

PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

CARRERA DE MICROBIOLOGÍA

Caracterización fenotípica de microalgas y cianobacterias del perifiton de los ríos
aportantes del embalse Succus

Disertación previa a la obtención del título de Microbióloga

KIMBERLY ELIZABETH GUAPI ALBÁN

Quito, 2025

Certifico que la Disertación de Microbióloga de la Srta. Kimberly Elizabeth Guapi Albán ha sido concluida de conformidad con las normas establecidas; por lo tanto, puede ser presentada para la calificación correspondiente.

PhD. Diana Astorga García

Directora de la Disertación

Quito, 24 de febrero de 2025

DEDICATORIA

Al amor, paciencia y esfuerzo de mis padres, pilares principales, para que pueda cumplir mis logros y sueños.

AGRADECIMIENTOS

En primera instancia, agradezco a mis padres, Kleber Guapi y Elizabeth Albán, por las enseñanzas y el amor proporcionado. Gracias por todo el esfuerzo que hicieron día a día para que yo saliera adelante y nunca me hiciera falta nada.

A María Belén, mi hermana y mejor amiga de toda la vida: gracias por su apoyo, cariño y paciencia que nos da a mi hija y a mí.

A Luis Armijos, mi novio y futuro esposo, le agradezco por todo el amor incondicional y paciencia que ha tenido en este proceso, además, de ser ese padre amado para nuestra pequeña hija, Pamela.

Brindo un agradecimiento especial a la PhD. Diana Astorga, líder del Grupo de Investigación en Ecología Microbiana y Microbiología Aplicada de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador (PUCE), por incluirme en el proyecto y por todas las enseñanzas durante la carrera.

Agradezco a La Empresa Pública Metropolitana de Agua Potable y Saneamiento de Quito (EPMAPS-Q) y al Fondo para la Protección del Agua (FONAG) por continuar con el proyecto de los embalses altoandinos y, en especial, al personal del Laboratorio de Control de Calidad del Agua de la primera entidad, por permitirme ocupar los equipos del laboratorio, sus instalaciones y su apoyo en las salidas de campo.

Mis más sinceros agradecimientos a la MSc. Diana Ontaneda, al Lcdo. Andrés Arévalo y a la Mb. Kelly López, por su colaboración en el atlas, la preparación de material y la capacitación en el uso de equipos. Además, agradezco a los expertos internacionales, MSc. Santiago Duque, Coordinador del grupo de investigación “Limnología Amazónica” del Instituto Amazónico de Investigaciones de la Universidad Nacional de Colombia y a la PhD. Miriam Steinitz-Kannan, Profesora del Departamento de Ciencias Biológicas de la Universidad de Kentucky del Norte, Estados Unidos, por sus sugerencias, comentarios y correcciones para la identificación de microalgas y cianobacterias.

TABLA DE CONTENIDOS

1.	RESUMEN	1
2.	ABSTRACT	2
3.	INTRODUCCIÓN	3
3.1	OBJETIVOS	7
3.1.1	OBJETIVO GENERAL	7
3.1.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	7
4.	MATERIALES Y MÉTODOS	7
4.1	ÁREA DE ESTUDIO	8
4.2	MUESTREO	9
4.3	IDENTIFICACIÓN DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL PERIFITON DE LOS RÍOS APORTANTES Y EL EMBALSE SUCCUS	10
4.3.1	VISUALIZACIÓN MICROSCÓPICA E IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA	10
4.3.2	AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS EN MEDIOS DE CULTIVO SEMISÓLIDOS	11
4.4	EVALUACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE MICROORGANISMOS FOTOSINTÉTICOS EN LOS DIFERENTES PUNTOS DE MUESTREO Y DETERMINACIÓN DE LAS ESPECIES CON POTENCIAL BIOINDICADOR DEL EMBALSE SUCCUS	12
5.	RESULTADOS	13
5.1	IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA DE ORGANISMOS FOTOSINTÉTICOS MEDIANTE VISUALIZACIÓN DIRECTA	13
5.2	AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS EN MEDIO DE CULTIVO SEMISÓLIDO	14
5.3	EVALUACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE MICROORGANISMOS FOTOSINTÉTICOS Y DETERMINACIÓN DE LAS ESPECIES CON POTENCIAL BIOINDICADOR	29
6.	DISCUSIÓN	32
6.1.	BIODIVERSIDAD Y ESTRATEGIAS DE SUPERVIVENCIA FRENTE A CONDICIONES AMBIENTALES	32
6.2.	LA IDENTIFICACIÓN MORFOLÓGICA Y SUS LIMITACIONES	35
6.3	ESTADO TRÓFICO DEL EMBALSE SUCCUS CON BASE EN SUS BIOINDICADORES	41
7.	CONCLUSIONES	44
8.	RECOMENDACIONES	45
9.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	46
10.	ANEXOS	60

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	Embalse Succus.....	8
Figura 2.	Toma de las diferentes muestras en el embalse Succus.....	9
Figura 3.	Preparación de muestras vivas.....	12
Figura 4.	Aislamiento y caracterización de microalgas y cianobacterias desarrolladas en cultivos monoalgales en medio BG11 semisólido.....	13
Figura 5.	Crecimiento de microalgas y cianobacterias en medio de cultivo semisólido BG11 sin nitrógeno.	14
Figura 6.	Distribución porcentual de los filos de microorganismos fotosintéticos del perifiton del embalse Succus en función de la totalidad de taxones identificados...	29

LISTA DE TABLAS

Tabla 1.	Taxonomía de las microalgas y las cianobacterias perifíticas del embalse Succus.	15
Tabla 2.	Cianobacterias y microalgas aisladas en laboratorio mediante siembra en cultivo semisólido BG11 sin nitrógeno.....	28
Tabla 3.	Microalgas y cianobacterias con potencial bioindicador del embalse Succus.	30
Tabla 4.	Presencia-ausencia y distribución de los taxones en los tributarios del embalse Succus en los muestreos de febrero y abril 2021.	31

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Parámetros fisicoquímicos medidos durante los muestreos de febrero y abril 2021 en el embalse Succus.	60
--	----

1. RESUMEN

El embalse Succus es un ecosistema acuático altoandino que provee de agua potable al Distrito Metropolitano de Quito. Se ve afectado directamente por el cambio climático, que provoca que las variables físicas, químicas y biológicas se desestabilicen y deriven en alteraciones en las comunidades microbianas y macroscópicas, su composición, fluctuaciones y tendencias. Con el objetivo de caracterizar fenotípicamente microalgas y cianobacterias del perifiton de los ríos aportantes de este embalse, para establecer una línea de base para el estudio de la composición de la comunidad microbiana fotosintética, la determinación biológica del estado trófico y su relación con la calidad de agua para consumo humano, se realizaron dos muestreos en dos tributarios en febrero y abril de 2021. Se tomaron muestras de sedimento, raspado de rocas y plantas nativas semi-sumergidas. Las muestras se examinaron bajo un microscopio óptico invertido. Se caracterizaron morfológicamente los microorganismos fotosintéticos presentes y se utilizaron claves taxonómicas para su clasificación. En paralelo, se obtuvieron tres cultivos monoalgales en medio BG11 sin nitrógeno, dos de cianobacterias (*Anabaena* y *Nostoc*) y una microalga (*Chlamydomonas*). En total, se identificaron 39 taxones distribuidos en los filos Charophyta, Cyanobacteria, Bacillariophyta, Chlorophyta y Euglenozoa. El 53,85% de las especies poseyeron estructuras adaptativas clave para la matriz en la que se desarrollan. Además, 51,3% de los taxones pudieron considerarse como bioindicadores del estado del ecosistema. Gracias a su presencia, se concluyó que el embalse se encuentra en transición entre la oligotrofia y la mesotrofia. Se recomendó un estudio sistemático de, al menos, seis meses en el que se detecte no solo la presencia/ausencia de taxones, sino también su abundancia y/o cobertura. Esto conduciría a una mejor comprensión de las fluctuaciones en la composición de la comunidad perifítica con relación a los parámetros ambientales, la previsión de posibles cambios y la implementación de medidas preventivas y/o paliativas, en función de los taxones que tiendan a dominar la comunidad perifítica y sus consecuencias para la calidad del agua.

PALABRAS CLAVE: bioindicador, cianobacterias, clasificación taxonómica, embalse altoandino, estado trófico, microalgas, perifiton.

2. ABSTRACT

Succus reservoir is a high Andean aquatic ecosystem that provides drinking water to the Metropolitan District of Quito. It is directly affected by climate change, which causes instability in physical, chemical and biological variables that lead to alterations in the microbial and macroscopic communities, their composition, fluctuations and trends. Periphytic microalgae and cyanobacteria of two tributary rivers were phenotypically characterized in order to establish a morphological baseline for the analysis of the composition of the photosynthetic microbial community and the biological determination of the trophic state and water quality for human consumption. Two samplings were carried out in each tributary in February and April 2021. Sediment samples, rock scrapings and native semi-submerged plants were taken and examined under an inverted light microscope. Morphological characterization of photosynthetic microorganisms was performed and taxonomic keys were used for their classification. In parallel, monoalgal cultures of two cyanobacteria (*Anabaena* and *Nostoc*) and one microalga (*Chlamydomonas*) were obtained in medium BG11 without nitrogen. Thirty-nine taxa distributed in five phyla, Charophyta, Cyanobacteria, Bacillariophyta, Chlorophyta and Euglenozoa, were identified. Nearly 54% of taxa had key adaptive structures for the environmental matrix they develop in. In addition, 51.3% of taxa could be considered as bioindicators of the ecosystem state. Due to their presence, the conclusion was that the reservoir is in transition between oligotrophy and mesotrophy. A systematic study of, at least, six months was recommended to enable not only the detection of presence/absence of taxa, but also their abundance and/or coverage. It could result in a better understanding of the composition fluctuations of the periphytic community related to environmental forcing, possible changes forecast and prevention/palliation decision making, according to taxa that would tend to dominate the periphytic community and their consequences for water quality.

KEY WORDS: bioindicator, cyanobacteria, high Andean reservoir, microalgae, periphyton, trophic state, taxonomic classification.

3. INTRODUCCIÓN

Los embalses altoandinos son sistemas almacenadores de agua localizados en zonas de alta montaña, utilizados para abastecer de agua potable a ciudades, producir energía eléctrica y realizar actividades recreativas (Prats, Morales-Baquero, Dolz y Armengol, 2014). Se clasifican, de acuerdo a su origen, como naturales, artificiales y semiartificiales (Guamán y González, 2016). Estos sistemas albergan una gran biodiversidad de microorganismos, animales y plantas (Prats et al., 2014) y la biodiversidad, como tal, es la variedad de especies dentro de cada grupo de organismos de dichos sistemas (Real Academia Española, 2021). El conocimiento de la composición especie-específica de las comunidades microbianas ha adquirido gran importancia ecológica porque mantienen el equilibrio en el ecosistema y establecen una relación entre el estado del entorno y los factores ambientales (Hernández-Becerril, 2012).

Un embalse está compuesto por los ríos aportantes o tributarios y el dique. Los primeros son fuentes importantes de aporte de caudales al sistema y el dique es un muro que sirve para contener sus aguas (FONAG, 2019). La importancia del estudio de embalses radica en conocer las especies de organismos y microorganismos que los habitan y las condiciones físicas y químicas que regulan sus fluctuaciones poblacionales (Rodríguez-Tito et al., 2017). Interesan, particularmente, los productores primarios, las microalgas y las cianobacterias (Gómez-Luna, 2007), pues constituyen la base de las cadenas tróficas acuáticas, sea desde el plancton o como parte fundamental del perifiton.

El perifiton es un conjunto de algas y microorganismos heterótrofos adheridos a estructuras sumergidas que son particularmente sensibles al cambio ambiental (Rimarachin-Ching, 2014). Las microalgas son un grupo diverso de microorganismos fotosintéticos unicelulares, que pueden agruparse en colonias, cenobios o filamentos, que habitan en aguas dulces, marinas, no intervenidas o residuales y en ambientes húmedos, controlados por variables como la temperatura, el pH y la disponibilidad de nutrientes (Muriana-Vargas, 2016). Las cianobacterias son organismos procariontes que se encuentran en ambientes acuáticos continentales y marinos; aunque también habitan los terrestres y tienen la habilidad de sobrevivir en ambientes extremos (Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura [UNESCO], 2009). Ambos

tipos de microorganismos son considerados bioindicadores de la eutrofización de las aguas y ayudan en el diagnóstico de sistemas lénticos (Arcos Pulido et al., 2005).

La eutrofización es un fenómeno de enriquecimiento de las aguas con nutrientes, con efectos generalmente perjudiciales para los ecosistemas, pues resulta determinante para cambios significativos en la estructura de la vegetación acuática y, como consecuencia, algunos taxones de microalgas y cianobacterias no toleran las nuevas condiciones, mientras otros se adaptan y proliferan más (Fernández, Jocoú y Gandullo, 2018) y/o pueden contribuir a una depuración de ese exceso de carga orgánica. Morales-Velasco y Salazar-Sánchez (2012) explican que la finalidad de los estudios de caracterización de microalgas y cianobacterias perifíticas son: determinar la presencia o ausencia de microorganismos, cuantificar y cualificar los impactos generados por las actividades antropogénicas, documentar la variación de comunidades perifíticas, establecer la funcionalidad de estos microorganismos en el sistema y evaluar impactos temporales en el medio.

Algunas microalgas se han aplicado como biorremediadores alternativos para disminuir o eliminar la eutrofización y remover nutrientes como nitratos, nitritos y fosfatos (Ortiz-Villota, Romero-Morales y Meza-Rodríguez, 2018). Por ejemplo, un estudio realizado en Venezuela por González y colaboradores (2004) determinó que el embalse Pao-Cachinche tenía altas concentraciones de nutrientes, una elevada productividad biológica y presencia de cianobacterias. Otro estudio realizado en el embalse Abreus en Cuba estableció que existe una gran diversidad de microalgas y cianobacterias dulciacuícolas, con Chlorophyta y Cyanobacteria como los grupos más diversos, además de una alteración del estado trófico del ecosistema debido a la eutrofización, cuyo origen pudo ser la entrada de nutrientes por sus afluentes (Escarrá, 2017).

En Quito, Ecuador, la responsabilidad de la gestión del agua recae sobre la Empresa Pública Metropolitana de Agua y Saneamiento de Quito (EPMAPS-Q). Esta entidad construyó una de las fuentes de abastecimiento de agua potable para el Distrito Metropolitano de Quito en el antiguo lecho de la laguna de Succus (FONAG, 2019). El embalse conseguido forma parte del Sistema Papallacta y pertenece al complejo del

sistema de humedales de páramos hídricos del Parque Nacional Cayambe-Coca, en la Cordillera Real del Ecuador (Ministerio del Ambiente y Agua [MAAE], 2005).

El embalse Succus, al ser un ecosistema acuático de alta montaña, se ve afectado por el cambio climático, que provoca que las variables físicas, químicas y biológicas se desestabilicen y deriven en alteraciones en las comunidades microbianas y macroscópicas, su composición, fluctuaciones y tendencias (Schneider et al., 2020). Los bioindicadores de cambios en este tipo de sistemas son las microalgas y las cianobacterias del perifiton, las bacterias, los macroinvertebrados, las plantas acuáticas y los peces (Viteri, Chalen y Cevallos, 2017). El cambio climático, al ser una variación brusca del estado del clima producido por procesos naturales y/o cambios antropogénicos (Useros-Fernández, 2013), ha derivado en desequilibrios ambientales marcados que generan modificaciones en la microbiota y demás especies que cohabitan en los embalses (Schneider et al., 2020).

La identificación taxonómica de microalgas y cianobacterias es el método más fiable para monitorear el estado trófico de un ecosistema acuático. El estado trófico comprende las características fisicoquímicas del agua, como la concentración de nutrientes y la cantidad y la composición de las comunidades microbianas (Pulido-López y Pinilla-Agudelo, 2017). Biggs (1990) menciona que la taxonomía y las claves taxonómicas son herramientas para la identificación de comunidades perifíticas, pues la primera permite identificar a los organismos de manera jerarquizada y las segundas constituyen guías para conseguir clasificar y describir a los organismos (Arija, 2012). De hecho, claves taxonómicas e identificación fenotípica microscópica se convierten en aliados a la hora de determinar la biodiversidad morfológica de microorganismos fotosintéticos característicos de ecosistemas acuáticos (Minger, 2020; Morales et al., 2013).

El término biodiversidad hace referencia a todas las especies de organismos y microorganismos que habitan los diferentes ecosistemas del planeta, así como las condiciones ecológicas que los rodean, su estructura, funcionalidad y composición (Toro-Castaño, 2004; Cruz-Leyva et al., 2015). El principal parámetro para evaluar la biodiversidad es determinar el número de morfotipos distintos presentes en una muestra,

señalar si existe uniformidad y observar si se presentan diferencias o semejanzas entre especies (Cruz-Leyva et al., 2015).

Las microalgas y las cianobacterias son los microorganismos fotosintéticos más abundantes e importantes de los ecosistemas acuáticos porque son considerados como los principales productores primarios (Morales et al., 2013). La identificación de estos grupos microbianos permite la investigación de la biodiversidad microbiana del país y el descubrimiento de las aplicaciones biotecnológicas potenciales (Bravo, 2017). La abundancia y la composición de las poblaciones de estos organismos pueden ser usadas como indicadores de la calidad del agua (Comba, 2017).

En Ecuador, la información ficológica disponible es limitada (Kalfy y Downing, 2016). Si a eso se suma el hecho de que se trate de un ecosistema acuático específico como el embalse Succus, a pesar de ser una de las fuentes de abastecimiento de agua potable para el Distrito Metropolitano de Quito (FONAG, 2019), el vacío de conocimiento se agrava. Por otra parte, son contados los investigadores en temas relacionados y, en general, se le ha acordado poca importancia a estos microorganismos y su papel en los ecosistemas.

Por estas razones, esta iniciativa científica buscó caracterizar fenotípicamente microalgas y cianobacterias del perifiton del embalse Succus, que no habían sido previamente descritas, para futuras investigaciones sobre los cambios a largo plazo en los sistemas, su composición y calidad de agua, y documentar aquellos taxones que podrían predominar en el embalse si se produjera eutrofización y/o cambios climáticos proyectados en el contexto del calentamiento global (Almanza et al., 2019). La caracterización de microalgas y cianobacterias perifíticas ayudará a promover las colecciones de microalgas como línea base para investigación básica y aplicada a biotecnología, ecofisiología y taxonomía en Ecuador y a registrar la biodiversidad de microalgas y cianobacterias procedentes de distintos ambientes geográficos ecuatorianos (Morales et al., 2013). Esta investigación pretendió complementar trabajos acerca de los indicadores biológicos y el estado trófico de ecosistemas acuáticos mediante microorganismos (Tavera y Novelo, 2011; López et al., 2018) y aportó con conocimiento ecológico para comprender su funcionamiento (Betancur, Ruales y Gutiérrez, 2016). Además, realzó la importancia de microorganismos localizados en ambientes protegidos

y cómo se han adaptado a las condiciones geográficas, climatológicas y físico químicas del entorno (Guamán y González, 2016). Las siguientes preguntas fueron las que guiaron la investigación: ¿Cuál es la diversidad de microalgas y cianobacterias del embalse Succus?, ¿Qué podría aportar la caracterización de estos grupos microbianos específicos? y ¿Qué repercusiones podrían decantarse de este conocimiento de cara a fenómenos como la eutrofización?

3.1 OBJETIVOS

3.1.1 OBJETIVO GENERAL

Caracterizar fenotípicamente microalgas y cianobacterias del perifiton de los ríos aportantes del embalse Succus para la determinación biológica del estado trófico del ecosistema.

3.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar taxonómicamente microalgas y cianobacterias que proliferen en el perifiton de los aportantes del embalse de manera que se establezcan características propias de cada tributario y su contribución a la biodiversidad del embalse.
- Establecer una relación entre la diversidad de especies de microalgas y cianobacterias y el estado trófico del embalse.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio fue de tipo descriptivo, al detallar ciertas características de grupos homogéneos, en este caso, una comunidad fotosintética, al igual que su composición o comportamiento. Suministró información comparable con la de otras fuentes y se encargó de puntualizar las características de la población bajo análisis (Guevara-Albán, Verdesoto-Arguello y Castro-Molina, 2020).

4.1 ÁREA DE ESTUDIO

El embalse Succus (Figura 1), como se mencionó, pertenece al complejo del sistema de humedales de páramos hídricos del Parque Nacional Cayambe-Coca en la Cordillera Real del Ecuador (MAAE, 2005). Fue construido en el antiguo lecho de la laguna de Succus, donde la cubierta vegetal predominante es el pajonal, el bosque de *Polylepis* y el páramo arbustivo. Succus está constituido por los tributarios 1 y 2, la laguna central y el dique. Está ubicado a 3.900 m.s.n.m., tiene una superficie de 0,35 km², una profundidad máxima de 42,80 m y una temperatura que oscila entre 9,5 y 10,1°C (FONAG, 2019). El embalse forma parte del Proyecto La Mica Quito Sur y del Proyecto Red Papallacta I y II, en los que abastece de agua potable al 38% de la población del norte y parroquias orientales del Distrito Metropolitano de Quito (FONAG, 2019).

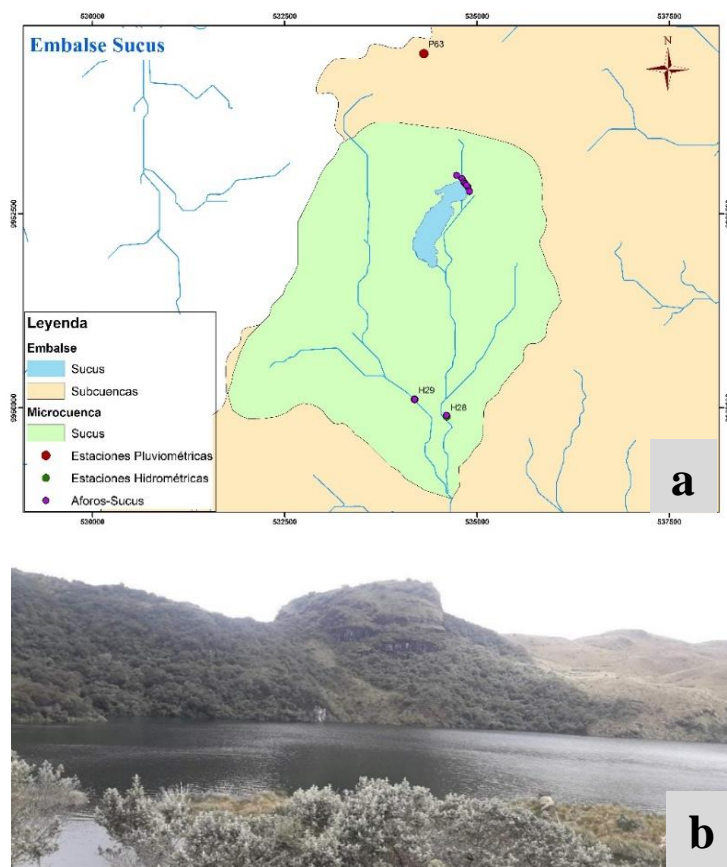


Figura 1. Embalse Succus. a, Ubicación geográfica del embalse dentro de la cuenca hídrica; H28, tributario 1; H29, tributario 2; b, Embalse central.

4.2 MUESTREO

Se realizaron dos muestreos en el embalse Succus, en función de los protocolos establecidos por el Laboratorio de Control de Calidad de la EPMAPS (2021). El primer muestreo, realizado en febrero de 2021, se enfocó en los tributarios 1 y 2, considerados como principales aportantes de agua al embalse. En cada punto, se obtuvieron dos muestras distintas de raspados de superficies de rocas y dos muestras de plantas cercanas, con un cepillo de dientes o navaja (Figura 2). El segundo muestreo, que tuvo lugar en abril 2021, se centró en los alrededores de la orilla de los tributarios 1 y 2. En cada punto, se recogieron dos muestras de plantas, dos muestras de sedimentos, dos muestras de cepillado de rocas. Además, en el tributario 1, se recolectó en forma macroscópica a *Nostoc commune*. Todas las muestras fueron almacenadas en fundas herméticas y en botellas ambas de 250 mL.



Figura 2. Toma de las diferentes muestras en el embalse Succus. a, Raspado de rocas; b, Muestras de agua de las corrientes del tributario para análisis paralelos (no fueron parte de esta investigación); c, Muestras de plantas; d, Toma de muestras de sedimento; e. Muestras de *Nostoc commune*.

Después del muestreo, una de las botellas de cada duplicado se fijó con solución *Transeau*, que contuvo seis partes de agua destilada, tres de etanol al 70% y una parte de formol al 40% (Mancera-Pineda, Montalvo-Talaigua y Gavio, 2014), en una proporción 1:1 para preservar la biomasa y el otro se mantuvo como muestra viva para el posterior aislamiento de cianobacterias y microalgas.

En cada monitoreo, se registraron los parámetros fisicoquímicos: pH, color, turbidez, temperatura, conductividad, sólidos disueltos totales, oxígeno disuelto, saturación de oxígeno y alcalinidad del agua, mediante un medidor multiparamétrico. Se empleó el disco Secchi para verificar la transparencia del agua. La identificación de cada botella y funda hermética incluyó el nombre del embalse, condiciones climáticas, profundidad, tipo de muestra, fijador, colector, fecha y hora.

4.3 IDENTIFICACIÓN DE MICROALGAS Y CIANOBACTERIAS DEL PERIFITON DE LOS RÍOS APORTANTES Y EL EMBALSE SUCCUS

4.3.1 VISUALIZACIÓN MICROSCÓPICA E IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA

Para la identificación de microorganismos fotosintéticos del perifiton, se homogenizaron las muestras preservadas, se tomaron submuestras de 3 ml cada una y se las colocó, con ayuda de pipetas Pasteur, en cámaras de sedimentación. Si la muestra estuvo muy turbia, se la diluyó a 10^{-1} con agua destilada. La visualización se realizó en un microscopio invertido marca Carl Zeiss, AXIOVERT 4.0, con el objetivo de 63X. Se observaron características morfológicas propias de cada morfotipo como: forma, tamaño, cloroplastos, pirenoides, mucílago, etc. y se elaboró un registro fotográfico de cada microalga y cianobacteria encontrada (EPMAPS, 2021).

La identificación taxonómica de microalgas y cianobacterias perifíticas se consolidó gracias al uso de las claves de Zakrys, Milanowski y Karnkowska (2017), Veiga y Tremarin (2017), Round, Crawford y Mann (1990), Bicudo (2017), Geitler (1933), Bakes y Bold (1970) y Rippka, Deruelles, Waterbury,

Herdman y Stainer (1979); y bases de datos como AlgaeBase (Guiry, M. D. y Guiry, M. G., 2021) y Diatoms of North America (Spaulding et al., 2021).

Expertos nacionales como la MSc. Diana Ontaneda y el Lcdo. Andrés Arévalo de la EPMAPS y ficólogos internacionales como el MSc. Santiago Duque, Coordinador del grupo de investigación “Limnología Amazónica” del Instituto Amazónico de Investigaciones de la Universidad Nacional de Colombia, y la PhD. Miriam Steinitz-Kannan, Profesora del Departamento de Ciencias Biológicas de la Universidad de Kentucky del Norte, Estados Unidos, corroboraron la identificación obtenida.

4.3.2 AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS EN MEDIOS DE CULTIVO SEMISÓLIDOS

Para el aislamiento de cianobacterias y microalgas del perifiton, se utilizaron las muestras vivas recogidas en cada muestreo (Figura 3). Se realizó una filtración con una bomba al vacío, donde la biomasa de cada muestra se acumuló en una membrana de fibra de vidrio de 0,45 μm de poro. Posteriormente, la membrana de fibra de vidrio se colocó boca abajo en medios de cultivo selectivos semisólidos BG11 sin nitrógeno (Cadena et al., 2013). Para la incubación de los cultivos, se establecieron condiciones similares a su entorno natural, es decir, iluminación de intensidad baja de 10-75 $\mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$ recreada con lámparas fluorescentes, un fotoperiodo de 12:12 horas y una temperatura de 20-25°C por alrededor de cuatro semanas (Waterbury 2006).

Cuando se observó crecimiento, se procedió a aislar cada morfotipo distintivo (Figura 4). El aislamiento se realizó de dos maneras. La primera consistió en cortar un pedazo pequeño de papel filtro con la colonia de interés y la segunda fue tomar, con un asa bacteriológica, un pequeño inóculo de la colonia ya existente. Se colocó el inóculo o el corte de papel filtro en una nueva caja de medio semisólido BG11 sin nitrógeno y se la incubó bajo las mismas condiciones mencionadas anteriormente (Waterbury 2006). La caracterización morfológica

microscópica de las cepas desarrolladas en los cultivos se realizó por visualización directa al microscopio óptico.

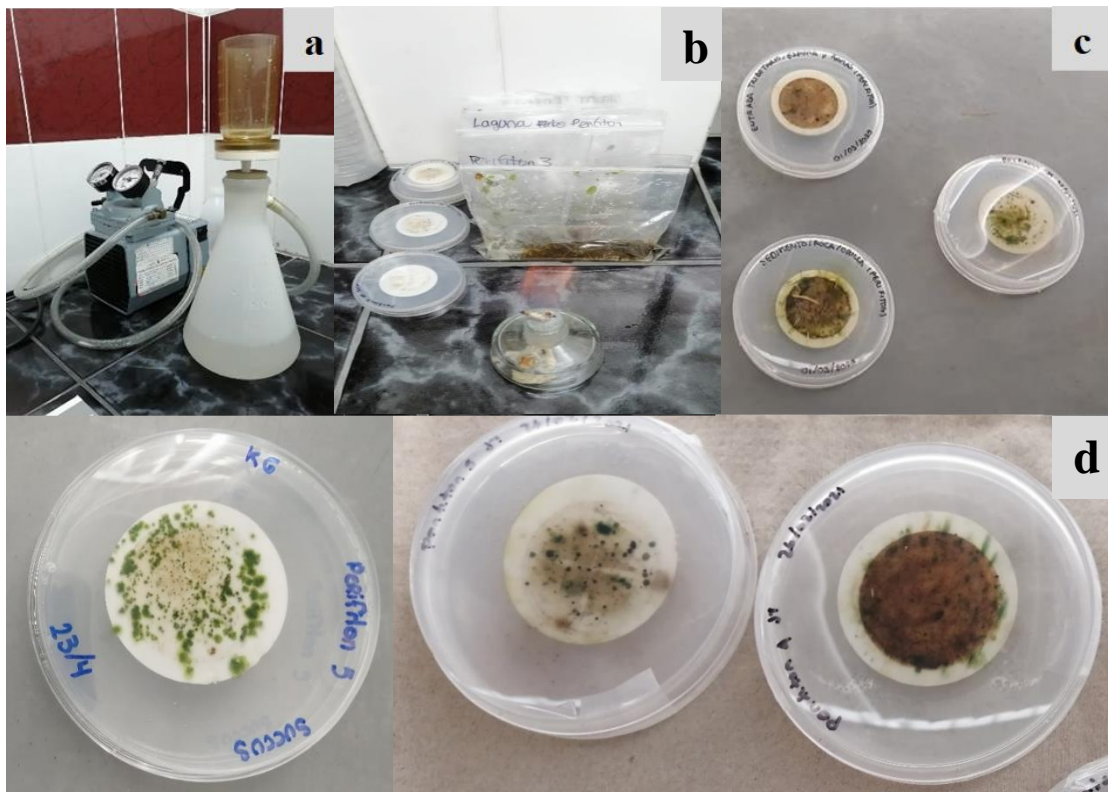


Figura 3. Preparación de muestras vivas. a, Filtración con una bomba al vacío; b, Muestras filtradas y sembradas en medio de cultivo semisólido BG11 sin nitrógeno; c, Crecimiento de cianobacterias y microalgas a partir del filtro sembrado en medio BG11 semisólido; d, Cultivos mixtos en los que destaca el crecimiento verde-azul de las cianobacterias a partir de las cuatro semanas de incubación.

4.4 EVALUACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE MICROORGANISMOS FOTOSINTÉTICOS EN LOS DIFERENTES PUNTOS DE MUESTREO Y DETERMINACIÓN DE LAS ESPECIES CON POTENCIAL BIOINDICADOR DEL EMBALSE SUCCUS

Una vez identificadas las microalgas y cianobacterias perifíticas, se realizó un compendio donde constó: la descripción, aspectos ecológicos, el potencial bioindicador y el registro fotográfico. Se elaboró una tabla para sintetizar la presencia/ausencia de cada taxón en los diferentes puntos de muestreo de los aportantes y el embalse y el mes de recolección.

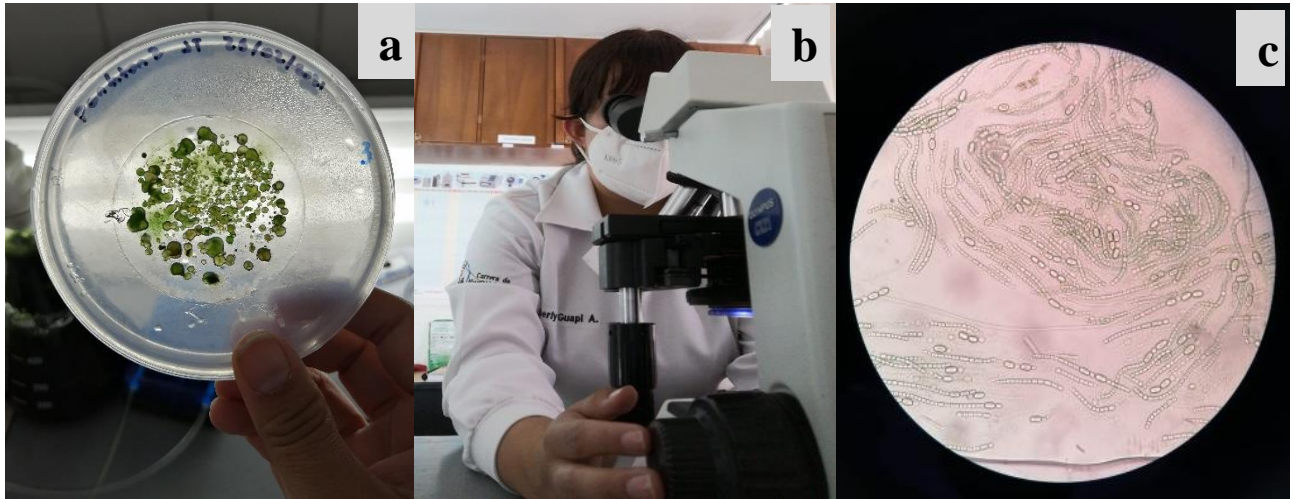


Figura 4. Aislamiento y caracterización de microalgas y cianobacterias desarrolladas en cultivos monoalgales en medio BG11 semisólido. a, Aislamiento de especímenes; b, Visualización microscópica de microalgas y cianobacterias; c, Cianobacterias observadas al microscopio óptico.

Después de obtener los resultados, se examinaron los taxones que pudieran ser considerados como bioindicadores de la calidad de agua del embalse. A continuación, se evaluó biológicamente el estado trófico del ecosistema acorde a los microorganismos fotosintéticos anteriormente clasificados como bioindicadores de la calidad del agua (Garcés et al., 2017). Se determinó cómo actuarían los microorganismos al existir una condición especial o un cambio drástico de los factores biológicos del ecosistema (Vélez et al., 2016; Bellinger y Sigeo, 2010).

5. RESULTADOS

5.1 IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA DE ORGANISMOS FOTOSINTÉTICOS MEDIANTE VISUALIZACIÓN DIRECTA

De acuerdo a las estructuras evidenciadas, el uso de claves taxonómicas y la corroboración científica de los hallazgos, se identificaron 39 taxones de microalgas y cianobacterias perifíticas, distribuidas en cinco filos: Bacillariophyta, Charophyta, Chlorophyta, Cyanobacteria y Euglenozoa. La mayoría de las microalgas y

cianobacterias se clasificaron hasta género y ocho taxones alcanzaron el nivel de especie (Tabla 1).

5.2 AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS EN MEDIO DE CULTIVO SEMISÓLIDO

En medio BG11 semisólido sin nitrógeno, resaltaron filamentos de color verde azulado y verde intenso y colonias de color verde limón (Figura 5). Se determinaron características y estructuras propias de cada morfotipo encontrado para, luego, correr las claves taxonómicas que condujeron a su identificación y clasificación. Se encontraron tres géneros predominantes: *Chlamydomonas*, *Anabaena* y *Nostoc* (Tabla 2). Cabe recalcar que los géneros encontrados también estuvieron presentes en las muestras preservadas, de manera que el cultivo no aportó con nuevos taxones a los ya identificados mediante análisis visual, pero sí nuevos especímenes para el cepario de microalgas y cianobacterias de la carrera de Microbiología.

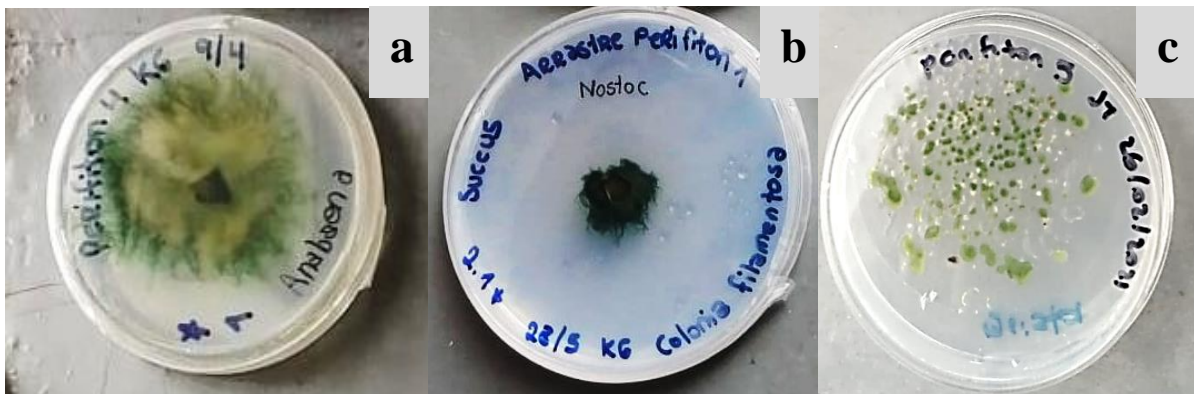

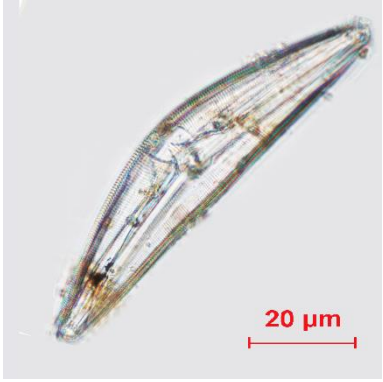
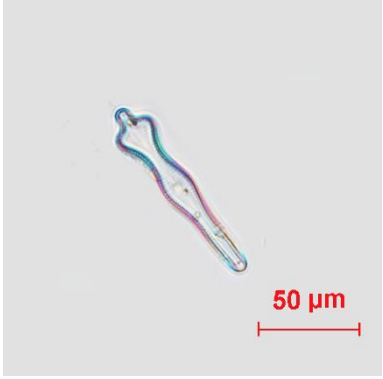





Figura 5. Crecimiento de microalgas y cianobacterias en medio de cultivo semisólido BG11 sin nitrógeno. a, Filamentos de color verde intenso; b, Filamentos de color verde azulado; c, Colonias de color verde limón.

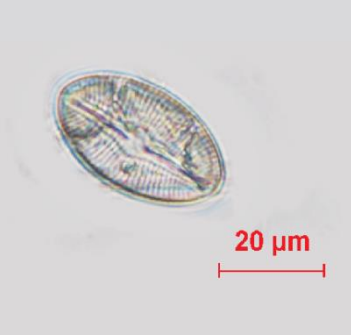
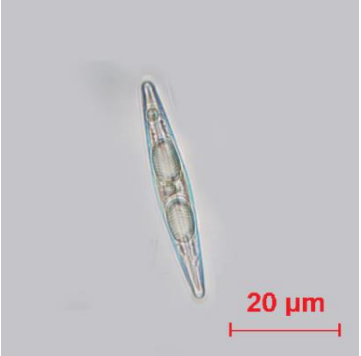
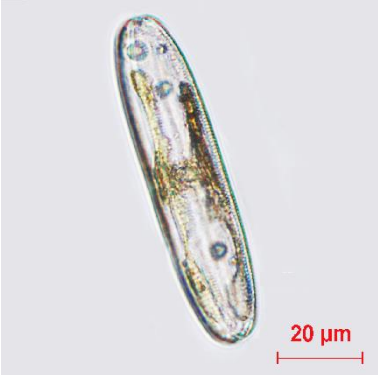
Tabla 1. Taxonomía de las microalgas y las cianobacterias perifíticas del embalse Succus.

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
BACILLARIOPHYTA	Bacillariophyceae	Cocconeidales	Cocconeidaceae	<i>Cocconeis</i>	<i>placentula</i>	
		Cymbellales	Cymbellaceae	<i>Cymbella</i>	sp.	
			Gomphonemataceae	<i>Gomphonema</i>	<i>acuminatum</i>	

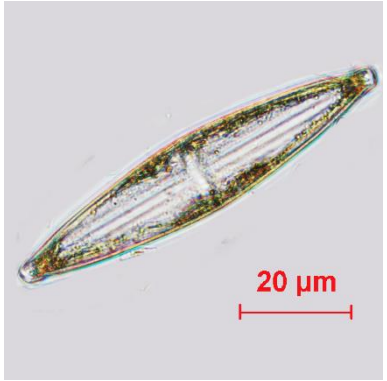
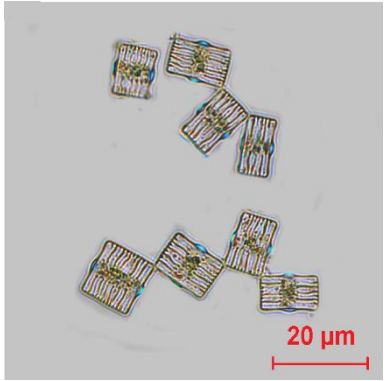

(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
					<i>truncatum</i>	
		Licmophorales	Ulnariaceae	<i>Hannaea</i>	sp.	
				<i>Ulnaria</i>	sp.	




(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
		Naviculales	Diploneidaceae	<i>Diploneis</i>	sp.	
			Naviculaceae	<i>Navicula</i>	sp.	
			Pinnulariaceae	<i>Pinnularia</i>	sp.	

(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
			Stauroneidaceae	<i>Stauroneis</i>	sp.	
		Rhabdonematales	Tabellariaceae	<i>Tabellaria</i>	sp.	
		Rhopalodiales	Rhopalodiaceae	<i>Rhopalodia</i>	sp.	


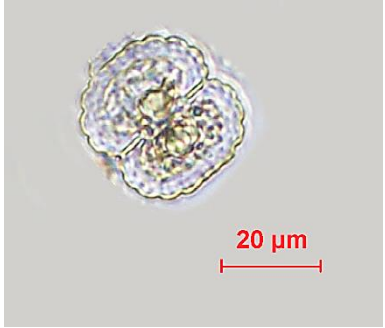
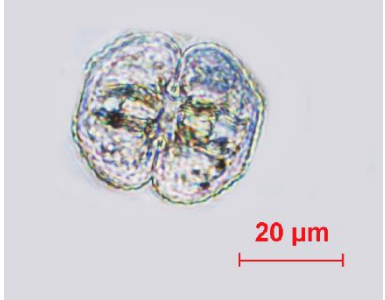
(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
CHAROPHYTA	Klebsormiophyceae	Klebsormidiales	Elakatotrichaceae	<i>Elakatothrix</i>	sp.	
	Zygnematophyceae	Desmidiales	Closteriaceae	<i>Closterium</i>	<i>acerosum</i>	
				<i>Closterium</i>	<i>kuetzingii</i>	

continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
				<i>Closterium</i>	sp. 1	
				<i>Closterium</i>	sp. 2	
				<i>Closterium</i>	sp. 3	


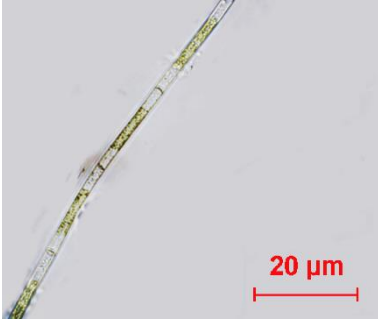

(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
			Desmidiaceae	<i>Cosmarium</i>	sp. 1	
				<i>Cosmarium</i>	sp. 2	
				<i>Cosmarium</i>	sp. 3	

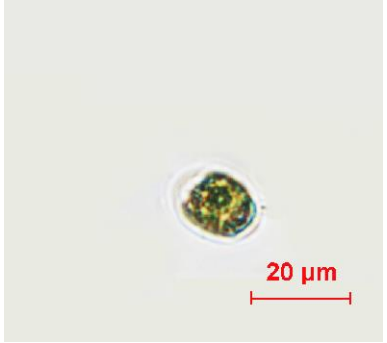

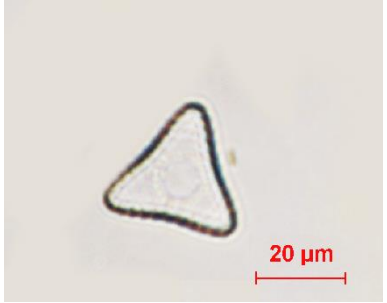
(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
				<i>Cosmarium</i>	sp. 4	
				<i>Cosmarium</i>	sp. 5	
				<i>Hyalotheca</i>	sp.	

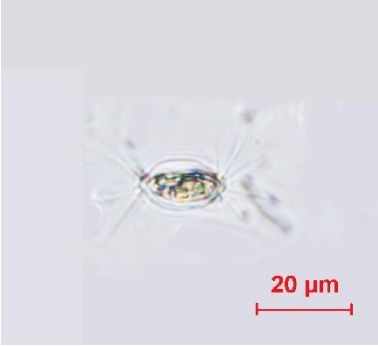
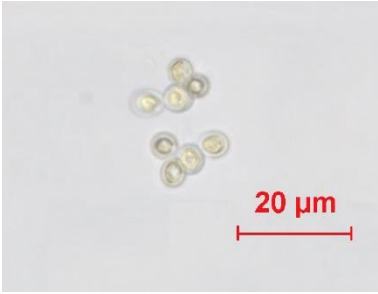
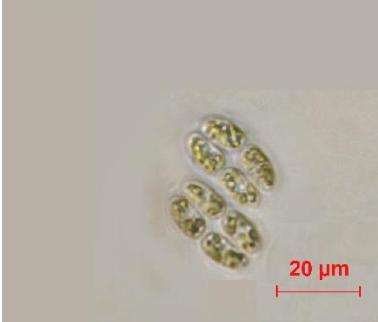
(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
				<i>Staurodesmus</i>	<i>convergens</i>	
	Zygnematophyceae	Zygnematales	Zygnemataceae	<i>Mougeotia</i>	sp.	
				<i>Spirogyra</i>	sp.	


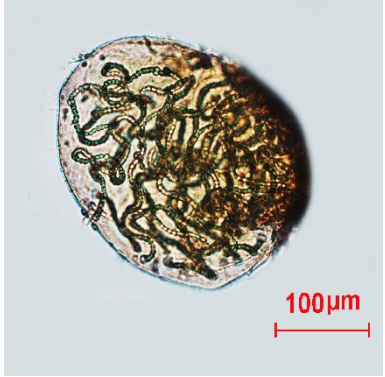
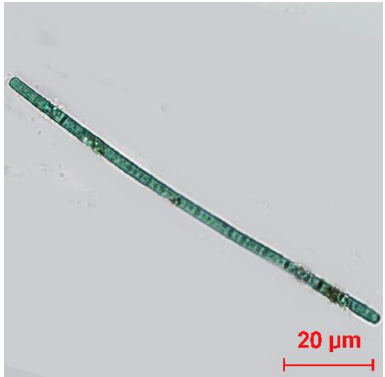
(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
CHLOROPHYTA	Chlorophyceae	Chlamydomonadales	Chlamydomonadaceae	<i>Chlamydomonas</i>	sp.	
		Oedogoniales	Oedogoniaceae	<i>Bulbochaete</i>	sp.	
		Sphaeropleales	Hydrodictyaceae	<i>Tetraëdron</i>	sp.	

(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	<i>Lagerheimia</i>	<i>ciliata</i>	
				<i>Oocystis</i>	sp.	
				<i>Willea</i>	sp.	

(continuación ...)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
CYANOBACTERIA	Cyanophyceae	Nostocales	Nostocaceae	<i>Anabaena</i>	sp.	
				<i>Nostoc</i>	<i>commune</i>	
		Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	<i>Phormidium</i>	sp.	

(continuación)

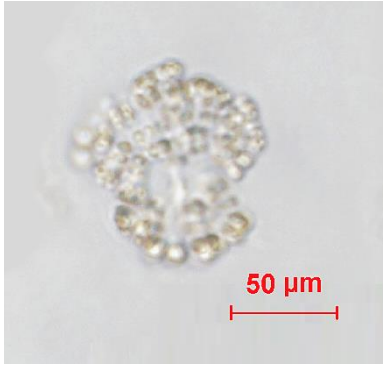


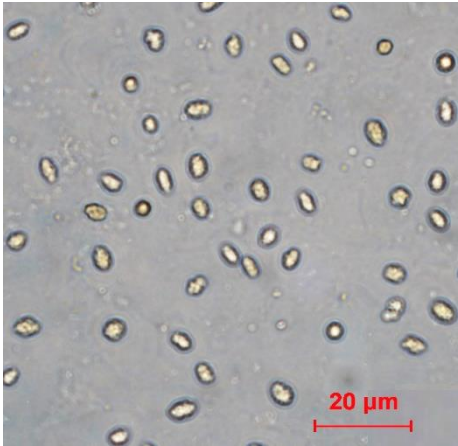
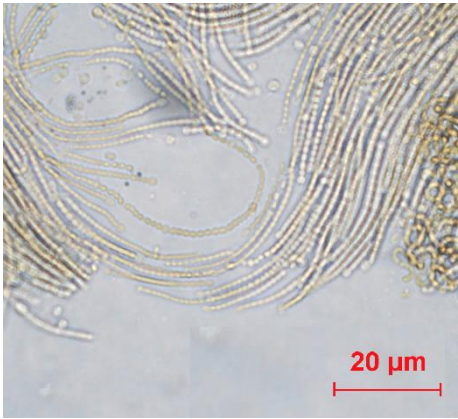
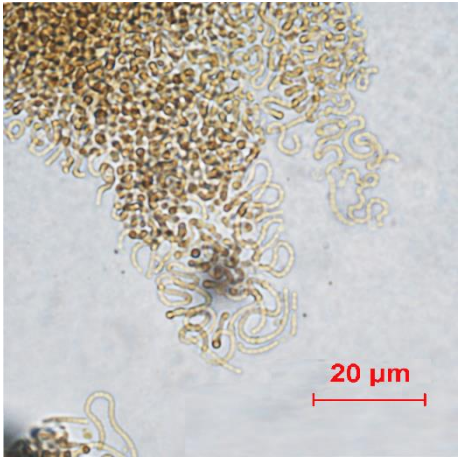
Phylum	Clase	Orden	Familia	Género	Especie	Imagen
		Synechococcales	Coelosphaeriaceae	<i>Snowella</i>	sp.	
EUGLENOZOA	Euglenophyceae	Euglenida	Euglenidae	<i>Euglena</i>	sp.	
				<i>Trachelomonas</i>	sp.	

Tabla 2. Cianobacterias y microalgas aisladas en laboratorio mediante siembra en cultivo semisólido BG11 sin nitrógeno.

Filo	Género	Especie	Imagen
Chlorophyta	<i>Chlamydomonas</i>	sp.	
Cyanobacteria	<i>Anabaena</i>	sp.	
Cyanobacteria	<i>Nostoc</i>	<i>commune</i>	

5.3 EVALUACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE MICROORGANISMOS FOTOSINTÉTICOS Y DETERMINACIÓN DE LAS ESPECIES CON POTENCIAL BIOINDICADOR

Tras la clasificación taxonómica de los 39 microorganismos fotosintéticos identificados en el embalse distribuidos en cinco géneros (Tabla 1), se centró la atención en la diversidad. El filo Charophyta contó con la mayor cantidad de taxones: 15. El siguiente en diversidad morfológica fue Bacillariophyta con 12, seguido de Cyanobacteria con cuatro. A continuación, como menos diversos aparecieron Chlorophyta con seis y Euglenozoa con dos taxones. En la Figura 5, se visualizan los porcentajes asignados para cada filo de acuerdo a la cantidad de taxones encontrados en el embalse.

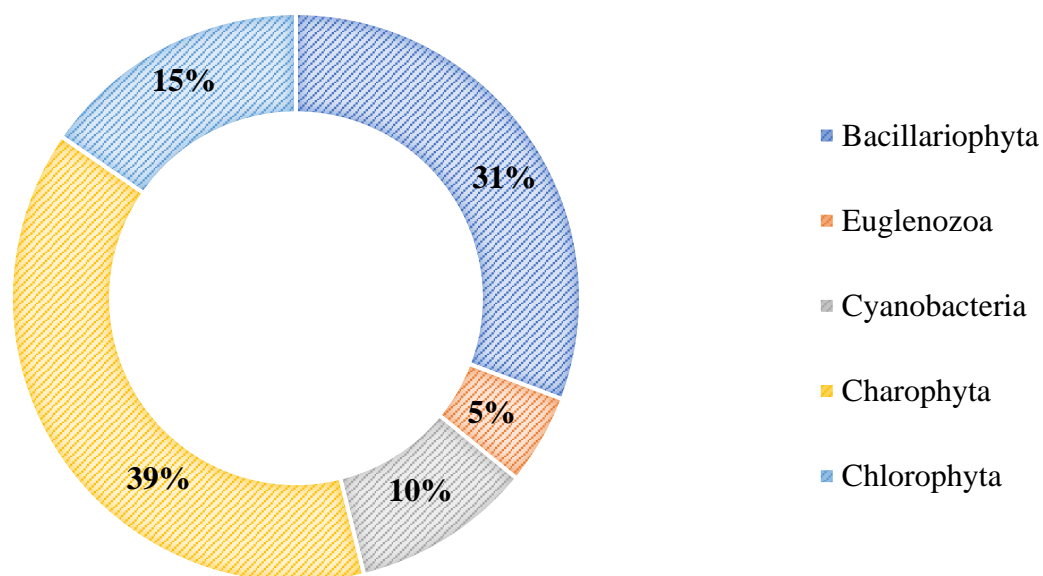


Figura 6. Distribución porcentual de los filos de microorganismos fotosintéticos del perifiton del embalse Succus en función de la totalidad de taxones identificados.

Se determinó la distribución espacial de los diferentes taxones identificados en los puntos de muestreo examinados en el embalse, además de especificar el mes en el que se los encontró (Tabla 4). Los géneros del filo Bacillariophyta más comunes en los dos tributarios del embalse Succus fueron: *Diploneis*, *Gomphonema*, *Navicula*, *Pinnularia*, *Stauroneis* y *Tabellaria*. Del filo Charophyta, destacaron: *Closterium*, *Cosmarium*,

Hyalotheca, *Mougeotia* y *Spirogyra*; de Chlorophyta, *Anabaena* y *Nostoc*; y, de Euglenozoa, *Euglena*.

Tabla 3. Microalgas y cianobacterias con potencial bioindicador del embalse Succus.

Taxón	Características
<i>Anabaena</i>	Se encuentra en aguas dulces estancadas, con un nivel trófico de medio a alto. Forma floraciones algales o <i>blooms</i> (Burgos-Romero, 2010).
<i>Closterium</i>	Se localiza en lagos y estanques oligotróficos (Guiry, M. D., 2021b).
<i>Closterium acerosum</i>	Es característica de aguas neutras o alcalinas (Burgos-Romero, 2010).
<i>Cocconeis placentula</i>	Prefiere los ambientes acuáticos con pH neutro, alcalino o sitios oligotróficos. Es tolerante a la contaminación orgánica moderada (De Meo et al., 2014; Abuhatab-Aragón y Donato-Rondón, 2012).
<i>Cosmarium</i>	Característico de ambientes lénticos de aguas transparentes donde existen sustancias húmicas y orgánicas disueltas (Montoya-Moreno, Aguirre y Cano, 2013).
<i>Cymbella</i>	Alga perifítica conocida como indicador de agua limpia y bien oxigenada. Crece en bajas concentraciones de sílice y se encuentra comúnmente en aguas de flujo lento (Stanford, Hauer, Gregory y Snyder, 2005).
<i>Euglena</i>	Se desarrolla en ambientes con un alto contenido de materia orgánica (Triemer y Zakrys, 2015).
<i>Gomphonema acuminatum</i>	Especie cosmopolita que vive en aguas alcalinas oligotróficas y es común en las comunidades haptobentónicas (Bere y Tundisi, 2011).
<i>Gomphonema truncatum</i>	Se encuentra en aguas oligo a mesotróficas, de preferencia alcalinas (De Meo et al., 2014).
<i>Hannaea</i>	Habita aguas oligotróficas, con baja contaminación orgánica y cercanas a la neutralidad o a la alcalinidad (De Meo et al., 2014).
<i>Hyalotheca</i>	Habita generalmente en lagos, estanques, pantanos y arroyos oligotróficos (Guiry M. D., 2021c).
<i>Mougeotia</i>	Se encuentra en ambientes acuáticos donde exista tendencia a la mesotrofia (López-Sáez et al., 2005).
<i>Navicula</i>	Tiene afinidad por aguas salobres, orgánicamente contaminadas, ricas en nutrientes y pobres en oxígeno (Hernández-González, 2012).
<i>Pinnularia</i>	Habita suelos poco contaminados. Se encuentra en ambientes con concentraciones bajas de materia orgánica y pH alcalino (Escobar, Terneus y Yáñez, 2013; Bahls, 2014).
<i>Rhopalodia</i>	Género β-mesosaprobiano. Crece en hábitats pobres en nitrógeno (De Meo, 2014).
<i>Snowella</i>	Género común de lagos mesotróficos (Almanza et al., 2019).
<i>Spirogyra</i>	Crece en aguas betamesosaprobicas (Comas, Moreira, León, Uriza y García, 2009).
<i>Stauroneis</i>	Es característico de aguas oligotróficas (Joh, 2014).
<i>Tabellaria</i>	Suele vivir en aguas con alto contenido de materia orgánica (Morales-Velasco, Salazar-Sánchez y Urrea-Ledesma, 2016).
<i>Trachelomonas</i>	Es característico de aguas con poca contaminación de materia orgánica (Burgos-Romero, 2010).

De los cinco géneros registrados, nueve estuvieron presentes en ambos muestreos: *Navicula*, *Pinnularia*, *Tabellaria*, *Mougeotia*, *Spirogyra*, *Chlamydomonas*, *Anabaena*, *Nostoc* y *Euglena*. Por otra parte, de entre los 39 taxones hallados, sobresalieron 19 como potenciales bioindicadores (Tabla 3). Se confirmó la identificación a nivel de especie en cuatro taxones: *Closterium acerosum*, *Cocconeis placentula*, *Gomphonema acuminatum* y *Gomphonema truncatum*. En los géneros *Closterium* y *Cosmarium*, existieron algunos especímenes que no pudieron ser identificados hasta nivel de especie, pero sí se clasificaron como morfotipos distintos. Por eso, se los describió y distribuyó de acuerdo a las estructuras más representativas y sobresalientes. En *Closterium*, los morfotipos fueron descritos en función del número de pirenoides, de forma ascendente en *Closterium* sp. 1, 2 y 3. Por otro lado, para distinguir los diferentes taxones de *Cosmarium* se tomó en consideración la morfología de los bordes (redondeados y con espinas) y, también, el tamaño de las semicélulas, pudiendo determinarse cinco morfotipos: *Cosmarium* sp. 1, 2, 3, 4 y 5.

Tabla 4. Presencia-ausencia y distribución de los taxones en los tributarios del embalse Succus en los muestreos de febrero y abril 2021.

Filo	Taxón	Ubicación		Mes de 2021	
		Tributario 1	Tributario 2	Febrero	Abril
BACILLARIOPHYTA	<i>Cocconeis placentula</i>		X		X
	<i>Cymbella</i> sp.		X	X	
	<i>Diploneis</i> sp.	X	X		X
	<i>Gomphonema acuminatum</i>	X	X	X	
	<i>Gomphonema truncatum</i>	X	X	X	
	<i>Hannaea</i> sp.	X			X
	<i>Navicula</i> sp.	X	X	X	X
	<i>Pinnularia</i> sp.	X	X	X	X
	<i>Rhopalodia</i> sp.		X		X
	<i>Stauroneis</i> sp.	X	X		X
	<i>Tabellaria</i> sp.	X	X	X	X
	<i>Ulnaria</i> sp.	X			X
CHAROPHYTA	<i>Closterium acerosum</i>	X		X	
	<i>Closterium kuetzingii</i>		X	X	
	<i>Closterium</i> sp. 1		X	X	
	<i>Closterium</i> sp. 2	X	X		X
	<i>Closterium</i> sp. 3	X	X		X
	<i>Cosmarium</i> sp. 1	X	X	X	
	<i>Cosmarium</i> sp. 2	X		X	
	<i>Cosmarium</i> sp. 3	X		X	
	<i>Cosmarium</i> sp. 4		X	X	
	<i>Cosmarium</i> sp. 5	X			X
	<i>Elakatothrix</i> sp.	X			X
	<i>Hyalotheca</i> sp.	X	X	X	
	<i>Mougeotia</i> sp.	X	X	X	X
	<i>Staurodesmus convergens</i>	X			X
	<i>Spirogyra</i> sp.	X	X	X	X
	<i>Bulbochaete</i> sp.	X		X	
CHLOROPHYTA	<i>Chlamydomonas</i> sp.	X		X	X
	<i>Lagerheimia ciliata</i>	X			X
	<i>Sphaerocystis</i> sp.	X			X
	<i>Tetraëdron</i> sp.	X			X
	<i>Willea</i> sp.	X			X
CYANOBACTERIA	<i>Anabaena</i> sp.	X	X	X	X
	<i>Nostoc commune</i>	X	X	X	X
	<i>Phormidium</i> sp.	X			X
	<i>Snowella</i> sp.	X			X
EUGLENOZOA	<i>Euglena</i> sp.	X	X	X	X
	<i>Trachelomonas</i> sp.	X		X	

6. DISCUSIÓN

6.1. BIODIVERSIDAD Y ESTRATEGIAS DE SUPERVIVENCIA FRENTE A CONDICIONES AMBIENTALES

La diversidad encontrada durante la evaluación de los taxones fotosintéticos que conformaron la comunidad perifítica del embalse Succus, con 39 taxones distribuidos en cinco filos (Tabla 1), en este primer esfuerzo por consolidar la línea de base para el estudio de sus fluctuaciones y evolución temporal, fue considerable. Los factores ambientales y su variación temporal seguramente marcaron el crecimiento de las poblaciones de estos organismos y, como lo explica Olano-Rodríguez (2017), la disponibilidad de luz, los nutrientes, el pH y la temperatura estarían entre las variables más cruciales.

En una comparación de las fluctuaciones ambientales entre los ecosistemas acuáticos altoandinos y los tropicales de menores altitudes, se evidencia que, en los primeros, la variación acusada en los parámetros abióticos en el transcurso del día, el mes y entre temporadas provocan que las especies con mayor capacidad de adaptación dominen el ecosistema (Subsecretaría de Capital Natural, 2009), porque cuentan con recursos nutricionales, propiedades metabólicas y estructuras especializadas que les proporcionan habilidades y estrategias para sobrevivir (Baron et al., 2003). Además, a mayor altitud, la presión atmosférica y la temperatura se vuelven condicionantes cada vez más extremas a las que no todo organismo puede acoplarse (Hofstede et al., 2014). Las precipitaciones son constantes y duran, prácticamente, todo el año (Ortiz, 2013). Por tanto, las especies y la dinámica poblacional de las comunidades, en general, tienden a poseer mayor tolerancia a los cambios ambientales constantes, lo que no sucede en ambientes de menor altitud.

En los ecosistemas tropicales de pisos altitudinales más bajos, las precipitaciones han cambiado sus patrones de consistencia, es decir, si antes había lluvias constantes y abundantes, ahora llueve muy poco o nada. Esto provoca sequías que duran varios días, semanas o meses, lo que propicia que un número considerable de especies migre hacia ambientes más adecuados para continuar su ciclo de vida. De hecho, algunas especies endémicas de este tipo de sistemas han desaparecido porque no pueden adaptarse a los nuevos cambios de las condiciones ambientales, que implican la falta de agua, altas temperaturas, escasas de alimento y unas fluctuaciones climáticas poco aptas para la tolerancia desarrollada (Joshi, 2015).

Por ejemplo, la elevación de la temperatura en los ecosistemas tropicales marinos, terrestres y de agua dulce del mundo provoca el desequilibrio en la cadena alimenticia. Los organismos de los eslabones inferiores, al no soportar los cambios de temperatura, mueren o migran hacia hábitats menos calurosos; mientras que las especies de los eslabones superiores se quedan sin alimento. Además, estos acontecimientos pueden provocar una sobrepoblación de especies en un espacio determinado (Dasgupta, 2016). Para hacerlo más visual, se abordará un ejemplo macro: la deforestación. Se trata de una práctica antropogénica común, que trae como consecuencia la pérdida de nichos de las especies arborícolas de los bosques tropicales y su invasión de nuevos hábitats en los que ya se habían establecido otras especies. El resultado es un desequilibrio ecológico (Martínez-Ramos, 2019). Pues, lo mismo acontece a nivel microbiano y, en un ecosistema acuático, existe una gradiente de condiciones ambientales tanto longitudinal como vertical, que es la que enmarca la diversidad de especies que puedan proliferar en diferentes subconjuntos de condiciones espacio-temporales (Cruz-Leyva et al., 2015; Valencia y Lizarazo, 2009).

Los ecosistemas altoandinos abarcan una importante diversidad de flora y fauna e, incluso, destacan por su endemismo (Cáceres, 2019). No sería extraño que la microbiota, también, pueda involucrar especies, grupos o simbiosis particulares que puedan desarrollarse exclusivamente en estos parajes. De cualquier manera, los páramos ecuatorianos están entre los ecosistemas altoandinos donde pueden evidenciarse con suma claridad los cambios en las variables ambientales, la adaptabilidad de las especies que los habitan y su biodiversidad (Camacho, 2014). Despiertan gran interés no solo porque almacenan y proporcionan de agua para consumo humano a las zonas aledañas, sino porque las comunidades ancestrales que los habitan destacan, además, el patrimonio intangible a través de sus conocimientos y cultura (Isch-López, 2012). La geología y la biogeografía de estos parajes guardan grandes cambios evolutivos a lo largo de los años (Hofstede et al., 2014). Se trata de algunos de los ecosistemas del planeta más susceptibles al cambio climático y la mayoría de las especies han desarrollado mecanismos de adaptación (Alarcón, 2019).

En los últimos años, grandes variaciones de los factores climáticos han resultado evidentes (Intergovernmental Panel on Climate Change [IPCC], 2021). Por ejemplo, se prevé que la elevación de la temperatura genere que los andosoles (suelos de origen volcánico que retienen carbono y agua) se desestabilicen y provoquen fugas de agua y poca fijación de carbono. Es una amenaza directa para la biodiversidad y su distribución espacial, que aumenta

la probabilidad de aparición de plagas y enfermedades, además de que la proliferación inusual de cierto grupo de especies alterará la ecología de los ecosistemas altoandinos. Es decir, mientras un grupo de especies desaparezca, especies invasoras o aquellas oportunistas ocuparán el nicho que haya quedado disponible (Isch-López, 2012). Por ello, es crucial inventariar lo que existe actualmente, más aún a nivel microscópico que es lo menos conocido, para poder adelantar medidas preventivas o paliativas en caso de que la presencia/ausencia, desaparición o crecimiento masivo de algunos taxones pongan en riesgo la estabilidad de este tipo de sistemas.

La clasificación de los taxones dentro de los filos de organismos fotosintéticos del perifiton de Succus (Figura 5) demostró que Charophyta y Bacillariophyta fueron los más representativos del embalse. Primaron aquellos que han desarrollado estrategias de adherencia y producción de sustancias mucilaginosas para la fijación a sustratos, lo que les permite soportar cambios en la velocidad de la corriente de agua (Gordillo-Guerra, López-Delgado, Parra-Trujillo y Reinoso-Flórez, 2021). Dentro de Bacillariophyta, el género *Cymbella* produce tallos mucilaginosos (Guiry, M. D., 2008a); *Gomphonema* desarrolla almohadillas mucilaginosas secretadas por los poros de las valvas (Medeiros, Wedig, Ferreira, Ludwig y Bueno, 2018), *Ulnaria* produce mucílago por el poro apical (Spaulding, 2003) y *Tabellaria* secreta el mucílago que le permite formar largas cadenas (Medina-Tombé et al., 2017). En Charophyta, *Elakatothrix* rodea sus células de mucílago (Ahmad, Wanganeo y Raina 2015), *Cosmarium* y *Spirogyra* están envueltos también por una capa de mucílago (Núñez-Avellaneda, 2008) y *Hyalotheca* está recubierta por una vaina hialina mucilaginosa (Guiry M. D, 2021c). En el filo Chlorophyta, que fue el tercero en lista de diversidad, con seis taxones, destacan *Bulbochaete*, por sus filamentos ramificados que sirven para la adherencia a sustratos (Guiry M. D, 2021d); y *Willea*, con su capa protectora de mucílago (Naselli-Flores y Barone, 2009).

Cyanobacteria estuvo bien representado en el embalse y sus estrategias pudieron ser morfológicamente visualizables, pues se trata de un grupo de organismos fotosintéticos formados por tres estructuras especializadas. La primera es el heterociste, que le sirve para fijar nitrógeno; la siguiente es el acineto, que es una estructura de resistencia; y, por último, están los aerótopos, que permiten el control de la flotabilidad (Aguilera et al., 2021). No obstante, en el ámbito perifítico, una de las características más importantes resulta la fijación de nitrógeno, que puede constituir la fuente de este nutriente para el tapete microbiano, pero también para el resto de la comunidad vegetal y otros eslabones de la cadena alimenticia acuática y terrestre

(Andramunio-Acero, Caraballo-Gracia, Duque y Solari, 2019; UNESCO, 2009; Rimarachin-Ching, 2014). Adicionalmente, la formación de estructuras de resistencia a condiciones ambientales adversas los convierte en candidatos a resistir escenarios extremos (Comba, 2017; Olano-Rodríguez, 2017).

Por ejemplo, en ambientes polares, se desarrollan procariotas fotosintéticos del orden Oscillatoriales, por su extensa resistencia térmica (Velásquez y Quesada, 2011). *Microcystis*, *Anabaena* y *Aphanizomenon* tienen aerótopos, que les permiten flotar hacia la superficie hasta que la columna de agua se estabilice (Rosso y Giannuzzi, 2011); mientras que *Microcystis aeruginosa* puede desarrollarse en ambientes con temperaturas menores a 20 °C. Por este tipo de características, pueden resultar excelentes bioindicadores del estado de los ecosistemas que los albergan. Los géneros más destacados dentro de esta división en el estudio de la diversidad de Succus fueron *Anabaena*, *Nostoc commune*, *Phormidium* y *Snowella* (Guiry M. D, 2021e; Guiry G. M, 2021; Guiry M. D, 2021f; Guiry M. D, 2021g). El filo Euglenozoa fue el menos numeroso, al presentar tan solo dos taxones, *Euglena* sp. y *Trachelomonas* sp. (Guiry M. D, 2021h; Guiry M. D, 2021i). No obstante, ambos toleran alta contaminación orgánica y soportan altas temperaturas (Conforti, Lionard, Segura y Rojo, 2005; Sarmiento-Morales, 2017; Sánchez et al., 2004). Por tanto, gran parte de la diversidad registrada (53,85 %) en el perifiton de Succus presenta adaptaciones específicas que esclarecen el porqué de su presencia en esta comunidad fotosintética.

6.2. LA IDENTIFICACIÓN MORFOLÓGICA Y SUS LIMITACIONES

La visualización directa de las muestras preservadas y frescas permitió la identificación y clasificación morfológica de microalgas y cianobacterias presentes en el perifiton si bien, mediante el uso de claves taxonómicas, se alcanzó únicamente el nivel de género en el 79,48% de casos. La identificación morfológica de las microalgas y las cianobacterias a nivel mundial tiene un aporte significativo porque caracteriza a las estructuras representativas de cada género, su forma, color y tamaño. No obstante, tiene algunas limitaciones como la necesidad de contar con expertos, entrenamiento adecuado, estudios especializados y experiencia en identificación visual. Además, la clasificación taxonómica hasta nivel de especie no es muy precisa (Leliaerta et al., 2014) y requiere de la observación del taxón bajo análisis desde diferentes ángulos, perspectivas y dimensiones. Un ejemplo claro es la clasificación de *Closterium* y *Cosmarium*, que depende de la visualización del número de pirenoides y cloroplastos, la forma de las células, la pared celular, etc. Otro ejemplo se constituye en la clasificación de las diatomeas, porque se

debe observar la simetría de las valvas, el número de estrías, la forma del rafe y el tamaño de las frústulas (Sala, Vouilloud, Plata-Díaz, Pedraza y Pimienta, 2015; Aguirre-Cavazos, 2018). En este estudio, fue vital la identificación fenotípica para que los gestores del agua, en este caso los técnicos y personal de la EPMAPS, puedan recurrir a descripciones, fotografías y esquemas que faciliten una identificación más rápida, el conteo de las diferentes poblaciones, el monitoreo de especies que pudieran representar riesgos para las plantas de tratamiento, el sabor y olor del agua y/o la calidad de agua para consumo humano, en general. Por tanto, esta investigación cumplió con su objetivo.

No obstante, se rescata al empleo de técnicas moleculares como método complementario muy útil para identificar microorganismos de forma rápida, certera, precisa (Gómez-Espinoza, Guerrero-Barrantes, Meneses-Montero y Núñez-Montero, 2018) y dirigida, aunque no necesariamente se los vea o tengan la facilidad de crecer en cultivo. Sin embargo, son técnicas que todavía no están al alcance de todos: el aún elevado costo de los reactivos y equipos, la necesidad de personal calificado para realizar el proceso y manejar el instrumental, la preparación previa de las muestras para realizar cada técnica y el tiempo de ejecución están entre las principales limitantes, además de que cada técnica molecular tiene un rango establecido de sensibilidad y especificidad (Vílchez y Alonso, 2009). En algunos casos, las técnicas moleculares y la identificación morfológica deberían ir en paralelo porque se requiere conocer las características morfológicas visibles y la identificación taxonómica certera de la especie problema para proceder a contabilizarla y monitorearla.

Recientemente, se creó un prototipo de un dispositivo portátil llamado Suitcase Lab, basado en la amplificación y el reconocimiento del ADN extraído para identificar microalgas, por medio de fluorescencia bajo luz ultravioleta. Se centra, sobre todo, en aquellas especies que producen sustancias tóxicas, porque afectan la salud humana y la vida de las especies que habitan en el ecosistema inmediato. Además, en los últimos años, se ha visto que las floraciones o *blooms* de cianobacterias son más frecuentes y se han extendido a más localidades del mundo (Soto, 2021; Cantoral-Uriza, Asencio-Martínez y Aboal Sanjurjo, 2017). El prototipo todavía está en fase de experimentación, verificación y validación, pero se prevé que en unos años ya se pueda comercializar en todo el mundo (Soto, 2021). Mientras esto ocurre, se puede continuar con aspectos que contribuyen a la identificación taxonómica por visualización directa.

Normalmente, un estudio complementario, que se realiza con la ayuda de la siembra de la biomasa concentrada en medio de cultivo semisólido, facilita el aislamiento y visualización de determinados taxones cultivables que pudieron haber estado presentes, pero que por relaciones de competitividad o acceso a nutrientes y/o condiciones de crecimiento alejadas de la combinación de factores óptimos no suelen registrarse con facilidad en muestras vivas o preservadas (Bakker et al., 2010; Clavijo, 2021; Hernández-Pérez y Labbé, 2014; Rodríguez-Sabando, 2021; López y Astorga, 2018; Shruthi y Rajashekhar, 2014). Un estudio realizado en Ecuador, en las provincias de Carchi, Guayas, Imbabura, Pichincha y Santa Elena para determinar la diversidad de microalgas y cianobacterias en muestras de aguas continentales y termales, lodos y aguas salobres, concluyó que existen especies que pueden ser aisladas con facilidad porque se adaptan a las condiciones que les brinda el laboratorio y algunas microalgas que son muy competitivas con otras y sobreviven en cultivos con pocos nutrientes y enriquecimiento (Morales et al., 2013). Además, una investigación en Colombia estableció que cada especie de microalga cultivable tiene una fuente de carbono ideal que le permite un mejor desarrollo y crecimiento en el medio de cultivo (González-Delgado, Barajas-Solano y Ardila-Álvarez, 2017).

No obstante, en el caso de los cultivos en medio semisólido BG11 sin nitrógeno, selectivo para cianobacterias, lograron desarrollarse tres taxones, dos cianobacterias y una microalga (Tabla 2). Este medio permite específicamente a las cianobacterias desarrollar acinetos, además de heterocistos (Aguilera et al., 2021) y les proporciona mayor facilidad de movimiento y nutrientes, como sales de calcio, molibdeno, borato, manganeso, zinc, magnesio, cobre y ácido etilendiaminotetraacético (EDTA, por sus siglas en inglés) (Rippka, 1988). Justamente, la biodiversidad en un medio de cultivo se limita a la cantidad de los ingredientes añadidos, la composición del medio, las sustancias inhibitorias y a los factores ambientales delimitados en el laboratorio (Maldonado-Barraza, 2011). Existen medios de cultivo específicos para las microalgas y las cianobacterias como: BG11, Beijerinck, Chun N°10, Euglena, Jordán, Navícula, Walne, entre otros (Torrentera-Blanco, 1989).

Chlamydomonas fue la única clorofita que creció en BG11 sin nitrógeno semisólido, lográndose su cultivo monoalgal. Esta microalga tuvo la capacidad de desarrollarse en un medio de cultivo exclusivo para cianobacterias fijadoras de nitrógeno porque entró en un estado de latencia, tuvo la capacidad de enquistarse y cuando empezó a reproducirse formó esporas. Por tanto, no gastó energía, conservó los nutrientes y sobrevivió hasta formar un cultivo monoalgal

zoospórico (Justo, 2020). Además, el medio semisólido le proporcionó una capa protectora, con la consistencia de una biopelícula o mucílago (Jaén y González, 1985). Estudios recientes, probaron que esta microalga responde a estímulos de la luz tanto en condiciones naturales como en laboratorio. *Chlamydomonas* deja el estado de latencia al estar expuesta a luz blanca y roja, se adhiere a la superficie donde esté asentada (rocas, plantas, medio de cultivo), empieza el proceso fotosintético y la optimización de la fototaxis y se convierte en un proceso activo, reversible y muy rápido (Kreis et al., 2018). Inclusive, tiene la habilidad de crecer cuando existen altas temperaturas (Jaen y González, 1985).

El crecimiento de microorganismos fotosintéticos en cultivo responde a varios aspectos que deben tomarse en cuenta como: las condiciones del cultivo, los factores ambientales controlados, la cantidad y la calidad de los nutrientes proporcionados, si la especie proveniente del ambiente es cultivable y si, a partir de cultivos mixtos, es capaz de adaptarse al nuevo medio (Becker, 1986) y prevalecer por sobre las demás como para formar colonias o pequeñas islas visualmente distinguibles que faciliten su aislamiento. Un aspecto importante a relucir es la capacidad de las microalgas y las cianobacterias de adherirse a diferentes sustratos y adaptarse al medio de cultivo que se les pueda proporcionar. Como se mencionó anteriormente, a pesar de que el medio de cultivo semisólido BG11 sin nitrógeno, *a priori*, es selectivo para las cianobacterias, *Chlamydomonas* utilizó la consistencia del medio y aprovechó esta especie de biopelícula ya formada que le otorgó protección ante las otras microalgas e, incluso, ante las cianobacterias (Jaén y González, 1985; Colorado-Gómez, León-Fonseca y Merchancano-Benavides, 2019).

En un medio de cultivo comercial que cuenta con todos los nutrientes, en cambio, las microalgas y las cianobacterias van a depender de factores como el pH, la temperatura y la salinidad. No obstante, una ventaja notable es la posibilidad de seguimiento, la manipulación y el control de los mismos y sus resultados en el crecimiento microbiano. El medio de cultivo, además, puede proporcionar la capacidad de producir estructuras de resistencia y adherencia para sobrevivir y adquirir los nutrientes con mayor facilidad (López, 2017). En ese sentido, *Chlamydomonas* es una microalga que no requiere de muchos nutrientes para poder proliferar, es relativamente buena competidora frente a otras especies por los nutrientes y tiene una alta tasa de reproducción (Sasso, Stibor y Grossman, 2018). Si a eso se suma que los medios semisólidos no son precisamente aptos para el desarrollo de microalgas, mayormente móviles,

se dio paso a condiciones idóneas para el desarrollo de *Chlamydomonas* en un medio originalmente concebido para cianobacterias.

El ambiente del embalse, no obstante, es mucho más complejo que un medio de cultivo. Por ejemplo, los aportantes contienen en sus corrientes materia orgánica, microorganismos y sedimentos que se distribuyen a lo largo del embalse de manera heterogénea (Elosegi, 2019), no se diga en sus orillas. El gradiente ambiental no se limita a la superficie, sino también a la columna de agua, en la que pueden distinguirse estratos. El protocolo de toma de muestra del fitoplancton de la EPMAPS (2021) establece que se debe tomar muestra cada cinco metros de profundidad. Los estratos están delimitados por distintos rangos específicos de temperatura, oxígeno disuelto, intensidad luminosa, pH, turbidez y conductividad, que influyen considerablemente en la conformación y fluctuaciones de las comunidades fitoplanctónicas existentes (Dasí y Miracle, 1991). Por ello, los microorganismos del fitoplancton tienen algunas estructuras y estrategias adaptativas que les ayudan a enfrentar los cambios que se producen en la gradiente de profundidad de la columna de agua (Muñoz-López, Aranguren-Riaño y Duque, 2017), siempre que se mantengan dentro de su rango de tolerancia, lo que delimita, también, la resiliencia del ecosistema (Cruz, 2012). Una investigación realizada en la laguna de La Cruz, en España, demostró que la toma de muestra por estratos permite determinar la adaptabilidad, el desarrollo, la reproducción y la identificación de especies fitoplanctónicas predominantes de cada nivel, además de brindar la posibilidad de comparar entre estratos y tener una vista específica de las interacciones entre especies y la biodiversidad existente (Dasí y Miracle, 1991). No obstante, la naturaleza del muestreo conducido en Succus no llevó más allá que al establecimiento de una primera línea de base de la taxonomía existente en el embalse.

Existe una estrecha relación entre las poblaciones fitoplanctónicas y otros microorganismos en la columna de agua. De hecho, algunas especies perifíticas fueron halladas en el fitoplancton de un estudio simultáneo que se realizó en el embalse Succus en paralelo a esta investigación. Esto se produce porque, al existir cambios en los factores fisicoquímicos del agua o determinados forzamientos climáticos que generan corrientes de arrastre, algunos miembros de las comunidades perifíticas se desprenden del sustrato y van directamente a la columna de agua. Cuando se estabilizan las condiciones ambientales, las especies perifíticas se quedan suspendidas y, luego, se asientan hasta volver a encontrar un sustrato al que adherirse (Ospina-Álvarez y Peña-Enrique, 2004). Fue el caso, por ejemplo, de las diatomeas *Navicula*, *Pinnularia*, *Stauroneis*, *Tabellaria* y *Rhopalodia* (DeColibus, 2013; Medina et al., 2017), las

cianobacterias *Anabaena* y *Phormidium* (Vincent, 2009) y las clorofitas *Mougeotia* y *Spirogyra* (Comas et al., 2009) que fueron detectadas también en el fitoplancton de Succus.

A la inversa, algunos de los taxones fitoplanctónicos del embalse fueron encontrados en el perifiton, porque alguna fluctuación temporal hizo que se asentaran en un sustrato o se quedaran atrapados en la vegetación (Pacheco-Esnal, 2016). Esto debió ocurrir con *Elakatothix*, *Oocystis*, *Willea* y *Snowella* (Ahmad et al., 2015; Naselli-Flores et al., 2009; Almanza et al., 2016), géneros fitoplanctónicos detectados en la matriz perifítica de Succus. Es importante señalar, además, que el fitoplancton, en algún momento, puede llegar a dominar ciertos estratos (Pulido-López, 2015), en función de la gradiente de condiciones ambientales dentro de la columna de agua y la interacción con otros organismos con los que deban coexistir y competir por los nutrientes disponibles. Esto, con la influencia adicional de fenómenos climatológicos como la lluvia, el viento, la neblina, la presión atmosférica, la humedad y la densidad del aire (Díaz-Granados, Mario, Navarrete-González y Suárez-López, 2015), genera microhábitats en los que algunos organismos pueden tener mayor tolerancia y facilidad de adaptación que otros frente al forzamiento ambiental. Evidentemente, cuanto más superficiales sean los estratos mayor forzamiento ambiental deberán soportar los microorganismos. De lo contrario, deberán migrar en la columna de agua hasta encontrar el estrato que mejores condiciones de crecimiento les ofrezca, siempre que cuenten con las estrategias para conseguirlo (Ospina Alvarez y Peña, 2004; Pacheco-Esnal, 2016; Baylón et al., 2018). Lo mismo ocurre en el perifiton: mientras más hacia la periferia de la biopelícula se ubiquen los taxones, mayor facilidad de que sean arrancados y llevados hacia el fitoplancton.

Este tipo de interacciones ambientales poseen su homólogo en las interacciones dentro y entre comunidades de organismos. Esto conlleva al establecimiento de la composición específica de las comunidades microbianas con patrones de dominancia de determinados taxones, de acuerdo al gradiente de profundidad, la conjunción de condiciones ambientales y la interacción entre poblaciones dentro de la comunidad, que repercuten en las fluctuaciones poblacionales del ecosistema mismo (Pulido-López, 2015). Por ejemplo, tomando un estudio ilustrativo en peces realizado en México (Acevedo-Cervantes, López-Martínez, Herrera-Valdivia y Rodríguez-Romero, 2009), se concluyó que la comunidad de peces demersales puede sufrir cambios drásticos en estratos de 90-180 y 180-270 metros de profundidad porque se produce una disminución marcada de la concentración de oxígeno disuelto y de la

temperatura, que define la diversidad de especies que logren desarrollarse, de acuerdo a su tolerancia.

Lo mismo sucede a nivel microbiano, salvo por el hecho de que el hábitat de los peces, por mantener la comparación, se compartimentaliza en pequeñas fracciones infinitamente más pequeñas, cuanto más pequeños sean los organismos que albergan y sus necesidades específicas de crecimiento (Arcos-Pulido y Gómez-Prieto, 2006; Silva-Benavides y Giuseppe-Torzillo, 2018). Justamente, un microhábitat se forma por la interacción de las especies con el conjunto de condiciones ambientales específicas de un microespacio en que se fusionan la luz, la humedad, la temperatura y el agua, entre otros. El grupo de especies que se encuentra en el microhábitat cuenta con las propiedades físicas, metabólicas y bioquímicas para poder adaptarse (Linares-Arias et al., 2018). Algunos ejemplos para proporcionar una escala que dimensione de alguna forma lo que constituye un microhábitat son una partícula de tierra, una raíz de una planta o un grano de polen (Macip-Ríos, López-Alcaide y Muñoz-Alonso, 2013; Álvarez-Hidalgo y Campos-Guillén, 2017).

6.3 ESTADO TRÓFICO DEL EMBALSE SUCCUS CON BASE EN SUS BIOINDICADORES

Entre los taxones de microalgas y cianobacterias hallados en el embalse Succus, el 51,3% poseyeron cualidades bioindicadoras de la calidad de agua (Tabla 3). Precisamente, las características de los taxones definen al embalse, en un primer momento, como oligotrófico. Adicionalmente, existen condiciones ambientales que aparecen reiteradamente dentro de las descripciones de los requerimientos de los bioindicadores identificados entre las que se destacan el pH alcalino, concentraciones bajas de materia orgánica y aguas transparentes (De Meo et al., 2014, Escobar et al., 2013). Estas condiciones son las que han permitido que se desarrollen *Cosmarium*, *Gomphonema acuminatum*, *G. truncatum*, *Hannaea*, *Hyalotheca*, *Rhopalodia*, *Pinnularia*, *Closterium*, *Staurodesmus*, *Spirogyra* y *Cymbella* (Bere y Tundisi, 2011, De Meo et al., 2014; Escobar et al., 2013; Joh, 2014; Burgos-Romero, 2010; Montoya-Moreno et al., 2013; Comas et al., 2009; Stanford, Hauer, Gregory y Snyder, 2005).

Por otra parte, el embalse demuestra biológicamente una tendencia hacia la mesotrofia, debido a la presencia de *Cocconeis placentula*, *Mougeotia* y *Snowella*. Estos taxones revelan indicios sobre la cantidad de materia y la contaminación orgánica que se está evidenciando en el ecosistema (Triemer y Zakrys, 2015; Hernández-González, 2012). Además, los taxones

Anabaena, *Euglena*, *Navicula*, *Nostoc*, *Phormidium*, *Tabellaria* y *Trachelomonas* son propios de ecosistemas con altos contenidos de nutrientes y eutrofización (Burgos-Romero, 2010; Morales-Velasco et al., 2016). Las cianobacterias *Anabaena*, *Nostoc*, *Phormidium* y *Snowella* serían susceptibles de producir toxinas y floraciones si llegaran a reunirse las condiciones de temperatura, pH y materia orgánica necesarias (Almanza et al., 2016; Burgos-Romero, 2010; Bojorge-García y Cantoral, 2017) que, por el momento, no confluyen en Succus.

Los factores fisicoquímicos tienen una influencia marcada en el crecimiento y desarrollo de las microalgas y las cianobacterias. Por ejemplo, el 35% de las especies recolectadas presentan tolerancia al pH alcalino. En estos términos, el pH ácido afectaría el crecimiento de las diferentes poblaciones y las interacciones responsables del establecimiento de la composición y dominancia especie-específica de la comunidad perifítica del ecosistema (Hernández-Pérez y Labbé, 2014). Este factor está asociado con algunos procesos bioquímicos, el crecimiento de las comunidades algales, la disponibilidad de nutrientes y el consumo de CO₂. Además, se ha determinado que el pH alcalino propicia una mayor actividad fotosintética en las microalgas (Beltrán-Rocha, Guajardo-Barbosa, Barceló-Quintal y López-Chuken, 2017). Precisamente, tanto en febrero como en abril de 2021, se registró un pH alcalino (Anexo 1). Un claro reflejo resulta la presencia de las diatomeas *Gomphonema acuminatum*, *G. truncatum* y *Hannaea* que prefieren ese pH para crecer (Bere y Tundisi, 2011; De Meo et al., 2014).

Por otro lado, en abril 2021, se notó un olor a descomposición en el agua del embalse. Estudios han demostrado que entre los olores comunes está el olor a huevo podrido, que es característico de la formación de sulfuro de hidrógeno generado por las cianobacterias (Universidad San Sebastián, 2018). Cuando no existe suficiente oxígeno en el ambiente, las especies del filo Chlorophyta mueren, flotan y se descomponen, produciendo mal olor, especialmente a hierba o a pescado (Apella y Araújo, 2005). También, en febrero 2021, con densas precipitaciones y bajas temperaturas durante el muestreo realizado, el agua estaba más turbia, lo que se relaciona con la cantidad de partículas suspendidas, el sedimento, la materia orgánica e inorgánica, los minerales, etc. Los géneros predominantes de aguas turbias suelen ser *Chlamydomonas* y *Euglena* porque tienen la capacidad de posicionarse verticalmente en la columna de agua, en función de la temperatura y la luz idóneas para su crecimiento (Guerrón-Navarrete, 2015). No obstante, el presente estudio no incluyó conteos de las diferentes poblaciones de microalgas y cianobacterias presentes, sino que se limitó a determinar su presencia o ausencia. A pesar de ello, pequeños cambios en el protocolo de muestreo podrían

conseguir mayores contribuciones y aportes al conocimiento de los taxones del perifiton y su ecología, sobre todo de cara al monitoreo de la calidad del agua.

En la actualidad, el cambio climático ha afectado en gran magnitud a los ecosistemas, provocando precisamente cambios en la calidad del agua. Dentro de las alteraciones más significativas están: el mal sabor del agua, posiblemente provocado por el cambio del pH; la existencia de más sólidos disueltos, el aumento de la turbidez de los embalses, una mayor secreción y dispersión de toxinas de microalgas y cianobacterias, y el incremento de la cantidad de minerales y metales conservados de manera natural en el ecosistema. Esto conducirá paulatinamente a la afectación de la salud de la población humana y comprometerá las actividades que requieren el uso de agua (Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica, 2021; García-López, 2011; Moore et al., 2008).

Un aspecto importante por tomar en cuenta es la interacción que existe entre las microalgas y las cianobacterias con el resto de los microorganismos que habitan en el embalse. Se conoce de una interacción muy estrecha entre las bacterias y las microalgas, por ejemplo. Por un lado, las bacterias producen algunas sustancias que ayudan al crecimiento algal y, por otro, las bacterias utilizan las sustancias derivadas del fitoplancton y lo utilizan para desarrollo y crecimiento (Riquelme y Avendaño-Herrera, 2003). La temperatura, el pH, el oxígeno disuelto, las precipitaciones, la turbidez, la conductividad, la disponibilidad de nutrientes, entre otros, son parámetros que cambian constantemente en un sistema acuático. ¿Cómo se traducen esos cambios a nivel de la microbiota fotosintética? Un claro ejemplo de lo que sucede se evidencia cuando las variables precipitación, radiación y calentamiento del aire provocan mayor movimiento del agua y, con él, la dispersión de los nutrientes. Esto limita el desarrollo de las especies que requieren mayor cantidad de materia orgánica para crecer (Llambí et al., 2012), mientras que lo contrario ocurre con especies que requieren de menor concentración de materia orgánica. Así, cada parámetro fluctúa paulatinamente durante el día y entre días, de manera que, si se produce un cambio brusco, se generarán alteraciones en todos los niveles tróficos hasta que el ecosistema vuelva a un nuevo equilibrio (Bustamante et al., 2020; Terneus-Jácome, 2019). Si estos los cambios circadianos y estacionales se ven modificados natural o antrópicamente, de manera que establezcan nuevos regímenes, se alterarán considerablemente las comunidades de microorganismos que habitan no solo ecosistemas acuáticos de alta montaña como el embalse Succus, sino también el resto de los sistemas acuáticos o terrestres,

dependiendo del grado de alteraciones que experimenten (Barange y Perry, 2009; Herzog et al., 2010). Esto tendría sus consecuencias, evidentemente, en niveles tróficos superiores.

7. CONCLUSIONES

Los ecosistemas acuáticos lénticos, al estratificarse, albergan gran diversidad de microorganismos con adaptaciones especiales para poder sobrevivir a los gradientes de condiciones ambientales característicos de las diferentes épocas del año. En Succus, 53,85% de los taxones del perifiton presentaron adaptaciones particulares como estructuras para la adherencia a sustratos, la producción de sustancias mucilaginosas y la fijación de nitrógeno, que les proporcionan ventajas competitivas a quienes las poseen, pero que, también, constituyen aportes para el mantenimiento de la comunidad perifítica como tal.

La caracterización fenotípica y la clasificación taxonómica de los microorganismos del perifiton de los aportantes del embalse determinaron la presencia de 39 taxones distribuidos en cinco filos: Charophyta, Cyanobacteria, Bacillariophyta, Chlorophyta y Euglenozoa. Las divisiones más diversas fueron Charophyta con 15 y Bacillariophyta con 12 taxones, pues han desarrollado estrategias que les permiten soportar cambios en la velocidad, el caudal y la turbidez de la corriente de agua. Las cianobacterias, a pesar de ocupar el cuarto lugar en diversidad taxonómica, son importantes porque pueden tolerar ambientes extremos y proporcionar nutrientes al resto de la comunidad.

Con la metodología empleada, se consiguieron cultivos monoalgales de solo tres taxones en medio semisólido BG11 sin nitrógeno, las cianobacterias *Anabaena* y *Nostoc* y la clorofita *Chlamydomonas*. Los cultivos facilitaron el aislamiento y la observación de taxones que estaban presentes en las muestras recolectadas, pero que no pudieron evidenciarse por visualización directa. Además, permitieron el desarrollo de estructuras características como los acinetos y los heterocistos, que facilitaron su identificación. Se consiguió el cultivo monoalgal de *Chlamydomonas* por su adaptabilidad representada por estructuras de resistencia, manejo proporcional de los recursos nutricionales y control de la fototaxis, además del aprovechamiento de la consistencia del medio de cultivo.

Entre los taxones de microalgas y cianobacterias hallados en el embalse Succus, el 51,3% poseyeron cualidades bioindicadoras de la calidad de agua y el estado trófico del ecosistema. *Cosmarium*, *Gomphonema acuminatum*, *G. truncatum*, *Hannaea*, *Hyalotheca*, *Rhopalodia*, *Pinnularia*, *Closterium*, *Staurodesmus* *Spirogyra* y *Cymbella* son propios de aguas oligotróficas y transparentes, mientras que *Cocconeis placentula*, *Mougeotia* y *Snowella* revelan indicios de enriquecimiento y contaminación orgánica, por lo que se consideró al embalse como oligotrófico con tendencia a la mesotrofia.

Si bien el 79,48% de la identificación taxonómica de microalgas y cianobacterias presentes en el embalse Succus alcanzó únicamente el nivel de género, el aporte conseguido en materia de caracterización e identificación morfológica fue significativo: se estableció la línea base de la taxonomía de este embalse altoandino. A pesar de las limitaciones, el objetivo primario fue conseguido, pues se proporcionó a los gestores una guía didáctica de los taxones presentes y cuán útiles pueden resultar para analizar el estado del agua y del embalse, en general. Debe recalarse, sin embargo, que pequeños cambios en el protocolo de muestreo podrían conseguir mayores contribuciones y aportes al conocimiento de los taxones del perifiton y su ecología, sobre todo de cara al monitoreo de la calidad del agua. Puede, además, combinarse la identificación taxonómica por microscopía con técnicas moleculares para afianzar resultados y llegar a nivel de especie, incluso en aquellos taxones no cultivables.

8. RECOMENDACIONES

Para un estudio ecológico de la composición de la comunidad perifítica del embalse, se recomienda el estudio sistemático de, al menos, seis meses en el que se detecte no solo la presencia/ausencia de taxones, sino también su abundancia y/o cobertura. Así, podría establecerse una relación entre fluctuaciones en su composición y los parámetros ambientales, que facilitaría la previsión de posibles cambios y la toma de medidas preventivas y/o paliativas en función de los taxones que tiendan a dominar la comunidad y sus consecuencias para la calidad del agua.

Esta investigación podría complementarse con estudios moleculares para incrementar el número de taxones identificados hasta nivel de especie.

Sería prudente monitorear de cerca aquellos taxones que dan muestras de tendencia a la mesotrofia e incluso eutrofia, pudieran producir toxinas bajo determinadas circunstancias y/o floraciones para garantizar la calidad del agua para consumo humano.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abuhatab-Aragón, Y. y Donato-Rondón, J. (2012). *Cocconeis placentula* y *Achnanthydium minutissimum* especies indicadoras de arroyos oligotróficos andinos. *Caldasia*, 34(1), 205-212. Recuperado de: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s036652322012000100014&lng=en&tlng=es.
- Acevedo-Cervantes, A., López-Martínez, J., Herrera-Valdivia, E. y Rodríguez-Romero, J. (2009). Análisis de la abundancia, dominancia y diversidad de la comunidad de peces demersales de profundidad de 90 a 540 metros en el Golfo de California, México. *Interciencia*, 34 (9), 660-665. Recuperado de: http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S037818442009000900013&lng=es&tlng=es.
- Aguilera, A., Klemenčič, M., Sueldo, D., Rzymiski, P., Giannuzzi, L. y Martin, M. (2021). Cell Death in Cyanobacteria: Current Understanding and Recommendations for a Consensus on Its Nomenclature. *Frontiers in Microbiology*, 12 (1). doi: 10.3389/fmicb.2021.631654
- Aguirre-Cavazos, D. (2018). Taxonomía, distribución e importancia de las algas de Nuevo León. Tesis doctoral no publicada. Universidad Autónoma de Nuevo León, Nuevo León, México.
- Ahmad, N., Wanganeo, A. y Raina, R. (2015). Variability in Water Quality and Phytoplankton Community during Dry and Wet Periods in the Tropical Wetland, Bhopal, India. *Journal of Ecosystem & Ecography*, 05(02), 1-8.
- Alarcón, I. (2019). Los páramos son más sensibles al cambio climático. *El Comercio*, p3.
- Almanza, V., Pedreros, P., Laughinghouse, H., Félez, J., Parra, O., Azócar, M. y Urrutia, R. (2019). Association between trophic state, watershed use, and blooms of cyanobacteria in south-central Chile. *Limnologica*, 75, 30-41. doi: 10.1016/j.limno.2018.11.004
- Álvarez-Hidalgo, E. y Campos-Guillén, J. (2017). Diversidad y criterios microbiológicos en polen usado como suplemento alimenticio para humanos. *Revista Digital Ciencia @UAQRO*, 10 (2), 291-229. Recuperado de: [art16_numpagina.pdf\(uaq.mx\)](art16_numpagina.pdf(uaq.mx))
- Andramunio-Acero, C., Caraballo-Gracia, P., Duque, S. y Solari, L. (2019). Cambios en la estructura de la comunidad perifítica en el sistema de lagos de Yahuaraca, Amazonía colombiana. *Actualidades Biológicas*, 40(109), 139-161. <https://doi.org/10.17533/udea.acbi.v40n109a03>

- Apella, M. y Araujo, P. (2005). *Microbiología de agua. Conceptos básicos*. Buenos Aires, Argentina: Solar Safe Water..
- Arcos-Pulido, M. y Gómez-Prieto, A. (2005). Microalgas perifíticas como indicadores del estado de las aguas de un humedal urbano: Jaboque, Bogotá D.C., Colombia. *Nova*, 4 (6), 1-114.
- Arcos-Pulido, M., Ávila de Navia, S., Estupiñán-Torres, S. y Gómez-Prieto, A. (2005). Indicadores microbiológicos de contaminación de las fuentes de agua. *Nova*, 3 (4), 69-79. doi: 10.22490/24629448.338
- Arija, C. (2012). Taxonomía, Sistemática y Nomenclatura, herramientas esenciales en Zoología y Veterinaria. *REDVET*, 13 (7), 2-10. Recuperado de: <https://www.redalyc.org/pdf/636/63624404021.pdf>
- 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
- Bakes, A. y Bold H. (1970). *Phycological studies. X Taxonomics Studies in the Oscillatoriaceae*. Texas, Estados Unidos: University of Texas, Austin.
- Bahls, L. (2014). *Pinnularia brebissonii*. En Spaulding, S.A., Bishop, I.W., Edlund, M.B., Lee, S., Furey, P., Jovanovska, E. y Potapova, M. Diatoms of North America. Consultado el 14 de enero de 2022 en https://diatoms.org/species/pinnularia_brebissonii
- Barange, M. y Perry, R.I. (2009). Repercusiones físicas y ecológicas del cambio climático en la pesca de captura marina y continental y en la acuicultura. En K. Cochrane, C. De Young, D. Soto y T. Bahri (Eds). *Consecuencias del cambio climático para la pesca y la acuicultura: visión de conjunto del estado actual de los conocimientos científicos*. FAO Documento Técnico de Pesca y Acuicultura, No 530. Roma, FAO. pp. 7–118
- Baron, J., LeRoy-Poff, N., Angermeier, P., Dahm, C., Gleick, P., Hairston, N., Jackson, R., Johnston, C., Richter, B. y Steinman, A. (2003). Ecosistemas de Agua Dulce Sustentables. *Trópicos en ecología*, 1 (10), 1-16. Recuperado de: [issues10_freshwater \(esa.org\)](https://www.esa.org/issues10_freshwater)
- Baylón, M., Roa, K., Libio, T., Tapia, L., Jara, E., Macedo, D. y Dextre, A. (2018). Evaluación de la diversidad de algas fitoplanctónicas como indicadores de la calidad del agua en lagunas altoandinas del departamento de Pasco (Perú). *Ecología aplicada*, 17(1), 119-132.
- Becker, E.W. (1986). Nutritional properties of microalgae: potentials and constraints. En: A. Richmond (Ed.). *Handbook of Microalgal Mass Culture* (339-419). Boca Raton, Florida, Estados Unidos: CRC Press Inc.
- Bellinger, E. y Sigee, D. (2010). *Freshwater Algae Identification and Use as Bioindicators*. Chichester, Inglaterra: Wiley Blackwell

- Beltrán-Rocha, J., Guajardo-Barbosa, C., Barceló-Quintal, I., López-Chuken, U. (2017). Biotratamiento de efluentes secundarios municipales utilizando microalgas: Efecto del pH, nutrientes (C, N y P) y enriquecimiento con CO₂. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 52(3), 417-427
- Bere T, Tundisi JG. 2011. Diatom-based water quality assessment in streams influence by urban pollution: effects of natural and two selected artificial substrates, São Carlos-sp, Brazil. *Brazilian Journal of Aquatic Science and Technology*, 15(1), 54-63.
- Betancur, E., Ruales, C. y Gutiérrez, L. (2016). Diversidad del perifiton presente en un sistema de producción de tilapia en biofloc. *Revista Lasallista de Investigación*, 13(2), 163-177. Recuperado de: [Redalyc. Diversidad del perifiton presente en un sistema de producción de tilapia en biofloc](#)
- Bicudo, C. (2017). Chrysophyceae. En: *Géneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (405-420). San Carlos, Brasil: Rima.
- Bicudo, C. (2017). Cryptophyceae. En: *Géneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (349-355). San Carlos, Brasil: Rima
- Bicudo, C. (2017). Dinophyceae. En: *Géneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (359-369). San Carlos, Brasil: Rima
- Bicudo, C. (2017). Zygnemaphyceae. En: *Géneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (259-306). San Carlos, Brasil: Rima
- Biggs, B. (1990). Periphyton communities and their environments in New Zealand rivers. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 24(3), 367-386. doi: 10.1080/00288330.1990.9516431
- Bojorge-García, M. y Cantoral-Uriz, E. (2017). Estructura comunitaria de diatomeas asociadas a talos de *Prasiola mexicana* (Chlorophyta) en el río Magdalena, D. F. *Hidrobiológica*, 17(1), 11-24. Recuperado de: [Vista de Estructura comunitaria de diatomeas asociadas a talos de Prasiola mexicana \(Chlorophyta\) en el río Magdalena, D. F. \(uam.mx\)](#)
- Bravo, A. (2017). Caracterización de microalgas de la laguna de Limoncocha y optimización de las condiciones de cultivo in vitro para la obtención de biomasa. Disertación de grado no publicada, Universidad Internacional SEK, Sucumbíos, Ecuador.
- Burgos-Romero, M. (2010). *Atlas de microorganismos planctónicos presentes en los humedales andaluces* (1ra ed.). Andalucía, España: Junta de Andalucía.
- Bustamante, M., Gavito, M. A., Jiménez, A., Loboguerrero, A. M., Pérez, C., Torres, I., Suárez, M. L. y Vidal-Abarca, M. R. (2020). Ecosistemas terrestres y acuáticos continentales. En: Moreno, J.M., C. Laguna-Defior, V. Barros, E. Calvo Buendía, J.A. Marengo y U. Oswald Spring (Eds.), *Adaptación frente a los riesgos del cambio climático en los países iberoamericanos – Informe RIOCCADAPT*. Madrid, España: McGraw-Hill

- Cadena, M., Molina, D., Carvajal, A., Ontaneda, D. y Morales, E. (2013). Bioprospección de macrocolonias de *Nostoc* sp. en Los Andes ecuatorianos. *Acta Botánica Venezuelica*, 36(2), 287-307.
- Cáceres, J. (2019). Los páramos de la parte altoandina de la reserva de la biósfera Macizo del Cajas (Ecuador): Gestión para el mantenimiento de los servicios ecosistémicos. Tesis doctoral no publicada, Universidad Autónoma de Barcelona, Barcelona, España.
- Camacho, M. (2014). Los páramos ecuatorianos: caracterización y consideraciones para su conservación y aprovechamiento sostenible. *Anales*, 1(372), 1-16 doi: <https://doi.org/10.29166/anales.v1i372.1241>
- Cantoral-Uriza, E., Asencio-Martínez, A. y Aboal-Sanjurjo, M. (2017). Cianotoxinas: efectos ambientales y sanitarios. Medidas de prevención. *Hidrobiológica*, 27(2), 241-251. Recuperado de: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-88972017000200241&lng=es&tlng=
- Clavijo, K. (2021). Caracterización fenotípica de microalgas y cianobacterias del fitoplancton del embalse La Mica
- Colorado-Gómez, M., León-Fonseca, A. y Merchancano-Benavides, O. (2019). Adaptación de cepas microalgales (*Scenedesmus* sp., *Chlorella* sp. y *Chlamydomonas* sp.) a las condiciones ambientales en el municipio de Mosquera, Cundinamarca. *Revista Siembra*, Centro de Biotecnología Agropecuaria 1(2), 81-89
- Comas-González, A. (2009). *Catálogo de las algas y cianoprocariotas dulceacuícolas de Cuba* (1st ed., p. 83). Cienfuegos, Cuba: Universo Sur.
- Comba, N. (2017). *Las cianobacterias como indicadores de la calidad del agua en el embalse de Betania (Cuenca Alta del río Magdalena)*. Disertación de grado no publicada, Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Bogotá, Colombia.
- Conforti, V., Lionard, M., Segura, M. y Rojo, C. (2005). Las Euglenófitas en las Tablas de Daimiel como ejemplo de las limitaciones de los indicadores biológicos de la degradación ambiental. *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 62 (2), 163-179
- Cruz, M. (2012). Preferencia y rangos de tolerancia a la temperatura y salinidad de los pterópodos y heterópodos frente a la costa ecuatoriana. *Acta Oceanográfica del Pacífico*. 17 (1), 93-125
- Cruz-Leyva, M., Zamudio-Maya, M., Corona-Cruz, A., González- de la Cruz, J. y Rojas-Herrera, R. (2015). Importancia y estudios de las comunidades microbianas en los recursos y productos pesqueros. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 2(4). Recuperado de: [Importancia y estudios de las comunidades microbianas en los recursos y productos pesqueros \(scielo.org.mx\)](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1875-28752015000200041)
- Dasgupta, S. (2016). Nuevo estudio: El cambio climático está afectando todos los aspectos de la vida en la Tierra. *Mongabay Latam*, p10
- Dasí, M.J. y Miracle, M.R. (1991). Distribución vertical y variación estacional del fitoplancton de una laguna cárstica meromictica, la laguna de la Cruz (Cuenca, España). *Limnetica*,

7 (1), 37-59. Recuperado de:
<https://www.limnetica.com/documentos/limnetica/limnetica-7-1-p-37.pdf>

- DeColibus, D. (2013). *Tabellaria fenestrata*. En S. A. Spaulding, I. W. Bishop, M. B. Edlund, S. Lee, P. Furey, E. Jovanovska, y M. Potapova (Eds.), *Diatoms of North America*. Consultado el 16 de diciembre de 2021 en <https://diatoms.org>
- De Meo, S., Grassi, F., Marcheggiani, S., Puccinelli, C., Vendetti, C. y Mancini, L. (2014). *Atlante online delle diatomee bentoniche dei corsi d'acqua italiani* (1st ed., p. 132). Roma, Italia: ISPRA.
- Díaz-Granados Ortiz, M., Navarrete-González, J. y Suárez-López, T. (2005). Páramos: Hidrosistemas Sensibles. *Revista de Ingeniería*, 22(1), 64-75. Recuperado de: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S012149932005000200008&lng=en&tlng=es.
- Empresa Pública Metropolitana de Agua Potable y Saneamiento. (2021). *Protocolo para la toma de muestras de embalses y procesamiento de muestras*.
- Elosegi, A. (2019). *Eliminar embalses y presas abandonadas, un respiro para los ríos*. Recuperado de [Eliminar embalses y presas abandonadas, un respiro para los ríos \(theconversation.com\)](https://theconversation.com/eliminar-embalses-y-presas-abandonadas-un-respiro-para-los-rios)
- Escarrá, R. (2017). *Diversidad y abundancia de fitoplancton del embalse Abreus (Cienfuegos, Cuba)*. Tesis de maestría no publicada, Universidad de la Habana, Habana, Cuba.
- Escobar, M.J., Terneus, E. y Yáñez P. (2013). El plancton como bioindicador de la calidad del agua en zonas agrícolas andinas, análisis de caso. *Qualitas*, 5(1), 17-37. Recuperado de [\(PDF\) Plancton como bioindicador de la calidad del agua en zonas agrícolas andinas: análisis de caso. \(researchgate.net\)](https://www.researchgate.net/publication/312149932005000200008)
- Fernández, C., Jocou, A. y Gandullo, R. (2018). Vegetación acuática bioindicadora de eutrofización del alto valle de Río Negro (Argentina). *ERNSTIA*, 28(1), 45-93. Recuperado de http://190.169.30.98/ojs/index.php/rev_erns/article/view/16107/144814482670
- Fondo para la protección del Agua (FONAG). (2019). *Planes de Manejo de los Embalses Salve Faccha, Sucus y Mogotes*. Ecuador. Recuperado de <http://geovisor.fonag.org.ec/documents/876/download>
- García-López, A. (2016). Impacto del Cambio Climático en la Calidad del Agua en México TC-0872.4. (Informe final). Coordinación de tratamiento y calidad del agua. Subcoordinación de calidad del agua: Instituto Mexicano de Tecnología del Agua de México.
- Geitler, L. (1933). *Cyanophyceae*. In Rabenhorsts Kryptogamenflora. Akadem. Verlagsgesellschaft, Leipzig, Alemania 14:1-1196
- Gómez-Espinoza, O., Guerrero-Barrantes, M., Meneses-Montero, K. y Núñez-Montero. (2018). Identificación de una colección de microalgas aisladas de costa rica mediante

secuenciación de ADNr 18S. *Acta biológica Colombiana*, 23(2), 99-204. doi: <http://dx.doi.org/10.15446/abc.v23n2.68088>

Gómez-Luna, L. (2007). Microalgas: aspectos ecológicos y biotecnológicos. *Revista Cubana de Química*, 19(2), 3-20. Recuperado de <https://www.redalyc.org/pdf/4435/443543707001.pdf>

González, E., Ortaz, M., Peñaherrera, C. y Matos, M. (2004). Fitoplancton de un embalse tropical hipereutrófico (Pao-Cachinche, Venezuela): abundancia, biomasa y producción primaria. *Interciencia*, 29(10), 548-555. Recuperado de: http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S037818442004001000002

González-Delgado, A., Barajas-Solano, A. y Ardila-Álvarez, A. (2017). Producción de biomasa y proteínas de *Chlorella vulgaris* Beyerinck (Chlorellales: Chlorellaceae) a través del diseño de medios de cultivo selectivos. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 18 (3), 451-46. doi: https://doi.org/10.21930/rcta.vol18_num3_art:736

Gordillo-Guerra, J., López-Delgado, Y., Parra-Trujillo, T. y Reinoso-Flórez, G. (2021). Composición y estructura de la comunidad de algas perifíticas del río Alvarado y algunos tributarios (Tolima, Colombia). *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 16 (1). doi: [10.18359/rfcb.4870](https://doi.org/10.18359/rfcb.4870)

Guamán, M. y González, N. (2016). *Catálogo de microalgas y cianobacterias de agua dulce del Ecuador*. Quito, Ecuador: Corporación para la Investigación Energética. Laboratorio de Biotecnología Energética.

Guerrón-Navarrete, P. (2015). *Relación entre las variables fisicoquímicas y la concentración de microalgas en la laguna de Monte Redondo*. Tesis de grado no publicada, Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras.

Guevara-Albán, G., Verdesoto-Arguello, A. y Castro-Molina, N. (2020). Metodologías de investigación educativa (descriptivas, experimentales, participativas, y de investigación-acción). *Recimundo*, 4(3), 163-173.

Guiry, G. M. (2021). *Nostoc commune* Vaucher ex Bornet & Flahaul, 1888. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 1 de noviembre de 2020. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021a). *Cymbella* C.Agardh, 1830, nom. et typ. cons. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 25 de enero de 2017. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021b). *Closterium* Nitzsch ex Ralfs, 1848. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 11 de septiembre 2013. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021c). *Hyalotheca* Ehrenberg ex Ralfs, 1848. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 11 de septiembre de 2013. *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National

University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021d). *Bulbochaete* C.Agardh, 1817. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 29 de diciembre de 2015. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021e). *Anabaena* Bory ex Bornet & Flahault, 1886, nom. cons. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 30 de noviembre de 2020. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021f). *Phormidium* Kützing ex Gomont, 1892. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 11 de marzo de 2018. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021g). *Snowella lacustris* (Chodat) Komárek y Hindák 1988. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 9 de julio de 2014. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021h). *Euglena* Ehrenberg, 1830. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 29 de diciembre de 2017. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Guiry, M. D. (2021i). *Trachelomonas* Ehrenberg, 1834. En M. D. Guiry y G. M. Guiry. 29 de diciembre de 2017. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <https://www.algaebase.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.

Hernández-Becerril, D. (2014). Biodiversidad de algas planctónicas marinas (Cyanobacteria, Prasinophyceae, Euglenophyta, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Eustigmatophyceae, Parmophyceae, Raphidophyceae, Bacillariophyta, Cryptophyta, Haptophyta, Dinoflagellata) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85(1), 44-53. doi: <https://doi.org/10.7550/rmb.32037>

Hernández-González, S. (2012). Indicadores biológicos de calidad de las aguas superficiales de la subcuenca del Río Viejo, utilizando Fitobentos (Diatomeas). *Universidad y Ciencia*, 6(9), 20-23. doi: 10.5377/uyc.v6i9.1952

Hernández-Pérez A. y Labbé, J. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de biología marina y oceanografía* 49(2), 157-173. doi: <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572014000200001>.

Herzog, S.K., Jørgensen, P.M., Martínez-Güingla, R., Martius, C., Anderson, E.P., Hole, D.G., Larsen, T.H., Marengo, J.A., Ruiz-Carrascal, D. y Tiessen, H. (2010): Efectos del cambio climático en la biodiversidad de los Andes tropicales: el estado del conocimiento científico. Resumen para tomadores de decisiones y responsables de la formulación de políticas públicas. Instituto Interamericano para la Investigación del Cambio Global (IAI), São José dos Campos, Brasil

- Hofstede, R., Calles, J., López, V., Polanco, R., Torres, F., Ulloa, J., Vásquez, A. y Cerra, M. (2014). Los Páramos Andinos ¿Qué sabemos? Estado de conocimiento sobre el impacto del cambio climático en el ecosistema páramo. UICN, Quito, Ecuador.
- Intergovernmental Panel on Climate Change [IPCC]. (2021). *Sixth Assessment Report: The Physical Science Basis*. Recuperado de: [Sixth Assessment Report \(ipcc.ch\)](https://www.ipcc.ch)
- Isch-López, E. (2012). *El cambio climático y la gestión de páramos*. Quito, Ecuador, CAMAREN / AVSF, Agrónomos y Veterinarios Sin Fronteras
- Guala, G. y Döring, M. (2021). Integrated Taxonomic Information System (ITIS). National Museum of Natural History, Smithsonian Institution. Checklist dataset <https://doi.org/10.15468/rjarmt> accessed via GBIF.org on 2022-01-16
- Jaen, M. y González, J. (1985). *Efecto de la temperatura e intensidad luminosa sobre el crecimiento y actividad fotosintética del alga Chlamydomonas reinhardtii*. Madrid: Junta de Energía Nuclear, 1985.
- Joh, G. (2014). Diatom flora of genus *Stauroneis* (Bacillariophyta) from mainly the mountain peatlands of Korea. *Journal of Ecology and Environment*, 37(4), 257-270. Recuperado de [PDF Diatom flora of genus Stauroneis \(Bacillariophyta\) from mainly the mountain peatlands of Korea \(researchgate.net\)](https://www.researchgate.net/publication/260211111)
- Joshi, A. (2016). El cambio climático está provocando grandes cambios en los bosques tropicales. *Mongabay Latam*, p6
- Justo, D. (2020). La verdad tras la misteriosa nieve rosa que ha aparecido en la Antártida. *Cadena Ser*. pN1
- Kalff, J. y Downing, J. (2016). *Limnology: Inland Water Ecosystem*. Duluth, Estados Unidos: Bibliogenica.
- Kreis, C., Le Blay, M., Linne, C., Makowski, M. y Bäumchen, O. (2018). La adhesión de las microalgas *Chlamydomonas* a las superficies es conmutable por la luz. *Nature Phys* 14 (1), 45–49. doi :<https://doi.org/10.1038/nphys4258>
- Leliaertab, F., Verbruggenc, H., Vanormelingend, V., Steena, F., López-Bautista, J M., Giuseppe, C., Zuccarelloe. y De Clercka., O. (2014) . DNA-based species delimitation in algae. *European Journal of Phycology*, 49(2), 179-196.
- Linares-Arias, J., Carrillo-Fajardo, M., González-Charrasquiell, C., Vergara-Doria, L., Ortega-León, A., Ruiz-Vega, R., Ballesteros-Correa, J., Mogollón-Arismendi, M., Varilla-González, J., Cuadrado-Argel, L., Prioló-Espitia, M., López-Mebarak, Y., Vargas-Pérez, A., Martínez, J., Hernández, R., Charrasquiell, L., Plaza, M., Lastre-Solís, L., Buitrago, Y., Tuberquia, A., Torres, J., Pérez, G. y Chica-Vargas, J. (2018). Caracterización en la dinámica espacial de los macrohábitats acuáticos en la región de La Mojana. Informe técnico final. Convenio 15-027. Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Universidad de Córdoba

- Llambí, L., Soto-W, A., Célleri, R., De Bievre, B., Ochoa, B. y Borja, P. (2012). *Ecología, hidrología y suelos de páramo. Proyecto Páramo Andino*. Recuperado de [56475.pdf \(flacsoandes.edu.ec\)](http://56475.pdf(flacsoandes.edu.ec))
- López A. 2017. Potencial de cepas de microalgas aisladas de la costa de Yucatán para la producción de biodiesel (Disertación de maestría). CICY, México
- López, K., Ontaneda, D. y Astorga, D. (2018). *Atlas de microalgas y cianobacterias. Embalse Salve Faccha*. Quito, Ecuador: Centro de Publicaciones de La Pontificia Universidad Católica del Ecuador.
- López-Sáez, J., López-Merino, L., Cugny, C. y Galop, D. (2005). Paleoeología de medios húmedos: el aporte de los microfósiles no polínicos. *Nuestra Tierra*, 1(1), 13-15. Recuperado de: <https://halshs.archives-ouvertes.fr/halshs-00966939/document>
- Macip-Ríos, R., López-Alcaide, S. y Muñoz-Alonso, A. (2013). Abundancia, uso de hábitat, microhábitat y hora de actividad de *Ameiva undulata* (Squamata: Teiidae) en un paisaje fragmentado del Soconusco chiapaneco. *Revista mexicana de biodiversidad*, 84(2), 622-629. <https://doi.org/10.7550/rmb.31752>
- Maldonado-Barraza, C. (2011). Inducción lipídica por limitación de nutrientes en las microalgas *Scenedesmus dimorphus* y *Chlorella sorokiniana*. Tesis de maestría no publicada. Centro de Investigación en Materiales Avanzados, S. C. Chihuahua, México
- Mancera-Pineda, J., Montalvo-Talaigua, M. y Gavio, B. (2014). Dinoflagelados potencialmente tóxicos asociados a material orgánico flotante (drift) en San Andrés Isla, Reserva Internacional de la Biosfera – Seaflower. *Caldasia*, 36(1), 139-156. <https://doi.org/10.15446/caldasia.v36n1.43896>
- Martínez-Ramos, M. (2019, junio). Bosques tropicales, los ecosistemas terrestres más biodiversos del planeta. *Boletín UNAM-DGCS-454*. Recuperado de: [Bosques tropicales, los ecosistemas terrestres más biodiversos del planeta \(unam.mx\)](https://www.unam.mx/bosques-tropicales)
- Medeiros, G., Wedig, A., Ferreira, P., Ludwig, T. y Bueno, N. (2018). *Gomphonema* Ehrenberg (Bacillariophyceae, Gomphonemataceae) del río São Francisco Falso, Paraná, Brasil. *Biota Neotropica*, 18(3), e20170495. doi: 10.1590/1676-0611-bn-2017-0495
- Medina-Tombé, M., Sala, S., Vouilloud, A. y Ramírez-Restrepo, J. (2017). Comparación morfológica y distribución geográfica de las especies *Tabellaria fenestrata* y *Tabellaria flocculosa* (Bacillariophyceae) en sistemas lóticos e indios de Colombia. *Actualidad Biológicas*, 39(107), 43-50. doi: 10.17533/udea.acbi.v39n107a05
- Minger, C. (2020). *Biorremoción de plomo en soluciones acuosas mediada por microalgas a escala de laboratorio*. Disertación de grado no publicada, Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María, Perú.
- Ministerio del Ambiente y Agua (MAAE). (2005). *Complejo de Humedales Ñucanchi-Turupamba*. Recuperado de <https://studylib.es/doc/6910201/complejo-de-humedales-%C3%B1ucanchi-turupamba---suia>

- Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica. (2021). *El cambio climático afecta los recursos hídricos*. Recuperado de [El cambio climático afecta los recursos hídricos – Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica](#)
- Montoya-Moreno, Y., Aguirre, N. y Cano M. G. (2013). Estructura del epifiton de diferentes macrófitas acuáticas de un sistema de planos inundables tropicales. *Investigación, Biodiversidad y Desarrollo*, 32(2), 98-99. Recuperado de https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/24618/CONICET_Digital_Nro.62f8a622-b46c-4034-aede-2488515dd199_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y
- Morales, E., Luna, V., Navarro, L., Santana, V., Gordillo, A. y Arévalo, A. (2013). 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
- Morales-Velasco, S. y Salazar-Sánchez, M. (2012). Diatomeas perifíticas de lagos con diferente estado trófico en el departamento del Cauca (Colombia). *Revista Luna Azul*, 35(1), 10-27. Recuperado de <http://www.scielo.org.co/pdf/luaz/n35/n35a02.pdf>
- Morales-Velasco, S., Salazar-Sánchez, M. y Urrea-Ledesma, J. (2016). Macroinvertebrate and Periphyton Community Composition and Structure of the Ejido River, Popayan – Cauca. *Revista de Ciencias*, 20(2), 11-25. doi: <https://doi.org/10.25100/rc.v20i2.4670>
- Moore S, Trainer V, Mantua N, Parker M, Laws E, Backer L, Fleming L. (2008). Impacts of climate variability and future climate change on harmful algal blooms and human health. *Environmental Health*, 7(2), S4. doi:10.1186/1476-069x-7-s2-s4
- Muñoz-López, C., Aranguren-Riaño, N. y Duque, S. (2017). Morfología funcional del fitoplancton en un lago de alta montaña tropical: Lago de Tota (Boyacá-Colombia). *Revista de biología tropical*, 65 (2). doi: [10.15517/rbt.v65i2.23903](https://doi.org/10.15517/rbt.v65i2.23903)
- Muriana-Vargas, V. (2016). *Planta de producción de biodiesel a partir de microalgas*. Tesis de maestría no publicada, Universidad de Sevilla, Sevilla, España.
- Naselli-Flores, L. y Barone, R. (2009). Green Algae. En G. E. Likens (Ed.). *Encyclopedia of Inland Waters* (166–173). Academic Press. doi: <https://doi.org/10.1016/B978-012370626-3.00134-4>
- Núñez-Avellaneda, M. (2008). *Microalgas acuáticas: La otra escala de la biodiversidad en la Amazonía colombiana*. Bogotá, D. C., Colombia: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas- SINCHI.
- Olano-Rodríguez, H. (2017). *Factores que favorecen a la ocurrencia de cianobacterias en la cuenca del Río Santa Lucía, Uruguay: aporte de nutrientes y fitoplancton de una fuente puntual*. Disertación de grado no publicada, Universidad de la República Uruguay, Montevideo, Uruguay.
- Ospina-Alvarez, N. y Peña-Enrique, J. (2004). Alternativas de Monitoreo de Calidad de Aguas: Algas como Bioindicadores. *Acta Nova*, 2(4), 513-517. Recuperado de: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S168307892004000100007&lng=es&tlng=es

- Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (UNESCO). (2009). *Cianobacterias Planctónicas del Uruguay: Manual para la identificación y medidas de gestión*. Montevideo, Uruguay. Recuperado de <http://limno.fcien.edu.uy/divulgacion/manual.de.cianobacterias.pdf>
- Ortiz, D. (2013). Los páramos dentro del contexto ecuatoriano. En: Hofstede, R., Segarra, P. y Mena, V. (Eds.). 2003. Los Páramos del Mundo. Proyecto Atlas Mundial de los Páramos. Global Peatland Initiative/NC-IUCN/EcoCiencia. Quito.
- Ortiz-Villota, M., Romero-Morales, M. y Meza-Rodríguez, L. (2018). La biorremediación con microalgas (*Spirulina máxima*, *Spirulina platensis* y *Chlorella vulgaris*) como alternativa para tratar la eutrofización de la laguna de Ubaque, Colombia. *Revista de investigación, desarrollo e innovación*, 9(1), 163-176. doi: 10.19053/20278306.v9.n1.2018.8153
- Pacheco-Esnal, J. (2016). Efectos de la estructura trófica sobre el fitoplancton y perifiton en los lagos someros subtropicales y templados. Tesis de maestría no publicada. Universidad de la República Uruguay, Montevideo, Uruguay
- Prats, J., Morales-Baquero, R., Dolz, J. y Armengol, J. (2014). Aportaciones de la limnología a la gestión de embalses. *Ingeniería del Agua*, 18(1), 83-87. doi: <https://doi.org/10.4995/ia.2014.3145>
- Pulido-López, P. (2015). El fitoplancton en la determinación del estado trófico del Humedal el Salitre (Bogotá D.C., Colombia) en épocas climáticas contrastantes. Tesis de maestría no publicada. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Bogotá, Colombia.
- Pulido-López, C. y Pinilla-Agudelo, G. (2017). Evaluación del estado trófico de El Salitre, último humedal urbano de referencia en Bogotá. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 41(158), 41-50. doi: <http://dx.doi.org/10.18257/raccefyn.411>
- Real Academia Española. (2021). Biodiversidad. En *Diccionario de la lengua española (23.ª ed.)*. Recuperado de <https://dle.rae.es/biodiversidad>
- Rimarachin-Ching, V. (2014). *Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: perifiton*. Lima, Perú: Ministerio del Medio Ambiente.
- Rippka, R. (1988). Isolation, Identification and Culturing of Cyanobacteria. *Methods Enzymology*, 167 (1), 27-100.
- Rippka, R., Deruelles, J., Waterbury, J., Herdman, M. y Stainer, R. (1979). Generic assignments, strain histories properties of pure cultures of cyanobacteria. *Journal of General Microbiology*, 111,1-61
- Riquelme, C. E. y Avendaño-Herrera, R. E. (2003). Interacción bacteria-microalga en el ambiente marino y uso potencial en acuicultura. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76(4), 725-736.

- Rodríguez-Sabando, K. (2021). Caracterización fenotípica de microalgas y cianobacterias del perifiton de los ríos aportantes del embalse La Mica
- Rodríguez-Tito, J., Pérez-Silva, R., Gómez-Luna, L. y Álvarez-Hubert, I. (2017). Evaluación químico-analítica y microbiológica de los embalses Chalons y Parada de Santiago de Cuba. *Revista Cubana de Química*, 29(3), 418-435. Recuperado de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S222454212017000300007&lng=es&tlng=es.
- Rosso, L. y Giannuzzi, L. (2011). Factores ambientales y antropogénicos que afectan la formación de floraciones de cianobacterias y cianotoxinas. En: Rosso, L. y Giannuzzi, L.(Eds.), *Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud* (71-87). Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina: Ministerio de Salud de la Nación
- Sánchez, E., Vargas, M., Mora, M., Ortega, J., Serrano, A., Freer, E. y Sittenfeld, A. (2004). Descripción ultraestructural de *Euglena pailasensis* (Euglenozoa) del Volcán Rincón de la Vieja, Guanacaste, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 52(1), 31-40. Recuperado de: http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442004000100006&lng=en&tlng=es.
- Sala, S., Vouilloud, A., Plata-Díaz, Y., Pedraza, E. y Pimienta. (2015). Taxonomía y distribución de diatomeas epilíticas registradas por primera vez en Colombia. I. *Caldasia*, 37 (1), 125-141. <https://doi.org/10.15446/caldasia.v37n1.50814>
- Stanford, A., Hauer, R., Gregory, V. y Snyder, B. (2005). Green algae and cyanobacteria in the Columbia River Basin. En A. Benke y C. Cushing (Eds.), *Rivers of North America* (590–653). Elsevier Academic Press. Recuperado de <https://n9.cl/uy5qd>
- Round, F., Crawford, R. y Mann, D. (1990). *The Diatoms Biology and Morphology of the Genera*. Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press
- Sarmiento-Morales, M. (2017). Microalgas como indicadores biológicos del estado trófico de las Ciénagas de Malambo y Santo Tomás, en el Departamento del Atlántico. Tesis de maestría no publicada. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Bogotá, Colombia.
- Sasso, S., Stibor, H. y Grossman, M. (2018). The Natural History of Model Organisms: From molecular manipulation of domesticated *Chlamydomonas reinhardtii* to survival in nature. *Elife*, 1(1): 1-14. doi: <https://doi.org/10.7554/eLife.39233.001>
- Schneider, S., Biberdžić, V., Braho, V., Gjoreska, B., Cara, M., Dana, Z., Đurašković, P., Eriksen, T., Hjermand, D., Imeri, A., Jovanović, K., Krizmanić, J., Kupe, L., Loshkoska, T., Kemp, J., Marković, A., Patceva, S., Rakočević, J., Stojanović, K., Talevska, M., Trajanovska, S., Trajanovski, S., Veljanoska, E., Vidaković, D., Zdraveski, K., Živić, I. y Vermaat, J. (2020). Littoral eutrophication indicators are more closely related to nearshore land use than to water nutrient concentrations: A critical evaluation of stressor-response relationships. *Ciencia Del Medio Ambiente Total*, 748(1), 141-193. doi: 10.1016/j.scitotenv.2020.141193
- Shruthi, M. S. y Rajashekhar, M. (2014). Effect of salinity and pH on the growth and biomass production in the four species of estuarine cyanobacteria. *Journal of Algal Biomass Utilization* 5(4):29-36.

- Silva-Benavides, A. y Giuseppe-Torzillo, C. (2018). Cyanoprocaryota y microalgas (Chlorophyceae y Bacillariophyceae) bentónicas dominantes en ríos de Costa Rica. *Revista Biológica Tropical* 56 (4), 221-235
- Soto, F. (2021). Suitcase Lab: *La herramienta chileno-japonesa para detectar microalgas tóxicas*. Recuperado de: [Suitcase Lab: La herramienta chileno-japonesa para detectar microalgas tóxicas - SalmonExpert.cl](#)
- Spaulding, S.A., Bishop, I.W., Edlund, M.B., Lee, S., Furey, P., Jovanovska, E. y Potapova, M. (Eds.) *Diatoms of North America*. Consultado el 16 de diciembre de 2021 en <https://diatoms.org>
- Spaulding, S. (2013). *Ulnaria*. En Spaulding, S.A., Bishop, I.W., Edlund, M.B., Lee, S., Furey, P., Jovanovska, E. y Potapova, M. (Eds.), *Diatoms of North America*. <https://diatoms.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.
- Subsecretaria de Capital Natural. (2009). *Política de los ecosistemas altoandinos*. Ministerio del Ambiente, Quito, Ecuador.
- Tavera, R. y Novelo, E. (2011). The periphyton of the wetlands of Yucatan and Mayan agricultura. *Ciencia Ergo Sum*, 9(3), 260-272.
- Terneus-Jácome, E., Vallejo, B. y Gómez de la Torre, M. (2019). Impactos del cambio climático sobre la flora acuática de las Lagunas Verdes, volcán Chiles, Ecuador. *Biota colombiana*, 20 (2), 20-31
- Toro-Castaño, D. (2004). *La biodiversidad microbiana del suelo, un mundo por descubrir*. Universidad de Caldas. Recuperado de http://lunazul.ucaldas.edu.co/index2.php?option=com_content&tas
- Torrentera-Blanco, L. (1989). *Documento preparado para el proyecto GCP/RLA/075/ITA Apoyo a las Actividades Regionales de Acuicultura para América Latina y el Caribe*. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Brasilia, Brasil
- Triemer, R. y Zakrys, B. (2015). Photosynthetic Euglenoids. En J. Wehr, R. Sheath, y J. Kociolek (Eds.), *Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification* (45559-480). New York, Estados Unidos: Academic Press.
- Universidad San Sebastián. (2018). ¿Qué puede generar mal olor o sabor en el agua potable? Recuperado de [Facultad de Medicina y Ciencia | USS 2022](#)
- Useros-Fernández, J. (2013). El cambio climático: sus causas y efectos medioambientales. *Anales de la Real Academia de Medicina y Cirugía de Valladolid*, 50(1), 71-98. Recuperado de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4817473>
- Valencia, S. y Lizarazo, P. (2009). Caracterización de la composición microbiana de cuatro quebradas del Parque Nacional Natural Gorgona. *Actualidades Biológicas* 31 (91), 213-226. Recuperado de: [v31n91a8.pdf \(scielo.org.co\)](#)

- Veiga, T. y Tremarin, P. (2017). Bacillariophyta. En M. Bicudo, y M. Manazes, *Géneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (435-456). San Carlos, Brasil: Rima
- Velázquez, D. y Quesada, A. (2011). Las cianobacterias en ambientes polares. *Ecosistemas* 20 (1):14-22.
- Vílchez, G. y Alonso, G. (2009). Alcances y limitaciones de los métodos de epidemiología molecular basados en el análisis de ácidos nucleicos. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología*, 29 (1), 6-12
- Vincent, W. F. (2009). Cyanobacteria. En G. E. Likens (Ed.). *Encyclopedia of Inland Waters* (226–232). Academic Press. doi: <https://doi.org/10.1016/B978-012370626-3.00127-7>
- Viteri, M., Chalen, J. y Cevallos, Z. (2017). Determinación de bioindicadores y protocolos de la calidad de agua en el embalse de la Central Hidroeléctrica Baba. *Dominio de Las Ciencias*, 3(3), 628-646. Recuperado de: <https://dominiodelasciencias.com/ojs/index.php/es/article/view/497>
- Waterbury, J. (2006). The Cyanobacteria—Isolation, Purification and Identification. En M. Dworkin, S. Falkow, E. Rosenberg, K. Schleifer y E. Stackebrandt (Eds.). *The Prokaryotes* (1053–1073). Nueva York, Estados Unidos: Springer. doi: 10.1007/0-387-30744-3_38
- Zakryś, B., Milanowski, R. y Karnkowska, A. (2017) *Evolutionary origin of Euglena*. En: Schwartzbach, S. y Shigeoka, S. (eds). *Euglena: biochemistry, cell and molecular biology*. Springer, Berlin, pp 3–17

10.ANEXOS

Anexo 1. Parámetros fisicoquímicos medidos durante los muestreos de febrero y abril 2021 en el embalse Succus.

Parámetro	Mes del año 2021			
	Febrero		Abril	
	Tributario 1	Tributario 2	Tributario 1	Tributario 2
Temperatura (°C)	8,1	7,9	9,3	9,4
pH	7,3	8,7	8,4	7,8
Turbidez (NTU)	7,6	5,9	2,5	3,6
Conductividad ($\mu\text{s}/\text{cm}$)	46,1	53,4	70,0	69,0
Sólidos totales disueltos (mg/L)	23,0	26,0	35,0	35,0
Oxígeno disuelto (mg/L)	7,3	7,4	7,1	7,1