

PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

CARRERA DE MICROBIOLOGÍA

Caracterización fenotípica de microalgas y cianobacterias del fitoplancton de los embalses Succus y Mogotes

Disertación previa a la obtención del título de Microbióloga

JOHANA ELIZABETH TIPANTA BETANCOURT

Quito, 2022

Certifico que la Disertación de Microbióloga de la Srta. Johana Elizabeth Tipanta Betancourt 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, 18 de febrero de 2022

DEDICATORIA

A mis padres y a mi angelito, Cecy.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mi papi, Francisco, por apostar por mi educación y construir como buen arquitecto una familia llena de virtudes y valores. Doy gracias a mi mami, Rosita, por ser la maestra de mi vida, que me ha enseñado el valor de las personas, el calor de los momentos y por sembrar en mí la fe en Dios y en las personas. Estoy agradecida por mi hermano, Panchito, por ser el Ingeniero cómplice de aventuras, secretos y discusiones.

Debo dar gracias a mis incondicionales amigos este día. También, porque cuando los necesité siempre supieron acogerme Emi, Joss, Samy, Majito y Pablito.

Agradezco a mi directora, la PhD. Diana Astorga, por acompañarme durante toda la carrera y, más aún, en la ejecución de mi tesis, con su experiencia y sus palabras justas. También, debo expresar mi gratitud por permitirme ser parte y contribuir al proyecto de los embalses altoandinos, en especial, al Grupo de Investigación en Ecología Microbiana y Microbiología Aplicada de la PUCE, por el soporte científico; y a todo el equipo profesional de la EPMAPS, por el apoyo logístico y técnico en las colectas de campo e identificación de los taxones. Mi agradecimiento sentido especialmente para la MSc. Diana Ontaneda y el Lcdo. Andrés Arévalo, quienes siempre estuvieron prestos para enseñarme y ayudarme en la ardua labor de identificación. Agradezco, además, a la Microb. Kelly López, por sus capacitaciones, consejos y ayuda en la identificación de los taxones.

El día de hoy, podemos gritarle al mundo: ¡Lo logramos!

TABLA DE CONTENIDOS

1	RESUMEN	1
2	ABSTRACT	2
3	INTRODUCCIÓN	3
4.	OBJETIVOS	6
4.1.	OBJETIVO GENERAL.....	6
4.2.	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	6
5.	MATERIALES Y MÉTODOS	7
5.1.	ÁREA DE ESTUDIO.....	7
5.2.	PROCESAMIENTO DE MUESTRAS	9
6.	RESULTADOS	17
6.1.	COMPOSICIÓN TAXONÓMICA DEL FITOPLANCTON DEL EMBALSE SUCCUS.....	17
6.2.	COMPOSICIÓN TAXONÓMICA DEL FITOPLANCTON DEL EMBALSE MOGOTES	27
6.3.	CULTIVO DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS BG11 SIN NITRÓGENO	37
7.	DISCUSIÓN	40
7.1.	IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LA COMPOSICIÓN DE LAS COMUNIDADES FITOPLANCTÓNICAS DE SUCCUS Y MOGOTES	40
7.2.	TEMPORALIDAD Y METODOLOGÍA DE COLECTA DEL FITOPLANTON.....	42
7.3.	FACTORES QUE REGULAN LA BIODIVERSIDAD FITOPLANCTÓNICA.....	43
7.4.	CULTIVO MONOALGAL COMO ESTRATEGIA DE DETECCIÓN DE TAXONES NO EVIDENCIABLES POR VISUALIZACIÓN DIRECTA	46
7.5.	DIVERSIDAD EN LAS COMUNIDADES DE SUCCUS Y MOGOTES FRENTE A ECOSISTEMAS ACUÁTICOS SIMILARES	48

7.6. ESTADO TRÓFICO DE LOS EMBALSES SUCCUS Y MOGOTES EN FUNCIÓN DE LOS BIOINIDICADORES PRESENTES	51
8. CONCLUSIONES	55
9. RECOMENDACIONES	58
10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59
11. ANEXOS	70

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Embalse Representación gráfica a escala de la ubicación del embalse Succus	9
Figura 2. Embalse Representación gráfica a escala de la ubicación del embalse Mogotes	9
Figura 3. Muestreo de fitoplancton mediante arrastre superficial con red .	11
Figura 4. Muestreo estratificado de la columna de agua mediante botella Van Dorn de 2,2 L	11
Figura 5. Sonda multiparamétrica .	12
Figura 6. Frascos ámbar para recolección y almacenamiento de muestras .	13
Figura 7. Cámaras de sedimentación preparadas para cada muestra de fitoplancton .	14
Figura 8. Revisión de características microscópicas mediante magnificación de imagen	14
Figura 9. Imagen de microorganismo fitoplanctónico.....	15
Figura 10. Siembra de muestras vivas concentradas al vacío	16
Figura 11. Proceso de obtención de cultivos monoalgales	17
Figura 12. Cultivo mixto de microorganismos fitoplanctónicos en medio BG11 sin nitrógeno	39
Figura 13. Cultivo monoalgal de cada microorganismo fotosintético que se desarrolló en medio BG11 sin nitrógeno	40
Figura 14. Identificación de microorganismos fitoplanctónicos cultivados en medio semisólido BG11 sin nitrógeno .	40

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de la comunidad fitoplanctónica de Succus.	9
Tabla 2. Comunidad fitoplanctónica del embalse Succus en función del gradiente de profundidad.....	26
Tabla 3. Taxonomía de la comunidad fitoplanctónica de Mogotes.....	29
Tabla 4. Comunidad fitoplanctónica del embalse Mogotes en función del gradiente de profundidad.....	36
Tabla 5. Géneros fitoplanctónicos considerados como bioindicadores del estado de los ecosistemas lénticos de Succus y Mogotes.	54

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Etiqueta para frascos ámbar.	69
Anexo 2. Parámetros fisicoquímicos del embalse de Succus medidos durante el muestreo estratificado de fitoplancton.	69
Anexo 3. Parámetros fisicoquímicos del embalse de Succus medidos durante el muestreo estratificado de fitoplancton..	70

1 RESUMEN

El fitoplancton reúne microalgas y cianobacterias que se encuentran suspendidas en la columna de agua de los sistemas acuáticos. Estos microorganismos han sido catalogados como bioindicadores por su sensibilidad ante fluctuaciones en su ambiente. En este estudio, se caracterizó fenotípicamente a los microorganismos fitoplanctónicos presentes en una temporada seca en los embalses Succus y Mogotes, que son parte de la fuente primaria de abastecimiento de agua de consumo humano para el Distrito Metropolitano de Quito. Cada embalse fue muestreado en febrero y abril de 2021 mediante arrastre superficial y muestreo estratificado a profundidades de 0.5, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 y fondo menos 1 m. Se obtuvieron muestras por duplicado, una de las réplicas se preservó en campo y se destinó a la visualización directa del fitoplancton mediante la técnica de Utermöhl. La réplica viva se filtró para la concentración de biomasa y su posterior siembra en medio BG11 sin nitrógeno. Se logró establecer una línea taxonómica base conformada por 30 taxones en Succus y 39 en Mogotes, mayormente constituidos por los filos Bacillariophyta, Charophyta y Chlorophyta, descritos en su mayoría a nivel de orden, familia y género. La mayor parte de los taxones se obtuvieron a partir del arrastre superficial y/o el muestreo a 0.5 m. Ambos embalses compartieron 16 especies y su diversidad fue comparable a la de otros ecosistemas altoandinos de Ecuador y la región. Adicionalmente, se obtuvieron cuatro cultivos monoalgales, entre los que destacaron dos taxones no identificados por visualización directa. Los resultados expuestos proporcionaron diferencias en la distribución de taxones entre los perfiles de profundidad e información valiosa sobre taxonomía, diversidad y conservación de microorganismos fitoplanctónicos de la región. Destacaron, principalmente, aquellos catalogados como bioindicadores, pues permitieron deducir la tendencia de transición de los embalses de un estado oligotrófico a la mesotrofia. Este estudio se puede utilizar como una referencia base para futuros estudios, además de respaldar la importancia del biomonitoreo continuo de embalses someros altoandinos, debido a la biodiversidad dilucidada, que se traduce en una herramienta clave para la toma de decisiones de conservación, prevención y manejo de fuentes de agua cruda para las plantas de tratamiento.

Palabras clave: bioindicadores microbianos, embalse altoandino, fitoplancton, taxonomía.

2 ABSTRACT

Phytoplankton brings together microalgae and cyanobacteria that are suspended in the water column of aquatic systems. These microorganisms have been classified as bioindicators due to their sensitivity to fluctuations in their environment. In this study, phytoplanktonic microorganisms were phenotypically characterized and classified during a dry season in Succus and Mogotes reservoirs, which are part of the primary source of water supply for human consumption for the Distrito Metropolitano de Quito. Each reservoir was sampled in February and April 2021 by surface trawling and stratified sampling at depths of 0.5, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 and bottom less than 1 m. Duplicate samples were obtained, one of the replicates was preserved in the field and used for direct visualization of phytoplankton by Utermöhl technique. Living replicates were filtered for biomass concentration and their subsequent seeding in BG11 culture medium without nitrogen. A taxonomic baseline was established with 30 taxa for Succus and 39 for Mogotes, mostly constituted by Bacillariophyta, Charophyta and Chlorophyta phyla and described at order, family and genus levels. The majority of taxa were found by superficial trawling and/or 0.5 m depth sampling. Both reservoirs shared 16 species and their diversity was comparable to that of other high Andean ecosystems in Ecuador and the region. Additionally, four monoalgal cultures were obtained, among which stood out two undetected taxa by direct visualization. The exposed results provided differences in the distribution of taxa in the depth gradient and valuable information on taxonomy, diversity and conservation of phytoplanktonic microorganisms in the region. Especial attention was given to those considered as bioindicators, because they enabled to deduce the transition of reservoirs from an oligotrophic to a mesotrophic state. This study can be used as a reference for future studies and supports the importance of continuous biomonitoring of shallow, high Andean reservoirs, due to the elucidated biodiversity: a key tool for conservation, decision making, prevention and management of raw water sources for treatment plants.

Keywords: high Andean reservoir, microbial bioindicators phytoplankton, , taxonomy.

3 INTRODUCCIÓN

Hace, aproximadamente, 400 millones de años, se acumuló suficiente oxígeno en la atmósfera de la Tierra, lo que permitió el desarrollo y evolución de los organismos terrestres. La Ciencia ha podido determinar que esto fue posible gracias a ciertos microorganismos acuáticos que, hasta la actualidad, son los responsables de aportar entre el 50 y el 81% del oxígeno del planeta (Fontana, Thomas, Moldoveanu, Spaak y Pomati, 2018). Buena parte de los microorganismos fotosintéticos pertenecen al fitoplancton, que reúne tanto microalgas como cianobacterias que se encuentran suspendidos en la columna de agua de los ecosistemas acuáticos (Dandadzi, Hoko y Nhiwatiwa, 2020).

Las comunidades pertenecientes al fitoplancton han sido utilizadas en los últimos años como indicadores biológicos en ecosistemas con fluctuaciones en su composición antes de que se haga visible en niveles tróficos superiores y se produzca la eutrofización masiva en ciertas áreas (Bužančić, Ninčević, Marasović, Kušpilić y Grbec, 2016). Este atributo se debe a que las diferentes comunidades de microorganismos reflejan con precisión la calidad en cualquier punto de la columna de agua, esto en comparación con los parámetros fisicoquímicos que solo representan datos cuantitativos de las condiciones y niveles de contaminación de los sistemas acuáticos (Goyke, 2016). Por otro lado, esto es posible por sus ciclos de vida cortos (horas o días) y rápida tasa de reproducción, lo que les obliga a detectar y reaccionar lo más pronto posible un cambio en su entorno, volviéndolo visible ya sea en su composición, características y/o tasas de fotosíntesis (Parmar, Rawtani, y Agrawal, 2016). También, su papel bioindicador proviene del hecho de que son los productores primarios de estos ecosistemas, desempeñan un papel crucial en las cadenas tróficas y contribuyen activamente en los ciclos biogeoquímicos mundiales (Cao, Chu, Du, Hou y Wang, 2016; Dandadzi et al, 2020).

Por otro lado, la importancia del estudio del fitoplancton radica en que, en determinadas condiciones y sobre todo en procesos de eutrofización, algunas especies son susceptibles de generar una Floración Algal Nociva (FAN) (Stockwell et al., 2020). Este evento, también, suele acompañarse de la producción de metabolitos secundarios como las cianotoxinas, compuestos volátiles y abundancia de biomasa tras la eutrofización (McHau, Makule, Machunda, Gong y Kimanya, 2019). Este fenómeno se deriva de un enriquecimiento del agua en elementos como el nitrógeno y el fósforo superior al que el

sistema lacustre puede procesar. Esto, junto a patrones de flujo de agua dulce alterados, conduce a la creación de un ambiente favorable para el desarrollo de ciertos taxones, que se convierten en dominantes, ocasionando floraciones masivas que llegan a cubrir la superficie de los cuerpos de agua (Lemley, Adams, y Bate, 2016; Liu et al., 2019).

Como consecuencia, se evidencia una disminución en la biodiversidad, crecimiento excesivo de plantas acuáticas, reducción del oxígeno disuelto en el agua y escasa penetración de luz, lo que desencadena la muerte de organismos acuáticos fotosintéticos y no fotosintéticos por debajo de la biomasa acumulada. Es decir, se produce un desequilibrio general en el ecosistema y la calidad del agua, comprometiendo sus características físicas, químicas y biológicas. Incluso, esto puede llegar a afectar a las personas, su salud y sus actividades (Lourtau, 2015; Pomati, Shurin, Andersen, Tellenbach y Barton, 2020; Suárez, 2015).

Caroppo (2015) menciona que la eutrofización es una consecuencia de la contaminación antrópica. Por su parte, Lorenzi et al. (2019) indican que el calentamiento global también contribuye a esta perturbación. Esto se pudo constatar también en la investigación de Deng et al. (2018) donde se asocia el aumento de la temperatura, la disminución del viento y las alteraciones de los patrones de lluvia con el dominio de las cianobacterias en aguas lólicas, lo que trae consigo la falta de mezcla vertical de nutrientes. Incluso, se puede afirmar que la disminución de velocidad de flujo favorece el crecimiento del fitoplancton, mientras que el aumento lo inhibe (Cao et al., 2016). En cualquier caso, independientemente del enriquecimiento orgánico del ecosistema acuático del que se trate, en distintos países del mundo, se ha documentado cómo las diversas condiciones ambientales influyen sobre la diversidad de la comunidad fitoplanctónica. Se ha resaltado la importancia de su identificación y cómo los microorganismos fotosintéticos resultan cruciales en un ecosistema en calidad de indicadores biológicos (Benito et al., 2018).

En Ecuador, existen algunos reportes representativos como El Acta Oceanográfica del Pacífico, donde se presentan datos relevantes acerca del fitoplancton en varios volúmenes y se hace hincapié en las regiones costera e insular (Tapia y Naranjo, 2019). Adicionalmente, la investigación realizada por Kannan, Miller, Granel, Guerra y Ramamurthi (2019) presenta la composición de la diversidad del fitoplancton en 87

lagunas de las cuatro regiones de Ecuador. Resalta, por otra parte, la creación del primer cepario y catálogo de microalgas y cianobacterias de los embalses andinos (Salve Faccha y la Mica) de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador (PUCE), en colaboración con la Empresa Pública Metropolitana de Agua Potable y Saneamiento (EPMAPS) y el Fondo para la Protección del Agua (FONAG, 2020). A pesar de estos esfuerzos, no existe un registro que refleje y asocie la comunidad microbiana de estos ecosistemas con los factores bióticos y abióticos, que pueden desencadenar un desbalance ecosistémico hasta llegar a provocar floraciones algales nocivas, eutrofización, alteraciones fisicoquímicas e, incluso, desencadenamiento de enfermedades epidémicas (Albrecht, Pröschold, y Schumann, 2017).

En la Reserva Ecológica Cayambe Coca, se encuentran las lagunas Succus y Mogotes (Ledesma, 2015), que son parte de la fuente primaria de abastecimiento de agua de consumo humano para el Distrito Metropolitano de Quito (DMQ). Al igual que la mayoría de los embalses en Ecuador, carecen de información accesible y fidedigna sobre microorganismos fitoplanctónicos identificados, independientemente de que hayan sido asociados o no a fluctuaciones ambientales. Tampoco existen protocolos con límites aceptables de concentración de densidad celular de microalgas y/o cianobacterias o, por ejemplo, la imperatividad de ausencia de determinados taxones, en aguas utilizadas para diferentes actividades humanas. Por esta razón, la presente investigación pretendió acortar la brecha de conocimiento con la identificación de cianobacterias y microalgas presentes en el fitoplancton de estos embalses y crear la línea de base para el estudio de las comunidades fotosintéticas y su dinámica poblacional a mediano y largo plazo. Con esto se ha contribuido, en parte, al Plan de Trabajo (2021-2025) del actual gobierno donde se menciona que la conservación de los recursos hídricos es esencial y compatible para el desarrollo y calidad de vida de los ecuatorianos. Para conseguirlo, esta iniciativa se planteó la interrogante: ¿Qué microorganismos fotosintéticos fitoplanctónicos de los hallados en cada laguna pueden considerarse como mejores bioindicadores de su estado trófico y la calidad de sus aguas?

4. OBJETIVOS

4.1.OBJETIVO GENERAL

Caracterizar fenotípicamente las microalgas y cianobacterias del fitoplancton presentes en las lagunas Succus y Mogotes en una temporada seca, de manera que se establezca una línea de base para el estudio de la diversidad de microorganismos fotosintéticos para cada laguna para estudios futuros de mediano y largo plazo.

4.2.OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar Caracterizar fenotípicamente las microalgas y cianobacterias del fitoplancton presentes en las lagunas Sucus y Mogotes.
- Determinar el impacto de las especies del fitoplancton detectadas en el estado trófico actual de cada embalse.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. ÁREA DE ESTUDIO

En la zona alta de la Reserva Ecológica Cayambe Coca, situada al noreste de Ecuador, en la Cordillera de los Andes, específicamente en las parroquias Papallacta y Oyacachi, se encuentran las lagunas Succus (Figura 1) y Mogotes (Figura 2), que son parte de las captaciones de agua cruda de los sistemas que abastecen de agua al norte del DMQ.

La reserva presenta características propias de páramo, bosque nublado y paisaje fluvial. En cuanto al clima, es una zona de alta pluviosidad, con un rango mínimo anual de 800 a 1487 mm, es decir, que se ajusta a un bosque muy húmedo subalpino a pluvial subalpino (Camacho, 2014). Sin embargo, en la zona alta, el clima se ve modificado por la cordillera, volviéndolo más seco en ciertas temporadas, debido a la alta radiación solar. La temperatura del aire fluctúa entre -7.8 a 19.5 °C y su humedad depende de la intensidad de las precipitaciones. En cuanto a la temperatura del agua, por extensión de lagunas circundantes, varía entre 7 y 10 °C (MAAE, 2020). En términos de cobertura, predomina el ecosistema de bosque nativo sobre el de páramo (MAAE, 2020). Además, esta zona posee vegetación poco intervenida, pantano herbácea-pantanosos en buen estado, con grandes extensiones de pajonales y ciertas partes pantanosas con almohadillas (Tacoamán y Lasso, 2005).

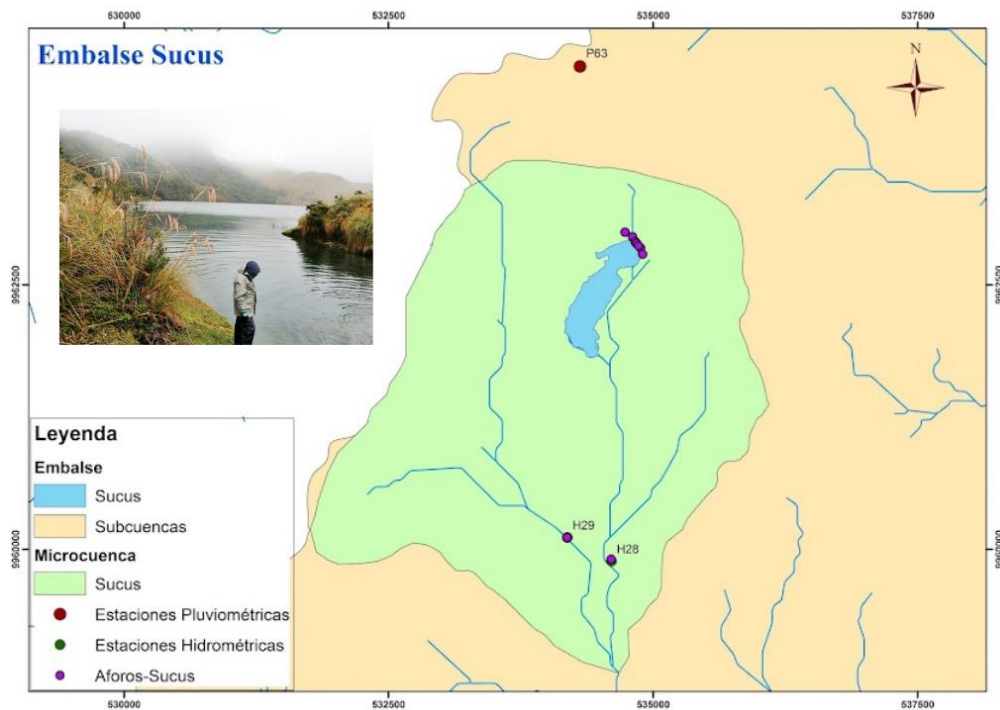


Figura 1. Embalse Representación gráfica a escala de la ubicación del embalse Sucus (modificado de EPMAPS, 2021).

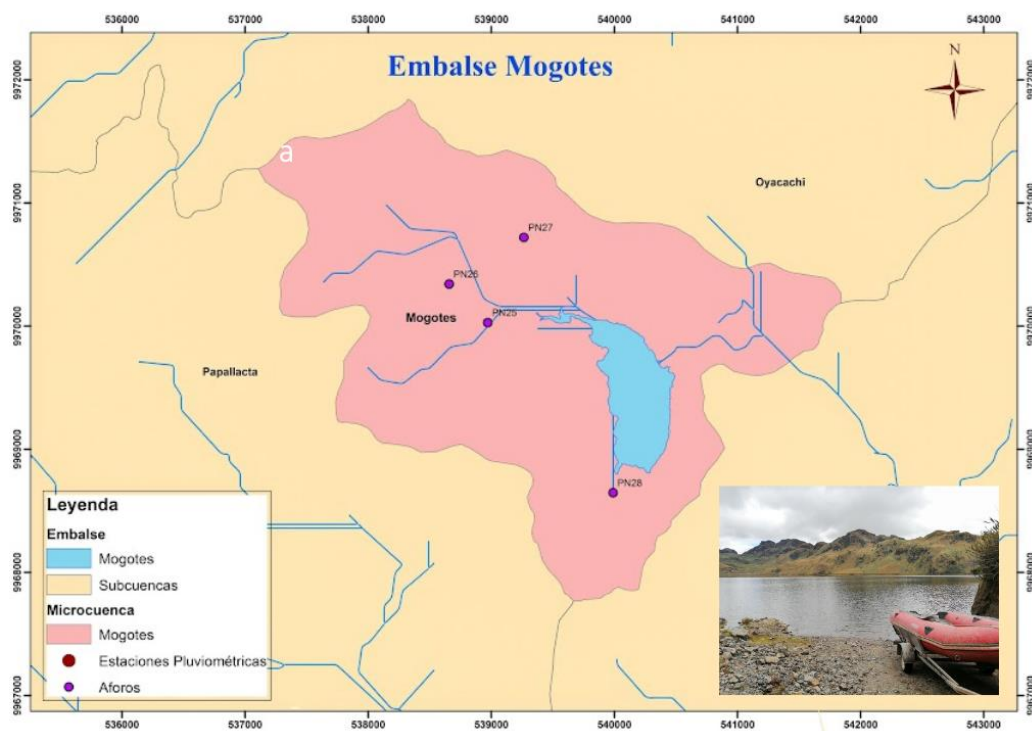


Figura 2. Embalse Representación gráfica a escala de la ubicación del embalse Mogotes (modificado de EPMAPS, 2021).

5.2.PROCESAMIENTO DE MUESTRAS

Los muestreos se efectuaron en los meses de febrero y abril del año 2021, en temporada seca, con precipitaciones dispersas (INAMHI I, 2021). Se concretaron así dos muestreos en cada embalse, uno en cada uno de los meses señalados. Todo el procedimiento detallado a continuación fue realizado bajo los protocolos establecidos por el Departamento de Gestión de los Recursos Hídricos y el Laboratorio de Control de Calidad de la EPMAPS (EPMAPS, 2021)

FASE DE CAMPO

La cota máxima fue de 25 m en Succus y 35 m en Mogotes, lo que delimitó el número y la profundidad de los estratos de la columna de agua a ser analizados. Para el monitoreo de fitoplancton, se llevaron a cabo dos técnicas de muestreo en los embalses; arrastre superficial en el centro de la laguna con una red de fitoplancton de 27 μm de tamaño de poro por el lapso de dos minutos (Figura 3) y colecta estratificada en la columna de agua con botella Van Dorn de 2.2 L a las profundidades 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 m y fondo menos 1 m, en función de la profundidad específica (Figura 4). También, con una sonda multiparamétrica (Figura 5), se registraron los parámetros fisicoquímicos turbidez, clorofila, temperatura, pH, conductividad y oxígeno disuelto (OD) a lo largo del gradiente de profundidad de la columna de agua de cada embalse durante el muestreo de los diferentes estratos. Finalmente, se estimó la transparencia del agua con un disco Secchi.



Figura 3. Muestreo de fitoplancton mediante arrastre superficial con red. a, Arrastre con la red de fitoplancton de 27 μm de poro por el centro del embalse; b, Levantamiento de la red después de la colecta.



Figura 4. Muestreo estratificado de la columna de agua mediante botella Van Dorn de 2,2 L. a, Instrumento para la obtención de muestras de agua a diferentes profundidades; b, Colocación de muestra de agua en botellas ámbar después de la colecta.

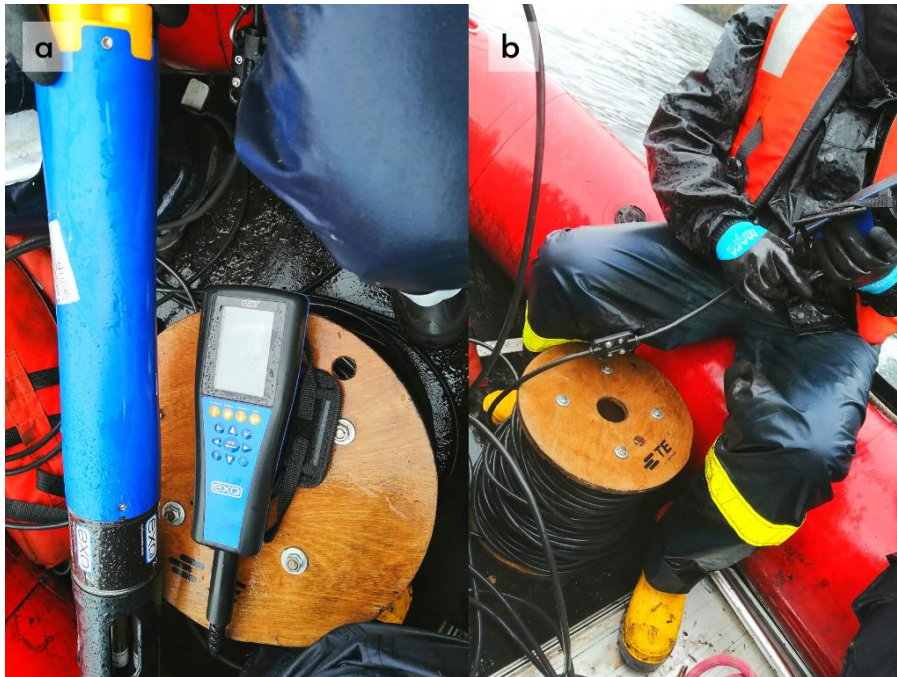


Figura 5. Sonda multiparamétrica. a, Equipo especializado para la toma de parámetros fisicoquímicos en toda la columna de agua; b, Proceso de envoltura de cordón del equipo, después de la toma de muestras.

Todas las muestras se almacenaron en botellas de vidrio color ámbar de 250 mL por duplicado (Figura 6) y previamente etiquetadas de acuerdo con el formato proporcionado por la EPMAPS (Anexo 1). La mitad de las botellas colectadas, se utilizaron para el análisis cualitativo (identificación de microalgas y cianobacterias) y la otra parte se dedicó a la siembra y control de crecimiento de cepas de microalgas y cianobacterias en medio de cultivo semi-sólido. Para el análisis cualitativo, se preservaron las muestras con transeau (composición: agua, etanol al 95% y formol al 40% mezclados en proporción 6:3:1) en campo, para conservar el color y la forma originales de los microorganismos. Finalmente, todas las muestras fueron transportadas en *coolers* hacia el laboratorio y estuvieron en refrigeración por 24 horas hasta su respectivo procesamiento.



Figura 6. Frascos ámbar para recolección y almacenamiento de muestras. a, Depósito de muestras recogidas por con red y botella de Van Dorn en frascos ámbar; b, Frasco ámbar etiquetado con muestra.

FASE DE LABORATORIO

En el análisis cualitativo para la identificación de los microorganismos se empleó la técnica de Utermöhl (AENOR, 2007), de cada frasco ámbar con muestras preservadas, se extrajeron tres alícuotas de 25 ml y tres de 50 ml y se colocaron en cámaras de sedimentación. Tras el depósito de la biomasa preservada, se transfirieron 25 y 50 μL , respectivamente, a cada una de 2 placas portaobjeto (Figura 7) por alícuota. Posteriormente, se colocó la cámara de sedimentación o la placa bajo un microscopio invertido CARL ZEISS AXIOVERT 4.0 (Figura 8). Se procedió a enfocar y tomar fotografías de todos los morfotipos fotosintéticos presentes y definir su escala de tamaño correspondiente, mediante una unidad de captura de fotografías Moticam, incorporada en el software del microscopio (WHO, 2011; Ontaneda, 2020). Posteriormente, estas imágenes fueron sometidas a un proceso de edición para una mejor apreciación de la escala y del microorganismo fitoplanctónico de interés (Figura 9).



Figura 7. Cámaras de sedimentación preparadas para cada muestra de fitoplancton. a, Frascos ámbar con las muestras de fitoplancton, cámaras de sedimentación y placas portaobjetos preparadas a partir de la biomasa sedimentada; b, Cámaras de sedimentación de 50 (amarilla) y 25 ml (transparente).

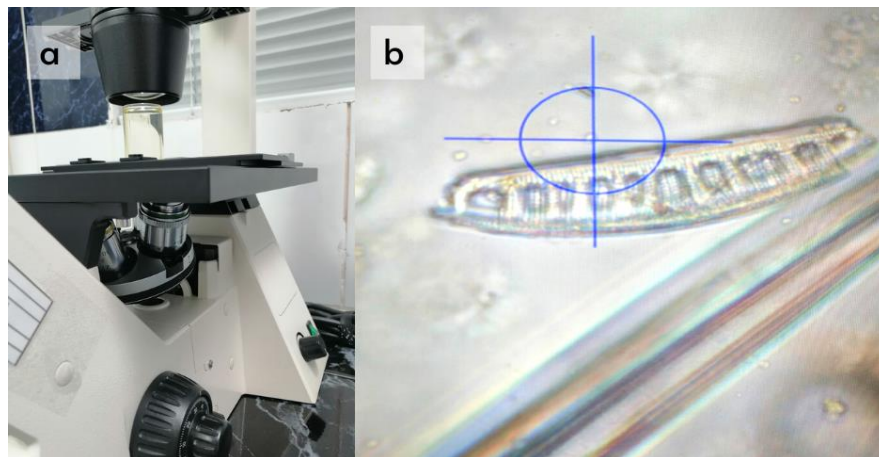


Figura 8. Revisión de características microscópicas mediante magnificación de imagen. a, Cámara de sedimentación de 50 ml sobre la platina mecánica del microscopio invertido; b, Pantalla del monitor con microorganismo fitoplanctónico enfocado.

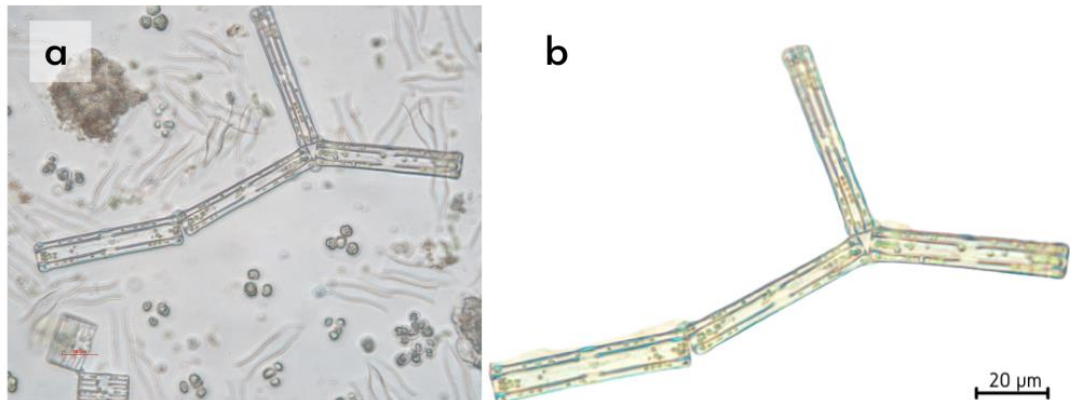


Figura 9. Imagen de microorganismo fitoplanctónico. a, Imagen obtenida con el microscopio invertido; b, Imagen editada.

Las muestras destinadas a la siembra de microalgas y cianobacterias fueron homogenizadas previa a su filtración con una bomba de vacío. Las muestras se filtraron, por duplicado, a través de membranas microporosas de fibra de vidrio de 0,45 micras, en cuya superficie quedaron retenidos los microorganismos de interés. Simultáneamente, se procedió a etiquetar las cajas Petri que contenían medio de cultivo semisólido BG11 sin nitrógeno para el aislamiento de cianobacterias (Figura 10a). Se realizó la siembra individual de los filtros sobre la superficie del medio y se selló con parafilm (Figura 10b). Posteriormente, las cajas fueron trasladadas al laboratorio de la PUCE para su incubación y seguimiento. Las condiciones de incubación fueron: iluminación de baja intensidad con lámparas fluorescente de $10-75 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, temperatura entre $20-25^\circ\text{C}$ y un fotoperíodo de 12:12 horas. A partir de las cuatro semanas, comenzaron a observarse los filamentos o la coloración característica de las cianobacterias en los medios de cultivo (Figura 11a). El período de incubación fue extenso porque las cianobacterias deben pasar por un periodo de adaptación para poder utilizar los nutrientes del medio y empezar a replicarse (Beamud, León, Kruk, Pedrozo y Diaz, 2015).

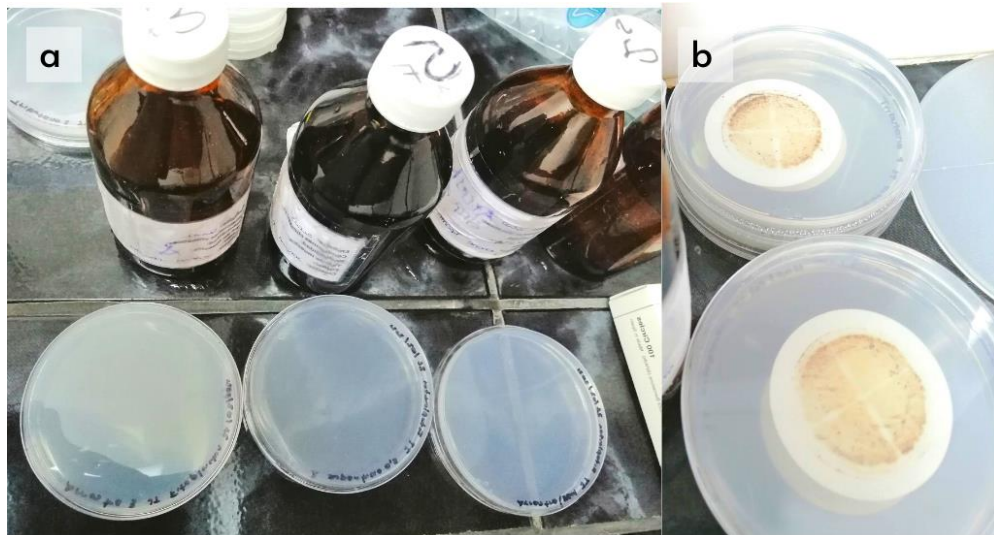


Figura 10. Siembra de muestras vivas concentradas al vacío. a. Frascos ámbar con las muestras frescas de fitoplancton junto a cajas Petri con medio BG11 sin nitrógeno rotuladas previa su siembra; b, Filtros de 0,45 μm con la biomasa concentrada mediante filtración al vacío, sembradas en las cajas Petri.

Cuando se evidenció el crecimiento mixto sobre y alrededor del filtro, se procedió retirar el filtro (Figura 11b) o directamente aislar las colonias presuntivas con ayuda de un asa, una pipeta o una pinza. Simultáneamente, se preparó placas portaobjetos en fresco para visualizar con un microscopio óptico las colonias presentes. Una vez que se obtuvo cultivos monoalgales (Figura 11c), se prepararon placas semipermanentes para la observación y fotografía de los diferentes microorganismos fotosintéticos obtenidos bajo el microscopio invertido (Figura 11d). Finalmente, se adjuntó la referencia de tamaño en las fotografías y se procedió a la caracterización morfológica de los diferentes taxones observados para su identificación.

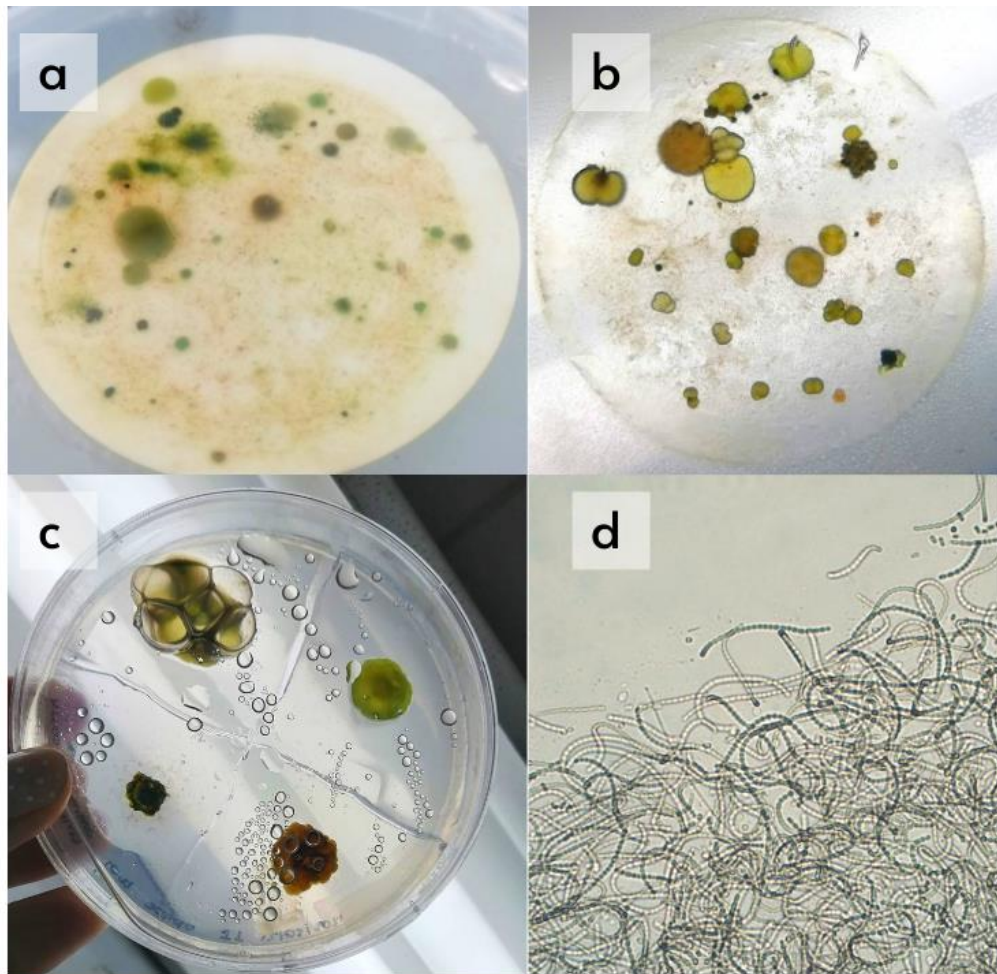


Figura 11. Proceso de obtención de cultivos monoalgales. a, Colonia mixta desarrollada sobre el filtro de $0,45 \mu\text{m}$; b, crecimiento de colonias de fitoplancton sin filtro; c, Caja Petri dividida en cuatro cultivos monoalgales; d, Imagen de un cultivo monoalgal al microscopio invertido.

Para la clasificación taxonómica de las microalgas y cianobacterias halladas, se tomaron en cuenta características morfométricas como forma, color y tamaño y se las contrastó con las guías de Zakrys, Milanowski y Karnkowska (2017), Veiga y Tremarin (2017), Round, Crawford y Mann (1990), Bicudo (2017), Geitler (1933), Bakes y Bold (1970), Rippka, Deruelles, Waterbury, Herdman y Stainer (1979), Ortega (1984), Tavera y Komárek (1996), Tavera et al. (2000), Moreno (2005); y las bases de datos AlgaeBase (Guiry y Guiry, 2021), Diatoms of North America (2021) e Integrated Taxonomic Information System (ITIS) (2021). Además, la identificación conseguida fue validada por expertos nacionales, la MSc. Diana Ontaneda y el Lcdo. Andrés Arévalo de la EPMAPS y corroborada por

limnólogos 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.


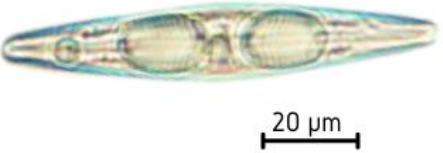

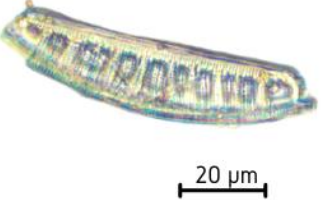
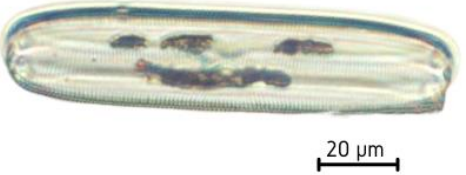
Una vez obtenidas las fotografías de las microalgas y cianobacterias de ambos embalses con sus respectivas identificaciones, se procedió a sintetizar la información de cada taxón de cada uno de los embalses, con su clasificación, su descripción, la profundidad a la que fue hallado y/o el procedimiento (arrastre o muestreo estratificado) que permitió detectar su presencia. Esto se efectuó para reconocer las divisiones de microalgas o cianobacterias del fitoplancton que predominaron en cada ecosistema y detectar aquellos que pudieron ser catalogados como bioindicadores del estado trófico del embalse, de acuerdo con sus características y adaptabilidad a las fluctuaciones ambientales. Debe puntualizarse que no fue objetivo de esta investigación comparar entre los embalses bajo estudio, sino realizar el inventario a nivel de cada embalse para determinar la comunidad fitoplanctónica que lo caracteriza.

6. RESULTADOS


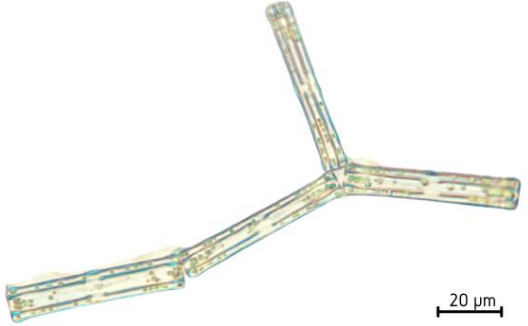
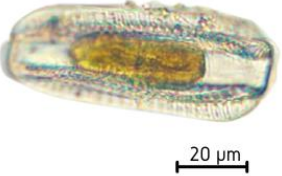

6.1.COMPOSICIÓN TAXONÓMICA DEL FITOPLANCTON DEL EMBALSE SUCCUS

La comunidad fitoplanctónica del embalse Succus estuvo conformada por 30 taxones pertenecientes a seis filos: Bacillariophyta, Charophyta, Chlorophyta, Cyanobacteria, Euglenozoa y Miozoa. La taxonomía de las especies, su fotografía y descripción respectiva se encuentran en la Tabla 1 y los parámetros fisicoquímicos del embalse al momento de los muestreos figuran en el Anexo 2. Además, la distribución de los taxones en toda la columna de agua se detalla en la Tabla 2.

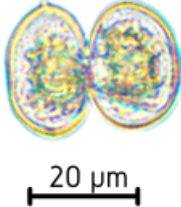



Tabla 1. Taxonomía de la comunidad fitoplanctónica de Succus.

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Bacillariophyta	Bacillariophyceae	Fragilariales	Fragilariaceae	<i>Fragilaria</i>	sp.		Paredes celulares finas que conforman valvas rectangulares, sin plastos en el centro, porque no se trató de una célula viva.
		Naviculales	Naviculaceae	<i>Navicula</i>	sp.		Células solitarias con valvas lanceoladas, estriadas transversalmente en la zona media. Los extremos de la célula son acuminados, posee un núcleo en el centro y dos cloroplastos. El rafe es recto.
			Stauroneidaceae	<i>Stauroneis</i>	sp.		Valvas con ensanchamiento en el centro. Las estrías son paralelas en la parte central de las valvas y se irradian en los polos. Las frústulas tienen simetría dorsiventral. Tiene anchos surcos transversales ubicados en la zona central.
Bacillariophyta	Bacillariophyceae	Rhopalodiales	Rhopalodiaceae	<i>Epithemia</i>	sp.		Presenta valvas asimétricas al eje apical y simétricas al eje transapical. Los lados terminales del rafe se desvían hacia el lado dorsal. Presenta poros apicales en ambos extremos. Las estrías son uniseriadas.
				<i>Rhopalodia</i>	sp.		Célula conformada por dos valvas grandes y pesadas. La forma es lanceolada con estrías y costillas radiales en dirección polar. Las células crecen aisladas y solas, pueden ser pequeñas hasta muy grandes.



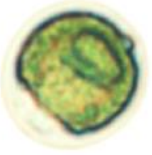


(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
		Rhabdonematales	Tabellariaceae	<i>Tabellaria</i>	sp. 1		Colonia de diatomeas unidas por protuberancias en el centro de cada valva. Las frústulas están compuestas por una pared celular de sílice. Individualmente, las células son estrechas, lanceoladas y tienen polos truncados. Las colonias suelen ser largas y rectas y están unidas entre sí por mucílago. Esta fue catalogada como especie 1.
Bacillariophyta	Bacillariophyceae	Rhabdonematales	Tabellariaceae	<i>Tabellaria</i>	sp. 2		Colonia de diatomeas dispuestas en forma de zigzag o estrelladas en las que las células quedan unidas desde sus ápices entre sí por mucílago. Poseen valvas lineares, generalmente más anchas en el centro que en los extremos. Esta fue catalogada como especie 2.
		Thalassiophyysales	Catenulaceae	<i>Amphora</i>	sp.		Posee dos valvas lineales superpuestas con ápices redondeados. El rafe está acompañado de terminaciones centrales externas.
Charophyta	Zygnematophyceae	Desmidiiales	Closteriaceae	<i>Closterium</i>	<i>kuetzingii</i>		Célula grande, alargada, fusiforme, con los extremos levemente acuminados. Carece de istmo y tiene dos cloroplastos axiales y varios pirenoides.

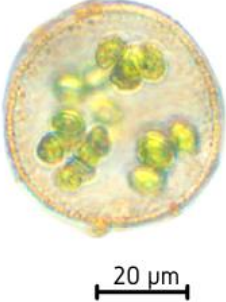

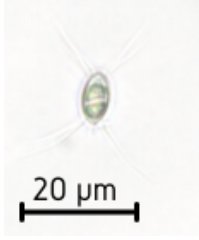
(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Charophyta	Zygnematiophyceae	Desmidiiales	Desmidiaceae	<i>Cosmarium</i>	sp. 1		Semicélulas reniformes, con constricción profunda en el centro. La pared celular posee gránulos, es hialina y contiene un cloroplasto en cada célula. Esta fue catalogada como especie 1.
				<i>Cosmarium</i>	sp. 2		Semicélulas reniformes, con constricción profunda en el centro. La pared celular es lisa, no se aprecian gránulos, es hialina y contiene un cloroplasto en cada semicélula. Esta fue catalogada como especie 2.
				<i>Hyalotheca</i>	sp.		Semicélulas circulares vistas verticalmente y rectangulares vistas transversalmente, que están unidas en filamentos largos. La colonia se encuentra cubierta por una gruesa capa de mucílago.
Charophyta	Klebsormidiophyceae	Klebsormidiales	Elakatotrichaceae	<i>Elakatothrix</i>	<i>gelatinosa</i>		Colonia conformada por células individuales en forma de huso, con membrana celular delgada, transparente y que poseen un cloroplasto y un pirenoide en cada una. Además, las células se ven rodeadas de una vaina mucilaginosa hialina.

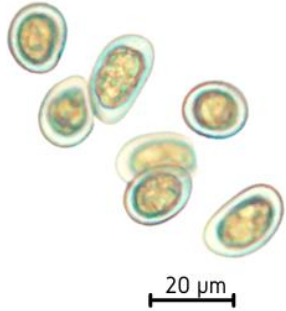
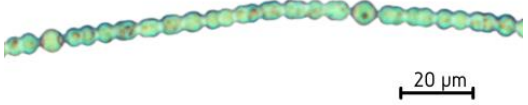


(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
	Zygnematophyceae	Zygnematales	Zygnemataceae	<i>Mougeotia</i>	sp.		Filamento formado por células finas y alargadas, constituida por células de estructura tridimensional cilíndrica y rodeado de una capa de mucílago exterior. Los cloroplastos y pirenoides se ubican de manera central en la célula.
				<i>Spirogyra</i>	sp.		Microalga verde filamentosa con células cilíndricas sin septos ni poros en la pared celular. Cada célula tiene una gran vacuola central y cloroplastos espirales con varios pirenoides.
Chlorophyta	Chlorophyceae	Chlamydomonadales	Chlamydomonadaceae	* <i>Chlamydomonas</i>	sp.		Célula ovalada, con un cloroplasto que ocupa gran parte de la célula, uno o varios pirenoides, un estigma, un par de flagelos y un núcleo bien definido.
		Sphaeropleales	Scenedesmacaceae	<i>Scenedesmus</i>	sp.		Especie cenobial compuesta por cuatro células planas elípticas, con polos acuminados, contenidas en un mucílago hialino. Además, contienen un cloroplasto parietal con un pirenoides cada una.
			Schizochlamydeaceae	<i>Planktosphaeria</i>	<i>gelatinosa</i>		Especie esférica rodeada por una gran capa hialina de mucílago. El cloroplasto es denso, está dividido en varios fragmentos y, en su interior, se encuentra un pirenoides.

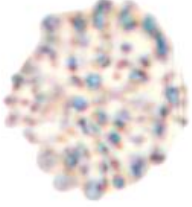
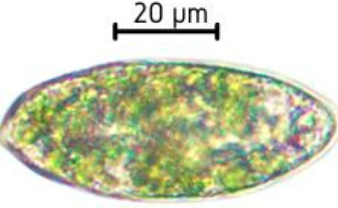

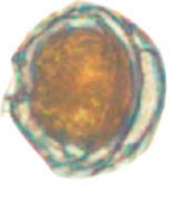
(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Chlorophyta	Chlorophyceae	Sphaeropleales	Sphaerocystidaceae	<i>Sphaerocystis</i>	sp.		Células esféricas o globosas y que están distribuidas irregularmente en grupos de dos o cuatro, formando tetraedros regulares. Las células pueden agruparse y estar cubiertas de mucílago.
	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	<i>Willea</i>	<i>rectangularis</i>		Conjunto de cuatro células envueltas con una capa mucilaginosa. Las paredes celulares son lisas y poseen espinas marginales claramente visibles.
				<i>Lagerheimia</i>	<i>ciliata</i>		Célula esférica, ovoide o con forma de limón (citriforme) y pared lisa. Las espinas son rectas o curvadas, con cuatro a seis espinas en cada polo, que suelen ser largas. Tiene cuatro cloroplastos por célula y un pirenoide.

(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Chlorophyta	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	<i>Oocystis</i>	sp. 1		Células con forma elipsoidal u ovoide, con paredes celulares gruesas. Se agrupan en colonias. Las células tienen uno o más cloroplastos y un pirenoide en cada una.
Cyanobacteria	Cyanophyceae	Nostocales	Nostocaceae	* <i>Anabaena</i>	sp.		Filamento solitario con heterocistos que aparecen en posiciones intercalares. Los acinetos tienen formas variadas y se sitúan, por lo general, separados de los heterocistos. Tiene vesículas de gas.
Cyanobacteria	Cyanophyceae	Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	<i>Phormidium</i>	sp.		Tricomas rectos y compuestos de células cilíndricas en forma de barril; cilíndricos y curvados. Las células son isodiamétricas, es decir, más largas y cortas que anchas. No tienen acinetos, heterocistos ni aerótopos. Presentan un color verde azulado. En ciertos casos, se puede observar mucilago alrededor de la célula.
Cyanobacteria	Cyanophyceae	Synechococcales	Merismopediaceae	<i>Merismopedia</i>	sp.		Especie colonial tabulada, conformada por células planas de color azul verdoso, rectangulares, agrupadas en 16 a 55 células que están envueltas por un mucilago hialino.

(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Cyanobacteria	Cyanophyceae	Synechococcales	Coelosphaeriaceae	<i>Snowella</i>	<i>lacustris</i>		Colonia irregular compuesta por células esféricas con tallos mucilaginosos hialinos alargados, distribuidos radialmente. La colonia se encuentra contenida en una estructura mucilaginosa.
Euglenozoa	Euglenophyceae	Euglenida	Euglenidae	<i>Euglena</i>	sp.		Especie unicelular de forma irregular, posee un flagelo activo, abundantes cloroplastos y el estigma que, al ser un orgánulo fotorreceptor, le permite detectar la luz. Además, tiene una pared celular flexible que cambia de forma en casos de adversidad ambiental.
Euglenozoa	Euglenophyceae	Euglenida	Euglenidae	<i>Trachelomonas</i>	sp.		Células ovoides de color café o marrón oscuro con espinas alrededor.
Miozoa	Dinophyceae	Peridiniatales	Peridiniaceae	<i>Peridinium</i>	sp.		Dinoflagelado ovalado conformado por placas ornamentales divididas en dos; hipoteca y epiteca. También se puede visualizar en el citoplasma gránulos de almidón.

*Taxones identificados por visualización directa y mediante cultivo en medio semisólido BG11 sin nitrógeno.

Tabla 2. Comunidad fitoplanctónica del embalse Succus en función del gradiente de profundidad.

FILO	FEBRERO 2021								ABRIL 2021							
	TAXÓN	PROFUNDIDAD (m)								PROFUNDIDAD (m)						
	A	0.5	5	10	15	20	25	F-1	A	0.5	5	10	15	20	25	F-1
BACILLARIOPHYTA																
<i>Amphora</i> sp.	x								x							
<i>Epithemia</i> sp.			x						x							
<i>Fragilaria</i> sp.	x	x	x	x	x	x	X	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Navicula</i> sp.	x	x	x	x	x	x	X	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Stauroneis</i> sp.	x								x							
<i>Pinnularia</i> sp.	x								x							
<i>Rhopalodia</i> sp.	x								x							
<i>Tabellaria</i> sp. 1	x								x							
<i>Tabellaria</i> sp. 2										x						
CHAROPHYTA																
<i>Closterium kuetzingii</i>	x								x							
<i>Cosmarium</i> sp. 1	x					x			x							
<i>Cosmarium</i> sp. 2	x	x								x		x				
<i>Elakatothrix gelatinosa</i>	x				x				x		x	x	x			
<i>Hyalotheca</i> sp.	x															
<i>Mougeotia</i> sp.	x								x							
<i>Spirogyra</i> sp.	x															
CHLOROPHYTA																
<i>Chlamydomonas</i> sp.			x								x					
<i>Willea rectangularis</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Lagerheimia ciliata</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Oocystis</i> sp.	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Planktosphaeria gelatinosa</i>	x								x							
<i>Scenedesmus</i> sp.	x	x	x	x	x				x	x						
<i>Sphaerocystis</i> sp.									x							
CYANOBACTERIA																
<i>Anabaena</i> sp.	x															
<i>Merismopedia</i> sp.										x						
<i>Phormidium</i> sp.	x	x	x	x	x				x	x	x	x	x			
<i>Snowella lacustris</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
EUGLENOZOA																
<i>Euglena</i> sp.	x	x	x						x	x						
<i>Trachelomonas</i> sp.	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
MIOZOA																
<i>Peridinium</i> sp.	x	x			x				x					x		

A: arrastre; F-1: fondo menos un metro.

La presencia de los diferentes taxones identificados dependió de la profundidad y, en algunos casos, también de la fecha de muestreo o la técnica aplicada (Tabla 2). En el filo Bacillariophyta, se registraron nueve taxones, de los que *Amphora* sp., *Stauroneis* sp., *Rhopalodia* sp. y *Tabellaria* sp. 1, se evidenciaron únicamente mediante arrastre. *Epithemia* sp., en cambio, se presentó a los 5 m en febrero y solo se evidenció mediante arrastre en abril. Por otro lado, *Fragilaria* sp. y *Navicula* sp. estuvieron presentes desde la arrástrela superficie hasta el fondo – 1 m en ambos muestreos. Finalmente, *Tabellaria* sp. 2 se presentó solo en el mes de abril a los 5 m.

Algo semejante ocurrió con el filo Charophyta, en donde se registraron ocho taxones (Tabla 1). *Closterium kuetzingii* y *Mougeotia* sp. se registraron exclusivamente mediante arrastre. *Cosmarium* sp. 1 caracterizó la muestra de arrastre y los 20 m de profundidad en febrero, pero se encontró solo mediante arrastre superficial en abril. Por su parte, *Cosmarium* sp. 2 fue fácilmente detectable mediante arrastre superficial y, puntualmente, a 5 m en febrero, mientras que en abril fue detectado en superficie, pero también a 10 m de profundidad. En febrero, *Elakatothrix gelatinosa* fue registrado por arrastre superficial y a 15 m de profundidad; mientras que, en abril, mediante arrastre y, puntualmente, a 5, 10 y 15 m de profundidad. Los taxones *Hyalotheca* sp. y *Spirogyra* sp., en cambio, se limitaron exclusivamente al arrastre superficial de febrero (Tabla 2).

Del filo Chlorophyta, se identificaron nueve taxones (Tabla 1), *Chlamydomonas* sp. resultó característico de los 5 m de profundidad, mientras que *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata* y *Oocystis* sp. se mantuvieron suspendidos en toda la columna de agua. Por otro lado, *Planktosphaeria gelatinosa* se evidenció únicamente mediante arrastre superficial. *Scenedesmus* sp., en febrero, caracterizó desde la superficie hasta los 15 m de profundidad y, en abril, se presentó en el arrastre superficial y hasta los 15 m. Por último, *Sphaerocystis* sp. solo se registró mediante arrastre en abril (Tabla 2).

De los cuatro taxones encontrados del filo Cyanobacteria (Tabla 1), *Anabaena* sp. se registró mediante arrastre en febrero, mientras que *Merismopedia* sp. se halló solo a 0.5 m en abril. *Phormidium* sp. fue característico desde la superficie hasta los 15 m en febrero y abril. En cambio, *Snowella lacustris* se presentó en toda la columna de agua. Por otro lado, de los dos taxones de Euglenozoa, *Euglena* sp. extendió su rango de distribución desde la superficie hasta los 5 m. Cabe destacar que *Trachelomonas* sp. se evidenció en toda la columna de agua.

Finalmente, *Peridinium* sp., único taxón de Miozoa, fue detectado por arrastre superficial y, puntualmente, a 0.5 m en febrero y, en abril, por arrastre y a los 20 m de profundidad (Tabla 2).


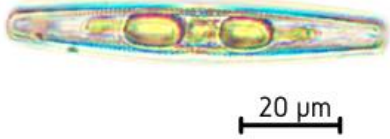
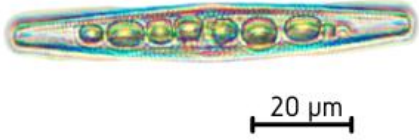
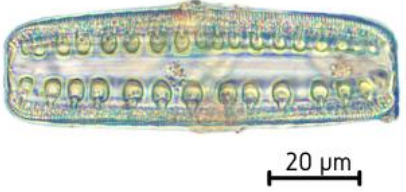
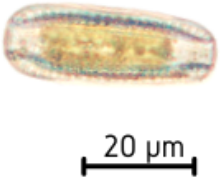
En resumen, de los muestreos llevados a cabo en el embalse Succus, destacaron como taxones que se registraron en toda la columna de agua *Fragilaria* sp., *Navicula* sp., *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata*, *Oocystis* sp., *Snowella lacustris* y *Trachelomonas* sp. También, se observaron taxones que se limitaron solamente a la superficie, es decir que se evidenciaron mediante arrastre y/o a 0.5 m, como *Amphora* sp., *Epithemia* sp., *Fragilaria* sp., *Stauroneis* sp., *Pinnularia* sp., *Rhopalodia* sp., *Tabellaria* sp. 1, *Tabellaria* sp. 2, *Closterium kuetzingii*, *Cosmarium* sp., *Hyalotheca* sp., *Mougeotia* sp., *Spirogyra* sp., *Planktosphaeria gelatinosa*, *Sphaerocystis* sp., *Anabaena* sp. y *Merismopedia* sp. Es importante mencionar que hubo taxones que solo se evidenciaron en solo uno de los dos muestreos. Así, *Hyalotheca* sp., *Spirogyra* sp. y *Anabaena* sp. se encontraron solo en febrero; mientras que *Tabellaria* sp. 2, *Sphaerocystis* sp. y *Merismopedia* sp., exclusivamente en abril.

6.2. COMPOSICIÓN TAXONÓMICA DEL FITOPLANCTON DEL EMBALSE MOGOTES


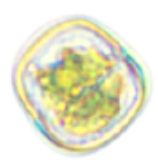

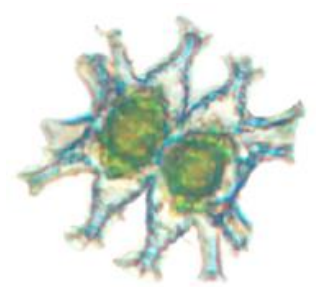
En Mogotes, la comunidad fitoplanctónica estuvo conformada por 39 taxones, pertenecientes a siete filos: Bacillariophyta, Charophyta, Chlorophyta, Cyanobacteria, Euglenozoa, Miozoa y Ochrophyta. La clasificación de los taxones, su fotografía y descripción se encuentran en la Tabla 3. Además, su distribución en la gradiente de profundidad se detalla en la Tabla 4 y los parámetros físicoquímicos registrados al momento de los muestreos figuran en el Anexo 3.

Se registraron nueve taxones del filo Bacillariophyta (Tabla 3). *Amphora* sp. y *Pinnularia* sp. se hicieron evidentes solo mediante arrastre superficial y exclusivamente en febrero de 2021. *Cymbella* sp. se presentó mediante arrastre en febrero y en abril, pero también, mediante muestreo puntual a 0.5 m de profundidad. *Navicula* sp. 1 fue característica de toda la columna de agua, mientras que *Navicula* sp. 2 se detectó mediante arrastre y solo en abril. *Stauroneis* sp., *Surirela* sp. y *Rhopalodia* sp. se registraron por arrastre superficial. Finalmente, *Tabellaria* sp. se limitó a la superficie en febrero, mientras que se presentó hasta los 5 m de profundidad en abril (Tabla 4).


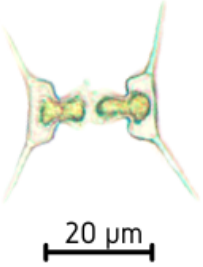

Tabla 3. Taxonomía de la comunidad fitoplanctónica de Mogotes.

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Bacillariophyta	Bacillariophyceae	Cymbellales	Cymbellaceae	<i>Cymbella</i>	sp.		Presenta valvas asimétricas al eje apical y simétricas al eje transapical. Los lados terminales del rafe se desvían hacia el lado dorsal. Presenta poros apicales en ambos extremos. Las estrías son uniseriadas.
		Naviculales	Naviculaceae	<i>Navicula</i>	sp. 1		Célula con valvas lanceoladas, estriadas transversalmente en la zona media. Los extremos de la célula son ligeramente redondeados con un núcleo en el centro y dos cloroplastos. El rafe es recto.
				<i>Navicula</i>	sp. 2		Célula con valvas lanceoladas, estriadas transversalmente en la zona media. Los extremos de la célula son redondeados, con un núcleo en el centro y siete cloroplastos ubicados linealmente, contiguos unos de los otros, en el centro de toda la célula.
		Surirellales	Surirellaceae	<i>Surirella</i>	sp.		Células compuestas por valvas de forma lanceolada. La fascia es transversal, se la conoce como "stauros" y se extiende hasta los márgenes de la valva. Las estrías son uniseriadas y punteadas.
Charophyta	Zygnemmatophyceae	Thalassiosiphysales	Catenulaceae	<i>Amphora</i>	sp.		Especie conformada por dos valvas superpuestas con ápices ligeramente redondeados. El rafe posee terminaciones centrales externas.


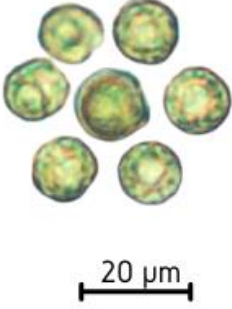

(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Charophyta	Zygnemataophyceae	Desmidiatales	Closteriaceae	<i>Closterium</i>	sp.		Célula en forma de medialuna con constricción en la parte media que da lugar a dos cloroplastos y presenta varios pirenoides. Posee una pared celular lisa.
			Desmidiaceae	<i>Actinotaenium</i>	sp.		Célula cuadrada solitaria, con extremos redondeados y una constricción profunda, donde las paredes se superponen. La pared celular es lisa. Tiene un solo cloroplasto con un pirenóide central.
				<i>Hyalotheca</i>	<i>dissiliens</i>		Semicélulas circulares vistas verticalmente y rectangulares vistas transversalmente, que están unidas en filamentos largos. La colonia se encuentra cubierta por una gruesa capa de mucilago.
				<i>Staurastrum</i>	<i>tohopekaligense</i>		Semicélulas ovaladas lisas con un cloroplasto cada una. Con brazos lisos del mismo tamaño, estos se abren en los ápices y, generalmente, en tres pequeñas espinas. Además, poseen de nueve a 12 urales o prolongaciones que salen de las semicélulas.




(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Charophyta	Zygnematophyceae	Desmidiiales	Desmidiaceae	<i>Staurodesmus</i>	<i>convergens</i>		Semicélulas divididas por una constricción profunda y que tienen forma elíptica cubierta con espinas. La pared celular es lisa. Cada semicélula tiene cloroplastos y pirenoides.
				<i>Staurodesmus</i>	<i>extensus</i>		Semicélulas trapeciformes, cuyos extremos terminan en espinas de longitud variable. Presenta un istmo alargado y un cloroplasto en el centro de cada célula.
				<i>Staurodesmus</i>	<i>glaber</i>		Semicélulas de forma triangular con espinas convergentes robustas que sobresalen desde los ángulos apicales. Las zigosporas son globosas y poseen espinas delgadas y rectas.

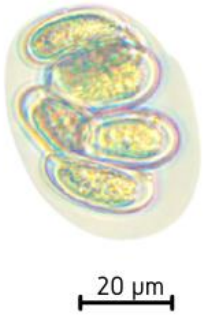
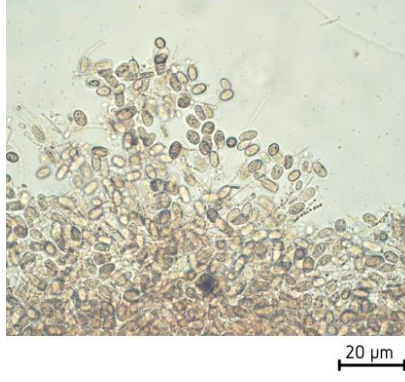

(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Charophyta	Zygnematoiphyceae	Desmidiiales	Desmidiaceae	<i>Staurodesmus</i>	sp.		Semicélulas con forma ovalada, cuyos extremos redondos terminan en espinas alternas. Presentan un istmo central y un cloroplasto que ocupa gran parte de cada semicélula.
Chlorophyta	Chlorophyceae	Chlamydomonadales	Volvocaceae	<i>Eudorina</i>	sp.		Conjunto de catorce células biflageladas superpuestas de forma elipsoidal. Hay un espacio entre cada célula y su distribución se da en todo el mucílago con dirección hacia la periferia. Además, cada célula tiene un cloroplasto en forma de copa con estigma, varios pirenoides y varias vacuolas contráctiles.
				<i>Pandorina</i>	<i>morum</i>		Colonia conformada por dieciséis a treinta y dos células que se encuentran superpuestas y se mantienen juntas hasta conformar una célula globular rodeada por una envoltura hialina de mucílago. Cada célula contiene un cloroplasto en forma de copa con, al menos, un pirenoide basal y dos flagelos.

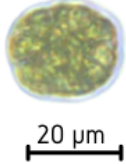


(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Chlorophyta	Chlorophyceae	Oedogoniales	Oedogoniaceae	<i>Oedogonium</i>	sp.		Filamentos de color marrón, seriados, constituidos por células basales de forma globosa, células terminales con terminación en punta y células vegetativas con forma cilíndrica, que contienen un cloroplasto parietal que podría contener algunos pirenoides.
	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	<i>Nephrocytium</i>	<i>agardhianum</i>		Especie colonial, con cuatro a 16 células reniformes de tamaño variable en forma de medialuna, con polos redondos o acuminados, todos contenidos en una envoltura mucilaginosa hialina. Además, presenta un único cloroplasto parietal con pirenóide rodeado de reservas de almidón en cada célula.
				<i>Nephrocytium</i>	sp.		Especie colonial, con ocho a diez células reniformes superpuestas de gran tamaño con polos redondos o acuminados, todos contenidos en una envoltura mucilaginosa hialina. Además, presenta un cloroplasto que ocupa toda la célula.

(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Chlorophyta	Trebouxiophyceae	Chlorellales	Oocystaceae	<i>Oocystis</i>	sp. 2		Células grandes con forma elipsoidal, ovoide o fusiforme, rodeadas de una vaina mucilaginosa individual y otra colonial. Están agrupadas en entre seis a ocho células superpuestas, conformando colonias. Cada célula tiene uno o más cloroplastos y un pirenoide.
Cyanobacteria	Cyanophyceae	Nostocales	Nostocaceae	<i>*Cylindrospermum</i>	sp.		Colonias café oscuro, con abundantes acinetos ovalados maduros y escasos tricomas conformados por células cilíndricas de menor tamaño
				<i>*Nostoc</i>	sp.		Colonias verdes claro, conformadas por tres tipos de células: las vegetativas o células del hormogonio, de forma circular, que conforman el tricoma; las de mayor tamaño que son los heterocistos y las ovaladas, denominadas acinetos

(Continuación...)

FILO	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	FOTOGRAFÍA	DESCRIPCIÓN
Euglenozoa	Euglenophyceae	Euglenida	Euglenidae	<i>Euglena</i>	sp.		Especie con forma circular, que posee abundantes cloroplastos y un estigma. Además, tiene una pared celular flexible que le posibilita cambiar de forma en casos de adversidad ambiental.
		Euglenida	Phacidae	<i>Phacus</i>	<i>orbicularis</i>		Célula globosa con ranuras en forma de espiral, con una extensión del periplasto que termina en un apéndice corto. Posee cloroplastos y granos de paramilo.
Ochrophyta	Chrysophyceae	Chromulinales	Dinobryaceae	<i>Dinobryon</i>	sp.		Especie colonial en que las células están rodeadas por una lóriga. Ésta tiene forma de embudo o jarrón, con pared lisa y ondulada. Dentro de esta estructura, se encuentran los lóbulos de cloroplasto color marrón y también presenta un estigma.

*Taxones identificados únicamente mediante cultivo en medio semisólido BG11 sin nitrógeno.

También estuvieron presentes las especies *Pinnularia* sp., *Stauroneis* sp., *Rhopalodia* sp., *Tabellaria* sp. 1, *Elakathotrix gelatinosa*, *Chlamydomonas* sp., *Planktosphaeria gelatinosa*, *Scenedesmus* sp., *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata*, *Oocystis* sp. 1, *Anabaena* sp., *Phormidium* sp., *Snowella lacustris*, *Trachelomonas* sp. y *Peridinium* sp., cuyas fotografías y descripciones constan en la Tabla 1.

Tabla 4. Comunidad fitoplanctónica del embalse Mogotes en función de la profundidad.

FILO	FEBRERO 2021										ABRIL 2021										
	PROFUNDIDAD (m)										PROFUNDIDAD (m)										
TAXÓN	A	0.5	5	10	15	20	25	30	35	F-1	A	0.5	5	10	15	20	25	30	35	F-1	
BACILLARIOPHYTA																					
<i>Amphora</i> sp.	x																				
<i>Cymbella</i> sp.	x										x	x									
<i>Navicula</i> sp. 1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Navicula</i> sp. 2											x										
<i>Pinnularia</i> sp.	x																				
<i>Stauroneis</i> sp.	x										x										
<i>Surirella</i> sp.	x										x										
<i>Rhopalodia</i> sp.	x										x										
<i>Tabellaria</i> sp.	x	x									x	x	x								
CHAROPHYTA																					
<i>Actinotaenium</i> sp.											x										
<i>Closterium</i> sp.	x																				
<i>Elakatothrix gelatinosa</i>	x	x	x	x	x						x	x	x	x	x						
<i>Hyalotheca dissiliens</i>	x										x	x									
<i>Staurastrum. tohopekaligense</i>	x																				
<i>Staurodesmus</i> sp.	x	x									x	x									
<i>Staurodesmus convergens</i>	x										x										
<i>Staurodesmus extensus</i>	x	x	x	x							x										
<i>Staurodesmus glaber</i>	x	x									x	x		x							
CHLOROPHYTA																					
<i>Chlamydomonas</i> sp.		x	x			x						x	x								
<i>Willea rectangularis</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Eudorina</i> sp.	x																				
<i>Lagerheimia ciliata</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Nephrocytium</i> sp.											x										
<i>Nephrocytium agardhianum</i>	x										x										
<i>Oedogonium</i> sp.	x																				
<i>Oocystis</i> sp. 1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Oocystis</i> sp. 2											x	x									
<i>Pandorina morum</i>	x																				
<i>Planktosphaeria gelatinosa</i>		x	x								x	x	x								
CYANOBACTERIA																					
<i>Anabaena</i> sp.	x																				
<i>Cylindrospermum</i> sp.	x																				
<i>Nostoc</i> sp.	x																				

A, arrastre; F-1, fondo menos un metro.

(Continuación...)

FILO TAXÓN	A	0.5	5	10	15	20	25	30	35	F-1	A	0.5	5	10	15	20	25	30	35	F-1	
<i>Phormidium</i> sp.	x	x	x																		
<i>Snowella lacustris</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
EUGLENOZOA																					
<i>Euglena</i> sp.	x	x	x								x	x	x	x	x						
<i>Phacus orbicularis</i>	x																				
<i>Trachelomonas</i> sp.	x	x	x	x	x	x	x	x			x	x	x	x	x	x	x				
MIOZOA																					
<i>Peridinium</i> sp.	x										x										
OCHROPHYTA																					
<i>Dinobryon</i> sp.	x	x	x	x							x	x	x								

A, arrastre; F-1, fondo menos un metro.

Con respecto al filo Charophyta, se registraron nueve taxones (Tabla 3). Resultaron detectables únicamente mediante arrastre superficial *Actinotaenium* sp., *Closterium* sp., *Staurastrum tohopekaligense* y *Staurodesmus convergens*. Por otro lado, *Elakatothrix gelatinosa* se mantuvo desde la superficie hasta los 5 m de profundidad. *Hyalotheca dessiliens* y *Staurodesmus* sp. fueron taxones exclusivamente superficiales. Además, *Staurodesmus extensus*, en febrero, se presentó desde la superficie hasta los 10 m y, en abril, se evidenció solamente por arrastre superficial. Por último, *Staurodesmus glaber* fue característico de la superficie en febrero, pero en abril extendió su distribución hasta los 10 m de profundidad (Tabla 4).

Se hallaron 11 taxones del filo Chlorophyta (Tabla 3). La presencia de *Chlamydomonas* sp. fue algo más extendida en febrero (0.5 m, 5 m y 20 m) que en abril (0.5 m y 5 m). *Willea rectangularis*, *Oocystis* sp. 1 y *Lagerheimia ciliata* fueron taxones omnipresentes en la gradiente de profundidad. Por otro lado, la detección de *Eudorina* sp., *Oedogonium* sp. y *Pandorina morum* en febrero, *Nephrocytium* sp. en abril y *Nephrocytium agardhianum* en febrero y abril fue posible únicamente mediante arrastre. Por su parte, *Oocystis* sp. 2 solo apareció en superficie en abril. Finalmente, *Planktosphaeria gelatinosa* caracterizó los primeros 5 m de profundidad (Tabla 4).

De los tres taxones del filo Cyanobacteria (Tabla 3), *Anabaena* sp. se limitó al arrastre superficial de febrero, *Phormidium* sp. fue característico hasta los 5 m de profundidad y *Snowella lacustris* se presentó en toda la columna de agua. Por su parte, de los tres taxones de Euglenozoa (Tabla 3), *Euglena* sp. extendió su rango de distribución desde la superficie hasta los 5 m hasta alcanzar los 15 m de profundidad en abril. *Phacus orbicularis* se presentó solamente en febrero y por arrastre, mientras que *Trachelomonas* sp. se registró en toda la columna de agua en ambos muestreos. *Peridinium* sp., único taxón de Miozoa, fue detectado mediante arrastre tanto en febrero como en abril; y el único de Ochrophyta, *Dynobryon* sp., se mantuvo en superficie hasta los 10 m en febrero, pero alcanzó solo 5 m en abril.

Sintetizando, en Mogotes, en la superficie (arrastre y a 0.5 m), destacaron taxones como *Amphora* sp., *Cymbella* sp., *Navicula* sp. 2, *Pinnularia* sp., *Stauroneis* sp., *Surirella* sp., *Rhopalodia* sp., *Actinotaenium* sp., *Closterium* sp., *Hyalotheca dessiliens*, *Staurastrum tohopekaligense*, *Staurodesmus* sp., *Staurodesmus convergens*, *Eudorina* sp., *Nephrocytium* sp., *Nephrocytium agardhianum*, *Oedogonium* sp., *Oocystis* sp. 2, *Pandorina morum*, *Anabaena* sp., *Phacus orbicularis* y *Peridinium* sp. En cambio, resultaron característicos de toda la columna de agua *Navicula* sp. 1, *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata*, *Oocystis* sp. 1 y *Snowella lacustris*. Es necesario destacar que hubo especies cuya presencia se evidenció en un solo muestreo: *Amphora* sp., *Closterium* sp., *Staurastrum tohopekaligense*, *Eudorina* sp., *Oedogonium* sp., *Pandorina morum*, *Anabaena* sp., *Phacus orbicularis* se presentaron solo en febrero, mientras que *Navicula* sp. 2, *Actinotaenium* sp., *Nephrocytium* sp. y *Oocystis* sp. se registraron solo en abril.

6.3. CULTIVO DE CIANOBACTERIAS Y MICROALGAS BG11 SIN NITRÓGENO

Tras 34 días aproximadamente de realizada la siembra y la incubación de la biomasa contenida en 50 ml de agua, concentrada en los filtros de 0.45 µm en medio BG11 sin nitrógeno, se obtuvo el crecimiento de las cianobacterias cultivables presentes en las muestras de las dos colectas de Succus y las dos de Mogotes (Figura 12).

Después de aislar colonias presuntivas, se obtuvo cultivos monoalgales de cada microorganismo fotosintético en medio BG11 sin nitrógeno (Figura 13). En el embalse Succus, de las muestras obtenidas por arrastre superficial y a 5 m de profundidad proliferaron en cultivo los taxones *Anabaena* sp. y *Chlamydomonas* sp., respectivamente; mientras que, en Mogotes,

de las muestras de arrastre se obtuvieron *Cylindrospermum* sp. y *Nostoc* sp. (figuran con * en las Tablas 1 y 3). Macroscópicamente, *Cylindrospermum* sp. presentó colonias amarillas verdosas, puntiformes, con elevación convexa y margen entero. Las colonias de *Anabaena* sp. fueron circulares, verdosas, con elevación umbonada y margen ondulado. *Nostoc* sp. presentó también colonias circulares en diferentes tonalidades de verde, con elevación convexa y margen entero. Finalmente, *Chlamydomonas* sp., única clorofita que logró aislarse en este medio de cultivo, se caracterizó por colonias amarillentas filamentosas, elevadas, con margen filamentososo.

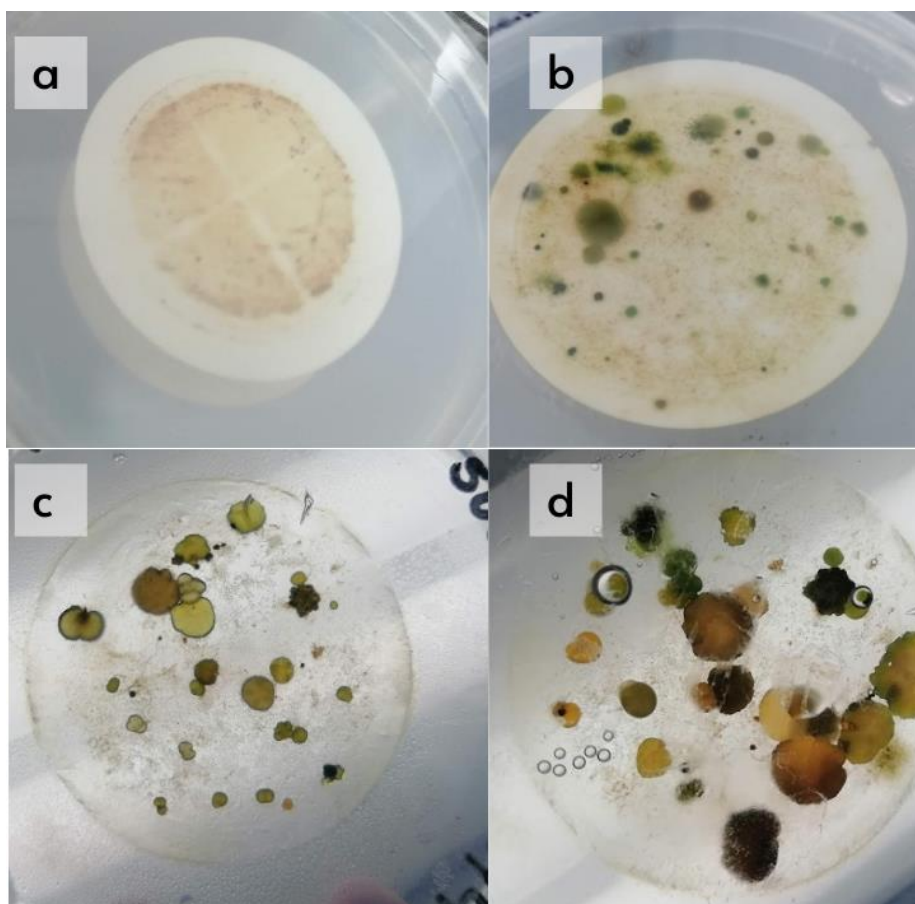


Figura 12. Cultivo mixto de microorganismos fitoplanctónicos en medio BG11 sin nitrógeno. a, Día 1 de incubación; b, Crecimiento microbiano transcurridos 20 días; c, Crecimiento microbiano transcurridos 27 días; d, Crecimiento microbiano tras 34 días de incubación.

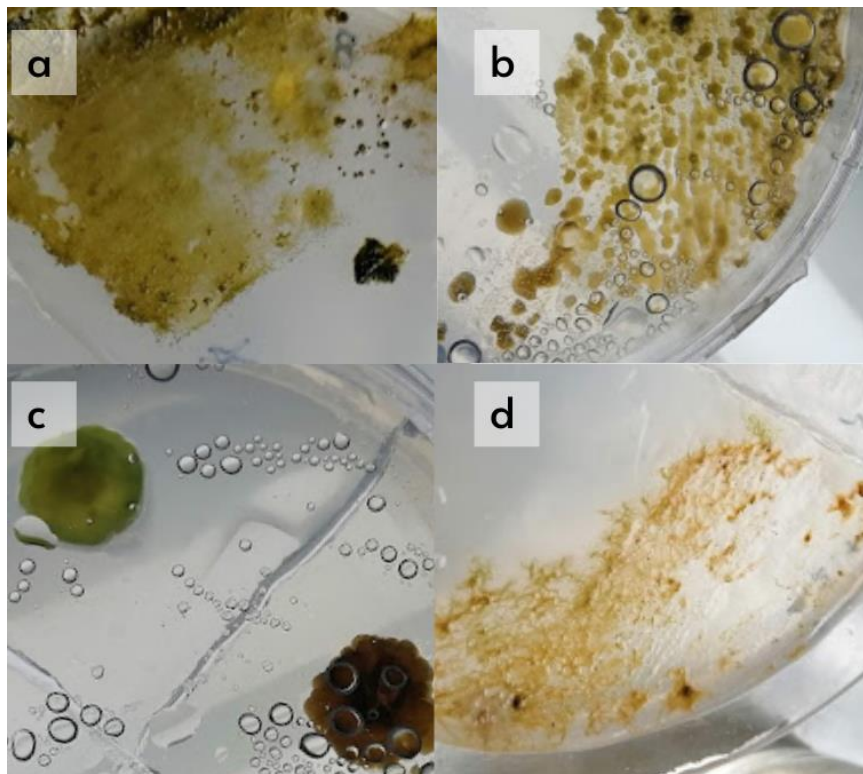


Figura 13. Cultivo monoalgal de cada microorganismo fotosintético que se desarrolló en medio BG11 sin nitrógeno. A, *Cylindrospermum* sp.; b, *Anabaena* sp.; c, *Nostoc* sp.; d, *Chlamydomonas* sp.

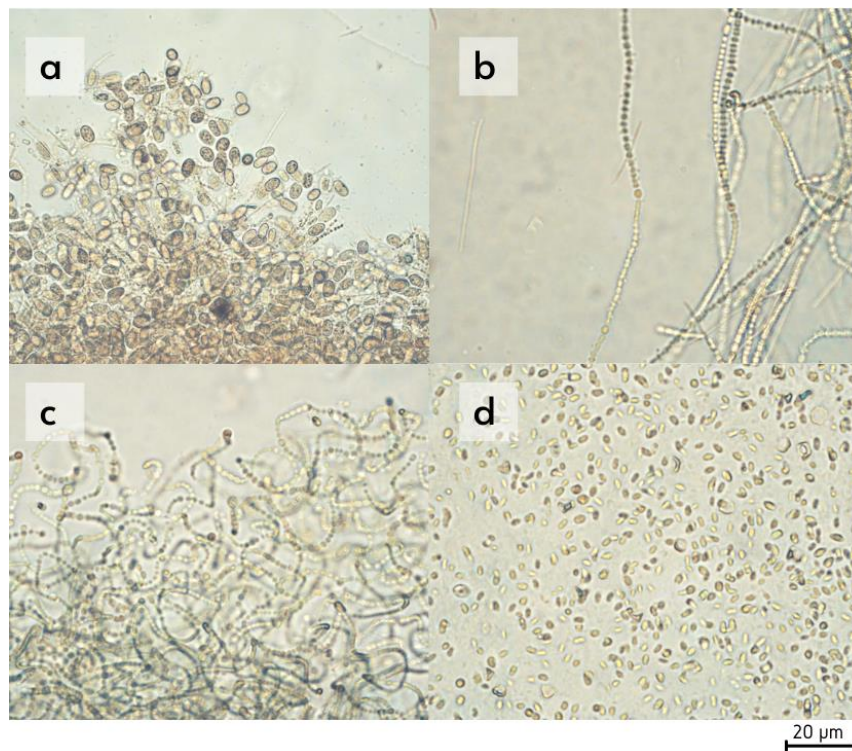


Figura 14. Identificación de microorganismos fitoplanctónicos cultivados en medio semisólido BG11 sin nitrógeno. a, *Cylindrospermum* sp.; b, *Anabaena* sp.; c, *Nostoc* sp.; d, *Chlamydomonas* sp.

La observación microscópica directa de los tres géneros de cianobacterias Nostocales, al igual que el de la clorofita, aislados en medio BG11 sin nitrógeno se presentan en la Figura 14. Este apartado no representó un desafío puesto que las estructuras de los microorganismos aislados fueron muy notables, por lo que fácilmente se dedujo el nombre del taxón. *Cylindrospermum* sp. se caracterizó por colonias café oscuro, con abundantes acinetos ovalados maduros y escasos tricomas conformados por células cilíndricas de menor tamaño. *Anabaena* sp. se evidenció en forma de colonias verdosas, filamentosas, conformadas por células en forma de barril y heterocistos ubicados de forma intercalada a lo largo del tricoma. También, fueron visibles los acinetos, que se presentaron como células de menor tamaño que los heterocistos, con forma ovoide. *Nostoc* sp., por su parte, formó colonias verdes claro, conformadas por tres tipos de células: las vegetativas o células del hormogonio, de forma circular, que conforman el tricoma; las de mayor tamaño que son los heterocistos y las ovaladas, denominadas acinetos. Finalmente, la clorofita *Chlamydomonas* sp. se caracterizó por poseer forma de pera y pared celular relativamente gruesa, de color verde claro. No se pudieron apreciar los flagelos porque se desarrolló en el medio de cultivo en forma de zoosporas.

7. DISCUSIÓN

7.1. IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LA COMPOSICIÓN DE LAS COMUNIDADES FITOPLANCTÓNICAS DE SUCCUS Y MOGOTES

La presente investigación se concibió para contribuir al conocimiento de la comunidad fitoplanctónica de dos embalses altoandinos: Succus y Mogotes, que son fuente de agua cruda para el DMQ. Se registraron 30 taxones en Succus y 39 en Mogotes. Ambos embalses compartieron las especies *Pinnularia* sp., *Stauroneis* sp., *Rhopalodia* sp., *Tabellaria* sp. 1, *Elakathotrix gelatinosa*, *Chlamydomonas* sp., *Planktosphaeria gelatinosa*, *Scenedesmus* sp., *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata*, *Oocystis* sp. 1, *Anabaena* sp., *Phormidium* sp., *Snowella lacustris*, *Trachelomonas* sp. y *Peridinium* sp.

De los taxones identificados para Succus (Tablas 1) y Mogotes (Tabla 3), resaltó la taxonomía detallada mayoritariamente a nivel de género, sin una pérdida significativa de información. Por el contrario, la base de datos recopilada supuso reducción de tiempo en cultivo

e identificación y, a su vez, en costos (Ren et al., 201; Faquim et al., 2021). Esto fue respaldado por el MSc. Duque (comunicación personal, 18 de mayo de 2021), pues muchos taxones como, por ejemplo, *Tabellaria*, requieren de un cultivo monoalgal y una fotografía con mayor resolución y enfocada, en este caso particular, en partes específicas de la epiteca e hipoteca para conseguir la identificación a nivel de especie. También, Faquim et al. (2021) demostraron que datos de ausencia/presencia generan información que podría, incluso, llegar a reemplazar a aquella derivada de análisis de abundancia.

Gallego et al. (2012) deducen que el uso adecuado de claves taxonómicas permite hallar congruencia entre el nivel de género y el de especie en los grupos funcionales de un sistema acuático, incluyendo fitoplancton, perifiton, zooplancton, peces y hasta hongos. En otras palabras, los niveles taxonómicos más altos utilizados en este estudio; orden, familia y género, sí reflejan la diversidad de cada embalse. Por otro lado, hay que considerar los altos niveles de experiencia que se requieren para la identificación del fitoplancton a nivel de especie (Gallego et al., 2012), por lo que el trabajo ejecutado ha facilitado el desarrollo de información confiable en corto tiempo, muy visual, traducándose en una herramienta para la toma de decisiones de conservación y manejo de fuentes de agua cruda para las plantas de tratamiento.

Por otro lado, los resultados obtenidos fueron comparables con los presentados en el estudio de Basualto et al. (2006) en la laguna Budi en Chile, donde se registraron 30 taxones, es decir, una mayor diversidad a la obtenida por Allende et al. (2008). Esta última investigación halló entre 17 y 23 taxones en cada laguna estudiada, habiéndose abarcado 10 de las Pampas de Argentina. Huanaco, Terreros, Catellanos y Barraza (2016) llegaron a describir 19-22 taxones en la laguna altoandina La Viuda en Perú. En este sentido, los taxones identificados en Succus y Mogotes, por separado, denotan alta diversidad de microorganismos que viven, se desarrollan y están conectados en los procesos biogeoquímicos que gobiernan cada embalse (Pomati et al., 2020). Esta definición se ajusta a un ecosistema fitoplanctónico biodiverso y productivo, característico de una comunidad natural en condiciones de páramo (Gaysina, Saraf y Singh, 2019). Más aún, resalta su calidad de ecosistemas prístinos, sin intervención humana, debido a su ubicación remota, temperatura extrema y difícil acceso, como corroboraron los hallazgos de Rejas, Muylaert y Meester (2005).

7.2. TEMPORALIDAD Y METODOLOGÍA DE COLECTA DEL FITOPLANTON

La biodiversidad hallada en abril no fue idéntica a la de febrero de 2021 para ninguno de los dos embalses. Esto puede asociarse a factores como el clima, interacciones biológicas, limitación de dispersión, carga de nutrientes, parámetros fisicoquímicos presentes en cada embalse en el momento de la extracción de las muestras o por la metodología y el momento específico de ejecución (Lemley et al., 2016; Secker et al., 2016; Groß, Boersma y Meunier, 2021). Además, coincide que precisamente durante los primeros muestreos de Succus y Mogotes se produjo una fuerte lluvia, que debió repercutir en la distribución espacial de los taxones fitoplanctónicos. En efecto, la lluvia incide sobre la zona fótica del embalse y desplaza espacialmente la ubicación de algunos taxones en la columna de agua (Pomati et al., 2020). Como resultado de este fenómeno, puede explicarse que ciertos taxones se reportaran exclusivamente en uno de los dos muestreos de cada embalse. En ese caso, estarían *Tabellaria* sp. 2, *Hyalotheca* sp., *Spirogyra* sp., *Sphaerocystis* sp. y *Merismopedia* sp., que representaron el 17% de los taxones de Succus; y *Amphora* sp., *Navicula* sp. 2, *Pinnularia* sp., *Actinotaenium* sp., *Closterium* sp., *Staurastrum tohopekaligense*, *Eudorina* sp., *Nephrocytium* sp., *Oedogonium* sp., *Oocystis* sp., *Pandorina morum*, *Anabaena* sp., *Phromidium* sp. y *Phacus orbicularis*, que conformaron el 36% de la diversidad registrada para Mogotes.

Sin embargo, el porcentaje de variación de la presencia/ausencia de taxones entre muestreos dentro del mismo embalse no llega al 50%, por lo que se podría inferir que la diversidad propia de cada laguna (Tabla 1 y Tabla 3) responde de manera similar a las variables ambientales o patrones de distribución espacial (Marciales et al., 2012; Metsoviti Papapolymerou, Karapanagiotidis y Katsoulas, 2020). En realidad, las diferencias registradas entre muestreos resultan fácilmente atribuibles a la fisiología de las células del fitoplancton, que son muy sensibles a las fluctuaciones ambientales (Secker et al., 2016). Además, dos muestreos puntuales en el centro de las lagunas no resultan representativos para definir su biodiversidad cuando ésta depende tan profundamente de espacio y tiempo, y todo lo que estos dos parámetros implican para la dinámica propia del ecosistema (Gallego et al., 2021; Mena et al., 2019).

Por tanto, para comprender el patrón de distribución del fitoplancton, así como su relación con las variables ambientales, es esencial recopilar información durante un período relativamente largo (Queimaliñoz y Díaz, 2014). Varios autores aseguran que la extracción sistemática de muestras en un período mínimo de seis meses permite la comparación entre meses de muestreo, teniendo en cuenta los episodios climáticos que se podrían producir (Parmar et al., 2016; Benito

et al., 2018; Tapia y Naranjo, 2019). Adicionalmente, se recomienda no limitarse a las lagunas para estudios de fitoplancton, sino ampliar el espectro mediante el análisis de charcos adyacentes, por tener menor columna de agua y mayor acceso a la luz fotoquímicamente activa (Faquim et al., 2021). Asimismo, la capacidad de determinar el rol de un microorganismo en un ecosistema acuático depende de que se aborden perifiton, fitoplancton, zooplancton y vertebrados, en su conjunto (Edwards, 2021), pues las interacciones entre las diferentes poblaciones dentro de las comunidades que conforman el ecosistema tienen una dinámica que se establece en función de las variables ambientales y la temporalidad (día, meses, años, décadas...) (Faquim et al., 2021).

Por tanto, si bien la metodología empleada para establecer una línea taxonómica de base para los embalses altoandinos Succus y Mogotes arrojó una primera luz sobre la diversidad fitoplanctónica que albergan, poco pudo esclarecerse acerca de su abundancia, posibles patrones de distribución, dominancia o migración en la superficie o en la gradiente de profundidad, fluctuaciones poblacionales a lo largo de la temporada seca o predecir tendencias en términos de composición, carga de nutrientes en el sistema o respuestas a cambios ambientales más drásticos como los que derivarían del calentamiento global, como requeriría un estudio ecológico en toda regla (Acevedo et al., 2018; Borowitzka, 2018; Faquim et al., 2021).

7.3.FACTORES QUE REGULAN LA BIODIVERSIDAD FITOPLANCTÓNICA

El funcionamiento de los ecosistemas acuáticos de agua dulce y salada guardan una relación directa con la fisiología, la morfología y la diversidad de las especies especies. Acevedo, Brandt, Bruggeman y Merico (2015) afirman que los microorganismos con forma esférica o elipsoidal suelen verse favorecidos por su fisiología, pues tienden a permanecer flotando en la columna de agua, debido a que se hunden más lentamente. En Succus y Mogotes, precisamente taxones con esas características no se limitaron a la superficie o a la profundidad del cuerpo de agua, sino que se manifestaron a lo largo del gradiente de profundidad de los embalses. Entre ellos, estuvieron *Cosmarium* sp., *Chlamydomonas* sp., *Eudorina* sp., *Euglena* sp., *Gloeocystis* sp., *Lagerheimia ciliata*, *Nephrocytium* sp., *Oocystis* sp., *Pandorina* sp., *Planktosphaeria gelatinosa*, *Peridinium* sp., *Phacus orbicularis*, *Sphaerocystis* sp. y *Trachelomonas* sp. Al contrario, *Amphora* sp., con dos valvas simétricas que conforman un rectángulo; *Cymbella* sp., de valvas asimétricas; y *Closterium* sp., con morfología de medialuna, pudieron verse menos favorecidos por su forma. Esto podría explicar que se

limitaran a la zona fótica, es decir, hasta los 5 m de profundidad de acuerdo a lo que pudo estimarse mediante disco Secci tanto en Succus como en Mogotes.

Con respecto a la morfología, Gallego et al. (2012) mencionan que la diversidad de las formas y las adaptaciones de los microorganismos pertenecientes al fitoplancton contribuyen con la biodiversidad. Particularmente, los flagelos presentes en la microalga *Euglena* y el dinoflagelado *Peridinium* les permitieron mantenerse, ascender o descender en la columna de agua para suplir sus requerimientos nutricionales en ambos embalses (Farmer, 2009; Secker et al., 2016). Otra estrategia para modificar la posición dentro de la columna de agua constituye la empleada por *Lagerheimia ciliata*, que puede alterar de forma activa el tamaño de sus proyecciones para ascender o descender de acuerdo con la disponibilidad de nutrientes (Tuchman, 1996). También, el exoesqueleto de silicio denominado loriga de *Dynobryon* le permite evitar el hundimiento y la captación efectiva de nutrientes (Marciales, Duque y Realpe, 2012). Esta pudo ser la razón por la que este taxón fue encontrado a lo largo de toda la columna de agua, detectándose tanto mediante arrastre superficial como por muestreo estratificado a los 0.5, 5, 10 y 15 m en el embalse Mogotes en los dos muestreos.

Igualmente, ciertos taxones unicelulares como *Chlamydomonas*, coloniales como *Elakatothrix gelatinosa* o filamentosos como *Hyalotheca* están provistos de un mucílago extracelular que desempeña un rol crucial en la flotabilidad, lo que les impide descender a una zona con escasa o nula penetración de luz, en que la obtención de nutrientes se torna más competitiva (Martínez, Godínez y Zúñiga, 2014). Por otra parte, las vesículas de gas, características de algunas cianobacterias, les permiten mantenerse suspendidas en la zona de la columna de agua en la que existe mayor penetración de luz, lo que explica la presencia de *Anabaena*, *Merismopedia* y *Phormidium* desde la superficie hasta los 15 m de profundidad. El último taxón resulta, inclusive, tolerante a bajas concentraciones de oxígeno (McAllister, Wood y Hawes, 2016).

Otro de los aspectos que puede contribuir a la diversidad de fitoplancton involucra su tamaño. En efecto, este parámetro depende del pastoreo del zooplancton, la absorción de luz, la disponibilidad de nutrientes y las tasas de absorción de nutrientes y de hundimiento (Acevedo et al., 2015). Además, influye en varios procesos funcionales, fisiológicos y ecológicos de los ecosistemas (Mena et al., 2019; Faquim et al., 2021). Por su lado, Acevedo et al. (2015) especifican que las células de dimensiones menores o iguales a 20 μm (células pequeñas) se

reciclan dentro de la zona fótica, mientras que las células mayores a 20 μm (células grandes) contribuyen al carbono que se encuentra en el fondo de los ecosistemas acuáticos. Por tanto, la diversidad de tamaños de los microorganismos fotosintéticos permite inferir la dinámica, la estabilidad, la productividad y los ciclos geoquímicos de un ecosistema (Richmond, 2007; Acevedo et al., 2015).

En ese sentido, las microalgas y las cianobacterias caracterizadas por células pequeñas, como *Cosmarium* sp. 1, *Cosmarium* sp. 2, *Elakatothrix gelatinosa*, *Chlamydomonas* sp., *Scenedesmus* sp., *Planktosphaeria gelatinosa*, *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata*, *Oocystis* sp. 1, *Oocystis* sp. 2, *Snowella lacustris*, *Actinotaenium* sp., *Staurodesmus extensus*, *Staurodesmus glaber* y *Phacus* sp., tienen una ventaja porque pueden tolerar ambientes pobres en nutrientes, al requerir menos cantidad con respecto a su tamaño (McCarthy et al., 2018). Así también, esta variable les permite, muchas veces, pasar desapercibidos ante sus depredadores zooplanctónicos, lo que tiene una relación directa con su mayor abundancia en ecosistema acuáticos (Acevedo, Marañón y Merico, 2018; Mena et al., 2019). En cambio, las células grandes, como las diatomeas *Amphora* sp., *Cymbella* sp., *Rhopalodia* sp. y *Pinnularia* sp., tienen tasas de crecimiento más lento (Litchman, 2007). Sin embargo, el tamaño de sus vacuolas, proporcional a su tamaño, les permite almacenar mayor cantidad de nutrientes (Falasco et al., 2014).

En cuanto a la morfología, y continuando en la línea de las diatomeas, estas microalgas son distinguibles por el esqueleto de sílice transparente o hialino, que permite la entrada de luz y, a su vez, posibilita la difusión y la excreción de sustancias (Falasco et al., 2014), lo que las convierte en uno de los grupos con mayor tasa de absorción de nutrientes (Litchman, 2007). También, destaca la movilidad de las diatomeas que poseen rafe como *Navicula*, *Stauroneis*, *Epithemia*, *Cymbella* y *Surirella*. Adicionalmente, el cloroplasto contenido en la estructura de sílice confiere a este grupo de microalgas la posibilidad de flotar, para mantenerse en la zona donde exista mayor acceso a nutrientes como es la zona fótica (Richmond, 2007). Precisamente, todos los taxones del filo Bacillariophyta dominaron la zona fótica. En otras palabras, este filo tuvo una mayor afinidad y distribución dentro de los 5 m de la columna de agua, a excepción de *Navicula* sp. y *Fragilaria* sp. que persistieron en toda la columna de agua.

7.4.CULTIVO MONOALGAL COMO ESTRATEGIA DE DETECCIÓN DE TAXONES NO EVIDENCIABLES POR VISUALIZACIÓN DIRECTA

Como se dijo antes, en esta investigación se registraron 30 taxones en Succus y 39 en Mogotes. De ellos, 28 y 37, respectivamente, resultaron Viables Pero No Cultivables (VBNC, por sus siglas en inglés) y los dos restantes de Succus pudieron ser visualizados en muestras preservadas y en cultivo (Figura 14). Los microorganismos VBNC se caracterizan por pertenecer a entornos en constante cambio o con fluctuaciones que podrían afectar su supervivencia (Barer y Harwood, 1999), por lo que el hecho de no ser cultivable se convierte en un mecanismo de protección frente a condiciones de estrés: se tornarían cultivables solo si las condiciones fueran favorables. Mackey (2014) supone que estos microorganismos pueden volverse cultivables si el ambiente les propicia las condiciones idóneas para su crecimiento detectable visualmente, por lo que sería importante cultivar las muestras provenientes de embalses en diferentes medios para obtener una mayor cantidad de microorganismos viables y cultivables. Esto facilitaría la identificación a nivel de especie. Entre los medios empleables están: BG11 con nitrógeno, medio Tung Kang Res. Lab (TMRL), Tris Acetato Fosfato (TAP), GoldMedium (GM), GoldMedium Fresh-Water Species (GM-FWS), medio clásico f/2 y medio de cultivo Z8 (Muylaert, Bastiaens, Vandamme y Gouveia, 2017).

Por otro lado, los dos microorganismos de los que se pudieron obtener cultivos monoalgales en medio BG11 sin nitrógeno (Figura 14), no se observaron mediante visualización directa de las muestras bajo el microscopio invertido. Esto podría atribuirse a algunos aspectos como, por ejemplo, a la asociación de estos taxones con otros macro o microorganismos, que impidieron apreciar células independientes (Mackey, 2014). Otra de las razones que lo explicaría sería que se encontraban en estado de latencia y que sus estructuras de supervivencia, claves para su identificación, no fueran fácilmente apreciables en la observación directa por no encontrarse bajo estrés ambiental. Sin embargo, al colocarlas en un medio de cultivo y someterlas al forzamiento ambiental que favorece el desarrollo de estructuras particulares, activó su crecimiento (Muylaert et al., 2017). Por tanto, la metodología empleada permitió observar, en un primer momento, VBNC en cultivo mixto y el aislamiento y cultivo monoalgal de microorganismos no apreciables por visualización directa. Entonces, al fortalecer la metodología de cultivo empleada podría prescindirse de confirmaciones moleculares, sobre todo si la identificación de los microorganismos fitoplanctónicos es focalizada o no requiere de identificación especie-específica como en este caso, debido a la aplicabilidad que se piensa dar a la información obtenida.

Precisamente, para fomentar el crecimiento de microorganismos fotosintéticos cultivables específicos, se empleó el medio BG11 sin nitrógeno por su alta concentración de nitrato de sodio y fósforo, lo que potencia el crecimiento de cianobacterias fijadoras de nitrógeno (Albrecht et al., 2017). Además, el BG11 sin nitrógeno es un medio recomendado por Barsati y Gualtieri (2014) para el cultivo de algas de agua dulce y, principalmente, para cianobacterias porque permite un crecimiento satisfactorio. Dentro de las condiciones emuladas y utilizadas estuvo el fotoperiodo 12:12 horas, esencial para la actividad fotosintética, la producción de adenosín trifosfato (ATP) y de nicotinamida adenina dinucleótido fosfato (NADPH) y la síntesis de moléculas esenciales para el crecimiento (Metsoviti et al., 2020). Por esta razón, se observó la producción de exopolisacárido en *Anabaena* sp. y *Nostoc* sp., lo que facilitó su diferenciación e identificación. También, la temperatura y los ciclos de luz empleados permitieron mantener los niveles normales de insaturación de lípidos para la adecuada y continua formación de las paredes celulares, considerando que los cuatro microorganismos cultivados son fotosintéticos (Figura 14) y requieren de luz y dióxido de carbono para la producción de biomasa para la multiplicación celular, la respiración y la fotosíntesis (Richmond, 2007; Metsoviti et al., 2020).

Puntualmente, la cianobacteria *Nostoc* sp. pudo formar colonias macroscópicas (Figura 13c), cuya descripción coincide con la de Billi y Potts (2000). Adicionalmente, la elevación convexa que caracteriza a esta especie en cultivo es por la matriz de glucano que recubre las colonias, que le permite sobrellevar cambios biofísicos y fisiológicos. Esta cianobacteria presenta, también, colonias microscópicas (Figura 14), que coinciden con la descripción de Borowitzka (2018). Resaltan, además, dos estructuras, tanto los heterocistos que permiten fijar el nitrógeno, como los acinetos que son células de supervivencia. El glucano que se puede apreciar de manera macroscópica está conformado por exopolisacáridos que rodean las células mencionadas y las células vegetativas, protegiéndolas del entorno.

En las tres cianobacterias diazotróficas cultivadas (Figura 14), *Cylindrospermum* sp., *Anabaena* sp. y *Nostoc* sp., se pueden visualizar células de mayor tamaño que las células vegetativas, denominadas heterocistos, que son morfológica y fisiológicamente distintas y que se encargan de reducir el nitrógeno atmosférico a amoníaco e incorporarlo en su metabolismo (Kumar, Herrera y Golden, 2010). Se relacionan directamente con el medio de cultivo empleado, que obligó a los taxones a diferenciar sus células vegetativas y facilitar su identificación mediante visualización directa.

Cylindrospermum sp. se diferenci6 de las dem6s cianobacterias cultivadas por poseer heterocistos terminales de gran tama1o, con paredes gruesas y ausencia de aer6topos (Johansen et al., 2014). En la Figura 14, no se aprecian, sino los heterocistos debido a la edad del cultivo al momento de la fotograf1a: sobrepasaba los dos meses, lo que coincide con los hallazgos de Rosowski, Kaputska y Lawrence (2005). De igual manera, la abundancia de estas c6lulas especializadas se relaciona con la temperatura a la que se mantuvo el cultivo (Stal, 2017).

En cuanto a *Anabaena* sp., Yu, Shi, Cai, Cong y Ouyang (2011) destacan que, bajo 12 horas de luz y en medio rico en nutrientes, esta cianobacteria presenta un buen crecimiento. Adem6s, la descripci6n macrosc6pica detallada por Leal, Ortiz, Mora, Ruiz y Ever (2001) es similar a la obtenida (Figura 14). De la misma forma, destacan las abundantes c6lulas que conforman los tricomas y la posici6n central del heterocisto.

Entre los microorganismos de los que se obtuvo cultivos monoalgales, tambi6n, figur6 una clorofita, *Chlamydomonas* sp. Actualmente, esta microalga es muy estudiada por ser un referente del proceso de fototaxis y el microorganismo modelo de estudio de regulaci6n de cilios y flagelos. Esta clorofita se ve favorecida por los ciclos de luz 12:12 proporcionados para que se dieran los procesos de fototaxis positiva o negativa con ayuda de sus flagelos (Rosenbaum, 2009; Therien et al., 2014). En este caso, la fototaxis no fue registrada, pues *Chlamydomonas* sp. se desarroll6 en medio BG11 semis6lido sin nitr6geno en estado de zoosporas desprovistas de flagelos, que suelen evidenciarse bajo condiciones desfavorables, debido a la ausencia de una fuente de nitr6geno. Sin embargo, para un crecimiento 6ptimo, se recomienda la adici6n de una fuente de acetato y condiciones controladas de luz LED roja y un ciclo de luz con intensidad de $80 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, porque su variaci6n brusca puede ocasionar da1o en el ADN (Singh y Priyanka, 2015; Therien et al., 2014). Tambi6n, existe un medio de cultivo selectivo para esta clorofita, el medio TAP.

7.5.DIVERSIDAD EN LAS COMUNIDADES DE SUCCUS Y MOGOTES FRENTE A ECOSISTEMAS ACU6TICOS SIMILARES

La mayor1a de los taxones en ambos embalses se reflejaron mediante arrastre superficial y/o muestreo a 0.5 m de profundidad (Tablas 2 y 4). Solamente un 18% de los taxones identificados en Succus y el 10% de los de Mogotes se registraron por debajo de los 20 m de profundidad. En cuanto a la zona f6tica, en este estudio se consider6 a los 5 m de profundidad como l1mite inferior, para delimitar la franja de la columna de agua cuyos procesos

fotosintéticos resultan óptimos para la comunidad fitoplanctónica, que se relacionan directamente con la cantidad de oxígeno disuelto. De los 5 m en adelante, existe un declive de oxígeno disuelto (Anexos 2 y 2) a medida que aumenta la profundidad (Carrizales, Gonzales, Panca, Sosa, Saico, y Rodríguez, 2021).

La zona fótica comprende un ciclo diario de luz y oscuridad que permite, en ecosistemas acuáticos, evaluar las respuestas fisiológicas de los macro y microorganismos controladas por procesos fotoquímicos que los estimulan a volver a espacios con más acceso a la luz (Neilson, Perry y Crawford, 2019). Esta es una de las posibles razones por la que se registró mayor cantidad de taxones a nivel superficial. La importancia de esta afirmación es que esta zona es la que responde tanto física como biológicamente a los cambios de temperatura, intensidad de corriente y patrones de precipitación y viento, por lo que resulta crucial para la identificación de taxones fitoplanctónicos (Edwards, 2021).

En cuanto a la profundidad de los ecosistemas, se definió como límite inferior a los 20 m, con base en un trabajo similar llevado a cabo en la laguna Bufeos en Bolivia (Rejas et al., 2005). A partir de esta profundidad, ya no existiría penetración de luz, por lo que se inhiben procesos fotoquímicos y los microorganismos deben buscar alternativas de fuentes de carbono. Neilson et al. (2019) afirman que, a partir de este umbral, el oxígeno disuelto y la temperatura declinan, mientras aumenta la conductividad, como pudo observarse en los embalses Succus y Mogotes (Anexos 2 y 3). En resumen, estos factores contribuyeron a un limitado número de taxones reportados en la profundidad de Succus y Mogotes, representado por *Navicula* sp., *Oocystis* sp., *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata*, *Snowella* sp., *Fragilaria* sp. y *Trachelomonas* sp. Una observación similar se halló en el biomonitoreo ejecutado por Phoondee, Pumas y Yuwadee (2020), en un embalse ubicado a 4.860 msnm, cuyas muestras fueron obtenidas en temporada seca de una región alpina en Tailandia, donde el mayor número de taxones se registró en la superficie del agua y se vio reducido a medida que aumentó la profundidad.

Otro aspecto destacable es que los embalses Succus y Mogotes son lagunas altoandinas porque su localización geográfica supera los 3.000 msnm, la temperatura del agua de ambos oscila entre 7.4 y 10.6 °C (Anexos 2 y 3) y, en cuanto al clima, es propio de páramo. Por tanto, con relación a la distribución y dispersión del fitoplancton, algunas de las especies halladas en ambas lagunas se han reportado de forma recurrente en estudios previos, realizados en la misma

región o el mismo tipo de ecosistema. Por ejemplo, dentro de la misma Reserva Ecológica Cayambe Coca, los géneros *Cymbella*, *Spirogyra*, *Pinnularia*, *Rhopalodia*, *Surirella*, *Mougeotia*, *Spirulina* y *Navicula* se registraron en el Sistema Lacustre de Papallacta que se encuentra a 3.300 msnm (Santos, Terneus, Moretta y Cueva, 2003). El último género más *Fragilaria*, *Closterium*, *Trachelomonas*, *Peridinium*, *Cosmarium*, *Elakatothrix*, *Staurodesmus*, *Willea*, *Eudorina*, *Lagerheimia*, *Nephrocytium*, *Oocystis*, *Euglena*, y *Dinobryon* se registraron en el embalse Salve Faccha, dentro de la misma reserva (López, 2019). Los cinco primeros más *Cymbella*, *Epithemia*, *Pinnularia*, *Surirella*, *Mougeotia*, *Spirogyra* y *Anabaena* también conformaron parte de la diversidad reportada para el embalse La Mica (3.900 msnm) de la Reserva del Antisana (Clavijo y Astorga, 2019; García, 2020). Estos resultados corroboran un alto nivel de concordancia comunitaria en áreas geográficas similares (Faquim et al., 2021).

Cabe mencionar que las lagunas altoandinas no son homogéneas, por lo que siempre habrá una rotación de especies (Abell, et al., 2008). Sin embargo, las características geográficas y climáticas de los embalses Succus y Mogotes los asemejan a lagos de otras regiones altoandinas de Latinoamérica, lo que se traduce en taxones compartidos. En Argentina, por ejemplo, se llevaron a cabo estudios en lagos de la región andina patagónica (Queimaliñoz y Díaz, 2014). Allí, se encontraron taxones como *Dynobryon*, *Fragilaria* y *Peridinium*. En Perú, específicamente en las lagunas San Diego de Casma y La viuda, en Lima, a 4600 y 4500 msnm, respectivamente, se hallaron *Amphora*, *Navicula*, *Surirella*, *Sphaerocystis*, *Oocystis*, *Fragilaria* y *Pinnularia* (Mendo y Guerrero, 2007; Huanaco et al., 2016).

Estos géneros, salvo el último, adicionados a *Desmodesmus*, *Sphaerocystis*, *Peridinium*, *Staurastrum*, *Closterium*, *Merismopedia* y *Snowella*, se encontraron, también, en las lagunas del sureste de Brasil ubicadas en un rango de 2.900 a 3.200 msnm (Haraguchi, Carstensen, Abreu y Odebrecht, 2015). Por otro lado, en la laguna Mandinga, ubicada a 3.100 msnm, en el estado de Veracruz en México, aparecen *Amphora*, *Navicula*, *Tabellaria* y *Surirella* (Lango, Landeros y Galaviz, 2020). Finalmente, en Uruguay en cuatro lagunas de clima subtropical, el único taxón similar registrado fue la cianobacteria de género *Anabaena* (Vidal, Rodríguez, Conde, Martínez y Bonilla, 2007). Sin embargo, adicionalmente, sí se registraron diatomeas y dinoflagelados, pero no de los mismos géneros identificados en Succus y Mogotes. Esto pudo deberse, además de los factores altitudinales y latitudinales, a que la recolección de las muestras se hizo en botellas plásticas, en lugar de botellas de vidrio color ámbar, como se sugiere para el monitoreo de fitoplancton según Utermöhl (AENOR, 2007). Esto resulta crucial, pues el fitoplancton es

fotosensible y muchas especies pudieron perderse por esta falencia metodológica, sobre todo si las muestras se procesaron transcurrido más tiempo del recomendado para el efecto (Smith, Akan, Tejada y Patrick, 2017).

7.6. ESTADO TRÓFICO DE LOS EMBALSES SUCCUS Y MOGOTES EN FUNCIÓN DE LOS BIOINDICADORES PRESENTES

El estado trófico o la productividad de un cuerpo de agua depende de varios factores como los parámetros fisicoquímicos, la entrada de nutrientes, la composición y abundancia del fitoplancton, el porcentaje de clorofila y la incidencia de luz sobre el cuerpo de agua (Metsoviti et al., 2020). Además, Istvánovics (2009) menciona que la combinación de estos factores favorece o debilita un ecosistema. Por ejemplo, la alta actividad microbológica torna al ecosistema eficiente porque puede responder a fluctuaciones ambientales. En consecuencia, la biodiversidad del fitoplancton es una manera acertada de estimar el estado trófico o el estado de salud de los cuerpos de agua, dado que determinados taxones tienen la capacidad de responder directamente a factores físicos, químicos o biológicos. Por ello, caracterizar su presencia se ha convertido en un método prometedor para estudiar los impactos de los factores externos sobre un ecosistema, su desarrollo y para diferenciar áreas contaminadas de las que no lo están (Abell et al., 2008). Además, la determinación de estos microorganismos permite tomar acciones correctivas o mantener la vigilancia del sistema acuático con el fin de preservar la biodiversidad y la salud de los consumidores de sus aguas cuando ya estén potabilizadas (Faquim et al., 2021).

Estos microorganismos se denominan bioindicadores y facilitan evaluar la calidad del agua, al ser peculiarmente sensibles. Por tal motivo, tras la identificación de los diferentes taxones de microorganismos fotosintéticos de las comunidades fitoplanctónicas, destacaron aquellos considerables como bioindicadores de estos ecosistemas lénticos (Tabla 6). En ambos embalses resaltaron *Chlamydomonas*, *Elakatothrix*, *Euglena*, *Navicula*, *Oocystis*, *Peridinium*, *Pinnularia*, *Snowella*, *Tabellaria* y *Trachelomonas*. Estos, en su mayoría, coinciden en caracterizar sistemas de agua dulce ligeramente ácida. Sin embargo, en los dos meses evaluados, se mantuvo un valor de pH de 8.1, es decir, ligeramente alcalino (Anexo 2 y 3). Esto se explica porque se está extrayendo el dióxido de carbono que se encuentra en el agua por el proceso de fotosíntesis que ocurre con la luz del día, lo que hace que el pH se torne alcalino (Russels, 2009; Banrey, 2013). Sin embargo, en la noche y en horas posteriores al amanecer, con el dióxido de

carbono que es producido por los organismos acuáticos en ausencia de luz, en el proceso de respiración celular, el pH se vuelve ligeramente ácido. Esto es lo que podría estar ocurriendo en los embalses bajo estudio, pues las muestras se obtuvieron entre 9 y 11 AM (Jakimavičius, Kriaučiūnienė, y Šarauskienė, 2018).

Específicamente, los taxones *Actinotaenium* y *Surirella* descritos en Mogotes y *Hyalotheca* y *Mougeotia* en Succus son característicos de aguas ácidas. No obstante, en Succus, resalta también el género *Epithemia*, característico de aguas ligeramente alcalinas. Además, autores como Jakimavičius et al. (2018) corroboran que los procesos fisiológicos acuáticos idealmente ocurren dentro de un pH de 6.5 a 9.0. También, Russels (2009) añade que los niveles óptimos de pH en un sistema léntico deben estar en un rango de 7.5 a 8.5, por lo que los valores detectados en Succus y Mogotes, se encuentran dentro de los rangos aceptables, lo que se ve corroborado por los bioindicadores presentes.

En cuanto a la conductividad, es importante resaltar que la registrada en los embalses fue relativamente alta (Anexos 2 y 3), lo que favoreció el crecimiento *Trachelomonas* en ambos embalses y *Surirella* en Mogotes. Teniendo en cuenta que los valores puntuales de este parámetro durante los dos muestreos en Succus se mantuvieron superiores a los obtenidos en Mogotes, podría decirse que existe una mayor tasa de descomposición de materia orgánica en Succus (Rodríguez, Ruiz y Ramírez, 2007). Sin embargo, acorde a los Estándares de Agua Natural ISO/DIS 7888, dentro de rango de temperatura de 1 a 35 °C, la conductividad se debe encontrar en un rango de 60 a 1000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (ISO 7888, 1985). Por tanto, los registros de ambos embalses respetan la normativa internacional vigente.

Por otro lado, se encontraron ciertos taxones que aportan información acerca de la cantidad de nutrientes presente en Succus y Mogotes (Tabla 6). Por ejemplo, la presencia de *Pinnularia* y *Tabellaria* en ambos cuerpos acuáticos, de *Fragilaria*, *Hyalotheca* y *Mougeotia* en Succus y de *Actinotaenium* y *Pandorina* en Mogotes es indicativo de ambientes oligotróficos, de productividad biológica y concentración de nutrientes bajas (Abell et al., 2018; Jakimavičius et al., 2018). Por otra parte, están *Oocystis* y *Snowella* en ambos embalses, *Mougeotia* en Succus y *Surirella* en Mogotes, que se han registrado de forma recurrente en sistemas mesotróficos. Finalmente, *Euglena* y *Trachelomonas* en ambos embalses y *Spirogira* en Mogotes son característicos de sistemas eutróficos, a los que se atribuyen: altos contenidos de materia orgánica y nutrientes. Por tanto, ambos embalses conservan la suficiente pureza de

aguas como para albergar a los taxones característicos de ambientes oligotróficos, los más numerosos entre los bioindicadores. Sin embargo, existen indicios de enriquecimiento en nutrientes de las aguas, que dan paso al establecimiento de organismos indicadores de mesotrofia y contados microorganismos de ambientes eutróficos.

Tabla 6. Géneros fitoplanctónicos considerados como bioindicadores del estado de los ecosistemas acuáticos lénticos de Succus y Mogotes.

GÉNERO	S	M	ACCIÓN BIOINDICADORA
<i>Actinotaenium</i>	x		Agrupación de microalgas propias de ecosistemas lénticos de agua dulce, lénticos y lóticos con pH ácido y oligotróficos (Hall, McCourt, y Delwiche 2008).
<i>Anabaena</i>	x		Cianobacteria de aguas dulces estancadas con un nivel trófico de medio a alto, especialmente si están enriquecidas en fósforo. Puede formar floraciones algales (Gallego et al., 2012).
<i>Chlamydomonas</i>	x		Género cosmopolita que se encuentra en el suelo y en cuerpos de agua. Prolifera exponencialmente en hábitats ricos en sal de amonio, hasta tornar el agua de color verde. También, se ha registrado su sensibilidad frente a metales como el cadmio, metilmercurio y plomo (Therien et al., 2014; Samiksha, 2021).
<i>Cymbella</i>	x		Género de microalgas conocidas como bioindicadoras de agua limpia y bien oxigenada. Crece en bajas concentraciones de sílice y se encuentran comúnmente en aguas de flujo lento (Stanford, Hauer, Gregory y Snyder, 2005).
<i>Dynobryon</i>	x		Género que habita en lagos de agua dulce de pH ácido de regiones templadas, con altos requerimientos de fósforo y bajo contenido de calcio para su crecimiento (Richmond, 2007; Stockwell, 2020). Es fagotrófico (depreda bacterias) para poder cubrir sus requisitos de fósforo y, así, sobrevivir y competir en aguas pobres en fósforo. Además, es bioindicador de ecosistemas con baja cantidad de materia orgánica u oligotrófico (Mena et al., 2019).
<i>Elakatothrix</i>	x		Grupo de microalgas que se desarrolla en agua dulce ácida con un pH entre 5-6 (Falasco et al., 2014).
<i>Epithemia</i>	x		Género de microalgas característico de medios alcalinos con ácido carbónico. Incluye especies tolerantes a la alta conductividad (Acevedo et al., 2018).
<i>Euglena</i>	x		Especie característica de ambientes eutróficos con un alto contenido de materia orgánica, sobretodo de nitrógeno (Mena et al., 2019).
<i>Fragilaria</i>	x		Se caracteriza por microalgas propensas a disminuir su población cuando hay un incremento de nutrientes como carbonatos, nitratos y fosfatos. Además, para su caracterización a nivel de especie requieren de cultivo monoalgal (Spaulding y Edlund, 2008; Sabater, 2009).
<i>Hyalotheca</i>	x		Género de microalga que se presenta en ecosistemas lénticos, ácidos y oligotróficos (Martínez, 2014; Guiry, 2021).
<i>Mougeotia</i>	x		Género de ambientes acuáticos con tendencia a la mesotrofia. Además, suele proliferar cuando hay un incremento de acidez en el sistema acuático (Wehr y Sheath, 2003).
<i>Navicula</i>	x		Género bioindicador porque la densidad celular de las colonias aumenta de manera potencial en condiciones eutróficas. Esto se relaciona con su supervivencia. También, es un género β-mesosaprobio, con afinidad por aguas salobres, bajo contenido de oxígeno y alta conductividad (Hernández-González, 2012; Falasco et al., 2014; Escobar, 2020).
<i>Oocystis</i>	x		Género que se desarrolla en aguas mesotróficas, con salinidad moderada o baja (Junta de Andalucía, 2010). También, se caracteriza por ser resistente al cobre, debido a su acumulación y secuestro en sus tilacoides (Bicudo y Menezes, 2006).
<i>Pandorina</i>	x		Bioindicador de aguas orgánicamente contaminadas (Rogers, 2013).
<i>Peridinium</i>	x		Dinoflagelado cosmopolita, de agua dulce e incluso salobre. Ocasionalmente, puede formar floraciones algales en caso de un aumento repentino de su población por reducción continua de la cota de agua del embalse donde prolifera (Rogers, 2013; Mena et al., 2019).
<i>Pinnularia</i>	x		Se encuentra en sistemas acuáticos con concentraciones bajas de materia orgánica, pH ácido y corriente variable. Es un género tolerante a la desecación y se ha registrado su presencia en lugares con baja iluminación (Escobar, Terneus y Yáñez, 2013; Falasco et al., 2014).
<i>Snowella</i>	x		Agrupación de cianobacterias comunes de lagos mesotróficos (Almanza et al., 2016).
<i>Spirogyra</i>	x		Grupo de microalgas estacionales de aguas eutróficas y betamesosaprobias. Son utilizadas como bioindicador de los compuestos de los plaguicidas organofosforados Malatión, Curacrón y Acefato. Su crecimiento se ve favorecido en altas temperaturas y crece solo en agua dulce (Comas, Moreira, León, Uriza y García, 2009).
<i>Surirella</i>	x		Género característico de hábitats de agua dulce ácida, mesotróficas y con conductividad relativamente alta (Sala, Ramírez, Vouilloud y Plata, 2013).
<i>Tabellaria</i>	x		Grupo de microalgas que habita generalmente cuerpos de agua ligeramente ácidos, aunque puede tener una amplia tolerancia a diferentes rangos de pH y en condiciones oligotróficas (Falasco et al., 2014).
<i>Trachelomonas</i>	x		Las microalgas de este género se encuentran principalmente en aguas eutróficas, ricas en materia orgánica y con conductividad alta (Escobar et al., 2013), también en ambientes ricos en hierro y manganeso (Richmond, 2007; Gallego et al., 2012).

S, Embalse Succus; M, Embalse Mogotes.

En resumen, en lo que concierne a pH, conductividad y productividad, los embalses Succus y Mogotes tienen una tendencia predominante de sistemas oligotróficos a mesotróficos. Es importante acotar que todos los taxones bioindicadores son de importancia ecológica y se convierten en datos representativos en temas de biomonitoreo y en el levantamiento de información de la biodiversidad de estos ecosistemas altoandinos.

8. CONCLUSIONES

La relevancia del primer levantamiento de información de la taxonomía del fitoplancton de los embalses someros Succus y Mogotes radica en que son fuentes de agua cruda, sistemas prístinos altoandinos, con poca intervención humana, ubicación remota, temperatura extrema y de difícil acceso. Por tanto, los resultados proporcionados son un buen punto de partida para comprender la dinámica del ecosistema fitoplanctónico de estos embalses y, así, tomar de forma oportuna decisiones de conservación, manejo de fuentes de agua para las plantas de tratamiento y prevención de posibles floraciones que puedan alterar la calidad de agua que llega a los consumidores en el DMQ.

La comunidad fitoplanctónica de Succus estuvo conformada por 30 taxones y la de Mogotes por 39, mayormente constituidos por los filos Bacillariophyta, Charophyta y Chlorophyta. Ambos embalses compartieron las especies *Pinnularia* sp., *Stauroneis* sp., *Rhopalodia* sp., *Tabellaria* sp. 1, *Elakathotrix gelatinosa*, *Chlamydomonas* sp., *Planktosphaeria gelatinosa*, *Scenedesmus* sp., *Willea rectangularis*, *Lagerheimia ciliata*, *Oocystis* sp. 1, *Anabaena* sp., *Phormidium* sp., *Snowella lacustris*, *Trachelomonas* sp. y *Peridinium* sp. A pesar de que los taxones identificados fueron descritos, en su mayoría, a nivel de orden, familia y género, sí reflejan la diversidad propia de cada embalse. Incluso, la metodología aplicada permitió el desarrollo de información confiable y visual en relativamente poco tiempo, sin incurrir en gastos excesivos.

De los taxones descritos para Succus y Mogotes, 28 y 37, respectivamente, resultaron VBNC en medio BG11 sin nitrógeno y los dos restantes de Succus pudieron ser visualizados en muestras preservadas y en cultivo. El hecho de que no todos resultaran cultivables se atribuyó a un mecanismo de protección frente a condiciones de estrés, por lo que sería importante fortalecer la metodología de cultivo empleada. Cultivar las muestras provenientes de embalses en diferentes medios de cultivo podría ayudar a obtener mayor cantidad de microorganismos viables y cultivables, pudiendo prescindirse de confirmaciones moleculares, sobre todo si la identificación de los microorganismos fitoplanctónicos es focalizada o no requiere de identificación especie-específica, como en este caso particular. Sin embargo, el medio de cultivo empleado sí

permitió el óptimo desarrollo de los taxones *Anabaena* sp. de Succus y *Nostoc* sp. y *Cylindrospermum* sp. de Mogotes, fácilmente caracterizables por su morfología y la expresión de estructuras identificativas clave. *Chlamydomonas* sp., proveniente de Succus, pudo aislarse en cultivo monalgal en estado de zoosporas por la ausencia de nitrógeno del medio.

Los resultados expuestos en este estudio fueron comparables con biomonitoreos similares ejecutados en ecosistemas altoandinos tanto de Ecuador como algunos de Argentina, Perú y ecosistemas de latitudes y altitudes similares. La ubicación geográfica, la altitud de los embalses y el clima resultaron determinantes para la diversidad compartida, que denotó un alto nivel de concordancia comunitaria propia áreas geográficas similares, a pesar de la heterogeneidad y rotación de especies que caracteriza a este tipo de ecosistemas acuáticos.

Para la determinación del estado trófico de ambos embalses, se emplearon los parámetros fisicoquímicos pH, conductividad, productividad y los microorganismos fitoplanctónicos bioindicadores. Estos permitieron deducir que ambos embalses conservan la suficiente pureza de aguas como para albergar a los taxones característicos de ambientes oligotróficos, los más numerosos entre los bioindicadores. Sin embargo, existen indicios de enriquecimiento en nutrientes de las aguas, que dan paso al establecimiento de organismos indicadores de mesotrofia y contados microorganismos de ambientes eutróficos. En vista de que los parámetros físicoquímicos medidos puntualmente durante los muestreos proporcionan datos cuantitativos más no reflejan el estrés ambiental que toleran los microorganismos ni sus consecuencias, resulta crucial la identificación, el seguimiento sistemático y la cuantificación de taxones bioindicadores en los embalses altoandinos.

La biodiversidad registrada en abril no fue idéntica a la de febrero de 2021 para ninguno de los dos embalses, teniendo una variación entre muestreos del 17% en Succus y 36% en Mogotes. Estas diferencias son fácilmente atribuibles a eventos climáticos puntuales, por un lado; pero también a la forma y a la fisiología de las células. Muchas de ellas presentan características que les confieren ventajas competitivas frente al acceso a luz y nutrientes y/o regulación de su flotabilidad. Las más destacables de entre las presentadas por los taxones identificados en Succus y Mogotes están la forma esférica

o elipsoidal, el tamaño reducido, la presencia de flagelos, proyecciones y/o mucílago, o bien estructuras como el exoesqueleto de silicio, la loriga o las vesículas de gas.

La mayoría de los taxones se evidenciaron mediante arrastre superficial y/o muestreo a 0.5 m de profundidad. Solo el 18% de la diversidad de Succus y el 10% de la de Mogotes se registraron por debajo de los 20 m de profundidad. La gran mayoría de taxones se concentró dentro de los límites de la zona fótica, zona es la que responde tanto física como biológicamente a los cambios de temperatura, intensidad de corriente y patrones de precipitación y viento, por lo que resulta crucial para la identificación de taxones fitoplanctónicos. Por otro lado, a partir de la profundidad mencionada, ya no existiría penetración de luz, por lo que hay inhibición de procesos fotoquímicos, declive de oxígeno disuelto y temperatura, mientras aumenta la conductividad, condiciones que no propician precisamente la supervivencia del fitoplancton.

Con los resultados obtenidos en este estudio, con dos muestreos puntuales en el centro de las lagunas que no resultan representativos para definir su biodiversidad cuando ésta depende tan profundamente de espacio y tiempo, se considera pertinente ampliar el rango de tiempo en que se ejecuta el biomonitoreo sistemático de mínimo seis meses para poder obtener complementaria la estructura de la comunidad con datos de abundancia, dominancia y migración; contrastar entre meses de muestreo; determinar el rol de determinados microorganismos en el ecosistema; poner a prueba hipótesis del impacto del cambio climático en la composición y las fluctuaciones poblacionales de los taxones del fitoplancton. Esto, junto con la exploración de otros medios de cultivo, podría expandir la cantidad de microorganismos viables y cultivables como para investigaciones bioprospectivas futuras.

9. RECOMENDACIONES

Tras análisis surgido a partir de esta investigación, surgieron las siguientes recomendaciones:

1. El muestreo de fitoplancton no debería limitarse a las lagunas. Se sugeriría ampliar el espectro mediante el análisis de charcos adyacentes.

2. Sobre todo en caso de limitaciones presupuestarias, podría contemplarse limitar la profundidad de los muestreos a la zona fótica, donde la cantidad de microorganismos fitoplanctónicos resulta representativa.

3. Emplear otros medios de cultivo para obtener mayor cantidad de microorganismos fitoplanctónicos viables y cultivables, lo que facilitaría la identificación a nivel de especie.

4. Ampliar el tiempo de muestreo a, al menos, seis meses consecutivos, para un estudio ecológico completo, que refleje con claridad la estructura, la biodiversidad, la abundancia, la dominancia y la migración de las poblaciones de la comunidad fitoplanctónica, por un lado; y el estado trófico y el impacto del cambio climático de los embalses acorde al espacio y al tiempo, por otro.

5. Promover más estudios e investigaciones en fitoplancton que involucren a los sistemas altoandinos ecuatorianos, debido a que estos microorganismos, al ser sensibles a fluctuaciones ambientales, permitirían prever floraciones algales que comprometan la calidad de agua, la salud humana y la estabilidad de los ecosistemas.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abell, R., Thieme, M. L., Revenga, C., Bryer, M., Kottelat, M., Bogutskaya, N., Coad, B., Mandrak, N., Balderas, S. C., Bussing, W., Stiassny, M. L. J., Skelton, P., Allen, G. R., Unmack, P., Naseka, A., Ng, R., Sindorf, N., Robertson, J., Armijo, E., y Petry, P. (2008). Freshwater Ecoregions of the World: A New Map of Biogeographic Units for Freshwater Biodiversity Conservation. *BioScience*, 58(5), 403–414. <https://doi.org/10.1641/B580507>
- Acevedo, E., Brandt, G., Bruggeman, J., y Merico, A. (2015). Mechanisms shaping size structure and functional diversity of phytoplankton communities in the ocean. *Scientific Reports* 2015 5:1, 5(1), 1–8. <https://doi.org/10.1038/srep08918>
- Acevedo, E., Marañón, E., y Merico, A. (2018). Phytoplankton size diversity and ecosystem function relationships across oceanic regions. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 285(1879). <https://doi.org/10.1098/RSPB.2018.0621>
- AENOR. 2007. Norma española UNE–EN 15204, Calidad del agua. Guía para el recuento de fitoplancton por microscopía invertida (técnica de Utermöhl). Asociación Española de Normalización y Certificación (AENOR). Madrid, España. 1- 44 pp.
- Albrecht, M., Pröschold, T., y Schumann, R. (2017). Identification of Cyanobacteria in a Eutrophic Coastal Lagoon on the Southern Baltic Coast. *Frontiers in Microbiology*, 8, 923. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.00923>
- Allende, L., Tell, G., Zagarese, H., Torremorell, A., Pérez, G., Bustingorry, J., Escaray, R., y Izaguirre, I. (2009). Phytoplankton and primary production in clear-vegetated, inorganic-turbid, and algal-turbid shallow lakes from the pampa plain (Argentina). *Hydrobiologia*, 624(1), 45–60. <https://doi.org/10.1007/S10750-008-9665-9>
- Almanza, V., Parra, O., Bicudo, C., Sant’Anna, C., Figueroa, R., Urrutia, R., Lara, F., Beltrán, J., Baeza, C. y González, P. (2016). Guía para el estudio de Cianobacterias en el sistema lacustre del Gran Concepción, Chile. Aspectos taxonómicos, ecológicos, toxicológicos y de control-vigilancia (1era ed.) (p. 64). *Concepción, Chile: Oscar Parra*.
- Barer, M. y Harwood, C. (1999). Bacterial Viability and Culturability. *Advances in Microbial Physiology*, 41, 93-137. [https://doi.org/10.1016/S0065-2911\(08\)60166-6](https://doi.org/10.1016/S0065-2911(08)60166-6)
- Barsati, L. y Gualtieri, P. (2014). *Algae: Anatomy, Biochemistry and Biotechnology* (2a ed.). Florida, EE. UU.: CRC Press.
- Beamud, S. G., León, J. G., Kruk, C., Pedrozo, F., y Diaz, M. (2015). Using trait-based approaches to study phytoplankton seasonal succession in a subtropical reservoir in arid central western Argentina. *Environmental Monitoring and Assessment*, 187(5). <https://doi.org/10.1007/s10661-015-4519-1>

- Benito, X., Fritz, S. C., Steinitz-Kannan, M., Tapia, P. M., Kelly, M. A., y Lowell, T. V. (2018). Geo-climatic factors drive diatom community distribution in tropical South American freshwaters. *Journal of Ecology*, 106(4), 1660–1672. <https://doi.org/10.1111/1365-2745.12934>
- Billi, D., y Potts, M. (2000). Life Without Water: Responses of Prokaryotes to Desiccation. *Cell and Molecular Response to Stress*, 1(C), 181–192. [https://doi.org/10.1016/S1568-1254\(00\)80015-7](https://doi.org/10.1016/S1568-1254(00)80015-7)
- Borowitzka, A. (2018). Biology of Microalgae. *Microalgae in Health and Disease Prevention*, (3), 23–72. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811405-6.00003-7>
- Bužančić, M., Ninčević Gladan, Ž., Marasović, I., Kušpilić, G., y Grbec, B. (2016). Eutrophication influence on phytoplankton community composition in three bays on the eastern Adriatic coast. *Oceanologia*, 58(4), 302–316. <https://doi.org/10.1016/j.oceano.2016.05.003>
- Carrizales, L., Gonzales, F., Panca, M., Sosa, G., Saico, R., y Rodríguez, R. (2021). Evaluation of environmental parameters in the Espinar Puno stabilization lagoon. *Heliyon*, 7(5), e06959. <https://doi.org/10.1016/J.HELIYON.2021.E06959>
- Camacho, M. (2014). Los páramos ecuatorianos: caracterización y consideraciones para su conservación y aprovechamiento sostenible. *Revista Anales*, 1(372), 77–92. <https://doi.org/10.29166/anales.v1i372.1241>
- Cao, J., Chu, Z., Du, Y., Hou, Z., y Wang, S. (2016). Phytoplankton dynamics and their relationship with environmental variables of Lake Poyang. *Hydrology Research*, 47(S1), 249–260. <https://doi.org/10.2166/nh.2016.224>
- Caroppo, C. (2015). Ecology and biodiversity of picoplanktonic cyanobacteria in coastal and brackish environments. *Biodiversity and Conservation*, 24(4), 949–971. <https://doi.org/10.1007/s10531-015-0891-y>
- Casallas, E. y Gunkel, G. (1999). Algunos aspectos limnológicos de un lago altoandino: el lago San Pablo, Ecuador. Technical University of Berlin, Dept. of Water Quality Control, 17, 215. <https://www.limnetica.com/documentos/limnetica/limnetica-20-2-p-215.pdf>
- Clavijo, K., y Astorga, D. (2019). *Caracterización fenotípica de microalgas y cianobacterias del fitoplancton del embalse La Mica*. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador. [http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/18504/TRABAJO DE TITULACIÓN ARTÍCULO - KATHERIN CLAVIJO.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/18504/TRABAJO_DE_TITULACION_ARTICULO_-_KATHERIN_CLAVIJO.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Cohan, F. M., y Perry, E. B. (2007). A Systematics for Discovering the Fundamental Units of Bacterial Diversity. *Current Biology*, 17(10), R373–R386. <https://doi.org/10.1016/J.CUB.2007.03.032>

- Comas, A., Moreira, A., León, A., Uriza, S. y García, O. (2009). Algas y sus relaciones con características ecológicas del río Damují (1era ed.). *Cienfuegos*, Cuba: Universo Sur.
- Dandadzi, P., Hoko, Z., y Nhiwatiwa, T. (2020). Investigating the occurrence of algae in the drinking water supply system of harare, Zimbabwe. *Journal of Water Sanitation and Hygiene for Development*, 10(2), 179–190. <https://doi.org/10.2166/washdev.2020.102>
- Deng, J., Zhang, W., Qin, B., Zhang, Y., Paerl, H. W., y Salmaso, N. (2018). Effects of climatically-modulated changes in solar radiation and wind speed on spring phytoplankton community dynamics in Lake Taihu, China. *PLoS ONE*, 13(10). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0205260>
- Edwards, M. (2021). Sea life (pelagic ecosystems). *Climate Change*, 409–425. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821575-3.00019-0>
- Escobar, S. (2020). Determinación de microorganismos considerados indicadores biológicos de eutrofización en la laguna Huacracocha Huancayo en el período abril a septiembre del año 2019. Tesis de grado no publicada. Universidad Continental, Huancayo, Perú.
- 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.
- Falasco, E., Ector, L., Isaia, M., Wetzel, C, Hoffmann, L., y Bona, F. (2014). Diatom flora in subterranean ecosystems: a review. *International Journal of Speleology*, 43(3), 231–251. <https://doi.org/10.5038/1827-806X.43.3.1>
- Faquim, R. P., Machado, K. B., Teresa, F. B., de Oliveira, P. F., Granjeiro, G. F., Vieira, L. G., y Nabout, J. C. (2021). Shortcuts for biomonitoring programs of stream ecosystems: Evaluating the taxonomic, numeric, and cross-taxa congruence in phytoplankton, periphyton, zooplankton, and fish assemblages. *PLoS ONE*, 16(10). <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0258342>
- Fontana, S., Thomas, M. K., Moldoveanu, M., Spaak, P., y Pomati, F. (2018). Individual-level trait diversity predicts phytoplankton community properties better than species richness or evenness. *ISME Journal*, 12(2), 356–366. <https://doi.org/10.1038/ismej.2017.160>
- Gallego, I., Davidson, T. A., Jeppesen, E., Pérez, C., Sánchez, P., Fuentes, F., León, D., Peñalver, P., Toja, J., y Casas, J. J. (2012). Taxonomic or ecological approaches? Searching for phytoplankton surrogates in the determination of richness and assemblage composition in ponds. *Ecological Indicators*, 18, 575–585. <https://doi.org/10.1016/J.ECOLIND.2012.01.002>
- García, E. (2020). *Caracterización del fitoplancton de los ecosistemas acuáticos del alto Antisana, provincia de Napo, Ecuador, en base a pigmentos fotosintéticos y feopigmentos*. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador.

[http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/18035/Trabajo de titulación %2813%29.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/18035/Trabajo_de_titulaci3n_%2813%29.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

- Gaysina, A., Saraf, A., y Singh, P. (2019). Cyanobacteria in Diverse Habitats. *Cyanobacteria: From Basic Science to Applications*, 1–28. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814667-5.00001-5>
- Goodfellow, M. (2000). Microbial Systematics: Background and Uses. *Applied Microbial Systematics*, 1–18. https://doi.org/10.1007/978-94-011-4020-1_1
- Groß, E., Boersma, M., y Meunier, C. L. (2021). Environmental impacts on single-cell variation within a ubiquitous diatom: The role of growth rate. *PLOS ONE*, 16(5), e0251213. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0251213>
- Hall, J. D., McCourt, R.M. y Delwiche, C. F. (2008). Patrones de división celular en las desmidiaceae filamentosas, parientes cercanos de algas verdes de plantas terrestres. *Revista Americana de Botánica*, 95(6), 643–654. Recuperado de <http://www.jstor.org/stable/27793054>
- Harris, H., Stern, J., y Witman, G. (2009). Chlamydomonas in the Laboratory. *The Chlamydomonas Sourcebook*, 1, 241–302. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-370873-1.00008-3>
- Haraguchi, L., Carstensen, J., Abreu, C., y Odebrecht, C. (2015). Long-term changes of the phytoplankton community and biomass in the subtropical shallow Patos Lagoon Estuary, Brazil. *Coastal and Shelf Science*, 162, 76–87. <https://doi.org/10.1016/J.ECSS.2015.03.007>
- 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.
- Huanaco, J., Terreros, H., Catellanos, P. y Barraza, A. (2016). Phytoplankton diversity assessment of La Viuda Lagoon (Lima, Peru) in August-November 2016. *Arnaldoa*, 25(3), 1027-1040. <http://doi.org/10.22497/arnaldoa.253.25314>
- INAMHI, (2021). Datos meteorológicos e Hidrológicos - pronóstico del tiempo. <http://186.42.174.241/InamhiPronostico/>
- Istvánovics, V. (2009). Eutrophication of Lakes and Reservoirs. *Encyclopedia of Inland Waters*, 23 (2), 157-165. <https://doi.org/10.1016/B978-012370626-3.00141-1>
- ISO. (1985). Water quality — Determination of electrical conductivity. <https://webstore.ansi.org/Standards/ISO/ISO78881985>
- Jakimavičius, D., Kriaučiūnienė, J., y Šarauskiene, D. (2018). Impact of climate change on the Curonian Lagoon water balance components, salinity and water temperature in the 21st century. *Oceanologia*, 60(3), 378–389. <https://doi.org/10.1016/J.OCEANO.2018.02.003>

- Johansen, R., Bohunická, M., Lukešová, A., Hřčková, K., Vaccarino, A., y Chesarino, M. (2014). Morphological and molecular characterization within 26 strains of the genus *Cylindrospermum* (Nostocaceae, Cyanobacteria), with descriptions of three new species. *Journal of Phycology*, 50(1), 187–202. <https://doi.org/10.1111/JPY.12150>
- Kannan, S., Miller, M., Granel, B., Guerra, X., y Ramamurthi, K. (2019). Estudio comparativo de la composición y diversidad de fitoplancton en lagunas del Ecuador. *Congreso AQUATROP: Ecosistemas Acuáticos Tropicales en el Antropoceno*: DOI: 10.5281/zenodo.2566408
- Komárek J, Anagnostidis K (1988) Modern approach to the classification system of cyanophytes. 3 – Oscillatoriales. *Arch Hydrobiol* 50-53: 327–472
- Komárek J, Anagnostidis K (1989) Modern approach to the classification system of cyanophytes. 4 – Nostocales. *Arch Hydrobiol* 56:247–345
- Komárek J, Anagnostidis K (1990) Modern approach to the classification system of cyanophytes. 5 – Stigonematales. *Arch Hydrobiol* 59:1–73
- Komárek J, Anagnostidis K (1999) Chroococcales. In: Ettl A, Gerloff J, Heynig H, Mollenhauer D (eds) *Süßwasserflora von Mitteleuropa*, vol Bd. 19. G. Fischer Verlag, Stuttgart, pp 1–548 (in German)
- Komárek J, Fott B (1983) Chlorophyceae—Chlorococcales. In: HuberPestalozzi G (ed) *Das phytoplankton des Süßwassers: systematik und biologie*. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, pp 1–1044 (in German).
- Kumar, K., Herrera, A., y Golden, W. (2010). Cyanobacterial Heterocysts. *Cold Spring Harbor Perspectives in Biology*, 2(4). <https://doi.org/10.1101/CSHPERSPECT.A000315>
- Lango, F., Landeros, C., y Galaviz, I. (2020). Influence of physicochemical parameters on phytoplankton distribution in the lagoon system of Mandinga, Mexico. *Revista Bio Ciencias*, 6. <https://doi.org/10.15741/REVBIO.06.E427>
- Leal, M., Ortiz, N., Mora, R., Ruiz, G., y Ever, E. (2001). Caracterización de la Cianobacteria *Pseudanabaena galeata* a diferentes condiciones de cultivo. *Boletín Del Centro de Investigaciones Biológicas Universidad Del Zulia, Maracaibo, Venezuela*, 35(3), 19. <https://produccioncientificaluz.org/index.php/boletin/article/view/3965>
- Ledesma, R. (2015). Humedales del Ecuador. *Ministerio del Ambiente - Eco Ciencia - Eco Fondo*: <http://suia.ambiente.gob.ec/web/humedales/inicio>
- Lemley, D. A., Adams, J. B., y Bate, G. C. (2016). A review of microalgae as indicators in South African estuaries. *South African Journal of Botany*, 107, 12–20. <https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2016.04.008>
- Liu, M., Ma, J., Kang, L., Wei, Y., He, Q., Hu, X., y Li, H. (2019). Strong turbulence benefits toxic and colonial cyanobacteria in water: A potential way of climate

change impact on the expansion of Harmful Algal Blooms. *Science of the Total Environment*, 670, 613–622. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.03.253>

- López, K. (2019). *Identificación taxonómica de las especies de cianobacterias y microalgas del embalse Salve Faccha, perteneciente a la Red de Agua Potable Papallacta, Parque Nacional Cayambe-Coca, Cordillera Real del Ecuador*. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador. http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/18319/TESIS_FINAL_López_Kelly.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Lorenzi, A. S., Chia, M. A., Lopes, F. A. C., Silva, G. G. Z., Edwards, R. A., y Bittencourt-Oliveira, M. (2019). Cyanobacterial biodiversity of semiarid public drinking water supply reservoirs assessed via next-generation DNA sequencing technology. *Journal of Microbiology*, 57(6), 450–460. <https://doi.org/10.1007/s12275-019-8349-7>
- Lourtau, V. (2015). Sanidad de las plantas. En UFO161: Operaciones auxiliares de abonado y aplicación de tratamientos en cultivos agrícolas (pág. 207). ELEARNING S.L.
- Mackey, B. (2014). Characteristics of Foodborne Hazard and Diseases: Sublethally Injured and Viable but Nonculturable Cells. *Journal of Microbiology*, 1, 188–195. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-378612-8.00064-0>
- MAAE. (2020). Plan de Manejo del Parque Nacional Cayambe Coca (PNCC). *CONDENSAN*, 1–144. <https://condesan.org/recursos/plan-manejo-del-parque-nacional-cayambe-coca-2020-2030/>
- Marciales, J., Duque, S., y Realpe, E. (2012). Functional group diversity based on the morphology of phytoplankton in wetlands of the colombian orinoquia. *Universidad de Los Andes Colombia*. <https://repositorio.uniandes.edu.co/bitstream/handle/1992/11657/u615571.pdf?sequence=1>
- Martínez, G., Godínez, L. y Zuñiga, A. (2014). Biodiversity of inland water phytoplankton in Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85(SUPPL.), 54–61. <https://doi.org/10.7550/rmb.32706>
- McAllister, G., Wood, A., y Hawes, I. (2016). The rise of toxic benthic Phormidium proliferations: A review of their taxonomy, distribution, toxin content and factors regulating prevalence and increased severity. *Harmful Algae*, 55, 282–294. <https://doi.org/10.1016/J.HAL.2016.04.002>
- McHau, G. J., Makule, E., Machunda, R., Gong, Y. Y., y Kimanya, M. (2019). Harmful algal bloom and associated health risks among users of Lake Victoria freshwater: Ukerewe Island, Tanzania. *Journal of Water and Health*, 17(5), 826–836. <https://doi.org/10.2166/wh.2019.083>
- McCarthy, F., Riddick, N., Volik, O., Danesh, D. y Krueger, A. (2018). Algal palynomorphs as proxies of human impact on freshwater resources in the Great

- Lakes region. *Anthropocene*, 21, 16-31. doi:
<https://doi.org/10.1016/j.ancene.2017.11.004>
- Mena, C., Reglero, P., Hidalgo, M., Sintes, E., Santiago, R., Martín, M., Moyà, G., y Balbín, R. (2019). Phytoplankton community structure is driven by stratification in the oligotrophic mediterranean sea. *Frontiers in Microbiology*, 10(3), 16-22. <https://doi.org/10.3389/FMICB.2019.01698/BIBTEX>
- Mendo, J., y Guerrero, G. (2007): Phytoplankton abundance at station Sechin, Casma, Peru. *PANGAEA*, 1, 23. <https://doi.org/10.1594/PANGAEA.602348>
- Menezes, M. y Bicudo, C. (2017). Klebsormidiophyceae. En C. Bicudo y M. Menezes (Eds.). *Gêneros de Algas de Aguas Continentais do Brasil* (pp. 221-223). San Carlos, Brasil: Rima.
- Metsoviti, M. N., Papapolymerou, G., Karapanagiotidis, I. T., y Katsoulas, N. (2020). Effect of Light Intensity and Quality on Growth Rate and Composition of *Chlorella vulgaris*. *Plants*, 9(1). <https://doi.org/10.3390/PLANTS9010031>
- Moreno, J. L. (2005). Fitoplancton. In Biodiversidad del Estado de Tabasco, J. Bueno, F. Álvarez y S. Santiago (eds.). *Instituto de Biología, UNAM-Conabio*. México. p. 33-64
- Muylaert, K., Bastiaens, L., Vandamme, D. y Gouveia, L. (2017). Harvesting of microalgae: Overview of process options and their strengths and drawbacks. *Microalgae-Based Biofuels and Bioproducts*, 5(1), 113-132 <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-101023-5.00005-4>
- Neilson, J. D., Perry, R. I., y Crawford, L. M. (2019). Fish Migration, Vertical. *Encyclopedia of Ocean Sciences*, 217–223. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409548-9.10778-X>
- Ortega, M. M. 1984. Catálogo de algas continentales recientes de México. Instituto de Biología UNAM. México, D. F. 565 p.
- Phoondee, Y., Pumas, C., y Yumadee, P. (2020). B Biomonitoring by phytoplankton diversity and biovolume depth profile of the Pasak Jolasid Reservoir, Lopburi Province, Thailand. *AUNILO*, 17(7), 169-173. <https://www.scopus.com/inward/record.uri?partnerID=HzOxMe3b&scp=85079538028&origin=inward>
- Pomati, F., Shurin, J. B., Andersen, K. H., Tellenbach, C., y Barton, A. D. (2020). Interacting Temperature, Nutrients and Zooplankton Grazing Control Phytoplankton Size-Abundance Relationships in Eight Swiss Lakes. *Frontiers in Microbiology*, 10, 3155. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.03155>
- Parmar, K., Rawtani, D., y Agrawal, K. (2016). Bioindicators: the natural indicator of environmental pollution. *Frontiers in Life Science*, 9(2), 110–118. <https://doi.org/10.1080/21553769.2016.1162753>

- Queimaliños, C. y Díaz, M. (2014). Phytoplankton of Andean Patagonian lakes. *Advances in Limnology*, 65(54), 235-256. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.03155>
- Richmond, A. (2007). Handbook of Microalgal Culture: *Biotechnology and Applied Phycology* (4th ed.). Blackwell Publishing Ltd.
- Rejas, D., Muylaert, K. y Meester, L.D. (2005) Phytoplankton–bacterioplankton interactions in a neotropical floodplain lake (Laguna Bufeos, Bolivia). *Hydrobiologia* 543, 91–99. <https://doi.org/10.1007/s10750-004-6824-5>
- Ren, Z., Wang, F., Qu, X., Elser, J. J., Liu, Y., y Chu, L. (2017). Taxonomic and functional differences between microbial communities in Qinghai Lake and its input streams. *Frontiers in Microbiology*, 8(2). <https://doi.org/10.3389/FMICB.2017.02319/FULL>
- Rogers, K. (2013). *Peridinium*. Recuperado de: <https://www.britannica.com/science/Peridinium>
- Rosenbaum, J. (2009). A Stroll through Time with Chlamydomonas. *The Chlamydomonas Sourcebook*, 3 (3), 1–14. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-370873-1.00038-1>
- Rosowski, L., Kaputcka, G., y Lawrence, A. (2005). The response of a *Cylindrospermum* species to different sources of nitrogen. *The Department of Botany and Microbiology, University of Oklahoma, Norman, Oklahoma, and The School of Life Sciences, University of Nebraska, Lincoln, Nebraska*. 2, 192-200. https://www.researchgate.net/publication/251281868_THE_RESPONSE_OF_A_CYLINDROSPERMUM_SPECIES_TO_DIFFERENT_SOURCES_OF_NITROGEN
- Russels, S. (2009). Pond Water Quality: As Simple as Chemistry. *Noble Research Institute*. <https://www.noble.org/news/publications/ag-news-and-views/2009/july/fish-pond-water-quality-as-simple-as-chemistry-101/>
- Sala, S., Ramírez, J., Vouilloud, A. y Plata, Y. (2013). *Surirella antioquiensis* sp. nov. y *S. rafaellii* sp. nov. (Bacillariophyta) de Colombia. *Acta Nova*, 6 (1-2). Recuperado de <https://n9.cl/v1mhz>
- Santos, M., Terneus, E., Moretta P. y Cueva, M. (2003). Resilience of phytoplankton community in the andean Papallacta lagoon and its tributaries eight years after an oil spill. *Aquatic ecology*, 9 (176-190). <http://doi.org/10.17163/lgr.n28.2028.05>
- Spaulding, S. (2013). Ulnaria. En S. A. Spaulding, I. W. Bishop, M. B. Edlund, S. Lee, P. Furey, E. Jovanovska, y M. Potapova (Eds.), *Diatoms of North America*. <https://diatoms.org>; consultada el 16 de diciembre de 2021.
- 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>

- Stal, L. J. (2017). The effect of oxygen concentration and temperature on nitrogenase activity in the heterocystous cyanobacterium *Fischerella* sp. *Scientific Reports*, 7(1), 1–10. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-05715-0>
- Secker, N. H., Chua, J. S., Laurie, R. E., McNoe, L., Guy, P. L., Orlovich, D. A., y Summerfield, T. C. (2016). Characterization of the cyanobacteria and associated bacterial community from an ephemeral wetland in New Zealand. *Journal of Phycology*, 52(5), 761–773. <https://doi.org/10.1111/jpy.12434>
- Singh, S. P., y Priyanka, P. (2015). Effect of temperature and light on the growth of algae species: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 50, 431–444. <https://doi.org/10.1016/J.RSER.2015.05.024>
- Smith, R., Akan, C., Tejada, A. y Patrick, N. (2017). Quantifying phytoplankton productivity and photoinhibition in the Ross Sea Polynya with large eddy simulation of Langmuir circulation. *Journal of Geophysical Research*, 122(7), 5545–5565. <https://doi.org/10.1002/2017JC012747>
- Stockwell, J. D., Doubek, J. P., Adrian, R., Anneville, O., Carey, C. C., Carvalho, L., De Senerpont Domis, L. N., Dur, G., Frassl, M. A., Grossart, H. P., Ibelings, B. W., Lajeunesse, M. J., Lewandowska, A. M., Llamas, M. E., Matsuzaki, S. I. S., Nodine, E. R., Nöges, P., Patil, V. P., Pomati, F., ... Wilson, H. L. (2020). Storm impacts on phytoplankton community dynamics in lakes. *In Global Change Biology*, 26 (5), 2756–2784). <https://doi.org/10.1111/gcb.15033>
- Suárez, B. (2015). Floraciones de algas nocivas en Chile. *Proyecto FONDE*, 1, 2-37: https://www.ifop.cl/marearaja/wp-content/uploads/sites/2/2016/01/8_-FLORACIONES-DE-ALGAS-NOCIVAS-Mareas-Rojas-y-Toxinas-Marinas-Guzman-y-Suarez-1998.pdf
- Tacoamán, S., y Lasso, S. (2005). Ficha Informativa de los Humedales de Ramsar (FIR). *Fundación EcoCiencia*, 1, 8-14. <https://rsis.ramsar.org/RISapp/files/RISrep/EC1625RIS.pdf>
- Tapia, M., y Naranjo, C. (2019). Acta Oceanográfica del Pacífico. *Instituto Oceanográfico de la Armada*, 1: <https://www.inocar.mil.ec/web/index.php/publicaciones/actas-oceanograficas>
- Tavera, R. y J. Komárek. 1996. Cyanoprokaryotes in the volcanic lake of Alchichica, Puebla State, Mexico. *Archiv für Hydrobiologie/Supplement band Algological Studies* 83: 511-538
- Tavera, R., E. Novelo y A. Comas. 2000. Chlorococcalean algae (s. l.) from the ecological park of Xochimilco, Mexico. *Algological Studies* 100:65-94.
- Therien, J. B., Zadvornyy, O. A., Posewitz, M. C., Bryant, D. A., y Peters, J. W. (2014). Growth of *Chlamydomonas reinhardtii* in acetate-free medium when co-cultured with alginate-encapsulated, acetate-producing strains of *Synechococcus* sp. PCC

7002. *Biotechnology for Biofuels*, 7(1), 8-15. <https://doi.org/10.1186/S13068-014-0154-2>

- Tromas, N., Taranu, Z. E., Martin, B. D., Willis, A., Fortin, N., Greer, C. W., y Shapiro, B. J. (2018). Niche Separation Increases With Genetic Distance Among Bloom-Forming Cyanobacteria. *Frontiers in Microbiology*, 9(MAR), 438. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.00438>
- Tolonen, K. T., Karjalainen, J., Hämäläinen, H., Nyholm, K., Rahkola-Sorsa, M., Cai, Y., y Heino, J. (2020). Do the ecological drivers of lake littoral communities match and lead to congruence between organism groups? *Aquatic Ecology*, 54(3), 839–854. <https://doi.org/10.1007/S10452-020-09781-X/FIGURES/7>
- Tuchman, N. (1996). The Role of Heterotrophy in Algae. *Algal Ecology*, 299–319. <https://doi.org/10.1016/B978-012668450-6/50039-4>
- UNESCO. (2010). Microscopic and molecular methods for quantitative phytoplankton analysis. Intergovernmental Oceanographic Commission: https://www.jodc.go.jp/info/ioc_doc/Manual/187824e.pdf
- Vidal, L., Rodríguez, L., Conde, D., Martínez-López, W., y Bonilla, S. (2007). Biomass of autotrophic picoplankton in subtropical coastal lagoons: Is it relevant?. *Limnetica*, 26(2), 441–452. <https://doi.org/10.23818/limn.26.37>
- Verma, D. y Pooja, A. (2020). A review on diatoms of freshwater bodies of Rajasthan. *European Journal of Molecular & Clinical Medicine*, 7(7), 4657–4664. https://ejmcm.com/article_5484.html
- Wehr, J. D. y Sheath, R. G. (2003). Chapter 2 - Freshwater habitats of algae. En J. D. Wehr, G. Robert, J. Sheath y P. Kociolek (Eds.), *Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification* (2da ed) (13-74). Londres, Inglaterra: Academic Press.
- WHO. (2011). Management of cyanobacteria in drinking-water supplies: Information for regulators and water suppliers. *World Health Organization*. http://www.who.int/water_sanitation_health/publications/2011/dwq_guidelines/en/
- Yu, G., Shi, D., Cai, Z., Cong, W., y Ouyang, F. (2011). Growth and Physiological Features of Cyanobacterium *Anabaena* sp. Strain PCC 7120 in a Glucose-Mixotrophic Culture. *Chinese Journal of Chemical Engineering*, 19(1), 108–115. [https://doi.org/10.1016/S1004-9541\(09\)60185-3](https://doi.org/10.1016/S1004-9541(09)60185-3)
- Zhou, J., Richlen, M. L., Sehein, T. R., Kulis, D. M., Anderson, D. M., y Cai, Z. (2018). Microbial community structure and associations during a marine dinoflagellate bloom. *Frontiers in Microbiology*, 9 (3), 1201. <https://doi.org/10.3389/FMICB.2018.01201/BIBTEX>

11.ANEXOS

Anexo 1. Etiqueta para frascos ámbar.

Embalse:	Fecha:
Condiciones climáticas:	Hora:
Profundidad:	
Tipo de muestra:	
Fijador:	
Colector:	

Anexo 2. Parámetros fisicoquímicos del embalse de Succus medidos durante el muestreo estratificado de fitoplancton.

VARIABLE	SUCCUS														
	25 DE FEBRERO DE 2021							14 DE ABRIL DE 2021							
Profundidad (m)	0.5	5	10	15	20	25	F-1	0.5	5	10	15	20	25	F -1	
pH (unidades)	8.5	8.3	8.0	7.9	7.8	7.8	7.8	8.4	8.2	8.0	7.9	8.2	8.1	7.9	
Turbidez (NTU)	1.3	1.5	1.5	1.3	1.2	1.2	1.2	1.2	1.5	2.0	2.3	2.8	7.7	9.8	
Oxígeno Disuelto (OD) (mg/L)	6.7	6.6	5.4	5.4	2.1	0.1	0.1	6.9	7.0	7.0	6.9	6.7	5.8	5.2	
Temperatura (°C)	10.2	10.2	10.1	8.7	7.6	7.6	7.6	9.5	9.5	7.9	8.1	7.9	7.6	7.6	
Conductividad (uS/cm)	112	112	112	118	131	134	134	116	115	137	136	134	133	140	
Penetración luminosa (m)								5							

F-1, Fondo menos 1 m.

Anexo 3. Parámetros fisicoquímicos del embalse de Mogotes medidos durante el muestreo estratificado de fitoplancton.

VARIABLES	MOGOTES															
	26 DE FEBRERO 2021								23 DE ABRIL 2021							
Profundida (m)	0.5	5	10	15	20	25	35	F-1	0.5	5	10	15	20	25	35	F-1
pH (Unidades)	8.2	8.1	8.1	8.1	8.1	8.1	8.1	8.0	8.7	8.6	8.7	8.4	8.3	8.3	8.5	8.5
Turbidez (NTU)	0.6	0.9	0.8	0.6	0.7	1.0	1.0	1.1	1.6	1.6	1.5	1.5	1.5	1.5	1.4	4.4
Oxígeno Disuelto (OD) (mg/L)	6.6	5.6	5.6	3.9	3.6	2.8	2.3	1.2	6.6	6.3	5.9	5.5	5.2	4.1	2.1	0.4
Temperatura (°C)	10.5	9.2	9.0	8.2	8.0	7.9	7.8	7.8	10.1	9	8.7	8.7	8.6	8.2	7.9	7.4
Conductividad (uS/cm)	35.6	54.6	54.7	53.7	54,1	54.3	54.9	218	54	53.4	54	54	54	53.8	56	61
Penetración luminosa (m)									5							

F-1: Fondo menos 1 m.