental y posibilitar el estudio a mediano y largo plazo de la dinámica de ecosistemas acuáticos en un contexto de calentamiento global (Moore et al., 2008).

Lamentablemente, en Ecuador no se ha estudiado a profundidad la composición de comunidades de algas y microalgas ni la presencia de organismos indicadores en sistemas acuáticos destinados a proporcionar agua potable. De hecho, muchos poblados, ciudades y zonas cultivadas dependen en gran medida embalses de alta montaña, que proveen agua para consumo doméstico e industrial o para riego en cultivos (Kalff y Downing, 2016). El conocimiento derivado de la caracterización de la microbiota autótrofa permitiría una correcta gestión de recursos hídricos y el establecimiento de protocolos de monitoreo adecuados (Giunta, 2011).

El embalse Salve Faccha, ubicado en el Parque Nacional Cayambe-Coca, utiliza aguas del Río Cunuyacu. Con una reserva total de 10.500.000 m^3 de agua, contribuye al caudal del Sistema Papallacta, que conduce el agua hasta la planta de tratamiento Bellavista en la ciudad

de Quito. Esta planta provee de agua potable a toda la zona norte de la cuidad (Larrea y Arias, 2002) La identificación taxonómica de microalgas y cianobacterias en este embalse resulta, por ende, primordial, no solo por la necesidad de establecer criterios que se contemplen en la normativa a cumplir en términos de calidad de agua, sino por la importancia de caracterizar las cepas, documentar los hallazgos (Aguilera, 2011) y conocer la productividad del sistema (Kjerfve, 1994) y sus tendencias a mediano y largo plazo en el contexto de calentamiento global (Paerl, 2016; Michalak, 2016). En este estudio, se busca identificar taxonómicamente las microalgas y cianobacterias del embalse Salve Faccha, para obtener información básica de los organismos que conforman el primer eslabón de la cadena trófica de este ecosistema y fomentar el monitoreo adecuado del mismo y la evaluación de las posibles alteraciones asociadas a cambios ambientales (Kjerfve 1994), directa o indirectamente ligadas a riesgos para el consumo humano o animal (Backer, 2015).

3.1 OBJETIVOS

3.1.1. OBJETIVO GENERAL

Identificar taxonómicamente las especies de cianobacterias y microalgas presentes en el embalse Salve Faccha, ubicado en el Parque Nacional Cayambe-Coca, para la creación de la línea de base para el seguimiento de la calidad trófica del ecosistema y la evaluación de los riesgos potenciales ligados a la presencia de determinadas especies, en términos de calidad de agua y/o problemas para las plantas de tratamiento.

3.1.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Establecer una línea base de las cianobacterias y microalgas presentes en el embalse Salve Faccha que cimiente la evaluación sistemática de comunidad fitoplanctónica de este ecosistema a mediano y largo plazo.
- Caracterizar las cianobacterias del Embalse Salve Faccha mediante aislamiento e identificación taxonómica, uso claves e interacción directa con expertos internacionales.
- Confeccionar un atlas ficológico de las microalgas y cianobacterias del embalse Salve Faccha que permita una identificación rápida de los microrganismos del fitoplancton, el acceso a su descripción ecológica y su clasificación como bioindicadores de la calidad del agua y del ecosistema.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 ÁREA DE ESTUDIO

El embalse Salve Faccha forma parte del proyecto Papallacta, construido en 1990, y se encuentra en territorios de la comuna Quichua Oyacachi, perteneciente a la parroquia Oyacachi (Anexo 1). Este sistema está ubicado a 3900 msnm y pertenece al complejo de humedales de páramo localizados en el Parque Nacional Cayambe-Coca en la Cordillera Real del Ecuador (MAE, 2004). El embalse es completamente artificial, con una altura de 44 m y una longitud de la corona de 190 m. Está formado por materiales sueltos como arena densa, morrena y escoria volcánica (Larrea y Arias, 2002). El uso del embalse está destinado a la generación de agua potable (Anexo 2) y de energía hidroeléctrica, a cargo de la Empresa Pública Metropolitana de Agua Potable y Saneamiento de Quito (EPMAPS) y la Empresa Eléctrica Quito, respectivamente (Quintero et al., 2013).

En esta zona del Parque Nacional Cayambe Coca existe una flora medianamente diversa que, por su ubicación, se encuentra adaptada a condiciones climáticas severas. En este páramo predomina la vegetación herbácea, en la que se pueden encontrar géneros como *Lycopodium, Gentiana, Satureja, Halenia, Silene* y *Bartsia,* que pueden formar parches o almohadillas en laderas o zonas empinadas (MAE, 2012). Además, existe gran diversidad de gramíneas, principalmente paja, y plantas epífitas como musgos, que permiten la retención de agua (Camacho, 2014).

En lo referente a la fauna, en zonas intervenidas, se puede encontrar gran variedad de aves como el arriero coliblanco, las golondrinas ventricafés, el peto punteado, el gorrión común, los zumbadores, las garcetas, entre otras (MAE, 2004). En cuanto a anfibios, están presentes ranas marsupiales y sapos comunes. También se caracteriza por la presencia de mamíferos pequeños como la zarigüella, el conejo de páramo, la raposa común, los ratones de cola corta, las musarañas andinas, el puerco espín y las ratas pescadoras (MAE, 2004). En zonas más lejanas, donde no existe intervención del ser humano, pueden encontrarse también especies

mucho más grandes como los osos de anteojos, los lobos de páramo, los pumas, los venados de cola blanca y los gatos andinos (MAE, 2004).

4.2. MUESTREO

Los muestreos se realizaron una vez al mes, durante la época del año de menor precipitación en el embalse e inicios de la temporada de lluvias, correspondiente a los meses de mayo, junio, julio y agosto, durante las salidas de monitoreo realizadas por el Laboratorio de Control de Calidad del Agua de la EPMAPS. La recolección de las muestras se basó en la metodología utilizada por el Laboratorio de Control de Calidad EPMAPS (2018). En estaciones fijas del centro del embalse y de los seis tributarios o ríos aportantes, conocidos por números del 1 al 6, se tomaron muestras por duplicado, en función de la profundidad de la columna de agua al momento del muestreo en el primer caso (hasta dos metros por encima de la profundidad total) y de superficie (0,5 m de profundidad) en los tributarios. De esta manera, se muestrearon los estratos 0,5, 5, 8 (exclusivamente en mayo) y 10 m (entre junio y agosto) de profundidad en el centro del embalse y de 0,5 m en los tributarios 1, 2, 3, 4, 5 y 6 (Tabla 1).

Tabla 1. Número de muestras tomadas mensualmente en cada sitio de recolección y su forma de preservación

Zonas muestreadas	Muestras tomadas por zona	Preservación de muestras	
		Muestras fijadas *(Transeau)*	Muestras vivas (sin conservante)
Centro (por arrastre)	2	1	1
Superficie (0,5 m de profundidad)	2	1	1
5 m de profundidad	2	1	1
8 ó 10 m de profundidad	2	1	1
Tributarios (1 a 6)	12	6	6
Total de muestras tomadas por mes	20	10	10

En cada monitoreo, se registraron datos de campo (Tabla 2) como hora, fecha, lugar, temperatura y profundidad de la toma de muestra (Cadena et al., 2013). Además, al azar, una muestra de cada duplicado fue fijada con solución *transeau* para la visualización directa (muestra fijada), mientras que la segunda se conservó fresca (muestra viva) para la caracterización de cianobacterias del embalse (Tabla 1). Todas las muestras fueron colocadas en recipientes ámbar de vidrio de 250 ml para su traslado al laboratorio.

Tabla 2. Temperatura de los puntos de muestreo registrada de acuerdo al monitoreo mensual del año 2018

Fecha	Temperatura del punto de muestreo (°C)									
	Centro 0,5 m	Centro 5 m	Centro 8 m	Centro 10 m	Tributario 1	Tributario 2	Tributario 3	Tributario 4	Tributario 5	Tributario 6
07/05/2018	10,80	10,50	10,30		7,50	7,60	7,50	7,80	7,60	7,80
13/06/2018	10,00	9,90		9,30	8,50	8,30	7,80	8,10	7,90	8,20
05/07/2018	9,80	9,40		8,70	7,30	7,10	7,00	8,00	7,40	7,20
08/08/2018	9,90	9,85		8,90	9,70	9,00	8,90	9,50	8,86	9,30

En cuanto a la metodología de colecta propiamente dicha, salvo en el caso del estrato superficial, se utilizó una botella Van Dorn de 2,2 litros (Figura 1) para la toma de muestras a diferentes profundidades de la columna de agua en el centro del embalse. La profundidad máxima que presentó éste en los meses de monitoreo fue de 10 m en el mes de mayo y de 12 m entre junio y agosto de 2018. Las muestras de superficie, tanto del centro del embalse como de los tributarios, fueron recolectadas por inmersión directa de una botella ámbar de 250 ml. Adicionalmente, en cada muestreo del centro del embalse se tomaron muestras de arrastre del fondo hasta la superficie de la columna de agua con una red de fitoplancton marca Biologika de 24 µm de poro (Figura 2).



Figura 1. Botella Van Dorn utilizada para la recolección de agua a 5 y 8 m de profundidad



Figura 2. Recoleccion de muestras de arrastre con red de fitoplancton de 24 µm marca *Biologika*

4.2. IDENTIFICACIÓN DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE

4.2.1. VISUALIZACIÓN DIRECTA

A las muestras fijadas se las dejó sedimentar por 24 horas. Se tomaron pequeñas submuestras del sedimento de cada una, con la ayuda de una pipeta Pasteur, y se las colocó individualmente en placas portaobjetos para su visualización en un microscopio invertido marca Carl Zeiss, AXIOVERT 4.0 (Figura 3) con un aumento de 63x, para observar características morfológicas típicas de las microalgas y cianobacterias de importancia (EPMAPS, 2018; Licera et al., 2012). Se guardó un registro fotográfico de los especímenes encontrados.



Figura 3. Microscopio invertido Carl Zeiss, AXIOVERT 4.0

La identificación taxonómica de las microalgas y cianobacterias encontradas en el embalse se realizó con la ayuda de claves taxonómicas, tomando en cuenta características morfológicas como el tamaño y forma de células vegetativas comparadas con aquellas detalladas en fuentes científicas actualizadas (Crawford, 1971; Sheath, Hellebust y Sawa, 1975; Castro, Bicudo y Bicudo, 1991; Faustino y Bicudo, 2003; Knappe, Belkm Brailey, Gandy y Rastogi, 2004; Metzger y Largeau, 2005; Coesel y Meesters, 2007; Ribalet, Berges, Lanora y Casotti, 2007; Wacklin, P., Hoffmann, L y Komárek, 2009; Brook, Williamson y John, 2011; Kristiansen y Preisig, 2011;

Pentecost, 2011; Tsarenko, 2011; Tsarenko y John, 2011; Williams, 2011; Wolowski, 2011; Bock et al., 2013; Lerche y Hallmann, 2013; Kâ et al., 2014; Bicudo y Moura, 2015; Maznah y Makhlough, 2015; Petlovany y Tsarenko, 2015; Ramos, Bicudo y Moura, 2015; Triemer y Zakrys, 2015; Bicudo, 2017; Burge y Edlund, 2017; Cantonati, Kelly y Lange-Bertalot, 2017; Liu, Zhu, Liu, Liu y Hu, 2017; Medeiros, 2017; Menezes y Bicudo, 2017; Phinyo, Pekkoh y Peerapornpisal, 2017; Sant´ Anna, Zanini, De Paiva, Werner, Da Silva, 2017; Veiga y Tremarin, 2017 y Zakrys, Milanowski y Karnkowska, 2017).

4.2.2. AISLAMIENTO DE CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE

Las siembras de organismos fitoplanctónicos se realizaron con las muestras correspondientes a los meses de mayo, junio y julio, debido al largo tiempo de incubación que se requería. Las muestras frescas fueron sembradas en medios semisólidos y líquidos para la recuperación de la mayor cantidad de cianobacterias posible (Waterbury, 2006). Los medios de cultivo específicos para cianobacterias, BG11 No y BG11, fueron preparados de acuerdo a la descripción de Rippka (1979 [Anexo 3]).

Para la inoculación del medio de cultivo semisólido, se filtró cada muestra a través de un filtro de fibra de vidrio de 0,47 µm (Figura 4). Estos fueron colocados en los medios semisólidos BG11 No y BG11 (Figura 5).



Figura 4. Filtración de las muestras mediante uso de una bomba de vacío

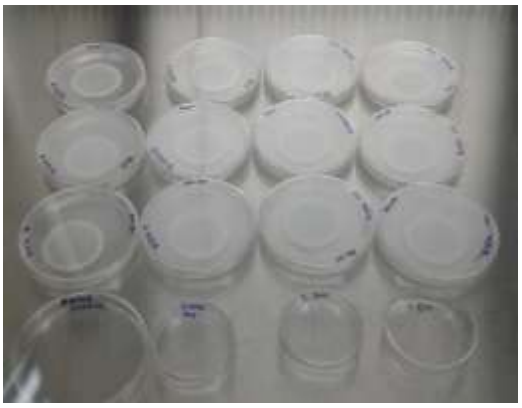


Figura 5. Siembra de filtros en medios de cultivo semisólidos BG11 No y BG11

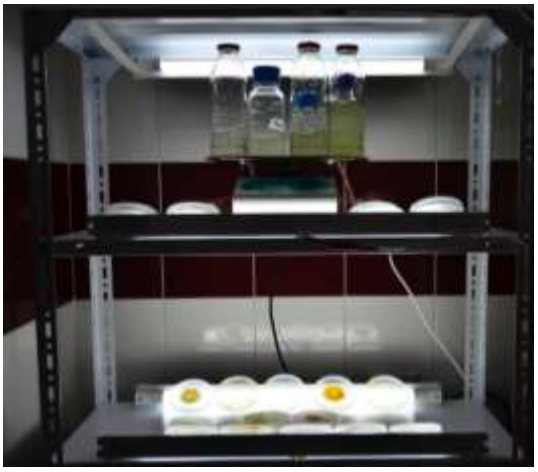


Figura 6. Sitio de incubación de las muestras.

Para la incubación, se procuraron las condiciones óptimas para el crecimiento de cianobacterias, independientemente de que éstas fueran o no similares a las circunstancias ambientales. Así, se utilizó iluminación mediante lámparas fluorescentes a una intensidad baja de 10–75 μmol fotones m^{-2} s^{-1}, una temperatura de 20-25 ºC y un fotoperiodo de 12:12 durante cuatro semanas (Waterbury, 2006 [Figura 6]).

Cuando se observó crecimiento, se procedió a aislar a las cianobacterias, tomando un pequeño inóculo con un asa a partir de una colonia proveniente de la caja Petri en que se desarrolló el cultivo mixto. Esto se realizó con la ayuda de un microscopio óptico, en un aumento de 10x, y se sembró por estría el inóculo de cada una de las

cianobacterias encontradas, por separado, en medios selectivos semisólidos BG11 No y BG11 (Cadena et al., 2013 [Figura 7]). La incubación se realizó en las mismas condiciones mencionadas anteriormente.

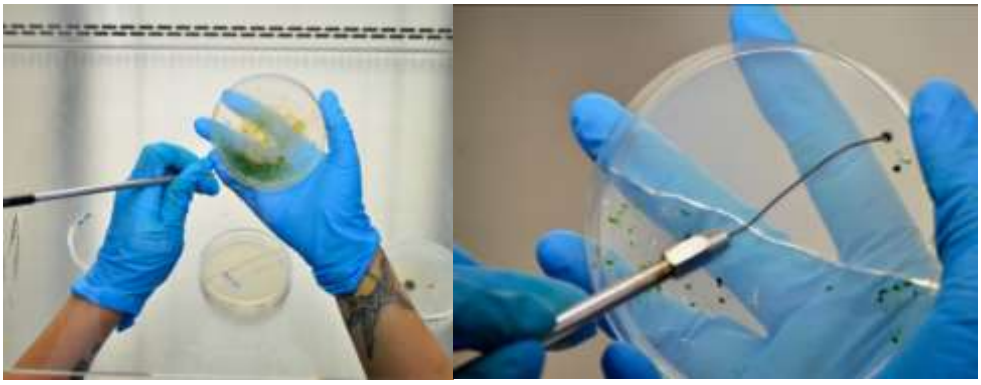


Figura 7. Aislamiento de cianobacterias para la obtención de un cultivo unialgal

Para el cultivo en medio líquido, se colocaron 100 ml de cada muestra obtenida en el embalse en 100 ml de cada uno de los medios líquidos BG11 No y BG11 (S. Duque, comunicación personal, 27 de julio del 2018), contenidos en un recipiente de vidrio de 250 ml para el enriquecimiento y proliferación de las cianobacterias presentes (Figura 8). La incubación se realizó a una temperatura de 25-30 °C, con iluminación a intensidad baja de 39 μmol m^{-2} s^{-1}, agitación a 160 rpm y fotoperiodo 12:12 (Cadena et al., 2013).



Figura 8. Muestras cultivadas en medios líquidos BG11 No y BG11

4.3. CARACTERIZACIÓN DE CIANOBACTERIAS CULTIVADAS

Las cianobacterias cultivadas en los medios fueron visualizadas al microscopio invertido con aumento de 63x y se caracterizaron taxonómicamente con la ayuda de diversas claves de identificación de los autores Komárek (2005), Matula, Pietryka, Ritcher y Wojtun (2007); Whitton (2011), Loza, Berrendero, Perona y Mateo (2013); Sant´ Anna et al. (2017) y Nienaber y Steinitz-Kannan (2018).

4.5. ELABORACIÓN DE UN ATLAS TAXONÓMICO DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE SALVE FACCHA

Con la información recolectada, se elaboró un atlas taxonómico acerca de las especies encontradas en el embalse. En este se incluyeron breves descripciones acerca de lo que son los embalses y su dinámica, en general; las grandes divisiones de microalgas y cianobacterias; la caracterización de cada una de las especies halladas en Salve Faccha y su taxonomía; guías ilustradas de la morfología identificativa, entre otras características de importancia, de manera que se divulgue didácticamente la diversidad ficológica de este ecosistema (Anexo 4).

5. RESULTADOS

Durante todo el estudio, se recolectaron un total de 80 muestras (Tabla 1) y se identificaron un total de 38 taxones pertenecientes al Embalse Salve Faccha: 32 mediante visualización directa de las muestras colectadas y seis mediante cultivo.

5.1 IDENTIFICACIÓN DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE SALVE FACCHA

Durante los meses del estudio, en el embalse Salve Faccha, se identificaron un total de 38 taxones distribuidos en siete filos (Figura 9), 11 clases, 16 órdenes, 22 familias y 38 géneros y se concretó la identificación hasta nivel de especie en 16 casos.

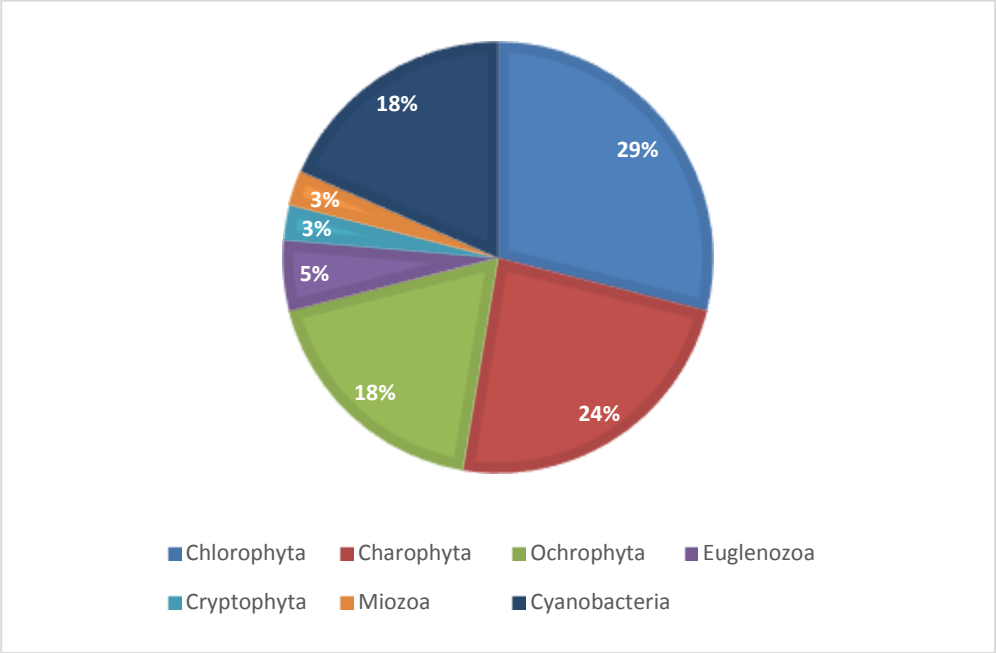


Figura 9. Representatividad de los filos de microalgas y cianobacterias del embalse Salve Faccha durante el periodo de estudio

5.1.1 VISUALIZACIÓN DIRECTA

La visualización microscópica de las muestras de fitoplancton obtenidas en los diferentes puntos de muestreo del embalse permitió identificar 32 taxones distribuidos

en siete filos, 11 clases, 16 órdenes, 19 familias y 28 géneros entre microalgas y cianobacterias (Tabla 3). Se concretó la identificación hasta nivel de especie en 17 casos. A continuación, se proporciona una breve descripción de los taxones hallados con la referencia taxonómica respectiva.

FILO CHLOROPHYTA

Familia Scenedesmaceae

Género *Comasiella*

Especie *Comasiella arcuata* var. *platydisca* (G.M.Smith) E.Hegewald & M.Wolf, 2010

Sinónimo *Scenedesmus arcuatus* var. *platydiscus* G.M.Smith, 1916

Se trata de organismos de vida libre. Forman un cenobio plano de 27 µm, conformado por ocho células dispuestas alternadamente o de forma lineal. Cada célula mide, aproximadamente, 10 µm de largo y 5 µm de ancho y posee pared celular lisa. Las células son reniformes con polos obtusos, rodeadas por un mucilago que se puede distinguir claramente. Las especies poseen un cloroplasto localizado de forma parietal y un pirenoide central (Phinyo, Pekkoh y Peerapornpisal, 2017; Ramos, Bicudo y Moura, 2015).

Género *Acutodesmus*

Especie *Acutodesmus raciborskii* (Woloszynska) Tsarenko & D.M.John, 2011

Sinónimo *Scenedesmus raciborskii* Woloszynska, 1914

Se trata de colonias de cuatro células, dispuestas de forma alineada, rodeadas por mucilago. Las células poseen pared celular lisa y son curvadas, semilunares, con polos acuminados, y los lados internos son curvos hacia adentro y el lado externo, convexo (Tsarenko y John, 2011a).

Tabla 3. Clasificación taxonómica de las especies identificadas por visualización directa

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	IMAGEN
Chlorophyta	Chlorophyceae	Sphaeropleales	Scenedesmaceae	*Comasiella*	*arcuata*	
	Chlorophyceae	Sphaeropleales	Scenedesmaceae	*Acutodesmus*	*raciborskii*	
	Chlorophyceae	Sphaeropleales	Scenedesmaceae	*Desmodesmus*	*communis*	
	Chlorophyceae	Sphaeropleales	Scenedesmaceae	*Willea*	sp.	
	Chlorophyceae	Chlamydomonadales	Chlorococcaceae	*Chlorococcum*	sp.	
	Chlorophyceae	Chlamydomonadales	Volvocaceae	*Eudorina*	*elegans*	
	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	*Oocystis*	*lacustris*	
	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	*Lagerheimia*	*ciliata*	

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	IMAGEN
Chlorophyta	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	*Nephrocytium*	sp.	
	Trebouxiophyceae	Trebouxiophyceae	Trebouxiophyceae	*Lemmermannia*	sp.	
	Trebouxiophyceae	Trebouxiales	Botryococcaceae	*Botryococcus*	*braunii*	
Charophyta	Zygnematophyceae	Desmidiales	Desmidiaceae	*Staurastrum*	*chaetoceras*	
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Desmidiaceae	*Staurastrum*	*paradoxum*	
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Desmidiaceae	*Staurodesmus*	sp.	
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Desmidiaceae	*Staurodesmus*	*extensus*	
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Desmidiaceae	*Octacanthium*	*octocorne*	

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	IMAGEN
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Desmidiaceae	*Cosmarium*	sp.	
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Closteriaceae	*Closterium*	*gracile*	
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Closteriaceae	*Closterium*	*acerosum*	
	Klebsormidiophyceae	Klebsormidiales	Elakatotrichaceae	*Elakatothrix*	sp.	
Ochrophyta	Chrysophyceae	Chrysophyceae	Dinobryaceae	*Dinobryon*	*divergens*	
	Bacillariophyceae	Licmophorales	Ulnariaceae	*Ulnaria*	*ulna*	
	Bacillariophyceae	Licmophorales	Ulnariaceae	*Ulnaria*	*delicatissima*	
	Bacillariophyceae	Fragilariales	Fragilariaceae	*Fragilaria*	sp.	

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	IMAGEN
Ochrophyta	Bacillariophyceae	Cymbellales	Gomphonemataceae	*Gomphonema*	sp.	
	Bacillariophyceae	Naviculales	Naviculaceae	*Navicula*	sp.	
	Coscinodiscophyceae	Melosirales	Melosiraceae	*Melosira*	sp.	
Euglenozoa	Euglenophyceae	Euglenales	Euglenaceae	*Trachelomonas*	*volvocina*	
	Euglenophyceae	Euglenales	Euglenaceae	*Euglena*	sp.	
Cryptophyta	Cryptophyceae	Cryptomonadales	Cryptomonadaceae	*Cryptomonas*	sp.	
Miozoa	Dinophyceae	Peridiniales	Peridiniaceae	*Peridinium*	sp.	
Cyanobacteria	Cyanophyceae	Nostocales	Aphanizomenonaceae	*Dolichospermum*	sp.	

Género *Desmodesmus*

Especie *Desmodesmus communis* (E.Hegewald) E.Hegewald 2000

Sinónimo *Scenedesmus communis* E.Hegewald 1977

Se presenta en forma de cenobio plano de cuatro células dispuestas de forma lineal. Las células son alargadas con polos cónicos, poseen cuatro espinas, una en cada célula terminal. La pared celular es lisa. Cada célula posee un cloroplasto parietal y un pirenoide y los cenobios pueden llegar a incluir hasta 16 células. Generalmente, el cenobio mide 20 µm (Tesarenko y John, 2011b; Ramos et al., 2015).

Género *Willea*

Especie *Willea* sp. Schmidle, 1900

Se trata de colonias que forman un cenobio plano de forma rectangular, con envoltura gelatinosa, compuesto por cuatro células. Éstas, a su vez, suelen juntarse para formar colonias múltiples. Las células son ovales y con paredes lisas. Cada célula presenta un cloroplasto en posición lateral y un pirenoide extremadamente central. Al formar el cenobio, las células dejan un espacio central romboide (Menezes y Bicudo, 2017b).

Familia Chlorococcaceae

Género *Chlorococcum*

Especie *Chlorococcum* sp. Meneghini, 1842

Incluye células de forma esférica que se pueden encontrar de forma solitaria o en grupos. No poseen mucilago y su pared celular es fina y lisa. Poseen un cloroplasto parietal que puede presentar aberturas periféricas, con uno o varios pirenoides. Las células jóvenes poseen un color verde intenso, mientras que las adultas presentan un color amarillo-anaranjado por la abundancia de carotenos (Tsarenko, 2011a).

Género *Eudorina*
Especie *Eudorina elengans* Ehrenberg, 1832
Sinónimo *Pandorina elegans* (Ehrenberg) Dujardin, 1841

Incluye colonias de forma esférica, dispuestas en capas y constituidas por 32 células biflageladas, ubicadas de forma paralela. Toda la estructura se encuentra recubierta por mucilago. En su estadio terminal, las células de toda la estructura poseen tamaños similares. Cada célula posee un cloroplasto único situado parietalmente y en forma de copa, también, dos o más pirenoides y un estigma situado en la capa anterior de la estructura. Posee flagelos normalmente más largos que la célula y con vacuolas contráctiles en su base (Pentecost, 2011; Lerche y Hallmann, 2013).

Familia Oocystaceae
Género *Oocystis*
Especie *Oocystis lacustris*
Sinónimo *Oocystella lacustris* (Chodat) Hindák

Forman colonias de dos a cuatro células de 9-13 µm de largo y 5-7 µm de ancho cada una, con envolturas individuales definidas. Las células se encuentran separadas dentro de la pared materna remanente engrosada y son fusiformes con polos aguzado-redondeados. Las células jóvenes poseen un cloroplasto con pirenoide y al llegar al estadio adulto pueden poseer de dos a cuatro cloroplastos con un pirenoide cada uno. Su pared celular es lisa y delgada (Tsarenko y John, 2011b; Menezes y Bicudo, 2017b).

Género *Lagerheimia*
Especie *Lagerheimia ciliata* **(**Lagerheim) Chodat, 1895
Sinónimos *Oocystis ciliata* Lagerheim, 1882
Chodatella ciliata (Lagerheim) Lemmermann, 1898

Incluye organismos unicelulares de vida libre. Se trata de células solitarias en forma de limón, recubiertas por una envoltura gelatinosa incolora. Poseen entre tres y cinco setas

largas, medianamente curvas, en cada polo. Las espinas se dirigen hacia diferentes direcciones y pueden llegar a ser hasta el doble de largas que la célula. Cada célula de la especie posee uno o más cloroplastos parietales con pirenoide notable (Menezes y Bicudo, 2017a; Tsarenko, 2011b).

Género *Nephrocytium*
Especie *Nephrocytium* sp. Nägeli, 1849

Son organismos coloniales de vida libre, compuestos por cuatro u ocho células, ubicadas de forma expandida dentro de la pared de la célula madre. Las células son reniformes y poseen bordes asimétricos recubiertos por una vaina mucilaginosa. Poseen un cloroplasto parietal con pirenoide (Liu, Zhu, Liu, Liu y Hu, 2017; Menezes y Bicudo, 2017a).

Género *Lemmermannia*
Especie *Lemmermannia* sp. Chodat, 1900

Se trata de cenobios planos, formados por cuatro células dispuestas transversalmente en forma cuadrática. Los cenobios suelen formar colonias múltiples. Las células se encuentran fuertemente unidas y pueden tocar el centro o tener una apertura central cuadrada. Las células pueden ser desde ovales hasta triangulares. Cada célula posee un cloroplasto con pirenoide (puede estar presente o ausente) (Bock et al., 2013; Menezes y Bicudo, 2017a).

Género *Botryococcus*
Especie *Botryococcus braunii* Kützing 1849

Reúne organismos planctónicos coloniales, compuestos por diversas células piriformes, compactas, embebidas en una matriz lipídica refringente. Cada célula posee un cloroplasto parietal en forma de copa y una estructura similar a un pirenoide, que es difícil de distinguir. Los organelos celulares son poco visibles, debido a su estructura oleosa y su

coloración café amarillenta, derivada de sus abundantes pigmentos carotenoides y de las sales de hierro que le dan un aspecto parduzco (Metzger y Largeau, 2005; Tsarenko y John, 2011c).

FILO CHAROPHYTA

Familia Desmidiaceae

Género *Staurastrum*

Especie *Staurastrum chaetoceras* (Schröder) G.M.Smith 1924

Sinónimo *Staurastrum polymorphum var. chaetoceras* Schröder, 1898

Son células solitarias bi o tri-radiadas de 80 µm de largo y ancho, tienen una constricción mediana leve, con una brecha o seno en forma de U y un itsmo de 8 µm de ancho. Las semicélulas son de forma triangular y de sus ángulos emergen brazos largos divergentes delgados y huecos con dos espinas terminales, paredes ornamentadas con gránulos y espinas que van hasta las semicélulas. Cada semicélula contiene un cloroplasto con varios pirenoides (Brook, Williamson y John, 2011b).

Especie *Staurastrum paradoxum* Meyen ex Ralfs, 1848

Son células de 26 µm de largo y 40 µm de ancho, bi-radiadas, tri-radiadas o intermedias. Tienen una constricción mediana leve y el istmo mide 8 µm. Las semicélulas son redondeadas, con brazos cortos que se van estrechando en la parte terminal. Poseen dos espinas terminales y ornamentaciones con gránulos hasta las semicélulas (Coesel y Meesters, 2007; Petlovany y Tsarenko, 2015).

Género *Staurodesmus*

Especie *Staurodesmus* sp. Teiling 1948

Son células con paredes lisas de forma obtriangular y ángulos redondeados, sin ornamentaciones o espinas. Su constricción es profunda y forman un ángulo bien definido

entre cada semicélula. Cada célula posee un cloroplasto único, ubicado de forma axial y con un pirenoide más o menos central (Bicudo, 2017d).

Especie *Staurodesmus extensus* (O.F. Anderson) Teiling 1948
Sinónimos *Arthrodesmus incus* var. *extensus* O.F.Andersson, 1890
Staurastrum dilatatum var. *extensus* (O.F.Anderson) Borge, 1906

Posee células bi-radiadas con semicélulas de forma subrectangular, que se estrechan hacia el istmo y forman un seno curvo. En los ángulos de las semicélulas, emergen espinas medianamente alargadas y rectas. Su ápice es cóncavo (Brook et al., 2011b).

Género *Octacanthium*

Especie *Octacanthium octocorne* (Ralfs) Compére 1996
Sinónimo *Arhrodesmus octocornis* Ehrenberg 1838

Se trata de organismos formados por dos semicélulas unidas, de aproximadamente de 30 µm de largo y 22 µm de ancho, de forma subhexagonal, muy constrictas y que forman un istmo estrecho de 7 µm. Su pared celular es lisa y con márgenes cóncavos. De cada ángulo, emergen una o dos espinas rectas de 6 a 8 µm de largo). El cloroplasto se encuentra distribuido por toda la semicélula (Faustino y Bicudo, 2003).

Género *Cosmarium*
Especie *Cosmarium* sp. Corda ex Ralfs, 1848

Presenta semicélulas de forma elíptica y constricción profunda, con una pared celular lisa y recubierta por mucílago. Posee uno o dos cloroplastos ubicados de forma axial. No se distinguen pirenoides, pero suelen presentar varios por cloroplasto (Guiry y Guiry, 2018).

Familia Clostariaceae

Género *Closterium*

Especie *Closterium gracile* Brébisson ex Ralfs 1848

Sinónimo *Closterium limneticum var tenue* Lemmermann

Se trata de células largas y rectas de 150 a 300 µm de largo y 2 a 10 µm de ancho, con márgenes paralelos y extremos un tanto estrechos y curvos. Sus ápices son truncado-redondeados. La pared celular es lisa e incolora. Cada célula posee un cloroplasto acintado, ligeramente ondulado con 10-14 pirenoides, ubicados de forma longitudinal, y una pequeña vacuola terminal con varios corpúsculos (Brook et al., 2011a).

Especie *Closterium acerosum Ehrenberg* ex Ralfs 1848

Células de aproximadamente 550 µm de largo y 40 µm de grosor, con un margen dorsal ligeramente curvo y el margen ventral un tanto cóncavo, paralelo al otro margen que disminuye gradualmente hasta llegar a los ápices subtruncados (Brook et al., 2011a). La pared celular presenta delicadas estriaciones y es incolora, aunque algunas veces puede presentar tonalidades pardas por la presencia de sales de hierro (Bicudo, 2017d). Posee cloroplastos con crestas longitudinales, 19 pirenoides ubicados de forma axial y una vacuola terminal con varios corpúsculos (Coesel y Meesters, 2007).

Familia Elakatotrichaceae

Género *Elakatothrix*

Especie *Elakatothrix* sp. Wille 1898

Reúne organismos coloniales formados por ocho células fusiformes con ápices agudos. Poseen una membrana celular delgada, incolora y envuelta en mucílago. La disposición celular es más o menos paralela entre sí, algunas separadas y otras juntas. Cada célula presenta un cloroplasto parietal laminar de diversas formas con uno o dos pirenoides (Tsarenko, 2011b; Menezes y Bicudo, 2017c).

FILO OCHROPHYTA

Clase Bacillariophyceae

Familia Dinobryaceae

Género *Dinobryon*

Especie *Dinobryon divergens* O.E.Imhof, 1887

Sinónimo *Dinobryon cylindricum var divergens* (O.E.Imhof) Lemmermann, 1901

Esta especie se caracteriza por células coloniales abundantes, ramificadas y planctónicas. Su loriga está compuesta de celulosa, su base es cónica y la parte superior, cilíndrica con una o dos ondulaciones en el centro (Kristiansen y Preisig, 2011). Las lorigas se encuentran unidas entre sí, de forma que la abertura de la loriga que contiene la célula madre se encuentra unida al extremo posterior cónico de la loriga de la célula hija (Bicudo, 2017a). Las células embebidas en la loriga son fusiformes, biflageladas, heterocontas y poseen un hilo contráctil que se une al tallo basal de la loriga (Sheath, Hellebust y Sawa, 1975). Las células pueden tener uno o dos cloroplastos y un estigma (Bicudo, 2017a).

Las células embebidas en la loriga, son fusiformes, biflageladas, heterocontas y poseen un hilo contráctil que se une al tallo basal de la loriga. (Sheath, Hellebust y Sawa, 1975). Pueden tener uno o dos cloroplastos y un estigma (Bicudo, 2017a).

Familia Ulnariaceae

Género *Ulnaria*

Especie *Ulnaria ulna* (Nitzsch) Compère, 2001

Sinónimos *Bacillaria ulna* Nitzsch, 1817

Frustulia ulva (Nitzsch) C.Agardh, 1829

Navicula ulna (Nitzsch) Ehrenberg, 1830

Frustulia ulna (Nitzsch) C.Agardh, 1831

Synedra ulna (Nitzsch) Ehrenberg, 1832

Exilaria ulna (Harvey) Jenner, 1845

Fragilaria ulna (Nitzsch) Lange-Bertalot, 1980

Las células de esta especie crecen de forma solitaria y libre o de forma epifítica. La vista valvar de *Ulnaria ulna* es de color verde, debido a la presencia de clorofila. Posee un frústulo rectangular alargado con valvas isopolares lineales, que terminan en forma rostrada. Las estrías se presentan de forma uniseriada, unas frente a otras. No poseen rafe y su área central es irregular (Williams, 2011; Cantonati, Kelly y Lange-Bertalot, 2017).

Especie *Ulnaria delicatissima* (W.Smith) Aboal y P.C.Silva, 2004
Sinónimos *Synedra delicatissima* W.Smith, 1853
Synedra acus f. *delicatissima* (W.Smith) Krieger, 1927
Fragilaria delicatissima (W.Smith) Lange-Bertalot, 1980

Incluye células solitarias con valvas lineares que se estrechan hacia los ápices. Sus ápices tienen extremos redondeados. No presentan rafe sino un esternón, que se ensancha en el centro. Sus estrías se encuentran ubicadas de forma opuesta unas de otras y, en la parte central, presentan estrías fantasma (Burge y Edlund, 2017).

Familia Fragilariaceae
Género *Fragilaria*
Especie *Fragilaria* sp. Lyngbye, 1819

Se trata de células isopolares que se pueden encontrar de forma solitaria o formando cadenas lineares unidas por el centro de la valva. En vista pleural, su frústulo es rectangular y alargado. Tiene entre 100 y 300 µm, valvas lineares y pseudorafe. Posee estrías lineares pequeñas y sus espinas no son visibles. Poseen un cloroplasto que presenta un color amarillo-pardo, debido a la presencia de fucoxantina y β-carotenos, que predominan sobre la clorofila (Boyer, 1926; Veiga y Tremarin, 2017).

Familia Gomphonemataceae

Género *Gomphonema*

Especie *Gomphonema* sp. Ehrenberg, 1832 nom. et typ. cons.

Incluye organismos que, en vista pleural, presentan frústulos dispuestos en forma colonial en cuña, con estrías uniseriadas, recubiertos y unidos por un mucílago producido por las extremidades basales de las valvas. En la vista valvar, presentan una forma heteropolar, lineal o lanceolada, y poseen extremos apicales rostados o capitados y extremos basales atenuados o redondeados. El área central puede ser más delgada o ampliamente lanceolada. El rafe es recto o un tanto ondulado, con terminaciones proximales rectas y distales curvas. Cada célula posee un cloroplasto complejo con pirenoide presente, distribuido en el cíngulo, comúnmente en forma de H (Round, et al., 1990; Veiga y Tremarin, 2017).

Familia Naviculaceae

Género *Navícula*

Especie *Navícula* sp. Bory de St. Vincent, 1822

Se trata de células isopolares solitarias, que poseen valvas lanceoladas con extremos redondeados, ligeramente capitados. Presentan un rafe central y dos cloroplastos pegados al cíngulo. Por su reducido tamaño, no se distinguen las estrías y areolas, pero están presentes. Normalmente, las estrías son uniseriadas o biseriadas y pueden tener una disposición radial o recta. Sus areolas son pequeñas, alargadas o puntuales (Veiga y Tremarin, 2017).

Clase Coscinodiscophyceae

Orden Melosirales

Familia Melosiraceae

Género *Melosira*

Especie *Melosira* sp. C.Agardh, 1824, nom. cons.

Incluye células dispuestas en forma de cadenas filamentosas, unidas a la cara de la valva por medio de espinas marginales y almohadillas de mucilago, producidas por los algunos poros valvares. Poseen un frústulo de forma subesférica, con valvas convexas. Las areolas se encuentran distribuidas de forma dispersa sobre la superficie del manto valvar. Incluyen varios cloroplastos ampliamente distribuidos, lobulados y con un pirenoide central (Crawford, 1971; Veiga y Tremarin, 2017).

FILO EUGLENOZOA

Familia Euglenaceae

Género *Trachelomonas*

Especie *Trachelomonas volvocina* Ehrenberg 1834

Sinónimo *Microglena volvocina* Ehrenberg 1831

Son organismos euglenoides, solitarios y de vida libre, formados por una loriga esférica con pared mucilaginosa, lisa, y que puede tener sales de hierro o manganeso, que le brindan colores amarillentos o castaños. Presentan un polo apical sin collar de donde emerge el flagelo. Poseen dos cloroplastos que pueden o no presentar pirenoide (Wolowski, 2011; Medeiros, 2017).

Género *Euglena*

Especie *Euglena* sp. Ehrenberg emend. Marin y Melkonian in Marin et al. 2003

Incluye organismos unicelulares librenadantes de forma ovoide, aunque también pueden ser fusiformes o cilíndricos (Medeiros, 2017). Poseen dos flagelos de distintos tamaños, uno mucho más corto que otro. Dentro de la membrana plasmática, presentan una

película estriada de forma helicoidal o más o menos longitudinal (Triemer y Zakrys, 2015). Presentan varios cloroplastos dispuestos de forma discoide, ubicados de forma parietal, aunque puede también ser axial (Zakrys, et al., 2017).

Los cloroplastos poseen pirenoides que pueden estar rodeados de una o dos capas de paramilo o bien formar gránulos en el centro del pirenoide (Medeiros, 2017). En la parte anterior de la célula, poseen una mancha ocular de color rojizo, dado por la unión de los gránulos con pigmentos carotenoides, que actúa como filtro para detectar la luz y cambiar de dirección hacia la misma (Triemer y Zakrys, 2015).

FILO CRYPTOPHYTA

Familia Cryptomonadaceae

Género *Cryptomonas*

Especie *Cryptomonas* sp. Ehrenberg, 1831

Sinónimo *Chilomonas* Ehrenberg, 1831

Pseudocryptomonas Bicudo et Tell, 1988

Campylomonas, Hill 1991

Esta especie se caracteriza por células de forma elíptica u ovalada, que poseen dos flagelos casi iguales insertados subapicalmente. Presentan un surco longitudinal que va hacia la parte posterior de la célula, con eyectisomas en varias filas. Pueden incluir uno o dos cromoplastos grandes, que comúnmente contienen ficobiliproteína y ficoeritrina, razón de su color pardo o rojizo (Guiry y Guiry, 2018). Pueden presentarse o no pirenoides. Como sustancia de reserva, las especies de *Cryptomonas* poseen granos de almidón de forma elipsoide que se encuentran de forma dispersa en las células (Bicudo, 2017b).

FILO MIOZOA

Familia Peridiniaceae

Género *Peridinium*

Especie *Peridinium* sp. Ehrenberg, 1831

Este género incluye organismos dinoflagelados de forma elipsoide u ovoide con pared recubierta por una teca, compuesta por placas de celulosa. Las placas presentan ornamentación variada y poseen espinas. Situado en la porción ecuatorial de la célula, el cíngulo presenta márgenes desenvueltos, que forman una epiteca y una hipoteca, y posee un surco alargado que se estrecha hacia los polos. Algunos no presentan cromoplastos y otras especies presentan varios, que brindan a la célula colores castaños o pardos (Bicudo, 2017c).

FILO CYANOBACTERIA

Familia Aphanizomenonaceae

Género *Dolichospermum*

Especie *Dolichospermum* sp. (Ralfs) Wacklin, Hoffmann y Komárek, 2009

Cianobacteria filamentosa de color verde o verde/azulado que posee tricomas isopolares rectos y algunos ligeramente curvos, que pueden presentar una vaina mucilaginosa muy delgada. Sus células son de forma esférica y algunas un tanto constrictas y poseen aerótopos que se pueden distinguir claramente. Las células apicales son iguales a las vegetativas, pero solo las primeras tienen la capacidad de dividirse. Los heterocistes son esféricos, de color dorado, del mismo tamaño que las células vegetativas y se ubican de forma intercalar en el tricoma. En las cepas pertenecientes a Salve Faccha, no se presentan acinetos (Wacklin, P., Hoffmann, L y Komárek, 2009; Sant´ Anna, Zanini, De Paiva, Werner y Da Silva, 2017).

5.1.2 AISLAMIENTO DE CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE

Las condiciones de cultivo proporcionadas para el desarrollo de las cianobacterias presentes en el embalse Salve Faccha reveló la presencia de seis taxones, que no se habían identificado en su forma planctónica durante la inspección de las muestras mediante visualización directa al microscopio. Estos taxones se desarrollaron tanto en medio semisólido como en medio líquido.

En el cultivo semisólido de cianobacterias en BG11 No y BG11, tras seis semanas de incubación, se observaron colonias verde-azuladas alrededor y dentro de los filtros (Figura 10). Al visualizarlas en el microscopio con un aumento de 63x, se evidenciaron filamentos de cianobacterias (Figura 11).

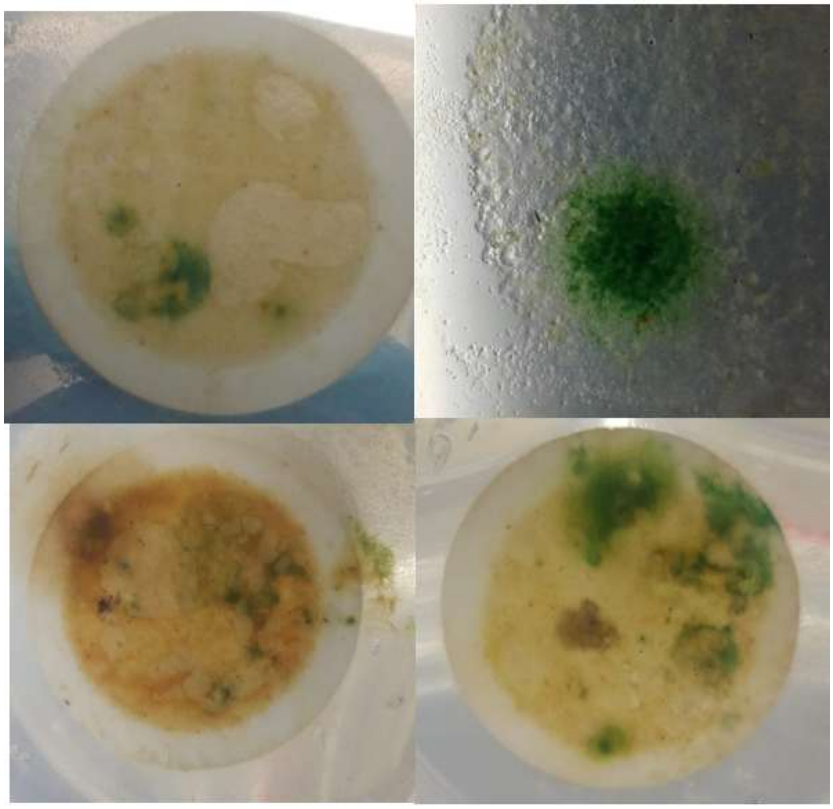


Figura 10. Colonias verde-azuladas correspondientes a cianobacterias filamentosas en medio de cultivo BG11 No y BG11

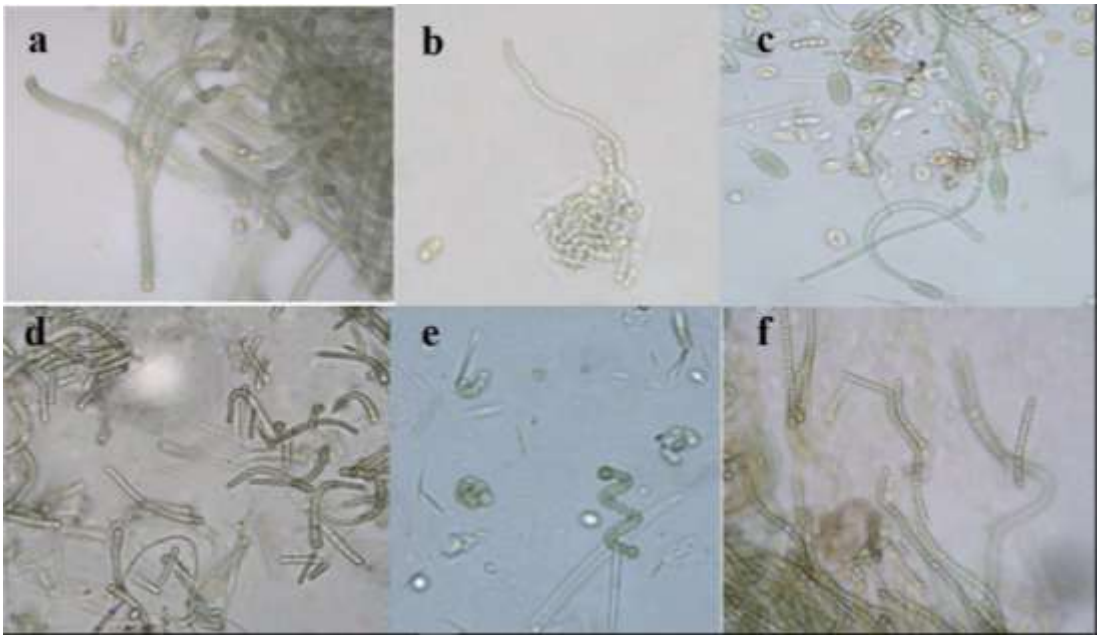


Figura 11. Cianobacterias presentes en medios de cultivo BG11 No y BG11 semisólidos después de seis semanas de incubación. a, *Tolypothrix tenuis;* b, *Nostoc commune;* c, *Cylindrospermum* sp.; d, *Calothrix* sp.; e, *Anabaenopsis arnoldii;* f, *Anabaena* sp.

Se procedió a aislar las cianobacterias en los medios establecidos. Cuatro de las especies identificadas pudieron ser aisladas, obteniéndose colonización en los medios de siembra, mientras que dos de ellas no se desarrollaron individualmente en los mismos (Figura 12).

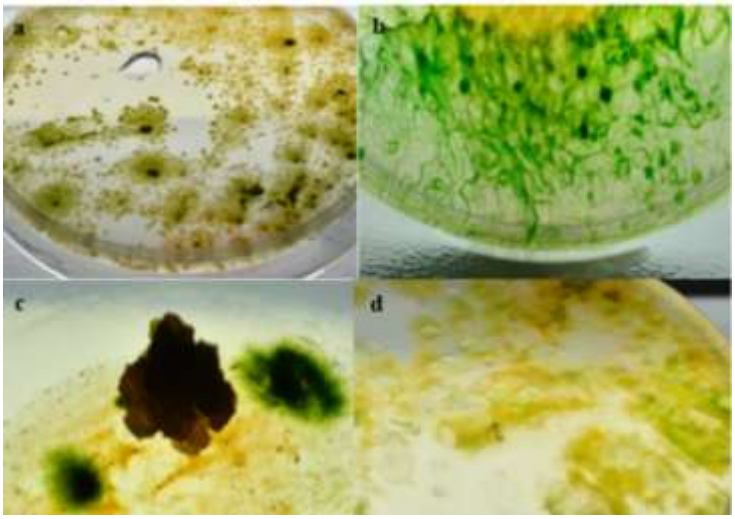


Figura 12. Cepas de cianobacterias aisladas. a, *Tolypothrix tenuis;* b, *Anabaena* sp.*;* c; *Nostoc commune;* d, *Calothrix* sp.

En el cultivo líquido (Figura 13), luego de cuatro semanas de incubación, se tomó una muestra con una pipeta Pasteur y se observó en el microscopio con lente de aumento 63x. Se observó abundante biomasa de microalgas charofitas correspondientes a las especies *Staurastrum chaetoceras, Staurastrum paradoxum, Staurodesmus extensus* y microalgas clorofitas de la especie *Comasiella arcuata*, que suelen ser abundantes en el embalse, de acuerdo a los registros obtenidos en el laboratorio tras la visualización directa de las muestras de ese estudio y los monitoreos constantes de la EPMAPS, que no se han visto reflejados en publicaciones. Sin embargo, no se evidenció presencia de cianobacterias hasta la semana siete en la que la viabilidad de los cultivos comenzó a descender y ninguna de las especies que se desarrollaron en medio semi-sólido pudo desarrollarse a cabalidad en medio líquido.

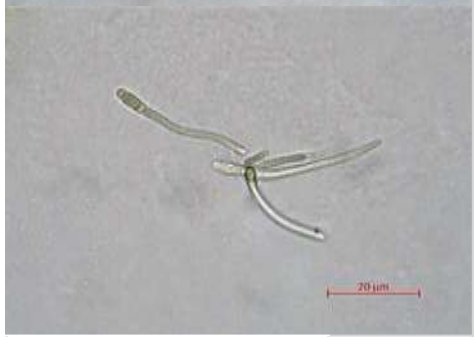


Figura 13. Cultivos en medio liquido después de cuatro semanas de incubación

En cualquier caso, se identificaron y caracterizaron seis taxones correspondientes a Cyanobacteria en las diversas muestras sembradas durante el estudio. Los taxones se encontraron distribuidos en cuatro familias y seis géneros y se concretó la identificación hasta nivel de especie en tres casos. Como se mencionó anteriormente, estos taxones no se encontraban originalmente en el plancton de las muestras inspeccionadas y fueron reportados por primera vez para Salve Faccha (Tabla 4). A continuación, se proporciona una breve descripción de los taxones hallados con la referencia taxonómica respectiva.

Tabla 4. Clasificación taxonómica de las especies de cianobacterias identificadas mediante cultivo (todas pertenecientes a la clase Cyanophyceae y al orden Nostocales)

FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	IMAGEN
Aphanizomenonaceae	*Anabaenopsis*	*arnoldii*	
Nostocaceae	*Nostoc*	*commune*	
Nostocaceae	*Cylindrospermum*	sp.	

FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	IMAGEN
Nostocaceae	*Anabaena*	sp.	
Tolypothrichaceae	*Tolypothrix*	*tenuis*	
Rivulariaceae	*Calothrix*	sp.	

CYANOBACTERIA

Familia Aphanizomenonaceae

Género *Anabaenopsis*

Especie *Anabaenopsis arnoldii* Aptekar, 1926

Esta especie presenta tricomas solitarios en forma de espiral, recubiertos por una capa mucilaginosa incolora y muy delgada. Sus células son esféricas, de color verde-azulado, miden aproximadamente 5 µm de diámetro y pueden poseer aerótopos de forma facultativa. Algunas células son constrictas en las paredes transversales. Los heterocistes son esféricos, un poco más grandes que las células vegetativas (aproximadamente 6 µm de diámetro) y del mismo color. No se distinguen acinetos en las cepas pertenecientes a Salve Faccha (Komárek, 2005).

Familia Nostocaceae

Género *Cylindrospermum*

Especie *Cylindrospermum* sp. Kutzing ex Bornet et Flahault, 1888

El género incluye cianobacterias filamentosas con tricomas isopolares delgados, rectos o ligeramente curvos, con una cubierta mucilaginosa muy delgada. Las células verde-azuladas, de forma cilíndrica o un tanto cuadradas, son más largas que anchas y con una ligera constricción en las paredes transversales. Presentan un acineto grande de forma ovalada, aunque en algunas especies se presentan ligeramente cilíndricos, y siempre se encuentran junto al heterociste. Presentan heterocistes que siempre se encuentran en los dos extremos de los tricomas, son verdes, de forma ovalada y de menor tamaño que el acineto, pero más grandes que las células vegetativas (Sant´ Anna et al., 2017; Nienaber y Steinitz-Kannan, 2018).

Familia Tolypothrichaceae

Género *Tolypothrix*

Especie *Totypothrix tenuis* Kützing, 1843

Esta especie incluye cianobacterias filamentosas con ramificaciones falsas unilaterales, que emergen del filamento principal, uniéndose por medio del heterociste. Sus tricomas son heteropolares, de color verde-azulado, con células cilíndricas ligeramente constrictas en las paredes trasversales, que miden de 4 a 7 µm de largo y de 5 a 7 µm de ancho. Presentan una vaina mucilaginosa, delgada e incolora que se extiende a los extremos del tricoma. Presentan heterocistes que pueden encontrarse solos o en pares, son de forma ovalada, de color verde-amarillento y miden aproximadamente 7 µm de ancho y 8 µm de largo (Matula, Pietryka, Ritcher y Wojtun, 2007; Loza, Berrendero, Perona y Mateo, 2013).

Familia Rivulariaceae

Género *Calothrix*

Especie *Calothrix* sp. C.Agardh ex Bornet y Flahault, 1886

Este género se caracteriza por filamentos heteropolares que pueden encontrarse juntos o de forma solitaria, con células de color verde en forma cilíndrica y sin aerótopos. Los tricomas son ensanchados en la parte basal y la parte terminal es alargada y hialina. Poseen una vaina mucilaginosa firme, delgada y evidente. Presentan heterocistes basales de forma esférica (Nienaber y Steinitz-Kannan, 2018).

5.2 ATLAS TAXONÓMICO DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL EMBALSE, COMO INDICADORES DE LA CALIDAD DEL AGUA

Con los datos obtenidos, se confeccionó un atlas taxonómico de microalgas y cianobacterias del embalse (Anexo 4) en el que se incluyeron registros fotográficos de las especies; esquemas de las estructuras representativas; información acerca de la clasificación taxonómica; la descripción actualizada de la especie encontrada en Salve Faccha, en base a descripciones previas en la literatura; el hábitat; la sinonimia (si aplicó); notas taxonómicas (si aplicó) y, en algunos casos,

características relevantes, sobre todo para especies de interés particular. En el atlas taxonómico, se hizo énfasis en los microorganismos indicadores de la calidad del agua para determinar el estado trófico del ecosistema desde el componente biológico general, de modo que esta información pudiera complementarse con datos físico-químicos.

6 DISCUSIÓN

6.1 ANÁLISIS DEL ESTADO TRÓFICO DEL EMBALSE SALVE FACCHA EN BASE A SU DIVERSIDAD TAXONÓMICA Y LA PRESENCIA DE ESPECIES BIOINDICADORAS

Si bien el presente no es un estudio que incluya gradientes altitudinales, el embalse Salve Faccha se encuentra ubicado sobre los 3000 msnm (MAE, 2004; Larrea y Arias, 2002). Por ello, resulta relevante revisar los grupos predominantes de microalgas y cianobacterias que se han registrado en ecosistemas alto-andinos (e.g. Laybourn-Parry y Bell, 2012; Van Colen et al., 2016; Mouilley et al., 2017), sobre todo en busca de especies características de ambientes enriquecidos, que generalmente corresponden a altitudes inferiores (Laybourn-Parry y Bell, 2012; Jacobsen y Dangles, 2017), pero que podrían proporcionar indicios de enriquecimiento de este embalse en particular.

En lagos alto-andinos, se ha comprobado que la biomasa y la diversidad de taxones de microalgas y cianobacterias decrece a medida que aumenta la altitud (Jacobsen y Dangles, 2017). Esto se demostró, por ejemplo, en un estudio realizado por Mouilley y colaboradores (2017) en que se evaluaron 16 lagos de los Andes ecuatorianos, subdivididos entre lagos de páramo (3863-4619 msnm) y glaciares (4729-5083 msnm). La composición fitoplanctónica de los primeros, más diversa, incluía clorofitas, dinoflagelados y euglenoides, como grupos predominantes; y criptofitas, crisofitas, cianobacterias y diatomeas, que contribuían en menor cantidad a la biomasa de estos ecosistemas. En cambio, los lagos glaciares fueron dominados por criptofitas y dinoflagelados con algunas especies de crisofitas y cianobacterias presentes.

Por otra parte, en una revisión de la diversidad taxonómica de lagos Árticos, Antárticos y alto-andinos de Laybourn-Parry y Bell (2012), se describieron variaciones en la concentración de clorofila y la tasa de fotosíntesis, encontrándose un decremento en función de la gradiente altitudinal. En efecto, en lagos glaciares y ambientes extremadamente altos y fríos, tienden a predominar grupos especializados como criptofitas, dinoflagelados y crisofitas, mientras que, en

ecosistemas altitudinalmente más bajos como los lagos de páramo, se presenta mayor diversidad de taxones con predominancia de clorofitas (Barta et al., 2017).

Estos cambios en la gradiente altitudinal se deben a la disminución de temperatura, radiación y conductividad, a la baja disponibilidad de nutrientes y a la casi nula actividad antropogénica que se desarrolla alrededor de un ecosistema en ascenso (Harris, 1986; Warwick, Hobbie y Laybourn-Parry, 2008; Nõges, 2009). Estos factores se ven minimizados en lagos poco profundos en los que los nutrientes están en constante movimiento y la luz se encuentra disponible en toda la columna de agua, de modo que la productividad del ecosistema aumenta y se produce mayor cantidad de biomasa y diversidad fitoplanctónica (Schindler y Scheuerell, 2002).

Este podría ser el caso de la diversidad taxonómica encontrada en Salve Faccha, pues se llevó a cabo durante la época de menor precipitación e inicio de la época lluviosa, en la que la cota del embalse llegó máximo a 12 metros, pero en la que pudo haberse producido gran intercambio de nutrientes y luz en la columna de agua. La composición de especies de microalgas y cianobacterias del embalse, en términos de porcentaje, correspondió a 29% de Chlorophyta, 24% de Charophyta, 18% tanto de Ochrophyta como de Cyanobacteria, 5% de Euglenozoa y, finalmente, 3% de Miozoa y Cryptophyta (Figura 9). Esta concuerda en gran parte con hallazgos anteriores.

Las microalgas pertenecientes a la clase Bacillariophyceae del filo Ochrophyta (diatomeas) y los representantes del filo Cyanobacteria, por ejemplo, suelen ser grupos representativos en ambientes de altura (Jacobsen y Dangles, 2017; Salazar y Huszar, 2012; Bellinger y Sigee, 2010). La presencia de estos filos en Salve Faccha es comparable con estudios realizados en lagos alto-andinos del Parque Nacional Cajas en el año 2016 (Van Colen et al., 2016), en los que se encontraron géneros pertenecientes a los filos Chlorophyta, Ochrophyta, Cyanobacteria y Chrysophyta durante los meses de mayo, junio, julio y agosto. Los análisis mostraron que la composición de estos organismos estuvo dominada por Chlorophyta y Ochrophyta, además de algunas especies de Cyanobacteria. En dicho estudio, todos los grupos taxonómicos de microalgas y cianobacterias estuvieron presentes en estos ecosistemas durante todo el año y correspondieron, en su mayoría, a los grupos taxonómicos encontrados en Salve Faccha.

En general, las comunidades bióticas de los ecosistemas acuáticos alto-andinos parecen responder mucho más rápido al calentamiento global que las de otros ecosistemas (Catalán y Donato Rondón, 2016). Por ello, resultan ideales para evaluar los efectos del cambio climático: la elevación y la profundidad de estos ecosistemas influyen signficativamente en el régimen térmico (Thompson, Kamenik y Schmidt, 2005) y, por ende, en la composición especie-específica del fitoplancton y el resto de la red trófica. En efecto, el incremento en la temperatura en ecosistemas alto-andinos supone cambios bruscos en la composición de productores primarios y en los ciclos de nutrientes y mayor contraste entre épocas de sequía y precipitación (Michelutti, Labaj, Grooms y Smol, 2016).

Una investigación realizada en el año 2018 determinó que la abundancia de taxones microalgales en ecosistemas acuáticos de alta montaña estaba relacionada directamente a la temperatura, el tiempo de residencia del agua y el aumento en la entrada de nutrientes procedentes de actividades de ganadería (Van Colen, Mosquera, Hampel y Muylaert, 2018). Sin embargo, en zonas donde no existía gran cantidad de ganado, las clorofitas seguían siendo el grupo predominante, por lo que podrían considerarse como parte de la composición natural del ecosistema alto-andino, debido a su predominancia en cualquier época del año (Jacobsen y Dangles, 2017). En Salve Faccha, la dominancia de Chlorophyta es discutible durante el periodo de estudio (sólo un 29% frente a un 24% de Charophyta), pero no se descarta, debido a que las condicionantes ambientales imposibilitan mantener monitoreos sistemáticos durante la época lluviosa (EPMAPS, 2018) y, en principio, tendrían el potencial de generar cambios en la dominancia de este grupo particular de microalgas.

Por otro lado, el estudio de Van Colen y colaboradores (2018) demostró también que la diversidad y biomasa de diatomeas en lagos se relaciona directamente con mayor actividad ganadera en la zona, por la gran cantidad de nutrientes que ingresa al ecosistema. Esto sugiere que la presencia de este grupo de microalgas en el plancton variaría en función del estado trófico del sistema (Willen, 2000; Van Colen et al. 2016), debido a su alto rango de tolerancia ecológica y su gran sensibilidad a los cambios físico-químicos (Bellinger y Sigee, 2010). Por tanto, este grupo resulta relevante para determinar la relación entre el estado de nutrientes y el crecimiento algal de

un ecosistema acuático, al ser uno de los principales indicadores de polución orgánica y eutrofización, por la capacidad que tiene su estructura silícea para tolerar ambientes con alta carga de nutrientes y contaminación (Round, Crawford y Mann, 1990). De hecho, uno de los taxones que proporciona indicios de enriquecimiento orgánico de Salve Faccha pertenece precisamente a las diatomeas de la clase Bacillariophyceae (véase dos párrafos más abajo)

Por su parte, Khomich, Kauseerud, Logares, Rasconi y Andersen (2016) sugieren que la biomasa de crisofitas y criptofitas disminuye y aquella de diatomeas, clorofitas y cianobacterias aumenta a medida que incrementa la eutrofización de un medio acuático. Esto implica que el dominio de crisofitos y criptofitos se relaciona con condiciones de extrema oligotrofia y que, si su diversidad disminuye, es un indicio de que el ecosistema se está eutrofizando. Este patrón coincide con los datos obtenidos en el estudio de Salve Faccha, en el que predominan especies de ecosistemas más templados, con mayor cantidad de nutrientes, y los grupos taxonómicos característicos de ecosistemas oligotróficos se encuentran en cantidades drásticamente inferiores (Figura 9). Es más, no se detecta la presencia de diatomeas de la clase Crysophyta y sólo uno de los 38 taxones identificados en el embalse perteneció al filo Chrysophyta.

En términos más específicos, se puede destacar la presencia de algunas especies como importantes bioindicadores de calidad del agua en el embalse Salve Faccha, en base al índice de polución orgánica descrito por Palmer (1969). Este permite evaluar el estado de salud ecológica de ecosistemas acuáticos, de acuerdo a la presencia de ciertos géneros y especies tolerantes a este tipo de contaminación. En este contexto, se puede hacer referencia a los bioindicadores considerados como los más importantes para el embalse. Estos pertenecen, principalmente, a la clase Euglenophyceae del filo Euglenophyta. A pesar de que se han identificado pocos taxones de este filo, son importantes indicadores por encontrarse en ambientes ricos en sustancias húmicas (Catalan y Donato Rondón, 2016). El género *Euglena*, por ejemplo, es un indicador clave de polución: se desarrolla en ambientes con un alto contenido de materia orgánica (Triemer y Zakrys, 2015): su índice de polución es de 5, el más alto posible (Palmer, 1969). Otro euglenofito clave resulta *Trachelomonas volvocina*, con un índice de polución de 3 a 3,5 (Gunkel y Beulker, 2009). La bacilariofícea *Ulnaria ulna*, otro de los bioindicadores del embalse, presenta una tolerancia a la polución orgánica de 3. Es decir, es medianamente tolerante y se desarrolla, principalmente, en

ambientes mesotróficos (Palmer, 1969). Por tanto, de acuerdo al índice de polución de Palmer (1969), Salve Faccha sería considerado como un ecosistema mesotrófico con tendencia a hipereutrófico.

En cuanto a las cianobacterias, éstas suelen encontrarse en ecosistemas en diversos estados tróficos y, de acuerdo a la especie, pueden considerarse o no como bioindicadoras. En el caso de Salve Faccha, se encontró una única especie en su estado fitoplanctónico, *Dolichospermum* sp. Precisamente, el género *Dolichospermum* es indicador de ambientes mesotróficos y eutróficos (Bortolini, Rodrigues, Jati y Train, 2014; Stević et al., 2017) y, gracias a sus organelos especializados, puede mantenerse a flote en la columna de agua, proliferar en mayor cantidad y desplazar a otras especies (Bruun, 2012). Las demás especies de cianobacterias del embalse (*Tolypothrix tenuis*, *Nostoc commune*, *Cylindrospermum* sp., *Calothrix* sp., *Anabaenopsis arnoldii* y *Anabaena* sp.) pudieron desarrollarse únicamente bajo régimen de cultivo en condiciones óptimas, aún lejanas de las que reúne el ecosistema natural. Sin embargo, su presencia debería desencadenar alertas tempranas por sus implicaciones socio-ecológicas (véase apartado 6.2).

La mayoría de los taxones pertenecientes al filo Charophyta tiene una amplia distribución en los ecosistemas y suele encontrarse, principalmente, en ambientes oligotróficos. No obstante, gracias a la entrada de nutrientes y al enriquecimiento de los ecosistemas algunas especies pueden adaptarse a condiciones meso-eutróficas y desarrollarse ampliamente en el medio (McCarty et al., 2018). Por tanto, su presencia, en general, no puede ser utilizada como un buen indicador de calidad del agua. Sin embargo, la especie *Closterium acerosum* es un indicador de alta carga orgánica y polución, gracias a su capacidad de desarrollarse en ambientes eutróficos, y se encuentra directamente relacionado a sustratos como sedimentos, rocas o biopelículas conformadas por algas perifíticas y otros organismos (Rajagopal, Thangamani y Archuan, 2010; Singh, Ahliwalia, Sharma, Jindal y Thakur, 2013).

A pesar de que las clorofitas son predominantes en ecosistemas acuáticos de alta montaña en diferentes estados tróficos, es importante destacar que, de acuerdo a Palmer (1969) y Bellinger y Sigee (2010), los géneros *Comasiella*, *Acutodesmus* y *Desmodesmus* son indicadores de ambientes mesotróficos y eutróficos con índices de polución 4, lo que reafirma el estado de

enriquecimiento orgánico del embalse, gracias a la predominancia de estas y otras especies propias de estas condiciones.

De acuerdo al número de taxones y los grupos identificados, la composición general de microalgas y cianobacterias de Salve Faccha es típica de un ecosistema léntico de páramo y algunos de los grupos descritos suelen encontrarse en ecosistemas similares, tomando en cuenta la ubicación y condiciones ambientales del sitio (Kappelle y Horn, 2016). Como se había descrito anteriormente, el mayor desarrollo de taxones correspondientes a Charophyta, Chlorophyta y Ochrophyta (Bacillariophyceae), en contraste con la baja cantidad de otros como Chrysophyta y Chyptophyta (Komich et al., 2016), además de la presencia de importantes especies indicadoras del filo Euglenozoa, confirma también el estado trófico enriquecido en el embalse.

Por otro lado, la presencia de algunos de los grupos taxonómicos descritos y de especies indicadoras, comunes en ambientes eutróficos, como *Dolichospermum* sp., *Ulnaria ulna.*, *Euglena* sp. y *Trachelomonas volvocina*, podría explicarse desde un contexto de cambio climático. Normalmente, los ecosistemas acuáticos de alta montaña en Ecuador son polimícticos, es decir, que su columna de agua pasa por procesos de mezcla constante, y rara vez poseen periodos de estratificación térmica (Steinitz-Kannan 1997). Sin embargo, con el aumento en las temperaturas atribuido al calentamiento global, se han registrado periodos prolongados de estratificación térmica en épocas de mayor temperatura y baja precipitación (Rühland, Paterson y Smol, 2008; Catalan y Donato Rondón, 2016; Michelutti et al., 2016). Este fenómeno acelera la eutrofización de ambientes acuáticos por la liberación de fuentes internas y externas de nutrientes (fósforo y nitrógeno) y el consecuente aumento de materia orgánica, que da paso a la rápida proliferación de organismos planctónicos propios de ecosistemas eutróficos (Dale, Edwards y Reid, 2006; Xi et al., 2016).

Por tanto, resulta importante monitorear la proliferación de estas especies, sobre todo de *Dolichospermum* sp., en este ecosistema que permanece en constante cambio y responde a las variaciones de temperatura y nutrientes que podrían darse en respuesta a los cambios ambientales. Al existir condiciones ambientales y nutricionales adecuadas para esta cianobacteria, puede proliferar masivamente, de modo que los consumidores inmediatos no alcancen a depredar la

biomasa producida en exceso, haciendo que se acumule en la superficie y provoque floraciones algales problemáticas (John, Whitton y Brook, 2011; Sivonen, 2009). El problema radicaría no solo en que se vean afectadas las características físicas del agua (color, olor y sabor), sino también debido a la presencia potencial de metabolitos secundarios denominados cianotoxinas, producidos por estos organismos al encontrarse en un medio enriquecido (Sukenik et al., 2015).

6.2 PRESENCIA DE CIANOBACTERIAS EVIDENCIADA A TRAVÉS DE CULTIVO Y SUS IMPLICACIONES PARA SALVE FACCHA

Los ecosistemas andinos están caracterizados de acuerdo a su elevación, temperatura y precipitación. Durante los últimos 25 años, se han presentado cambios climáticos significativos en la Región Andina, entre ellos, el aumento de la temperatura del aire en un + 0,34 °C por década, cambios en los patrones de precipitación y la disminución de la cobertura de nubes, lo que significa mayor entrada de rayos UV a los ecosistemas (Vuille y Bradley, 2000; O'Reilly et al., 2015; Anderson et al., 2017).

Un ecosistema alto-andino de páramo se encuentra en una elevación mayor a los 3000 m, con precipitaciones entre 800 y 2000 mm y está caracterizado por la presencia de arbustos húmedos de alta elevación, parches y delgadas franjas de vegetación acompañada de una gran variedad de especies endémicas (GAD Municipal de Quijos, 2014). En respuesta al cambio climático de las últimas décadas, se ha presenciado un aumento en la migración, cambios en la ocurrencia de especies animales y vegetales y la colonización de nuevas, la quema de la vegetación existente y el desplazamiento de actividades de cultivo y actividades antropogénicas, en general. Las evidencias muestran que, si el cambio climático sigue avanzando de esta forma, ante el aumento de 2 o 3 °C en la temperatura, podrían presentarse consecuencias como la pérdida del área donde habitan las especies, descenso en la diversidad, migración de especies endémicas del sitio y fertilización del ecosistema con efectos sobre el suelo y el agua (Anderson et al., 2017).

En este contexto, los lagos de alta montaña tienen un gran potencial como centinelas del efecto del calentamiento global sobre un ecosistema porque brindan información medible acerca de los cambios que se dan a nivel terrestre (Catalan y Donato Rondón, 2016). Salve Faccha, al ser

un ecosistema que está en constante cambio, su composición responde directamente al estado trófico (De Senerpont et al., 2012) y a las variaciones estacionales del mismo (Harris, 1986). Por tanto, en épocas con mayor precipitación en las que el embalse sea más profundo y los nutrientes no se encuentren disponibles en todo el sistema, la composición fitoplanctónica podría disminuir: en ecosistemas más profundos los niveles de clorofila y turbidez en el agua decrecen y afectan significativamente su producción primaria (Nõges, 2009).

Los productores primarios son los primeros en responder a las alteraciones derivadas del cambio climático, sobre todo las cianobacterias, porque se desarrollan mejor en temperaturas superiores a otras especies que conforman el fitoplancton (Paerl y Huisman, 2008), que oscilan entre los 20 y 25 ºC. Además, estos organismos pueden crecer en condiciones meso-eutróficas, es decir, con cargas de nutrientes altas (Mooij et al., 2007; Lürling, Eshetu, Faassen, Kosten y Huszar, 2012). Ante estas condiciones provocadas por actividades antropogénicas o como respuesta al cambio climático actual, proliferan en el ambiente causando floraciones algales (Weirich y Miller, 2014). Por tanto, una mejor comprensión acerca de los cambios ambientales que pueden ocurrir en un ecosistema y cómo influyen en las comunidades de microalgas y cianobacterias en el mismo es de gran importancia (Thomas y Litchman, 2015).

El embalse Salve Faccha se encuentra en una zona de clima ecuatorial frío de alta montaña, que posee temperaturas medias entre 8 y 16 ºC, aunque las temperaturas máximas suelen llegar hasta los 20 ºC y las mínimas a 0 ºC (GADCQ, 2014). Esto significaría que, con un aumento de 2 y 3 ºC en la temperatura del ecosistema, atribuido al calentamiento global y las consecuencias que este trae, varias especies de cianobacterias podrían tener las condiciones climáticas ideales para su proliferación en menos de 60 años (O'Reilly et al., 2015). Precisamente, en la fase experimental del estudio taxonómico de Salve Faccha, en lo que se refiere a aislamiento y caracterización de cianobacterias, las condiciones de crecimiento a las que se sometió a las muestras incluyeron una temperatura de 22 a 25 ºC, es decir, un incremento de alrededor de 2 °C por encima de la temperatura actual del ecosistema, una condición ideal para la proliferación de cianobacterias.

Adicionalmente, se proporcionó a las cianobacterias bajo cultivo nutrientes como fósforo y amonio (Anexo 3), aprovechados para su crecimiento (Delta, 2015). Tomando en cuenta el avance

del calentamiento global, en un futuro no muy lejano, las condiciones ambientales podrían ser mucho más favorables para el desarrollo de actividades antropogénicas que actualmente no se pueden realizar por las características climáticas extremas del área. Estas actividades incluyen la agricultura y el uso extensivo de fertilizantes y plaguicidas, la ganadería, la deforestación de especies endémicas y la acumulación de desechos industriales y domésticos que llevarían a enriquecer los ecosistemas acuáticos y proporcionarían a las cianobacterias la concentración y los nutrientes ideales para favorecer su crecimiento (Khatri y Tyagi, 2014).

Especialmente en los sedimentos de un ecosistema acuático eutrofizado, pueden encontrarse grandes cargas de nutrientes, además de quistes, esporas y otras formas de resistencia de cianobacterias como los acinetos que, debido a las condiciones generales que presentaba el ecosistema en el momento del estudio no lograron expresar su forma planctónica ni deasarrollarse ampliamente (Paerl, 2016). Sin embargo, ante las condiciones proporcionadas en el laboratorio, las especies en latencia de cianobacterias que se encontraban presentes como células de reposo, proliferaron en los cultivos. Esta proliferación, de producirse en el medio natural por causa de un aumento de temperatura, produciría cambios en la composición de la comunidad de microalgas y cianobacterias (de Stasio et al., 1996; Litchman et al., 2016), lo que se traduciría en alteraciones ecológicas del ecosistema mismo.

Las repercusiones para los niveles tróficos superiores serían serias. Se produciría la muerte de peces y moluscos por las condiciones de hipoxia derivadas de la descomposición de materia orgánica, debida al rápido crecimiento y muerte de los organismos planctónicos (Zingone y Oksfeldt Enevoldsen, 2000). Además, al existir grandes cantidades de biomasa de cianobacterias en la superficie, la luz y la aireación no podrían penetrar en la columna de agua y el crecimiento de plantas acuáticas se vería afectado (Bakker et al., 2010). Por otra parte, la presencia de toxinas producidas por cianobacterias nocivas afectaría el crecimiento del zooplancton herbívoro y alteraría el control natural de la producción primaria (Zingone y Oksfeldt Enevoldsen, 2000), además de representar riesgos considerables para la salud humana y animal. Por otro lado, problemas organolépticos en el agua y la acumulación de filamentos en los filtros de las plantas de tratamiento de agua potable (Sens, Pizzolatti, Mondardo y Romero, 2013; Huisman et al., 2018) serían consecuencias directas de la proliferación de cianobacterias.

La mayoría de estudios que evalúan los efectos del incremento de temperatura en comunidades fitoplanctónicas analizan cepas específicas de cianobacterias, tóxicas o no, para evaluar su capacidad de competir en un ambiente con elevada temperatura y carga de nutrientes (Thomas y Litchman 2015; Grimaud, Mairet, Sciandra y Bernard, 2017; Ryan, Thomas y Litchman, 2017; Xiao, Willis y Burford, 2017; Savadova et al., 2018). En la investigación de Thomas y Litchman (2015), por ejemplo, las cepas utilizadas se adaptaron a las condiciones proporcionadas e invadieron los cultivos. Esto generó evidencia de cómo actuaría únicamente la especie estudiada ante esas condiciones, pero no acerca de cómo se vería alterado todo el ecosistema del que podrían formar parte.

En el estudio realizado en Salve Faccha, se utilizaron muestras de agua del embalse a partir de las que lograron desarrollarse seis especies de cianobacterias: *Tolypothrix* sp., *Nostoc commune* y *Calothrix* sp., que son especies perifíticas sin toxicidad ni relación a floraciones algales por su distribución en un ecosistema natural, pero también se desarrollaron *Anabaenopsis arnoldii*, *Anabaena* sp. *y Cylindrospermum* sp. De estas últimas, la primera especie es planctónica y capaz de generar toxinas como metabolitos secundarios y las demás, aunque son perifíticas, se ha reportado su capacidad de producir metabolitos secundarios tóxicos (Komárek, 2005; Mohamed y Al Shehri, 2009; Sivonen, 2009; Sant´ Anna et al., 2017; Guiry y Guiry, 2018; Nienaber y Steinitz-Kannan, 2018). Estas especies nativas se encuentran formando parte del ecosistema en estado de latencia. Por tanto, el hecho de que, ante cambios ambientales drásticos que podrían producirse de acuerdo a las perspectivas de cambio global, estas cianobacterias podrían abandonar su estado de reposo y crecer activamente brinda una premisa acerca del tipo de cambios que se esperarían en la composición de la comunidad de microalgas y cianobacterias del embalse.

El desarrollo de taxones de cianobacterias en los medios de cultivo se debe, principalmente, a la eficiencia en el aprovechamiento de los nutrientes que suelen ser limitantes en un ecosistema natural (Jasser, 1995). Las cianobacterias perifíticas lograron desarrollarse con eficacia, gracias a las condiciones proporcionadas en un medio de cultivo semisólido, debido a que las concentraciones inferiores de agar en este tipo de medios permiten el deslizamiento y el

movimiento de las cianobacterias y previenen la contaminación por microalgas planctónicas fastidiosas (Rippka, 1979; Castenholz, 1988).

A pesar de que se proporcionaron iguales condiciones en un medio líquido específico para el crecimiento de cianobacterias como el BG11 (Rippka, 1979), no se evidenció desarrollo planctónico de ningún taxón correspondiente a cianobacterias. Esto puede deberse al mejor aprovechamiento de las condiciones brindadas en el laboratorio por parte de otras especies planctónicas eucariotas más abundantes que prevalecían en el embalse. En efecto, la diversidad y abundancia de microalgas planctónicas fue mayor a la de especies perifiticas o bentónicas. Estas, al permanecer en un medio de cultivo que les permitió mantenerse en suspensión y moverse al igual que en su ecosistema natural, pudieron aprovechar rápidamente los nutrientes y luz brindados, reproducirse en abundancia en el medio de cultivo y, posiblemente, agotar la disponibilidad de nutrientes para otras especies como las cianobacterias. Lo contrario sucedió en el medio semisólido: las especies planctónicas eucariotas no se pudieron desarrollar como en el medio líquido, potencialmente debido a las limitaciones de motilidad y al hecho de que el medio de cultivo BG11 es específico para especies procariotas, reduciendo así su capacidad de competir en el medio con otras especies, lo que confirió una ventaja de aprovechamiento de nutrientes a las cianobacterias en latencia.

Tomando en cuenta los cambios ambientales actuales por los que están atravesando los ecosistemas acuáticos de alta montaña, resulta importante monitorear ciertas especies reportadas en el embalse, especialmente a las cianobacterias. En Salve Faccha, el reporte de cianobacterias productoras de toxinas es altamente relevante, debido a que, en un contexto de cambio climático, éstas tendrían grandes ventajas de proliferar y producir floraciones algales nocivas (Rastogi, Madamwar y Incharoensakdi, 2015). Por tanto, si es que en el monitoreo sistemático del ecosistema aparecieran uno o varios de los taxones de cianobacterias reportados en laboratorio, por habérseles brindado condiciones ideales para su proliferación, podría alertarse tempranamente de su presencia y tomar las precauciones del caso. Entre las especies que deberían ser sujetas a inspecciones estrictas se encontrarían: *Anabaenopsis arnoldii*, *Anabaena* sp. y *Cylindrospermum* sp. reportadas en cultivo y *Dolichospermum* sp. que se encuentra ampliamente distribuida en el embalse.

El cambio climático tendería a favorecer a este tipo de especies por varias razones. En primer lugar, el aumento de temperatura brindaría a las cianobacterias una gran ventaja competitiva, por su capacidad de crecer en temperaturas superiores (25 ºC) en comparación a otras especies de microalgas (7-8 ºC) (Paerl y Huisman, 2008). Por otra parte, *Anabaenopsis arnoldii* y *Dolichospermum* sp., al ser especies planctónicas, tienen vacuolas de gas que les brindan la capacidad de subir hacia la superficie y aprovechar al máximo la luz, formando una capa densa de cianobacterias en la superficie que impediría las condiciones óptimas de luz a otros organismos fitoplanctónicos eucariotas, que, al encontrarse en un ambiente inhabitable, desaparecerían (Paerl, 2016). Por el contrario, por su naturaleza perifítica, las especies *Anabaena* sp. y *Cylindrospermum* sp. podrían encontrarse principalmente en los aportantes o en la periferia del embalse, adheridos a rocas o sedimentos, por lo que, no suben a la superficie en las floraciones algales, pero están asociadas a la producción de toxinas como metabolitos secundarios y, en el caso de que las condiciones ambientales del ecosistema les permitieran proliferar, podrían afectar directamente a la calidad del agua (Sivonen, 2009).

6.3 ESTADO TRÓFICO ACTUAL DE SALVE FACCHA Y CONSECUENCIAS DE SU ENRIQUECIMIENTO

Los lagos representan un ecosistema natural muy complejo en el que intervienen diversas variables físico-químicas y biológicas que actúan como indicadores con tiempos cortos de respuesta y permiten reflejar los cambios climáticos que ocurren en el sitio (Adrian et al., 2009). Salve Faccha, al ser un ecosistema alto-andino, responde rápidamente al calentamiento global y, a pesar de ser polimíctico, podría registrar largos periodos de estratificación térmica, al igual que otros ecosistemas similares, de acuerdo a reportes actuales (Steinitz-Kannan 1997; Dale, Edwards y Reid, 2006; Rühland, Paterson y Smol, 2008; Catalan y Donato Rondón, 2016; Michelutti et al., 2016; Xi et al., 2016). El aumento de la temperatura y las bajas precipitaciones anuales acelerían la eutrofización del ecosistema, dando paso a la proliferación de organismos típicos de ecosistemas con altas cargas de nutrientes.

La predominancia de grupos taxonómicos de ecosistemas ricos en nutrientes sobre grupos de ecosistemas oligotróficos en el embalse proporciona indicios acerca del estado trófico actual del

ecosistema, tomando en cuenta que el mayor desarrollo de especies de diatomeas, clorofitas y cianobacterias aumenta con la eutrofización del medio, mientras que la diversidad y abundancia de grupos típicos de ecosistemas oligotróficos como crisofitos y criptofitos disminuye (Komich et al., 2016). Esto se suma a la presencia de importantes indicadores del filo Euglenozoa, predominantes en ecosistemas enriquecidos.

La composición fitoplanctónica del embalse puede atribuirse, además, a otros factores como las actividades antropogénicas de tipo ganadero presentes en el área (Jacobsen y Dangles, 2017). De hecho, cuanto mayor es la actividad ganadera, mayor es el aporte de nutrientes al medio y la diversidad y abundancia de grupos taxonómicos como las diatomeas se incrementa (Round, Crawford y Mann, 1990; Willen, 2000; Van Colen et al. 2016), como se evidencia en Salve Faccha.

Varias especies encontradas en Salve Faccha permiten estimar biológicamente el estado trófico del ecosistema. Entre ellas, la amplia distribución de clorofitas de los géneros *Comasiella*, *Acutodesmus* y *Desmodesmus* que, si bien son típicas de ecosistemas alto-andinos, predominan en ecosistemas meso-eutróficos. Por otra parte, la presencia de una gran diversidad de especies de la familia Bacillariophyceae (diatomeas) aporta al embalse características de ecosistemas enriquecidos. Adicionalmente, en Salve Faccha se evidencian especies del filo Euglenozoa, como *Euglena* sp. y *Trachelomonas volvocina*, que se desarrollan en ambientes ricos en materia orgánica y que no suelen presentarse en ecosistemas alto-andinos. Finalmente, está el amplio desarrollo de *Dolichospermum* sp., cianobacteria característica de ecosistemas meso-eutróficos. Estos grupos y especies indicadoras de la calidad del agua podrían sugerir que el ecosistema de Salve Faccha es mesotrófico, con tendencia a volverse eutrófico. Con el tiempo, si se mantienen los patrones actuales de eutrofización del ecosistema, las especies características de condiciones mesotróficas tenderían a desaparecer y, únicamente, se desarrollarían especies tolerantes a altas cargas de nutrientes y elevadas temperaturas (eutrofia).

En cuanto a la sucesión en la composición fitoplanctonica estacional, existen especies indicadoras de la calidad del agua durante la época de verano. Por ejemplo, en un lago mesotrófico durante la época de verano, que podría corresponder a la época de menor precipitación en Salve Faccha, se pueden encontrar especies como *Dinobryon divergens*, *Cosmarium* sp. y *Staurastrum*

sp. En ambientes eutróficos, en cambio, se reportan especies como *Eudorina* sp., *Anabaena* sp. y *Comasiella arcuata* (Bellinger y Sigee, 2010; Bicudo, 2017). Todas estas especies han sido reportadas para el embalse, lo que confirmaría su estado meso-eutrófico.

Si bien existen especies indicadoras de eutrofización del ecosistema por su capacidad de resistir ambientes altamente contaminados, existen especies sensibles a estas variaciones. Estas son bastante exigentes y se desarrollan en sitios con condiciones específicas que, ante cambios en nutrientes y temperatura, tienden a desaparecer (Bellinger y Sigee, 2010; Bicudo, 2017). Es el caso de algunas especies de Charophytas del género *Closterium*, propias de ecosistemas alcalinos y ricos en calcio: ante variaciones pequeñas en estos dos parámetros dejan de desarrollarse. Otros grupos de Charophytas, pertenecientes a la familia Desmidiaceae, por ejemplo, son típicas de ecosistemas oligotróficos con pH bajo y son capaces de tolerar ambientes mesotróficos. Sin embargo, no son tolerantes al sobre-enriquecimiento de un ecosistema (Bellinger y Sigee, 2010; Bicudo, 2017). Entre otras especies del embalse especialmente sensibles, también pertenecientes al filo Charophyta, se encuentran *Staurodesmus extensus, Octacanthium octocorne, Staurastrum Chaetoceras, Staurastrum Chaetoceras* (Bicudo, 2017).

Por tanto, es importante monitorear la proliferación de todos estos componentes del fitoplancton. Especial atención debe prestarse a las cianobacterias asociadas a la producción de toxinas, cuya proliferación se vería favorecida al ser las primeras en responder a las alteraciones derivadas del cambio climático. De hecho, se desarrollan mejor en temperaturas superiores a otras especies del fitoplancton (Paerl y Huisman, 2008) y pueden crecer en condiciones meso-eutróficas (Mooij et al., 2007; Lürling, Eshetu, Faassen, Kosten y Huszar, 2012).

Otras cianobacterias que deberían ser sujetas a un control estricto serían aquellas de naturaleza planctónica como *Anabaenopsis arnoldii* y *Dolichospermum* sp., que pueden regular su posición en la columna de agua y tender a floraciones algales perjudiciales para otros componentes del ecosistema (Paerl, 2016). Por otra parte, si bien las especies perifíticas no están asociadas a la formación de floraciones algales, ante la presencia de nutrientes y luz adecuados, estas podrían proliferar. De esta manera, especies reportadas en el embalse como *Anabaena* sp. y

Cylindrospermum sp., que también están asociadas a la producción de toxinas, podrían afectar directamente a la calidad del agua en el ecosistema (Paerl y Huisman, 2008; Paerl, 2016).

Finalmente, el monitoreo de cianobacterias resulta importante por las repercusiones que tendría su proliferación para los niveles tróficos superiores tales como: la muerte de organismos por hipoxia, la limitación en el crecimiento de plantas acuáticas, el impedimento del desarrollo del zooplancton y afecciones al ser humano por la producción de toxinas por parte de especies nocivas, al tratarse de una reserva de agua potable (Zingone y Oksfeldt Enevoldsen, 2000; Bakker et al., 2010).

En este sentido, se debe tomar en cuenta tanto a las especies reportadas en cultivo como a aquellas del ecosistema natural y a las variaciones en la composición primaria del ecosistema en cuanto a especies tolerantes a la polución y a las más sensibles, que pueden brindar indicios acerca de los cambios ecológicos que atraviesa el ecosistema (Bellinger y Sigee, 2015).

7 CONCLUSIONES

La diversidad de taxones encontrados en el embalse Salve Faccha corresponde, en su mayoría, a taxones comunes en ecosistemas alto-andinos ecuatoriales de páramo, tomando en cuenta su ubicación (altitudinal), temperatura, disponibilidad de nutrientes y la composición primaria típica de esta zona.

La presencia de los filos Chlorophyta, Charophyta, Ochrophyta, Cyanobacteria y Chrysophyta es comparable con ecosistemas alto-andinos similares, como parte su composición fitoplanctónica natural. Sin embargo, la predominancia de clorofitas, diatomeas y cianobacterias, en contraste con la baja cantidad de especies de crisofitas y criptofitas, típicas de ecosistemas oligotróficos, indican que el ecosistema se encuentra en proceso de enriquecimiento.

En Salve Faccha, existen especies individuales que confirman este patrón de enriquecimiento. Estas especies son *Dolichospermum* sp., *Ulnaria ulna*, *Euglena* sp., *Trachelomonas volvocina* y *Closterium acerosum*, que son características de ecosistemas con alta carga de nutrientes y polución orgánica.

En un contexto de cambio climático, en el que la temperatura y los nutrientes sigan en aumento, por ejemplo, como consecuencia del incremento de acceso de actividades antropogénicas a áreas cada vez más elevadas, con condiciones climáticas menos hostiles, existen grupos taxonómicos relevantes que brindarían información de la variación del estado trófico de un ecosistema. Tal sería el caso de presentarse el incremento de biomasa y diversidad diatomeas, clorofitas y cianobacterias, debido a su alta tolerancia al enriquecimiento y polución orgánica.

Salve Faccha, al ser un embalse alto-andino, podría estar respondiendo rápidamente a los cambios climáticos derivados del calentamiento global, más allá de enriquecerse por las actividades antropogénicas desarrolladas en su entorno inmediato que, si bien existen, no predominan. Se trata de un ecosistema en constante cambio que responde directamente a las variaciones estacionales, más aún en el contexto de alargamiento de los periodos de altas temperaturas y baja precipitación, que traen como consecuencia cambios en su dinámica, con el potencial de transformar ecosistemas

naturalmente polimícticos en ecosistemas con periodos prolongados de estratificación térmica. Estos fenómenos favorecen la rápida proliferación de organismos planctónicos de ecosistemas eutróficos, por la liberación de fuentes de nutrientes y el aumento de materia orgánica en el medio. En este escenario, podría estimarse de forma biológica que el estado trófico del embalse se encontraría entre mesotrófico y eutrófico, con altas probabilidades de seguir enriqueciéndose en las siguientes décadas.

Debería prestarse especial atención a las variables biológicas correspondientes a los productores primarios de Salve Faccha, por su capacidad de actuar como indicadores gracias a sus tiempos cortos de respuesta ante los cambios climáticos, sobre todo a aquellos que se encuentran ampliamente distribuidos en el ecosistema, aparentemente en respuesta a los cambios ambientales actuales.

En caso de que el embalse se siga enriqueciendo, especies altamente tolerantes, podrían dar paso a floraciones algales que afecten a otros organismos de la cadena trófica con serias repercusiones. Estas especies tolerantes incluyen a *Dolichospermum* sp. del filo Cyanobacteria, por su gran ventaja competitiva sobre otras especies, gracias a su capacidad de desarrollarse mejor en condiciones meso-eutróficas, temperaturas superiores y la presencia de organelos especializados. Además, podrían preponderar géneros del filo Chlorophyta como *Comasiella, Acutodesmus* y *Desmodesmus,* por su alta tolerancia a este tipo de ecosistemas.

Los cambios en la composición primaria del embalse, derivados del calentamiento global abarcarían también a especies sensibles que desaparecerían como consecuencia del sobre-enriquecimiento del ecosistema. Estas incluyen especies del filo Charophyta como *Staurodesmus extensus, Octacanthium octocorne, Staurastrum Chaetoceras, Staurastrum Chaetoceras* y algunas especies de *Closterium* que serían incapaces de tolerar condiciones eutróficas.

El calentamiento global implica no solo el aumento de la temperatura en este ecosistema, sino el incremento de nutrientes como: fosforo, nitrógeno y amonio, derivados del cambio climático como tal, al que se suma el desarrollo de actividades antropogénicas (actividades agrícolas, cultivos de especies foráneas y actividades industriales de todo tipo) en áreas cada vez

más elevadas. En este contexto, existen especies de cianobacterias que, gracias a su capacidad de permanecer en latencia ante condiciones desfavorables, podrían desarrollarse en el embalse al encontrar un ambiente más idóneo. Esto podría producirse en menos de 60 años si se mantiene la tendencia observada: la temperatura actual del ecosistema se encuentra entre los 8 y 16 ºC, el aumento de temperatura registrado es de 0,34 °C por década y la temperatura ideal del desarrollo para las cianobacterias se encuentra entre 20 y 25 ºC.

En el estudio experimental, se describieron algunas especies de cianobacterias que no se encuentran distribuidas activamente en el ecosistema actual, pero que, ante los cambios mencionados, podrían desarrollarse e incluso dar paso a floraciones algales y a la producción de metabolitos secundarios como las cianotoxinas. Entre las especies que deberían ser tomadas en cuenta en ese aspecto se encuentran: *Anabaena* sp. y *Cylindrospermum* sp., especies de naturaleza perifítica, que podrían encontrarse principalmente en los aportantes del embalse y, si bien no son capaces de producir floraciones algales, podrían producir toxinas que afecten la calidad del agua del ecosistema. También resulta indispensable monotorear a *Anabaenopsis arnoldii*, de naturaleza planctónica, que es capaz de intervenir en floraciones algales nocivas. A estas especies reportadas en cultivo, se suma *Dolichospermum* sp., la única especie de cianobacteria planctónica que se encuentra ampliamente distribuida en el embalse.

Finalmente, como producto de la investigación, se ha desarrollado un atlas taxonómico de microalgas y cianobacterias del embalse Salve Faccha, que podrá utilizarse como referencia para futuros estudios acerca de la diversidad del ecosistema, sus implicaciones ecológicas y aquellas relacionadas con la salud humana, animal y vegetal. Además, toda la información contenida en atlas facilita la gestión de planes que se orienten a la prevención de riesgos relacionados con la eutrofización del embalse o potenciales problemas operativos en los que intervengan estos microorganismos.

El conocimiento taxonómico de las especies y su dinámica en el tiempo a corto, mediano y largo plazo permitiría conocer con certeza qué tipo de microorganismos intervienen en el ecosistema y monitorear las variaciones que se produzcan en la composición como respuesta cambios ambientales importantes.

8 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Adrian, R., Hessen, D., Blenckner, T., Hillebrand, H., Hilt, S., Jeppesen, E., ... y Trolle, D. (2016). Environmental impacts—Lake ecosystems. In *North Sea Region Climate Change Assessment* (pp. 315-340). Springer, Cham.

Adrian, R., O'Reilly, C., Zagarese, H., Baines, S. B., Hessen, D. O., Keller, W., ... y Weyhenmeyer, G. (2009). Lakes as sentinels of climate change. *Limnology and oceanography*, *54*(6part2), 2283-2297.

Ambati, R., Gogisetty, D., Aswathnarayana, R., Ravi, S., Bikkina, P., Su, Y. y Lei, B. (2018). Botryococcus as an alternative source of carotenoids and its possible applications–an overview. *Critical reviews in biotechnology*, *38*(4), 541-558.

American Water Works Association (2010). *Water Treatment*. Recuperado de https://books.google.com.ec/books?id=VbIsIMHIncQC&printsec=frontcover#v=onepage&q&f=true

American Water Works Association. (2011). *Algae: Source to Treatment*. Recuperado de https://books.google.com.ec/books?id=P7164wkiYxMC&pg=PA426&lpg=PA426&dq=botryococcus+filter+clogging&source=bl&ots=T1hdfsT3Iu&sig=gxRFKyJOJwUk_uwViMhHxzjpBak&hl=es-419&sa=X&ved=2ahUKEwiw_YD1hfvdAhWOrFkKHUpKDNUQ6AEwBXoECAAQAQ#v=onepage&q=filter%20clogging&f=false

Andersen, R. (1992). Diversity of eukaryotic algae. *Biodiversity & Conservation*, *1*(4), 267-292.

Anderson, D., Glibert, P. y Burkholder, J. M. (2002). Harmful algal blooms and eutrophication: nutrient sources, composition, and consequences. *Estuaries*, *25*(4), 704-726.

Anderson, N., Ryves, D., Grauert, M. y McGowan, S. (2004). Holocene paleolimnology of Greenland and the North Atlantic islands. En R. Pienitz, M. Douglas y J. Smol (Eds.). *Long-term Environmental Change in Artic and Antartic Lakes* (pp. 319-348). Dordrech, Holanda: Springer.

Angert, E. R. (2005). Alternatives to binary fission in bacteria. *Nature Reviews Microbiology*, *3*(3), 214.

Avakyan, A. B. (1967). Importance of reservoirs for water supply and their effect on the quality of river water. *Hydrotechnical Construction*, *1*(3), 236–242. doi:10.1007/bf02376655

Backer, L. (2015). Effects of Climate Change on Noninfectious Waternorne Threats. En G. Luber y J. Lemery (Eds.). *Global Climate Change and Human Health* (pp. 171- 346). San Francisco, CA: Jossey-Bass A Wiley Brand.

Bakker, E., Van Donk, E., Declerck, S., Helmsing, N., Hidding, B. y Nolet, B. (2010). *Effect of macrophyte community composition and nutrient enrichment on plant biomass and algal blooms. Basic and Applied Ecology, 11(5), 432–439.* doi:10.1016/j.baae.2010.06.005

Banerjee, A., Sharma, R., Chisti, Y. y Banerjee, U. (2002*). Botryococcus braunii:* a renewable source of hydrocarbons and other chemicals. *Critical reviews in biotechnology*, *22*(3), 245-279.

Barsanti, L. y Gualtieri, P. (2014). *Algae: Anatomy, Biochemistry, and Biotechnology (2a ed.)*. Nueva York, Estados Unidos: CRC Press.

Barta, B., Mouillet, C., Espinosa, R., Andino, P., Jacobsen, D. y Christoffersen, K. (2017). *Glacial-fed and páramo lake ecosystems in the tropical high Andes. Hydrobiologia, 813(1), 19–32.* doi:10.1007/s10750-017-3428-4

Bell, P. y Hemsley, A. (2000). *Green Plants: Their Origin and Diversity (*2.a ed.). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Berenjian, A., Chan, N. y Malmiri, H. (2012). Volatile organic compounds removal methods: a review. *American Journal of Biochemistry and Biotechnology*, *8*(4), 220-229.

Bica, A., Barbu, L., Drugă, B., Coman, C., Nicoară, A., Szöke, T. y Dragoş, N. (2012). Desmodesmus communis(Chlorophyta) from Romanian Freshwaters: coenobial morphology and molecular taxonomy based on the ITS2 of new isolates. *Annals of the Romanian Society for Cell Biology*, *17*(1), 16-28.

Bicudo, C. (2017a). Chrysophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 405-420). San Carlos, Brasil: Rima.

Bicudo, C. (2017b). Cryptophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). G*êneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 349-355). San Carlos, Brasil: Rima.

Bicudo, C. (2017c). Dinophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 359-369). San Carlos, Brasil: Rima.

Bicudo, C. (2017d). Zygnemaphyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 259-306). San Carlos, Brasil: Rima.

Bock, C., Luo, W., Kusber, W., Hegewald, E., Pažoutová, M. y Krienitz, L. (2013). Classification of crucigenoid algae: phylogenetic position of the reinstated genus *Lemmermannia*, *Tetrastrum* spp. *Crucigenia tetrapedia*, and *C. lauterbornii* (Trebouxiophyceae, Chlorophyta)1. *Journal of Phycology*, *49*(2), 329–339. doi:10.1111/jpy.12039

Boltovskoy, A. (2003). Peridinium willei (Dinophyceae) y sus formas: Ecología y Distribución en la Argentina1. *Bol. Soc. Argent. Bot*, *38*(1-2), 175-184.

Bortolini, J. C., Rodrigues, L. C., Jati, S., & Train, S. (2014). Phytoplankton functional and morphological groups as indicators of environmental variability in a lateral channel of the Upper Paraná River floodplain. *Acta Limnologica Brasiliensia*, *26*(1), 98-108.

Boudouresque, C. (2015). Taxonomy and Phylogeny of Unicellular Eukaryotes. En J. Bertrand, P. Caumette, P. Lebaron, R. Matheron, P. Normand, T. Sime-Ngando. *Environmental Microbiology: Fundamentals and Applications: Microbial Ecology* (pp. 191-259). Dordrecht, Holanda: Springer Science & Business Media.

Boyer, C. (1926). Supplement: Synopsis of North American Diatomaceae. Part I. Coscinodiscatae, Rhizoselenatae, Biddulphiatae, Fragilariatae. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, *78*, 1-228.

Broady, P., y Merican, F. (2012). Phylum Cyanobacteria: blue-green bacteria, blue-green algae. *New Zealand inventory of biodiversity*, *3*, 50-69.

Brönmark, C. y Hansson, L. (2017). *The Biology of Lakes and Ponds (Biology of Habitats Series)*. Oxford, Reino Unido: Oxford University Press.

Brook, A., Williamson, D. y John, D. (2011a). Phylum Chlorophyta. Suborder Closteriineae. En D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. An identification guide to freshwater and terrestrial algae *(2a ed.)* (pp. 616-636). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Brook, A., Williamson, D. y John, D. (2011b). Phylum Chlorophyta. Suborder Desmidiineae. En: D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. *An identification guide to freshwater and terrestrial algae (2a ed.)* (pp. 636-741). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Bruun, K. (2012). Algae can function as indicators of water pollution. *Walpa org., Washington*

Burge, D y Edlund, M. (2017). *Ulnaria delicatissima*. *Diatomeas de América del Norte.* Recuperado de https://diatoms.org/species/ulnaria_delicatissima

Cadena, M., Molina, D., Carvajal, A., Ontaneda, D., & Morales, E. (2013). Bioprospección de macrocolonias de *Nostoc* sp. en los Andes ecuatorianos. *Acta Botánica Venezuélica, 36*(2), 287-307. Recuperado de http://www.redalyc.org/pdf/862/86238659013.pdf

Camacho, M. (2014). Los páramos ecuatorianos: caracterización y consideraciones para su conservación y aprovechamiento sostenible. *Anales de la Universidad Central del Ecuador, 372*(1), 77.

Cantonati, M., Kelly, M. y Lange-Bertalot, H. Abingdon. (2017). *Freshwater benthic diatoms of Central Europe: over 800 common species used in ecological assessments. English edition with updated taxonomy and added species.* Schmitten-Oberreifenberg, Alemania: Koeltz Botanical Books.

Carmichael, W. (1992). Cyanobacteria secondary metabolites-the cyanotoxins. *Journal of Applied Bacteriology,* 72(6), 445–459. doi:10.1111/j.1365-2672.1992.tb01858.x

Carter, H. y Lund, J. (1995). *Freshwater algae: their Microscopic world explored.* Bristol, Reino Unido: Biopress LTD

Carty, S. (2014). *Freshwater Dinoflagellates of North America*. Ítaca, Estados Unidos: Cornell University Press.

Carvajal, A., Cadena, M., Molina, D., Romero, P., Gavilánez, F., & Morales, E. (2013). Cultivo de una cepa carotenogénica de *Chlorococcum* sp. (Chlorophyta: Chlorococcales) aislada de rizosfera de *Vicia faba* (haba). *Acta Botánica Venezuélica*, *36*(2), 309-324.

Castenholz, R. (1988). Culturing methods for cyanobacteria. Cyanobacteria, 68–93. doi:10.1016/0076-6879(88)67006-6

Castro, A., Bicudo, C. y Bicudo, D. (1991). Criptógamos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. Algas, 2: Cryptophyceae. *Hoehnea*, *18*(3), 87-106.

Catalan, J. y Donato Rondón, J. (2016). *Perspectives for an integrated understanding of tropical and temperate high-mountain lakes. Journal of Limnology, 75(s1).* doi:10.4081/jlimnol.2016.1372

Chen, X., Yang, J., Chen, Y. y Hou, H. (2016). Seasonal Dynamics of Phytoplankton and its Relationship with Environmental Factors of a Chinese Lake. *Polish Journal of Environmental Studies, 25*(4), 1427–1433.

Chisti, Y. (1980). An unusual hydrocarbon. *J. Ramsay Society*, *27*, 24-26.

Chuai, X., Chen, X., Yang, L., Zeng, J., Miao, A. y Zhao, H. (2012). Effects of climatic changes and anthropogenic activities on lake eutrophication in different ecoregions. *International Journal of Environmental Science and Technology*, *9*(3), 503–514. doi:10.1007/s13762-012-0066-2

Coesel, P. y Meesters, K. (2007). *Desmids of the Lowlands Mesotaeniaceae and Desmidaceae of the European Lowlands.*Zeist, Holanda: KNNV Publishing.

Comas, A. (2009). *Catálogo de las algas y cianoprocariotas dulciacuícolas de Cuba.* Cienfuegos, Cuba: Universo Sur.

Conrads, P., Journey, C., Petkewich, M., Lanier, T. y Clark, J. (2018). Characterization of water quality in Bushy Park Reservoir, South Carolina, 2013–15. *US Geological Survey, 2018*(5010), 175. doi: https://doi.org/10.3133/sir20185010

Cooper, J., Kannan, M y Kallmeyer, D. (2010). Bacillariophyta: The Diatoms. En Water Works Association. *Manual algae in water supplies* (pp. 207-246). Dénver, Estados Unidos: American Water Works Association.

Cox, E. (2011). Morphology, cell wall, cytology, ultrastructure and morphogenetic studies. En J. Seckbach y P. Kociolek (Eds.). *The Diatom World* (pp. 21-47). Jerusalem, Israel: Springer International Publishing.

Crawford, R. (1971). The fine structure of the frustule of *Melosira varians* CA Agardh. *British Phycological Journal*, *6*(2), 175-186.

Dale, B., Edwards, M. y Reid, P. (2006). Climate change and harmful algal blooms. En E. Granéli y J. Turner. *Ecology of harmful algae* (pp. 367-378). Springer, Berlin, Heidelberg.

De Senerpont, L., Elser, J., Gsell, A., Huszar, V., Ibelings, B., Jeppesen, E., … Lürling, M. (2012). Plankton dynamics under different climatic conditions in space and time. *Freshwater Biology,* 58(3), 463–482. doi:10.1111/fwb.12053

De Stasio, B. T., D. K. Hill, J. M. Kleinhans & N. P. Nibbelink, (1996). Potential effects of global climate change on small north-temperate lakes: physics, fish, and plankton. *Limnology and Oceanography* 41: 1136–1149

Delta, J. (2015). *Factors Affecting Growth of Cyanobacteria.* Recuperado de ftp://ftp.sccwrp.org/pub/download/DOCUMENTS/TechnicalReports/869_FactorsAffectGrowthOfCyanobacteria-1.pdf

Dodds, W. K. y Smith, V. H. (2016). Nitrogen, phosphorus, and eutrophication in streams. *Inland Waters*, *6*(2), 155-164.

Domonkos, I., Kis, M., Gombos, Z., and Ughy, B. (2013). Carotenoids, versatile components of oxygenic photosynthesis. *Prog. Lipid Res.* 52, 539–561. doi: 10.1016/j.plipres.2013.07.001

Echaniz, S. y Vignatti, A. (2009). Determinación del estado trófico y de la capacidad de carga del embalse Casa de Piedra. *BioScriba*, *2*(1), 41-51.

Empresa Pública Metropolitana de Agua Potable y Saneamiento. (2016). Proyecto Chalpi. Recuperado de https://www.aguaquito.gob.ec/downloads/PChalpi/exposicion_realizada_a_oferentes_en_la_reunion_previa_a_la_licitacion.pdf

Falkowski, P. G. (1994). The role of phytoplankton photosynthesis in global biogeochemical cycles. *Photosynthesis Research,* 39(3), 235–258. doi:10.1007/bf00014586

Faustino, S. y Bicudo, C. (2003). Genus *Octacanthium* (Zygnemaphyceae, Desmidiaceae) in the state of São Paulo, Brazil. *Biota Neotropica*, *3*(1), 1-7.

Flores, R. y Herrero, A. (1994). Assimilatory nitrogen metabolism and its regulation. En D. Bryant (Ed.). *The Molecular Biology of Cyanobacteria* (pp. 487–517). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht.

García, A. (1994). Charophyta: their use in paleolimnology. *Journal of Paleolimnology*, *10*(1), 43–52. doi:10.1007/bf00683145

Giannuzzi, L., Amé, M., Andrinolo, D., Bauzá, L., Benítez, R., Titto, E., ... y Rosso, L. (2011). Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. *Argentina: Buenos Aires*.Briand, J. F., Jacquet, S., Bernard, C., y Humbert, J. (2003). Health hazards for terrestrial vertebrates from toxic cyanobacteria in surface water ecosystems. *Veterinary research*, *34*(4), 361-377

Gómez L. (2007). Microalgas: Aspectos ecológicos y biotecnológicos. *Revista Cubana de Química*, *19*(2).

Gómez, F., Moreira, D. y López, P. (2011). Avances en el estudio de los dinoflagelados (Dinophyceae) con la filogenia molecular. *Hidrobiológica*, *21*(3), 343-364.

Gómez, L. (2007). Microalgas: Aspectos ecológicos y biotecnológicos. *Revista Cubana de Química*, *19*(2), 3-20.

González, E., Ortaz, M., Peñaherrera, C., Montes, E., Matos, M. y Mendoza, J. (2003). Fitoplancton de cinco embalses de Venezuela con diferentes estados tróficos. *limnetica*, *22*(1-2), 15-35.

Goudie, A. (2018). *Human impact on the natural environment*. John Wiley & Sons.

Graham, J., Wilcox, L. y Graham, L. (2009). *Algae (2a ed.)*. Madison, Estados Unidos: Pearson.

Grimaud, G., Mairet, F., Sciandra, A. y Bernard, O. (2017). *Modeling the temperature effect on the specific growth rate of phytoplankton: a review. Reviews in Environmental Science and Bio/Technology, 16(4), 625–645.* doi:10.1007/s11157-017-9443-0

Guillén, A. (2015). *Lago de Sanabria, Presente y Futuro de un Ecosistema en Desequilibrio.* Recuperado de https://books.google.com.ec/books?id=QBOKDAEACAAJ&pg=PT80&source=gbs_selected_pages&cad=3#v=onepage&q&f=false

Guiry, M. y Guiry, G. (2018). *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Recuperado de http://www.algaebase.org

Gunkel, G., & Beulker, C. (2009). Limnology of the Crater Lake Cuicocha, Ecuador, a Cold Water Tropical Lake. International Review of Hydrobiology, 94(1), 103–125. doi:10.1002/iroh.200811071

Harris, G. (1986). *Phytoplankton Ecology: Structure, Function and Fluctuation.* Recuperado de https://books.google.com.ec/books?hl=es&lr=&id=Yt7dBgAAQBAJ&oi=fnd&pg=PT8&dq=fluc

tuation+variance+of+phytoplankton&ots=1V3ATmUobR&sig=hh4KLHGK_hX3ggV6LcSVWr3UJXg#v=onepage&q=phytoplankton&f=false el 30/08/2018

Hegewald, E., Wolf, M., Keller, A., Friedl, T. y Krienitz, L. (2010). ITS2 sequence-structure phylogeny in the Scenedesmaceae with special reference to *Coelastrum* (Chlorophyta, Chlorophyceae), including the new genera *Comasiella* and *Pectinodesmus*. *Phycologia*, *49*(4), 325-335.

Herron, M. (2016). Origins of multicellular complexity: *Volvox* and the volvocine algae. *Molecular Ecology,* 25(6), 1213–1223. doi: 10.1111/mec.13551

Hirschberg J., Chamovitz D. (1994) Carotenoids in Cyanobacteria. En D. Bryant. (Ed). *The Molecular Biology of Cyanobacteria. Advances in Photosynthesis.* Springer, Dordrecht

Huang, Z., Poulter, C., Wolf, F., Somers, T. y White, J. (1988). Braunicene, A novel cyclic C32 isoprenoid from *Botryococcus braunii. Journal of the American Chemical Society*, *110*(12), 3959-3964.

Huisman, J., Codd, G., Paerl, H., Ibelings, B., Verspagen, J. y Visser, P. M. (2018). Cyanobacterial blooms. *Nature Reviews Microbiology*, *16*(8), 471–483. doi:10.1038/s41579-018-0040-1

Jacobsen, D. y Dangles, O. (2017). *Ecology of High Altitude Waters.* United Kingdom: Oxford University Press

Jain, S., Prajapat, G., Abrar, M., Ledwani, L., Singh, A. y Agrawal, A. (2017). Cyanobacteria as efficient producers of mycosporine- like amino acids. *Journal of basic microbiology*, *57*(9), 715-727.

Jasser, I. (1995). The influence of macrophytes on a phytoplankton community in experimental conditions. *Hydrobiologia,* 306(1), 21–32. doi:10.1007/bf00007855

Ji, X., Verspagen, J., Stomp, M. y Huisman, J. (2017). Competition between cyanobacteria and green algae at low versus elevated CO2: who will win, and why?. *Journal of experimental botany*, *68*(14), 3815-3828.

Joh, G., Choi, Y. S., Shin, J.-K. y Lee, J. (2011). Problematic algae in the sedimentation and filtration process of water treatment plants. *Journal of Water Supply: Research and Technology-Aqua, 60*(4), 219–230. doi:10.2166/aqua.2011.035

John, D., Whitton, B. y Brook, A. (2011). *The Freshwater Algal Flora of the British Isles: An Identification Guide to Freshwater and Terrestrial Algae.* 2ª edición. Cambridge University Press.

John, D., Wynne, M. y Tsarenko, P. (2014). Reinstatement of the genus *Willea* Schmidle 1900 for *Crucigeniella* Lemmermann 1900 nom. illeg. (Chlorellales, Trebouxiophyceae, Chlorophyta). *Phytotaxa*, *167*(2), 212-214.

Kâ, S., Carotenuto, Y., Romano, G., Hwang, J., Buttino, I. y Ianora, A. (2014). Impact of the diatom-derived polyunsaturated aldehyde 2-trans, 4-trans decadienal on the feeding, survivorship and reproductive success of the calanoid copepod *Temora stylifera*. *Marine environmental research*, *93*, 31-37. doi: https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2013.07.009

Kalff, J. y Downing, J. (2016). Limnology*: Inland Water Ecosystem*. Duluth: Bibliogenica

Kappelle, M. y Horn, S. (2016). The Páramo ecosystem of Costa Rica's highlands. En M. Kappelle (Eds.). *Costa Rican Ecosystems* (pp. 492-523). Chicago, USA: The University of Chicago Press.

Khatri, N. y Tyagi, S. (2014). *Influences of natural and anthropogenic factors on surface and groundwater quality in rural and urban areas. Frontiers in Life Science, 8(1), 23–39.* doi:10.1080/21553769.2014.933716

Khomich, M., Kauserud, H., Logares, R., Rasconi, S. y Andersen, T. (2016). *Planktonic protistan communities in lakes along a large-scale environmental gradient. FEMS Microbiology Ecology, fiw231*. doi:10.1093/femsec/fiw231

Kim, H. (2015). Charophyta: Conjugatophyceae (Desmids III): Desmidiales: Desmidiaceae: *Staurodesmus* and *Staurastru*m I. *Algal Flora of Korea. 6*(6), 7-86.

Kjerfve, B. (Eds.). (1994). *Coastal lagoon Processes*. Recuperado de https://books.google.com.ec/books?hl=es&lr=&id=MrwTtP0mLjUC&oi=fnd&pg=PP1&ots=lTyGKUAXla&sig=6_xp1-yi-aiRcZi7oU3yFTcz9N4#v=onepage&q&f=false

Knappe, D., Belk, R., Briley, D., Gandy, S. y Rastogi, N. (2004). *Algae Detection and Removal Strategies for Drinking Water Treatment Plants*. Recuperado de https://books.google.com.ec/books?id=UtuTFyk6pQ4C&pg=PA13&lpg=PA13&dq=red+tides+cryptomonas&source=bl&ots=F7Tn8XPhpj&sig=tWJVdHLVSHSGBMeorDy_txa5WHU&hl=es-419&sa=X&ved=2ahUKEwjH5Y6pkondAhVJtlkKHfInDXIQ6AEwCXoECAEQAQ#v=onepage&q&f=false

Kociolek, J., Theriot, E., Williams, D., Julius, M., Stoermer, E. y Kingston, J. (2015). Centric and Araphid Diatoms. En J. Wehr, R. Sheath y O. Kociolek (Eds.). *Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification* (pp. 653-708). Nueva York, Estados Unidos: Academic Press.

Komárek, J. (2005). Phenotype diversity of the heterocytous cyanoprokaryotic genus *Anabaenopsis. Fottea*, *5*(1), 1-35.

Krienitz, L. y Bock, C. (2012). Present state of the systematics of planktonic coccoid green algae of inland waters. *Hydrobiologia*, *698*(1), 295-32.

Kristiansen, J. y Preisig, H. (2011). Phylum Chrysophyta (Golden Algae). En D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. *An identification guide to freshwater and terrestrial algae (2a ed.)* (pp. 281-317). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Larrea, O., y Arias, N. (2002). Presa Salve Faccha. Aspectos constructivos especiales y control del llenado del embalse. EMAAP. Recuperado de http://www.cice.org.ec/sites/default/files/descargables/SALVEFACCHA.pdf

Laybourn-Parry, J. y Bell, E. (2012). High altitude and latitude lakes. En E. Bell (Ed.).*Life at Extremes: Environments, Organisms, and Strategies for Survival* (pp. 103-137). Londres, UK: CAB International

Le, C., Zha, Y., Li, Y., Sun, D., Lu, H. y Yin, B. (2010). Eutrophication of lake waters in China: cost, causes, and control. *Environmental management*, *45*(4), 662-668.

Lee, J., Jang, S., Lee, J. y Lee, J. (2006). Morphology and ecology of *Peridinium bipes* var. *occultatum* Lindem. (Dinophyceae) forming freshwater red tides in Korean dam reservoirs. *Algae*, *21*(4), 433-443.

Lee, R. (2008). *Phycology*. 4ª edición. New York: Cambridge University Press

Lerche, K. y Hallmann, A. (2013). Stable nuclear transformation of *Eudorina elegans*. *BMC biotechnology*, *13*(1), 11.

Li, X., Dreher, T. y Li, R. (2016). An overview of diversity, occurrence, genetics and toxin production of bloom-forming *Dolichospermum* (Anabaena) species. *Harmful Algae*, *54*, 54–68. doi:10.1016/j.hal.2015.10.015

Licera, C., Rodríguez, M., Larrosa, N., Ruiz, M., Halac, S., Olivera, P. y Nadal, F. (2012). *Cianobacterias en embalses de Córdoba, descripción taxonómica y ecológica*. Recuperado de http://www.ina.gov.ar/pdf/ifrrhh/02_006_Licera.pdf

Lin, S. (1977). Tastes and odors in water supplies: a review. *Illinois State Water Survey Urbana*, 127, 2-50.

Liu, B. y Lee, Y. (2000). Secondary carotenoids formation by the green alga *Chlorococcum* sp. *Journal of Applied Phycology*, *12*(3/5), 301–307. doi:10.1023/a:1008185212724

Liu, X., Zhu, H., Liu, B., Liu, G. y Hu, Z. (2017). Phylogeny and morphology of genus *Nephrocytium* (Sphaeropleales, Chlorophyceae, Chlorophyta) from China. *Phytotaxa*, *319*(1), 84-92.

Loza, V., Berrendero, E., Perona, E. y Mateo, P. (2013). Polyphasic characterization of benthic cyanobacterial diversity from biofilms of the Guadarrama river (Spain): morphological, molecular, and ecological approaches. *Journal of Phycology 49*(2): 282-297

Lürling, M., Eshetu, F., Faassen, E., Kosten, S. Y Huszar, V. (2012). Comparison of cyanobacterial and green algal growth rates at different temperatures. *Freshwater Biology*, 58(3), 552–559. doi:10.1111/j.1365-2427.2012.02866.x

Maciel, E. y Hernández, D. (2013). Especies de dinoflagelados atecados (Dinophyta) de la costa de Chiapas, sur del Pacífico mexicano. *Revista de biología marina y oceanografía*, *48*(2), 245-259.

Maidana, N., Seeligmann, C. y Morales, M. (2011). El género *Navicula* sensu stricto (Bacillariophyceae) en humedales de altura de Jujuy, Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, *46*(1-2), 13-29.

Malazarte, J., Lee, H., Kim, H. y Sin, Y. (2017). Spatial and Temporal Dynamics of Potentially Toxic Cyanobacteria in the Riverine Region of a Temperate Estuarine System Altered by Weirs. *Water*, *9*(11), 819.

Mansilla, A. y Alveal, K. (2004). Generalidades sobre las macroalgas. En C. Werlinger (Ed.). *Biología Marina y Oceanografía: Conceptos y Procesos* (pp. 347-362). Concepción, Chile: Gobierno de Chile, Consejo Nacional del Libro y la Lectura.

Marquardt, G. y Bicudo, C. (2014). Criptógamos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. Algas 36: Bacillariophyceae (Cymbellales). *Hoehnea, 41*(2), 209-246. https://dx.doi.org/10.1590/S2236-89062014000200005

Matula, J., Pietryka, M., Richter, D. y Wojtun, B. (2007). Cyanoprokaryota and algae of Arctic terrestrial ecosystems in the Hornsund area, Spitsbergen. *Polish Polar Research 28*(4): 283-315.

Maznah, W. y Makhlough, A. (2015). Water quality of tropical reservoir based on spatio-temporal variation in phytoplankton composition and physico-chemical analysis. *International journal of environmental science and technology*, *12*(7), 2221-2232.

McCarthy, F., Riddick, N., Volik, O., Danesh, D. y Krueger, A. (2018). Algal palynomorphs as proxies of human impact on freshwater resources in the Great Lakes region. *Anthropocene*, *21*, 16-31.

Medeiros, G. (2017). Euglenophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 315-335). San Carlos, Brasil: Rima.

Menezes, M. y Bicudo, C. (2017a). Trebouxiophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 225-250). San Carlos, Brasil: Rima.

Menezes, M. y Bicudo, C. (2017b). Chlorophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 145-189). San Carlos, Brasil: Rima.

Menezes, M. y Bicudo, C. (2017c). Klebsormidiophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 221-223). San Carlos, Brasil: Rima.

Metzger, P. y Largeau, C. (2005). *Botryococcus braunii*: a rich source for hydrocarbons and related ether lipids. *Applied microbiology and biotechnology*, *66*(5), 486-496.

Michalak, A. (2016). Study role of climate change in extreme threats to water quality. *Nature News*, *535*(7612), 349.

Michelutti, N., Labaj, A., Grooms, C., & Smol, J. (2016). *Equatorial mountain lakes show extended periods of thermal stratification with climate warming. Journal of Limnology.* doi:10.4081/jlimnol.2016.1444

Ministerio del Ambiente Ecuador. (2004). *Plan de manejo ambiental, Humedales Ñucanchi Turupamba*. Recuperado de

http://suia.ambiente.gob.ec/documents/783967/890928/Plan+de+manejo+ambiental%2C%20Humedales+%C3%91ucanchi+Turupamba..pdf/db76919f-741b-4d48-b612-578483423b57 el 30/07/2018

Ministerio del Ambiente Ecuador. (2012). *Sistema de clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental*. Recuperado de http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2012/09/LEYENDA-ECOSISTEMAS_ECUADOR_2.pdf el 30/07/2018

Mohamed, Z. y Al Shehri, A. (2009). Microcystin-producing blooms of *Anabaenopsis arnoldii* in a potable mountain lake in Saudi Arabia. *FEMS microbiology Ecology*, *69*(1), 98-105.

Mohapatra, P. (2008). *Textbook of Environmental Microbiology*. Nueva Delhi, India: I.K. International Publishing House Pvt. Ltd.

Mooij, W., Janse, J., Domis, L., Hülsmann, S. y Ibelings, B. (2007). Predicting the effect of climate change on temperate shallow lakes with the ecosystem model PCLake. In *Shallow Lakes in a Changing World* (pp. 443-454). Springer, Dordrecht.

Moore, S., Trainer, V., Mantua, N., Parker, M., Laws, E., Backer, L. y Fleming, L. (2008). *Impacts of climate variability and future climate change on harmful algal blooms and human health. Environmental Health, 7(Suppl 2), S4.* doi:10.1186/1476-069x-7-s2-s4

Morales, E., Luna, V., Navarro, L., Santana, V., Gordillo, A., & Arévalo, A. (2017). Diversidad de microalgas y cianobacterias en muestras provenientes de diferentes provincias del Ecuador, destinadas a una colección de cultivos. *Revista Ecuatoriana de Medicina y Ciencias Biológicas, 34*(1-2), 129-149.

Murdock, J. y Wetzel, D. (2009). FT-IR Microspectroscopy Enhances Biological and Ecological Analysis of Algae. *Applied Spectroscopy Reviews*, *44*(4), 335–361. doi:10.1080/05704920902907440

Nagy, S. (2011). Collecting, Cleaning, Mounting, and Photographing Diatoms. En J. Seckbach y P. Kociolek (Eds). *The Diatom World* (pp. 1-18). Jerusalem, Israel: Springer.

Nardelli, M., Tremarin, P., Ludwig, T. y Bueno, N. (2016). *Melosira* (Diatomeae) taxa from the Iguaçu River in southern Brazil. *Biota Neotropica*, *16*(4), 1-7.

Newcombe, G. (2006). Removal of natural organic material and algal metabolites using activated carbon. En G. Newcombe y D. Dixon (Eds). *Interface Science in Drinking Water Treatment: Theory and Applications* (pp. 133.154). Londres, Reino Unido: Elsevier.

Nienaber, M y Steinitz-Kannan, M. (2018). A *Guide to Cyanobacteria: Identification and Impact.* Lexington, Estados Unidos: The University Press of Kentucky.

Nishino, H., Hodoki, Y., Thottathil, S., Ohbayashi, K., Takao, Y. y Nakano, S. (2015). Identification of species and genotypic compositions of *Cryptomonas* (Cryptophyceae) populations in the eutrophic Lake Hira, Japan, using single-cell PCR. *Aquatic Ecology*, *49*(3), 263–272. doi: 10.1007/s10452-015-9520-9

Nõges, T. (2009). Relationships between morphometry, geographic location and water quality parameters of European lakes. Hydrobiologia, 633(1), 33–43. doi:10.1007/s10750-009-9874-x

O'Reilly, C., Sharma, S., Gray, D., Hampton, S., Read, J., Rowley, R…y Kraemer, B. (2015). *Rapid and highly variable warming of lake surface waters around the globe. Geophysical Research Letters, 42(24), 10,773–10,781.* doi:10.1002/2015gl066235

Oda, A. y Bicudo, C. (2006). Ecology of *Peridinium gatunense* and *Peridinium umbonatum* (Dinophyceae) in a shallow, tropical, oligotrophic reservoir (IAG Pond), São Paulo, southeast Brazil. *Acta Limnologica Brasiliensia*, *18*(2), 165-180.

Oliva, M., Godínez, J., & Zuñiga, C. (2014). Biodiversidad del fitoplancton de aguas continentales en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, *85*, 54-61.

Oliva, M., Rodríguez, A., Lugo, A. y Sánchez Rodríguez, M. (2008). Composición y dinámica del fitoplancton en un lago urbano hipertrófico. *Hidrobiológica*, *18*, 1-13.

Oliveira, I., Do Nascimento, C. y Bicudo, C. (2012). *Octacanthium* and *Xanthidium* (Desmidiaceae, Zygnematophyceae) from Camaçari, State of Bahia, Brazil. *SITIENTIBUS série Ciências Biológicas*, *11*(1), 89-93.

Paerl, H. (2016). Impacts of Climate Change on Cyanobacteria in Aquatic Environments. En J. Marxsen (Ed.). *Climate Change and Microbial Ecology: Current Research and Future Trends* (pp. 5-23). Norfolk, UK: Caister Academic Press.

Paerl, H. W. y Huisman, J. (2008). CLIMATE: Blooms Like It Hot. Science, 320(5872), 57–58. doi:10.1126/science.1155398

Paerl, H., Fulton, R., Moisander, P. y Dyble, J. (2001). Harmful freshwater algal blooms, with an emphasis on cyanobacteria. *The Scientific World Journal*, *1*, 76-113. doi: https://doi.org/10.1100/tsw.2001.16.

Palmer, C. (1962). *Algae in water supplies.* Washington, D.C, Estados Unidos: U.S. Public Health Service.

Palmer, G. (1969). A composite rating of algae tolerating organic pollution. *J Phycol.* 5:78-82

Pedraza, E. y Donato, J. (2011). Diversidad y distribución de diatomeas en un arroyo de montaña de los Andes Colombianos. *Caldasia*, *33*(1), 177-191.

Pentecost, A. (2011). Phylum Chlorophyta. Order Volvocales. En: D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. *An identification guide to freshwater and terrestrial algae (2a ed.)* (pp. 381-409). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Petlovany, O. y Tsarenko, P. (2015). Desmidiales. En: P. Tsarenko, S. Wasser y E. Nevo (Eds.). *Algae of Ukraine: diversity, nomenclature, taxonomy, ecology and geography. Volume 3: Chlorophyta* (pp. 61-448). Ruggell: A.R.A. Gantner Verlag.

Phinyo, K., Pekkoh, J. y Peerapornpisal, Y. (2017). Distribution and ecological habitat of *Scenedesmus* and related genera in some freshwater resources of Northern and North-Eastern Thailand. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, *18*(3), 1092-1099.

Pierotto, M., Daga, C., Rincon, A. y Prósperi, C. (2007). Algas de interés sanitario en embalses del centro-oeste de la provincia de Córdoba, Argentina. *Revista de Salud Pública*, *11*(1), 55-63.

Pohnert, G. (2002). Phospholipase A2 activity triggers the wound-activated chemical defense in the diatom *Thalassiosira rotula*. *Plant physiology*, *129*(1), 103-111.

Pollingher, U., (1986). Phytoplankton periodicity in a subtropical lake (Lake Kinneret, Israel). *Hydrobiologia* 138: 127–138.

Qin, J. (2005). *Bio-hydrocarbons from Algae: Impacts of Temperature, Light and Salinity on Algae Growth: A Report for the Rural Industries Research And Development Corporation*. Australia: Rural Industries Research and Development Corporation.

Quintero, M., Estrada, R., Burbano, J., Tapasco, J., Uribe, N., Escobar, G., Belland, E., Moreno, A., Gavilanes, C., Mantilla, D. y Valencia, J. (2013). *Panorama para la distribución de los beneficios de los servicios ambientales hidrológicos de la cuenca del río Quijos, Ecuador*. Recuperado de http://ciat-library.ciat.cgiar.org/Articulos_Ciat/biblioteca/Panorama_para_la_distribuci%C3%B3n_de_los_beneficios_de_los_servicios_ambientales.pdf

Rajagopal, T., Thangamani, A., & Archunan, G. (2010). Comparison of physico-chemical parameters and phytoplankton species diversity of two perennial ponds in Sattur area, Tamil Nadu. *Journal of Environmental Biology*, *31*(5), 787.

Ramos, G., Bicudo, C. y Moura, C. (2015). Scenedesmaceae (Chlorophyta, Chlorophyceae) from two areas of the Marimbus Pantanal (Baiano and Remanso. *Hoehnea*, *42*(3), 549-566.

Ramos, G., Bicudo, C. y Moura, C. (2015). Scenedesmaceae (Chlorophyta, Chlorophyceae) de duas áreas do Pantanal dos Marimbus (Baiano e Remanso), Chapada Diamantina, Estado da Bahia, Brasil. *Hoehnea 42*(3): 549-566.

Rastogi, R., Madamwar, D. y Incharoensakdi, A. (2015). *Bloom Dynamics of Cyanobacteria and Their Toxins: Environmental Health Impacts and Mitigation Strategies. Frontiers in Microbiology, 6.* doi:10.3389/fmicb.2015.01254

Reynolds, C. (1984). Phytoplankton periodicity: the interactions of form, function and environmental variability. *Freshwater Biology*, *14*(2), 111–142. doi:10.1111/j.1365-2427.1984.tb00027.x

Reynolds, C. (2006). *Ecology of Phytoplankton.* Recuperado de http://www.jlakes.org/ch/book/Ecology-of-phytoplankton_2006.pdf

Reynolds, C. y Rodgers, M. (1983). Cell-and colony-division in *Eudorina* (Chlorophyta: Volvocales) and some ecological implications. *British Phycological Journal*, *18*(2), 111-119.

Riato, L., Leira, M., Bella, V. y Oberholster, P. (2017). Diatom-based models for inferring water chemistry and hydrology in temporary depressional wetlands. *Hydrobiologia, 797*(1), 127–143. doi:10.1007/s10750-017-3165-8

Ribalet, F., Berges, J., Ianora, A. y Casotti, R. (2007). Growth inhibition of cultured marine phytoplankton by toxic algal-derived polyunsaturated aldehydes. *Aquatic Toxicology*, *85*(3), 219–227. doi:10.1016/j.aquatox.2007.09.006

Richmond, A. y Hu, Q. (2013). *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology*. Chichester, Reino Unido: Willey Blackwell.

Rindi, F. (2007). Diversity, Distribution and Ecology of Green Algae and Cyanobacteria in Urban Habitats. En: J. Seckbach (Ed.) *Algae and Cyanobacteria in Extreme Environments. Cellular Origin, Life in Extreme Habitats and Astrobiology* (pp. 619-638). Springer, Dordrecht

Rippka, R., Deruelles, J.,Waterbury, M & Stainer R. (1979). Generic assignments, strains histories and properties of pure cultures of cianobacteria. J. *Gen. Microbiol.* 111: 1-61.

Robarts, R. D. & T. Zohary, 1987. Temperature effects on photosynthetic capacity, respiration, and growth rates of bloom-forming cyanobacteria. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research* 21: 391–399.

Rodríguez, M., Campos, M., Valle, R. y Niell, G. (2016). El fitoplancton como indicador de calidad de masas de agua muy modificadas en la DMA. El lago artificial de As Pontes (A Coruña. España). *NACC: Nova acta científica compostelana. Bioloxía*, (23), 8.

Roldán, G y Ramírez, J. (2008). *Fundamentos de limnología neotropical.* Medellín, Colombia: Universidad de Antioquía.

Round, F., Crawford, R. y Mann, D. (1990). *The Diatoms Biology and Morphology of the Genera.* Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Round,F., Crawford, R. y Mann, D. (1990). *The Diatoms Biology and Morphology of the Genera.* Cambridge: Cambridge University Press.

Rühland, K., Paterson, A. y Smol, J. (2008). Hemispheric- scale patterns of climate- related shifts in planktonic diatoms from North American and European lakes. *Global Change Biology*, *14*(11), 2740-2754.

Ryan, C., Thomas, M. y Litchman, E. (2017). *The effects of phosphorus and temperature on the competitive success of an invasive cyanobacterium. Aquatic Ecology, 51(3), 463–472.* doi:10.1007/s10452-017-9629-0

Salazar-Torres, G., & Huszar, V. L. D. M. (2012). Microalgae community of the Huaytire wetland, an Andean high-altitude wetland in Peru. *Acta Limnologica Brasiliensia*, *24*(3), 285-292.

Salmaso, N. y Tolotti, M. (2009). Other Phytoflagellates and Groups of Lesser Importance. En G. Likens (Eds.). *Encyclopedia of Inland Waters,* (pp.174–183). Oxford, Reino Unido: Elsevier. doi:10.1016/b978-012370626-3.00137-x

San´t Anna, C., Zanini, L., De Paiva, M., Werner, V. y Da Silva, C. (2017). Cyanophyceae/Cyanobacteria. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 33-108). San Carlos, Brasil: Rima.

Sánchez, M. (2001). Las comunidades de zooplancton de los embalses españoles. *Revista Ecosistemas*, *10*(2).

Savadova, K., Mazur-Marzec, H., Karosienė, J., Kasperovičienė, J., Vitonytė, I., Toruńska-Sitarz, A. y Koreivienė, J. (2018). *Effect of Increased Temperature on Native and Alien Nuisance Cyanobacteria from Temperate Lakes: An Experimental Approach. Toxins, 10(11), 445.* doi:10.3390/toxins10110445

Saxena, N y Awasthi, D. (2003). *Microbiology.* Meerut, India: Krishna Prakashan Media (P) Ltd.

Selmeczy, G., Krienitz, L., Casper, P. y Padisák, J. (2017). Phytoplankton response to experimental thermocline deepening: a mesocosm experiment. *Hydrobiologia, 805*(1), 259–271. doi:10.1007/s10750-017-3308-y

Sens, M., Pizzolatti, B., Mondardo, R. y Romero, L. (2013). La filtración inducida como una alternativa de tratamiento de agua para remover cianobacterias y cianotoxinas. *Interciencia, 38*(4), 253-259.

Sethunge, S. y Manage, P. (2015). Nuisance algae in water supply projects in Sri Lanka. *Proceedings of the International Conference on Susteinable Built Environment,* 62-70.

Shah, M., Mahfuzur, R., Liang, Y., Cheng, J. y Daroch, M. (2016). Astaxanthin-producing green microalga *Haematococcus pluvialis*: from single cell to high value commercial products. *Frontiers in plant science, 7,* 531.

Shakhmatov, A., Pavlovskiy, E. y Paukov, A. G. (2018). Desmid algae (Charophyta: Conjugatophyceae) of Ekaterinburg, Middle Urals, Russia. *Folia Cryptogamica Estonica*, *55,* 7-15.

Sheath, R., Hellebust, A. y Sawa, T. (1975). The Statospore of *Dinobryon dvergens* Imhof: Formation and Germination in a Subarctic Lake 1. *Journal of Phycology*, *11*(2), 131-138.

Sieburth, J., Smetacek, V. y Lenz, J. (1978). Pelagic ecosystem structure: Heterotrophic compartments of the plankton and their relationship to plankton size fractions 1. *Limnology and Oceanography*, 23(6), 1256–1263. doi:10.4319/lo.1978.23.6.1256

Simmons, T., Engene, N., Ureña, L., Romero, L., Ortega, E., Gerwick, L. y Gerwick, W. (2008). Viridamides A and B, lipodepsipeptides with antiprotozoal activity from the marine cyanobacterium Oscillatoria nigro-viridis. *Journal of natural products*, *71*(9), 1544-1550.

Singh, U. B., Ahluwalia, A. S., Sharma, C., Jindal, R., & Thakur, R. K. (2013). Planktonic indicators: a promising tool for monitoring water quality (early-warning signals). *Ecol Environ Conserv*, *19*(3), 793-800.

Sittenfeld, A., Vargas, M., Sánchez, E., Mora, M. y Serrano, A. (2004). Una nueva especie de *Euglena* (Euglenozoa: Euglenales) aislada de ambientes extremófilos en las Pailas de Barro del Volcán Rincón de la Vieja, Costa Rica. *Revista de biología tropical*, *52*(1), 27-30.

Sivonen, K. (2009). Cyanobacterial toxins. En M. Schaechter. *Encyclopedia of Microbiology* (pp. 290-307). Oxford, Reino Unido: Elsevier.

Smith, V. y Schindler, D. W. (2009). Eutrophication science: where do we go from here?. *Trends in Ecology & Evolution*, 24(4), 201–207. doi:10.1016/j.tree.2008.11.009

Smith, V., Joye, S. y Howarth, R. (2006). Eutrophication of freshwater and marine ecosystems. *Limnology and Oceanography*, *51*(1part2), 351-355.

Smith, V., Tilman, G. y Nekola, J. (1999). Eutrophication: impacts of excess nutrient inputs on freshwater, marine, and terrestrial ecosystems. *Environmental Pollution*, 100(1-3), 179–196. doi:10.1016/s0269-7491(99)00091-3

Soininen, J. (2002). Responses of Epilithic Diatom Communities to Environmental Gradients in Some Finnish Rivers. *International Review of Hydrobiology*, *87*(1), 11. doi:10.1002/1522-2632(200201)87:1<11::aid-iroh11>3.0.co;2-e

Stamenković, M. y Cvijan, M. (2008). Some new and interesting ecological observations on desmids from the Province of Vojvodina (Northern Serbia). *Biologia*, *63*(6), 921-927.

Stanier, R. Y. y Bazine, G. (1977). Phototrophic prokaryotes: the cyanobacteria. *Annual Reviews in Microbiology*, *31*(1), 225-274.

Steinitz-Kannan, M. (1997). The lakes in Andean protected areas of Ecuador. *The George Wright Forum*, 14, 33-43.

Stević, F., Habuda, M., Školka, A., Nujić, M., Rožac, V., Maronić, D., ... & Šag, M. (2017). Phytoplankton and physico-chemical indicators of water quality in the water of drainage channels in Kopački rit. *7th International Scientific and Professional Conference Water for all*.

Stoecker, D., Nejstgaard, J., Madhusoodhanan, R., Pohnert, G., Wolfram, S., Jakobsen, H., Sulcius, S. y Larsen, A. (2015). Underestimation of microzooplankton grazing in dilution experiments due to inhibition of phytoplankton growth. *Limnology and Oceanography*, *60*(4), 1426-1438.

Stoyneva, M., Cocquyt, C., Gärtner, G. y Vyverman, W. (2007). *Oocystis lacustris* CHOD. (Chlorophyta, Trebouxiophyceae) in Lake Tanganyika (Africa). *Linzer Biologische Beiträge*, *39*, 571-632.

Sukenik, A., Quesada, A y Salmaso, N., (2015). Global expansion of toxic and non-toxic cyanobacteria: effect on ecosystem functioning. *Biodivers. Conserv. (24)*. 889– 908. http://dx.doi.org/10.1007/s10531-015-0905-9.

Tasić, M., Pinto, L., Klein, B., Veljković, V. y Maciel, R. (2016). *Botryococcus braunii* for biodiesel production. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *64*, 260-270.

Taylor, W., L. Williams, S. Hern, V. Lambou. 1979. Phytoplankton water quality relationships in U.S. Lakes. Las Vegas, USA: EPA.

Temizel, B., Soylu, E. y Maraşlıoğlu, F. (2017). Water quality assessment of the Pazarsuyu Stream based on epilithic diatom communities. *Fundamental and Applied Limnology/Archiv für Hydrobiologie*, *190*(3), 189-197.Terrell, C. y Perfetti, P. (1991). *Water quality indicators guide: surface waters*. Washington D.C, Estados Unidos: DIANE Publishing.

Thomas, M. K., & Litchman, E. (2015). Effects of temperature and nitrogen availability on the growth of invasive and native cyanobacteria. *Hydrobiologia*, 763(1), 357–369. doi:10.1007/s10750-015-2390-2

Thompson, R., Kamenik, C. y Schmidt, R. (2005). *Ultra-sensitive Alpine lakes and climate change. Journal of Limnology, 64(2) 139.* doi:10.4081/jlimnol.2005.139

Triemer, R y Zakrys, B. (2015). Photosynthetic Euglenoids. En J. Wehr, R. Sheath y O. Kociolek (Eds.). *Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification* (pp. 45559-480). New York, Estados Unidos: Academic Press

Trolle, D., Hamilton, D., Pilditch, C., Duggan, I. y Jeppesen, E. (2011). Predicting the effects of climate change on trophic status of three morphologically varying lakes: Implications for lake restoration and management. *Environmental Modelling & Software*, *26*(4), 354-370.

Tsarenko, P. (2011a). Chlorococcales. En: P. Tsarenko, S. Wasser y E. Nevo (Eds.). *Algae of Ukraine: diversity, nomenclature, taxonomy, ecology and geography. Volume 3: Chlorophyta* (pp. 232-264). Ruggell, Liechtenstein: A.R.A. Gantner Verlag.

Tsarenko, P. (2011b). Trebouxiophyceae. En: P. Tsarenko, S. Wasser y E. Nevo (Eds.). *Algae of Ukraine: diversity, nomenclature, taxonomy, ecology and geography. Volume 3: Chlorophyta* (pp. 61-108). Ruggell, Liechtenstein: A.R.A. Gantner Verlag.

Tsarenko, P. y John, D. (2011a). Phylum Chlorophyta. Order Sphaeropleales. En D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. *An identification guide to freshwater and terrestrial algae (2a ed.)* (pp. 419-498). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Tsarenko, P. y John, D. (2011b). Phylum Chlorophyta. Order Chlorellales. En D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. *An identification guide to freshwater and terrestrial algae (2a ed.)* (pp. 475-499). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Tsarenko, P. y John, D. (2011c). Phylum Chlorophyta. Order Trebouxiales. En D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. *An identification guide to freshwater and terrestrial algae (2a ed.)* (pp. 499-500). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Tundisi, J. y Tundisi, T. M. (2012). *Limnology*. CRC Press.

Underwood, G. y Kromkamp, J. (1999). Primary Production by Phytoplankton and Microphytobenthos in Estuaries. En D. Nedwell y D. Raffaelli (Eds.). *Advances in Ecological Research:* Estuaries (pp. 93-139). Recuperado de https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=pGL-OsGyRJUC&oi=fnd&pg=PA93&dq=importance+phytoplankton+primary+production&ots=EVQd-y423R&sig=lXi3mHFb5K3loUt9Z6bhGqvq0JU#v=onepage&q=importance%20phytoplankton%20primary%20production&f=true

United States Environmental Protection Agency. (2012). Cyanobacteria and Cyanotoxins: Information for Drinking Water Systems. *United States Environmental Protection Agency EPA-810F11001, Office of Water*.

Van Colen, W. R., Mosquera, P., Vanderstukken, M., Goiris, K., Carrasco, M., Decaestecker, E., …y Muylaert, K. (2016). *Limnology and trophic status of glacial lakes in the tropical Andes (Cajas National Park, Ecuador). Freshwater Biology, 62(3), 458–473.* doi:10.1111/fwb.12878

Van Colen, W., Mosquera, P., Hampel, H. y Muylaert, K. (2018). Link between cattle and the trophic status of tropical high mountain lakes in páramo grasslands in Ecuador. *Lakes & Reservoirs: Research & Management*, *23*(4), 303-311.

Van de Vijver, B. y Cox, E. (2012). What constitutes a stigma? A review of isolated pore structures in raphid diatoms. XXII *International Diatom Symposium 58,* 1-260. Recuperado de http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2236 89062014000200005

Van den Hoek, C., Jahns, H. y Van den Hoek, C. (2002). *Algae: An Introduction to Phycology.* Recuperado de https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=s1P855ZWc0kC&oi=fnd&pg=PR13&dq=cyanobacteria+introduction&ots=3GwhHmysga&sig=fO1ITBYToIKjos-CPfMZ16yiu_w#v=onepage&q=cyanobacteria%20introduction&f=false

Vaulot, D. (2006). *Phytoplankton.* Encyclopedia of Life Sciences. doi:10.1038/npg.els.0004306

Veiga, T. y Tremarin, P. (2017). Bacillariophyta. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 435-456). San Carlos, Brasil: Rima.

Villa, F. A., Lieske, K., & Gerwick, L. (2010). Selective MyD88-dependent pathway inhibition by the cyanobacterial natural product malyngamide F acetate. *European journal of pharmacology*, *629*(1-3), 140-146.

Vincent, W., Hobbie, J. y Laybourn-Parry, J. (2008). Introduction to the limnology of high-latitude lake and river ecosystems. *Polar lakes and rivers—limnology of Arctic and Antarctic aquatic ecosystems. Edited by WF Vincent and J. Laybourn-Parry. Oxford University Press, UK*, 1-23.

Vismara, R., Barsanti, L., Lupetti, P., Passarelli, V., Mercati, D., Dallai, R. y Gualtieri, P. (2000). Ultrastructure of the pellicle of *Euglena gracilis*. *Tissue and Cell*, *32*(6), 451-456.

Vuille, M. y Bradley, R. S. (2000). Mean annual temperature trends and their vertical structure in the tropical Andes. *Geophysical Research Letters*, *27*(23), 3885-3888.

Wacklin, P., Hoffmann, L. y Komárek, J. (2009). Nomenclatural validation of the genetically revised cyanobacterial genus Dolichospermum (Ralfs ex Bornet et Flahault) comb. nova. *Fottea*, *9*(1), 59-64.

Waterbury, J. (2006). The Cyanobacteria—Isolation, Purification and Identification. En M. Dworkin, S. Falkow, E. Rosenberg, K. Schleifer y E. Stackebrandt (Eds.). *The Prokaryotes* (pp. 1053–1073). Nueva York, Estados Unidos: Springer. doi: 10.1007/0-387-30744-3_38

Watson, S. (2003). Cyanobacterial and eukaryotic algal odour compounds: signals or by-products? A review of their biological activity. *Phycologia*, *42*(4), 332-350.

Watson, S. (2003). Cyanobacterial and eukaryotic algal odour compounds: signals or by-products? A review of their biological activity. *Phycologia*, *42*(4), 332–350. doi:10.2216/i0031-8884-42-4-332.1

Watson, S. y Satchwlll, T. (2003). Chrysophyte odour production: resource-mediated changes at the cell and population levels. *Phycologia*, *42*(4), 393–405. doi:10.2216/i0031-8884-42-4-393.1

Watson, S., Satchwill, T., Dixon, E. y Mccauley, E. (2001). Under-ice blooms and source-water odour in a nutrient-poor reservoir: biological, ecological and applied perspectives. *Freshwater Biology*, *46*(11), 1553–1567. doi:10.1046/j.1365-2427.2001.00769.x

Weirich, C. A., & Miller, T. R. (2014). Freshwater harmful algal blooms: toxins and children's health. *Current problems in pediatric and adolescent health care*, *44*(1), 2-24

Wetzel, R. (2001). *Limnology: Lake and River Ecosystems*. California, Estados Unidos. Elsevier

Whitton, B. (2011). Cyanobacteria (Cyanophyta). En D. John, B. Whitton y A. Brook (Eds.). *The freshwater algal flora of the British Isles*. *An identification guide to freshwater and terrestrial algae (2a ed.)* (pp. 31-158). Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.

Whitton, B. y Potts, M. (2012). Introduction to the cyanobacteria. En B. Whitton (Ed.). *Ecology of Cyanobacteria II* (pp. 1-13). Springer, Dordrecht.

Willén, E. (2000). Phytoplankton in Water Quality Assessment-An Indicator Concept. En P. Heinonen, G. Ziglio, A. Van Der Beken (Eds.). *Hydrological and Limnological Aspects of Lake Monitoring* (pp. 57-80). New York, USA: John Wiley & Sons Ltd.

Williams, D. (2011). *Synedra, Ulnaria*: definitions and descriptions - a partial resolution. *Diatom Research 26*(2): 149-153.

Xia, R., Zhang, Y., Critto, A., Wu, J., Fan, J., Zheng, Z. y Zhang, Y. (2016). The potential impacts of climate change factors on freshwater eutrophication: implications for research and countermeasures of water management in China. *Sustainability*, *8*(3), 229.

Xiao, M., Willis, A. y Burford, M. (2017). *Differences in cyanobacterial strain responses to light and temperature reflect species plasticity. Harmful Algae, 62, 84–93.* doi:10.1016/j.hal.2016.12.008

Yadav, S., Sinha, R., Tyagi, M. & Kumar, A. (2011). Cyanobacterial secondary metabolites. *Int J Pharm Bio Sci*, *2*(1), 144-167.

Yang, X., Wu, X., Hao, H. y He, Z. (2008). Mechanisms and assessment of water eutrophication. *Journal of Zhejiang University Science B*, *9*(3), 197-209.

Zakrys, B., Milanowski, R. y Karnkowska, A. (2017). Evolutionary Origin of *Euglena*. En S. Schwartzbach y S. Shigeru (Eds.). *Euglena: Biochemistry, Cell and Molecular Biology* (pp- 3-17). Cham, Alemania: Springer International Publishing.

Zalocar de Domitrovic, Y. y Forastier, M. (2005). Biodiversidad de Cyanophyceae (Cyanobacteria) y especies toxigénicas del litoral fluvial argentino. *Temas de la Biodiversidad del Litoral Fluvial Argentino II*, 213-228

Zębek, E. y Napiórkowska-Krzebietke, A. (2016). Response of phytoplankton to protective-restoration treatments enhancing water quality in a shallow urban lake. *Environmental Monitoring and Assessment*, *188*(11). doi:10.1007/s10661-016-5633-4

Zhang, N. y Zang, S. (2015). Community structure characteristics of phytoplankton in Zhalong wetland, China. *Pakistan Journal of Botany*, *47*(1), 359-366.

Zimba, P., Huang, I., Gutierrez, D., Shin, W., Bennett, M. y Triemer, R. (2017). Euglenophycin is produced in at least six species of euglenoid algae and six of seven strains of *Euglena sanguinea*. *Harmful Algae*, *63*, 79–84. doi:10.1016/j.hal.2017.01.010

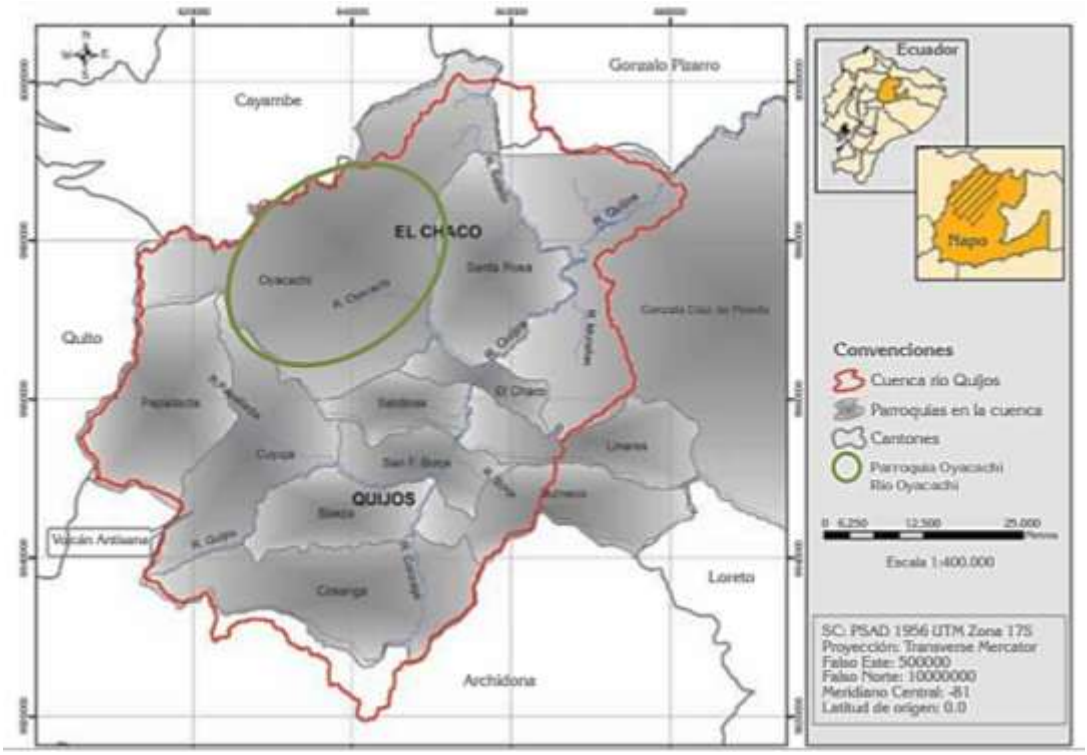
Zimba, P., Moeller, P., Beauchesne, K., Lane, H. y Triemer, R. (2010). Identification of euglenophycin – A toxin found in certain euglenoids. *Toxicon*, *55*(1), 100–104. doi:10.1016/j.toxicon.2009.07.004

Zingone, A. y Oksfeldt Enevoldsen, H. (2000). *The diversity of harmful algal blooms: a challenge for science and management. Ocean & Coastal Management, 43(8-9), 725–748.* doi:10.1016/s0964-5691(00)00056-9

Zohary, T, Sukenik, A. y Berman, T. (2014). *Peridinium gatunense. Aquatic Ecology*, *6*, 191-212. doi:10.1007/978-94-017-8944-8_11.

Zurawell, R. (2015). Toxic Cyanobacteria. En J. Bartram (Ed.). *Routledge Handbook of Water and Health* (pp. 98-106). Abingdon, Estados Unidos: Routledge.

9 ANEXOS



Anexo 1. Parroquias dentro de la Cuenca del río Quijos

(Quintero et al., 2013: imagen cedida por la EPMAPS)



Anexo 2. Sistema actual del suministro de agua del Distrito Metropolitano de Quito (EPMAPS, 2016)

Anexo 3. Medios de cultivo para el aislamiento de cianobacterias según Rippka et al. (1979)

Medio de cultivo	Solución	Volumen para 1 L de preparación	Reactivos	Cantidad (g)
BG11 No	1	10 ml	$MgSO_4 . 7H_2O$	7
			$CACl_2 . 2H_2O$	3,6
	2	10 ml	$K_2HPO_4 . 3H_2O$	4
			EDTA	0,1
			NA_2CO_3	2
	3	10 ml	$C_6H_8O_7$	0,6
			$C_6H_{5+4}yFexNyO_7$	0,6
	4	1 ml	H_3BO_3	2,86
			$MnCl_2 . 4H_2O$	1,81
			$ZnSO_4 . 7H_2O$	0,22
			$NaMoO_4 . 5H_2O$	0,39
			$CuSO_4 . 5H_2O$	0,8
			$Co (NO_3)_2 . 6H_2O$	0,05
			$FeCl_3$	0,22
BG11	1	10 ml	$NaNO_3$	150
			$MgSO_4 . 7H_2O$	7
			$CACl_2 . 2H_2O$	3,6
	2	10 ml	$K_2HPO_4 . 3H_2O$	4
			EDTA	0,1
			NA_2CO_3	2
	3	10 ml	$C_6H_8O_7$	0,6
			$C_6H_{5+4}yFexNyO_7$	0,6
	4	1 ml	H_3BO_3	2,86
			$MnCl_2 . 4H_2O$	1,81
			$ZnSO_4 . 7H_2O$	0,22
			$NaMoO_4 . 5H_2O$	0,39
			$CuSO_4 . 5H_2O$	0,8
			$Co (NO_3)_2 . 6H_2O$	0,05
			$FeCl_3$	0,22